

2014

Evaluación de los problemas dermatológicos de origen infeccioso no viral de las tortugas hicotreas *Trachemys* sp. del Zoológico Jaime Duque

Ana Maria Fula Flórez
Universidad de La Salle, Bogotá

Follow this and additional works at: https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria



Part of the [Veterinary Infectious Diseases Commons](#)

Citación recomendada

Flula Flórez, A. M. (2014). Evaluación de los problemas dermatológicos de origen infeccioso no viral de las tortugas hicotreas *Trachemys* sp. del Zoológico Jaime Duque. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/234

This Trabajo de grado - Pregrado is brought to you for free and open access by the Facultad de Ciencias Agropecuarias at Ciencia Unisalle. It has been accepted for inclusion in Medicina Veterinaria by an authorized administrator of Ciencia Unisalle. For more information, please contact ciencia@lasalle.edu.co.

EVALUACIÓN DE LOS PROBLEMAS DERMATOLÓGICOS DE ORIGEN
INFECCIOSO NO VIRAL DE LAS TORTUGAS HICOTEAS (*Trachemys sp.*) DEL
ZOOLOGÍCO JAIME DUQUE

Trabajo de grado para optar por el título de Médica Veterinaria

ANA MARIA FULA FLÓREZ

Director
DR. LEONARDO ARIAS BERNAL
Médico Veterinario



UNIVERSIDAD DE LA SALLE
Educar para Pensar, Decidir y Servir

UNIVERSIDAD DE LA SALLE
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA
BOGOTÁ, COLOMBIA
2014

APROBACIÓN

DIRECTOR

Dr. LEONARDO ARIAS BERNAL

JURADO

Dra. VICTORIA EUGENIA PEREIRA VENGOA

JURADO

Dra. IOVANA CLARENA CASTELLANOS LONDOÑO

DIRECTIVOS

RECTOR	Hno. Carlos Gabriel Gómez Restrepo
VICERRECTOR ACADÉMICO	Hno. Fabio Humberto Coronado Padilla
VICERRECTOR DE PROMOCIÓN Y DESARROLLO HUMANO	Hno. Frank Leonardo Ramos
VICERRECTOR ADMINISTRATIVO	Dr. Eduardo Ángel Reyes
VICERRECTOR DE INVESTIGACIÓN Y TRANSFERENCIA	Hno. Manuel Cancelado Jiménez
DECANO DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS	Dra. Claudia Aixa Mutis
DIRECTOR PROGRAMA MEDICINA VETERINARIA	Dr. Juan Fernando Vela

COMPROMISO

Los trabajos de grado no deben contener ideas que sean contrarias a la doctrina católica en asuntos de dogma y moral.

Ni la Universidad, ni el director, ni los jurados calificadores son responsables de las ideas expuestas por el graduando.

AGRADECIMIENTOS

Primero que todo quiero agradecerle a Dios por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mis padres Marco Antonio Fula y Mayibe Flórez por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante, por su perseverancia y sobre todo por su amor. A mis hermanos, tías y abuelos que también hicieron parte de este proceso y estuvieron siempre que los necesite.

Agradezco al Zoológico Jaime Duque y a todos los que allí trabajan por creer en esta investigación y apoyarla hasta al final. Gracias a mi director Doctor Leonardo Arias por la confianza, su tiempo y apoyo constante durante todo el proceso de finalización de mi carrera.

A mis amigos Jairo Mendoza, Andrea Uribe Y Catherine Gutiérrez que siempre fueron y aun son un gran apoyo, por compartir sus conocimientos y por siempre creer en mí.

Finalmente a los profesores, aquellos que marcaron cada etapa de la universidad y que me ayudaron en asesorías y dudas presentadas en la elaboración de la tesis.

TABLA DE CONTENIDO

	pp.
RESUMEN	12
ABSTRACT	14
INTRODUCCION	16
OBJETIVOS	18
Objetivo general	18
Objetivos específicos	18
1. MARCO TEÓRICO	20
1.1 Antecedentes	20
1.2 Dermatología	26
1.2.1 Piel	26
<i>1.2.1.1 Estructura</i>	27
<i>1.2.1.2 Epidermis</i>	28
<i>1.2.1.3 Dermis</i>	29
<i>1.2.1.4 Ecdisis</i>	30
1.3 Principales enfermedades dérmicas de origen infeccioso en quelonios	31
1.3.1 Enfermedad ulcerativa del caparazón (EUC)	31
1.3.2 Enfermedad septicémica ulcerativa cutánea (ESUC)	33
1.3.3 Disecdisis	35
1.3.4 Dermatomicosis	36

1.3.5	Ectoparásitos	38
1.3.6	Dermatitis por virus	41
2.	MATERIALES Y MÉTODOS	43
2.1	Localización	43
2.2.	Población y muestra	43
2.3.	Variables	44
2.3.1	Análisis retrospectivo	44
2.3.2	Análisis de los animales en exhibición	45
2.4	Métodos y procedimientos	46
2.4.1	Análisis retrospectivo	46
2.4.2	Análisis de los animales en exhibición	48
2.4.3	Análisis de los resultados	53
2.5	Análisis estadístico	53
3.	RESULTADOS	55
3.1	Análisis retrospectivo	55
3.1.1	Análisis de las lesiones en el sistema tegumentario	56
3.1.2	Análisis de los diagnósticos del sistema tegumentario	58
3.1.3	Análisis de los resultados de laboratorio	60
3.1.4	Análisis de los tratamientos	65
3.2	Análisis de los animales en exhibición	67
3.2.1	Análisis de las lesiones en el sistema tegumentario	67
3.2.2	Análisis de los diagnósticos del sistema tegumentario	68

	8	
3.2.3	Análisis de los resultados de laboratorio	69
3.2.4	Análisis de los tratamientos	72
3.3	Análisis de los resultados	74
4.	DISCUSIÓN	78
4.1	Análisis retrospectivo	78
4.1.1	Lesiones, diagnósticos, resultados de laboratorio y tratamientos del sistema tegumentario	78
4.2	Análisis animales en exhibición	83
4.2.1	Lesiones, diagnósticos, resultados de laboratorio y tratamientos del sistema tegumentario	83
4.3	Análisis de los resultados	88
4.3.1	Lesiones del sistema tegumentario	88
4.3.2	Diagnósticos en el sistema tegumentario	89
4.3.3	Resultados de laboratorio y tratamientos	89
5.	CONCLUSIONES	92
6.	RECOMENDACIONES	95
7.	LISTA DE REFERENCIAS	98
ANEXOS		107

LISTA DE TABLAS

	pp.
Tabla 1. Diferenciación entre subespecies	24
Tabla 2. Resultado de exámenes que se encontraban en su respectiva historia clínica	62
Tabla 3. Resultados de cultivos y antibiogramas que no se encontraban en ninguna historia clínica	63
Tabla 4. Tratamientos antibióticos realizados en algunas hiecoas fallecidas en el periodo evaluado	64
Tabla 5 Sensibilidad antibiótica de los agentes aislados (Streptococcus y Staphylococcus aureus) en hemocultivo (anaerobios)	71
Tabla 6. Sensibilidad intermedia antibiótica de los agentes aislados (Streptococcus y Staphylococcus aureus) en hemocultivo (anaerobios)	72
Tabla 7. Tratamientos realizados. Medicamento, dosis, administración, Frecuencia y cantidad de tortugas tratadas/9 en exhibición	72

