



Universidad Nacional del Nordeste

Facultad de Ciencias Veterinarias

Corrientes - Argentina

TRABAJO FINAL DE GRADUACIÓN
-MÓDULO DE INTENSIFICACIÓN PRÁCTICA-

OPCIÓN: CLÍNICA DE PEQUEÑOS ANIMALES

TEMA: Miositis en *Bothrops diporus*: Diagnóstico y Tratamiento.

TUTOR EXTERNO: M V María Lucia Bustos

TUTOR INTERNO: M. V. Mayra Luz López Ramos

RESIDENTE: Cordón, María Alejandra

E-MAIL: marilecordon@gmail.com

-AÑO 2023-

DEDICATORIA

El presente trabajo va dedicado a mis padres Zulma y Rubén, por el apoyo y amor incondicional que me brindaron durante todos estos años.

AGRADECIMIENTOS

A los servicios pertenecientes a FCV - UNNE, de Diagnóstico Histopatológico y Citológico de, especialmente a la M. V. Insfrán, Rosa María.

Al servicio Diagnóstico por Imágenes, especialmente a la M.V. Repetto, Carolina.

Al Servicio de Diagnóstico Bacteriológico y Micológico, especialmente a la docente M.V. Amable, Valeria.

Por sus servicios de Magnetoterapia a la M.V. Fianza, Mirka Julia.

Al equipo de profesionales y alumnos del Centro Interactivo de Serpientes Venenosas de Argentina (CISVA) por la colaboración en todo el manejo del caso clínico del paciente.

Agradezco también a mis amigas de la vida y los amigos que me regalo la facultad por brindarme su compañía y apoyo durante estos años.

Eternamente agradezco a mis padres y hermano por no soltarme las manos e incentivar me a seguir, su amor y comprensión me dieron las fuerzas necesarias para culminar esta etapa.

ÍNDICE

| | |
|-------------------------------|----|
| RESUMEN..... | 5 |
| INTRODUCCION..... | 7 |
| OBJETIVOS..... | 11 |
| MATERIALES Y MÉTODOS..... | 12 |
| Ficha Clínica..... | 12 |
| Examen clínico..... | 13 |
| Exámenes complementarios..... | 13 |
| RESULTADOS..... | 19 |
| Métodos complementarios..... | 19 |
| Diagnóstico definitivo..... | 22 |
| Tratamiento..... | 22 |
| Necropsia..... | 22 |
| Histopatológico..... | 23 |
| DISCUSIÓN..... | 27 |
| CONCLUSIÓN..... | 29 |
| GLOSARIO..... | 30 |
| BIBLIOGRAFÍA..... | 31 |

RESUMEN

La dificultad para adaptarse a su entorno en cautiverio, hace a los ofidios propensos a padecer el “síndrome de mal adaptación” sumado a que frecuentemente se encuentran en malas condiciones de cautiverio (mal manejo sanitario, dietas deficientes, estrés, sobrepoblación, falta de limpieza en los recintos, etc.), estos factores predisponen a una alteración notable del equilibrio, ocasionando la inmunosupresión del reptil cautivo, llevando al desencadenamiento de enfermedades infectocontagiosas. Las infecciones bacterianas siguen siendo un problema común en las serpientes mantenidas en cautiverio. Las bacterias Gram negativas han estado implicadas en casos de septicemia en reptiles; así como también pueden producir múltiples abscesos en músculo y tejido subcutáneo. La Miositis es la inflamación de la musculatura estriada, que puede derivar de procesos sépticos locales y también sistémicos; suelen ser diseminaciones de infecciones localizadas en tejido subcutáneo o glándulas cutáneas a causa de heridas, mordiscos, etc. El presente trabajo se ha llevado a cabo en el Centro Interactivo de Serpientes Venenosas de Argentina (CISVA) dependiente de la cátedra de Farmacología y Toxicología, cuya sede se encuentra ubicada en el campus de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional del Nordeste (UNNE); un ejemplar de ofidio *Bothrops diporus* ingresó al CISVA a comienzos del 2022 con una lesión tumoral en la cavidad oral, se realizó la remoción quirúrgica de dicha masa y posterior análisis cuyo resultado histopatológico arrojó que se trataba de una estomatitis piogranulomatosa de origen bacteriano. Se realizó cultivo y antibiograma donde se reveló la presencia de la bacteria *Edwardsiella tarda*, para el tratamiento de la cual se inició la antibioticoterapia observándose una mejoría en el animal. Sin embargo, meses después, el ejemplar de yarará empezó a realizar movimientos anormales, evidenciando debilidad en las primeras vértebras y luego se redujeron los movimientos de flexión de dicha zona de la columna. Estos síntomas observados podrían deberse a una afección derivada de una septicemia que afectó los músculos paravertebrales causando una miositis. Se recurrió al uso tecnología de avanzada, como lo es la tomografía computarizada, como método complementario para un correcto diagnóstico; el cual nos permitió evidenciar el acumulo de exudado entre las fibras musculares en correspondencia con la región antes mencionada. El tratamiento empleado para dicha patología consistió en el uso de antibióticos y magnetoterapia. Pese a la terapéutica suministrada se produjo la muerte del reptil, se realizó la necropsia e histopatología; y se constató la presencia de exudado

en la musculatura paravertebral, así como diversas lesiones macroscópicas y microscópicas en el resto de los órganos.

INTRODUCCIÓN

La yarará chica (*Bothrops diporus*), es una de las especies de serpientes venenosas presente en nuestro país.

Taxonomía:

Clase
Reptilia

Subclase Superorden
Diápsida Lepidosauria

Orden
Squamata

Suborden Familia
Serpentes Viperidae

| | | |
|------------|-----------------|----------------|
| Subfamilia | Género | Especie |
| Crotalinae | <i>Bothrops</i> | <i>diporus</i> |

Estas serpientes son de tamaño pequeño a moderado, de cuerpo grueso pudiendo llegar a medir hasta 1,20 metros de longitud. La parte dorsal de la cabeza es de color castaño, con manchas oscuras irregulares. Mientras que el cuerpo presenta un patrón de coloración variable, dorsalmente es de fondo grisáceo a marrón claro, con manchas oscuras con forma de trapecios, a ambos lados de la línea media del cuerpo; por debajo de estas manchas, en los flancos, tiene manchas oscuras cuadrangulares. El vientre es blanquecino, con manchitas oscuras. La punta de la cola de los juveniles puede ser más clara, de color blanquecino o amarillento (Williams, 2023).

La dentición es solenoglifa con colmillos superiores retráctiles conectados a glándulas de veneno. Presentan foseta termorreceptora (foseta loreal) entre el ojo y la fosa nasal para detectar el calor corporal de sus presas (Tracchia, 2018). Su actividad es principalmente nocturna y crepuscular. La dieta es variada, aunque prefiere pequeños mamíferos y anfibios. Son serpientes vivíparas, teniendo camadas de 8 hasta 14 crías (Giraudó, 2008).

