

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE VETERINARIA

**RELEVAMIENTO DE *DIOCTOPHYME RENALE* EN CANINOS DE LAS CIUDADES
DE SALTO Y PAYSANDÚ**

“por”

**GONÇALVES HITTA, Virginia
RICCIARDI DALMAO, Lucía Susana**

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

MODALIDAD: Ensayo Experimental

**MONTEVIDEO
URUGUAY
2015**

Tesis de grado aprobada por:

Presidente de mesa:

Dra. Elsa García da Rosa

Segundo miembro (Tutor):

Dra. Zully María Hernández Russo

Tercer miembro:

Dra. Ana Beatriz Menoni Baraybar

Cuarto miembro (Co- Tutor):

Dr. Fernando Nan

Fecha:

25 de junio de 2015

Autores:

Br. Virginia Gonçalves Hitta

Br. Lucía Susana Ricciardi Dalmao

AGRADECIMIENTOS

- ❖ Especialmente a la Dra. Zully Hernández por haber aceptado ser nuestra tutora en esta tesis. Por su disposición, paciencia, apoyo y guía en la realización de este trabajo.
- ❖ Al Dr. Fernando Nan por aceptar ser co-tutor, brindarnos sus conocimientos y abrirnos las puertas de su Veterinaria donde él realizó la cirugía del paciente y lo alojó en la misma hasta su alta médica.
- ❖ Al Ec. Gastón Núñez por su colaboración en la realización de los cálculos estadísticos.
- ❖ A las Dras. Ana Menoni y Laura Odriozola por facilitar la utilización de la infraestructura de su Clínica Veterinaria.
- ❖ A la Regional Norte Salto de la Universidad de la República por permitirnos utilizar sus instalaciones.
- ❖ A los integrantes del Laboratorio de Inmunología por facilitarnos sus equipos y materiales para procesar las muestras.
- ❖ A la Dra. Carolina Matto del Laboratorio Miguel C. Rubino de la ciudad de Paysandú por realizar el estudio histopatológico y ayudarnos en la interpretación del mismo.
- ❖ Al Dr. Pedro Martino quien siempre estuvo a nuestra disposición para evacuar dudas con respecto a los análisis de laboratorio.
- ❖ Al Ing. Agrónomo Aníbal Núñez por ayudarnos en la ubicación geográfica de los pescadores.
- ❖ A los encargados de los hogares transitorios en particular a PRODEA al Sr Gustavo Duarte, la Sra Laura de León, Sra Catalina Rossi quienes de forma desinteresada y generosa nos acompañaron en la toma de las muestras a sus animales.
- ❖ Al SUTMA en particular al Sr. Ismael Sequeira y al Sr. Roque Duré por contactarnos con los pescadores de ambos departamentos.
- ❖ Al Dr. Mauricio Cardozo, la Prof. Elena Núñez, Ing. Agrónomo Mauricio Esteves y al Sr. Raúl Giménez, quienes nos acompañaron en reiteradas oportunidades a los diferentes lugares con el fin de obtener las muestras de orina.
- ❖ Al Sr. Ángel Rodríguez por su confianza en nosotras al dejar su mascota en nuestras manos y permitirnos realizar todos los pasos para su recuperación.
- ❖ Al personal de Clínica Veterinaria Nan por los cuidados realizados a “Rocco” durante su internación.

Esta Tesis de Grado se la dedico a mi madre, quien me apoyó en todo momento y es la razón de mi esfuerzo y perseverancia.

A Gastón, mi papá del corazón, quien sé que está orgulloso de mis logros.

A Mauricio mi novio, quien vivió conmigo cada paso hasta llegar a ésta meta.

Y la familia Alvarez Lichero quienes fueron siempre un constante apoyo en mi carrera y durante este trabajo.

Lucía S. Ricciardi Dalmao

Le dedico esta Tesis de Grado a mi madre, quien siempre me alentó y dio fuerzas para seguir adelante.

A mi padre, quien desde el cielo sé que está orgulloso de mis méritos.

A mi esposo Sebastián, por el apoyo siempre presente e incondicional en este recorrido.

Virginia Gonçalves Hitta

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN	02
AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIA	03
LISTA DE FIGURAS	09
LISTA DE TABLAS	11
1. RESUMEN	12
2. SUMMARY	13
3. INTRODUCCIÓN	14
4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	16
4.1 Generalidades.....	16
4.2 Ciclo biológico.....	17
4.2.1 Hospedadores definitivos.....	18
4.2.2 Hospedadores intermediarios.....	18
4.2.3 Hospedadores paraténicos.....	18
4.3 Patogenia.....	19
4.4 Sintomatología.....	19
4.5 Diagnóstico.....	20
4.6 Tratamiento.....	20
4.7 Control.....	20
4.8 Situación de la dioctofimosis en la región.....	20
5. HIPÓTESIS	23
6. OBJETIVOS	23
6.1 Objetivo general.....	23

6.2	Objetivos específicos.....	23
7.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
7.1	Descripción del área de estudio.....	24
7.1.1	Departamento de Salto.....	25
7.1.2	Departamento de Paysandú.....	26
7.2	Población animal involucrada.....	26
7.3	Exámenes realizados a la totalidad de los caninos evaluados.....	28
7.4	Exámenes realizados al canino positivo a la presencia de huevos de <i>D. renale</i>	28
7.4.1	Estudios imagenológicos.....	28
7.4.2	Análisis de orina.....	28
7.4.3	Análisis de sangre.....	29
7.5	Tratamiento Médico y Quirúrgico.....	29
7.5.1	Instancia pre operatoria.....	29
7.5.2	Instancia operatoria y descripción de la técnica quirúrgica....	30
7.5.3	Instancia post operatoria.....	31
7.6	Estimación de la cantidad de huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho.....	31
7.7	Estudio histopatológico.....	31
7.8	Registro epidemiológico.....	32
7.9	Análisis estadístico.....	32
8.	RESULTADOS.....	34
8.1	Prevalencia de <i>D. renale</i> en caninos.....	34
8.1.1	Descripción morfológica de los huevos de <i>D. renale</i>	34
8.1.2	Otros hallazgos parasitológicos.....	35
8.1.3	Descripción morfológica de los huevos de <i>C. plica</i>	36

8.2	Caracterización de la población canina estudiada.....	37
8.2.1	Caracterización de la población canina en general para toda la muestra.....	37
8.2.2	Factores de riesgo que favorecen el parasitismo.....	39
8.2.3	Caracterización del perro parasitado con <i>D. renale</i>	39
8.3	Análisis diagnósticos complementarios en el canino positivo al hallazgo de huevos de <i>D. renale</i>	40
8.3.1	Estudios Imagenológicos.....	40
8.3.1.1	Estudio ultrasonográfico.....	40
8.3.1.2	Estudio radiológico de región abdominal.....	41
8.3.2	Análisis de laboratorio.....	42
8.3.2.1	Análisis de orina	42
8.3.2.1.1	Análisis físico-químico y microbiológico de orina	42
8.3.2.2	Análisis de sangre.....	43
8.3.2.2.1	Determinaciones bioquímicas.....	44
8.3.2.2.2	Ionograma.....	44
8.3.2.2.3	Hemograma.....	45
8.3.2.2.4	Crisis sanguínea.....	46
8.4	Tratamiento quirúrgico.....	47
8.4.1	Instancia operatoria.....	47
8.5	Estudio histopatológico del riñón derecho.....	51
8.6	Estimación de la cantidad de huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho.....	53
8.7	Estimación de la cantidad de huevos de <i>D. renale</i> eliminados en muestras diarias de orina previo y posteriormente a la extracción del nematodo.....	53
9.	DISCUSIÓN.....	54

9.1	Prevalencia de <i>D. renale</i> en caninos.....	54
9.1.1	Descripción morfológica de los huevos de <i>D. renale</i>	54
9.1.2	Otros hallazgos parasitológicos.....	54
9.1.2.1	Comparación morfológica de los huevos de <i>D. renale</i> y <i>C. plica</i>	55
9.2	Caracterización de la población canina estudiada.....	56
9.2.1	Caracterización de la población canina en general para toda la muestra y factores que favorecen la dioctofimosis...56	
9.2.2	Caracterización del perro parasitado con <i>D. renale</i>	57
9.3	Análisis diagnósticos complementarios en el canino positivo al hallazgo de huevos de <i>D. renale</i>	58
9.3.1	Estudios imagenológicos.....	58
9.3.1.1	Estudio Ultrasonográfico.....	58
9.3.1.2	Estudio radiológico de la región abdominal.....	58
9.3.2	Análisis de laboratorio.....	58
9.4	Tratamiento quirúrgico.....	59
9.5	Estimación de los huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho y de los eliminados previa y posteriormente a la cirugía.....	61
10.	CONCLUSIONES	62
11.	BIBLIOGRAFÍA	63

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. <i>Dioctophyme renale</i> , ejemplar macho recuperado en el acto quirúrgico de un canino.....	16
Figura 2. Huevos de <i>Dioctophyme renale</i> en el sedimento urinario (640x).....	17
Figura 3. Esquema del ciclo evolutivo de <i>Dioctophyme renale</i> (HD= Hospedero Definitivo, OVO= Huevo, HI= Hospedero Intermediario, HP= Hospedero Paraténico).....	17
Figura 4. Localización geográfica de Uruguay y de las capitales departamentales de Salto y Paysandú.....	24
Figura 5. Mapa satelital del área de estudio correspondiente al departamento de Salto indicando en “amarillo” los lugares de donde procedieron los caninos analizados.....	25
Figura 6. Mapa satelital del área de estudio correspondiente al departamento de Paysandú indicando en “amarillo” los lugares de donde procedieron los caninos analizados.....	26
Figura 7. Toma de muestra de orina de un canino hembra (A) y de un macho (B) procedentes del Parque José Luis, Salto.....	28
Figura 8. Huevo de <i>D. renale</i> en el sedimento urinario de un canino a 40x (cada división de la escala equivale a 2,44 μ), midiendo 63,4 μ de largo y 39 μ de ancho.....	34
Figura 9. Huevo de <i>C. plica</i> en el sedimento urinario de un canino a 40x.....	36
Figura 10. “Rocco”, canino positivo a <i>D. renale</i> proveniente del departamento de Paysandú.....	40
Figura 11. Imágen ultrasonográfica del riñón derecho donde se visualizan estructuras anilladas hiperecogénicas con centro hipoecogénico (flecha blanca) (A) y estructuras alargadas (flecha naranja) con paredes hiperecogénicas (B) que se corresponden con cortes transversales y longitudinales respectivamente de <i>D. renale</i>	41
Figura 12. Proyección radiológica latero- lateral (A) y dorso- ventral (B) de la región abdominal.....	41
Figura 13. Visualización del aspecto del bazo, nótese el incremento del tamaño.....	47
Figura 14. Nódulos linfáticos mesentéricos aumentados de tamaño (flecha negra).....	47

Figura 15. Intestino delgado. Se visualizaron placas de Peyer (flecha negra).....	48
Figura 16. Riñón izquierdo, la regla marca un largo de 9,5cm.....	49
Figura 17. A- Riñón derecho en la cavidad abdominal, nótese su atrofia (flecha negra). B- Una vez extraído, el aspecto externo muestra una pérdida de estructura anatómica normal y las circunvalaciones del parásito (flecha negra), así como el uréter retraído (flecha blanca). C- <i>D. renale</i> en el interior del riñón y restos de parénquima. D-Parénquima renal reducido.....	50
Figura 18. Fluido obtenido del interior del riñón parasitado.....	50
Figura 19. Ejemplar hembra de <i>D. renale</i> extraído del riñón derecho de un canino proveniente del departamento de Paysandú.....	51
Figura 20. Corte histológico del riñón derecho. Se observa degeneración y necrosis tubular severa (flecha negra), túbulos con metaplasia (flecha azul) proliferación de tejido fibroblástico difuso (flecha verde), degeneración y atrofia de los glomérulos (flecha amarilla) HE (400x).....	52
Figura 21. Corte histológico transversal del uréter del riñón derecho. Se visualiza la mucosa (flecha negra) y el músculo liso (flecha naranja) sin alteraciones HE (400x).....	52

LISTA DE TABLAS

Página

Tabla 1. Mediciones del diámetro mayor y menor de los huevos de <i>D. renale</i> examinados.....	35
Tabla 2. Tamaño de los huevos de <i>C. plica</i> , (diámetro mayor y menor observados) en los 3 caninos (número 87, 87 y 103) de los departamentos de Salto y Paysandú.....	37
Tabla 3. Características de la población canina según sexo y raza para cada grupo de riesgo de los respectivos departamentos.....	38
Tabla 4. Distribución de la totalidad de la población canina según las diferentes razas y sexo.....	38
Tabla 5. Distribución de la población canina según la edad en cada grupo de riesgo.....	39
Tabla 6. Resultados del análisis físico-químico y microbiológico de muestras de orina del canino con dirofofimosis previo y posteriormente a la nefrectomía.....	43
Tabla 7. Resultados de la bioquímica sanguínea previo y posteriormente a la nefrectomía.....	44
Tabla 8. Resultado del ionograma realizado previo a la nefrectomía en el canino positivo a <i>D. renale</i>	45
Tabla 9. Resultados de los hemogramas completos realizados al paciente durante su internación.....	46
Tabla 10. Cantidad de huevos de <i>D. renale</i> eliminados en muestras diarias de orina previo y posteriormente a la nefrectomía.....	53

1. RESUMEN

Dioctophyme renale (Goeze, 1782) es el nematodo de mayor tamaño de los animales domésticos, silvestres, ocasionalmente afecta al hombre y posee distribución mundial. Se ubica preferentemente en el riñón derecho así como también presenta localizaciones aberrantes. El ciclo biológico de este parásito es complejo y participan hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos. El objetivo del trabajo fue estudiar la presencia de *D. renale* en caninos provenientes de zonas ribereñas y pertenecientes a pescadores, protectoras y hogares transitorios de las ciudades de Salto y Paysandú. Se efectuó un estudio transversal en caninos durante el periodo de junio a diciembre de 2014, mediante un muestreo por conglomerados dirigido a poblaciones de animales con mayor riesgo de infección a la dioctofimosis, como fueron: A) los caninos pertenecientes o relacionados con los pescadores o la actividad pesquera, por la mayor posibilidad de haber ingerido peces, ranas y/u oligoquetos, B) la población canina de protectoras, hogares transitorios y callejeros debido a que la mayoría de los animales tienen origen y hábitos alimenticios desconocidos y C) los perros domiciliados en zonas cercanas a cursos de agua y que a su vez tienen acceso a ellos. La muestra fue de 248 caninos, distribuidos de acuerdo a la cantidad de animales existentes en cada grupo de riesgo. El método de extracción de las muestras de orina fue por sondaje uretral ayudado por la compresión vesical manual o por micción natural. La técnica diagnóstica empleada consistió en la visualización de los huevos de *D. renale* al microscopio óptico a partir del sedimento urinario. La prevalencia fue de 0,40% en una población canina compuesta de 92,7% machos, 83,9% mestizos y con una edad media de 4,5 años. El caso positivo a dioctofimosis fue asintomático con los valores de urea y creatinina normales y la ultrasonografía confirmó la localización del nematodo. Se realizó la nefrectomía del riñón derecho encontrándose un ejemplar hembra de 47cm de longitud por 0,8cm de ancho. La alta cantidad de huevos en cada muestra diaria de orina permite sostener que el nematodo presenta un potencial biótico considerable. Las características geográficas y climáticas de Uruguay propician el desarrollo del ciclo biológico, por lo que la dioctofimosis debe incluirse entre los diagnósticos diferenciales de nefropatías y enfatizar en la profilaxis y control por considerarse además una zoonosis.

2. SUMMARY

Diectophyme renale (Goeze, 1782) is the biggest nematode in domestic wild animals. Occasionally affects humans and it is distributed around the world. It is generally found in the right kidney as well as in aberrant places. *Diectophyme renale* has a complex life cycle and affects definitive, intermediate and paratenic hosts. Our aim was to study the presence of *D. renale* in canines that come from coastal areas which belong to fishermen and live in homes in the cities of Salto and Paysandu. A transversal study in canines was carried out in canines which live in from June to December 2014. Through different clusters sampling of parasites in animals under high risks of infection with diectophyme. We study: A) canines belonging or related to fishermen, since they are used to eat fish, frogs and or oligochaetes, B) the canine population of temporary homes, shelters and stray dogs because most of these animals have unknown eating habits and origins, and C) houses near the riverside and which have access to the river at the same time. 248 canines were studied, distributed according to the amount of animals available in each risk group. Urethral catheterization helped by manual bladder compression or natural urination was performed to collect urine samples. The diagnostic technique used consisted in the visualization of *D. renale* eggs through the urine sediments using the optical microscope. The prevalence was 0,40% in a canine population composed by 92,7% males, 83,9% half breed and the average age was 4,5 years old. The positive case for diectophymosis was asymptomatic with normal values of urea and creatinine and the ultrasonography confirmed the localization of the nematode. The nephrectomy was carried out in the right kidney in a male dog and was found a female nematode which anthropometric measures were 47cm long and 0,8cm width. The high amount of eggs in each daily urine sample allowed us to say that the nematode presents a considerable biotic potential. The geographical and climatic characteristics of Uruguay enable the development of the biological cycle and this is why diectophymosis should be included in the differential diagnosis for nephropathies and the prophylaxis and control should be emphasized as this is considered a zoonosis.

3. INTRODUCCIÓN

Diectophyme renale (Goeze, 1782) es el nematodo de mayor tamaño de los animales domésticos y posee distribución mundial (Pedrassani, 2009; Ferreira y col., 2010). La hembra mide hasta 103cm de largo con diámetro de 0,5 a 1,2cm y el macho hasta 35cm de longitud y de 0,3 a 0,4cm de diámetro (Soulsby, 1987).

El ciclo biológico de este parásito es complejo y participan hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos. Los hospedadores definitivos son muy numerosos, entre ellos se encuentran los caninos, visón y ocasionalmente el cerdo, equino, bovino, gato, hombre y animales silvestres que constituyen un importante reservorio (Soulsby, 1987; Urquhart y col., 2001; Ribeiro y col., 2009). Los hospedadores intermediarios son anélidos oligoquetos acuáticos, entre los que se ha mencionado a *Lumbriculus variegatus*. Entre los hospedadores paraténicos se han descrito a los sapos, ranas y peces de agua dulce (Burgos y Radman, 2008; Pedrassani, 2009).

