Trabajo de grado

María Isabel Serrano Quintero

Código: 1004898753

Tutor académico:

MVZ; Ph.D. Xavier Leonardo Jaramillo Chaustre

Universidad de Pamplona

Facultad de Ciencias Agrarias

Pamplona, Colombia

26 de mayo de 2025

Nota de autor: La correspondencia relacionada con este documento debe ser enviada al correo: maria.serrano@unipamplona.edu.co

Tabla de contenido

Introducción 7

Descripción del lugar de practicas 8

Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre (Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens -CEMPAS) 8

Actividades ejecutadas durante la práctica 9

Consultas médicas, hospitalización y administración de medicamentos: 10

Crías (Filhotes): 10

Manejo General: 11

Infección cutánea por *Staphylococcus spp* resistente a antibióticos en serpiente cascabel (*Crotalus durissus*) 12

Resumen 12

Palabras clave 13

Summary 13

Keywords 14

Marco teórico 14

Crotalus durissus 14

Anatomía y fisiología de serpientes 16

Cavidad Oral. 16

Sistema Cardiorrespiratorio. 18

Sistema Digestivo. 19

Sistema Portorrenal. 19

Sistema Reproductor. 20

Principales patologías en serpientes 20

Patologías infecciosas comunes en serpientes. 22

Dermatitis vesicular. 22

Abscesos 23

Estomatitis 23

Neumonía 24

Gastroenteritis 25

Micosis superficial 25

Virus 26

Parásitos. 26

Patologías no infecciosas en serpientes 27

Disecdisis 27

Traumatismos. 27

Quemaduras 28

Deficiencia proteica e hipovitaminosis 28

Gota 29

Obesidad. 29

Neoplasias. 29

Reseña 30

Anamnesis 30

Examen del paciente 30

Hallazgos Clínicos 30

Lista de Problemas 30

Diagnósticos Diferenciales 31

- Enfermedad metabólica ósea 31
- Dermatitis bacteriana 31
- Parasitismo. 32
- Traumatismo con objeto cortante o roedura 32

Diagnósticos Presuntivos 33

- Traumatismo con objeto cortante o roedura 33
- Fractura costal: 33
- Hipovitaminosis 33
- Parasitosis 33

Planes diagnósticos 34

Nota. Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS. Fuente. (CEMPAS, 2025) 37

Aproximación terapéutica 37

Evolución del paciente 38

Discusión 42

Conclusión 53

Referencias bibliográficas 54

Carta aval del caso clínico 63

Listado de figuras

Figura 1 Exterior de la unidad Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre [CEMPAS] 8

Figura 2 Alimentación de crías 11

Figura 3 Escutelación de *Crotalus durissus* 15

Figura 4 Anatomía general de una serpiente 17

Figura 5 Proyección Radiográfica de primer tercio del cuerpo - 26 de febrero de 2025 34

Figura 6 Herida en el primer tercio del cuerpo 35

Figura 7 Manejo de serpiente para medicación 38

Figura 8 Evolución de la lesión cutánea y remoción de material caseoso y costra. 41

Figura 9 Evolución de lesión por cicatrización por segunda intención 42

Listado de tablas

Tabla 1 Cuadro hemático 26 de febrero 2025 35

Tabla 2 Coprológico 28 de febrero de 2025 36

Tabla 3 Medicación inicial 37

Tabla 4 Cultivo microbiológico y antibiograma. 39

Tabla 5 Nueva medicación 17 de marzo de 2025 40

Introducción

La medicina de animales silvestres y mascotas no convencionales es una de las ramas de la Medicina Veterinaria enfocada en el bienestar animal, conservación, rehabilitación, investigación, promoción de la salud animal y cuidado de la salud pública en relación con especies silvestre y no convencionales; las cuales ha comenzado a tener mayor interacción con el ser humano.

Es por lo anterior, que las prácticas académicas en medicina veterinaria, le permiten al estudiante aplicar los conocimiento teóricos adquiridos a lo largo de la carrera, permitiendo al estudiante el acercamiento al mundo laboral; de esta forma se ejecutan una amplia variedad de prácticas médicas que incluyen: el diagnóstico y tratamiento de enfermedades, medicina preventiva y de conservación, rehabilitación, implementación de análisis paraclínicos, ayudas diagnósticas y procedimientos quirúrgicos necesarios para salvaguardar y asegurar el bienestar animal; actividades que durante el desarrollo de la presente práctica fueron desarrolladas en especies silvestres y no convencionales en el Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre (*Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens* -CEMPAS) de la Universidad Estatal Paulista (Universidade Estadual Paulista - UNESP) de São Paul , Brasil.

En el presente documento, se da a conocer el desarrollo de las prácticas profesionales en el CEMPAS y el caso clínico “Infección cutánea por *Staphylococcus spp* resistente a antibiótico en serpiente cascabel (*Crotalus durissus*)” en el cual se emplearon diferentes técnicas diagnósticas y terapias farmacológicas buscando la recuperación exitosa de un ejemplar de Cascabel (*Crotalos durissus*).

Descripción del lugar de practicas

Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre (Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens -CEMPAS)

En la Universidad Estatal Paulista (UNESP) de São Paulo, Brasil; dentro del campus de Botucatu, se encuentra la unidad auxiliar de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) llamada Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre (del portugués: *Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens* - CEMPAS) (Figura 1). Esta unidad tiene como principal objetivo la atención médica para animales silvestres y mascotas no convencionales mediante la aplicación de estrategias innovadoras en medicina veterinaria (Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens [CEMPAS], 2025). Estos animales provienen de entregas voluntarias que hace la población a los organismos oficiales de Brasil, como lo son: bomberos, guardia civil, policía militar y vigilancia ambienta; y/o son mascotas no convencionales que buscan atención especializada como lo es: el diagnóstico y la atención clínica y/o quirúrgica. (CEMPAS, 2025).

Figura 1

Exterior de la unidad Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre [CEMPAS]



Nota. En la imagen se observa la fachada del CEMPAS dentro del campus Botucatu.

Por esta razón, el centro cuenta con instalaciones adaptadas para la atención y recuperación de animales silvestres y mascotas no convencionales, áreas de manejo clínico y experimental; y áreas de diagnóstico especializado que también son parte de los demás centros auxiliares de la facultad de medicina veterinaria y zootecnia de la UNESP, es decir, son áreas compartidas en toda la facultad.

Los docentes, investigadores y estudiantes que trabajan en el avance del conocimiento en medicina veterinaria, producción animal sostenible y conservación de la biodiversidad, son un equipo interdisciplinario que buscan generar soluciones efectivas para mejorar la sanidad, la eficiencia productiva y el impacto ambiental de las actividades agropecuarias y veterinarias.

Además, CEMPAS desempeña un papel fundamental en la formación de profesionales en medicina veterinaria ofreciendo espacios para prácticas, pasantías y proyectos de grado en torno a la rehabilitación, manejo, cuidado y medicina de animales silvestres y mascotas no convencionales, contribuyendo así de forma significativa al fortalecimiento al bienestar animal y a la preservación de la fauna silvestre, tanto a nivel regional como internacional.

Actividades ejecutadas durante la práctica

En el Centro de Medicina e Investigación de la Vida Silvestre (*Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens* - CEMPAS) los pasantes participan en diversas áreas clave para garantizar el bienestar y la atención adecuada de los animales en el centro por lo cual, durante todas las actividades, los estudiantes cuentan con el acompañamiento y orientación de los residentes, quienes guían y supervisan cada procedimiento para que el practicante pueda realizar

cada tarea de forma segura y efectiva; asegurando así el bienestar de los animales y el aprendizaje continuo.

El trabajo en las diferentes áreas del CEMPAS permite a los practicantes adquirir experiencia en el manejo, tratamiento y cuidado de diversas especies; reforzando sus conocimientos en medicina veterinaria y producción animal sostenible.

Dentro de las actividades realizadas en CEMPAS se encuentran:

Consultas médicas, hospitalización y administración de medicamentos: los practicantes asisten en las consultas médicas, suministran según la posología indicada por el médico tratante los fármacos prescitos en la ficha de hospitalización, monitorean su evolución y colaboran en las intervenciones quirúrgicas. Esta área es fundamental para el tratamiento y recuperación de los pacientes, permitiendo a los estudiantes adquirir experiencia en el manejo clínico de las diferentes especies.

Crías (Filhotes): esta actividad consiste en estar a cargo del cuidado integral de las crías de distintas especies, asegurando su bienestar y correcto desarrollo. Entre sus funciones están: la limpieza y mantenimiento de las diferentes áreas, alimentación adecuada (Figura 2), administración de medicaciones especializadas y del monitoreo constante del crecimiento y estado de salud de las crías.

Figura 2

Alimentación de crías



Nota. *Alimentación asistida en crías de ejemplares de la especie Maritaca (Pionus maximiliani), psitácido presente en Brasil, Argentina, Bolivia y Paraguay.*

Manejo General: esta actividad consiste en garantizar que los animales tengan condiciones óptimas durante su estancia en el centro. Aquí se preparan y distribuyen las dietas establecidas para cada especie, se ejecuta la limpieza y desinfección de los espacios y se supervisa el ambiente para que sea adecuado para cada animal.

Infección cutánea por *Staphylococcus spp* resistente a antibióticos en serpiente cascabel (*Crotalus durissus*)

Resumen

La resistencia a los antibióticos representa un desafío crítico en la medicina veterinaria, por lo que la selección de un tratamiento antimicrobiano debe basarse en herramientas diagnosticas adecuadas para evitar el uso indiscriminado de estos fármacos. En este contexto, se reporta el caso de un ejemplar silvestre de *Crotalus durissus* que presentaba una lesión cutánea en el primer tercio del cuerpo, acompañada de una infección evidente, movilidad reducida en la zona afectada y una condición corporal deficiente. Para establecer un diagnóstico preciso, se realizaron pruebas complementarias, incluyendo hemograma, radiografía, coprológico y cultivo con antibiograma. Los resultados revelaron fractura de las costillas 13 y 16, parasitosis por *Ophidascaris* spp. y coccidias, así como una infección cutánea por *Staphylococcus spp*. multirresistente a cefalosporinas de tercera generación, tetraciclinas, β-lactámicos, fluoroquinolonas y sulfonamidas. No obstante, se identificó sensibilidad a inhibidores de la β-lactamasa (amoxicilina + ácido clavulánico) y aminoglucósidos (gentamicina). Ante estos hallazgos se instauró un tratamiento con gentamicina a una dosis de 2,5 mg/kg vía intramuscular, pues el antibiótico de primera elección (enrofloxacina) demostró resistencia, este cambio de terapéutica demostró efectividad antibacteriana, favoreciendo la recuperación satisfactoria del paciente. Este caso resalta la importancia del diagnóstico microbiológico en reptiles además de las consecuencias de la resistencia antimicrobiana en la salud de la fauna silvestre; reforzando la necesidad de realizar estudios adicionales sobre el impacto en la salud pública y en la conservación de esta especie.

Palabras clave

Diagnóstico microbiológico, Fractura, Ofidios, Parasitosis, Resistencia bacteriana, Reptiles.

Summary

Antibiotic resistance represents a critical challenge in veterinary medicine, which is why the selection of an antimicrobial treatment must be based on appropriate diagnostic tools to avoid the indiscriminate use of these drugs. In this context, is reported the case of a wild specimen of *Crotalus durissus* that presented a skin lesion in the first third of the body, accompanied by evident infection, reduced mobility in the affected area and a deteriorated body condition. To establish an accurate diagnosis, additional tests will be carried out, including blood count, x-ray, coprology and antibiogram culture. The results revealed rib fracture, parasitism by *Ophidascaris spp.* and coccidia, as well as a skin infection caused by *Staphylococcus spp*. multi-resistant to third generation cephalosporins, tetracyclines, β-lactams, fluoroquinolones and sulfonamides. However, sensitivity to β-lactamase inhibitors (amoxicillin + clavulanic acid) and aminoglycosides (gentamicin) was identified. Faced with these challenges, treatment with gentamicin at a dose of 2.5 mg/kg intramuscularly was instituted, as the first-choice antibiotic (enrofloxacin) demonstrated resistance, this change in therapy demonstrated antibacterial effectiveness, promoting the patient's satisfactory recovery. This case highlights the importance of microbiological diagnosis in reptiles and the consequences of antimicrobial resistance on wildlife health, reinforcing the need to carry out additional studies on the impact on public health and on the conservation of this species.