Se encuentran en diversos ambientes, desde áridos hasta húmedos. Distribuyéndose en el sur de América del Sur, en Bolivia, sudeste de Brasil, Paraguay y Argentina, donde presenta una amplia distribución en las provincias del norte y centro del país (Uetz *et al*, 2023 y Williams, 2021).

La muda de piel, proceso conocido como ecdisis, lo realizan con el fin de reemplazar y permitir el crecimiento de la piel, reparar heridas eliminando la piel dañada y deshacerse de parásitos externos. La exuvia generalmente es blanca y translúcida (muda la capa de células más externa de la epidermis que no se encuentra pigmentada, ya que las células pigmentarias se encuentran en la capa dérmica). Las serpientes mudan toda la piel del cuerpo de una sola vez, incluyendo sus ojos, proceso que demanda tiempo. Durante los primeros años de vida de la serpiente, el recambio es mucho más frecuente, pero en un ejemplar adulto y dependiendo de otros factores como el tamaño de la especie, salud del animal, condiciones ambientales óptimas, la muda la realizan entre 4 a 8 veces por año (O'malley, 2005).

Desde el punto de vista biológico, un reptil de vida libre no constituye una unidad biológica única sino un NICHOS ECOLÓGICO en el cual se hospedan bacterias, hongos, virus, algas, líquenes, parásitos internos (protozoarios, cestodos, trematodos y nematodos) y parásitos externos. Esta microflora y microfauna se mantiene en perfecto equilibrio en el hospedador reptil, debido a un sistema inmunológico óptimo que refleja un estado sanitario y nutricional excelente. Las malas condiciones de cautiverio (mal manejo sanitario, dietas deficientes, estrés, sobrepoblación, falta de limpieza en los recintos, etc.) son factores predisponentes que producirán una alteración notable de este equilibrio ocasionado por la inmunosupresión del reptil cautivo, llevando al desencadenamiento de enfermedades infectocontagiosas, bacterianas, micóticas y víricas (Tracchia, 2018).

En cautiverio, la causa más frecuente de muerte en ofidios, se asocia con la dificultad para adaptarse a su entorno, lo que se denomina “síndrome de mal adaptación” (Mader, 2006; Martínez-Silvestre, 2014), el cual es definido como los efectos patológicos del estrés en un animal mantenido en cautividad. Los agentes desencadenantes pueden ser clasificados como somáticos (presión atmosférica, sonidos, frío, olores y efectos de agentes químicos), psicológicos (ansiedad, miedo), comportamentales (superpoblación, cambios en el ritmo biológico, disputas jerárquicas, falta de contacto con animales de su misma especie) o variados (infecciones, cirugías, malnutrición, parasitosis,

inmovilización, restricción química o física y confinamiento) (Fowler, 2012). Los ofidios pueden presentar manifestaciones clínicas como anorexia, emaciación (aunque estén correctamente alimentados), úlceras intestinales, crecimiento reducido, fragilidad de tejidos, fallas reproductivas, aumento de la carga parasitaria, y susceptibilidad incrementada a diversas infecciones (inclusive con organismos que normalmente son inocuos) (Martínez-Silvestre, 2014).

Las infecciones bacterianas siguen siendo un problema común en las serpientes mantenidas en cautiverio. La mayoría de las patologías encontradas en estos animales están relacionadas con bacterias Gram-negativas oportunistas, incluyendo *Escherichia coli*, *Pseudomonas spp.*, *Aeromonas spp.*, *Citrobacter freundii* y *braaki*, *Proteus spp.*, *Serratia spp.*, *Klebsiella spp.*, *Enterobacter spp.*, y *Salmonella spp.* Aunque menos comunes, las bacterias Gram positivas también se han asociado con enfermedad clínica en estos animales y deben ser consideradas en una lista diferencial. Las infecciones bacterianas pueden afectar a cualquier sistema; sin embargo, la mayoría de las infecciones tienden a estar asociadas con los sistemas respiratorio, gastrointestinal y tegumentario (Mitchell y Tully, 2009). *Edwarsiella tarda* ha estado implicada en casos de septicemia en reptiles (Pan y col, 2010); así como también puede producir múltiples abscesos en músculo y tejido subcutáneo (Kóbbólkut y col, 2013).

Edwarsiella tarda es un bacilo Gram negativo, perteneciente a la familia de las enterobacterias, está asociada a hábitats acuáticos, aislándose frecuentemente de peces de agua dulce, anfibios, reptiles y su entorno. También tiene potencial zoonótico, estando asociada con infecciones tanto gastrointestinales como extraintestinales en humanos. En reptiles, la bacteria se aisló tanto de la cavidad oral como de la cloaca de individuos sanos; sin embargo, los estudios sobre su asociación con diferentes síntomas clínicos, especialmente en serpientes, son escasos. Se ha demostrado que el cautiverio aumenta los niveles de corticosterona, lo que conduce a una disminución de la inmunocompetencia. Tal inmunosupresión relacionada con el cautiverio podría causar la infección con este patógeno oportunista (Kóbbólkut y col, 2013).

La Miositis es la inflamación de la musculatura estriada, cuya causa puede ser por procesos sépticos locales y también sistémicos. Suelen ser diseminaciones de infecciones localizadas en tejido subcutáneo o glándulas cutáneas a causa de heridas, mordiscos, etc. Se observan abscesos de variado tamaño, según la cronicidad de los mismos. Pueden

llegar a invadir tejidos circundantes, causando no sólo destrucción del músculo, sino también del hueso y provocando fracturas espontáneas u osteomielitis. En ocasiones, son hallazgos casuales de necropsia (Martínez-Silvestre y Ramis, 2000).

Para un diagnóstico más acertado de esta afección es necesario recurrir a métodos complementarios como un estudio citológico o histopatológico (Prophet, 1995 y Tracchia, 2018).

El diagnóstico por imágenes es esencial para proporcionar datos clínicamente útiles de una manera no invasiva; la tomografía computarizada realiza cortes sagitales (también horizontales y axiales), el examen dura de 3 a 5 minutos y es necesaria la inmovilización del individuo en posición decúbito dorsal para planos sagitales (Tracchia, 2018), este estudio nos brinda información sobre anomalías óseas extensas, como osteomielitis o traumatismos, también se utiliza para evaluar la cavidad celómica, las anomalías de las vías urinarias y los tejidos blandos extracelómicos. (Sharma, 2019).

La magnetoterapia consiste en la aplicación terapéutica de campos magnéticos producidos por una corriente eléctrica, donde desarrolla una función terapéutica en los tejidos sujetos a esa influencia, esta terapia genera un campo magnético continuo, ocasionando un efecto térmico que desencadena alteraciones fisiológicas (relajamiento). Su terapéutica incluye el aumento del flujo sanguíneo local, liberación de endorfmas y efectos antiinflamatorios (Bittencourt, 2020; Cárdenas Taipe, 2018).