Las formas adultas de *D. renale* se alojan en el riñón de los hospederos definitivos donde las hembras fecundadas producen huevos que son eliminados con la orina y se desarrollan en un ambiente acuático. En los casos en que el nematodo se encuentre en localizaciones aberrantes no podrá continuar el ciclo biológico. El período pre patente es de 135 días en caninos (Pedrassani, 2009) y la duración total del ciclo biológico es de aproximadamente 2 años (da Silveira y col., 2009; da Luz, 2012).

En el hospedador definitivo el nematodo penetra la pelvis renal destruyendo el parénquima debido a la acción traumática de la migración. El riñón derecho parece invadirse más frecuentemente que el izquierdo, posiblemente por su cercanía con el duodeno. En ocasiones sólo queda la cápsula renal como una vejiga distendida. El helminto proyectado dentro del uréter puede bloquearlo o descender a la vejiga y salir a través de la uretra. También se ha encontrado en el riñón izquierdo, bolsa escrotal y libre en la cavidad abdominal (Soulsby, 1987; Gargilli y col., 2002; Alves y col., 2007; Amaral y col., 2008; Pedrassani, 2009).

La mayoría de los casos de dioctofimosis son asintomáticos tanto en localizaciones renales o aberrantes (Soulsby, 1987; Alves y col., 2007). Cuando se evidencian signos clínicos pueden ser muy variados dependiendo del lugar en que el nematodo se ubique, llegando a exhibir pérdida de peso, anemia, hematuria, estranguria, disuria, cuadro urémico en virtud de la insuficiencia renal y peritonitis (Colpo y col., 2007; Pedrassani, 2009; Verocai y col., 2009).

Los principales medios de diagnóstico son la observación de los huevos en la orina, la radiografía de la cavidad abdominal, la necropsia, la laparotomía exploratoria, el test de Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay (ELISA) y el examen ultrasonográfico (Alves y col., 2007; da Silveira y col., 2009; Pedrassani, 2009; Zardo y col., 2011; da Luz, 2012).

El tratamiento indicado es la extirpación quirúrgica del riñón parasitado (da Luz, 2012). La nefrotomía se recomienda cuando ambos riñones se encuentran parasitados (Amaral y col., 2008; de Sousa y col., 2011). En todas las situaciones

antes del procedimiento quirúrgico debe realizarse un análisis de la función renal (da Luz, 2012). Pedrassani (2009) manifiesta que no existe un tratamiento antihelmíntico eficaz y si lo hubiera resultaría difícil eliminar los parásitos del riñón a consecuencia de su gran tamaño.

Las medidas de control deben estar orientadas por un lado en educar a los propietarios acerca de los riesgos que corren sus mascotas al consumir peces y/o ranas crudas o mal cocidas, o beber agua que contenga oligoquetos infectados, especialmente en áreas que son enzoóticas para *D. renale* (Verocai y col., 2009; da Luz, 2012). En el caso de animales con acceso no controlado a la calle estas medidas se tornan poco efectivas (Pedrassani, 2009). Por otro lado, informar y concientizar sobre todo a la población humana que realiza actividades recreativas y laborales en las zonas ribereñas de los riesgos de adquirir esta parasitosis, enfatizando en los cuidados de la alimentación e higiene (Monteiro y col., 2002; Burgos y Radman, 2008).

La dioctofimosis en la región ha sido reportada en Argentina (Hallp y col., 2005; Burgos y Radman, 2008; Sacchi y col., 2011; Meyer y col., 2013; Araujo y col., 2013) y en Brasil (Marinho y col., 1998; Colpo y col., 2007; Pedrassani, 2009; da Veiga y col., 2012; da Luz, 2012).

En Uruguay, Bellini y Ferreira en el año 2001 describieron la presencia de *D. renale* en un canino con insuficiencia renal de la ciudad de Mercedes diagnosticado en la necropsia. Hernández y col. (2014) reportaron dos hallazgos de *D. renale* durante la esterilización quirúrgica de un canino hembra en la ciudad de Salto y de un macho en la ciudad de Paysandú. En ninguno de los 2 casos se presentaron signos clínicos de dioctofimosis. La epidemiología indicó antecedentes de contacto con zonas ribereñas y el canino macho se encontró en las cercanías del río Uruguay.

Se destaca que estos hallazgos de *D. renale* en el país se ubicaron en el margen oriental del río Uruguay y su afluente.

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1 GENERALIDADES

Dioctophyme renale (Goeze, 1782), es el nematodo de mayor tamaño de los animales domésticos, posee distribución mundial y fue registrado en diversos países como Canadá, Estados Unidos, México, Brasil, Paraguay, Argentina, Uruguay, etc. (Pedrassani, 2009; Ferreira y col., 2010).

Este parásito pertenece al Phylum Nematelminthes, Clase Enoplea, Orden Enoplida, Superfamilia Dioctophymatoidea, Familia *Dioctophymatidae*, Género *Dioctophyme*, Especie *D. renale* (Bowman, 2011).

El nematodo *D. renale* se caracteriza por presentar color rojo debido a la hematofagia (Amaral y col., 2008; de Sousa y col., 2011). La hembra mide hasta 103cm de largo con diámetro de 0,5 a 1,2cm y el macho hasta 35cm de longitud y de 0,3 a 0,4cm de diámetro (Soulsby, 1987). La boca se encuentra circundada por dos hileras de papilas y éstas también están dispuestas a lo largo de cada línea lateral. La bolsa copulatoria del macho es oval y alargada transversalmente, desprovista de radios, la superficie interna tiene papilas y la cloaca se abre centralmente en la punta de una elevación cónica. La única espícula mide de 0,5 a 0,6cm de largo o, según algunos autores hasta 1 o 1,2cm. El ano de la hembra es terminal y semilunar. La vulva se ubica en la parte anterior del cuerpo por detrás del extremo posterior del esófago (Lapage, 1971). En la Figura 1 se observa un ejemplar macho de *D. renale*.



Figura 1: *Dioctophyme renale*, ejemplar macho recuperado en el acto quirúrgico de un canino.

Fuente: Hernández y col., 2014

Los huevos de *D. renale* tienen forma elíptica, de color marrón amarillento, miden de 71 a 84 μ de largo por 46 a 52 μ de ancho, poseen una cubierta externa albuminosa y con fasetas, cáscara gruesa y con un tapón en cada extremo. Se presentan aislados, en grupos o en cadenas y cuando son puestos no se encuentran segmentados (Lapage, 1971; Soulsby, 1987; Bowman, 2011). En la Figura 2 se observan huevos de *D. renale* en el sedimento urinario.



Figura 2: Huevos de *Diocotophyme renale* en el sedimento urinario (640x). Fuente: Pedrassani, 2009

4.2 CICLO BIOLÓGICO

El ciclo biológico de este parásito es complejo y participan hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos (Figura 3).

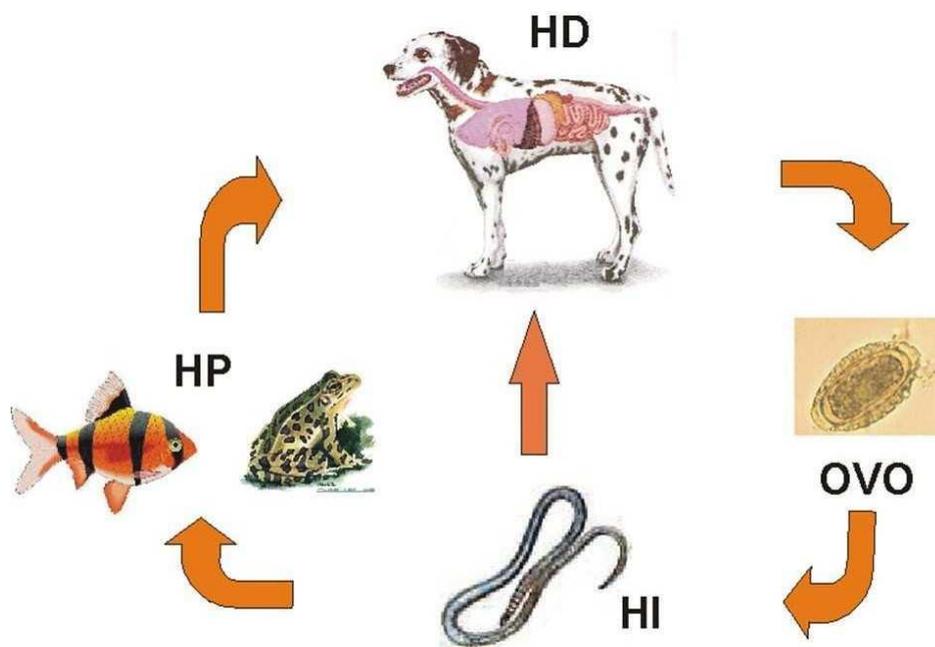


Figura 3: Esquema del ciclo evolutivo de *Diocotophyme renale* (HD= Hospedero Definitivo, OVO= Huevo, HI= Hospedero Intermediario, HP= Hospedero Paraténico). Fuente: Pedrassani, 2009

4.2.1 Hospedadores Definitivos

Los hospedadores definitivos, o sea aquellos que albergan el estadio adulto del parásito, están representados por los caninos, visón, nutria, marta, marta cibelina, mofeta, comadreja, foca, y también se ha encontrado ocasionalmente en el cerdo, equino, bovino, gato y en el hombre. Los animales silvestres como ser el zorro, coati, lobo guará y hurón constituyen un importante reservorio (Soulsby, 1987; Urquhart y col., 2001; Ribeiro y col., 2009).

En estudios recientes se concluyó que la diotrofimosis ocurre preferentemente en perros callejeros con hábitos alimenticios poco selectivos (Pedrassani, 2009).

Verocai y col. (2009) reportaron el primer caso de *D. renale* en el gato doméstico, pero por la localización aberrante en la cavidad abdominal sugirieron que ésta especie animal no constituye un adecuado hospedero.

La parasitosis por el nematodo también fue hallada en un mono capuchino perteneciente al centro Nacional de Primates de Brasil (Ishizaki y col., 2010).

La infección por *D. renale* ha sido confirmada en menos de 20 personas alrededor del mundo, ocasionando efectos potencialmente fatales cuando se localiza a nivel renal y no se diagnostica y trata apropiadamente. Un estudio reportó el primer caso en humanos en Indonesia en el cual la eliminación del parásito por la uretra fue lo que motivó realizar la consulta en el hospital (Sardjono y col., 2008).

4.2.2 Hospedadores Intermediarios

Los hospedadores intermediarios definidos como los que albergan los estadios larvarios del parásito, son anélidos oligoquetos acuáticos, entre los que se ha encontrado a *Lumbriculus variegatus*, que posee un tamaño que varía de 4 a 10cm de longitud y de 0,15cm de diámetro y habita en el sedimento del fondo de ríos y lagos de agua dulce (Burgos y Radman, 2008; Pedrassani, 2009).

4.2.3 Hospedadores Paraténicos

Entre los hospedadores paraténicos, en los cuales el parásito no evoluciona y actúan como vehículo para acceder al hospedador definitivo, se han descrito a los sapos, ranas y peces de agua dulce (Burgos y Radman, 2008; Pedrassani, 2009). Pedrassani (2009) encontró larvas de *D. renale* en *Chaunus ictericus*, siendo éste el primer hospedador paraténico diagnosticado en Brasil y probablemente el primero en la región neotropical.

Las formas adultas de *D. renale* se encuentran en el riñón de los hospederos definitivos. Las hembras fecundadas producen huevos que son eliminados con la orina de los hospederos y continúan la evolución y desarrollo en un ambiente acuático. En los casos en que el nematodo se encuentre en localizaciones que no comunican con el exterior, como ser la cavidad abdominal y torácica entre otras, los huevos no podrán continuar el ciclo biológico. Los huevos embrionados no sobreviven a la desecación, congelación y tampoco a temperaturas muy altas o inferiores a 10°C, siendo éstas las grandes limitaciones ambientales en la evolución del ciclo vital (Pedrassani, 2009; Pedrassani y col., 2009).

Las larvas de primer estadio (L1) son observadas en el interior de los huevos en aproximadamente 35 días a una temperatura de 20°C, siendo el huevo larvado la forma infestante para el anélido acuático. La muda de L1 a estadio de larva dos (L2) ocurre dentro del anélido en unos 50 días y de L2 a larva tres (L3) en 100 días aproximadamente después de la infección, cuando los anélidos son mantenidos a temperatura de 20°C. Las L3 presentes en el hospedador intermediario son infestantes para los hospederos definitivos y paraténicos. Por tal motivo, los hospedadores definitivos adquieren las formas infestantes a partir de la ingestión de peces y anfibios crudos o mal cocidos, o del anélido acuático. Luego la L3 atraviesa la pared del estómago o duodeno y muda a larva cuatro (L4) en aproximadamente 5 días posterior a la ingestión. La última muda a larva cinco (L5) y posteriormente a macho o hembra ocurre en la cavidad abdominal del hospedero definitivo. Las lesiones en el hígado sugieren que las larvas pasan a través de este antes de entrar al riñón derecho o ingresar a la cavidad abdominal. La longevidad del parásito en el hospedador definitivo es discutida, algunos autores señalan que puede sobrevivir de 3 a 5 años (Olsen, 1977; Soulsby, 1987; Pedrassani, 2009).

El período pre patente es de 135 días en caninos (Pedrassani, 2009) y la duración total del ciclo biológico de *D. renale* es de aproximadamente 2 años (da Silveira y col., 2009; da Luz, 2012).

4.3 PATOGENIA

En el hospedador definitivo el nematodo penetra la pelvis renal destruyendo el parénquima debido a la acción traumática de la migración. Por otro lado, la poderosa actividad histiolítica de las secreciones de las glándulas esofágicas, muy desarrolladas en *D. renale*, explica la facilidad con que ingresa y destruye dicho órgano. El riñón derecho parece invadirse más frecuentemente que el izquierdo debido posiblemente a su cercanía con el duodeno. En ocasiones sólo queda la cápsula renal como una vejiga distendida, que contiene uno o más helmintos bañados en un fluido albuminoso conformado de glóbulos rojos, células epiteliales y huevos. El helminto proyectado dentro del uréter puede bloquearlo o descender a la vejiga y salir a través de la uretra. También se ha encontrado libre en la cavidad abdominal o encapsulado causando peritonitis (Soulsby, 1987; Gargili y col., 2002; Alves y col., 2007; Amaral y col., 2008).

Las localizaciones poco frecuentes de *D. renale* corresponden a riñón izquierdo, linfonódulo mesentérico, cavidad torácica, bolsa escrotal, tejido subcutáneo inguinal, útero, ovario, glándula mamaria y pericardio (Pedrassani, 2009).

4.4 SINTOMATOLOGÍA

La mayoría de los casos de Dioctofimosis no presentan signos clínicos ya sea en las localizaciones aberrantes o a nivel renal. En esta última situación el riñón que queda normal puede cubrir las necesidades del organismo al sufrir hipertrofia compensatoria (Soulsby, 1987; Alves y col., 2007).

Cuando se evidencian manifestaciones clínicas, el hospedero puede exhibir arqueamiento dorsal, rechazo a caminar, cólicos abdominales, anorexia, pérdida de peso, ascitis, anemia, hematuria, estranguria, disuria, convulsiones, depresión y peritonitis. Algunos animales muestran una sintomatología relacionada con un cuadro urémico en virtud de la insuficiencia renal (Colpo y col., 2007; Pedrassani, 2009; Verocai y col., 2009).

4.5 DIAGNÓSTICO

Los principales medios de diagnóstico son la observación de los huevos en la orina en el caso que las hembras grávidas se localicen en el aparato urinario, la radiografía de la cavidad abdominal, la necropsia, la laparotomía exploratoria, el test de ELISA y el examen ultrasonográfico que puede ser una valiosa herramienta para evaluar la eco estructura renal y determinar si el órgano se encuentra parasitado (Alves y col.,2007; da Silveira y col., 2009; Pedrassani, 2009; Zardo y col., 2011; da Luz, 2012).

4.6 TRATAMIENTO

El tratamiento indicado es la extirpación quirúrgica del riñón parasitado, y se ha demostrado que la videolaparoscopia es un buen medio de acceso para su realización (da Luz, 2012). En otros casos se efectúa la nefrotomía (de Sousa y col., 2011) que cuando resulta en forma bilateral implica la identificación y remoción de la totalidad de los parásitos presentes (Amaral y col., 2008). En todas las situaciones antes del procedimiento quirúrgico debe realizarse un análisis de la función renal (da Luz, 2012).

Pedrassani (2009) manifiesta que a pesar de la existencia de antihelmínticos que poseen excreción renal como el tiabendazol, los metabolitos eliminados no tienen actividad antihelmíntica debido a la baja afinidad por la unión a la B tubulina de los nematodos, y además la rápida excreción urinaria dificulta la penetración de la cutícula de estos parásitos. Por otro lado, si los antihelmínticos fueran eficaces resultaría difícil eliminar los parásitos del riñón a consecuencia de su gran tamaño y espesor.

4.7 CONTROL

Las medidas de control deben estar orientadas por un lado en educar a los propietarios acerca de los riesgos que corren sus mascotas al consumir peces o ranas crudas o mal cocidas, o beber agua que contenga oligoquetos infectados, especialmente en áreas que son enzoóticas para *D. renale* (Verocai y col., 2009; da Luz, 2012). En el caso de animales con acceso no controlado a la calle estas medidas se tornan poco efectivas (Pedrassani, 2009). Otro aspecto de la profilaxis consiste en informar y concientizar sobre todo a la población humana que realiza actividades recreativas y laborales en las zonas ribereñas de los riesgos de adquirir esta parasitosis, enfatizando en los cuidados de la alimentación e higiene (Monteiro y col., 2002; Burgos y Radman, 2008).

4.8 SITUACIÓN DE LA DIOCTOFIMOSIS EN LA REGIÓN

En la Argentina, Hallp y col. (2005) reportaron un caso de *D. renale* en el tejido mamario de un canino hembra, no castrado y mestizo de Dóberman. Este hecho ocurrió en el Hospital Escuela de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad de Buenos Aires, cuando el animal fue llevado a consulta por la presencia de tumoraciones mamarias. En el transcurso de la mastectomía se encontró un parásito de unos 40cm de longitud aproximadamente, localizado en el tejido mamario o perimamario y que posteriormente se confirmó por la Cátedra de Parasitología que se trataba de un ejemplar de *D. renale*.