Keywords

Microbiological diagnosis, Fracture, Snake, Parasitosis, Bacterial resistance, Reptiles.

Marco teórico

Crotalus durissus

Crotalus durissus es una especie de serpiente conocida como la serpiente de cascabel tropical por su característico sonajero terminal o "crepitaculum"; pertenece a los vipéridos del género *Crotalus*, descrito en 1758 por Carl Von Linneaus como un género de serpiente con colmillos venenosos, escamas ventrales ensanchadas, subcaudales pequeñas y un cascabel terminal (Cañas, 2022, pp 1-2)

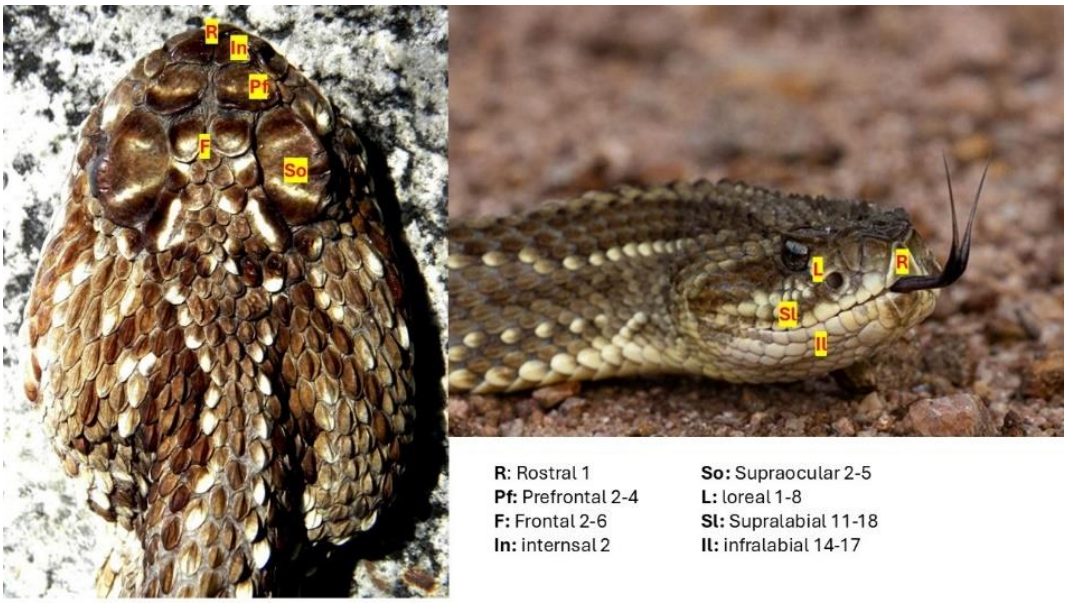
"Esta especie cuenta con 11 subespecies (*C. d. durissus, C. d. cascavella, C. d. collilineatus, C. d. cumanensis, C d. marajoensis, C. d. maricelae, C. d. ruruima, C. d. terrificus C. d. trigonicus, C. d. unicolor and C. d. vegrandis*) y una alta distribución en Sur America, encontrándose en Brasil, 6 subespepcies (*C. d. durissus, C. d. cascavella, C. d. collilineatus, C. d. marajoensis, C. d. ruruima and C. d. terrificus*) (Pucca et al., 2021, pp 1)"

Por último, todas se encuentran en la lista roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, por sus siglas en inglés) como una especie de preocupación menor desde su última evaluación en el año 2014 (Unión internacional para la conservación de la naturaleza [IUCN], 2025)

Dentro de las características anatómicas de esta especie se resalta que su tamaño es variable, logrando tener una longitud mínima de 100 cm y una máxima de 180 cm en edad adulta. Esta es identificada por su característica escutelación como se observa en la Figura 3, su patrón de color varia con la mezcla de sus escamas en los colores gris, marrón y negro, pudiendo presentar manchas blancas o amarillentas. Posee hábitos terrestres nocturnos y crepusculares, habitando zonas áridas, arenosas y/o rocosas a menos de 1000 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m.). Es una especie ovovivípara que puede dar a luz de 21-31 crías; finalmente, posee dentición solenoglifa y veneno neurotóxico. (Diaz-Ricaute et al, 2018, pp 2; Cañas, 2022, pp 2).

Figura 3

Escutelación de Crotalus durissus



Nota. Escutelación de *Crotalus durissus*: 2 grandes escamas internas, 4-6 escamas prefrontales, 2-5 escamas intersupraoculares, de 1-8 (generalmente una o dos) escamas loreales en cada lado, de 11 a 18 (generalmente de 13 a 16) escamas supralabiales y entre 25 y 33 escamas dorsales en la parte medial del cuerpo, 155 a 179 escamas en la región ventral en los machos y de 163 a 190 en las hembras, y 25 a 32 en la región subcaudal en los machos y 18 a 26 en las hembras, mostrando dimorfismo sexual. **Fuente.** Tomado y adaptado de Víbora Cascabel (Crotalus durissus). [fotografía]. por Tejo,2024, Ecoregistros. (*https://www.ecoregistros.org/site/imagen.php?id=615934*); Víbora Cascabel (Crotalus durissus). [fotografía]. por Olivieri Bornand,2011, Ecoregistros. *(https://www.ecoregistros.org/site/imagen.php?id=568375)*.

Anatomía y fisiología de serpientes

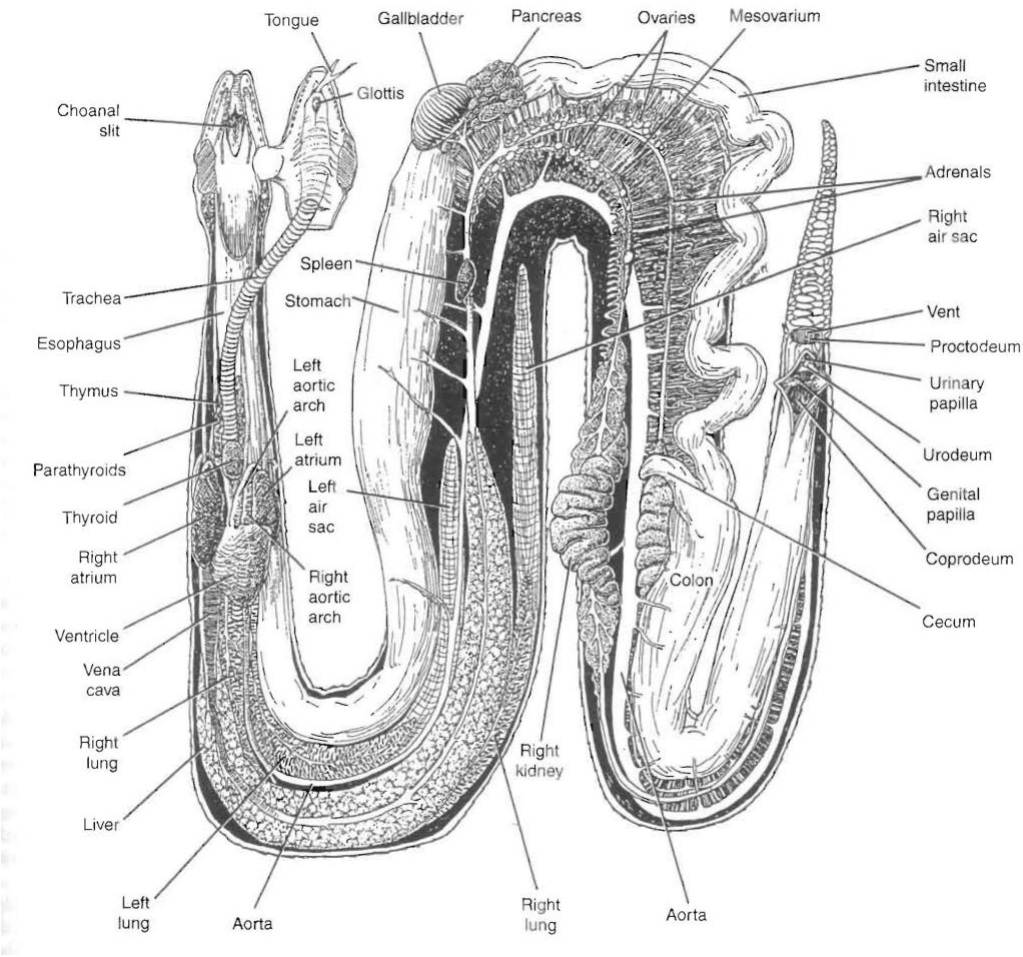
Como las serpientes no tienen diafragma, los órganos de la cavidad torácica y abdominal se encuentran en una sola cavidad llamada cavidad celómica, como se observa en la Figura 4 (Fernandes-Greco et al, 2014).

Cavidad Oral.

Al abrirla, lo primero que se observa es la glotis está ubicada dorsal a la vaina de la lengua (la lengua tiene función olfativa) y se visualiza fácilmente para la intubación. Cuando la lengua bífida y húmeda queda expuesta (darting), las sustancias químicas presentes en el ambiente se adhieren a la lengua, que al retraerse entra en contacto con el órgano vomeronasal (órgano de Jacobson). Este órgano, situado en la región anterior del paladar, está revestido de células quimiorreceptoras que transportan la información adquirida al cerebro, por lo que las serpientes que pierden la lengua en la naturaleza pueden tener dificultades para alimentarse, ya que no pueden seguir el rastro de sus presas (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229).

Figura 4

Anatomía general de una serpiente



Nota. Vista ventral de la anatomía general de una serpiente hembra, se debe tener en cuenta que en algunas especies el pulmón izquierdo puede estar reducido o ausente, así como la presencia de hepatopáncreas, el cambio de dentición según la especie y la presencia de hemipenes y testículos en el macho. ***Fuente***. Tomado de *Reptile medicine and surgery*. (p.47). Por Mader, D.R.,2005, Elsevier Saunders.

Sistema Cardiorrespiratorio.

La tráquea está compuesta por anillos cartilaginosos incompletos y el pulmón se extiende craneal y dorsalmente a la tráquea, formando lo que llamamos tráquea pulmonar. El pulmón derecho está desarrollado y el pulmón izquierdo puede estar reducido o ausente (generalmente en los vipéridos está ausente). La parte craneal del pulmón está vascularizada y es responsable del intercambio de gases, y la porción caudal, avascular, se extiende hasta cerca de la parte craneal del riñón derecho y parece no tener función respiratoria (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229).

El corazón tiene dos aurículas, divididas por un tabique completo, y un ventrículo dividido en tres subcámaras: *cavum pulmonale*, *cavum venosum* y *cavum arteriosum*. Un puente muscular separa el *cavum pulmonale* del *cavum arteriosum* y venoso, siendo estos dos últimos cámaras continúas conectadas por un canal interventricular, existiendo así comunicación entre las subcámaras; sin embargo, varias contracciones musculares y las variaciones de presión subsiguientes dentro del corazón están sincronizadas de tal manera que crean un sistema circulatorio dual funcional. La posición del corazón varía según el nicho ecológico de la serpiente y su posición filogenética. En las especies terrestres y arbóreas, el corazón se localiza entre el 15 y el 25% de la longitud total de la serpiente, desde la cabeza, mientras que, en las especies acuáticas, la ubicación es entre el 24 y el 45% (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229).

Sistema Digestivo.