El examen de necropsia forma parte integral de un diagnóstico clínico y permite determinar la causa de enfermedad y muerte de un animal. Es un complemento esencial para la práctica médica veterinaria y debe estar acompañado con la toma de muestras para análisis de histopatología, microbiología, parasitología, virología y toxicología. La práctica de necropsia en fauna silvestre permite reconocer el comportamiento de una enfermedad y aplicar medidas preventivas y correctivas en los demás animales, así como usar tratamientos adecuados; en poblaciones silvestres, permite también identificar factores que están alterando la sobrevivencia y el hábitat de los animales (Martínez Acevedo, 2012).

OBJETIVOS

Los objetivos del presente trabajo fueron realizar el diagnóstico de la Miositis, aplicar un tratamiento y luego acompañar la evolución del ejemplar de *Bothrops diporus* afectado por dicha enfermedad, a fines de establecer un antecedente en esta patología.

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo se ha llevado a cabo en el Centro Interactivo de Serpientes Venenosas de Argentina (CISVA) dependiente de la cátedra de Farmacología y Toxicología, cuya sede se encuentra ubicada en el campus de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional del Nordeste (UNNE).

Ficha Clínica:

Reseña:

Datos del propietario/ tenedor responsable:

Centro de Producción de Suero Antiofídico (CePSAn) del Ministerio de Producción de la Provincia de Corrientes.

Domicilio: Ruta Provincial Nro. 98 Km 3,4. Código postal 3409.

Localidad: Paso de la Patria - Corrientes

Datos del Paciente:

Género y especie: *Bothrops diporus* (Yarará chica)

Sexo: hembra

Edad: sin edad definida, permaneció por un período de 10 años en CePSAn

Peso: 535 gramos.

Anamnesis: Ingresó a CISVA el día 20/02/2022 con una lesión tumoral en la cavidad oral, de 1 mes de evolución aproximadamente, período en el cual no ingería alimento. Se decidió realizar la intervención quirúrgica para la remoción de la masa y posterior análisis de la misma. El resultado histopatológico arrojado fue “estomatitis piogranulomatosa de origen bacteriano”; el cultivo reveló la presencia de la bacteria *Edwardsiella tarda* (Bacilo Gram negativo), y luego de la realización del antibiograma se inició la antibioticoterapia con gentamicina a una dosis de 2,5 mg/kg cada 72 hs vía IM 5 aplicaciones, observándose una notoria mejoría ya que a los 3 meses de iniciado el tratamiento el animal comenzó a alimentarse de manera normal y subió de peso. Sin embargo, en el mes de octubre de 2022 el ejemplar de yarará empezó a realizar movimientos anormales, evidenciando debilidad en las primeras vértebras cervicales y luego dejó de flexionar dicha zona de la columna.

Examen clínico: fue realizado en base a la metodología descrita por el autor Varela, 2002.

En cuanto al desplazamiento, el espécimen presentaba rigidez a nivel de la región cervical con incoordinación de los movimientos en el resto del cuerpo.

Con respecto a su estado de nutrición era regular.

Su constitución consideramos fuerte, debido a que a pesar de su dificultad en el desplazamiento se mantenía comiendo y bebiendo agua normalmente.

Llamó la atención que presentaba una alteración en el proceso de muda, estaba incompleta presentando restos de su antiguo tegumento en ciertas regiones del cuerpo, lo que se denomina disecdisis (Figura 1 y 2).



Figura 1 y 2: Paciente realizando un asoleamiento, se aprecia la disecdisis.

> Exámenes complementarios:

Radiografía: Este método complementario fue realizado en el Hospital Escuela Veterinario de la FCV-UNNE. Según la metodología descrita por Tracchia, 2018.

Se realizaron incidencias dorso ventral y latero lateral para descartar patologías vertebrales, enfermedad metabólica ósea, fracturas.

Tomografía computarizada: fue realizado en un centro privado de diagnóstico por imagen.

Necropsia e histopatología: La necropsia se realizó siguiendo la metodología descrita por Martínez Acevedo, 2012. Y la técnica de histopatología se llevó a cabo siguiendo la técnica histológica clásica descriptas por el autor Prophet *etal*, 1995.

El cadáver fue conservado en formol bufferado al 10% hasta la realización de la necropsia.

Técnica de necropsia:

- Examen Externo: Figura 8 - A.

Se realizaron mediciones morfométricas utilizando el método SVL (snout- vent- length) o traducido al español LHC (longitud - hocico - cloaca), que es la medida por la parte ventral desde la parte más craneal de la boca hasta el inicio de la cloaca (Figura 8- B).

Medidas morfométricas

- SVL (SVL de snout- vent- length): 102 cm.



Figura 8: A- Vista dorsal. B- Viste ventral.

- Examen Interno: Figuras 9, 10, 11, 12, 13 y 14.



Figura. 9: Incisión en la unión temporo mandibular.



Figura 10: A- Tráquea, B- Glándula tiroides, C- Corazón, D- Hígado, E- Vesícula biliar: imbibición biliar y F- Cuerpos grasos.

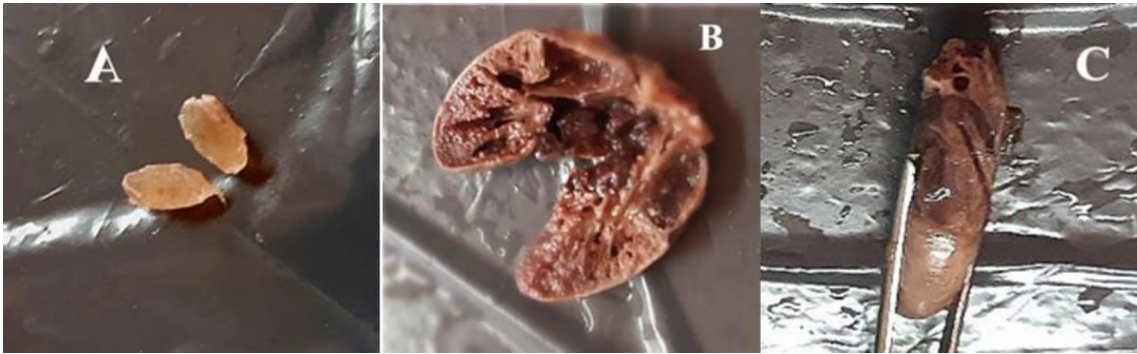


Figura 11: A - Glándula tiroides, incisión media; B - Corazón, incisión media; C - Corazón, vista perfil



Figura 12: A- Vista de mucosa estomacal, B- Vista de mucosa estomacal y C- Intestino, corte longitudinal, vista de mucosa.



Figura 13: Parásitos nematodos ubicados entre el tegumento y la musculatura, en región media y distal del cuerpo.



Figura 14: Musculatura dorsal del primer tercio del cuerpo del paciente.

Las muestras fueron enviadas al Servicio de Diagnóstico Histopatológico y Citológico Hospital de Clínicas Facultad de Ciencias Veterinarias (UNNE), para la realización de los cortes histológicos.