En este país, a su vez la parasitosis se presenta en forma endémica en la región noreste y en las zonas costeras del río de la Plata, donde se han comunicado la mayoría de los casos en caninos. Burgos y Radman (2008) encontraron una prevalencia en caninos machos de una zona ribereña al río de la Plata del 44%.

Sacchi y col. (2011) comunicaron el hallazgo de un caso de Dioctofimosis renal en la zona oeste de la ciudad de Rosario, Argentina, el cual correspondió a un canino hembra, de un año de edad, que había sido recientemente adoptada de una entidad protectora. La paciente presentaba hematuria por lo que se solicitó análisis completo de orina. En el sedimento urinario se observaron abundantes huevos de *D. renale* que permitieron el diagnóstico de la enfermedad.

Meyer y col. (2013) reportaron la presencia de *D. renale* en la cavidad torácica de un canino de la ciudad de Resistencia, Argentina. Estos autores encontraron ejemplares adultos y huevos del parásito en las cavidades corporales de un canino hembra, de raza indefinida, de 18 meses de edad. El animal fue hallado sin vida por el propietario, quien solicitó una necropsia para descartar o confirmar un posible envenenamiento. A través de este procedimiento se evidenció un ejemplar adulto de *D. renale* de 20cm de longitud por 5 mm de diámetro, libre y en cercanías del diafragma. En la cavidad torácica se encontró otro parásito adulto de la misma especie, de 40cm por 10mm, de color rojo vinoso. En la pleura mediastínica se observaron 12 orificios cuyos diámetros oscilaron entre 20 y 50mm, algunos con un halo congestivo periférico. En las áreas pleurales afectadas, el análisis histopatológico reveló una intensa respuesta inflamatoria alrededor de los huevos de *D. renale*. Los hallazgos anatomohistopatológicos indicaron una pleuritis granulomatosa multifocal. La perforación de la pleura del mediastino probablemente pueda ser atribuible a la acción del parásito adulto que deambulaba libre en la cavidad torácica.

En la ciudad de Villa Constitución que se encuentra localizada en el extremo sureste de la provincia de Santa Fe, Argentina, sobre el río Paraná, se realizó una actualización acerca de la casuística de la Dioctofimosis. En 5 años fueron diagnosticados 10 casos en perros, 6 en hembras y 4 en machos. En el 70% de los animales el parásito se ubicó extrarrenalmente, no se presentaron signos de enfermedad sistémica y el hallazgo fue casual. En 6 de ellos se visualizaron parásitos adultos en la cavidad abdominal de hembras caninas durante la esterilización y en un canino de 18 meses de edad que fue remitido con fines de realizar una orquiectomía y el nematodo se encontró en la bolsa testicular. Éste perro había sido adoptado a los 60 días de vida de una entidad protectora desconociéndose su origen, fue alojado en un patio sin acceso al exterior y alimentado exclusivamente con balanceado. Los otros tres casos de Dioctofimosis correspondieron a caninos machos que fueron llevados a consulta por presentar hematuria intermitente y el diagnóstico se realizó por la visualización de los huevos del nematodo en orina y se confirmó la presencia de vermes adultos en el riñón derecho por ecografía abdominal en 2 de los casos y por necropsia en el restante. La prevalencia más alta en hembras caninas estaría asociada a la mayor frecuencia de laparotomías practicadas en las mismas y no a una predilección del parásito por el sexo del hospedador (Araujo y col., 2013).

En Brasil, Marinho y col. (1998) registraron un caso de localización ectópica de *D. renale* en el tejido subcutáneo de la región inguinal derecha de un canino adulto, macho, de la raza Cocker Spaniel. El animal fue tratado por miasis en la bolsa escrotal y al quinto día de tratamiento el área lesionada fistulizó, fluyendo de la misma un nematodo de 15 cm de longitud aproximadamente; al séptimo día de tratamiento fue encontrado otro espécimen semejante al primero midiendo 8cm de longitud. Ambos ejemplares fueron identificados como *D. renale* siendo el primero una hembra y el segundo un macho. Este fue el primer registro de Dioctofimosis de localización subcutánea en el Estado de Pará.

Colpo y col. (2007) estudiaron la ocurrencia de *D. renale* en caninos del municipio de Uruguaiana –RS, Brasil. Al respecto, fueron evaluados 475 animales domiciliados y callejeros, mediante la colecta de orina por sondaje uretral (300) y por la técnica de necropsia (175), concluyendo que la prevalencia fue del 1,68%.

En el distrito de São Cristóvão, Três Barras, Santa Catarina, Brasil se efectuó un estudio epidemiológico de la infección por *D. renale* en caninos. En un total de 197 animales examinados el 14,2% presentó huevos del parásito en la orina y el 16,4% mostró anticuerpos anti- *D. renale* por el método de ELISA indirecto (Pedrassani, 2009).

En este país, da Veiga y col. (2012) describieron por primera vez en un canino hembra la presencia de *D. renale* en el útero grávido, en el interior del saco gestacional al lado del feto. Las imágenes ultrasonográficas mostraron estructuras cilíndricas de 9mm de diámetro con doble pared hiperecogénica indicando que se trataba de *D. renale*. El contorno del parásito era irregular y se encontró aumento de las células en el líquido amniótico solamente en el saco gestacional implicado. Estas alteraciones sugieren que el parásito estaba muerto y acompañado de un proceso inflamatorio local. La presencia del nematodo no fue capaz de causar la muerte fetal, mal formaciones ni alteraciones en el desarrollo de los fetos.

da Luz (2012) realizó un relevamiento clínico y epidemiológico de la Dioctofimosis. En este trabajo se evaluaron los registros del Hospital de Clínicas Veterinarias de la Facultad Federal de Río Grande do Sul, localizado en Porto Alegre, durante los años 2008 a 2011. En este período fueron registrados 5 casos, 4 de ellos de presentación clínica y 1 como hallazgo de necropsia. Los casos de Dioctofimosis representaron el 0,008% en un total de 62.730 caninos atendidos en este lapso de tiempo.

En Uruguay, Bellini y Ferreira en el año 2001 describieron la presencia de *D. renale* en un canino de la ciudad de Mercedes, muerto por una insuficiencia renal. El animal en cuestión era un Cocker que frecuentaba cursos de agua, se alimentaba con comida casera, y vivía en un jardín donde podrían estar tanto el hospedero intermediario como los paraténicos. En la autopsia se observó el riñón izquierdo hipertrofiado y con congestión del parénquima y al incidir la cápsula del riñón derecho se encontró un nematodo de color rojizo, de 23cm de longitud por 8mm de diámetro que ocupaba el interior del órgano, habiendo desaparecido todo su parénquima.

Hernández y col. (2014) reportaron dos hallazgos de *D. renale* provenientes de un canino hembra en la ciudad de Salto y de un macho en la ciudad de Paysandú, ambas localidades situadas en el litoral oeste sobre el margen oriental del río Uruguay. Los animales concurren a someterse a una esterilización quirúrgica durante la cual se encontraron éstos nematodos en localizaciones aberrantes, uno en la cavidad abdominal y el otro en la bolsa testicular, midiendo 20,5cm y 28,5cm de longitud respectivamente y de aproximadamente 0,4cm de diámetro, correspondiendo a ejemplares machos vivos de *D. renale*. En la microscopía del sedimento urinario no se visualizaron huevos del parásito. En ninguno de los dos caninos se presentaron signos clínicos de Dioctofimosis. La epidemiología indicó antecedentes de contacto con zonas ribereñas y el canino macho se encontró en las cercanías del río Uruguay.

En Uruguay no existe información general sobre la prevalencia de este nematodo y en base a los antecedentes de haberse registrado casos asintomáticos en caninos de la región noroeste del país, el relevamiento a través de técnicas diagnósticas principalmente en animales expuestos a la parasitosis permitirá evaluar la presencia de *D. renale*.

5. HIPÓTESIS

El parasitismo por *D. renale* es factible encontrarlo en caninos provenientes de zonas ribereñas y pertenecientes a pescadores, protectoras y hogares transitorios de las ciudades de Salto y Paysandú.

6. OBJETIVOS

6.1 Objetivo General

Estudiar la presencia de *Dioctophyme renale* en caninos de Salto y Paysandú.

6.2 Objetivos Específicos

Determinar la prevalencia de *D. renale* en caninos provenientes de zonas ribereñas y pertenecientes a pescadores, protectoras y hogares transitorios de las ciudades de Salto y Paysandú.

Caracterizar la población canina evaluada y analizar los factores que pueden favorecer el parasitismo por *D. renale*.

Realizar análisis diagnósticos complementarios en los caninos positivos al hallazgo de huevos de *D. renale* en orina y efectuar el correspondiente tratamiento.

Estimar la cantidad de huevos de *D. renale* eliminados en muestras diarias de orina previo y posteriormente a la extracción del nematodo.

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 Descripción del área de estudio

El trabajo se realizó en Uruguay, país situado en América del Sur entre las coordenadas geográficas 30° - 35°S, y 53° - 58°W y presenta clima templado con promedios de 18°C de temperatura, 1300mm anuales de lluvia y una red hidrográfica densa y ramificada (Hernández y col., 2014). El área de estudio comprendió a los departamentos de Salto y Paysandú ubicados en el litoral oeste, cuyas capitales departamentales están en la margen oriental del río Uruguay (Figura 4).

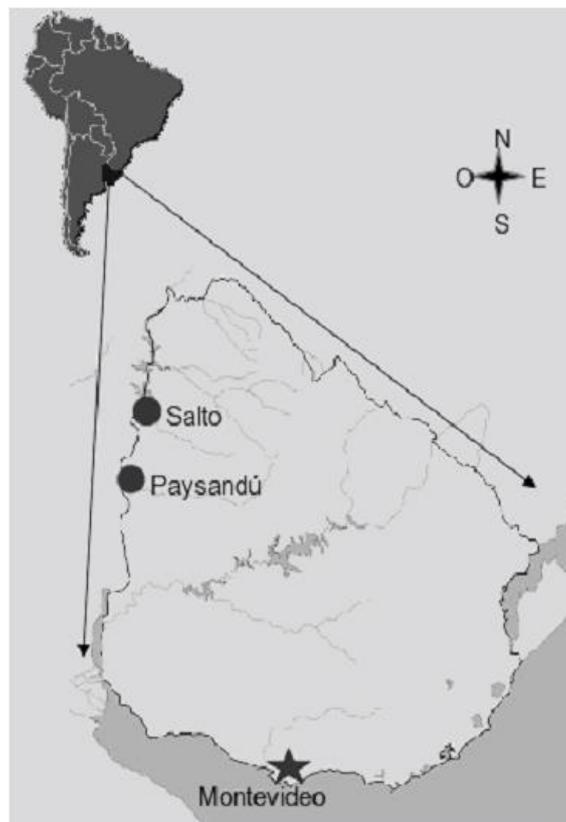


Figura 4. Localización geográfica de Uruguay y de las capitales departamentales de Salto y Paysandú.

Fuente: Hernández y col., 2014

El río Uruguay tiene un recorrido de aproximadamente 2.200km y junto con el río Paraná dan origen al río de la Plata. Su cuenca imbrífera ha sido calculada en 350.300km, de los cuales 75.300km pertenecen a Brasil, 65.000km a Argentina y 210.000km a Uruguay. Desde el punto de vista ictiogeográfico, en el río Uruguay habitan más de 150 especies de peces. En este sentido, existe una gran afinidad entre la ictiofauna del río Uruguay y la del sistema del Paraná, predominando los órdenes Characiformes y Siluriformes, que por otra parte, son los que han experimentado la más importante adaptación en los sistemas fluviales de

Sudamérica y ocupan actualmente los más diversos ambientes y nichos ecológicos (Sverlij y col. 2011).

La temperatura del río Uruguay es muy variable y depende de la ambiental, así como también de las diferentes estaciones del año. Los últimos registros del año 2013 a la altura de la ciudad de Paysandú revelaron una mínima de 14°C hasta una máxima de 31°C. A su vez, en la ciudad de Salto desde octubre 2013 hasta marzo 2014, en la estación río Uruguay sitio Daymán, se registró que la temperatura osciló entre 19°C y 31°C aproximadamente (Comisión administradora del río Uruguay).

7.1.1 Departamento de Salto

El estudio en el departamento de Salto abarcó la zona costera del río Uruguay desde el Parque José Luis hasta Arenitas Blancas, así como también lugares puntuales dentro de la ciudad de Salto como ser la Protectora de animales (PRODEA), la Clínica Veterinaria Tu - Can y 2 hogares transitorios. En la figura 5 se indican en “amarillo” los lugares de donde proceden los caninos muestreados.

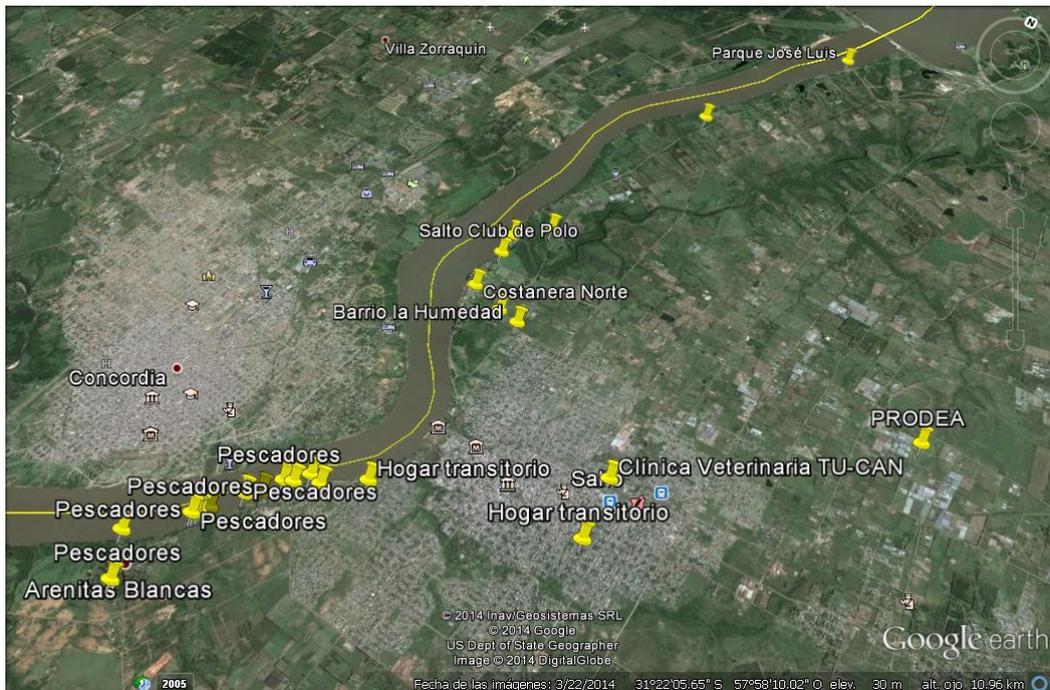


Figura 5. Mapa satelital del área de estudio correspondiente al departamento de Salto indicando en “amarillo” los lugares de donde procedieron los caninos analizados.

Fuente: Google Earth

En el mencionado contexto ribereño se registraron 10 embarcaciones de pesca artesanal habilitadas por la Dirección Nacional de Recursos Acuáticos (DINARA) llevando uno o dos tripulantes y según datos aportados por la respectiva Prefectura estaban inscriptos 25 pescadores. A su vez en las instalaciones de

PRODEA y en los 2 hogares transitorios se albergaban 310 y 60 caninos respectivamente.

7.1.2 Departamento de Paysandú

En el departamento de Paysandú el área de estudio se extendió en la zona costera del mismo río, desde Autobalza hasta Casa Blanca, así como lugares específicos dentro de la ciudad capital como la Veterinaria Nan y 4 hogares transitorios (Figura 6).

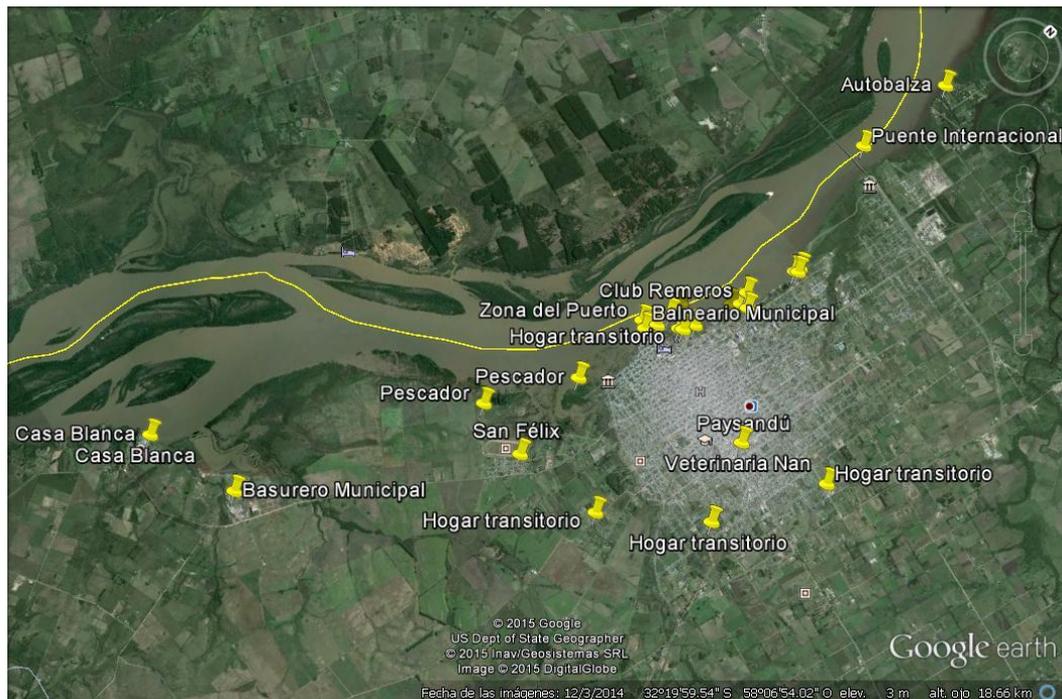


Figura 6. Mapa satelital del área de estudio correspondiente al departamento de Paysandú indicando en “amarillo” los lugares de donde procedieron los caninos analizados.