"La especie *Crotalus spp* presenta dentición solenoglifa (los dientes pares anteriores son grandes y huecos, a través de los cuales fluye el veneno). El esófago, que es largo y varía de tamaño en las distintas especies, tiene la función de llevar los alimentos al estómago. El estómago parece una extensión del esófago, pero tiene varios pliegues que proporcionan gran distensibilidad al órgano. Su función es almacenar y digerir los alimentos. El intestino, es relativamente corto y tiene pocas flexuras. La digestión es continúa en el intestino, pero su función principal es la absorción de alimentos. La cloaca se divide en tres regiones: coprodeo (la región más anterior que recibe los desechos de la digestión); urodeo (la región central que recibe los uréteres y los conductos genitales); y proctodeo (región posterior donde permanecen los desechos hasta que son eliminados). El hígado es alargado y tiene funciones similares a las de los mamíferos y las aves. La vesícula biliar está situada caudalmente al hígado, cerca del páncreas y el bazo. Algunas especies tienen el bazo unido al páncreas, llamado esplenopáncreas (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229)"

Sistema Portorrenal.

Fernandes-Greco et al (2014) dan a conocer que al igual que otros reptiles, las serpientes tienen un sistema portorrenal, que tiene la función de asegurar una adecuada perfusión de los túbulos renales cuando se reduce el flujo sanguíneo a través de los glomérulos (p.228-229).

Los riñones están emparejados y ubicados en el tercio caudal de la serpiente, siendo el riñón derecho más craneal que el izquierdo. Como las serpientes no tienen vejiga, los

uréteres se vacían directamente en el urodeo. Las serpientes no pueden concentrar la orina debido a la ausencia del asa de Henle; como resultado, los productos metabólicos del nitrógeno se excretan en formas insolubles, como el ácido úrico y las sales de urato, una adaptación para evitar la pérdida innecesaria de agua. En el recto se reabsorben las proteínas y el agua y el ácido úrico precipitado se elimina en forma de una pasta amarillenta (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229).

Sistema Reproductor.

Los órganos copuladores de los machos, llamados hemipenes, están invaginados en bolsas en la base de la cola. Por esta razón, la cola de los machos es proporcionalmente más grande que la de las hembras. Los testículos son intraabdominales, ubicados entre la vesícula biliar y los riñones, aumentando de tamaño durante la época reproductiva. Las hembras tienen dos vaginas conectadas a largos oviductos; los ovarios están situados entre la vesícula biliar y los riñones. Las glándulas suprarrenales, a diferencia de los mamíferos, están situadas junto a las gónadas, tanto en los machos como en las hembras (Fernandes-Greco et al, 2014, p.228-229).

Principales patologías en serpientes

Las principales patologías presentes en las serpientes son:

- De origen infeccioso bacteriano con bacterias Gramnegativas: *Aeromonas hydrophila, Pseudomonas* sp., *Proteus* sp., *Salmonella* sp., *Citrobacter* sp., *Escherichia coli*, *Providencia* sp., *Xanthomonas maltophila*, entre otras y Grampositivas: *Streptococcus*

sp. e *Staphylococcus* sp (Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014)

- Virales cuadas por Paramoxyvirus, Adenovirus y Retrovirus.
- Fúngico por *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Trycoderma*, *Trichophyton*, *Trichosporon*, *Geotrichium*, *Rhisopus*, *Penicillium* (Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014)
- Parasitario por ectoparásitos (*Ophionyssus natricis*, *Amblyomma* spp), protozoarios (*Entamoeba invadens*, *Cryptosporidium serpentis, Hepatozoon* spp*),* Cestodos (*Ophiotaenia* spp*., Acanthotaenia* spp*, Spirometra* spp), Pentastómidos *(Porocephalus* spp. *Kiricephalus* spp*, Crepidobothrium* spp*),* Nematodos *(Kalicephalus* spp*, Rhabdias* spp*, Ophidascaris* spp*, Acanthorhabdias* spp*, Polydelphis spp*), entre otros. (Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014)
- Patologías no infecciosas que incluyen: traumatismos, quemaduras, deficiencias nutricionales, disecdisis, obesidad, neoplasias y gota úrica (Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014)

Estas patologías suelen ser tratadas según las recomendaciones farmacológicas de Mader (2005) Fernandes-Greco et al (2014) & Carpenter (2023) pues el manejo y la administración farmacológica cambiara según la especie, el comportamiento, presencia de patologías concomitantes y el tamaño del ejemplar.

A continuación, se exponen los conceptos básicos sobre estas patologías:

Patologías infecciosas comunes en serpientes.

Dermatitis vesicular. La etiología de esta enfermedad suele ser por bacterias Gramnegativas (*Aeromonas hydrophila, Pseudomonas* sp., *Proteus* sp., *Salmonella* sp., *Citrobacter* sp., *Escherichia coli*, *Providencia* sp., *Xanthomonas maltophila*, entre otras); Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014), hongos (*Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Trycoderma*, *Trichophyton*, *Trichosporon*, *Geotrichium*, *Rhisopus*, *Penicillium)* (Fernandes-Greco et al, 2014), y/o virus (Poxvirus, Iridovirus, Herpesvirus, Paramoxovirus y Arenovirus) (Maas, 2013). Su epizoótica se genera por manejo inadecuado del ejemplar, condiciones ambientales inadecuadas para la especie y/o temperatura ambiental elevada (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014), quemaduras infecciosas, térmicas y químicas, traumatismos y enfermedades autoinmunes las cuales con frecuencia se rompen, formando erosiones y úlceras con infecciones y una cicatrización tardía (Maas, 2013)

Dentro de los signos clínicos se encuentran vesículas cutáneas con contenido líquido, aumento en el volumen subcutáneo de consistencia dura, necrosis tisular, septicemia y muerte; el diagnóstico se orienta por los signos clínicos evidentes en la inspección visual del paciente durante el examen clínico y se confirma con un cultivo microbiológico y/o micológico del contenido vesicular al cual se le debe realizar un antibiograma y/o antifungigrama para poder instaurar el tratamiento adecuado a la especie patógena identificada, adicionalmente se debe realizar tratamiento tópico y de soporte (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero,

2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255). Por último, Maas (2013) menciona que, en muchos de estos animales, se sugiere que la causa del agente bacteriano es secundaria a infecciones sistémicas, en lugar de una dermatitis bacteriana primaria por lo que los ofidios afectados presentan septicemia y los hemocultivos también pueden identificar una gran variedad de bacterias causantes (Mass, 2013, p. 737-755).

Abscesos. Los abscesos se generan de forma secundaria por la colonización de bacterias Gramnegativas en una lesión cutánea causada por mordedura de la presa, insectos, ácaros, garrapatas y/o ambiente poco higiénico. Su signo clínico es la evidencia de volumen del tejido subcutáneo el cual presenta consistencia dura. El diagnóstico se realiza de la misma forma que la dermatitis vesicular y su tratamiento consiste en antibioticoterapia posterior a la remoción quirúrgica del absceso. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255).

Estomatitis. La estomatitis suele ser causada por bacterias gramnegativas oportunistas (*Pseudomonas sp., Aeromonas hydrophila, Proteus sp., Salmonella sp., Citrobacter sp., Escherichia coli, Providencia sp.* y *Xanthomonas maltophila*) (Martins et al., 2021) que colonizan la cavidad oral de las serpientes, secundario a un proceso de inadecuada alimentación, enfermedades primarias, baja temperatura ambiental y manejo inadecuado, formando placas caseosas en cavidad oral, hemorragias y petequias, perdida de dientes, hiperemia, negación al consumo de alimento y agua que conlleva a deshidratación, infección ocular secundaria, septicemia y muerte (Aguilar et al, 2005, pp.130-139;

Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255; Martins et al., 2021, pp 1-4).

El diagnóstico definitivo se emite empleando técnicas de diagnóstico de cultivo microbiológico con antibiograma empleando muestras de hisopado de cavidad oral (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014; Martins et al., 2021); para el tratamiento se debe realizar la corrección en el manejo, tratamiento soporte, tratamiento tópico con infiltraciones locales de analgésicos, antibioticoterapia, suplementación con vitaminas y en caso de ser requerido alimentación asistida. (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014; Martins et al., 2021) de forma alternativa se puede emplear terapia laser la cual ha demostrado reducir la inflamación y la infección sin tener efectos indeseados durante su implementación (Rungnirundorn, s.f)

Neumonía. Esta afección patológica suele ser secundaria a una infección viral o parasitaria primaria, estomatitis, estrés, malnutrición o condiciones ambientales inadecuadas que predisponen a infecciones bacterianas secundarias por bacterias gran negativas. Dentro de los signos clínicos se encuentra dificultad respiratoria que se evidencia con estiramiento y levantamiento de la cabeza, anorexia, apatía, secreciones orales, postración y estertores (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255), tambien los animales con lesiones grave presenta hematemesis (Xia et al., 2022).

Para el diagnóstico se emplean proyecciones radiográficas del primer tercio del cuerpo e hisopados de las secreciones orales y nasales, también se emplea endoscopia para la colección de estas muestras (Xia et al., 2022) que posteriormente se someten a cultivo con antibiograma para la elección de tratamiento; el cual consiste en la elección de antibiótico, tratamiento de soporte, y corrección en condiciones ambientales. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255).

Gastroenteritis. Esta afección patológica puede ser de origen bacteriano, parasitario o viral; donde las bacterias suelen ser oportunistas; se manifiesta con signos como regurgitación, anorexia, heces pastosas, hepatitis, aumento en el grosos de las asas intestinales, postración, septicemia y muerte. (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014). El diagnóstico se realiza por medio de coprológico, coprocultivo microbiológico y antibiograma, ultrasonografía y endoscopia. Finalmente, el tratamiento dependerá del origen de la enfermedad (antibiótico, antiparasitario, antivirales) y tratamiento de soporte (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014).

Micosis superficial. Esta suele ser causada por hongos saprófitos (*Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Trycoderma*, *Trichophyton*, *Trichosporon*, *Geotrichium*, *Rhisopus*, *Penicillium, Ophidiomyces ophiodiicola*) (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005; Riera & Cabrero, 2008; Jensen, 2011; Fernandes-Greco et al, 2014; Dubey et al., 2022) que invaden la piel por presencia de manejo inadecuado, suelo rugoso y humedad elevada; manifestándose con la alteración en el grosor de las escamas ventrales,

posteriormente las escamas dorsales y finalmente, infecciones bacterianas secundarias. El diagnóstico se da por los signos clínicos y se confirma con cultivo micológico con antifungigrama tomando muestras por medio de hisopado y/o biopsia. El tratamiento consiste en el uso de antifúngico local y sistémico, así como antibiótico para infecciones secundarias, con la debida corrección del manejo y condiciones ambientales dentro del terrario (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 245-255; Dubey et al., 2022, pp. 3).

***Virus*.** La infección viral que se presenta con mayor frecuencia es *Paramoxyvirus*, sin embargo*, Poxvirus, Iridovirus, Herpesvirus, Papilomavirus y Arenovirus*, también afectan a las serpientes generando signos y síntomas inespecíficos como lo son anorexia, dificultad para respirar y opistótonos. Los vipéridos son sintomáticos, los boídos son portadores asintomáticos. Para el diagnóstico se suele emplear técnicas de diagnóstico molecular, serología, inmunohistoquímica o inhibición de hemaglutinación. Finalmente, el tratamiento suele ser profilaxis, tratamiento de soporte, antibioticoterapia para infecciones secundarias y en última instancia, eutanasia (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 245-255; Dubey et al., 2022, pp. 3).

Parásitos. Los agentes parasitarios que afectan las serpientes son variados, por lo que los signos y síntomas varían con la especie, algunos parásitos son: *Ophionyssus natricis*, *Amblyomma spp*, *Entamoeba invadens, Cryptosporidium serpentis, Porocephalus spp.*

Kiricephalus spp., Ophiotaenia spp., Acanthotaenia spp., Crepidobothrium spp, Spirometra spp., Rhabdias, Acanthorhabdias, Ophidascaris, Polydelphis y Kalicephalus, Hepatozoon, entre otros. El diagnóstico se realiza por medio de coprológico, frotis sanguíneo, lavado traqueo bronquial, raspado cutáneo e identificación morfológica de ectoparásitos. El tratamiento consiste en la administración de antiparasitarios internos y/o externos. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255; Dubey et al., 2022, pp. 3).