LISTA DE IMAGENES

	pp.
Imagen 1: Distribución geográfica en Colombia y Venezuela de la <i>Trachemys callirostris callirostris</i>	23
Imagen 2: Distribución geográfica en Colombia <i>Trachemys ornata</i>	23
Imagen 3: Plastrón <i>T. scripta elegans</i>	24
Imagen 4: Plastrón <i>T. Callirostris Callirostris</i>	24
Imagen 5: Plastrón <i>T. Ornata</i>	24
Imagen 6: Escudos del espaldar del caparazón	25
Imagen 7: Escudos del plastrón	26
Imagen 8: Histología normal de una sección desmineralizada de la concha y la epidermis.	28
Imagen 9: Realización del hisopado	51
Imagen 10: Toma de muestra de sangre	52
Imagen 11: Hicoteas (<i>Trachemys sp.</i>) fallecidas entre los años 2000 a 2012	56
Imagen 12: Lesiones macroscópicas en el sistema tegumentario desde la llegada al zoológico hasta el fallecimiento de las hicoteas (<i>Trachemys sp.</i>) entre los años 2000 al 2012	57
Imagen 13: Diagnósticos de problemas dermatológicos, desde el arribo hasta la necropsia	59

Imagen 14: Lesiones en el sistema tegumentario de las hicoetas (<i>Trachemys sp.</i>) desde el arribo hasta el 2012	67
Imagen 15: Diagnósticos de los problemas dermatológicos de las tortugas que se encuentran en exhibición	68
Imagen16: Agentes aislados y su resistencia antibiótica en los cultivos para anaerobios	69
Imagen 17: Sensibilidad antibiótica de los agentes aislados en cultivo de aerobios	70
Imagen 18: Comparación de las lesiones más frecuentes en los dos análisis	74
Imagen 19: Comparación de los diagnósticos más frecuentes en los dos análisis	75

RESUMEN

Los principales problemas que padecen las tortugas en cautiverio, son los problemas dermatológicos siendo las especies semi-acuáticas son las más afectadas. Es por este que se realizó una evaluación de los problemas dermatológicos de origen bacteriano, fúngico y ectoparasitario de las tortugas Hicoteas (*Trachemys* sp.) del Zoológico Jaime Duque. Se realizó un análisis retrospectivo de todas las tortugas fallecidas entre el 2000 hasta el 2012 y un análisis de todas las tortugas que se encontraban en exhibición hasta el 2012. En los dos análisis se tuvo en cuenta en las historias clínicas, el examen clínico dermatológico al arribo, las lesiones y diagnósticos durante la estadía en el zoológico y todos los exámenes de laboratorio y tratamientos realizados en el periodo evaluado. Las necropsias y exámenes post-mortem también entraron en el análisis retrospectivo. Se realizó una comparación de estos dos análisis para determinar la evolución de estos problemas a través del tiempo. En el análisis retrospectivo se obtuvo que, las lesiones más comunes eran úlceras y abscesos; los diagnósticos más comunes fueron “Enfermedad septicémica ulcerativa cutánea” (SCUD) y “Septicemia”, los dos en su mayoría en el año 2005; los exámenes realizados fueron cultivos con algunos antibiogramas, a partir del 2008 en su mayoría, estos resultados mostraron que el agente más aislado fue *E.Coli* seguido por *Pseudomona* sp y aureoginosa, y *Proteus* sp. todos resistentes a Trimetoprim Sulfa, Gentamicina, Enrofloxacina y Amoxicilina. Los tratamientos que se realizaron fueron poblacionales con antibióticos de amplio espectro como Enrofloxacina 10%, Oxitetraciclina, Trimetoprim Sulfa y Florfenicol; Siempre estuvieron en constante tratamiento profiláctico con soluciones yodadas o con Clorexidina. En el análisis de las tortugas en exhibición las lesiones más comunes fueron la eritematosis en su mayoría en el

año 2011 y cicatrices en plastrón y caparazón; los diagnósticos más comunes fueron “Enfermedad ulcerativa del caparazón” y “Disecdisis”; a todas las tortugas se les realizó un hisopado (cultivo y antibiograma de aerobios y anaerobios y cultivo fúngico) y muestra de sangre (Cultivo anaerobio), los agentes aislados fueron: 5 de *Citrobacter freundii*, 2 de *Klebsiella ozaena*, 2 de *Serratia liquefaciens*, 1 de *Staphylococcus aureus*, 1 de *Streptococcus* y 2 de *Clostridium* sp. Los 3 primeros todos fueron resistentes a Amoxicilina más Ácido Clavulánico y a Cefalexina. Todos los agentes aislados fueron sensibles a Ceftriaxone. Todos los cultivos fúngicos reportaron *Cándida* sp. Las tortugas que se encontraban desde el 2005 recibieron los mismos antibióticos reportados en las tortugas fallecidas pero a partir del 2008 se realizaron tratamientos individuales con Florfenicol oral y Enrofloxacin 5%. Los resultados obtenidos llevan a la conclusión que aunque desde el año 2000 han presentado problemas dermatológicos, han disminuido su cronicidad y nunca han presentado ectoparásitos; al realizar exámenes para determinar el agente causal se puede implementar un tratamiento específico y se deja como sugerencia estudiar las condiciones medio ambientales para apoyar la terapia antibiótica que se establezca.

Palabras claves: *Trachemys* sp, dermatología, evaluación.

ABSTRACT

The main problems that captive turtles face are skin problems, being semi-aquatic species the most affected. For this reason an evaluation of dermatological problems of bacterial, fungal and ectoparasite was made on the Hicoteas turtle (*Trachemys* sp.) of the Jaime Duque Zoo. We performed a retrospective analysis of all the turtles that died from 2000 to 2012 and an analysis of all turtles that were on display until 2012. In both analyses we took into account the medical, dermatological clinical examination on arrival, injuries and diagnoses during their time at the zoo and all laboratory tests and treatments performed in the evaluated period. The autopsy and post-mortem examinations also entered the retrospective analysis. A comparison of these two analyzes was realized to determine the evolution of these problems over time. In the retrospective analysis ulcers and abscesses were the most common injuries, the most common diagnoses were "septicemic ulcerative skin disease" (SCUD) and "septicemia" in the year 2005, cultures and antibiograms made in the year 2008 showed that the agent that was more isolated was *E. coli* followed by *Pseudomonas* sp and *aeruginosa*, and *Proteus* sp. all Sulfa Trimethoprim, gentamicin, enrofloxacin and amoxicillin resistant. The treatments were performed with broad-spectrum antibiotics given to the entire population such as enrofloxacin 10%, oxytetracycline, trimethoprim sulfa and Florfenicol; they were always constantly prophylactic iodine or chlorhexidine solutions applied to the animals. In the analysis of the turtles on display the most common injuries were mostly erythematosis in 2011 and scarring plastron and carapace, the most common diagnoses were "ulcerative shell disease"

and "Disecdisis", all turtles were swabbed (culture and sensitivity of aerobic and anaerobic and fungal culture were done with the swabs) and blood samples were taken (for anaerobic culture), isolated agents were: 5 of *Citrobacter freundii*, 2 of *Klebsiella ozaena*, 2 of *Serratia liquefaciens*, 1 of *Staphylococcus aureus*, 1 of *Streptococcus sp.* and 2 of *Clostridium*. The first 3 all were resistant to amoxicillin as also to clavulanate and cephalexin. All viral isolates were sensitive to ceftriaxone. All fungal cultures reported *Candida sp.* The turtles that were in the zoo since 2005 received the same antibiotics that were given to reported dead turtles. Treatments changed since 2008 individual treatments were performed with oral Florfenicol and Enrofloxacin 5%. The results lead to the conclusion that although since 2000 dermatological problems have occurred, these illnesses have reduced their chronicity and turtles have never presented ectoparasites. When diagnose tests are performed to determine the causal agent, it gives the clinician the opportunity to implement specific treatment and can help give suggestions on studying the environmental conditions that can affect the established antibiotic therapy.

Keywords: *Trachemys sp*, dermatology, evaluation.

INTRODUCCIÓN

La identificación de las enfermedades en animales silvestres es un factor clave para la conservación y equilibrio de los mismos. Los animales que se encuentran en cautiverio (en zoológicos, bioparques, etc.) juegan un papel importante para la conservación de las especies e investigación de las mismas, por lo tanto, su mantenimiento y sobrevivencia deben ser en su mayoría lo más exitosa posible.