Fuente: Google Earth

En Paysandú se encontraban habilitadas por DINARA 5 embarcaciones, a su vez Prefectura registraba 3 pescadores y según entrevista realizada al señor Roque Duré "las personas que se dedicaban a la pesca eran aproximadamente 20 en dicha ciudad". Por su lado en los 4 hogares transitorios se concentraba una población total de aproximadamente 140 perros.

7.2 Población animal involucrada

Se efectuó un estudio transversal en caninos (*Canis familiaris familiaris* - perro doméstico), machos y hembras, puros y mestizos, mayores de 5 meses de edad, mediante un muestreo por conglomerados formados por los departamentos de Salto y Paysandú (Särndal y col., 1992). El mismo se llevó a cabo durante el período de

junio a diciembre de 2014. El trabajo estuvo dirigido a poblaciones de animales que presentaban mayor riesgo de infección a la dirofofimosis en las dos áreas departamentales y comprendieron a los siguientes grupos:

- Grupo A) Los caninos pertenecientes o relacionados con los pescadores o la actividad pesquera, por tener mayor posibilidad de haber ingerido peces, así como ranas y/u oligoquetos debido a la cercanía con los cursos de agua.
- Grupo B) La población canina de protectoras, hogares transitorios y aquellos callejeros que arribaron a las veterinarias anteriormente mencionadas, se pueden considerar como factible de haber estado expuestas a la infección debido a que la mayoría de los animales tienen origen y hábitos alimenticios desconocidos.
- Grupo C) Perros domiciliados en zonas cercanas a cursos de agua y que a su vez tienen acceso a ellos.

La muestra fue de un n=248 caninos, los cuales se distribuyeron en forma equitativa entre los dos departamentos evaluados. La procedencia en general de los caninos fue de 28 pertenecientes al grupo A, 109 al grupo B y 111 al grupo C. La distribución de los 248 caninos en cada grupo fue acorde al número existente en cada subpoblación.

En cada canino, previo consentimiento informado del propietario o responsable, se tomó una muestra de orina mediante sondaje uretral (Protocolo N° 2, 2014) ayudado por la compresión vesical manual o por micción natural (Figura 7). Se utilizaron sondas urinarias para caninos (tipo Buster Disposable Dog Catheter Sterile) de polietileno, no irritante, con cierre Luer, de longitud 500 mm, estéril y de acuerdo al tamaño del animal se emplearon las siguientes presentaciones que varían según el diámetro:

1. 3.3 mm x 500 mm cod. EAN 5703188040565
2. 2.6 mm x 500 mm cod. EAN 5703188040541
3. 2.0 mm x 500 mm cod. EAN 5703188040527

En el manejo de los animales que lo requerían, se previó la sedación mediante la administración de xilacina al 2% a una dosis de 0,44 a 2,2mg/kg vía i/m, esto se aplicó en un solo caso.

Las muestras de orina fueron colectadas en frascos de plástico con tapa rosca de 50ml, se identificaron, refrigeraron y trasladaron para su evaluación al Laboratorio de Parasitología Veterinaria, Cenur Litoral Norte, Salto, Universidad de la República, Uruguay.



Figura 7. Toma de muestra de orina de un canino hembra (A) y de un macho (B) procedentes del Parque José Luis, Salto.

7.3 Exámenes realizados a la totalidad de los caninos evaluados

En primera instancia se midió para cada muestra el volumen de orina recolectado mediante recipientes graduados en ml y luego se colocaron en tubos de centrífuga de 50ml. La técnica de enriquecimiento utilizada fue la de sedimentación, para lo cual la muestra de orina se centrifugó a 1500rpm durante 10 minutos a 4°C con la finalidad de concentrar los elementos presentes (da Silveira y col., 2009; Pedrassani y col., 2009). En este procedimiento se utilizó una centrífuga marca Thermo Fisher Scientific modelo Sorvall ST 16R. Una vez cumplida esta etapa se descartó el sobrenadante mediante pipeta Pasteur 5ml y la totalidad del sedimento urinario se visualizó entre lámina y laminilla en búsqueda de huevos de *D. renale* en microscopio óptico a aumentos de 40x, 100x y 400x.

7.4 Exámenes realizados al canino positivo a la presencia de huevos de *D. renale*

Al canino positivo al hallazgo de huevos de *D. renale* en orina se le realizó una ficha clínica con énfasis en el examen objetivo general y particular y fue internado en la clínica Veterinaria con el consentimiento del propietario para ser sometido a los siguientes estudios:

7.4.1 Estudios imagenológicos

- El examen de la cavidad abdominal se realizó mediante el estudio radiológico con incidencia latero - lateral y ventro - dorsal utilizando un equipo de rayos X Siemens de 125 x 300m amp/s, de procedencia Alemana y por ultrasonografía a través del equipo Esaote, Aquila Pro, valorándose también ambos riñones.

7.4.2 Análisis de orina

- Extracción de muestras de orina seriadas con una frecuencia diaria durante los 6 días previos a la nefrectomía y posteriormente hasta la negativización del hallazgo de huevos. La estimación de la cantidad de huevos de *D. renale* eliminados

en las muestras de orina se calculó a partir de 5ml de sedimento, extrayendo 50µl de éste, diluyéndolo en 5 ml de agua destilada y luego se tomaron 50µl de dicha preparación para ser observada al microscopio óptico a 40x, 100x y 400x aumentos entre lámina y laminilla contabilizando la totalidad de los huevos presentes. En las muestras con menor número de huevos, la totalidad del sedimento fue examinado.

- Valoración de las propiedades físico – químicas (color, aspecto, densidad, pH, proteínas, glucosa, cuerpos cetónicos, bilirrubina, urobilinógeno, sangre y características del sedimento) y microbiológicas (crecimiento bacteriano y antibiograma). Se enviaron 2 muestras de orina, una de ellas al Laboratorio de Análisis Clínicos y la otra al Instituto de Ciencias Microbiológicas de la Facultad de Veterinaria, Montevideo para realizar las determinaciones correspondientes.

7.4.3 *Análisis de sangre*

- Determinaciones bioquímicas: que comprende enzimograma (aspartato aminotransferasa (GOT), alanino aminotransferasa (GPT) y fosfatasa alcalina (FAS)), funcional renal (urea y creatinina), proteínas totales (albúmina y globulina y el índice albúmina/globulina) e ionograma (potasio, sodio, cloro y calcio). Para estos estudios se extrajeron 4ml de sangre en tubo seco de la vena cefálica previo ayuno de sólidos de 12 horas.

- Determinaciones hematológicas: Hemograma completo para lo cual se obtuvo 2ml de sangre de la misma vena, colocada en un tubo con el anticoagulante ácido etilendiaminotetraacético (EDTA).

- Estudio de Crisis sanguínea, donde se determinaron los tiempos de protrombina y de tromboplastina parcial activada (APTT), a partir de una muestra de 3ml de sangre en un tubo con citrato (relación 9:1).

La totalidad de las valoraciones sanguíneas se realizaron en el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Veterinaria, Montevideo. En el caso de la bioquímica sanguínea se utilizó un equipo autoanalizador para química clínica CB 350 i. Wiener lab Group Rosario- Argentina. El estudio hematológico se realizó mediante el equipo Huma Count Analizador Hematológico Human GmbH Wiesbaden Germany y el ionograma a través del equipo Huma Lyte Plus 5, Human GmbH Wiesbaden Germany.

7.5 Tratamiento Médico y Quirúrgico

De acuerdo a los resultados de los análisis paraclínicos se consideró y decidió realizar la nefrectomía del riñón afectado por la dirofilosis. Esta actividad consistió en:

7.5.1 *Instancia pre operatoria*

Se realizó ayuno de sólidos de 24 horas, baño del animal con cepillado y enema con vaselina y agua tibia. A las 12 horas previas a la cirugía se administraron Penicilina G procaínica- Estreptomocina a la dosis de 20.000-40.000UI/kg, vía i/m y Vitamina K a la dosis de 0,5-1ml/kg, vía s/c. Además para manejar el dolor se realizó

una analgesia preventiva multimodal administrando Meloxicam a la dosis de 0,2mg/kg, vía oral y Ketoprofeno a la dosis de 1,2mg/kg, vía i/m, 2 horas antes de la intervención.

7.5.2 Instancia operatoria y descripción de la técnica quirúrgica

En la anestesia balanceada se utilizó Acepromacina a la dosis de 0,01-0,1mg/kg, vía i/m y Tiopental a la dosis de 5-20mg/kg, vía i/v, dejando una vía permeable para medicamentos y suero fisiológico.

Se realizó la técnica quirúrgica de laparotomía abdominal de acuerdo a lo descrito por Slatter (2006) y Fossum (2009) que consistió en la siguiente metodología. Se incidió la piel y el subcutáneo del abdomen por la línea media ventral caudal al xifoideo hasta poco antes del pubis y se seccionó el músculo protractor del prepucio, cuidando de no incidir los elementos vasculares y reproductivos ubicados en la ingle.

Al realizar la apertura de la cavidad abdominal, se inspeccionó de forma visual y por palpación extrayendo los órganos de la misma hacia un campo estéril exterior en busca de *D. renale* de localización aberrante. A continuación se visualizó la zona cavitaria izquierda desplazando el estómago para observar el diafragma por dorsal al bazo y la zona sublumbar, llegando hasta la pelvis prestando atención al anillo inguinal y a los fondos de saco peritoneales.

Luego se repite la maniobra con la finalidad de observar el lado derecho llevando toda la masa intestinal hacia la izquierda sobre otro campo estéril, cubriéndolo con gasa embebida en suero fisiológico para evitar su deshidratación. Se observa cráneo caudalmente desde el lóbulo caudado del hígado, el riñón derecho para luego continuar inspeccionando duodeno por dorsal y ventral a su meso, hiato de Winslow, los órganos sublumbares y la cavidad pelviana.

Finalmente se procedió a descubrir el intestino del omento mayor para visualizar todo el intestino delgado y grueso. El estómago y el omento se desplazaron hacia caudal para observar el espacio entre la cara visceral del hígado y el estómago y también se inspeccionó el espacio entre el diafragma y la cara parietal del hígado.

La nefrectomía se llevó a cabo en el riñón derecho incidiendo el peritoneo sobre el riñón y mediante disección roma se liberó de sus medios de fijación sublumbares. Existieron algunas hemorragias leves desde los vasos sanguíneos capsulares que se controlaron sin dificultad. Se elevó el riñón y se lo tensiona llevándolo hacia lateral para localizar la arteria y vena renal en la superficie medial del hilio renal y se ligaron individualmente cerca de la arteria aorta abdominal con hilo reabsorbible (ácido poliglicólico grosor número 1) en punto simple con punto de transfixión. El uréter se ligó con el material anteriormente mencionado próximo a su unión vesicoureteral y fue retirado junto con el riñón.

Luego se procedió al cierre de la pared abdominal por medio de una sutura continua tipo Reverdin reabsorbible, utilizando ácido poliglicólico grosor número 1

y se reforzó con 4 puntos en “x”. La piel se suturó con nylon grosor 0,4mm mediante puntos simples en “x”.

El paciente fue monitoreado durante la cirugía controlando el tiempo de llenado capilar y las frecuencias cardíaca y respiratoria.

7.5.3 Instancia post operatoria

Una vez culminado el acto quirúrgico, el paciente fue ubicado en un lugar confortable y abrigado y se repitió la dosis de antibiótico cada 12 horas las primeras 48 horas y cada 24 horas hasta completar 7 días. Posteriormente se sustituyó por Gentamicina-Sulfadimetoxina-Trimetoprim a la dosis de 1ml/10kg cada 24 horas, vía s/c hasta el décimo día posterior a la cirugía en que se retiró la sutura de la piel.

Para el manejo del dolor, los fármacos que se utilizaron fueron Buscapina a la dosis de 1- 2,5ml, vía s/c y Tramadol a la dosis de 1-2mg/kg, vía s/c y Dipirona a la dosis de 25mg/kg, vía s/c cada 8 horas como antipirético hasta el segundo día post operatorio. En el período de convalecencia se evaluó la temperatura, frecuencias cardíaca y respiratoria, color de mucosas, llenado capilar, micción y defecación. La curación de la herida fue realizada diariamente cada 12 horas, higienizando en primer lugar con agua oxigenada y posteriormente con iodofón y la aplicación tópica de antibiótico Rifaximina en spray.

A los 13 días posteriores a la intervención quirúrgica se constató hematuria, por lo cual se solicitaron los análisis físico químico y microbiológico de orina, hemograma completo y funcional renal. Se administró Marbofloxacin a la dosis de 1ml/50kg, vía s/c cada 12 horas por 48 horas y luego cada 24 horas hasta completar un total de 6 días. A continuación se cambió por Norfloxacin a una dosis de 10-20mg/kg cada 12 horas, vía oral por un total de 3 días.

El alta médica fue brindada el día 21 post quirúrgico.

El riñón extraído fue evaluado en su aspecto morfológico externo (tamaño, forma, consistencia y color) e interno (relación corteza médula y presencia del parásito).

El parásito se envió al laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria, Cenur Litoral Norte, Salto para su estudio junto con los 2ml del fluido que bañaba el nematodo.

7.6 Estimación de la cantidad de huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho

Se diluyeron 200µl de este fluido en 3ml de agua destilada y a partir de ésta se tomaron 2 muestras, la primera fue de 10µl y la segunda de 30µl para la visualización y conteo de los huevos de *D. renale* que se expresó en número de huevos por ml de fluido.

7.7 Estudio histopatológico

El riñón con el uréter fueron remitidos a la Dirección de Laboratorios Veterinarios (DI.LA.VE) sede Paysandú en formol bufferado al 10% para su análisis histopatológico. Se incluyeron en parafina diferentes piezas de riñón y uréter, se cortaron en secciones de 5µ y se tiñeron por la técnica de Hematoxilina-Eosina (H-E) (Prophet y col., 1995).

7.8 Registro epidemiológico

En cada canino evaluado se registró en una ficha individual la fecha de la toma de la muestra de orina, la procedencia (departamento y grupo de riesgo A, B o C) y los datos del propietario (nombre, dirección y teléfono). En la caracterización de la población canina se consideró el nombre, raza, sexo y edad de los animales. Los factores epidemiológicos relacionados con la dirofilariosis en caninos que se estudiaron fueron: la dieta, el acceso a cursos de agua y/o a la calle y el contacto con hospedadores paraténicos, así como la presencia de signos clínicos. Se indicó el método de obtención de la muestra: sondaje o micción natural y resultado del análisis.

7.9 Análisis estadístico

La prevalencia de *D. renale* en la región es muy variables entre un 0,008% y hasta 40%, para calcular el tamaño de la muestra se utilizó la aproximación normal a la distribución binomial y el nivel de confianza que se tomó fue del 95%. Se asumió que la población de perros era lo suficientemente grande para usar la aproximación normal, que esperábamos encontrar un 20% de los animales parasitados, que el error máximo de la estimación fuera inferior a 5%, dándonos como resultado un tamaño de muestra de 248 caninos. Para calcularla se utilizó la siguiente fórmula:

$$n \geq \hat{p} \cdot \hat{q} \cdot \left(\frac{z_{(\alpha/2)}}{e} \right)^2$$

Donde n se corresponde con el tamaño de muestra, p con la proporción de caninos enfermos, q con la proporción de caninos sanos, Z con el percentil de la distribución normal estándar que permite tener un nivel de confianza de $1 - \alpha = 0.95$ o 95% para este caso y e con el error.

La prevalencia fue calculada con un nivel de confianza del 95%. Los intervalos de confianza de *D. renale* y para *C. plica* se calcularon con la fórmula de de Wilson Scores (Cepeda y col., 2008).

$$IC = \tilde{p} \pm \frac{z_{(\alpha/2)}}{\tilde{n}} \sqrt{\frac{\left(\hat{p}\hat{q} + \frac{z_{(\alpha/2)}^2}{4n} \right)}{n}}$$

$$\text{donde } \tilde{x} = \hat{p} + \frac{z_{(\alpha/2)}^2}{2n} \quad ; \quad \tilde{n} = 1 + \frac{z_{(\alpha/2)}^2}{n} \quad ; \quad \tilde{p} = \frac{\tilde{x}}{\tilde{n}} \quad ; \quad \hat{p} = \frac{x}{n} \quad ; \quad \hat{q} = 1 - \hat{p}$$

n es el tamaño de muestra (248), x es la cantidad de casos favorables o caninos con la patología en este caso, las demás son transformaciones de los datos para que el intervalo no de valores negativos. Z es el percentil de la distribución normal estándar que permite tener un nivel de confianza de $1 - \alpha = 0.95$ o 95% para este caso.

Los estadísticos utilizados para la edad fueron la media, su valor máximo, mínimo y desvío estándar. Para raza, se calcularon los porcentajes de puros y mestizos y para sexo los porcentajes de machos y hembras.

El software utilizado para analizar los datos fue Statistical Package from Social Science (SPSS)®.

8. RESULTADOS

8.1 Prevalencia de *D. renale* en caninos

En un total de 248 caninos se diagnosticó un caso de *D. renale* a través de la visualización de los huevos del nematodo en el sedimento urinario. Esto representó una prevalencia en la muestra del 0,40%, siendo el intervalo de confianza (nc 95%) de [0,07%; 2,284%].

Este resultado se obtuvo del análisis de una muestra de orina por animal, cuyos volúmenes oscilaron entre 3ml y 206ml con un valor promedio de 33,5ml.

8.1.1 Descripción morfológica de los huevos de *D. renale*

Las características morfológicas que permitieron el diagnóstico de los huevos fueron su forma elíptica con un tapón en cada polo, el color marrón amarillento y una cubierta externa con fasetas.

El tamaño de los huevos presentó un promedio de 62,7 μ de largo y 39,5 μ de ancho y esto surge de haber observado y medido el diámetro mayor y menor de 35 huevos. En la figura 8 se visualiza un huevo de *D. renale* en el sedimento urinario y en la tabla 1 se detallan las medidas de los mismos.