Patologías no infecciosas en serpientes

***Disecdisis*.** Esta patología se define como una muda de piel inadecuada o parcial, pues las serpientes mudan la piel en una sola pieza; puede estar relacionada con ectoparasitismo, humedad excesivamente baja, temperaturas mínimas, malnutrición, deshidratación, enfermedades dérmicas, enfermedades sistémicas o falta de sustratos abrasivos contra los cuales frotarse para liberar la piel. El tratamiento consiste en corrección medio ambiental de humedad y sustrato, hidratación del paciente y baños de inmersión. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255)

Traumatismos. Los traumatismos en ofidios suelen ser causados por mordidas por parte de la presa, roeduras, abrasión , golpe, laceración y ataque con objeto corto-punzante, el cual presentara una severidad, abordaje acorde con el tipo de lesión; generalmente se emplea radiografía como método diagnóstico y para el tratamiento se

suele emplear terapia tópica y sistémica con antibióticos, analgésicos y antiinflamatorios; en casos de fractura simples no se requiere cirugía pero se recomienda inmovilización o limitación de movimiento en el paciente. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255)

***Quemaduras*.** Son causadas por la exposición a altas temperaturas y/o productos químicos; el área afectada se ve enrojecida, las escamas necrosadas, resecas o supurativas y el paciente puede presentar edema pulmonar y/o dificultad respiratoria. El tratamiento consiste en limpiar la herida, emplear ungüentos con antibióticos sistémicos y locales, hidratar al paciente y administrar vitamina C. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, pp. 245-255)

***Deficiencia proteica e hipovitaminosis*.** Esta enfermedad carencial, es causada por una alimentación inadecuada que causa en la paciente anorexia, bajo peso anorexia, pérdida de peso, trastornos gastrointestinales y debilidad general. En la fase final, se observa signos neurológicos, parálisis muscular y opistótonos, y la serpiente puede tener comprometido el reflejo de enderezamiento, ruptura espontanea de piel y sangrado en mucosa oral. El diagnóstico se realiza por los signos clínicos y la evidencia de dieta inadecuada; sin embargo, se emplea de forma adicional radiografía total corporal para descartar enfermedades secundarias. El tratamiento consiste en administrar una dieta acorde a la especie y administrar vitaminas según la carencia, generalmente complejo B, Vitamina A y Vitamina C. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939;

Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 245-255).

***Gota*.** Suele ser causada por alteración del metabolismo proteico, trastornos que alteran la función renal, hipotermia, la deshidratación y el uso inadecuado de fármacos nefrotóxicos, como los antibióticos aminoglucósidos; en estos casos las serpientes presentan manchas blancas en mucosa oral, anorexia y diminución del tono muscular. El diagnóstico antemortem se centra en la detección de hiperuricemia y con proyecciones radiográficas donde se evidencia la acumulación de minerales en articulaciones y órganos internos; el diagnóstico postmortem se da por la detección de depósitos de cristales de uratos en articulaciones, músculos, tendones, cartílago y órganos internos. El tratamiento consiste en hidratación, alopurinol, manejo ambiental y dietario (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, pp.737-755; Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 245-255)

Obesidad. Contrario a las enfermedades carenciales, esta se presenta por exceso de alimentación y escaso ejercicio o movilidad, lo cual genera aumento de peso y signos asociados a afectación de hígado páncreas, riñón y bazo. El tratamiento consiste en el control de la dieta y favorecer el comportamiento reproductivo y el ejercicio. (Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 253)

Neoplasias. Las neoplasias reportadas en serpientes son sarcomas, linfosarcomas, adenocarcinomas, fibrosarcomas, hepatomas, en SNC aún no se reportan, por lo que los signos clínicos varían y se exceptúan los neurológicos; el diagnóstico suele realizarse de forma postmortem o mediante histopatología posterior a recesión quirúrgica y el

tratamiento suele ser sintomático. (Aguilar et al, 2005, pp.130-139; Mader, 2005, pp. 715-939; Riera & Cabrero, 2008, pp. 86-87; Jensen, 2011, pp. 315-357; Maas, 2013, p.73-755; Fernandes-Greco et al, 2014, , pp. 245-255.

Reseña

El 26 de febrero de 2025 ingresa al CEMPAS un ejemplar de Cascabel (*Crotalus durissus*) la cual fue rescatada por la policía ambiental de Brasil, hallado en la granja El Crucial - Colonia Santa Marina.

Anamnesis

El ejemplar de *Crotalus durissus* ingresa por presentar lesión en el primer tercio del cuerpo con exposición de tejido muscular; la causa de la lesión es de origen desconocido.

Examen del paciente

Hallazgos Clínicos

Al examen clínico del paciente se evidenció un ejemplar con condición corporal 2/5 (1 = caquéctico, 2 = pobre, 3 = moderado, 4 = bueno, 5 = muy bueno y 6 = obeso) (Mader, 2005), la cual se confirma con el peso de 1.380 gramos; actitud alerta; lesión cutánea en el primer tercio del cuerpo que de forma adicional presentaba exposición de músculo y posible fractura costal; finalmente, presentaba movilidad reducida en el primer tercio del cuerpo.

Lista de Problemas

I. Lesión cutánea con exposición de músculo

II. Limitación en movilidad del primer tercio del cuerpo.

III. Bajo peso

Diagnósticos Diferenciales

- **Enfermedad metabólica ósea**. Aunque es una enfermedad poco frecuente en serpientes, se debe descartar esta enfermedad nutricional asociada la carencia de vitamina D y falta de exposición a luz ultravioleta que conlleva a la falta de absorción de calcio en el cuerpo, por medio de una radiografía; en la cual se observara afectada la radiodensidad del hueso observándose traslucidos y con un aumento en su anchura, sin embargo, la estructura fibrosa del hueso poco mineralizado hace que se presenten fracturas espontaneas. (Girling, 2003; Fernandes-Greco, et al, 2014); esta patología se considera dentro de los diagnósticos presuntivos debido a la restricción en la movilidad del paciente y el bajo peso, sin embargo, se descarta pues en la radiografía no se evidencia cambios en la radiodensidad del hueso asociados a la enfermedad metabólica ósea.
- **Dermatitis bacteriana**. Esta patología suele ocurrir por una la exposición a un ambiente con alta humedad, lo cual hace que el integumento permita la entrada de agentes patógenos que generalmente son gram-negativos, los cuales causan vesículas que pueden reventarse causando discontinuidad en la piel y úlceras; para el diagnóstico definitivo se debe realizar un cultivo bacteriano (Girling, 2003; Aguilar et al, 2005; Paterson, 2006, Fernandes-Greco, et al, 2014). Esta patología se considera dentro de los diagnósticos presuntivos por la discontinuidad en la piel del ejemplar, la

exposición de musculo y la evidencia de infección en tejido y se confirmó como diagnóstico final gracias al cultivo microbiológico con antibiograma.

- **Parasitismo.** La afectación parasitaria en serpientes es común causando bajo peso, anorexia, lesiones cutáneas, afectación respiratoria, y signos gastrointestinales; para el diagnóstico definitivo se requiere de técnicas coproparasitoscópicas y frotis sanguíneo (Girling, 2003; Aguilar et al, 2005; Mader, 2005, Paterson, 2006, Fernandes-Greco, et al, 2014). También se debe tener en cuenta que, en cuanto a la presencia de coccidias, Jacobson (2007) reportan que rara vez causan problemas de salud en serpientes y han sido reportados con frecuencia en serpientes sin signos clínicos de enfermedad (Duran Peñaranda et al., 2020; Halán & Kottferová, 2021; Dantas et al., 2025). La Parasitosis se consideró dentro de los diagnósticos diferenciales por la condición corporal y el peso del paciente; así mismo fue confirmada la presencia de parásitos gastrointestinales por medio de las técnicas de Faust y la técnica de Willis – Mollay, sin embargo, la presencia de coccidias no se consideró como un diagnóstico de prioridad en el presente caso ya que suele ser autolimitante.
- **Traumatismo con objeto cortante o roedura**. Los traumatismos en ofidios suelen ser causados por mordidas por parte de la presa, roeduras, abrasión, golpe, laceración y ataque con objeto corto-punzante; para su diagnóstico se emplea radiografía con la cual se comprueban fracturas y afectaciones en órganos internos. (Aguilar et al, 2005; Mader, 2005, Paterson, 2006, Fernandes-Greco, et al, 2014). Se considera dentro de los diagnósticos presuntivos debido a la evidencia de discontinuidad en la piel y

exposición de músculo que sugería traumatismo con objeto cortopunzante, adicionalmente se confirmó fractura de costillas por medio de radiografía.

Diagnósticos Presuntivos

- **Traumatismo con objeto cortante o roedura**: este diagnóstico se considera por la discontinuidad de la piel con exposición de músculo que presentó el paciente, este signo esta mencionado por Girling (2003), Mader (2005), Paterson (2006), Jepson (2011) y Fernandes-Greco, et al, (2014); sin embargo, no se logra determinar si la causa de la lesión es por roedura o por un objeto cortante, pues el paciente proviene de vida libre y fue hallado en zona urbana.
- **Fractura costal:** la fractura costal es considera por la limitación en la movilidad del tercio anterior como lo mencionan Girling (2003), Mader (2005), Paterson (2006), Jepson (2011) y Fernandes-Greco, et al, (2014), donde es característico de las fracturas costales la reducción en el movimiento y la elución del estrangulamiento del animal en la zona lesionada.
- **Hipovitaminosis**: según los estudios de Girling (2003) y Fernandes-Greco et al, (2014) generalmente la hipovitaminosis por vitamina C genera ruptura espontanea de piel, por lo que se considera como diagnóstico al no tener conocimiento certero de la causal en la discontinuidad de la piel del paciente.
- **Parasitosis**: causada por helmintos como *Dracundulus* spp el cual genera pústulas que con el tiempo levanta las escamas y genera ruptura espontanea de la piel y/o filarias que al generar ulceras cutáneas secundarias a obstrucción de vasos sanguíneos (Paterson, 2006), adicionalmente el bajo peso puede ser causado por diferentes

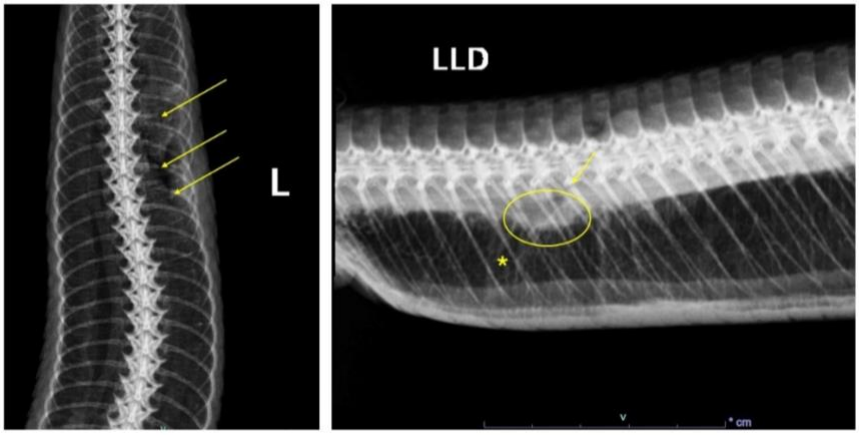
especies de nematodos, protozoarios, cestodos y trematodos (Girling, 2003; Paterson,2006; Jepson, 2011; Fernandes-Greco, et al, 2014)

Planes diagnósticos

El 26 de febrero se realiza radiografía (proyección dorso-ventral y latero lateral) de tercio anterior del cuerpo, donde se evidencia fracturas completas de las costillas número 13 y 16 (Figura 5), sin evidencia de enfermedad metabólica ósea; adicionalmente se toma muestra de sangre para realizar un cuadro hemático (Tabla 1) el cual evidencia hipoproteinemia, ligero aumento de CHCM y ligera anemia, así como mielocitosis por incremento de azurófilos y linfocitosis. Para poder realizar el manejo del paciente y la sutura de la herida, con sutura quirúrgica estéril absorbible sintética, empelando un patrón de sutura en U (colchonero horizontal) (Figura 6) se efectúa un protocolo anestésico y analgésico de Ketamina a 30 mg/kg (Ketoflex® 0.1 %) Midazolam a 0.35 mg/kg (Dozilam® 5mg/ml) + Morfina a 0.5 mg/kg (Dimorf® 1 mg/ml) vía intramuscular con efecto satisfactorio.