A comparación de otras especies, los reptiles en general reflejan su estado y la calidad del medio ambiente en el que se encuentran por medio de su piel, de aquí la importancia de identificar las enfermedades dermatológicas en estas especies. Los problemas dermatológicos de los reptiles en cautiverio son bastante frecuentes y suelen tomarse de forma muy generalizada (Bensignor, 2010).

Las tortugas en cautiverio son propensas a adquirir infecciones bacterianas y fúngicas cuando están débiles o su estado inmunológico no se encuentra en óptimas condiciones (Lutz, 1997).

En el Zoológico Jaime Duque en los últimos 12 años se han reportado casos de enfermedades dermatológicas en casi todas las especies de tortugas semi-acuáticas; para los problemas que se presentan se han tomado medidas y aunque estos han mejorado, aún presentan algún tipo de enfermedad dermatológica.

La evaluación de los problemas dermatológicos es importante para establecer un adecuado tratamiento y prevención. Para esto la revisión bibliográfica y de historias clínicas, exámenes clínicos y diferentes pruebas de laboratorio, son de suma importancia para poder concluir cuales son las dermatosis principales en las tortugas a estudiar y de esta forma contribuir al mejoramiento de las mismas.

La piel queratinizada es característica de la clase Reptilia principalmente. Cumple con las funciones habituales de tegumento, pero en los reptiles juega un papel muy importante en la protección de los animales de la desecación, la abrasión y de la radiación ultravioleta, además actúa como una barrera impermeable para los organismos exógenos, incluyendo los patógenos potenciales (Cooper, 2006).

En el Zoológico Jaime Duque se encuentra gran variedad (cuantitativa y de especies) de quelonios, por lo que es necesario e interesante observar la casuística y la evaluación de los problemas dermatológicos de origen infeccioso que presenten y así tomar medidas para mejorar sus condiciones.

OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar las patologías dermatológicas de origen bacteriano, ectoparasitario y fúngico encontrados en las tortugas hicoteas (*Trachemys sp.*) mantenidas en cautiverio en el Zoológico Jaime Duque.

Objetivos específicos

- Determinar las patologías dermatológicas de origen bacteriano, ectoparasitario y fúngico que se han presentado en las tortugas hicoteas (*Trachemys sp.*) del Zoológico Jaime Duque desde enero del 2000 hasta el 2012.
- Identificar las patologías dermatológicas de origen bacteriano, ectoparasitario y fúngico que se encuentren en las tortugas hicoteas (*Trachemys sp.*) de exhibición, determinando el agente etiológico, signos y forma de presentación de las lesiones.
- Determinar las patologías dermatológicas de origen bacteriano, ectoparasitario y fúngico que han estado afectando a las tortugas hicoteas (*Trachemys sp.*) y

establecer la evolución de las mismas teniendo en cuenta los tratamientos realizados.

- Establecer un tratamiento específico en las tortugas que se encuentran en exhibición.

1. MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes

Las tortugas aparecieron sobre la faz de la tierra alrededor de 200 millones de años y son considerados como los reptiles con más larga vida que los demás. Aunque los registros exactos son difíciles de localizar, se supone que viven más de 100 años (Cheeran, 2008).

El orden Chelonia incluye aproximadamente 270 especies de tortugas, cuya mayoría son acuáticas y semi-acuáticas, dentro de estas, la familia Emidydae es la mejor representada en colecciones privadas y zoológicos y la familia Testudinidae (mayoría de tortugas terrestres) se reproducen con éxito en cautiverio en la mayoría de los casos. La piel de las tortugas, como la de las diferentes especies animales, es el órgano más grande y accesible del cuerpo (Orós, 2008).

Información taxonómica de la tortuga hicotea

Reino: ANIMALIA
Phylum: CHORDATA
Clase: SAUROPSIDA
Orden: TESTUDINES
Familia: EMYDIDAE

Nombre científico: *Trachemys* sp. (*Trachemys callirostris callirostris* (Gray 1856), *Trachemys scripta elegans* (Wied 1839), *Trachemys ornata* (Gray 1831))

La familia Emididae se caracteriza porque la mayor parte del tiempo viven en el agua dulce y solo van a tierra en la noches. El apareamiento puede ser en tierra o bajo del agua y el macho es el que acorteja a la hembra. Sus patas se han modificado para poder nadar y para poder cazar los alimentos. Debido a la pérdida progresiva de su hábitat natural por la presión humana, las poblaciones de estas tortugas están disminuyendo (Pecor, 2003).

El género *Trachemys* vive usualmente en ciénagas y aguas dulces. Se alimentan de diversos animales y plantas y son originarias de las zonas tropicales y subtropicales en América. Los machos y las hembras de este género, en épocas de verano se entierran en las orillas de los cuerpos de agua cuando el nivel de estos comienza a bajar; este proceso finaliza cuando el agua sube como respuesta al invierno. En la época de postura de huevos, las hembras salen en las primeras horas de la mañana o después de las 6pm. Para anidar a sus huevos, la hembra excava en las playas alrededor de la ciénaga con sus patas traseras mientras orina para ablandar la tierra y proporcionarle humedad al nido. Los neonatos salen del caparazón entre finales de marzo y mediados de julio, sus principales enemigos son las aves rapaces, los lagartos, los zorros y el hombre (Green, 2009).

Las hicotetas (*Trachemys* sp.) son tortugas semi-acuáticas, predominantemente acuáticas, de agua dulce, omnívoras con marcada tendencia carnívora, de caparazón rígido, cubierto de escudos córneos, originaria de Norte, Centro y Sur América, distribuida por la costa Atlántica, desde Colombia y Venezuela, las tortugas de este género han sido introducidas en numerosos lugares, debido a la liberación inadecuada de mascotas en la naturaleza (Seidel, 2002).

En cautiverio es necesario que el acuaterrario tenga el tamaño necesario para que un adulto pueda nadar, bucear y explorar. La longitud de este debe ser de un mínimo de 5 veces la distancia máxima del caparazón del adulto, en necesario que tres cuartas partes de agua y una cuarta parte de tierra. También se debe cambiar el agua frecuentemente debido a que se alimentan y defecan en el agua, esto facilita la contaminación por bacterias. Otro de los factores importantes es la luz solar, esta debe ser directa, sino es posible se debe reemplazar por una luz artificial que emita rayos ultravioleta (UVB) (Silvestre, 2000).

Todos los animales utilizados para este estudio se encuentran en estado de conservación= Casi amenazado (NT). La categoría casi amenazada hace referencia a las especies que han sido evaluadas según criterios y no satisface los criterios para clasificarse como en peligro o vulnerable; sin embargo, esta cercano a satisfacer los criterios, o pueda que los satisfaga en un futuro cercano (Humboldt, 2001).

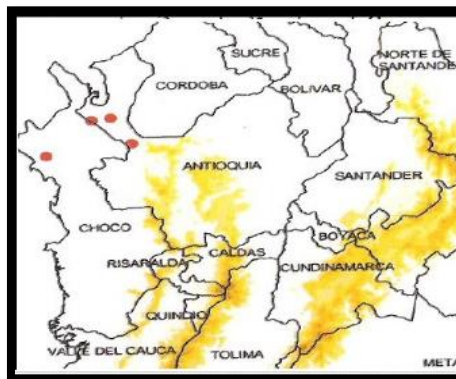
Apéndice II de citas: En el Apéndice II de CITES se incluyen especies que no se encuentran necesariamente en peligro de extinción, pero cuyo comercio debe controlarse a fin de evitar una utilización incompatible con su supervivencia (Humboldt, 2005).