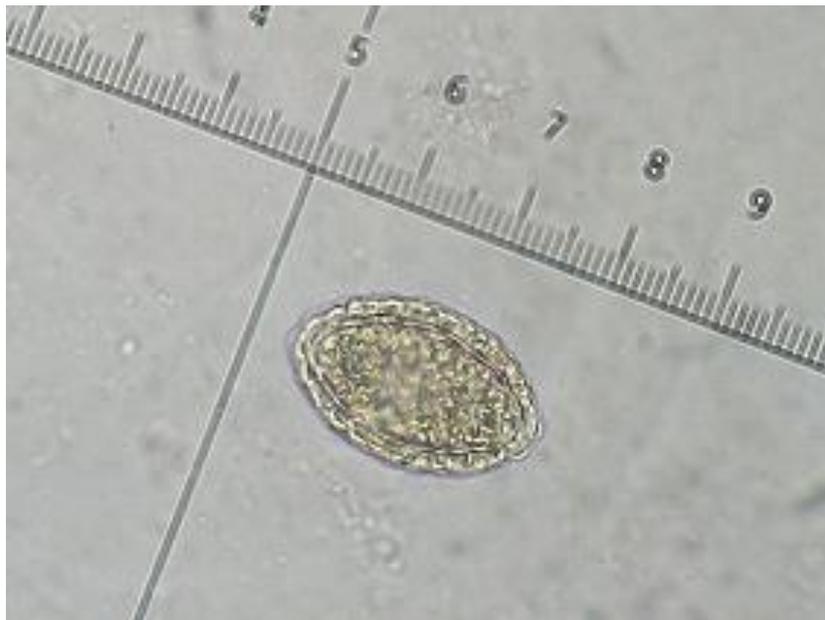


Figura 8. Huevo de *D. renale* en el sedimento urinario de un canino a 40x (cada división de la escala equivale a 2,44 μ), midiendo 63,4 μ de largo y 39 μ de ancho.

Tabla 1. Mediciones del diámetro mayor y menor de los huevos de *D. renale* examinados.

N° HUEVOS ESTUDIADOS	LARGO (μ)	ANCHO (μ)
1	65,9	41,5
2	63,4	39,0
3	58,6	43,9
4	58,6	36,6
5	63,4	36,6
6	65,9	41,5
7	63,4	36,6
8	61,0	36,6
9	65,9	41,5
10	68,3	39,0
11	70,8	43,9
12	61,0	43,9
13	61,0	41,5
14	61,0	36,6
15	61,0	41,5
16	61,0	36,6
17	63,4	41,5
18	61,0	36,6
19	63,4	41,5
20	48,8	36,6
21	61,0	43,9
22	61,0	41,5
23	61,0	39,0
24	68,3	39,0
25	68,3	39,0
26	63,4	39,0
27	61,0	41,5
28	65,9	39,0
29	63,4	39,0
30	63,4	39,0
31	63,4	41,5
32	61,0	39,0
33	61,0	36,6
34	65,9	36,6
35	61,0	36,6
PROMEDIO	62,7	39,5

8.1.2 Otros hallazgos parasitológicos

El exámen del sedimento urinario reveló la presencia de huevos de *Capillaria plica* (*C. plica*) en un canino proveniente de Paysandú y en dos de Salto. La prevalencia del nematodo fue del 1,2%, siendo el intervalo de confianza (nc 95%) de [0,41%; 3,49%].

8.1.3 Descripción morfológica de los huevos de *C. plica*

La identificación de los huevos se llevó a cabo por su aspecto característico: color amarillo, forma ovoide, con 2 tapones polares transparentes y aplanados, midiendo en promedio 64,4 μ de largo por 29,3 μ de ancho. El tamaño promedio surge de haber examinado 43 huevos.

En la figura 9 y en la tabla 2 se observan respectivamente las características morfológicas y el tamaño de los huevos de *C. plica*.



Figura 9. Huevo de *C. plica* en el sedimento urinario de un canino a 40x.

Tabla 2. Tamaño de los huevos de *C. plica*, diámetro mayor y menor observados en los 3 caninos (identificados con los números 87, 87 y 103) de los departamentos de Salto y Paysandú.

	SALTO				PAYSANDU	
	Canino 103		Canino 87		Canino 87	
	Largo (μ)	Ancho (μ)	Largo (μ)	Ancho (μ)	Largo (μ)	Ancho (μ)
	68,6	29,4	68,6	29,4	59,8	29,4
	68,6	24,5	58,8	29,4	58,8	29,4
	68,6	29,4	68,6	29,4	60,8	29,4
	68,6	29,4	58,8	29,4	63,4	29,3
	68,6	29,4	68,6	29,4	59,8	29,4
	58,8	29,4	58,8	29,4	59,8	29,4
	68,6	29,4	58,8	29,4	58,8	38,2
	58,8	29,4	68,6	29,4	68,6	28,4
	68,6	29,4	68,6	29,4	68,6	29,4
	68,6	29,4	68,6	29,4	63,7	29,4
	68,6	29,4	68,6	29,4	60,8	29,4
					58,8	27,4
					63,7	29,4
					68,6	29,4
					58,8	29,4
					58,8	29,4
					58,8	28,8
					63,7	30,4
					58,8	29,4
					58,8	29,4
					58,8	29,4
PROMEDIO	66,8	28,9	65,0	29,4	61,4	29,7

8.2 Caracterización de la población canina estudiada

8.2.1 Caracterización de la población canina en general para toda la muestra

Los caninos evaluados correspondieron al grupo de riesgo A (caninos pertenecientes o relacionados con los pescadores o la actividad pesquera, por tener mayor posibilidad de haber ingerido peces, ranas y/u oligoquetos debido a la cercanía con los cursos de agua), B (caninos de protectoras, hogares transitorios y aquellos callejeros que arribaron a las veterinarias anteriormente mencionadas, se pueden considerar como factible de haber estado expuestos a la infección debido a que la mayoría de los animales tienen origen y hábitos alimenticios desconocidos) y C (perros domiciliados en zonas cercanas a cursos de agua y que a su vez tienen acceso a ellos) en un 11,29%, 43,95% y 44,75% respectivamente.

La totalidad de los caninos se distribuyeron de acuerdo a la raza en 16,1% puros y 83,9% mestizos y según el sexo en 7,2% hembras y 92,7% machos.

En relación a la edad, presentó una amplitud de variación entre los 5 meses a los 16 años con una media de 4,5 años y una desviación de $\pm 3,32$ años.

En las tablas 3, 4 y 5 se detallan las características de la población canina para cada grupo de riesgo y en general para la totalidad de los animales involucrados.

Tabla 3. Características de la población canina según sexo y raza para cada grupo de riesgo de los respectivos departamentos.

	SALTO			PAYSANDU			Total	%
	Grupo de riesgo			Grupo de riesgo				
Sexo	A	B	C	A	B	C		
Hembra	3	1	4	1	5	4	18	7,2
Macho	8	50	57	16	53	46	230	92,7
Total	11	51	61	17	58	50	248	100
Raza								
Puro	0	2	12	3	8	15	40	16,1
Mestizo	11	49	49	14	50	35	208	83,9
Total	11	51	61	17	58	50	248	100

Tabla 4. Distribución de la totalidad de la población canina según las diferentes razas y sexo.

RAZA	HEMBRA	MACHO	TOTAL
Mestizo	14	194	208
Dush Hound	2	0	2
Cimarrón	0	1	1
Mastón	0	1	1
O. Alemán	1	2	3
Basset Hound	1	1	2
Golden	0	1	1
Fila	0	2	2
Cocker Spaniel	0	1	1
Pastor Belga	0	1	1
Barbilla	0	3	3
Pitt bull	0	5	5
Pointer	0	1	1
Bóxer	0	2	2
Galgo	0	1	1
Pekinés	0	1	1
Caniche	0	8	8
Border Collie	0	1	1
Dóberman	0	4	4
TOTAL	18	230	248

Tabla 5. Distribución de la población canina según la edad en cada grupo de riesgo.

	GRUPO A	GRUPO B	GRUPO C
Edad máxima (años)	13	15	16
Edad mínima (años)	0,5	0,5	0,4
Edad media (años)	4,5	4,6	4,4
Desvío estándar	3,3	3,2	3,4
Total	28	109	111

En el 97,6% de los casos la obtención de orina fue por sondaje vesical y el 2,4% por micción natural.

8.2.2 Factores de riesgo que favorecen el parasitismo

Los caninos que resultaron negativos al análisis de orina, específicamente en la observación de huevos en el sedimento urinario, estuvieron expuestos a factores de riesgo de la diotofimosis como ser: ingerir ranas y/o pescado en su dieta crudo o mal cocido y tener acceso a cursos de agua.

En el caso de los caninos pertenecientes al grupo A, el 78,6% ingería pescado y el restante 21,4% se alimentaba en base a alimento balanceado y comida casera, a su vez el 89,3% accedía a la calle y al río.

En el caso del grupo B, los factores de riesgo posiblemente estuvieron presentes antes de que los caninos ingresaran al hogar transitorio y se atribuyó a la dieta desconocida, debido a que posteriormente la alimentación fue controlada y no incluía pescado y tampoco accedían a la calle.

La población canina del grupo C presentó riesgo de adquirir la diotofimosis por su acceso a los cursos de agua (52,3%), a los hospederos paraténicos debido a que el 9% de este grupo incluía en su dieta al pescado y porque el 87,4% presentaba acceso a la calle.

8.2.3 Caracterización del perro parasitado con *D. renale*

El canino con *D. renale* provenía de la ciudad de Paysandú y pertenecía al grupo C, domiciliado en una zona inundable de la costanera norte a 250 metros del río Uruguay. Se trató de un macho, mestizo que al momento del muestreo contaba con 18 meses de edad y sin sintomatología clínica de diotofimosis ya que tanto su examen objetivo general como el particular del aparato urinario no presentaron alteraciones (Figura 10).

Su dieta se basaba en ración balanceada con arroz y huesos y generalmente permanecía suelto con acceso a la calle y al río.

En el domicilio convivía con otro canino el cual se incluyó en el muestreo resultando negativo a la visualización de huevos en el sedimento urinario.

Según datos anamnésicos hasta cumplir los 8 meses de edad pertenecía a un pescador que vivía en San Félix, (centro poblado ubicado a unos 3Km de la ciudad capital) quien incluía pescado en la dieta de sus caninos. En este lugar convivió con 2 caninos que fueron analizados resultando negativos a la observación de huevos de *D. renale* en el sedimento urinario y a la ultrasonografía abdominal.



Figura 10. “Rocco”, canino positivo a *D. renale* proveniente del departamento de Paysandú.

8.3 Análisis diagnósticos complementarios en el canino positivo al hallazgo de huevos de *D. renale*

8.3.1 Estudios Imagenológicos

8.3.1.1 Estudio ultrasonográfico

En la valoración en particular de los riñones por ultrasonografía se observó que el riñón derecho presentó una pérdida de la ecoestructura normal y de la ecogenicidad, y un tamaño de 5,74 x 4,23cm. Se visualizó la existencia de estructuras anilladas y alargadas con paredes hiperecoicas y centro hipocogénico compatibles con *D. renale* (Figura 11)

Por su parte, el riñón izquierdo registró un tamaño de 9,81 x 3,91cm y no se visualizaron las estructuras que pudieran corresponder al nematodo.

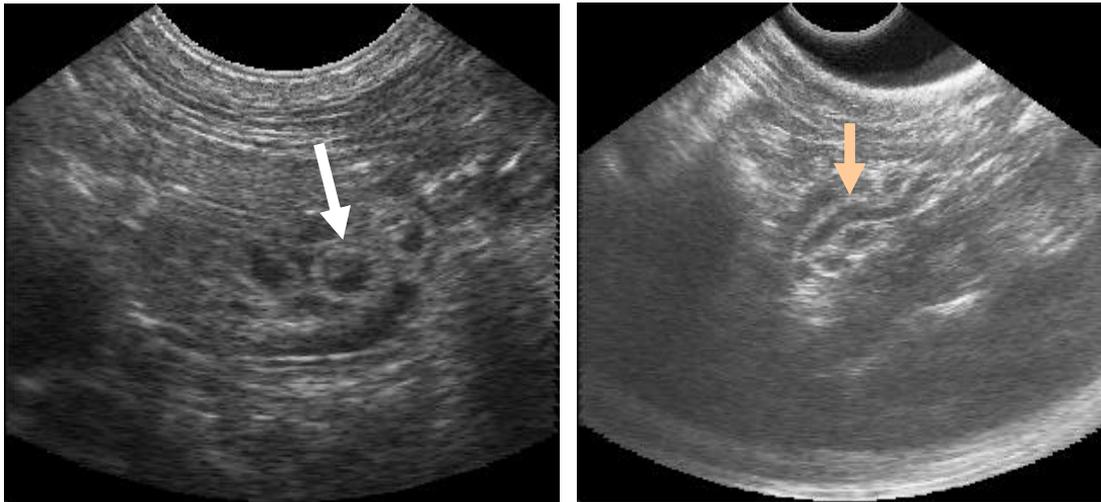


Figura 11. Imágen ultrasonográfica del riñón derecho donde se visualizan estructuras anilladas hiperecogénicas con centro hipoeecogénico (flecha blanca) (A) y estructuras alargadas (flecha naranja) con paredes hiperecogénicas (B) que se corresponden con cortes transversales y longitudinales respectivamente de *D. renale*.

8.3.1.2 Estudio radiológico de la región abdominal

Los resultados de este estudio no permitieron visualizar la silueta renal y por lo tanto distinguir la estructura interna y/o la presencia de los parásitos (Figura 12).



Figura 12. Proyección radiológica latero- lateral (A) y dorso- ventral (B) de la región abdominal.

8.3.2 *Análisis de laboratorio*

8.3.2.1 Análisis de orina

8.3.2.1.1 Análisis físico-químico y microbiológico de orina

Los valores de las determinaciones de las características físico – químicas, los exámenes del sedimento y microbiológico de orina con el correspondiente antibiograma se presentan en la tabla 6.

Estos estudios fueron realizados 3 días previos a la nefrectomía después de haber diagnosticado los huevos de *D. renale* en orina. En esta oportunidad se registraron escasas células epiteliales y hematíes, así como un huevo de *D. renale*, siendo los parámetros restantes normales. Asimismo se repitió el estudio 13 días posteriores a la cirugía debido a que el paciente comenzó con hematuria en la última porción de la micción. En esta segunda instancia se evidenció un aspecto turbio de la orina, abundantes cristales de estruvita, hematíes, piocitos, células epiteliales escamosas y una infección en vías urinarias cultivándose bacilos Gram negativos.

Tabla 6. Resultados del análisis físico-químico y microbiológico de muestras de orina del canino con dirofofimosis previo y posteriormente a la nefrectomía.

	Pre nefrectomía	Post nefrectomía	Valores Normales (*)
Color	Vogel 3	Vogel 3	Vogel 2-3
Aspecto	Límpido	Turbio	Límpido
Densidad	1045	1038	> 1030
Ph	6,0	7,5	5,5 – 7,5
Proteínas	0,93g/l	1,05g/l	-----
Glucosa	no	no	No
Cuerpos cetónicos	no	no	No
Bilirrubina	no	no	No
Urobilinógeno	no	no	No
Sangre	Si	si	No
Sedimento	Escasas células epiteliales planas y pocos hematíes.	Abundantes cantidades de cristales de estruvita, hematíes, piocitos, células epiteliales escamosas y de transición.	
Nota	Se observa un huevo de <i>D. renale</i> .		
Exámen microbiológico	No se observa crecimiento bacteriano	Bacilos Gram negativos	
Antibiograma	-----	Sensible a: Ceftriaxona y Norfloxacin. Resistente a: Doxiciclina, Gentamicina y Amoxicilina + Ac. Clavulánico, Enrofloxacin, Rifampicina, Ciprofloxacina, Claritromicina y Cefradina.	

(*) Valores proporcionados por el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Veterinaria, Uruguay.

8.3.2.2 Análisis de sangre

Se realizaron análisis sanguíneos para conocer los aspectos bioquímicos, hematológicos y la crisis sanguínea en 2 oportunidades, 3 días previos a la nefrectomía y posteriormente al 13º día se repitieron principalmente los indicadores de la funcionalidad renal y el hemograma.

8.3.2.2.1 Determinaciones bioquímicas

En la tabla 7 se detallan los valores de las enzimas, proteínas y funcionalidad renal obtenidos previo y posteriormente a la nefrectomía.

Tabla 7. Resultados de la bioquímica sanguínea previo y posteriormente a la nefrectomía.

	Pre nefrectomía	Post nefrectomía	Valores normales (*)	Unidades
Urea	35,89	38,12	21-60	mg/dl
Creatinina	1,14	0,92	0,8-1,5	mg/dl
Albúmina	3,32	-----	2,6-3,3	g/dl
Globulinas	4,28	-----	1,9-3,6	g/dl
Indice alb/glob	0,77	-----	0,5- 1,3	
Prot. Totales	7,60	-----	5,4-7,1	g/dl
GOT	26	-----	13-32	UI/L
GPT	29	-----	17-58	UI/L
FAS	73	-----	20-156	UI/L

(*) Valores proporcionados por el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Veterinaria, Uruguay.

Los resultados de urea y creatinina en el primer análisis revelaron un normal funcionamiento renal y esto persistió de igual manera luego de la nefrectomía, confirmando que el riñón izquierdo compensó la falla y falta de su homólogo.

En el análisis previo a la nefrectomía los valores de las globulinas y de las proteínas totales superaron levemente el rango normal.

8.3.2.2.2 Ionograma

Entre las determinaciones bioquímicas se incluyó el ionograma realizado 3 días previos a la cirugía valorándose los niveles de potasio, sodio, cloro y calcio. Estos estuvieron en el rango de la normalidad con el sodio y cloro en la proximidad del límite superior como puede observarse en la tabla 8.

Tabla 8. Resultado del ionograma realizado previo a la nefrectomía en el canino positivo a *D. renale*.

	Pre nefrectomía	Valores normales (*)	Unidades
Potasio	5,28	3,6-5,6	mmol/l
Sodio	154,7	139-154	mmol/l
Cloro	115,2	105-115	mmol/l
Calcio	10,16	9-11,3	mg/dl

(*) Valores proporcionados por el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Veterinaria, Uruguay.

8.3.2.2.3 Hemograma

En el estudio hematológico se incorporaron hemogramas completos, realizados 3 días previos y al 13^o día posterior a la nefrectomía, cuyas determinaciones se muestran en la tabla 9.

Tabla 9. Resultados de los hemogramas completos realizados al paciente durante su internación.