Figura 5

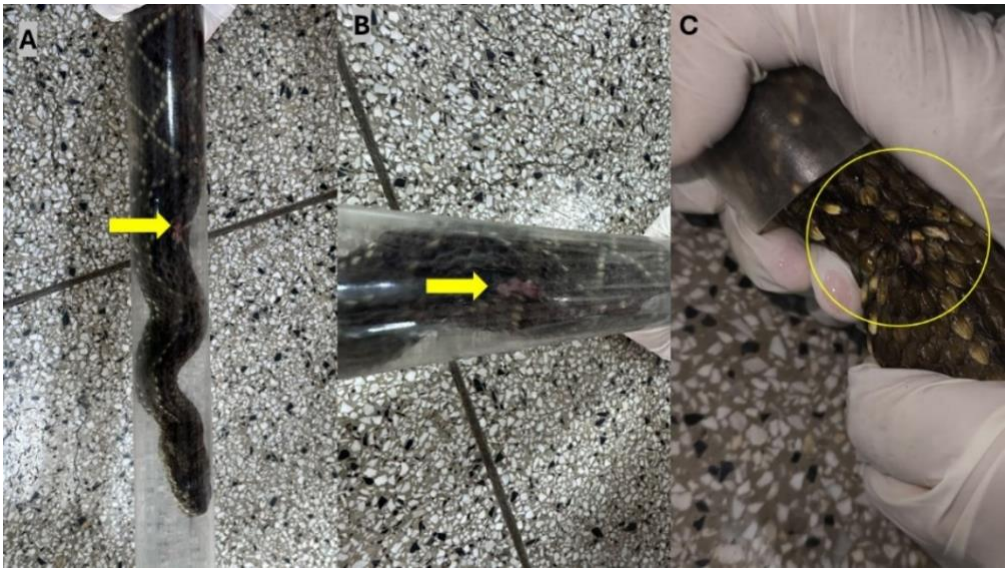
Proyección Radiográfica de primer tercio del cuerpo - 26 de febrero de 2025



Nota. *En la radiografía ventro-dorsal se observa la fractura de las costillas número 13 y 16 (flechas) del lado derecho y en la vista latero-lateral derecha se confirma las fracturas (flecha), se evidencia la silueta cardiaca (circulo) y se observa incremento en la opacidad pulmonar (asterisco).* ***Fuente****. (CEMPAS, 2025)*

Figura 6

Herida en el primer tercio del cuerpo



Nota. A) se observa la herida desde una vista dorsal, B) acercamiento de la herida, C) herida suturada. **Fuente**. (Serrano, 2025)

Tabla 1

Cuadro hemático 26 de febrero 2025

Eritrograma	Resultado	Referencia
Hematíes	0,41 /µL	0,423 +/- 94,7
Hemoglobina	7,1 g/dL	6,8 +/- 1,1
Hematocrito	20%	24 +/- 3,8
VCM	487,8 fL	588 +/- 124
CHCM	35,50%	28,7 +/- 2,5
proteínas Totales (plasma)	5,4 g/dL	2,75 +/- 0,63
RDW	0%	

Plaquetas		0% /µL	0,58 +/- 3,34
Metarrubricitos		01/10C	
Leucograma	**Relativo**	**Absoluto**	**Referencia**
Leucocitos	10%	8300 /µL	7403 /µL +/- 695 /µL
Mielocitos	0%	830 /µL	18,3 +/- 15,4 %
Metamielocitos	0%	0 /µL	
Bandas	0%	0/µL	1,9 +/- 2,5
Neutrófilos	0,90%	747/µL	7,4 +/- 7,4 %
Linfocitos	79%	6557/µL	71,1 +/- 19,3 %
Eosinófilos	0,10%	83/µL	145 +/- 140 /µL
Basófilos	0%	0/µL	0,8 +/- 1,3 %
Monocitos	0,10%	83/µL	519 +/- 722 /µL
Observaciones			
Muestra con fibrina, presencia de agregados de trombocitos en extendido sanguíneo, mielocitos = azurófilos, segmentados = heterofilos.			

Nota. Rangos de referencia tomados de *Tratado de Animais Selvagens medicina veterinaria* (p. 241-242). Por Fernandes-Greco, et al, 2014, ROCA LTADA; Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS. **Fuente.** (CEMPAS, 2025)

El 28 de febrero se toma muestra de coprológico cuyo resultado se muestra en la Tabla 2, donde se evidencia parasitosis múltiple por nematodos y coccidias.

Tabla 2

Coprológico 28 de febrero de 2025

Fecha	**28 de febrero de 2025**
análisis solicitado	Coprológico
Fecha de procesamiento	5 de marzo de 2025
Técnica	**Técnica de Faust**
Resultado	Presencia de huevos de *Ophidascaris spp* (+3) y ooquistes de Coccidias (+3)
Técnica	**Técnica de Willis - Mollay**
Resultado	Presencia de huevos de *Ophidascaris spp* (+1)

Observaciones	También fueron observados huevos de morfología compatible con ácaros de roedores en diferentes estadios de desarrollo, así como ácaros fuera de los huevos

Nota. Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS**. Fuente.** (CEMPAS, 2025)

Aproximación terapéutica

El 26 de febrero se decide implementa la terapia que se presenta en la Tabla 3; haciendo uso de antiinflamatorio, antibiótico, multivitamínico, terapia de soporte y terapia tópica.

Tabla 3

Medicación inicial

Medicación	Dosis	Volumen	Vía	Frecuencia
Dipirona 500 mg/ml (Febrax®)	25 mg/kg	0,07 ml	IM	72 h
Ketoprofeno 1% (Ketoflex ®)	2 mg/kg	0,28 ml	IM	72 h
Enrofloxacina 10% (Floxiclin ®)	10 mg/kg	0,14 ml	IM	72 h
Fluido (LR)		20 ml	SC	72 h
Vitamina B12 (Hipovita B12 ®)	0,1 mg/kg	0,14 ml	SC	72 h
Complejo B (Hyplex B ®)	0,3 mg/kg	0,41 ml	SC	72 h
Irrigación y remoción de residuos.	Cloruro de sodio 0.9%			

Nota. Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS. **Fuente.** (CEMPAS, 2025)

Para la medicación se emplea el manejo herpetológico que se observa en la Figura 7, evitando así la sedación del paciente.

Figura 7

Manejo de serpiente para medicación



Nota. El manejo de los ofidios venenosos se realiza empleando el gancho herpetológico para manipular el ejemplar que posteriormente se contienen empleado en tubo acrílico para evitar accidentes ofídicos durante la medicación y el uso de anestésicos; también es importante resaltar que la medicación se realiza en el primer tercio de cuerpo dadas a las características anatómicas circulatorias y renales. ***Fuente:*** (Serrano, 2025)

Evolución del paciente

El 7 de marzo se realiza nuevamente la anestesia del paciente, con el protocolo descrito anteriormente y así poder realizar colecta de material para cultivo microbiológico dada la evidencia de infección en la herida, también se realiza el pesaje del ejemplar para llevar su respectivo control (1.345 gramos).

El resultado del antibiograma se obtuvo el 13 de marzo (Tabla 4), donde se evidencia resistencia al antibiótico empleado por lo que se decide realizar un cambio de antibiótico e

iniciar el tratamiento con Gentamicina a 2,5 mg/kg vía intramuscular cada 72 horas a partir del 17 de marzo.

Tabla 4

Cultivo microbiológico y antibiograma.

Análisis solicitado	**Cultivo microbiológico**	
Fecha	13 de marzo de 2025	
Resultado	*Staphylococcus spp*	
Antibiograma	Amoxicilina + ácido clavulánico	Sensible
	Ceftiofur	Resistente
	Ceftriaxona	Resistente
	Ceftazidina	Resistente
	Enrofloxacina	Resistente
	Gentamicina	Parcialmente resistente
	Tetraciclina	Resistente
	Sulfazotrim	Resistente
	Imipenem	Resistente

Nota. Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS. **Fuente.** CEMPAS, 2025

El 17 de marzo, se realiza la sedación del paciente para poder efectuar de forma correcta irrigación y remoción de residuos de la herida, empleando el mismo protocolo de anestesia (neuroleptoanalgesia) con Ketamina a dosis de 30 mg/kg (Ketoflex® 0.1 %) Midazolam a dosis de 0.35 mg/kg (Dozilam® 5mg/ml) + Morfina a dosis de 0.5 mg/kg (Dimorf ® 1mg/ml) vía intramuscular con efecto satisfactorio y, se inicia con el nuevo tratamiento que se presenta en la Tabla 5, el cual se mantiene hasta el 23 de marzo donde se suspende el complejo B (Hyplex B®)y la Gentamicina (Gentomicin ®) pues se observa mejoría en la lesión, sin embargo se observa formación de costra con tejido caseoso (Figura 8).

Tabla 5

Nueva medicación 17 de marzo de 2025

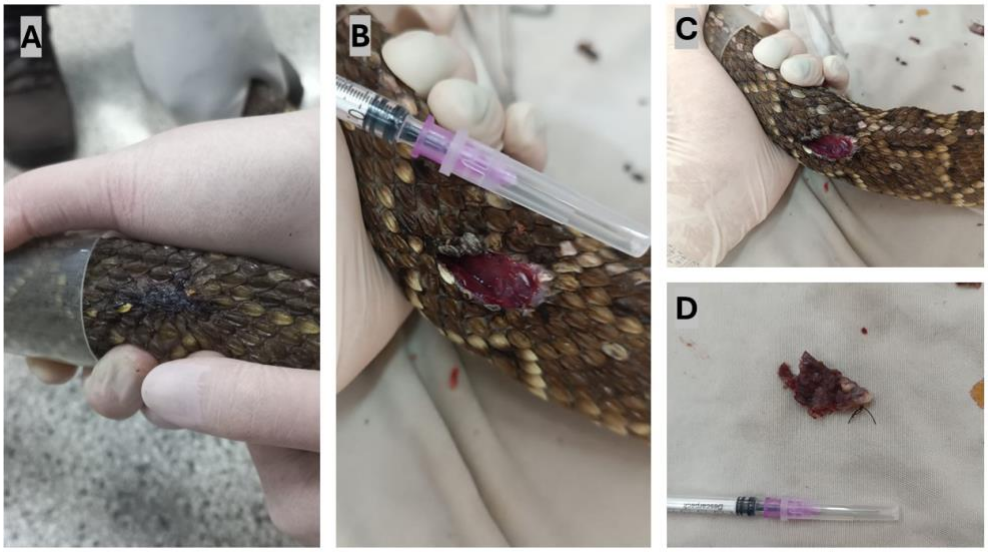
Medicación	Dosis	Volumen	Vía	Frecuencia
Dipirona 500 mg/ml (Febrax ®)	25 mg/kg	0,07 ml	IM	72 h
Gentamicina 4% (Gentomicin ®)	2,5 mg/kg	0,08 ml	IM	72 h
Fluido (LR)		20 ml	SC	72 h
Complejo B (Hyplex B®)	0,3 mg/kg	0,41 ml	SC	72 h

Nota. Información de Historia Clínica 286.997 del CEMPAS. **Fuente.** CEMPAS, 2025.

Dados los cambios en la cicatrización de la lesión cutánea se procede a realizar la irrigación y remoción de residuos con Cloruro de sodio 0.9% + Rifamicina (Rifocina® 1g/100 ml) y el 1 de abril se realiza la inmovilización del paciente con el tubo acrílico herpetológico para la remoción de la costra y el material caseoso (Figura 8).