Para realizar el estudio histopatológico se colectaron trocitos, de un espesor no mayor a 0,5 cm, de órganos y tejidos, colocados en casetes de plástico ranurados que permite la correcta penetración del formol.

Se fija en formol al 10%, todos los casetes van en un recipiente con tapa a rosca, de boca ancha y cierre hermético. El formol debe superar 10 veces el volumen de la muestra. Cada casete fue identificado con un número escrito con lápiz (Figura 20).



Figura 15: Casetes con sus respectivos cortes histológicos.

RESULTADOS

Métodos complementarios:

- Radiografía: no se evidenciaron cambios patológicos (Figura 16 A y B).
- Tomografía computarizada: Para realizar este estudio fue necesario anestesiarse al paciente, aplicando el siguiente protocolo: Medetomidina a dosis de 70 $\mu\text{g}/\text{kg}$ = 0,07 ml más ketamina a dosis de 15mg/kg = 0,16ml, vía IM (Figura 17). El técnico informó que, en los músculos que se encuentran en correspondencia con las primeras vértebras, del lado derecho, se apreciaba acúmulo de contenido líquido no identificable entre las fibras musculares (Figura 18 y 19).

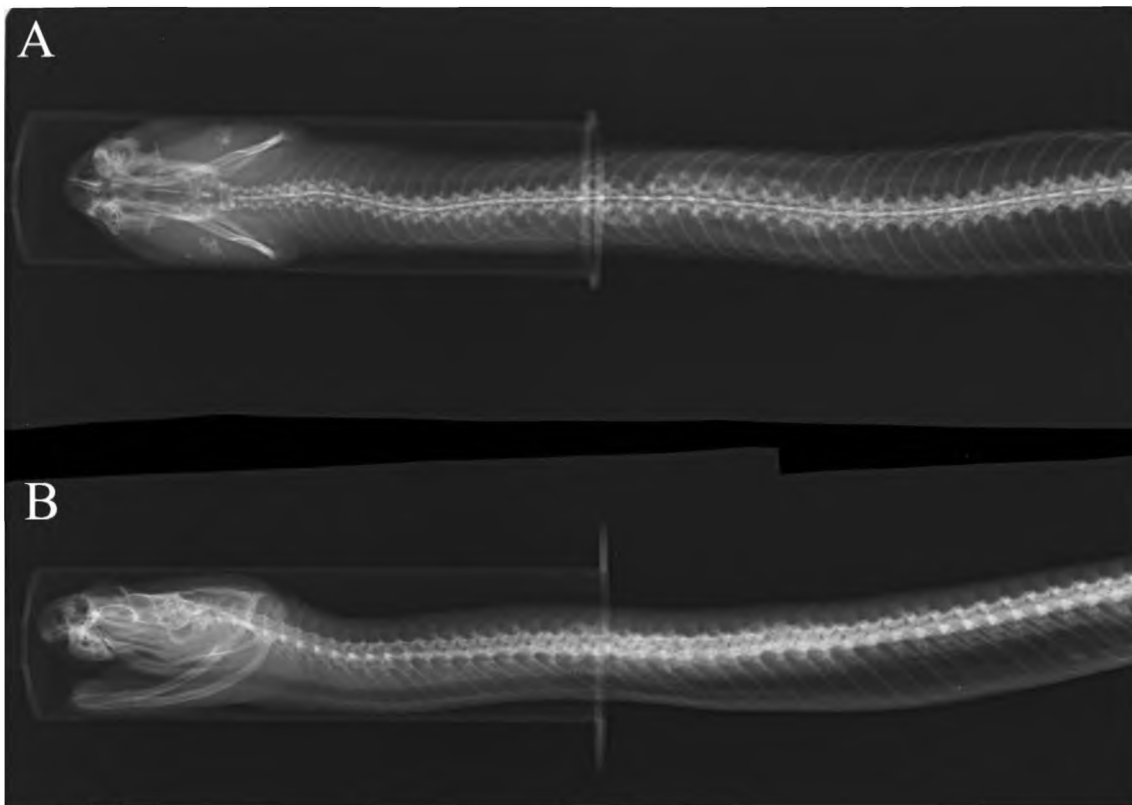


Figura 16: A: incidencia dorso ventral, B: incidencia latero lateral.



Figura 17: Paciente intubado durante el procedimiento anestésico.



Figura 18: Paciente ingresando al tomógrafo.