	Pre acto quirúrgico	Post acto quirúrgico	Valores normales (*)	Unidades
Eritrocitos	7200000	5660000	5200000- 6500000	/μl
Hemoglobina	16,6	13,4	12,7 -18	g/dl
Hematocrito	52,40	41,8	37-55	%
Volúmen Corpuscular Medio	72	74	60-77	ft
Hemoglobina Corpuscular Media	22,8	23,8	19,5-24,5	pg
Concentración Hemoglobina Corpuscular Media	31,6	32,1	31-34	g/dl
Plaquetas	60000	351000	200000- 450000	/μl
Leucocitos	15200	18200	6000-15000	/μl
Formula relativa				
Neutrófilos	70	78	60-77	%
Linfocitos	21	17	12-30	%
Monocitos	3	3	2-10	%
Eosinófilos	6	2	2-10	%
Fórmula absoluta				
Neutrófilos	10640	14196	3000-9000	/μl
Linfocitos	3192	3094	1000-3600	/μl
Monocitos	456	546	40-500	/μl
Eosinófilos	912	364	40-600	/μl

(*) Valores proporcionados por el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Veterinaria, Uruguay.

En base a los valores absolutos de los diferentes leucocitos, el primer hemograma mostró que el animal presentaba una leve leucocitosis con neutrofilia y eosinofilia y marcada trombocitopenia. El segundo análisis resultó en leucocitosis con neutrofilia, y leve monocitosis, en cambio los eosinófilos y las plaquetas se encontraron dentro del rango normal.

8.3.2.2.4 Crasis sanguínea

Se realizó previo a la cirugía el estudio del Tiempo de protrombina y APTT con los siguientes resultados: 8,1 segundos (valor normal: 7-11 segundos) y 16,3 segundos (valor normal: 15-20 segundos) respectivamente. Los valores se ubicaron dentro de los parámetros normales.

8.4 Tratamiento quirúrgico

8.4.1 Instancia operatoria

Durante la laparotomía se observó que el bazo presentaba esplenomegalia con las siguientes medidas: largo 30cm, ancho 9,5cm y espesor 2cm (Figura 13).



Figura 13. Visualización del aspecto del bazo, nótese el incremento del tamaño.

Se observaron los nódulos linfáticos mesentéricos y placas de Peyer del intestino delgado con un aumento de tamaño (Figuras 14 y 15).

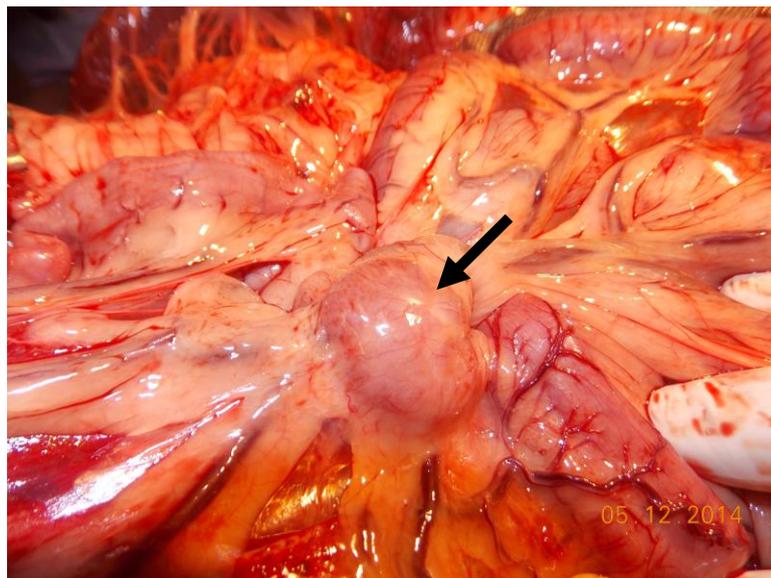


Figura 14. Nódulos linfáticos mesentéricos aumentados de tamaño (flecha negra).

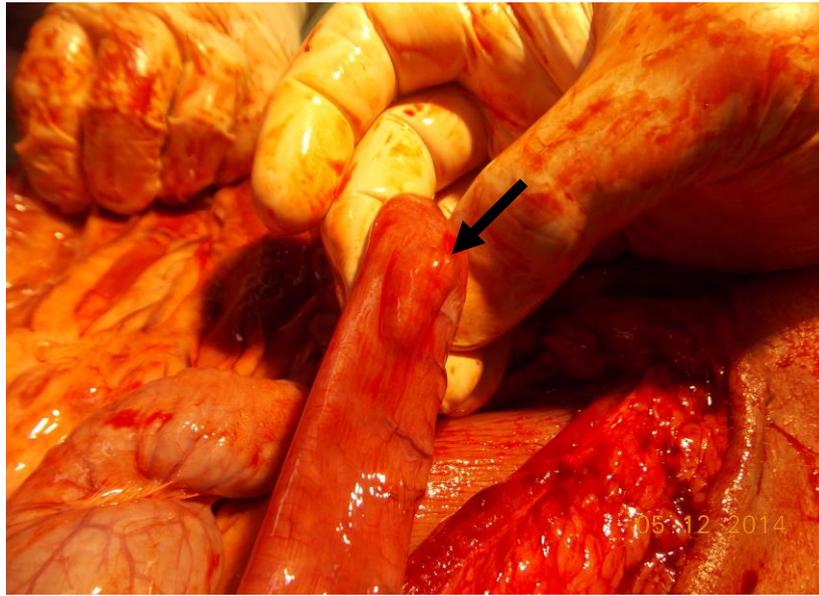


Figura 15. Intestino delgado. Se visualizaron placas de Peyer (flecha negra).

El riñón izquierdo presentó un tamaño de 9,5cm de largo y 6cm de ancho de consistencia firme, color normal (marrón rojizo), y con la forma típica “ariñonada” (Figura 16). En cambio su homónimo se observó atrofiado, siendo sus medidas 7,8cm de largo, 5cm de ancho y 3cm de grosor y de color normal. En el aspecto macroscópico externo se apreciaron las circunvalaciones del parásito en el interior del órgano y al incidirlo se constató la pérdida casi total del parénquima y la presencia del nematodo vivo bañado en aproximadamente 2cc de un fluido rojizo rodeado por la cápsula renal (Figuras 17 y 18).

El nematodo encontrado dentro del riñón derecho fue identificado como un ejemplar adulto hembra de *D. renale* midiendo 47cm de largo y un ancho máximo de 0,8cm y de color rojo vinoso (Figura 19).

La exploración de la cavidad abdominal no reveló la existencia de otros ejemplares de *D. renale*.

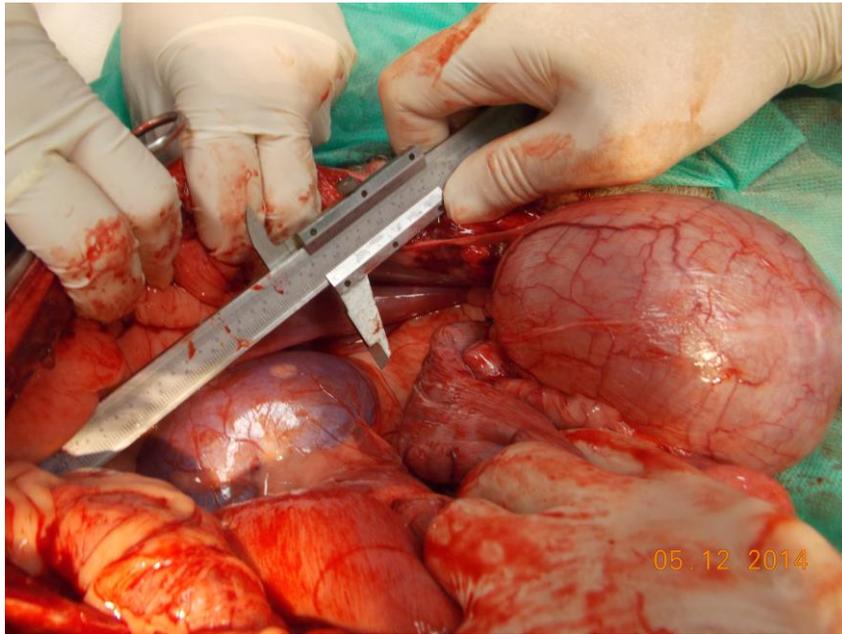


Figura 16. Riñón izquierdo, la regla marca un largo de 9,5cm.

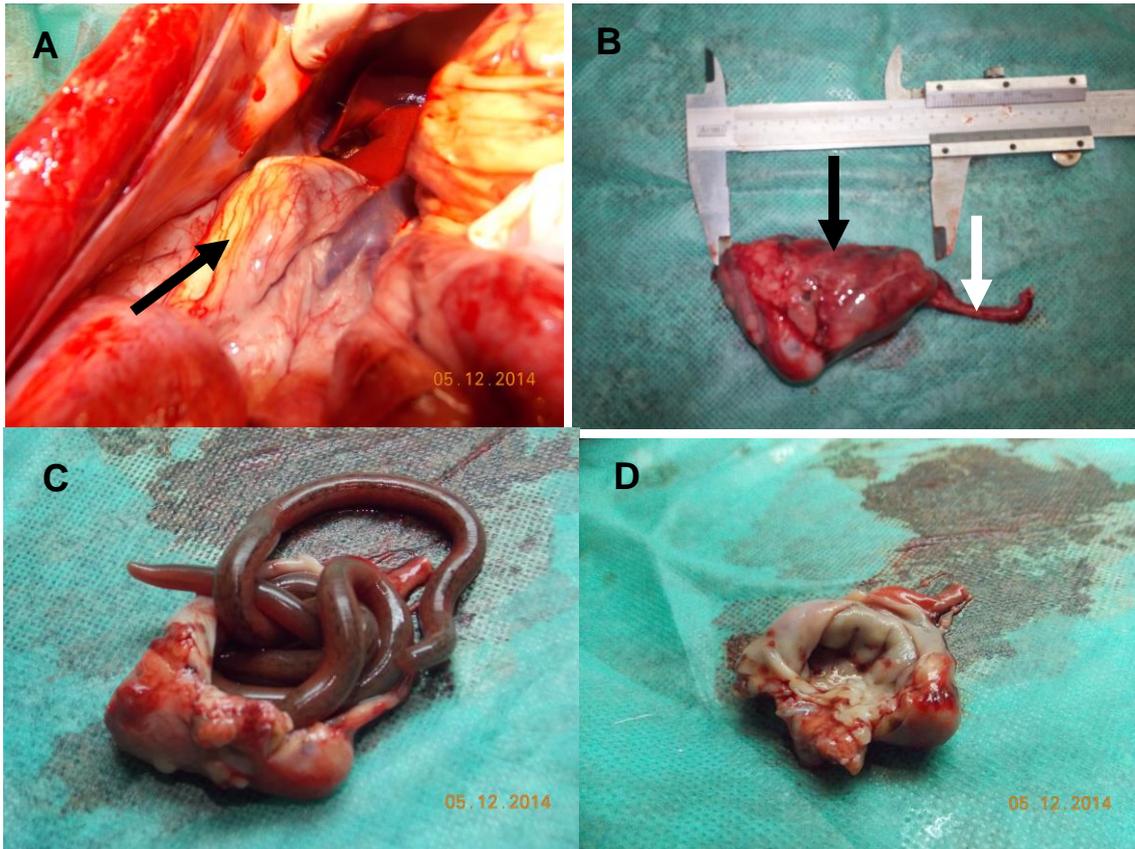


Figura 17. A- Riñón derecho en la cavidad abdominal, nótese su atrofia (flecha negra). B- Una vez extraído, el aspecto externo muestra una pérdida de la estructura anatómica normal y las circunvalaciones del parásito (flecha negra), así como el uréter retraído (flecha blanca). C- *D. renale* en el interior del riñón y restos de parénquima. D- Parénquima renal reducido.



Figura 18. Fluido obtenido del interior del riñón parasitado.



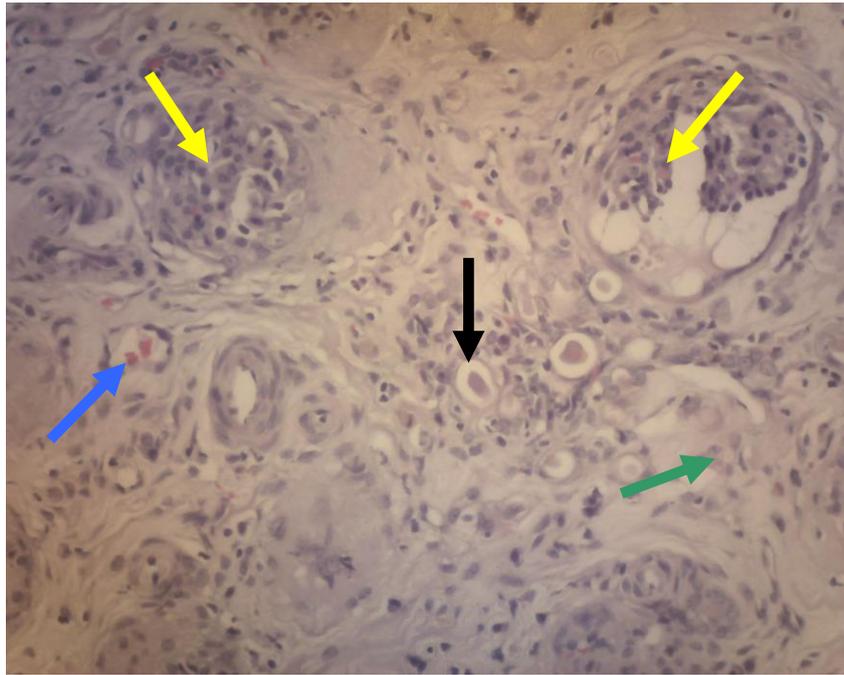
Figura 19. Ejemplar hembra de *D. renale* extraído del riñón derecho de un canino proveniente del departamento de Paysandú.

8.5 Estudio histopatológico del riñón derecho

Se observó la cápsula engrosada y fibrosa. El parénquima presentó glomérulos atróficos, nefritis y un proceso regenerativo con proliferación fibroblástica difusa, también metaplasia tubular de colectores y pelvis renal (Figura 20).

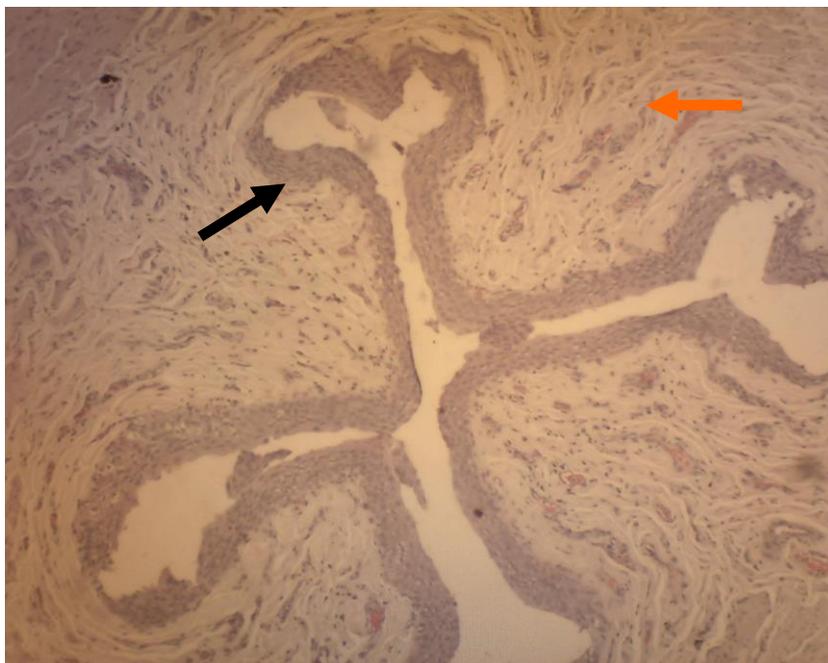
Por su parte el uréter se visualizó sin alteraciones de significación (Figura 21).

En resumen, el riñón presentó severa nefrosis a consecuencia de la existencia de *D. renale*.



Fuente: Gentileza de la Dra. Carolina Matto.

Figura 20. Corte histológico del riñón derecho. Se observa degeneración y necrosis tubular severa (flecha negra), túbulos con metaplasia (flecha azul), proliferación de tejido fibroblástico difuso (flecha verde), degeneración y atrofia de los glomerulos (flecha amarilla) HE (400x).



Fuente: Gentileza de la Dra. Carolina Matto.

Figura 21. Corte histológico transversal del uréter del riñón derecho. Se visualiza la mucosa (flecha negra) y el músculo liso (flecha naranja) sin alteraciones HE (400x).

8.6 Estimación de la cantidad de huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho

En las 2 muestras examinadas se registró un total de 126.400 y 248.000 huevos por ml de fluido renal respectivamente.

8.7 Estimación de la cantidad de huevos de *D. renale* eliminados en muestras diarias de orina previo y posteriormente a la extracción del nematodo

La eliminación de huevos en orina fue diaria durante el período comprendido entre los 6 días previos a la nefrectomía hasta el cuarto día posterior a la misma. Los días siguientes desde el 5^{to} hasta el 12^{do} día en que se concluyó el estudio no se visualizaron huevos en el sedimento urinario.

En promedio se contabilizaron 19623 huevos de *D. renale* por ml de muestra de orina previo a la cirugía y 18584 posteriores a la misma (Tabla 10).

Tabla 10. Cantidad de huevos de *D. renale* eliminados en muestras diarias de orina previo y posteriormente a la nefrectomía.

Días previos y posteriores	ml de orina	Huevos por ml
- 6	180	4040
- 5	120	32320
- 4	120	46460
- 3	100	16160
- 2	100	18180
- 1	80	14140
Día 0 pre- nefrectomía	70	6060
Día 0 post- nefrectomía	328	46460
1	400	26260
2	650	6060
3	150	2020
4	103	12120
5	50	0
6	200	0
7	160	0
8	200	0
9	70	0
10	60	0
11	80	0
12	80	0

9. DISCUSIÓN

9.1 Prevalencia de *D. renale* en caninos

La prevalencia de *D. renale* en la muestra fue del 0,40%, obtenida mediante el método diagnóstico de visualización de los huevos en el sedimento urinario. Este valor se relaciona con la presencia de ejemplares hembras maduras fecundadas localizadas en el tracto urinario. Por lo tanto, los especímenes inmaduros, hembras no fecundadas, ejemplares machos o localizaciones aberrantes del nematodo al momento de la toma de la muestra no son posibles detectarlos por el método de diagnóstico empleado.