Figura 8

Evolución de la lesión cutánea y remoción de material caseoso y costra.



Nota. A) Formación de costra en la herida, B) Lesión cutánea sin evidencia de infección y en proceso de cicatrización (la jeringa se emplea como margen de referencia para el tamaño de la lesión), C) Lesión cutánea sin evidencia de infección y en proceso de cicatrización, D) Costra y material caseoso removido de la lesión, también se observa la extracción de la sutura que quedo adherida a la costra. **Fuente**. Serrano, 2025.

Finalmente, el 1 de mayo se realiza la restricción física del paciente para realizar la irrigación y remoción de residuos con Cloruro de sodio 0.9% + Rifamicina (Rifocina® 1g/100 ml) donde se evidencia la recuperación de la lesión por cicatrización por segunda intención (Figura 9)

Figura 9

Evolución de lesión por cicatrización por segunda intención



Nota. A) proceso de irrigación y remoción de detritus celulares con Cloruro de sodio + Rifamicina (Rifocina® 1g/100 ml), B) retiro de excedentes, C) evolución de la lesión por cicatrización por segunda intención. **Fuente**. (Serrano, 2025).

Discusión

En el presente caso, el ejemplar de *Crotalus durissus* presentó múltiples afecciones patológicas de forma concomitante (infección cutánea, fractura por traumatismo y parasitosis) por lo que en el abordaje del presente caso fue fundamental el uso de pruebas diagnosticas como radiografía, cuadro hemático, coprológico y cultivo con antibiograma; pues si bien la discontinuidad en la piel y la explosión del músculo confirmaban un traumatismo posiblemente

causado por roedura u objeto cortopunzante, esta lesión no confirmaba la presencia de la fractura en el primer tercio del cuerpo; lo cual se confirma con la proyección radiográfica donde se observa fractura costal; para esto la proyección DV y L-L recomendadas por autores como Schumacher & Toal (2001), Silverman (2005) y Pees (2011) fue empleada exitosamente posterior a un protocolo anestésico también sugerido por los mismos; sin embargo, a diferencia de estos se empleó un protocolo de neuroleptoanalgesia y un protocolo de anestesia corta.

Respecto al protocolo de neuroleptoanalgesia, este tuvo el objetivo de disminuir el estrés en el paciente y permitir un mejor manejo para obtener de forma segura muestras para el diagnóstico, tal como lo recomiendan Lock & Wellahan (2015), adicionalmente la dosis, vía y combinación de los fármacos se efectuó según lo recomendado por autores como Schumacher & Yelen (2005) y Bertelsen (2007) buscando relajación muscular y reducción de las dosis requeridas de cada fármaco, así como los efectos secundarios de apnea y bradicardia asociados a altas dosis de Ketamina y Midazolam, efectos que han sido reportados por Bertelsen (2007). La elección de Morfina en el presente caso evidencia la predominancia de receptores μ en reptiles por lo cual tiene mejor efecto, reduce la cantidad de analgesia requerida y permite la analgesia intraoperatoria y postoperatoria como lo reflejan los aportes bibliográficos de Bertelsen (2007).

Al mismo tiempo que se confirmaba la fractura de las costillas, se efectuó la densitometría ósea del cuerpo, en las costillas, lugar sugerido por Pees (2011b) para dicha evaluación y para descartar el diagnóstico de enfermedad metabólica ósea. En este punto se debe tener en cuenta que no se puede determinar la edad de una fractura en el paciente ya que en reptiles el proceso de curación puede ser muy largo (puede tardar hasta 6 meses) y con frecuencia, las reacciones del tejido conectivo también intervienen en la reparación de las

fracturas de reptiles, que se calcifican en una etapa muy tardía, si es que se producen (Pees, 2011a); calcificaciones que no se observaron en el presente caso. Este tipo de fractura suele ser un hallazgo incidental, tal como ocurrió en el presente caso, y suelen ser causadas por la presión ejercida sobre las costillas cuando el animal estrangula a su presa u otros tipos de trauma; independientemente de la etiología subyacente de las fracturas costales, rara vez se presentan problemas clínicos asociados con esta afección en serpientes (Pees, 2011b); sin embargo, la etiología de la fractura no pudo ser determinada ya que el paciente provenía de vida libre y fue encontrado en zona urbana, por lo cual queda en duda si es traumatismo fue ocasionado por exceso de presión en el estrangulamiento de la presa o por acción humana.

Con respeto al manejo de herida en el primer tercio del cuerpo, se optó por realizar remoción e irrigación de detritus celulares con Cloruro de sodio 0.9% al inicio del tratamiento, sin embargo, al final del del proceso de cicatrización, se presentó la formación de la costra y tejido caseoso por lo que para la remoción de estos se empleó la combinación de cloruro de sodio con rifamicina como lo recomienda Aguilar et al (2005), mostrando un buen efecto en el paciente y permitiendo acelerar el proceso de cicatrización gracias al efecto antiséptico y el poder residual del mismo.

El uso del cuadro hemático sirvió para evaluar el estado general del paciente, donde se presentó hipoproteinemia, ligero aumento de CHCM y ligera anemia, así como mielocitosis por azurófilia y linfocitosis. La hipoproteinemia y la anemia pueden estar causados por pérdida de sangre a causa del traumatismo; sin embargo, también pueden estar asociados a linfodilución en la muestra, la cual según Sykes & Klaphake (2015) suele ocurrir porque los vasos/senos linfáticos discurren en paralelo con las venas y pueden ser puncionados al tomar la muestra; sin

embargo, en el presente caso la linfodilución se descarta debido a que se evidenció policromasia (aumento de CHCM) y el hematocrito no fue menor al 15% tal como lo sugieren Sykes & Klaphake, (2015).

La mielocitosis que se evidenció en el presente caso refleja el estado de inflamación/respuesta inmunitaria, infección y/o estrés que estaba presentando el paciente, situaciones que según Nardini et al. (2013) y Sykes & Klaphake (2015) causan mielocitosis. En el presente caso esta mielocitosis está causada por azurófila y linfocitosis, lo cual se correlaciona con la lesión en el primer tercio del cuerpo con discontinuidad de piel y músculo expuesto que presentó infección bacteriana por *Staphylococcus spp* (confirmada con el cultivo y antibiograma) e inflamación. De forma adicional, aunque el paciente presentó infección parasitaria y se desconoce la edad de la lesión, el paciente no presentó monocitosis, ni eosinofilia; lo cual sugiere según Nardini et al., (2013) que la lesión es de tipo agudo. También, se debe tener en cuenta que según Sykes & Klaphake (2015) el seguimiento del recuento de leucocitos en un individuo a lo largo del tiempo puede ser más valioso que una sola muestra puntual, seguimiento que no se efectuó en el presente caso.

En cuanto al coprológico, las técnicas empleadas (técnicas de Faust y Willis-Mollay), son técnicas de flotación empleadas para el diagnóstico parasitológico en serpientes por autores como Duran Peñaranda et al. (2020) y Mairawita et al. (2024), cuyo principio permite que por diferencia de densidades los huevos de los parásitos se queden adheridos a la lámina cubreobjeto permitiendo así la identificación de agentes parasitarios; siendo útil en el diagnóstico del presente caso, pues se logró identificar *Ophidascaris spp* y coccidias; dos agentes comunes en reptiles según Aguilar et al (2005) Mader (2005), Riera & Cabrero (2008), Jensen (2011), Maas

(2013) y Fernandes-Greco et al. (2014) y que se han reportado en serpientes por Pinto et al. (2010), Halán & Kottferová (2021) y De Oliveira Simões et al. (2022).

En relación con *Ophidascaris spp,* según De Oliveira Simões et al. (2022) las formas adultas se encuentran en el estómago o el intestino delgado de huéspedes definitivos. Su ciclo de vida es heteroxeno, con anfibios y roedores como huéspedes intermediarios, infectados al ingerir huevos con larvas L2. Las serpientes se infectan tras ingerir huéspedes intermediarios parasitados por larvas L3 encapsuladas en músculos o vísceras y los adultos se fijan profundamente en la submucosa, lo que provoca una lesión ulcerativa focal (p.285), sin embargo, en el presente caso el paciente no presentó ningún signo o síntoma asociado a *Ophidascaris spp,* ni evidencia alguna de lesión ulcerativa intestinal, como lo es la presencia de sangre en heces o restos de tejido intestinal; no obstante, se debe resaltar que no se puede afirmar, ni descartar la lesión ulcerativa intestinal, pues no se realizaron técnicas de diagnóstico por imagen o laparoscopia.

También, *Ophidascaris spp* puede causar obstrucción mecánica o perforaciones de las vísceras e infecciones bacterianas secundarias, particularmente con microorganismos gramnegativos, es una secuela común de las lesiones gastrointestinales (Jacobson, 2007), este último aporte bibliográfico es de gran importancia ya que el agente aislado mediante cultivo bacteriano fue un grampositivo (*Staphylococcus spp*), que si bien difiere dentro de lo reportado por Jacobson (2007); en el presente caso, puede existir asociación entre la presencia *Ophidascaris spp* con *Staphylococcus spp* reportado en el cultivo microbiológico. Además, este agente parasitario está tomando importancia en el esquema de una sola salud ya que, si bien es un gusano redondo de reptiles observado en países tropicales, esta infección no es un parásito

humano; sin embargo, debido a la situación ambiental cambiante actual, la enfermedad ya se presenta en humanos y se considera la nueva enfermedad infecciosa emergente (Daungsupawong & Wiwanitkit, 2024), esto tiene importancia en el presente caso ya que el ejemplar de *Crotalus durissus* fue hallado en zona urbana y esta interacción con el ser humano genera una posibilidad de afectación de *Ophidascaris spp* al ser humano. Finalmente, Para el tratamiento de los *Ophidascaris spp*, se empleó levamisol debido a su seguridad y que puede ser administrado vía parenteral en las dosis recomendadas por Fernandes-Greco, et al, 2014, Lock & Wellehan (2015) y Carpenter (2023), sin embargo, no se comprobó el efecto del levamisol pues no se realizó un coprológico de control.

En cuanto a la presencia de coccidias, Jacobson (2007) reportan que rara vez causan problemas de salud en serpientes y han sido reportados con frecuencia en serpientes sin signos clínicos de enfermedad (Duran Peñaranda et al., 2020; Halán & Kottferová, 2021; Dantas et al., 2025), por lo cual no se consideró como un diagnóstico de prioridad en el presente caso.

Por otra parte, el uso de cultivo con antibiograma se ha empleado en ofidios para el diagnóstico de patologías bacterianas por Batista et al. (2021), Clavijo (2021) y Larréché et al. (2023); la importancia de este método diagnóstico radica en que se logra identificar el agente etiológico y su susceptibilidad a los antibióticos. En el presente caso, se identificó *Staphylococcus spp* con multirresistencia a antibióticos (Ceftiofur, Ceftriaxona, Ceftazidina, Enrofloxacina, Tetraciclina, Sulfazotrim , Imipenem), con sensibilidad parcial a Gentamicina y sensibilidad a Amoxicilina + ácido clavulánico. Esta multirresistencia es de gran importancia y relevancia ya que no se ha reportado *Staphylococcus spp* multirresistente en lesiones cutáneas de ofidios, además, dentro del esquema de una sola salud por el potencial zoonótico y su alta

mortalidad y morbilidad (Cuny et al, 2024), y al hallarse el ejemplar de *Crotalus durissus* en una zona urbana, puede constituir un posible reservorio de infección humana, así como lo reportan Cohn & Middleton (2010) y Cuny et al (2024).

La multirresistencia de *Staphylococcus spp* ya ha sido reportada en animales de vida silvestre (Porrero et al., 2013; Nowakiewicz et al., 2016; Heaton et al., 2020, Larréché et al., 2023), animales exóticos (Walther et al., 2008) y en animales de compañía y producción (Aires-de-Sousa, 2017). Sin embargo, no hay un reporte específico para *Crotalus durissus* o en una lesión de tipo cutánea en serpientes, por lo que el presente caso podría ser el primer reporte.