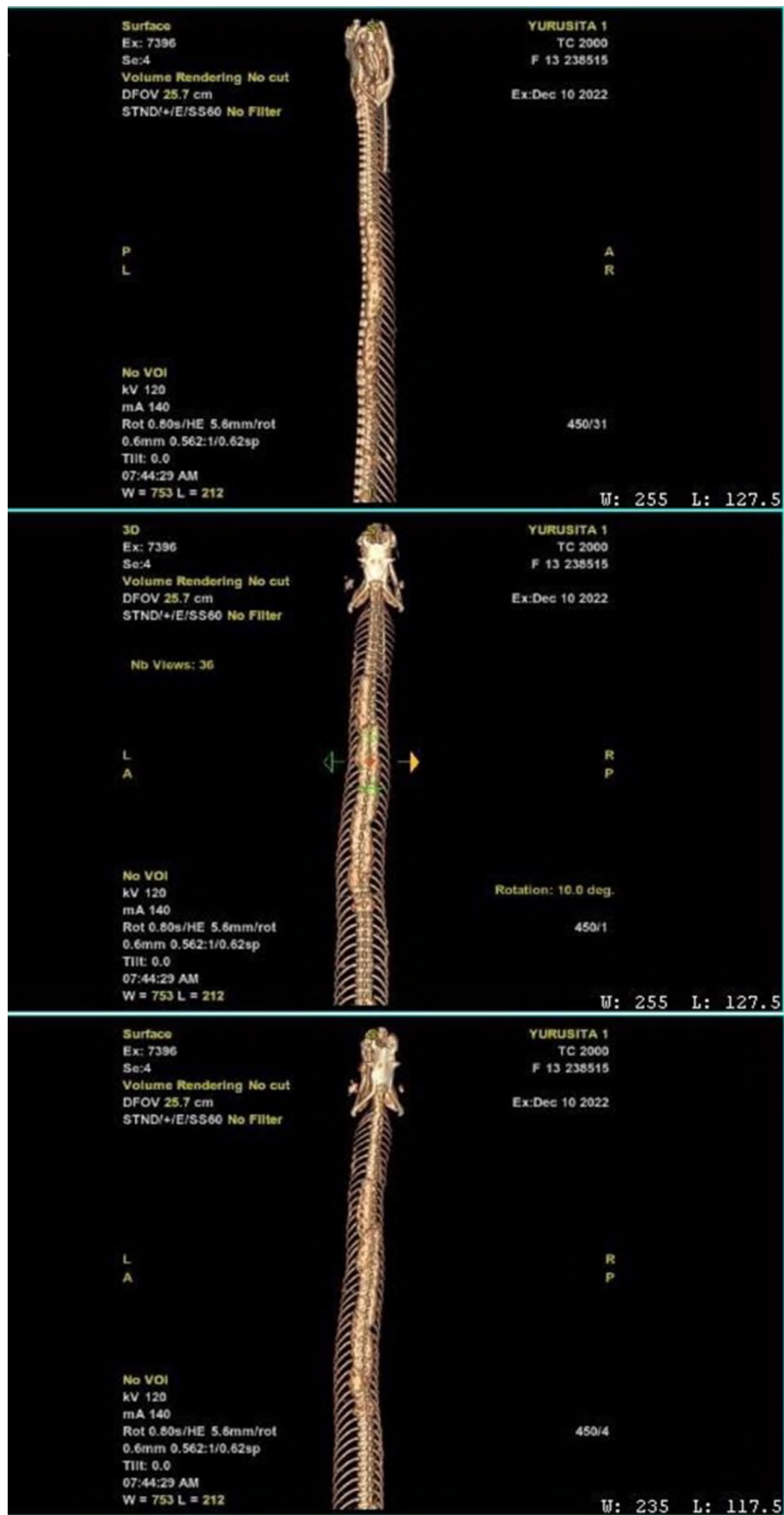


Figura 19: Imágenes obtenidas del tomógrafo. Se aprecia el acúmulo de exudado en la musculatura paravertebral.

Diagnóstico definitivo: Miositis en músculos paravertebrales.

Tratamiento:

- Antibioticoterapia: ceftazidima a dosis de 40 mg/kg por vía SC cada 72 hs y gentamicina a dosis de 2,5 mg/kg por vía IM cada 72hs, 5 aplicaciones de ambos (Carpenter y Harms, 2023; Riera y Cabrero, 2008).
- Magnetoterapia: equipo marca E-Morales (fabricación de uso veterinario) de 200 gauss de potencia y 100 Hz de frecuencia (campo magnético continuo). Se realizaron 3 sesiones semanales, de 40 minutos cada una, con 100 gauss de potencia y 40/50 frecuencia (Figura 20).

Pese a la terapéutica suministrada se produjo la muerte del animal y a fines de determinar la causa del deceso se realizó la necropsia e histopatología para determinar las lesiones macroscópicas y microscópicas de los diferentes órganos.



Figura 20: Paciente durante una sesión de magnetoterapia

Necropsia

Hallazgo macroscópico:

Corazón: se observó hipertrofia concéntrica de la pared ventricular.

Hígado: No se evidenció ninguna alteración.

Pulmón: No se evidenció ninguna alteración.

Estómago: No se evidenció ninguna alteración.

Intestino delgado: múltiples deformaciones en pared intestinal formando sáculos de distintos tamaños en la mucosa del órgano.

Músculos epiaxiales: presentó consistencia friable, no se evidencio la presencia de exudado probablemente porque el paciente previamente estuvo bajo tratamiento con antibióticos.

Histopatológico:

Hallazgo microscópico:

Musculatura paravertebral: desprendimientos de membranas de células musculares, infiltrado inflamatorio mononuclear y eritrocitos entre fibras musculares, desorganización de las fibras y necrosis muscular. Compatible con miositis y mi onecrosis. (Figura 23: 4).

Corazón: presenta áreas con muchos eosinófilos, gran separación de fibras musculares, posible engrosamiento de tabiques fibrosos, abundantes leucocitos en cámaras cardíacas. (Figura 21: 1 y 2)

Pulmón: se observó granulomas, desprendimiento de las paredes vasculares, y del epitelio columnar de la luz traqueal. Presencia de eosinófilos entre células alveolares (neumocitos), y vasos sanguíneos junto con monocitos. Compatible con Neumonía granulomatosa. (Figura 21: 4 y 3).

Hígado: se observó desorganización estructural, dilatación de sinusoides, degeneración turbia en abundantes hepatocitos, presencia de bacilos y eosinófilos dentro de vasos, y extensas áreas de necrosis hepática. (Figura 22: 5 y 6)

Vesícula biliar: se observó separación de capas de la muscular de la mucosa, también separación de epitelio columnar (mucosa) y lamina propia. Compatible con autolisis. (Figura 22: 7 y 8)

Estómago: criptas gástricas con necrosis y desprendimiento de mucosa, leucocitos con núcleos fragmentados, acinos con necrosis. Desprendimiento de la submucosa de las capas musculares inferiores. (Figura 23: 1)

Intestino delgado: Desprendimientos de mucosa en vellosidades, y de la muscular de la mucosa, necrosis aislada en células de las vellosidades, separación de fibras musculares de la submucosa. (Figura 23: 2)

Intestino grueso: Desprendimiento y necrosis de células de la mucosa. Presencia de ooquistes de protozoarios.

Riñón: Áreas de necrosis entre túbulos. Infiltrado inflamatorio en diversas áreas, degeneración turbia en células de túbulos distales. (Figura 23: 3)

Ovario y folículos: se observó un núcleo y fibras en polos de un folículo previtelogénico. Congestión en vasos sanguíneos. Separación de células de la granulosa, la teca interna y externa, dicha separación a partir de la zona pelúcida.