Las situaciones de falsos negativos se podrían subsanar mediante la utilización de la ultrasonografía, la laparotomía exploratoria o el test de ELISA (Pedrassani, 2009; Zardo y col., 2012; da Luz, 2012; da Veiga y col., 2012).

Los estudios realizados en la región a través de diferentes métodos diagnósticos revelan la siguiente información acerca de la magnitud de la parasitosis. En Brasil Colpo y col. (2007) constataron en caninos del municipio de Uruguaiana –RS, una prevalencia del 1,68% a partir del análisis del sedimento urinario y de animales necropsiados. Por su parte en el distrito de São Cristóvão, Três Barras, Santa Catarina, de un total de 197 animales examinados el 14,2% presentó huevos del parásito en la orina y el 16,4% mostró anticuerpos anti- *D. renale* por el método de ELISA indirecto (Pedrassani, 2009). En Porto Alegre, Río Grande do Sul, en un relevamiento clínico y epidemiológico de la diotofimosis a partir de los registros del Hospital de Clínicas Veterinarias, se constató una prevalencia de 0,008% a través de los resultados obtenidos en la necropsia, en el análisis del sedimento urinario y/o en la ultrasonografía (da Luz, 2012). En Argentina, Burgos y Radman (2008) hallaron una prevalencia en caninos machos de una zona ribereña al río de La Plata del 44%.

9.1.1 Descripción morfológica de los huevos de *D. renale*

Las características morfológicas registradas en relación a la forma elíptica, color marrón amarillento, cubierta externa con fasetas, cáscara gruesa y con un tapón en cada extremo concuerdan con lo reportado en la bibliografía (Lapage, 1971; Soulsby, 1987; Bowman, 2011). Sin embargo, el tamaño promedio registrado de los huevos de 62,74 μ de largo y 39,53 μ de ancho resultó menor que lo comunicado por otros autores. En este sentido, Olsen (1977) describe el tamaño medio de los huevos de *D. renale* de 74,3 x 46,7 μ ; Lapage (1971) y Soulsby (1987) mencionan que las dimensiones oscilan entre 71-84 x 46-52 μ y para Pedrassani y col. (2009) la medida fue de 67,23 x 42,78 μ .

9.1.2 Otros hallazgos parasitológicos

El otro huevo de nematodo hallado en el sedimento urinario correspondió a *Capillaria plica*, parásito que pertenece al Phylum Nematelminthes, Clase Enoplea, Orden Enoplida, Superfamilia Trichuroidea, Familia *Capillariidae*, Género *Capillaria*, Especie *C. plica* (Soulsby, 1987).

En lo que respecta al tamaño del parásito adulto, este difiere de *D. renale* porque el macho mide de 1,3 a 3cm de largo, y la hembra de 3 a 6cm de largo (Soulsby, 1987).

Al igual que *D. renale*, el ciclo biológico es indirecto y los hospedadores definitivos son los perros, gatos, zorros y lobos (Soulsby, 1987; Bowman, 2011); pero su hospedador intermediario es la lombriz de tierra y no forman parte del mismo los hospedadores paraténicos (del Río y col., 1999).

Los huevos son eliminados con la orina al exterior y con una humedad y temperatura entre los 15 y los 18°C desarrolla en su interior la L1 siendo éste la forma infestante para la lombriz de tierra, que tras ser ingerido eclosiona en el aparato digestivo y aumenta de tamaño permaneciendo en el mismo estadio. Las lombrices al ser ingeridas por el hospedador definitivo permite que las larvas penetren en la pared del intestino, y en la mucosa y submucosa mudan a L2. Aunque no se sabe con certeza, las larvas migrarían vía hematógena hasta los riñones alcanzando la pelvis renal, uréter y vejiga urinaria en donde mudan hasta transformarse en adultos. Estos introducen la porción anterior del cuerpo en el revestimiento epitelial de uréteres y vejiga, quedando la parte posterior de mayor grosor libre. El período de prepatencia es de 9 a 10 semanas. Esta parasitosis ocasionalmente originaría cistitis, disuria, polaquiuria e incontinencia urinaria, aunque puede presentarse de forma asintomática (del Río y col., 1999).

A diferencia de la dioctofimosis, la capilariosis posee tratamiento médico que consiste en la administración de fenbendazol a una dosis de 50mg/kg vía oral durante un período de 3 a 5 días. También se ha descrito el uso de Ivermectina s/c a una única dosis de 0,2mg/kg (del Río y col., 1999). Por su parte, *C. plica* no se considera una zoonosis en contraposición con *D. renale*.

En nuestro trabajo la prevalencia de *C. plica* encontrada en base a la visualización de los huevos, fue del 1,2%, 3 veces mayor a la registrada para *D. renale*.

9.1.2.1 Comparación morfológica de los huevos de *D. renale* y *C. plica*

En *D. renale* y *C. plica* los huevos son eliminados en la orina, por lo cual resulta relevante efectuar el diagnóstico morfológico diferencial.

Las características morfológicas observadas de los huevos de *C. plica* en relación a su color amarillo, forma ovoide, 2 tapones polares transparentes y aplanados, concuerdan con lo reportado en la bibliografía (Soulsby, 1987; del Río y col., 1999). El tamaño promedio registrado fue de 64,4μ de largo por 29,3μ de ancho, estando comprendida la longitud en el rango (63 - 68μ) descrito por los autores anteriormente citados y el diámetro menor levemente superior (24- 27μ).

En contraposición los huevos de *D. renale* tienen forma elíptica, de color marrón amarillento, con tapones polares y poseen una cubierta externa albuminosa con fosetas dando lugar a una cáscara más gruesa y rugosa que *C. plica*. En el presente trabajo, el tamaño promedio de los huevos de *C. plica* (64,4μ de largo por 29,3μ de ancho) y de *D. renale* (62,74μ de largo y 39,53μ de ancho) evidenciaron longitud similar, pero los huevos de *C. plica* resultaron de menor diámetro.

9.2 Caracterización de la población canina estudiada

9.2.1 Caracterización de la población canina en general para toda la muestra y factores que favorecen la dirofilariosis

El mayor porcentaje de animales mestizos muestreados se podría explicar por el contexto socio económico de los 3 grupos de riesgo involucrados. En este sentido, se ha reportado mayor número de casos de dirofilariosis en caninos sin raza definida, posiblemente como consecuencia de sus hábitos alimenticios no selectivos (de Sousa y col., 2011; Meyer y col., 2013; Ruiz y col., 2013).

En nuestro estudio el porcentaje de machos analizados fue notoriamente mayor al de hembras. Esto refleja la distribución que normalmente presenta la población canina con mayor número de machos. Las muestras de orina fueron obtenidas principalmente mediante sondaje uretral, en concordancia con lo recomendado por la bibliografía (da Silveira y col., 2009). Esta vía de extracción resulta más accesible llevarla a cabo en los machos por las características anatómicas del aparato urinario y esto también incidió en el menor número de hembras muestreadas.

En el total de animales estudiados el promedio de edad fue de 4,5 años, con una mínima de 5 meses que se fundamentó en que el tiempo de vida supere al período de pre patencia de 4,5 meses en caninos (Pedrassani, 2009). A su vez, fue la menor edad reportada en un caso clínico (de Sousa y col., 2011). En los caninos de los hogares transitorios y protectoras se muestrearon aquellos animales que no sobrepasaron los 5 años de residencia, debido a que el parásito tiene una longevidad de hasta 5 años en el hospedador definitivo (Olsen, 1977; Pedrassani, 2009), y la infección sería previa al ingreso, al no conocerse la procedencia y dieta de los animales.

Los principales factores que se podrían vincular con la dirofilariosis fueron en los caninos del grupo A el acceso a la calle y al río, que incrementan las posibilidades de ingestión de hospedadores paraténicos e intermediarios, y el pescado como componente de la dieta; en los animales pertenecientes al grupo B la dieta y el origen desconocido; y en los correspondientes al grupo C, el acceso a la calle y al río y a una dieta desconocida. Los factores de riesgo mencionados han sido descritos por Monteiro y col. (2002), Alves y col. (2007), Amaral y col. (2008), Pedrassani (2009) y da Luz (2012).

En relación a las características ambientales que inciden en la dirofilariosis, se menciona que la temperatura ambiental óptima para el desarrollo del ciclo biológico de *D. renale* es de 20°C y Uruguay presenta una temperatura promedio de 18°C (Pedrassani, 2009; Hernández y col., 2014). A su vez, en las aguas del río Uruguay a la altura de Salto y Paysandú se han registrado temperaturas que oscilan entre los 14 y 31°C (Comisión administradora del río Uruguay).

Si bien en nuestro país hasta el momento no se han confirmado los hospedadores intermediarios y paraténicos involucrados, existe una afinidad entre la ictiofauna del río Uruguay y la del río Paraná, predominando los órdenes Characiformes y Siluriformes (Comisión administradora del río Uruguay). Pedrassani

(2009) encontró larvas de *D. renale* en *Chaunus ictericus*, siendo éste el primer hospedador paraténico diagnosticado en Brasil y probablemente el primero en la región neotropical. Por lo tanto, el área de estudio presenta las características ambientales y poblacionales necesarias para el cumplimiento del ciclo vital de *D. renale* y esto se corrobora con los hallazgos previos de los nematodos en localizaciones aberrantes en caninos de Salto y Paysandú (Hernández y col., 2014).

9.2.2 Caracterización del perro parasitado con *D. renale*

Los factores epidemiológicos del canino positivo a *D. renale* se relacionaron a la cercanía de la vivienda con el río Uruguay, por tener acceso a la calle y haber consumido pescado en su lugar de origen, aunque no se pudo establecer el lugar exacto donde se adquirió la infección debido a los cambios de domicilios y de los componentes de la dieta. Estos factores también han sido descritos por Monteiro y col. (2002) y por da Luz (2012).

En cambio, los caninos con quienes él cohabitaba en su lugar de origen resultaron negativos a la visualización de huevos en orina y a la ultrasonografía, principalmente en la valoración de los riñones. Este resultado podría deberse a que el estudio ultrasonográfico se enfocó en la evaluación renal, no pudiendo descartar una localización aberrante del nematodo.

El canino parasitado con *D. renale* no presentó ninguna sintomatología clínica de dirofilosis. Ferreira y col. (2010) mencionan que cuando un solo riñón está afectado los signos que indican falla renal pueden no ser evidentes. Soulsby (1987) y Alves y col. (2007) afirman que el riñón que queda normal puede cubrir las necesidades del organismo al sufrir hipertrofia compensatoria.

En la mayoría de los casos los caninos afectados son asintomáticos, pudiendo ser encontrado el nematodo de forma fortuita en cirugías de cavidad abdominal como por ejemplo durante la ovariohisterectomía, o ser hallazgo de necropsia (Zardo y col., 2012; Meyer y col., 2013; Hernández y col., 2014).

Por el contrario, en caso de presentarse sintomatología, esta puede variar de acuerdo a la ubicación del nematodo. En Argentina Hallp y col. (2005) describieron un caso de dirofilosis de localización aberrante en un canino hembra, cuyo motivo de consulta fueron tumoraciones mamarias. Este animal presentaba un estado general regular y durante la mastectomía se encontró dentro del tejido mamario el nematodo de 40cm. En la ciudad de Rosario de este mismo país, Sacchi (2011) reportó en una hembra canina de raza indefinida, de 1 año de edad, que presentó como único síntoma la hematuria, motivo por lo cual se solicitó al laboratorio un análisis completo de la orina, llegando al diagnóstico por la visualización de huevos de *D. renale* en el sedimento urinario. A su vez Ruiz (2013) reportó también un caso en Santa Fé, de un canino macho, mestizo, de 5 años de edad que se presentó a la consulta con decaimiento, dolor abdominal, arqueamiento de la zona lumbosacra y hematuria. Al analizar la orina se visualizaron los huevos de *D. renale* y mediante ultrasonografía se confirmó la presencia de nematodos en el riñón derecho, como así también en la cavidad abdominal. En Brasil, Marinho y col. (1998) registraron en un canino macho la localización subcutánea de *D. renale*. El

paciente presentaba un área de tumefacción en la región inguinal derecha, de aspecto cilíndrico, consistencia firme, hiperémica y con dolor a la palpación. Ferreira y col. (2010) en la ciudad de San Pablo, Brasil describieron esta parasitosis en un canino hembra que presentaba una historia clínica de postración e hiporexia. La ultrasonografía sugería presencia de *D. renale* en el riñón derecho y se confirmó mediante análisis microscópico del sedimento urinario.

9.3 Análisis diagnósticos complementarios en el canino positivo al hallazgo de huevos de *D. renale*

9.3.1 Estudios imagenológicos

9.3.1.1 Estudio Ultrasonográfico

La ultrasonografía del riñón derecho permitió visualizar las estructuras compatibles con el nematodo, concordando con lo refrendado en la bibliografía (Ferreira y col., 2010; da Luz, 2012 y Zardo y col., 2012). Por consiguiente esta metodología constituyó una herramienta que corroboró el diagnóstico.

De acuerdo con da Veiga y col. (2012) la ultrasonografía en modo B es un buen método diagnóstico de *D. renale* en caninos y permite detectar la presencia de nematodos aún en animales negativos al análisis de orina por sedimentación. Este estudio posibilita además identificar el riñón afectado y el contralateral así como valorar la integridad de los demás órganos abdominales (Ferreira y col., 2010; Zardo y col., 2012).

9.3.1.2 Estudio radiológico de la región abdominal

En nuestro caso este estudio no permitió evidenciar la alteración del riñón afectado, en cambio algunos autores señalan a la radiografía simple como un método de diagnóstico de la dioctofimosis (Monteiro y col., 2002; Ferreira y col., 2010). Por su parte, otros afirman que es de utilidad sólo para valorar la silueta y el tamaño renal y no para el diagnóstico específico de esta enfermedad (Ishizaki y col., 2010; da Luz, 2012). La urografía excretora brinda información acerca de la disfunción renal, siendo este otro método de diagnóstico (Ishizaki y col., 2010; de Sousa, 2011; da Luz, 2012).

9.3.2 Análisis de laboratorio

Los análisis de orina y sangre previos a la nefrectomía fueron realizados con la finalidad de corroborar que el paciente se encontrara apto para la misma y que preservaba la funcionalidad renal.

Los hallazgos del primer análisis de orina (escasas células epiteliales y hematíes), las alteraciones del hemograma (leve leucocitosis, neutrofilia, eosinofilia y marcada trombocitopenia) así como el aumento de las globulinas y proteínas totales reflejaron el daño inflamatorio que generó el nematodo en el organismo. La reducción del número de plaquetas circulantes puede ser el resultado de una o más

de las siguientes anomalías: reducida producción, aumentada destrucción, aumentado consumo y aumentado secuestro de plaquetas (Nelson y Couto, 2005). En el presente estudio la trombocitopenia podría explicarse por el secuestro de las plaquetas dentro del bazo, fundamentado por la esplenomegalia que se constató durante el procedimiento quirúrgico. Teniendo en cuenta esto, y que la crisis sanguínea no reveló anomalías, no se consideró que la trombocitopenia fuera una amenaza para la coagulación sanguínea durante la cirugía.

En cuanto al aumento de las proteínas totales y las globulinas en sangre presumiblemente fue debida a la reacción inflamatoria del organismo dirigida a combatir el nematodo, ya que según Nelson y Couto (2005) el aumento de la producción de globulinas ocurre en una variedad de condiciones clínicas, pero sobre todo en dos grupos de anomalías: inflamatorias-infecciosas y neoplásicas.

Los resultados posteriores, durante el período de convalecencia indican infección urinaria (piocitos y bacilos Gram negativos en el exámen microscópico de orina y la presencia de leucocitosis con neutrofilia y leve monocitosis en el hemograma), posiblemente favorecida por los sondajes uretrales diarios con la finalidad de obtener las muestras de orina.

En el resto de las determinaciones tanto en orina como en sangre no se observaron alteraciones en los valores normales, ya que el riñón izquierdo compensó la función renal del derecho (Soulsby, 1987).

9.4 Tratamiento quirúrgico

En la apertura de la cavidad abdominal, lo primero que llamó la atención fueron las dimensiones del bazo. Según Barone (1978) el tamaño del bazo es muy variable de acuerdo a la raza, talla e individualidad midiendo de 8 a 30cm de largo y un ancho de 3 a 8cm. Schummer y col. (1979) describieron que el largo es de 9,7 a 24cm y el ancho de 2,5 a 4,6cm. Esta bibliografía brinda una guía general pero no especifica las medidas según el porte del animal (pequeño, mediano o grande), por lo cual el diagnóstico de esplenomegalia se basó en la experiencia clínica.

El bazo canino es un órgano linfoide secundario constituido por dos formas de tejido: la pulpa roja (filtra la sangre y almacena glóbulos rojos) y la pulpa blanca (rica en linfocitos T y B) donde ocurren las respuestas inmunes. La pulpa blanca está separada de la roja por un seno marginal, una vaina reticular y una zona marginal de células. La zona marginal constituye un área importante de tránsito de células blancas que se mueven entre la sangre y la pulpa blanca, además es rica en macrófagos, células dendríticas y linfocitos B. La mayor parte de la sangre que entra en el bazo circula en el seno marginal y atraviesa la zona marginal antes de volver a la circulación por los senos venosos. Este patrón de circulación asegura que las células presentadoras de antígenos puedan capturar los antígenos circulantes y entregarlos a las células linfoides de la pulpa blanca. A su vez esta última participa en las respuestas de la inmunidad adquirida mientras que las células de las zonas marginal pueden participar tanto en respuestas inmunes innatas como adquiridas (Tizard, 2009). También este órgano posee gran capacidad para almacenar sangre y bajo condiciones normales contiene entre el 10 y el 20% de la volemia total (Nelson y Couto, 2005). En base a la capacidad de este órgano para responder en defensa

del organismo, el aumento de su tamaño se explicaría por las reacciones frente a antígenos originados de la interacción del parásito con el hospedador, así como a los derivados de los productos de desechos y de los huevos eliminados.