Imagen 1: Distribución geográfica en Colombia y Venezuela de la *Trachemys callirostris callirostris*



Fuente: Gray, 1855

Imagen 2: Distribución geográfica en Colombia *Trachemys ornata*






Fuente: Rodríguez, 2007

La distribución de la subespecie *Trachemys scripta elegans* se extiende por la cuenca del Mississippi: desde Illinois, oeste de Kansas, Oklahoma, Florida y Virginia hasta el Golfo de México al sur. Habita lagunas, canales, ríos de curso lento, bahías y humedales y ha sido introducida en Asia y Europa para mantenerla como mascota. (Capdevila, 2006). En Colombia esta especie no tiene localidades georeferenciadas, ya que ha sido introducida de forma ilegal y solo se han tenido en cuenta la subespecie colombiana (*Trachemys*

callirostris callirostris) (Humboldt, 2001).

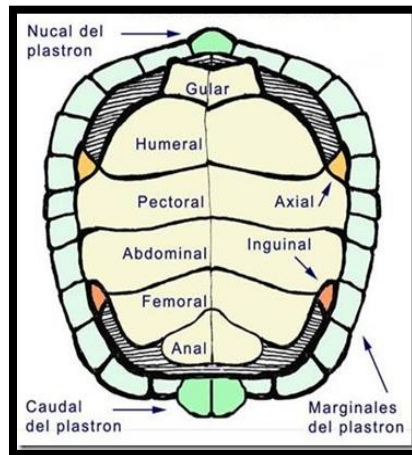
Para diferenciar las tres especies a estudiar (*T. ornata*, *T. callirostris callirostris*, *T. scripta elegans*) se debe tener en cuenta diferentes características físicas que se describen en la siguiente tabla:

Tabla 1. Diferenciación entre subespecies

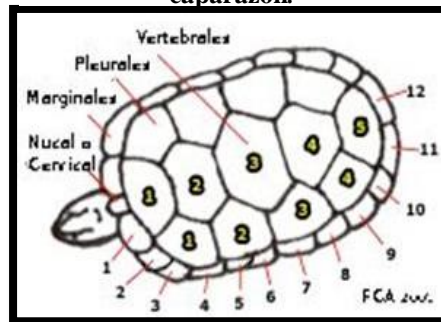
T. scripta elegans	T. callirostris callirostris	T. ornata
<p>Su característica principal es una mancha roja a cada lado de la cabeza.</p> <p>Tienen caparazón verde que con el tiempo se vuelve un poco marrón, el plastrón es amarillo con manchas negras (Green. 2009.)</p>	<p>Ocelos presentes en el cuello y el mentón de color amarillo y por una banda ancha de color rojo en la región supratemporal que está separada de la órbita.</p> <p>Caparazón de color verde y cada escudo contiene una mancha ovalada verde clara o naranja y en el centro un pequeño círculo de color más oscuro.</p> <p>Plastrón con dibujos horizontales.</p> <p>(Seidel, 2002).</p>	<p>Dos rayas grandes color palido a ambos lados de la cabeza.</p> <p>Caparazón de color verde grisaseo con ocelos en tonos rosados a rojizos.</p> <p>Plastrón de color claro, con dibujos horizontales con algo de verde (Green. 2009.)</p>
<p>Imagen 3: Plastrón <i>T. scripta elegans</i></p>  <p>.Fuente: Gex 2009</p>	<p>Imagen 4: Plastrón <i>T. Callirostris Callirostris</i></p>  <p>Fuente: Gex 2009</p>	<p>Imagen 5: Plastrón <i>T. Ornata</i></p>  <p>Fuente: Gex, 2009</p>

Con respecto a la anatomía, el caparazón se divide en diferentes partes:

- Espaldar: Es la parte superior del caparazón, en su parte interna se encuentra la fusión entre las costillas y las vértebras formando una especie de bóveda.
- Plastrón: Es la parte inferior del caparazón y es de forma aplanada. Este se divide en tres secciones diferentes, la primera es el lóbulo anterior, conformado por las placas gulares y humerales; la segunda es la zona media, formada por las placas pectorales y abdominales; y la tercera es el lóbulo posterior, formado por las placas femorales y cloacales.
- Puente: Formado por los escudos y huesos que une el espaldar con el plastrón.
- Cavidad celómica: Es el espacio interno del caparazón donde se albergan los órganos internos, cintura pélvica y escapular. Las tortugas no tiene diafragma.
- Apertura anterior: Permite la salida de la cabeza y miembros anteriores.
- Apertura posterior: Permite la salida de la cola y de los miembros posteriores.

Imagen 7: Escudos del plastrón

Fuente: Alibard, 1999

Imagen 6: Escudos del espaldar del caparazón.

Fuente: Rimbaud, 2007.

1.2 Dermatología

Los reptiles están recubiertos de escamas que provienen de la capa cornea superficial de la epidermis, todos presentan esta característica exceptuando la tortugas de “capazón blando” (trioníquidos). Las funciones de la piel en los reptiles no son solo como protección, también cumple funciones termorreguladoras, sensitiva exteroceptiva y social, y

transforma la provitamina D en vitamina D con ayuda de los rayos ultravioleta. En algunas tortugas como la *Chelydra* constituye una zona importante en el intercambio gaseoso extrapulmonar (Bensignor, 2009).

1.2.1 Piel

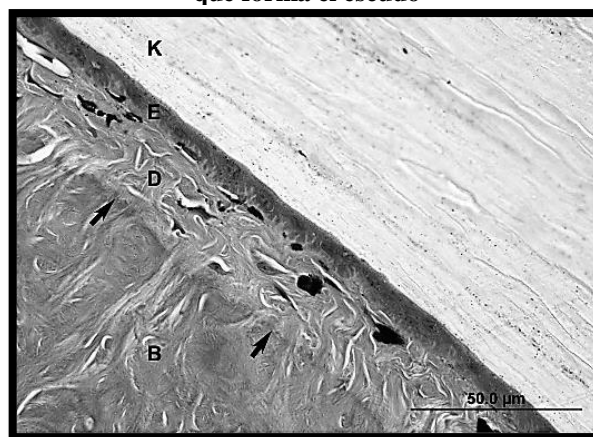
El sistema tegumentario está formado por la piel que recubre las extremidades, la cara, el cuello y la cloaca, y el caparazón, este también se incluye es el sistema esquelético por la fusión de las vértebras con el caparazón; este está formado por huesos dérmicos los cuales se forman por medio de las cinturas modificadas de los miembros torácico y pelviano, las vértebras del tronco, el sacro y las costillas. Todo esto se encuentra recubierto por escamas epidérmicas queratinizadas denominadas escudos. Los escudos son los que permiten clasificar el caparazón en el sistema tegumentario (O'Malley, 2005).

1.2.1.1 Estructura

Las tortugas a estudiar tienen la capa exterior del caparazón cubierto por escamas córneas llamadas escudos, estas forman parte de su piel externa, o epidermis. Los escudos están formados por queratina, similar a la de las uñas. El caparazón se conforma por diferentes capas, estas son:

- Ósea: Capa interna formada por una extensión de vértebras, costillas y esternón, es la más gruesa.
- Vascular: Situada entre la capa ósea y los escudos, es muy delgada.
- Escudos: Capa externa formada por escudos córneos de queratina, es muy delgada y aislante, en ella se suelen apreciar anillos de crecimiento, y es la que esta coloreada.
- Fisura ósea las fisuras de unión de los huesos.
- Fisuras de los escudos. Las fisuras de los huesos y los escudos no se corresponden en forma y lugar con la capa inferior ósea, dando esto mayor solidez, estanqueidad al conjunto (Scheyer, 2007).