Los reportes previos sobre la variabilidad de especies se atribuyen a la capacidad de *Staphylococcus spp* de adaptarse a diferentes hospedadores, gracias a la presencia de diversos complejos clonales y linajes (Cuny et al., 2024); donde las principales lesiones en animales de vida silvestre son: abscesos, bacteriemia, heridas por mordeduras y dermatitis, entre otras afecciones; sin embargo, la infección suele ser asintomática (Heaton et al., 2020). En el presente caso se evidenció infección en una herida y dermatitis, pero no se presentaron abscesos o signos sugerentes de bacteriemia como lo son las hemorragias, ulceras, convulsiones, letargo y rubor séptico en la parte ventral del cuerpo como lo reporta Jacobson (2007).

Por otra parte se observó multirresistencia a los antibióticos por parte *Staphylococcus spp*, multirresistencia que se ha reportado con anterioridad y que se ha enfocado en estudiar a *Staphylococcus aureus* por su potencial zoonótico, patogenicidad y virulencia (Morgan, 2008; Nowakiewicz et al., 2016; Heaton et al., 2020, Brdová et al., 2024) donde esta habilidad se presenta según Kumar et al. (2025) por cambios en las proteínas transportadoras de penicilina

(PBP), que impiden que la meticilina y otros antibióticos β-lactámicos se unan eficazmente. Además, el *Staphylococcus aureus* resistente a metilcilina (SARM) puede adquirir genes de resistencia mediante transferencia horizontal de genes. Además, el SARM tiene la capacidad de regular positivamente las bombas de eflujo que expulsan antibióticos de sus células, lo que mejora su supervivencia en presencia de agentes antimicrobianos.

Específicamente la resistencia a Imipenem (antibiótico β-lactamico), empleado en el antibiograma del presente caso, se puede deber a su capacidad para producir la enzima betalactamasa y de la modificación de proteínas transportadoras de la penicilina (PBP), como lo señala Brdová y colaboradores (2024), también se debe mencionar que se empleó Amoxicilina + Ac. clavulánico, donde resultó sensible; esto se debe a que el uso de inhibidores de β-lactamasa (Ac. clavulánico) tiene el potencial de mejorar la eficacia de los antibióticos β-lactámicos al inhibir las enzimas bacterianas responsables de la inactivación de estos fármacos (Kumar et al., 2025) y aunque la amoxicilina es un antibiótico similar a la penicilina y *Staphylococcus spp.* puede producir penicinilasa, su unión con el ácido clavulánico hace que contribuya significativamente a reducir la resistencia y aumentar las opciones de tratamiento (Douglas et al., 2023).

En el presente caso, tambien se presentó resistencia a las cefalosporinas empleadas en el antibiograma (Ceftiofur, Ceftriaxona, Ceftazidina) pues al tener un mecanismo de acción similar a las penicilinas: se une a las PBP e interfieren con la síntesis de peptidoglucano en la pared celular (Rubio & Boggio, 2009); Brdová y colaboradores (2024) da a conocer que la capacidad de resistencia a este grupo farmacológico se da porque *Staphylococcus spp* produce enzimas β-lactamasas y la adquisición del gen mecA, que codifica una proteína fijadora de penicilina

(PBP2a) con baja afinidad por los antibióticos β-lactámicos. Esta resistencia a cefalosporinas de tercera generación, ampliamente utilizadas en medicina veterinaria, evidencia la necesidad del control en la venta y administración de antibióticos de uso veterinario dado al impacto en el esquema de una sola salud, como lo señala García y colaboradores (2020).

Aunque los *Staphylococcus spp* son muy sensibles a las fluoroquinolonas (Brdová et al., 2024), motivo por el cual se eligió antibiótico de primera elección en el presente caso; sin embargo, también se presentó resistencia a fluoroquinolonas, específicamente a la enrofloxacina y dada esta resistencia en el antibiograma se realiza el cambio de antibiótico por Gentamicina. Para que se presentara la resistencia a la enrofloxacina, *Staphylococcus spp* debió realizar cambios como mutaciones cromosómicas, genes de resistencia adquiridos por plásmidos y eflujo como lo menciona Brdová y colaboradores (2024). Esta resistencia a fluoroquinolonas ha reportado tener un desarrollo rápido durante tratamientos, según lo reporta Kumar et al. (2025) sin embargo, este desarrollo de resistencia no se presentó en el paciente, pues la elección del antibiótico se realizó antes de efectuar el cultivo y el antibiograma.

Respecto a la resistencia a Sulfazotrim (sulfametoxazol-trimetoprima); donde el sulfametoxazol inhibe la síntesis de ácido fólico como antagonista competitivo del ácido paraaminobenzoico (PABA) y es bacteriostático y, la trimetoprima es un inhibidor de la DHFR bacteriana y puede actuar como bactericida o bacteriostático según la afección (Rubio & Boggio, 2009). En el presente caso, esta resistencia pudo generarse por mutaciones cromosómicas (en el gen que codifica la DHPS (dihidropteroato sintasa) que provocan una sobreproducción de PABA (1) e impiden así la unión del fármaco a la enzima y la resistencia a la trimetoprima se debe a la

sustitución del ácido DHFR (o su promotor) o a una resistencia codificada por plásmidos, como lo menciona Brdová y colaboradores (2024).

El último grupo al que *Staphylococcus spp* fue resistente en el presente caso, fue tetraciclina; donde Brdová et al. (2024) y Rubio & Boggio (2009) dan a conocer que esta resistencia se da por la familia de bombas de eflujo perteneciente a la superfamilia de facilitadores mayores (MFS) que también incluye los transportadores específicos de tetraciclina TetK, TetL y Tet38, haciendo que *Staphylococcus spp* evite que las tetraciclinas inhiban la síntesis proteica. Aunque se empleó en el antibiograma, Mader (2005) y Carpenter (2023) rara vez recomiendan su uso dado a los efectos nefrotóxicos de este antibiótico, motivo por el cual no se consideró como un antibiótico de primera elección en el presente caso.

Finalmente, se observó sensibilidad parcial a gentamicina, que, aunque actúa inhibiendo la síntesis proteica al unirse a la subunidad 30S de ribosoma bacteriano (Rubio & Boggio, 2009), se debe tener en cuenta que la modificación de los aminoglucósidos por enzimas modificadoras de aminoglucósidos (AME) es el principal mecanismo de resistencia y para *Staphylococcus aureus* donde solo una enzima [AAC(6')Ie/APH(2")] ha sido identificada hasta el momento como causal de resistencia a este antibiótico (Brdová et al., 2024). El hecho de que este antibiótico hubiese funcionado satisfactoriamente en el presente caso evidencia que no se presenta la enzima AAC(6')Ie/APH(2") en el *Staphylococcus spp* aislado mediante el cultivo, sin embargo, la sensibilidad parcial sugiere que alguno de los demás mecanismos de resistencia mencionados por Brdová et al. (2024) (modificación del sitio diana (ARNr 16S) por metilación, mutaciones genéticas cromosómicas y eflujo activo del fármaco) pueden estar presentes en este agente patógeno.

El presente caso evidencia la importancia de las ayudas diagnósticas en la medicina veterinaria y resalta el uso indiscriminado de antibióticos en animales no solo pone en riesgo su salud, sino que también tiene implicaciones negativas para la salud humana y el medio ambiente como lo afirman Garcia et al (2020), además, evidencia como los animales de vida silvestre son reservorios de agentes patógenos altamente importantes en el esquema de una sola salud como lo es *Staphylococcus spp* multirresistente, por lo que se confirman las afirmaciones de Abdullahi et al., (2021) donde se hace necesario monitorear este agente para controlar eficazmente la propagación de la resistencia a los antimicrobianos, así su presentación en vida silvestre sea baja.

Conclusión

Los agentes patógenos multirresistentes representan un desafío significativo en la medicina veterinaria y en el marco de una sola salud, es por esto que el uso correcto de ayudas diagnósticas como el cultivo con antibiograma, es fundamental para garantizar el tratamiento antibiótico acorde a la sensibilidad antimicrobiana, haciendo así que las opciones terapéuticas sean efectivas y minimizando a su vez el riesgo de la resistencia a los antimicrobianos causado por el uso indiscriminado de los mismo.

Adicionalmente, el presente caso aporta conocimientos valiosos a la medicina de animales silvestres, pues no se ha documentado un reporte de *Staphylococcus spp* multirresistente en serpientes. Además, tiene relevancia dentro del esquema de una sola salud por la coexistencia de dos agentes de importancia médica - uno parasitario y otro bacteriano - en un animal de vida libre, lo que refuerza la necesidad de realizar estudios adicionales sobre el impacto en la salud pública y en la conservación de esta especie.

Referencias bibliográficas

Abdullahi, I. N., Fernández-Fernández, R., Juárez-Fernández, G., Martínez-Álvarez, S., Eguizábal, P., Zarazaga, M., Lozano, C., & Torres, C. (2021). Wild Animals Are Reservoirs and Sentinels of Staphylococcus aureus and MRSA Clones: A Problem with "One Health" Concern. *Antibiotics*, *10*(12), 1556. https://doi.org/10.3390/antibiotics10121556

Aguilar, R.F., Hernandez-Divers, S.M. & Hernandez-Divers, S.J. (2005). *Atlas de terapéutica y patología de animales exóticos*. Intermedical.

Aires-de-Sousa, M. (2017). Methicillin-resistant Staphylococcus aureus among animals: Current overview. *Clinical Microbiology and Infection*, *23*(6), 373-380. https://doi.org/10.1016/j.cmi.2016.11.002

Batista, A. I. V., Pereira, L. M. F., Melo Neto, J. A. D., Santos, T. Z. B. D., Araújo, Í. D. S., Silva, J. M. S. D., & Prazeres Júnior, F. R. (2021). Vesicular dermatitis caused by multirresistent Pseudomonas spp. in the carpet python (Morelia spilota Lacepede, 1804) (Squamata: Pythonidae) – case report. *Research, Society and Development*, *10*(13), e205101320966. https://doi.org/10.33448/rsd-v10i13.20966

Bertelsen, M.F. (2007). 19 Squamates (Snake and Lizards). En West, G.,Heard, D. & Caulkett, N. Zoo and wildlife inmobilization and anesthesia (pp. 233-242). Blackwell Publishing

Brdová, D., Ruml, T., & Viktorová, J. (2024). Mechanism of staphylococcal resistance to clinically relevant antibiotics. *Drug Resistance Updates*, *77*, 101147. https://doi.org/10.1016/j.drup.2024.101147.