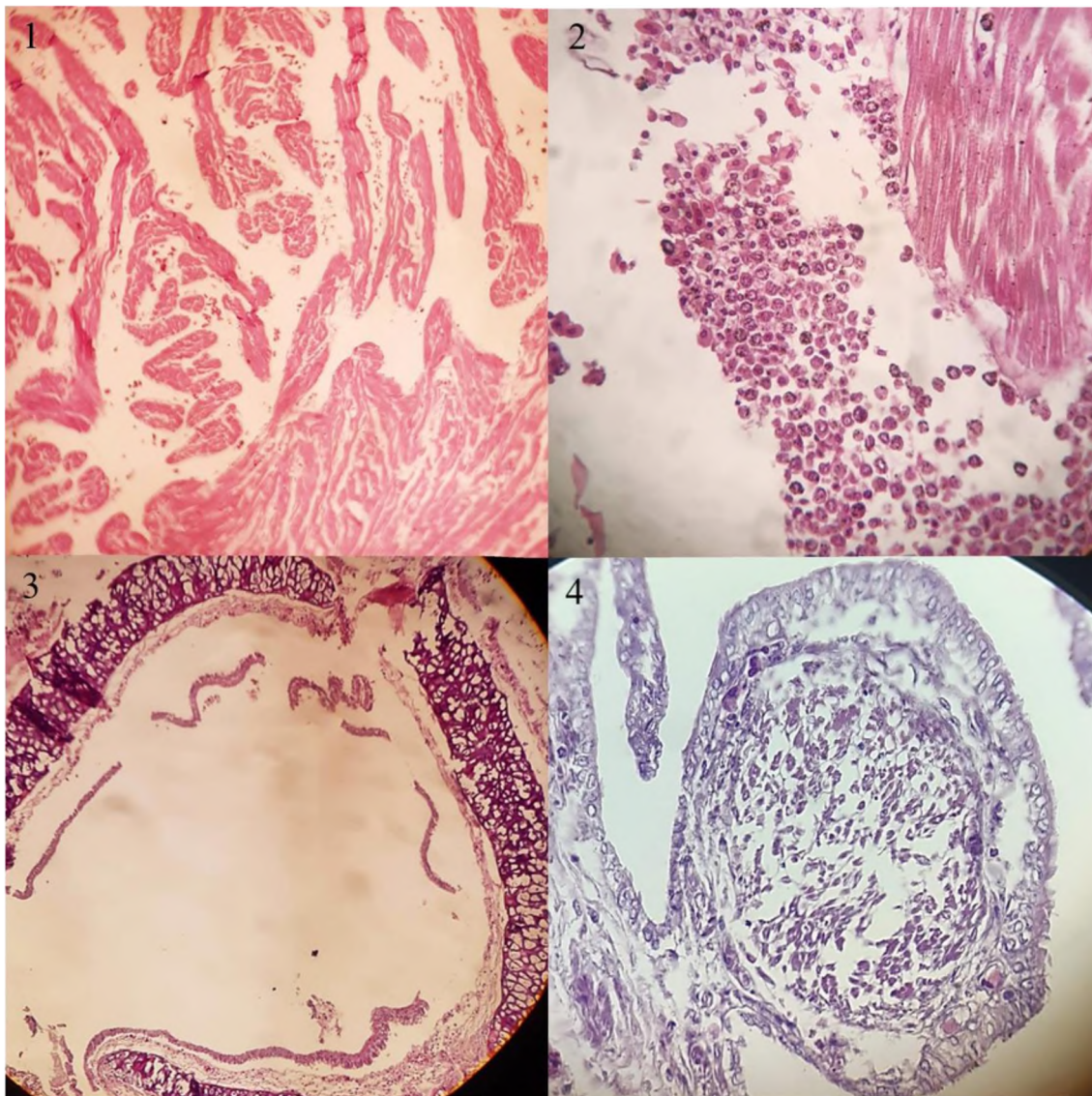


Figura 21: 1 y 2: Corazón. Separación de fibras musculares. Abundantes leucocitos en cámaras cardíacas. 3 y 4: Pulmón. Desprendimiento del epitelio columnar de la luz traqueal. Granulomas.

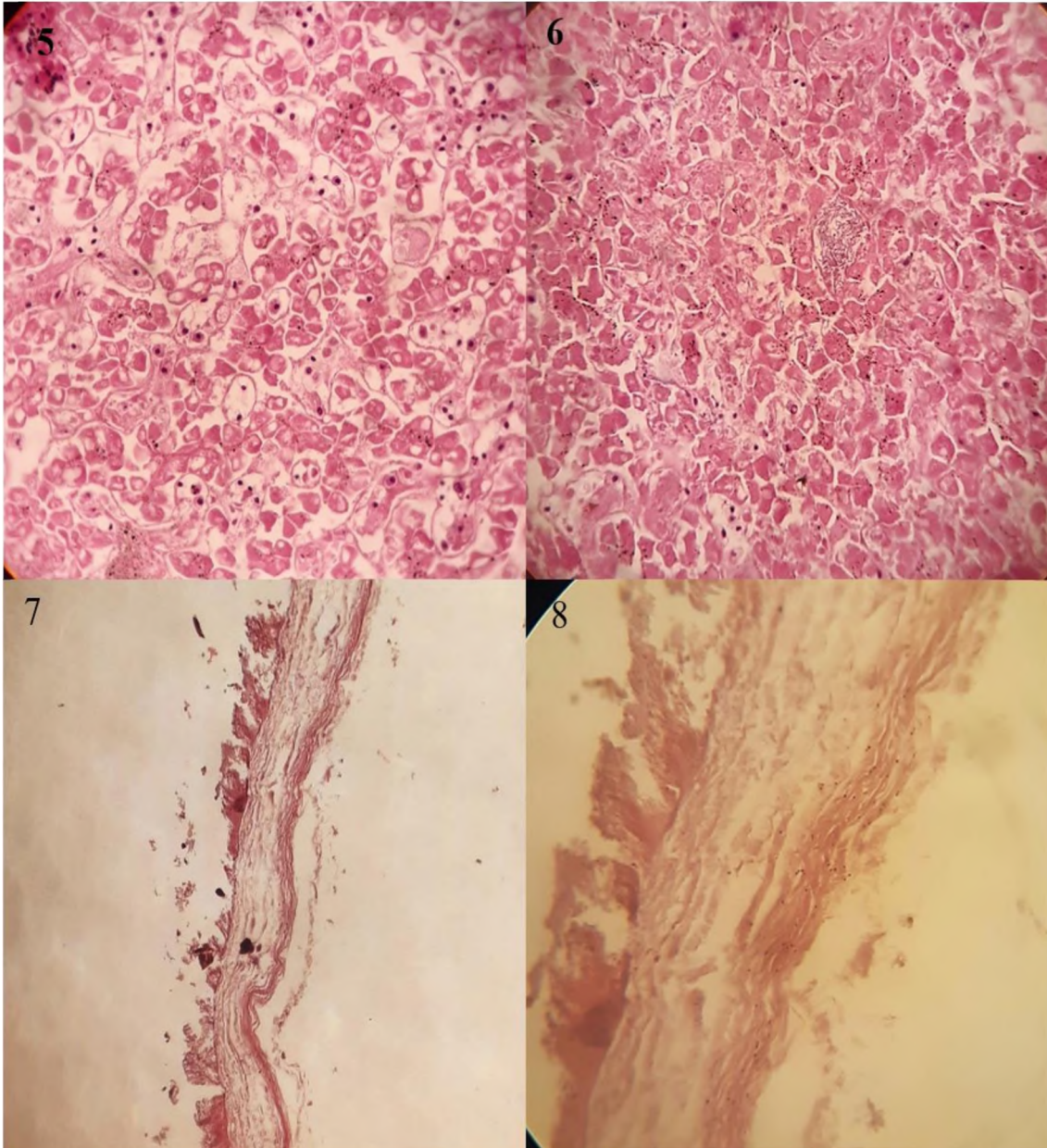


Figura 22: 5 y 6: Hígado. Desorganización estructural, dilatación de sinusoides, degeneración turbia en hepatocitos; abundantes bacilos y eosinófilos dentro de los vasos. 7 y 8. Vesícula biliar. Separación de capas de la muscular de la mucosa y de la lámina propia. Separación del epitelio columnar de la mucosa.