Imagen 8: Histología normal de una sección desmineralizada de la concha y la epidermis. Las flechas indican la unión de la cubierta ósea (B) y la dermis (D). La epidermis (E) transiciones de inmediato en una gruesa capa de queratina (K) que forma el escudo



Fuente: Hernández, 2009

1.2.1.2 Epidermis

En serpientes y lagartos se han realizado más investigaciones, ya que se caracterizan por el desprendimiento periódico de la capa córnea; en las tortugas esta capa no se renueva periódicamente pero si se sustituye de forma continua, es por esto que el proceso de queratinización parece ser menos complejo en ellas que en serpientes y lagartos en lo que la epidermis a menudo se estratifica por más de una generación de células epiteliales. Microscópicamente la piel de los miembros y el cuello de las tortugas tienen similitud con la piel de los mamíferos, diferenciando en la ausencia de gránulos de queratohialina (presentes en la epidermis en los mamíferos). La queratina, principal componente de la epidermis, se divide en dos estratos celulares: Estrato germinativo, compuesto por células indiferenciadas que se renuevan de forma periódica, y el estrato córneo, que está formado por queratina alfa y beta y células muertas. En las tortugas el papel de la epidermis lo ocupan los escudos de queratina (Schilligel, 2010).

1.2.1.3 Dermis

Es de origen mesenquimatoso, formada por tejido conjuntivo muy vascularizado e innervado; actúa como elemento nutriente para la epidermis. En el caso de las tortugas contiene placas óseas activas llamadas “osteodermos” que forman el caparazón (cuya coraza dorsal se fusiona con las costillas y vértebras). También contienen cromatóforos que son células pigmentadas que solo algunos reptiles las tienen (camaleones). La piel de los

reptiles esta desprovista de estructuras glandulares, por eso su apariencia es seca; hay algunas excepciones en glándulas precocleares (glándulas holocrinas) presentes en algunos saurios sobretodo en machos. En las tortugas las placas osteodermas cumplen la función de la dermis en el caparazón (Schilligel, 2010).

1.2.1.4 Ecdisis

La ecdisis en los quelonios es de forma más espaciada y discreta en comparación de los lagartos y las serpientes. Esta muda depende de diferentes factores como: la especie, la temperatura, la hidrometría, el estado hormonal y nutricional, la integridad cutánea y la edad. La renovación de la epidermis se debe a la producción de células nuevas en su porción germinativa profunda (estrato germinativo), aquí se sintetiza una nueva generación de células epidérmicas que da alcance a la antigua generación de células muertas, por escisión, gracias a la acción combinada de enzimas líticas y a la propiedad lubricante de una capa fina de linfa interpuesta entre dos hojuelas. En las tortugas la ecdisis se realiza únicamente en la parte delantera y la parte trasera y se manifiesta por una pequeña descamación (Schilligel, 2010).

La epidermis que cubre la capa dérmica no se elimina; lo que sucede es que capas de células de queratina van formándose una tras otra, una más amplia que la anterior, se añaden continuamente a la superficie inferior de la epidermis para construir las escalas características sobresalientes que cubre la dermis y dan forma al caparazón. Algunas

tortugas acuáticas, sin embargo, desprenderse trozos de escudo de su caparazón y plastrón. El patrón de desprendimiento es una guía útil para la salud de estos animales (Cooper, 2006).

1.3 Principales enfermedades dérmicas de origen infeccioso en quelonios

Las enfermedades dérmicas pueden ser de origen traumático, bacteriano, fúngico, vírico, parasitario, tumoral, iatrogénico o idiopático (Bensignor, 2010). Para este estudio solo se tendrán en cuenta las de origen infeccioso excluyendo las virales.

Específicamente en tortugas las principales son: enfermedad ulcerativa del caparazón (EUC), enfermedad septicémica ulcerativa cutánea (ESUC) y la disecdisis (Otero, 2001).

Según el color y forma de las lesiones se puede determinar el tiempo de las mismas; por lo general cuando son antiguas son cicatrices sin forma e irreversibles, despigmentadas y sin escamas queratinizadas (Schilligel, 2010).

A continuación se exponen algunas enfermedades que afectan a las tortugas a estudiar.

1.3.1 Enfermedad ulcerativa del caparazón (EUC)

Esta enfermedad puede ser causada por uno o más patógenos, los más comunes son las bacterias y hongos; algunas veces también la producen los virus, las algas y enfermedades internas que pueda tener el animal. Se puede dividir de dos formas: una la forma seca, que es causada principalmente por hongos, aunque a veces va acompañada por una infección bacteriana secundaria; y la forma húmeda causada principalmente por bacterias Gram-negativas como *Pseudomonas* sp., *Klebsiella* sp. y *Citrobacter* sp. (Barnett, 2003).

Las tortugas que se encuentran en aguas contaminadas, con sobrepoblación de crustáceos y alimento en descomposición están predisuestas a adquirir esta enfermedad ya que la causa determinante principal es un bacilo Gram negativa, *Benechia chitinovora* y su reservorio son los crustáceos. Esta enfermedad se extiende de forma generalizada por todo el caparazón y por lo general se producen infecciones secundarias (Fontanillas, 2000).

El proceso inicia con pequeñas pústulas bajo las escamas del caparazón y es frecuente que no solo se produzcan infecciones secundarias sino también osteomielitis, con lo que el animal deja de alimentarse y puede llegar a morir. Este proceso patológico es contagioso a otras tortugas que compartan el lugar de mantenimiento y son más susceptibles las tortugas con alguna lesión de causa iatrogénica en su caparazón y/o plastrón (Martinez, 2008).

Para el diagnóstico de esta enfermedad siempre se realizan biopsias de las escamas,

citología y cultivo microbiológico para conocer el agente causal y así determinar un tratamiento adecuado (Barragan, 2002).

Su tratamiento radica en eliminar los reservorios del agente causal, por lo que es importante dejar de alimentar con crustáceos, implementar un tratamiento antibiótico sistémico, se recomienda el uso de Cloranfenicol, y de forma preventiva, hacer cuarentena de los animales recién adquiridos (Fontanillas, 2000). No solo se debe tener en cuenta el agente causal de la enfermedad, también es importante la salud en general del animal, la extensión de las lesiones y el tiempo que el animal permanece en el agua y en la tierra (Barnett, 2003).

La complicación de esta enfermedad puede llevar a “Enfermedad septicémica ulcerativa cutánea” (ESUC) o en el peor de los casos, a muerte por septicemia hemorrágica (Bensignor, 2010). Lo ideal es mantener el área de la lesión seca, con el propósito de conservar la herida limpia y evitar que el cuadro avance (Barragán, 2002).

1.3.2 Enfermedad septicémica ulcerativa cutánea (ESUC)

Es causada por varios bacilos Gram-negativos, incluyendo *Citrobacter freundii*, *Pseudomonas* sp. y *Aeromonas* sp., y pueden presentarse como lesiones ulcerosas en el caparazón y/o la piel (Kottwitz, 2007). Se debe tener en cuenta que el *Citrobacter freundii* fue el microbio que se describió por primera vez como el agente causante de ESUC, y se

conoce generalmente como el patógeno primario asociado con esta enfermedad. Sin embargo, biopsias realizadas a diferentes tipos de quelonios con signos de ESUC muestran con frecuencia el aislamiento de numerosos microorganismos Gram-negativos (familia Enterobacteriaceae) y Gram-positivos (Mitchell, 2004).

Los principales signos son: adelgazamiento; úlceras en el plastrón y/o caparazón, que pueden ser causadas en los escudos superpuestos que no se alcanzaron a remover; enrojecimiento del caparazón y/o plastrón; partes marginales necrosadas y con desprendimiento fácil y la ulceración de la piel, con mayor frecuencia en el ranfoteca (Köbölkuti, 2008). A principios de su progreso, el ESUC es visto como hemorragias multifocales, punteado petequial, que pronto se unen en grandes equimosis que eventualmente se convierten en abscesos superficiales. En unos días a semanas, la pseudomembrana fibrinonecrótica que se forma sobre los abscesos se afloja y se cae, dejando unas úlceras que se propagan de forma hematogena al hígado, pulmones, bazo, riñones, etc. (Rosenthal, 2008).