Los nódulos linfáticos mesentéricos y las placas de Peyer se encontraron aumentados de tamaño, si bien se podría asociarlo a la diotofimosis, también responderían a otra patología previa ya resuelta o no evidenciada.

El riñón izquierdo presentó hipertrofia, de acuerdo con Barone (1978) las medidas normales corresponden a 5 a 8cm de largo, 3 a 5cm de ancho y de 3 a 4cm de espesor. Por su parte Miller (1964) reporta un largo de 6 a 9cm, un ancho de 4 a 5cm y un espesor de 3 a 4cm, siendo estas medidas no discriminadas según el porte de los caninos. El tamaño del riñón izquierdo concuerda con el registrado en la ultrasonografía y con los resultados del funcional renal, de donde se desprende que el paciente sufrió una hipertrofia compensatoria.

El riñón derecho a la observación macroscópica mostraba la cápsula con apariencia de vejiga distendida y con tan solo una pequeña porción de parénquima renal restante, al igual que lo menciona la bibliografía (Soulsby, 1987; Pedrassani, 2009).

Algunos autores recomiendan la nefrectomía cuando hay un único riñón afectado y la nefrotomía cuando ambos están comprometidos (Pedrassani, 2009; Ferreira y col., 2010; de Sousa y col., 2011). En nuestro caso, solo existió el riñón derecho parasitado, el cual se encontraba prácticamente destruido por el nematodo y por este motivo se procedió a la extirpación del mismo. Se destaca que la recuperación de "Rocco" fue satisfactoria y actualmente se encuentra en óptimas condiciones.

El ejemplar hembra de *D. renale* fue el único encontrado y ubicado en el riñón derecho. Esta localización renal es la más frecuente de acuerdo a diferentes autores (Soulsby, 1987; Urquhart y col., 2001).

La visualización de huevos en la orina y en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho corroboraron la presencia de una hembra y que habría sido fecundada durante su migración o dentro del riñón, considerando que el tipo de reproducción es sexual (Boch y Supperer, 1988). A pesar de esto no se halló el espécimen macho en el riñón ni en la exploración de la cavidad abdominal durante la cirugía. Las posibilidades que explicarían la no visualización del macho estarían dadas porque el nematodo pudo descender hasta la vejiga urinaria y salir a través de la uretra hacia el exterior (Soulsby, 1987; Alves y col., 2007; Burgos y Radman, 2008; Sardjono y col., 2008). Otro argumento se basaría en la migración hacia una localización aberrante a la cual no pudimos acceder, por ejemplo el tórax, así como lo menciona Meyer y col. (2013), aunque no se evidenció ningún orificio o cicatriz en el diafragma que respaldaran este trayecto. Otra alternativa es que el nematodo haya muerto y hubiera sido reabsorbido posteriormente por el organismo, no encontrándose vestigios del mismo como lo describió Olsen (1977). También cabe suponer que el *D. renale* macho pudo migrar hasta localizarse en el tejido subcutáneo en concordancia a lo mencionado por de Sousa (2011) y luego por una

fistulización de la piel ser expulsado hacia el exterior, aunque en este canino no hay antecedentes de lesiones en su piel.

En diversos estudios se reportaron casos de dioctofimosis con la presencia de un único ejemplar en el organismo, como por ejemplo de Sousa y col. (2011), quienes describieron la localización de un nematodo hembra en la región inguinal de un canino macho y de un parásito macho en un tumor mamario de un canino hembra, así como también Hallp y col. (2005) encontraron un nematodo en la glándula mamaria. Asimismo, Bellini y Ferreira (2001) hallaron un espécimen en el riñón derecho de un canino macho y Gargili y col. (2002) encontraron un nematodo hembra en la cavidad abdominal. En igual sentido, Hernández y col. (2014) presentaron 2 casos de dioctofimosis diagnosticados durante procedimientos quirúrgicos de esterilización, el primero correspondió con un *D. renale* macho ubicado en la bolsa escrotal, y el segundo con un nematodo hembra libre en la cavidad abdominal de un canino hembra.

En contraposición a lo mencionado anteriormente, cabe destacar algunos trabajos con presencia de más de un parásito en el organismo. Algunos ejemplos de esto es el estudio realizado por Marinho y col. (1998) en el cual reportaron la existencia de 2 especímenes, uno macho y otro hembra, ambos en la región inguinal del tejido subcutáneo. Monteiro y col. (2002) encontraron 28 ejemplares libres en el interior de la cavidad abdominal y 6 en el riñón derecho, resultando en total 34 nematodos en el organismo. Ruiz y col. (2013), registraron 4 en el riñón derecho (2 hembras y 2 machos) y 2 hembras en la cavidad abdominal. Meyer y col. (2013) revelaron la existencia de 2 ejemplares de *D. renale*, 1 en cavidad abdominal y otro en el tórax.

9.5 Estimación de los huevos en el fluido que bañaba el nematodo en el interior del riñón derecho y de los eliminados previa y posteriormente a la cirugía

El número elevado de huevos que se contabilizaron en el fluido del interior del riñón y los emitidos en la orina antes y después de la cirugía se podrían relacionar con un potencial biótico de *D. renale* considerable, si bien en la bibliografía no se encontraron los valores de referencia. La prevalencia de *D. renale* en los caninos fue menor al 1% mediante la visualización de los huevos en orina, a su vez el ciclo biológico resulta complejo debido a la participación e interacción de hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos, lo que puede limitar la presentación de la dioctofimosis. A pesar de esto, cuando el parásito hembra fecundada logra alojarse en el riñón, tiene a su favor la alta capacidad ovípara, que si se la combina con una importante longevidad dentro del hospedador definitivo y con la marcada resistencia de sus huevos en el ambiente de hasta 5 años, aumentarían las probabilidades de perpetuar su especie (Olsen, 1977; Soulsby, 1987; Pedrassani, 2009).

En este trabajo aunque se haya observado huevos de *D. renale* en la orina diariamente no se puede dictaminar que el parásito presenta una puesta continua, debido a que luego de la extirpación del mismo se continuó detectando huevos hasta por 4 días, siendo la vejiga urinaria el reservorio de los mismos.

10. CONCLUSIONES

La prevalencia de *D. renale* en caninos provenientes de zonas ribereñas y pertenecientes a pescadores, protectoras y hogares transitorios de las ciudades de Salto y Paysandú fue de 0,40% mediante la visualización de los huevos en orina.

La población canina evaluada se caracterizó por estar compuesta de un 92,7% machos, de raza no definida en un 83,9% y una edad media de 4,5 años. Los principales factores de riesgo de la dioctofimosis se relacionaron al acceso a la calle y cursos de agua, a la dieta desconocida y a la incorporación de pescado en la alimentación.

El canino con *D. renale* no presentó signos clínicos de la parasitosis, pero reunía las condiciones para el desarrollo del mismo.

La ultrasonografía resultó de utilidad para confirmar y localizar el parásito en el organismo, no pudiendo decir lo mismo de la radiografía.

Se halló un ejemplar hembra de *D. renale* en el riñón derecho y el tratamiento consistió en la nefrectomía con resultados satisfactorios y actualmente "Rocco" se encuentra en óptimas condiciones.

La alta cantidad de huevos en cada muestra diaria de orina permite sostener que el nematodo presenta un potencial biótico considerable.

Las características geográficas y climáticas de nuestro país propician que el ciclo biológico se desarrolle, si bien aún no se han identificado los hospederos intermediarios y paraténicos involucrados.

La dioctofimosis debe incluirse entre los diagnósticos diferenciales de nefropatías. En consecuencia en los caninos debe evitarse el consumo de ranas y/o pescado crudo y restringir el acceso a cursos de agua potencialmente contaminada con oligoquetos así como también a la población en general por constituir una zoonosis.

11. BIBLIOGRAFÍA

- 1- Alves, G; Silva, D; Neves, M. (2007). *Dioctophyma renale*: O parasita gigante do rim. Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária 4(8). Disponible en: http://www.faef.revista.inf.br/imagens_arquivos/arquivos_destaque/fPXZwNY3BuYYQ8A_2013-5-24-11-38-31.pdf Fecha de consulta: 14-05-15.
- 2- Amaral, L; Polizer, K; Sant'ana, T; Neves, M (2008). *Dioctophyma renale*. Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária. 6 (10). Disponible en: http://faef.revista.inf.br/imagens_arquivos/arquivos_destaque/PO4WQrLxYTqjZd_2013-5-29-10-26-30.pdf Fecha de consulta: 3-10-14.
- 3- Araujo, A; Bassi, A; Negro, P. (2013). Dioctofimosis en perros de la ciudad de Villa Constitución, Santa Fe, Argentina. Descripción de un caso clínico. XIV Jornadas de Divulgación Técnico- Científico. Jornada Latinoamericana. Facultad de Ciencias Veterinarias – Universidad Nacional de Rosario. Argentina. Disponible en: <http://www.fveter.unr.edu.ar/jornadas2013/7.ARAUJO,A.%20Dioctofimosis.pdf> Fecha de consulta: 5-10-14.
- 4- Barone, R. (1978). Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques. Lyon. Laboratoire D´ Anatomie Ecole Nationale Veterinaire Lyon. 945p
- 5- Bellini, E; Ferreira, C (2001). *Dioctophyma renale* en el perro. Primer hallazgo en Uruguay. Veterinaria, 36(142): 21-24.
- 6- Boch, J; Supperer, R. (1988). Parasitología en Medicina Veterinaria. 2ª ed. Buenos Aires, Hemisferio Sur S.A, 627p.
- 7- Bowman, D D. (2011). Georgis Parasitología para Veterinarios. 9ª ed. Barcelona, Elsevier Saunders, 453 p.
- 8- Burgos, L; Radman, N (2008). Dioctophymosis. Temas de Zoonosis IV. Veterinaria Argentina 25 (247): 524-529.
- 9- Cepeda, E; Aguilar, W; Cervantes, V; Corrales, M; Díaz, I; Rodríguez, D. (2008). Intervalos de confianza e intervalos de credibilidad para una proporción. Revista Colombiana de Estadística 31(2):211-228.
- 10- Colpo, C; Silva, A; Monteiro, S; Stainki, D; Camargo, D; Colpo, E. (2007). Ocorrência de *Dioctophyma renale* em cães no município de Uruguaiana-RS. Revista da FZVA 14(2):175-180.
- 11- Comisión administradora del Río Uruguay. Temperaturas del Río Uruguay. Disponible en: www.caru.urg.uy Fecha de consulta 4-8-14.
- 12- da Luz, C. (2012). Levantamiento clínico e epidemiológico de casos de parasitismo por *dioctophyma renale* em caes da regio de Porto Alegre/RS. Tesis. Universidade Federal Do Rio Grande Do Sul Faculdade De Veterinaria. 19 p.

- 13- da Silveira, L; Lemos, L; Ferreira, F; de Freitas, M; Pereira, M; Carvalho, C. (2009). Análisis comparativo entre las técnicas de centrífugo-sedimentación y sedimentación rápida (Paratest®) en la identificación de huevos de *Dioctophyma renale* en orina de perros. *Jornal Brasileiro de Ciencia Animal* 2 (3): 150-158.
- 14- da Veiga, C; de Oliveira, P; Ferreira, A; Azevedo, F; Vieira, S; Paiva, M. (2012). Dioctofimose em útero gravídico em cao- relato de caso. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*, 34(3):188-191.
- 15- del Río, A; Flores, D; Arrieta, L; Bosch, J. (1999). *Capillaria plica* como agente etiológico de hematuria en un perro. *Clínica Veterinaria de Pequeños Animales*, 19(3):223-226.
- 16- de Sousa, A; de Sousa, A; Coelho, M; Quessada, A; de Freitas, M; Moraes, R. (2011). Dioctophymosis in dogs. *Acta Scientiae Veterinariae* 39(3): 985.
- 17- Ferreira, V; Medeiros, F; July, J; Raso, T. (2010) *Dioctophyma renale* in a dog: Clinical diagnosis and surgical treatment. *Veterinary Parasitology* 168:151-155.
- 18- Fossum, T; Hedlund, C; Johnson, A; Schulz, K; Seim, H; Willard, M; Bahr, A; Carroll, G. (2009) *Cirugía en Pequeños Animales*. Barcelona, Elsevier , 1610p
- 19- Gargili, A; Firat, I; Toparlak, M; Cetinkaya, H. (2002). First case report of *Dioctophyme renale* (Goeze, 1782) in a dog in Istanbul, Turkey. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences* 26(5):1189-1192.
- 20- Hallp; Corralf; Lattanzio, Ontiveros, Cardillon. (2005). Reporte de un caso de *Dioctophyma renale* en tejido mamario de un canino hembra. *Invet* 7(1): 188- 189.
- 21- Hernández, Z; Supparo, E; dos Santos, C; Nan, F. (2014). *Dioctophyma renale* en caninos (*Canis familiaris*) de Uruguay. *Asociación Peruana de Helmintología e Invertebrados Afines (APHIA)*. *Neotropical Helminthology* 8(1):123-130.
- 22- Ishizaki, M; Imbeloni, A; Muniz, J; Scalercio, S; Benigno, R; Pereira, W; Junior, A. (2010). *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) in the abdominal cavity of a capuchin monkey (*cebus apella*), Brazil. *Veterinary Parasitology* 173(34):340-343.
- 23- Lapage, G. (1971) *Parasitología Veterinaria*. México, Continental, 790p.
- 24- Marinho, L; Benigno, R; Monte Santo, M; Maia, P; Carvalho, M; Ferreira, P. (1998). *Dioctophyma renale* (GOEZE,1782): Localizaçao ectópica em *canis familiares* na cidade de Belém, Estado Do Pará. B. FCAP, Belem, 30: 135- 137.
- 25- Meyer, S; Rosso, M; Maza, Y. (2013). Hallazgo de *Dioctophyme renale* en la cavidad torácica de un canino. *Revista Veterinaria*, 24(1): 63-65.
- 26- Miller, M. (1964) *Anatomy of the dog*. London, W.B. Saunders, 941p.

- 27- Monteiro, S; Sallis, E; Stainki, D. (2002). Infecção natural por trinta e quarto helmintos da especie *Diectophyma renale* (Goeze, 1782) em um cão. Revista da FZVA 9(1):95-99.
- 28-Nelson, R; Couto, C. (2005) Medicina Interna de Animales Pequeños. Buenos Aires, Inter-Médica, 1454 p
- 29- Olsen Wilford O, (1977). Parasitología animal. Barcelona, Aedos, 719 p.
- 30- Pedrassani, D (2009). Aspectos morfológicos, imunológicos e epidemiológicos do *Diectophyme renale* em cães no Distrito de São Cristóvão, Três Barras, Santa Catarina. Tesis de Doutor em Medicina Veterinária, Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias Câmpus de Jaboticabal. Sao Paulo, Brasil.118 p.
- 31- Pedrassani, D; Hoppe, E; Avancini, N; Nascimento, A. (2009). Morphology of eggs of *Diectophyme renale* Goeze, 1782 (Nematoda: *Diectophymatidae*) and influences of temperature on development of first-stage larvae in the eggs. Revista Brasileira de Parasitología Veterinaria 18(1):15-19.
- 32- Prophet EB; Mills B; Arrington JB; Sobin LH. (1995). Métodos histotecnológicos. Washington, Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América, 280p.
- 33- Ribeiro, C; Verocai, G; Tavares, L. (2009). *Diectophyme renale* (Nematoda, *Diectophymatidae*) infection in the crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) from Brazil. Journal of Wildlife Diseases, 45(1):248-250.
- 34- Ruiz, M; Zimmermann, R; Aguirre, F; Bertero, N; Forti, M. (2013). Diectofimosis: reporte de un caso. XIV Jornadas de divulgación Técnico- Científicas, Facultad de Ciencias Veterinarias - Universidad Nacional de Rosario Argentina. Disponible en: <http://www.fveter.unr.edu.ar/jornadas2013/164.RUIZ,M.%20VET-UNL%20Diectofimosis.pdf>. Fecha de consulta: 9-9-14.
- 35- Sacchi, L; Garcarena, V; Diéguez, C; Pastinante, A; Musulin, V. (2011). Diectofimosis: Presentacion de un caso. XII jornadas de divulgación Técnico-Científico, Facultad de Ciencias Veterinarias – Universidad Nacional de Rosario. Disponible en: <http://www.fveter.unr.edu.ar/jornadas2011/192.SACCHI,L.%20Diectofimosis....pdf>. Fecha de consulta: 10-10-14.
- 36- Sardjono, T; Purnomo, B; Iskandar, A; Gunawan, A. (2008). Diectophymatosis renalis in humans: first case report from Indonesia. Proceedings of the 3rd ASEAN Congress of Tropical Medicine and Parasitology, Bangkok, Thailand, p. 90-93.
- 37- Särndal, C; Swensson, B; Wretman, J. (1992) Model Assisted Survey Sampling. New York, Springer-Verlag, 695p.
- 38- Schummer, A; Nickel, R; Otto, W. (1979). The Viscera of the Domestic Mammals. 2ª ed. Berlin, Verlag Paul Parey, 401p.

- 39- Slatter, D. (2006) Tratado de cirugía en pequeños animales. Buenos Aires, Inter-Médica, 3156p.
- 40- Soulsby, E J L. (1987) Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª .ed. México, Ed. Interamericana, 823p.
- 41- Stata Corp. 2013. Stata Statistical Software: Release 13. College Station, TX: StataCorp LP.
- 42- Sverlij, S; López, H; Delfino, R; Espinach, A. (2011). Peces del Río Uruguay. Disponible en: www.caru.org.uy. Fecha de consulta: 31-07-14.
- 43-Tizard, I. (2009) Introducción a la Inmunología Veterinaria. 8ª ed. Barcelona. Elsevier, 574p.
- 44- Urquhart G.M, Armour J, Duncan J. L, Dunn A.M, Jennings F.W (2001) Parasitología Veterinaria. 2ª ed. Zaragoza. Acribia, 355p.
- 45- Verocai, G; Measures, L; Azevedo, F; Correia, T; Fernandes, J; Scott, B. (2009). *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) in the abdominal cavity of a domestic cat from Brazil. Veterinary Parasitology, 161:342-344.
- 46- Zardo, K; Santos, D; Babicsak, V; Belotta, A; Oliveira, H; Estanislau, C; Mamprim, M; Brandão, C. (2012). Aspecto ultrasonográfico da dioctofimose renal canina. Veterinária e Zootecnia, 19: 57-60.