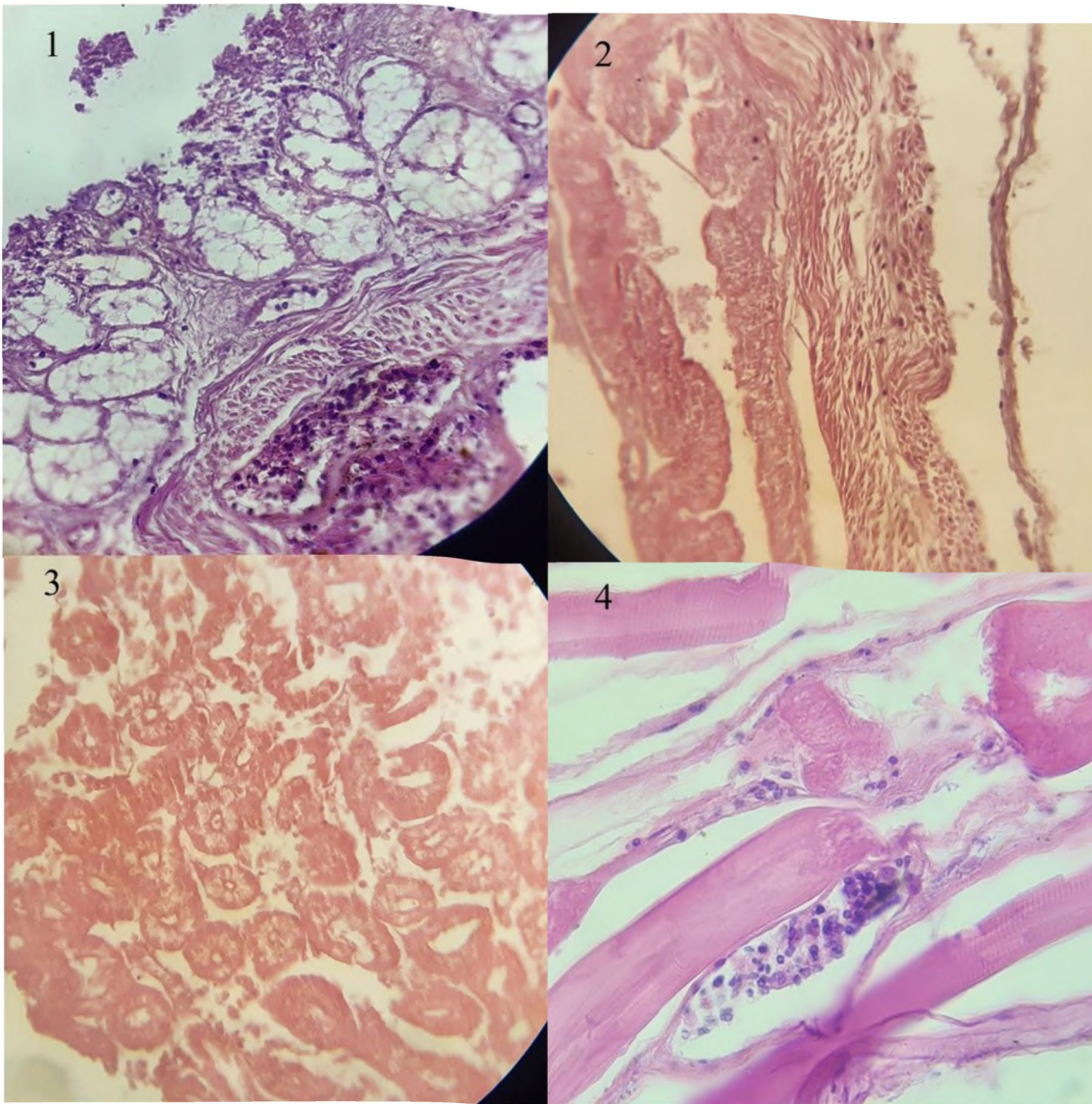


Figura 23: 1: Estómago. Criptas gástricas con necrosis y desprendimiento de mucosa. 2: Intestino delgado. Desprendimiento de mucosa en vellosidades, desprendimiento de la capa muscular de la mucosa, necrosis aisladas en células de las vellosidades. 3: Riñón. Degeneración turbia en células de los túbulos distales, infiltrado inflamatorio en diversas áreas. 4: Musculatura paravertebral: Desprendimiento de membrana de las células musculares, infiltrado inflamatorio mononuclear y eritrocitos infiltrados entre las fibras musculares, desorganización de las fibras y necrosis muscular.

No pudimos comprobar si la antibioticoterapia y la fisioterapia fueron efectiva para tratar la miositis ya que al poco tiempo de iniciadas ambas, se produjo la muerte del animal. La causa *mortis* probable fue una falla multisistémica, ya que los principales órganos vitales (corazón, pulmón, hígado, riñón) se encontraban severamente afectados.

DISCUSIÓN

Según los autores Mitchell y Tully (2009), *Escherichia coli*, y otros agentes bacterianos pueden ser hallados en infecciones bacterianas en ofidios en cautiverio; en coincidencia con estos autores, al realizar el cultivo de las lesiones de estomatitis piogranulomatosa de nuestro paciente *Bothrops diporus* (Figura 24), fueron halladas las bacterias *Escherichia coli* y *Edwardsiella tarda*, mediante la realización del antibiograma se indicó la antibioticoterapia con gentamicina, luego de 3 meses de iniciado el tratamiento el paciente tuvo una notoria mejoría.

Sin embargo, tiempo después el ejemplar de yarará empezó a realizar movimientos anormales, presentando debilidad en las primeras vértebras y reducción en los movimientos de flexión de dicha zona de la columna.

La tomografía realizada evidenció acumulo de exudado entre las fibras musculares en correspondencia a dicha región antes mencionada.



Figura 24: Estomatitis piogranulomatosa en cavidad oral

Como lo señalan Mitchell y Tully (2016), en miopatías y lesiones localizadas en serpientes, fue frecuentemente aislada la bacteria *Mycobacterium spp*; el diagnóstico de estos autores difiere del nuestro ya que las bacterias halladas son diferentes.

Estos mismos autores agregan, que en la osteoartritis bacteriana (artritis séptica) mediante la histopatología, cultivos óseos y sanguíneos fueron comúnmente aisladas las bacterias *Streptococcus spp.*, *Salmonella spp.*, *Edwardsiella spp.* y *Citrobacter spp.*

Tracchia (2018), también menciona a *Edwardsiella spp.* como una de las bacterias que provocan patologías en reptiles, así como remarca su potencial zoonótico.

En cambio, Kóbólkut (2013), informa sobre la presentación clínica de la infección provocada por *Edwardsiella tarda* en serpientes. La bacteria se aisló, en reptiles, tanto de la cavidad oral como de la cloaca de individuos sanos; sin embargo, los estudios sobre los síntomas clínicos en serpientes, son escasos. El ejemplar en estudio de dicho informe fue una culebra que presento varios nodulos subcutáneos de diferentes tamaños, dispersos en casi toda la superficie corporal, de uno de esos abscesos fue aislada la bacteria *E. tarda*.

En cambio, nuestro paciente luego de la resolución de la estomatitis, no presentó lesiones deformantes en subcutáneo.