Para su diagnóstico no es suficiente con el examen clínico sino otros complementarios tales como citología, microbiología y antibiograma (Bensignor, 2010).

El tratamiento se guía por el cultivo, las pruebas de sensibilidad, y la terapia con antibióticos sistémicos y tópicos; se recomienda esto junto con la mejora de la calidad del agua (Kottwitz, 2007). El tratamiento con antibióticos en las tortugas con esta afección es rutinario durante 6 a 10 semanas. Para estimular la inmunodepresión que presente la

tortuga, se debe mantener en agua tibia (Greenacre, 2011).

Para prevenir esta enfermedad es necesario tener en cuenta lo siguiente:

- Se debe reducir al mínimo el crecimiento de bacterias, virus, hongos y moho en el hábitat.
- Realizar un mantenimiento visual diario del hábitat para evitar que algún material del mismo pueda causar algún tipo de lesión en el caparazón.
- Evitar sustratos excesivamente húmedos, materiales ácidos como el musgo, y en especial a las especies sensibles.
- Siempre hacer cuarentena de los animales nuevos y tener estricta vigilancia con los animales que aparenten estar infectados (Boyer, 1996).

1.3.3 Disecdisis

Las tortugas, al crecer, van cambiando las placas de los escudos, si este procedimiento no se lleva a cabo normalmente, se produce la disecdisis, es decir, las placas en lugar de caer, permanecen, favoreciendo así la acumulación de algas, hongos u otras infecciones. Su principal causa se encuentra en el inadecuado ambiente donde se encuentra

la tortuga (muy seco). Otras de las causas son desnutrición, enfermedad sistémica y desórdenes endocrinos (tiroides) (Barragán, 2002).

La acumulación de placas puede deberse a que la tortuga no toma el sol de la forma correcta (no pasa el suficiente tiempo o no le da la luz de forma directa, no tiene una zona seca donde tomar el sol) (Kottwitz, 2007).

La acumulación de estas escamas y la entrada de aire a estos espacios que quedan, dan el aspecto de un color grisáceo (a veces plateado), lo que podría guiar al diagnóstico de esta enfermedad. Es por esto que es importante que las tortugas tengan baños de sol directo, para que estas escamas se sequen y las tortugas puedan eliminarlas de mejor forma (Jepson, 2009).

Antes de una ecdisis suele haber leucocitosis y disminución del colesterol y durante/después suele haber leucopenia. La ecdisis es proporcional a la tasa metabólica y de crecimiento y depende de la edad, la nutrición, la temperatura y el espacio. Desde el primer signo de ecdisis hasta acabar, pueden pasar 7-14 días presentando cierta palidez al principio. En tortugas el tratamiento se basa en sumergir en agua tibia y quitar trozos con pinzas. El Yodo (1:50), la tiroxina 20 μ gr oral por 2 días (también aumenta apetito en tortugas), es conveniente también administrar vitamina C (100 mg/kg, IM una dosis), corregir la dieta, incluir la luz y poner mejores abrasivos (Bruns, 2005).

1.3.4 Dermatomicosis

Las enfermedades causadas por hongos juegan un papel importante como agentes causantes de enfermedades en las colecciones de reptiles en cautiverio y han sido reportados en serpientes, lagartos, quelonios y cocodrilos. La mayoría de hongos que se han detectado en los reptiles son las especies de *Aspergillus*, *Mucor sp*, *Cándida*, *Penicillium* y *Geotrichum*, pero se debe tener en cuenta que pocos han sido identificados como patógenos primarios (Schumacher, 2003). En reptiles en general se ha demostrado que la mayoría de veces las dermatomicosis son secundarias a un estado de inmunosupresión del animal afectado (Paré, 2006).

Las dermatomicosis, comúnmente se han visto en serpientes y lagartos, afectan a la piel y las uniones mucocutáneas y a menudo son causadas por microorganismos oportunistas, como las especies de *Cándida*. Las micosis subcutáneas son causadas por hongos que afectan a los organismos que se localizan en la dermis y la hipodermis. Las dermatomicosis causadas por especies de *Trichophyton* y *Microsporum* se han reportado raramente en reptiles (Schumacher, 2003).

En quelonios esta enfermedad se puede clasificar según la parte que esté afectando: micosis de piel, micosis de escudos córneos y caparazón, y micosis de órganos internos. (Fontanillas, 2000). Las tortugas en cautiverio, en condiciones de hacinamiento, son propensas a contaminarse unas con otras de hongos rápidamente. Los síntomas son una especie de úlceras que pueden estar situadas tanto dérmicas (superficialmente en la piel) y

sistémicas (infección de los órganos internos) (Lutz. 1997).

Esta enfermedad se presenta como una infección bacteriana en la piel pero al tratar con antibióticos se observa en la superficie del caparazón vesículas que al romperse forman úlceras con un superficie de aspecto algodonoso. Estas lesiones al iniciar el proceso son focales y al no tratar a tiempo se convierte multifocal en poco tiempo, todo esto acompañado de enrojecimiento e inflamación del tejido cutáneo periférico. La dermatomycosis no solo se puede observar en el caparazón sino también en los miembros y el cuello de la tortuga afectada (Siria, 2002). Se clasifica dermatomycosis cuando solo está afectada la piel, al volverse una enfermedad sistémica ya se clasifica como micosis (Paré, 2006).

Para el tratamiento de esta afección es necesario la aplicación de pomadas antibióticas antimicóticas (griseofulvina, tintura de yodo, etc.) (Fontanillas, 2000). El tratamiento de las infecciones dérmicas menos graves incluye un mejoramiento de la calidad del agua y yodo tópico, el agua en el que permanecen no debe ser estática, para evitar la acumulación de yodo en la misma. El tratamiento de las infecciones sistémicas son mucho más difíciles y la tasa de mortalidad es muy alta, ya que puede afectar a órganos vitales como los pulmones y el hígado (Paré, 2006).

2.4.2 Ectoparásitos

La presencia de diferentes ectoparásitos tiene un papel importante en el estado de salud de los reptiles y en el desarrollo de otras enfermedades (Rataj, 2011).

- Garrapatas: Todas las tortugas son susceptibles a las garrapatas, estas son hematófagas, por lo que pueden producir anemias, y son vectores transmisores de enfermedades; ellas abren la piel y de ahí se pueden desencadenar diferentes infecciones. Las garrapatas más comunes en los reptiles en general son las garrapatas duras que son de la familia Ixodidae. Esta familia se caracteriza porque pasan todo su ciclo biológico (larva, ninfa, hembras adultas) en el hospedero y se alimentan de la sangre del mismo durante todo el tiempo. Los géneros *Amblyomma*, *Aponomma*, *Haemophysalis*, *Hyalomma*, e *Ixodes* son los más comunes en los reptiles y algunas solo se alimentan con la sangre de los reptiles en estados inmaduros y no como adultos. Aunque las garrapatas duras son las más comunes estudios recientes indican que las tortugas se ven afectadas por garrapatas blandas (*Argasidos*) que se alimentan una sola vez y caen al suelo, estas garrapatas han ido aumentando en las tortugas por la ‘domesticación’, esta clase de garrapatas son comunes en ganado vacuno y al ingresar en ese medio a las tortugas empiezan a ser vulnerables (Burrige, 2001).

Las principales causas para que las tortugas en cautiverio se afecten por las garrapatas son: las malas condiciones sanitarias en el terrario, la sobrepoblación en los terrarios, la deficiencia en la profilaxis directa de la enfermedad (cuarentena, desinfección, tratamiento y control de plagas), el tratamiento para los parásitos pero

con poca acción sobre el medio ambiente, la falta de conocimientos sobre el ciclo de vida del parásito, los tratamientos con plaguicidas insuficientes o ineficaces y los animales recién nacidos o débiles, cuyo tratamiento puede ser tóxico o el pesticida letal (Bielli, 2001).