Cañas, C. A. (2022). Biological and Medical Aspects Related to South American Rattlesnake Crotalus durissus (Linnaeus, 1758): A View from Colombia. *Toxins*, *14*(12), 875. https://doi.org/10.3390/toxins14120875

Carpenter, J.W. (2023). *Carpenter's Exotic Animal Formulary.* Elsevier Sounders

Clavijo, A. M. (2021). *Microbiota bacteriana asociada a la cavidad bucal de serpientes*. Recuperado de: http://hdl.handle.net/11349/26211

Cohn, L. A., & Middleton, J. R. (2010). A veterinary perspective on methicillin-resistant staphylococci. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, *20*(1), 31-45. https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00497.x

Cuny, C., Layer-Nicolaou, F., Werner, G., & Witte, W. (2024). A look at staphylococci from the one health perspective. *International Journal of Medical Microbiology*, *314*, 151604. https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2024.151604

Dantas, D., Batista, C. L., Castro, M. J., Alvura, N., & Mateus, T. L. (2025). Gastrointestinal Parasites in Reptiles from a Portuguese Zoo. *Journal of Zoological and Botanical Gardens*, *6*(1), 12. https://doi.org/10.3390/jzbg6010012

Daungsupawong, H., & Wiwanitkit, V. (2024). Ophidascaris robertsi, the new emerging human parasite and neurosurgery. *Formosan Journal of Surgery*, *57*(2), 78-78. https://doi.org/10.1097/FS9.0000000000000092

De Oliveira Simões, R., De Andrade-Silva, B. E., Cardoso, T. D. S., Gentile, R., Gonçalves-Oliveira, J., Vilela, R. D. V., & Maldonado Júnior, A. (2022). New hosts for a snake's

helminth: First report of intermediate and definitive hosts naturally infected by Ophidascaris arndti (Ascarididae) in the wild. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, *19*, 285-293. https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2022.11.003

Diaz-Ricaute, J.C., Ferreto-Fiorillo, B. & Maciel, J.H.(2018). Catalogo de Anfibios y Reptiles de Colombia. Crotalus durissus (Linnaeus, 1758)., *Asociación Colombiana de Hepertologia*.4 (3). 29-36. www.acherpetologia.org

Douglas, E. J. A., Wulandari, S. W., Lovell, S. D., & Laabei, M. (2023). Novel antimicrobial strategies to treat multi-drug resistant *Staphylococcus aureus* infections. *Microbial Biotechnology*, *16*(7), 1456-1474. https://doi.org/10.1111/1751-7915.14268

Dubey, S., Pellaud, S., Gindro, K., Schuerch, J., Golay, J., Gloor, R., Ghali, K., & Dubey, O. (2022). Fungal infection in free-ranging snakes caused by opportunistic species. *Emerging Animal Species*, *3*, 100001. https://doi.org/10.1016/j.eas.2022.100001

Duran Peñaranda, N. D., Franco Gutiérrez, M., Guimarães Riva, H., & Flórez Gelvez, J. (2020). Prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en serpientes ex situ en Barranquilla, Colombia. *Revista MVZ Córdoba*, *25*(1), 1537. https://doi.org/10.21897/rmvz.1537

Fernandes-Greco, K., Rameh de Albuquerque, L & Mijayi-Kolesnikovas, C.K. (2014). Capítulo 15: Squameta (Serpentes) en Silvino-Cubas, Z., Ramos-Silva, J.C. & Catão-Dias,J.L (ed.). *Tratado de Animais Selvagens medicina veterinaria.* (p.228-229).ROCA LTDA.

Garcia, J. F., Diez, M. J., Sahagun, A. M., Diez, R., Sierra, M., Garcia, J. J., & Fernandez, M. N. (2020). The Online Sale of Antibiotics for Veterinary Use. *Animals*, *10*(3), 503. https://doi.org/10.3390/ani10030503

Girling, S. (2003). *VETERINARY NURSING OF EXOTIC PETS.* Blackwell Publishing

Halán, M., & Kottferová, L. (2021). Parasitic helminths in snakes from the global legal trade. *Helminthologia*, *58*(4), 415-419. https://doi.org/10.2478/helm-2021-0041

Heaton, C. J., Gerbig, G. R., Sensius, L. D., Patel, V., & Smith, T. C. (2020). Staphylococcus aureus Epidemiology in Wildlife: A Systematic Review. *Antibiotics*, *9*(2), 89. https://doi.org/10.3390/antibiotics9020089

Jacobson, E.R. (2007). *Infectious diseases and pathology of reptiles color atlas and text*. Taylor & Francis Group, LLC

Jepson, L. (2011). *Medicina de animales exóticos guía de referencia rápida*. Elsevier Sounders.

Kumar, S., Mahato, R. P., Ch, S., & Kumbham, S. (2025). Current strategies against multidrug-resistant Staphylococcus aureus and advances toward future therapy. *The Microbe*, *6*, 100281. https://doi.org/10.1016/j.microb.2025.100281

Larréché, S., Bousquet, A., Da Silva, L., Planelles, A., Ksas, R., Mérens, A., & Chippaux, J.-P. (2023). Antibiotic susceptibility of cultivable microbiota from the oral cavity of captive Bothrops atrox and Bothrops lanceolatus: Implications for the treatment of snakebite-associated infections in the French departments of America. *Infectious Diseases Now*, *53*(7), 104721. https://doi.org/10.1016/j.idnow.2023.104721

Lock, B.A. & Wellehan, J. (2015). Chapter 8 Ophidia (snake). En Fowler M.E. & Miller, R.E. (ed).*FOWLER'S ZOO AND WILD ANIMAL MEDICINE* (8th edition) (pp. 60-73). Elsevier

Maas, A. K. (2013). Vesicular, Ulcerative, and Necrotic Dermatitis of Reptiles. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, *16*(3), 737-755. https://doi.org/10.1016/j.cvex.2013.05.007

Mairawita, M., Herwina, H., Hidayat, F., Janra, M. N., & Diniyati, F. (2024). Prevalence of gastrointestinal parasites in vipers (Serpentes: Viperidae) reared in Padang City, West Sumatra, Indonesia. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, *25*(4). https://doi.org/10.13057/biodiv/d250402

Mader, D.R. (2005). *Reptile medicine and surgery*. Elsevier Sounders

Martins, N. B., Ferreira, L. A. R., Queiroz, C. L., Buiatte, A. B. G., Correia Lima, A. M., De Souza, R. R., Oliveira, W. J., & Santos, A. L. Q. (2021). Caseous Stomatitis Caused by Pseudomonas aeruginosa in Boa constrictor amarali. *Acta Scientiae Veterinariae*, *49*. https://doi.org/10.22456/1679-9216.105257

Morgan, M. (2008). Methicillin-resistant Staphylococcus aureus and animals: Zoonosis or humanosis? *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, *62*(6), 1181-1187. https://doi.org/10.1093/jac/dkn405

Nardini, G., Leopardi, S., & Bielli, M. (2013). Clinical Hematology in Reptilian Species. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Pr.

Nowakiewicz, A., Ziółkowska, G., Zięba, P., Gnat, S., Wojtanowicz-Markiewicz, K., & Trościańczyk, A. (2016). Coagulase-positive Staphylococcus isolated from wildlife: Identification, molecular characterization and evaluation of resistance profiles with focus on a methicillin-resistant strain. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, *44*, 21-28. https://doi.org/10.1016/j.cimid.2015.11.003

Olivieri Bornand, S.E. (2011). Víbora Cascabel (*Crotalus durissus*). [fotografía]. *Ecoregistros*. https://www.ecoregistros.org/site/imagen.php?id=568375

Paterson, S. (2006). *Skin diseases of exotic pets*. Blackwell Science.

Pees, M. (2011b). Radiographic investigation. En Krautwald-Junghanns, M, E., Pees, M., Reese, S. & Tully, T. (Ed.), *Diagnostic Imaging of Exotic Pets; Birds, Small Mammals, Reptiles* (pp. 312-314). Schlutersche Verlagsgesellschaft mbH & Co.

Pees, M. (2011b). Special diagnostics, pathological findings-Skeletal system. En Krautwald-Junghanns, M, E., Pees, M., Reese, S. & Tully, T. (Ed.), *Diagnostic Imaging of Exotic Pets; Birds, Small Mammals, Reptiles* (pp. 393-395). Schlutersche Verlagsgesellschaft mbH & Co.

Pinto, R.M.; Muniz-Pereira, L.C.; Panizzutti, M.M.H. & Noronha, . . (2010) Nematode parasites of the neotropical rattlesnake, *Crotalus durissus* linnaeus, 1758 (Ophidia, viperidae) from Brazil: new records and general aspects. *Neotropical Helminthology*, vol. 4, nº 2, pp. 137-147.

Porrero, M. C., Mentaberre, G., Sánchez, S., Fernández-Llario, P., Gómez-Barrero, S., Navarro-Gonzalez, N., Serrano, E., Casas-Díaz, E., Marco, I., Fernández-Garayzabal, J.-F., Mateos, A., Vidal, D., Lavín, S., & Domínguez, L. (2013). Methicillin resistant Staphylococcus aureus (MRSA) carriage in different free-living wild animal species in Spain. *The Veterinary Journal*, *198*(1), 127-130. https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2013.06.004

Pucca, M. B., Bernarde, P. S., Rocha, A. M., Viana, P. F., Farias, R. E. S., Cerni, F. A., Oliveira, I. S., Ferreira, I. G., Sandri, E. A., Sachett, J., Wen, F. H., Sampaio, V., Laustsen, A. H., Sartim, M. A., & Monteiro, W. M. (2021). Crotalus Durissus Ruruima: Current Knowledge on Natural History, Medical Importance, and Clinical Toxinology. *Frontiers in Immunology*, *12*, 659515. https://doi.org/10.3389/fimmu.2021.659515

Riera, A. & Cabrero, M. (2008). *Manejo y tratamiento de animales exóticos*. Intermedical-Mayo ediciones.

Rubio, M.R. & Boggio, J.C. (2009). *Farmacología Veterinaria*. (2 ed.). Universidad Católica de Córdoba.

Rungnirundorn, T., Khamchomphu,N., Senarat, N. & Duangurai.T. (S.F.). Alternative treatment of stomatitis in ball python (Python regius) with class IV laser therapy: a clinical case. Disponible en https://www.asalaser.com/sites/default/files/ricerca/documenti/mls_classiv_stomatitis_snake_ball_phyton.pdf

Schumacher, J., & Toal, R. L. (2001). Advanced radiography and ultrasonography in reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, *10*(4), 162-168. https://doi.org/10.1053/saep.2001.24671

Schumacher, J. & Yelen, T. (2005). En Mader, D.R. *Reptile medicine and surgery* (pp. 442-452). Elsevier Sounders.

Silverman, S. (2005). Diagnostic imaging. En Mader, D.R. (Ed.), *Reptil medicine and surgery* (pp.471-489). ELSEVIER SOUNDERS.

Sykes, J. M., & Klaphake, E. (2015). Reptile Hematology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, *18*(1), 63-82. https://doi.org/10.1016/j.cvex.2014.09.011

Tejo, L.C. (2024). Víbora Cascabel (*Crotalus durissus*). [fotografía]. *Ecoregistros* https://www.ecoregistros.org/site/imagen.php?id=615934

Unión internacional para la conservación de la naturaleza [IUCN].(20 de marzo de 2025) *Cascabel Rattlesnake-Crotalus durissus*. https://www.iucnredlist.org/species/178477/44954627

Universidade Estadual Paulista. (UNESP,2025). [Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens]. Recuperado el 4 de marzo de 2025 de https://www.fmvz.unesp.br/#!/sobre-o-campus/unidades-auxiliares646/

Walther, B., Wieler, L. H., Friedrich, A. W., Hanssen, A.-M., Kohn, B., Brunnberg, L., & Lübke-Becker, A. (2008). Methicillin-resistant Staphylococcus aureus (MRSA) isolated from

small and exotic animals at a university hospital during routine microbiological examinations. *Veterinary Microbiology*, *127*(1-2), 171-178. https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2007.07.018

Xia, Y., Long, S., Peng, Y., Qin, S., & Shen, Y. (2022). Isolation and identification of four pathogenic bacterial strains from edible snake (Elaphe carinata and Ptyas mucosus) farms with pneumonia in China. *Animal Diseases*, *2*(1), 30. https://doi.org/10.1186/s44149-022-00062-8

Carta aval del caso clínico

Botucatu, 20 de mayo del 2025

Señores
COMITÉ TRABAJO DE GRADO
Medicina Veterinaria
Facultad Ciencias Agrarias

Por medio del presente el Centro de Medicina e Pesquisa em Animais Selvagens (CEMPAS) ubicado en la ciudad de Botucatu, hace saber que la estudiante María Isabel Serrano Quintero con código 1004898753, del programa de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agrarias, está cursando la pasantía en medicina de animales silvestres y durante su tiempo de práctica del 3 de febrero al 31 de mayo del 2025, atendió el caso titulado Infección cutánea por Staphylococcus spp resistente a antibióticos en serpiente cascabel (Crotalus durissus) además de acompañar el paciente en todo su tratamiento.

Atentamente,

Profª. Drª. Sheila Canevese Rahal
CPF: 033.175.738-99
RG: 11.907.190
CRMV-SP 3814

FIRMA / TP
Doctor (a)
Nombre Apellidos