Como señalan Divers y Sthal (2019) los antimicrobianos más comúnmente administrados en serpientes son: Ceftazidima (20 mg/kg IM 72h), Ciprofloxacina, Doxiciclina, Enrofloxacina, Sulfadiazina, Trimetoprima-sulfadimetoxina; en nuestro caso clínico los antibióticos empleados fueron Ceftazidima (40 mg/kg SC, cada 72hs) y gentamicina.

Sharma, 2019 cita la importancia del diagnóstico por imagen, como modelo no invasivo.

En nuestra serpiente, se realizó la tomografía computarizada con la finalidad de lograr un diagnóstico a través de técnicas no invasivas coincidiendo con el citado autor.

CONCLUSIÓN

En general la clínica de animales silvestres es un área poco explorada, lo es menos aún la clínica en ofidios. Con este trabajo buscamos aportar información sobre patologías como la miositis que afectan de manera significativa la salud del animal, sumado a que su diagnóstico muchas veces es tardío como resultado de un hallazgo durante la necropsia; así también instaurar un posible tratamiento para esta patología que pueda ser utilizado en futuros casos, debido a que no se pudo observar la evolución del mismo.

GLOSARIO

IM: intramuscular.

SC: subcutáneo

ml: mililitro

gg: microgramo

mg: miligramo

Kg: kilogramo

Hz: Hertz

Spp: especies

BIBLIOGRAFÍA

BITTENCOURT KLOS T. 2020. Fisioterapia e reabilitação animal na medicina veterinária. <https://doi.org/10.31533/pubvet.v14n10a669.1-17>.

BOTANA, L.M.; LANDONI, F.; MARTIN JIMENEZ, T. 2002. Farmacología y terapéutica veterinaria. Editorial McGRA W-Flill-Interamericana. 464, 472.

CARDENAS TAIPE, L. y DÍAZ ARCE, J.A. 2018. Caracterización de caninos que requieren fisioterapia en las clínicas veterinarias de socios VEPA y la clínica veterinaria Carlos Martínez Hoyos de Pasto Nariño, durante el periodo de julio a diciembre 2016. Universidad Nariño, Universidad de Ciencias Pecuarias, San Juan de Pasto, Colombia.

CARPENTER, JAMES W; HARMS, CRAIG A. 2023. Carpenter's exotic animal formulary, Sixth edition. Elsevier Inc.

DIVERS, S.J; STHAL S. J. 2019. Mader's reptile and amphibian medicine and surgery, third edition. Elsevier.

FOWLER, M.E. 2012. Zoo & wild animal medicine. 2nd ed. Philadelphia. Editorial WB Saunders Company. p. 34-35.

GIRAUDO, A.R.; ARZAMENDIA V.; LÓPEZ, S. M.; QUAINI, R. O.; PRIETO, Y.; LEIVA, L. A.; REGNER, S. A.; URBAN J. M. 2008. Serpientes venenosas de Santa Fe, Argentina: conocimientos sobre su historia natural aplicados para la prevención de ofidismo. Rev. FABICIB 12: 69-89.

GIRAUDO, A.R., et al. 2014. La problemática del ofidismo en la Región Nordeste de Argentina: Una mirada científica integradora. 1ª edición. Puerto Iguazú, Misiones. Ministerio de Salud de la Nación. Instituto Nacional de Medicina Tropical.

KÓBÓLKUTI, L. B.; CZIRJÁK, G.A.; TENK, M.; SZAKÁCS, A.; KELEMEN, A.; SPINU, M. 2013. Edwardsiella tarda Associated Subcutaneous Abscesses in A Captive Grass Snake (Natrix natrix, Squamata: Colubridae). Kafkas Univ Vet Fak Derg. 19 (6): 1061-1063.

MADER, D.R. 2006. Parasitology. In: Mader, D.R. (editor) Reptile Medicine and Surgery, Elsevier, St. Louis, pp. 343-364.

MARTINEZ-ACEVEDO, L.S. 2012. Técnica de necropsia en reptiles. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional. 8:2.

MARTÍNEZ-SILVESTRE, A.; Y BROTONS YN. J. 2000. Enfermedades infecciosas. Patologías en reptiles. Revista Canis et felis N° 49

MARTÍNEZ-SILVESTRE, A.; RAMIS, A. 2000. Anatomía patológica macroscópica en reptiles. Patologías en reptiles. Revista Canis et felis N° 49.

MARTÍNEZ-SILVESTRE, A. 2014. How to assess stress in reptiles? In: Journal of Exotic Pet Medicine v. 23 pp 240-43.

MITCHELL, M. A.; TULLY, T. N. Jr. 2009. Manual of exotic pet practice. I° edición Elsevier. 151.

MITCHELL, M. A.; TULLY, T. N. Jr. 2016. Current therapy in exotic pet practice. I° edición Elsevier. 362 -363

OMALLEY, BAIRBRE. 2005. Anatomía y fisiología clínica de animales exóticos: Estructura y función de mamíferos, aves, reptiles y anfibios. I° Edición. 2007 edición en español Servet, Diseño y Comunicación, S.L. España.

PAN, X.Y.; HAO, G.J.; YAO, J.Y.; XU, Y.; SHEN, J.Y.; YEN, W.L. 2010. Identification and pathogenic facts studying for Edwardsiella tarda from Edwardsiellosis of Trionyx sinensis. Freshwater Fisheries, 40 (6): 42-47.

PROPHET, E.; MILLS, B.; ARRINGTON, J.B.; SOBIN, L.H. 1995. Métodos histotecnológicos. Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América. Washington. VIH, 280 p.

RIERA, A.; CABRERO, M. 2008. Manejo y tratamiento de los animales exóticos. Ediciones mayo, Barcelona.

ROJAS-SANTOS L. 2011. Apuntes sobre el abordamiento terapéutico antimicrobiano en reptiles. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica y no Convencional. 7.

SHARMA A. AND WYNEKEN J. 2019. Computed Tomograph. Mader's reptile and amphibian Medicine and Surgery. Third edition. Elsevier.

TRACCHIA, A.C. 2018. Medicina en quelonios y otros reptiles. Primera edición. Universidad Maimónides; Ciudad Autónoma de Buenos Aires: Ediciones Fundación Azara.

UETZ P., FREED P., HOSEK J. (Eds.). 2023. The Reptile Database. Acceso en <http://www.reptile-database.org>.

VARELA, N. 2002. Evaluación clínica de reptiles. Boletín Grupo de Estudio de Animales Silvestres. VolumIII. p 1-11.

WILLIAMS J.D.; VERA D.G. 2023. Serpientes de la Argentina. Primera edición. Ediciones LBN. Balcarce, Buenos Aires.

WILLIAMS, J.D.; VERA, D.G.; DI PIETRO, D O. 2021. Lista comentada de las serpientes de la Argentina, con referencias a su sistemática, distribución geográfica, dieta, reproducción, potencial peligrosidad y etimologías. Revista del Museo de La Plata 6(1), pp. 26-124.