Para su tratamiento, diferentes investigaciones han determinado que la Permetrina es eficiente eliminando garrapatas de los reptiles sin llegar a ser tóxico para el hospedador (Burrige, 2001).

- Ácaros: El ácaro más común es el *Ophionyssus natrici*, pertenece a la familia *Macronyssidae* y es hematófago; las niguas son las larvas de los ácaros de vida libre y normalmente se encuentra en reptiles que viven en exteriores. Los ácaros normalmente se ubican bajo las escamas, detrás de los ojos, comisuras labiales y pliegues cutáneos de la zona pericloacal. También se puede encontrar en las jaulas, en grietas o hendiduras del terrario. Los síntomas más comunes son: la incomodidad del animal, anemia, anorexia, depresión, dificultad en la ecdisis e incluso la muerte (Jofré, 2009).

Otros síntomas que los animales pueden presentar es que por la incomodidad tienden a frotarse contra otras superficies o permanecen más tiempo bajo del agua, la ventaja de este comportamiento es que los ácaros quedan desprendidos o se ahogan (Burrige, 2001).

El tratamiento no solo debe ser para el hospedero sino se debe tratar el terrario y todos los elementos que lo componen. El tratamiento del terrario debe ser con cloro, teniendo especial cuidado en las esquinas, grietas y hendiduras; se recomienda que los elementos que sean de madera se les aplique un sellador para evitar que los ácaros queden ahí. Para los objetos que componen el terrario lo más aconsejable es cambiarlos todos o dejarlos en una solución de cloro como mínimo 2 horas (Frye, 1991). Para el tratamiento del reptil afectado es necesario con un acaricida que no contenga Ivermectina, ya que es toxica en las tortugas (Jofré, 2009).

- Miasis: Es un problema particular para cualquier reptil que se encuentre en condiciones poco sanitarias o con diarrea. Las larvas se ubican en el cuerpo de la tortuga causando graves traumas, infecciones, shock y muerte en última instancia (Girling, 2003). Estas larvas pasan por 4 fases de desarrollo: huevo, larva, pupa y adulto (Harvey, 2001).

La hembra de mosca deposita las larvas en las posibles heridas abiertas. El período de desarrollo desde que la larva es depositada hasta que sale como pupa adulta es de 43 a 52 días aproximadamente. El área alrededor de la herida se inflama como respuesta inmunitaria del organismo frente a estas larvas. La larva más común que afecta a las tortugas es *Cistudinomyia cistudinis* (Greiner, 2006).

1.3.6 Dermatitis por virus

La fribropapilomatosis de las tortugas marinas (*Chelonia mydas*), la papilomatosis de las tortugas de Bolivia (*Platemys platycephala*) son las principales dermatitis víricas descritas en tortugas. En quelonios, las infecciones por herpesvirus, iridovirus y poxvirus pueden acompañarse de lesiones cutáneas inespecíficas (Bensignor, 2010).

Para su diagnóstico es necesaria la histopatología para identificar cuerpos de inclusión. Y se debe tener mucho cuidado con el manejo del animal infectado (cuarentena adecuada) (Schilligel, 2010).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Localización

La presente investigación se realizó en el Zoológico Jaime Duque, Tocancipa, Cundinamarca, Km 34 Autopista norte. Presenta una temperatura promedio de 13° C. En un 100% de su extensión tiene piso térmico frío. Su altura sobre el nivel del mar es de 2.606 metros.

2.2. Población y muestra

Se incluyeron en el estudio las historias clínicas de 31 animales que presentaron problemas de piel en el periodo del 2000 al 2012 y 9 animales vivos, todos provenientes del Zoológico Jaime Duque para un total de 40 animales. Los 9 animales vivos (todos en exhibición) de distintas edades, sexos, tamaños y subespecies, con pesos que oscilan entre 259 gr a 1.050 gr. Todos los animales pertenecen a la colección del Zoológico Jaime Duque.

Entre los animales en exhibición se encuentran: 3 animales de la subespecie *Trachemys scripta elegans*, 3 *Trachemys ornata* y 3 *Trachemys callirostris callirostris*. Los animales están marcados con muescas en su caparazón para la identificación en las

historias clínicas.

2.3. Variables

Las variables se determinaron según el periodo a evaluar.

2.3.1 Análisis retrospectivo

Se tuvo en cuenta las historias clínicas de los años 2000 al 2012 en las que se extrajeron los resultados del examen clínico general al momento del ingreso del animal al zoológico y la permanencia en el mismo, las lesiones en piel, diagnósticos presuntivos y tratamientos realizados. Ya que este análisis fue con animales fallecidos también se tuvo en cuenta los resultados de necropsia; de estas se tomaron como variables los diagnósticos, las lesiones en piel, los resultados de histopatología, cultivos y todos los exámenes que se les hayan realizado.

Parámetros a evaluar de las historias clínicas:

- ID. Tortuga
- Examen clínico dermatológico al momento de llegar al zoológico (Lesiones y/u otros problemas en la piel).
- Exámenes clínicos dermatológicos realizados durante la permanencia de las tortugas en el zoológico (Lesiones y/u otros problemas de piel).

- Diagnóstico presuntivo.
- Tratamiento dermatológico.
- Otros exámenes relacionados.

Parámetros a evaluar de las necropsias:

- Fecha de fallecimiento y diagnóstico.
- Lesiones en piel.
- Histopatología.
- Otros exámenes relacionados.

2.3.2 Análisis de los animales en exhibición

Se tuvo en cuenta las mismas variables de las historias clínicas de los animales del análisis retrospectivo, también se les realizó un examen clínico general actual donde se enfatizó en la piel y la observación de ectoparásitos, lesiones en piel y/o caparazón y los resultados de los cultivos bacterianos, fúngicos y antibiogramas obtenidos de los hisopados y muestra de sangre.

Parámetros a evaluar de las historias clínicas:

- ID. Tortuga
- Examen dermatológico al momento de llegar al zoológico.
- Examen dermatológico actual.

- Diagnostico presuntivo.
- Tratamiento actual.

Resultados de laboratorio

- Hemocultivo y antibiograma anaerobios.
- Cultivo secreción y antibiograma anaerobios.
- Cultivo secreción y antibiograma secreción aerobios.
- Cultivo de hongos.

2.4 Métodos y procedimientos

De la misma forma que en las variable se dividieron en dos tiempos, el análisis retrospectivo (2000 al 2012) donde solo se evaluaron tortugas fallecidas sin tener en cuenta la relación tortugas fallecidas/tortugas vivas; y donde el arribo hace referencia al momento en el que llegan al zoológico y la estadía, permanencia y/o estancia evalúa el tiempo en el que la tortuga ya estaba establecida en el zoológico; y el análisis de las tortugas en exhibición.

2.4.1 Análisis retrospectivo

Se tomaron todas las historias clínicas de las especies a estudiar de los años 2000 al 2012 de las cuales se recopilaron los datos relevantes como: las patologías dermatológicas que se encontraron a la llegada al zoológico, durante la permanencia en el mismo,

exámenes realizados, tratamientos, evolución y desenlace. También se hizo una revisión en los informes de necropsia teniendo en cuenta el diagnóstico, las lesiones al fallecer, los exámenes realizados y el resultado histopatológico. Estos resultados se organizaron en tablas y gráficas para su análisis.

- Se observó la cantidad de tortugas fallecidas entre los años 2000 a 2012 y se graficó para verificar en que años hubo mayor cantidad de animales fallecidos sin tener la relación entre animales muertos/animales vivos ya que no existe esta información en todos los años, solo se encuentra del año 2005 hasta el 2012.
- Se determinaron todas las lesiones que se encontraron en las historias clínicas y se agruparon en un gráfica para observar cuales tenían mayor frecuencia entre las tortugas fallecidas.
- Se determinaron todos los diagnósticos obtenidos durante su permanencia en el zoológico y después de fallecer, y se realizó una gráfica comparándolas para observar cual era el más común.
- Se tomaron todos los resultados de cultivos y antibiogramas de las tortugas fallecidas y se organizaron en una tabla para observar que agentes se habían aislado y la resistencia antibiótica que tenían. Los que no tenían antibiograma y/o se encontraban sin ubicación en alguna historia clínica se insertaron en una tabla aparte.

- Se observaron todos los tratamientos realizados en este periodo de tiempo (2000-2012) y se determinó dosis base, modo de administración y duración del tratamiento.

2.4.2 Análisis de los animales en exhibición

- Examen clínico general: Se anotaron todas las variaciones observadas en la historia clínica. En este examen físico se incluyó el peso y la dieta del animal. También se examinó la evidencia de traumas, posibles enfermedades fúngicas, dermatitis bacterianas y/o ectoparásitos que se puedan encontrar en el sistema tegumentario. Los ojos, fosas nasales y cavidad oral debían estar libres de exudados, y la membrana timpánica sin inflamaciones o decoloraciones. Para la auscultación de corazón se realizó con la colocación de un paño húmedo entre el caparazón y cabeza del estetoscopio; para el sistema respiratorio se observaron las respiraciones por minuto en el espacio que hay entre los miembros y el caparazón. Para la función motora se verificó la locomoción y en estos casos la natación se tuvo en cuenta, una natación normal debe ser simétrica y horizontal en el agua; no deben flotar en la superficie, ni inclinarse hacia un lado (Johnson, 2008).
- Examen clínico dermatológico: Se realizó en 3 pasos importantes que fueron: la detección de ectoparásitos, la identificación de cualquier signo y/o lesión, y determinar su distribución. El examen se empezó desde la cabeza y se procedió a examinar el resto

del tegumento de forma descendente. La clasificación de las lesiones dermatológicas, se pueden hacer de muchas formas y una de ellas son las primarias, que ocurren como resultado directo de una enfermedad dérmica y las secundarias que son el resultado del progreso de una enfermedad sistémica (Sarmiento, 2007). También se pueden clasificar en categorías basadas en como aparecen y como se ven durante el examen dermatológico que fueron las utilizadas para este estudio. Estas categorías son: (Sarmiento, 2007)

- Cambios en el color de la piel (Eritema, hiperpigmentación, hipopigmentación, máculas).
- Erosiones (Máculas eritematosas, pápulas, pústulas)
- Excesiva descamación (Descamación, seborrea, exfoliación, hiperqueratosis, comedón).
- Cambios en el espesor de la piel (Liquenificación, placas, mixedema, atrofia cutánea).
- Lesiones que drenan (Forunculosis)
- Defectos en la integridad de la piel (Erosión, ulcera, vesícula, bulla, excoriación, fisura).

- Componentes anormales de la superficie de la piel (Exudado, incrustación, hiperhidrosis, calcinosis cutánea, resecaimiento)
- Inflamación y masas: (Abscesos, hematomas, quiste, nódulo, tumor).

Como se describió anteriormente todas estas clases de lesiones dermatológicas se pueden clasificar como primarias o secundarias (Hill, 2002).

- Se realizaron hisopados para cultivo fúngico y bacteriano con antibiograma; en el laboratorio donde se procesaron las muestras no se realizan cultivos de anaerobios con este tipo de muestras (hisopado), de igual forma se llevaron y realizaron el ensayo por primera vez.

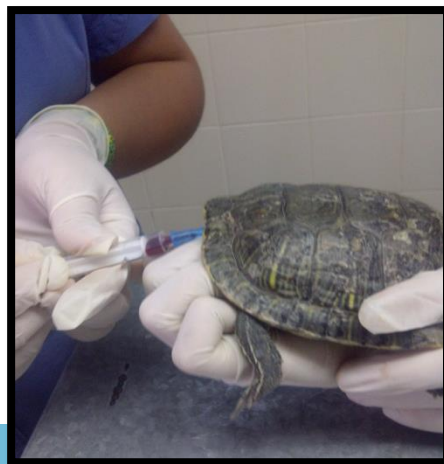
Para el hisopado fue necesario que todos los elementos utilizados se encontraran estériles. Primero se tomó un hisopo y se realizó un frotis por el caparazón y plastrón de cada tortuga, no se realizó en piel ya que no se encontraron lesiones evidentes en el tegumento blando al momento del examen clínico de ninguna de las tortugas; este frotis se realizó de forma que se pudiera obtener muestra de parte de la lesión y tejido sano (Imagen 9). La manipulación fue con guantes de látex y se evitó el contacto del algodón del hisopo con otras superficies diferentes a las de las muestras. Este hisopo se almacenó y se transportó en un medio Stuart hasta el laboratorio el mismo día de realizada la muestra. Todo esto se hizo con cada una de las tortugas de la exhibición, por lo tanto cada medio iba marcado con: la identificación del animal, la fecha, el tipo de muestra y la procedencia de la misma.

Imagen 10: Toma de muestra de sangre



Fuente: Fula, 2012

- Para el cultivo anaerobio fue necesaria la toma de sangre ya que en el laboratorio para este tipo de agentes solo había forma de realizarlos con hemocultivos. Se realizaron tomas de muestra de sangre a cada una de las tortugas en tubo con tapa morada (EDTA) y se llevaron al laboratorio el mismo día de realizadas evitando el contacto de la aguja con cualquier otra superficie y realizando limpieza de la zona con Clorhexidina. El punto de venopunción para todas fue la vena subcarapacial (Imagen 10).



Fuente: Fula, 2009

- Revisión de las historias clínicas: Se tuvo en cuenta los signos y lesiones que presentaban al arribar al zoológico, el momento en el que empiezan a presentar una enfermedad, exámenes realizados, diagnósticos y tratamientos y se organizaron los resultados de la misma forma que en el análisis retrospectivo; aquí se tuvo en cuenta el examen clínico dermatológico que se realizó para este estudio.
- Procesamiento de las muestras: Se llevaron las muestras obtenidas de cada animal al laboratorio Zoo&Lab© para la realización de cultivo bacteriano de Gram negativos y positivos, que se realizan en agares McConkey, sangre y caldo nutritivo con su respectivo antibiograma realizados con sensidiscos en agar Sabouraud y Mueller, estos cultivos tuvieron un tiempo de incubación de 5 a 7 días y cultivo fúngico en agar Sabouraud, este cultivo tiene un tiempo de incubación de 7 a 21 días, a cada una de las muestras y posteriormente se esperaran los resultados para su análisis.

2.4.3 Análisis de los resultados

Con los resultados de los 2 primeros análisis realizados, se realizó una asociación de las variables en común (lesiones en piel, diagnósticos de exámenes, tratamientos y resultados de exámenes realizados) para establecer cuales patologías dermatológicas continúan a través del tiempo; todo esto se realizó utilizando estadística descriptiva (solo por frecuencias y porcentajes ya que fue un análisis netamente descriptivo). Con los resultados obtenidos de cada análisis se tomaron las lesiones y diagnósticos, y se realizó

una gráfica para cada uno respectivamente y se comparó la cantidad de presencia de cada uno en cada análisis.

Por otra parte se hizo una revisión en los tratamientos y con los resultados del laboratorio se estableció si son adecuados teniendo en cuenta el agente etiológico de las enfermedades dermatológicas que los animales en exhibición y de las historias clínicas (animales fallecidos).

2.5 Análisis estadístico

Debido al número de individuos disponibles para el estudio, el análisis realizado de los resultados fue netamente descriptivo y de análisis porcentual (frecuencias) de las variables antes propuestas. A partir de estos resultados se identificaron los problemas dermatológicos entre las especies a estudiar y se evaluó la casuística a través del tiempo por frecuencia de presentación y tipo de alteración.

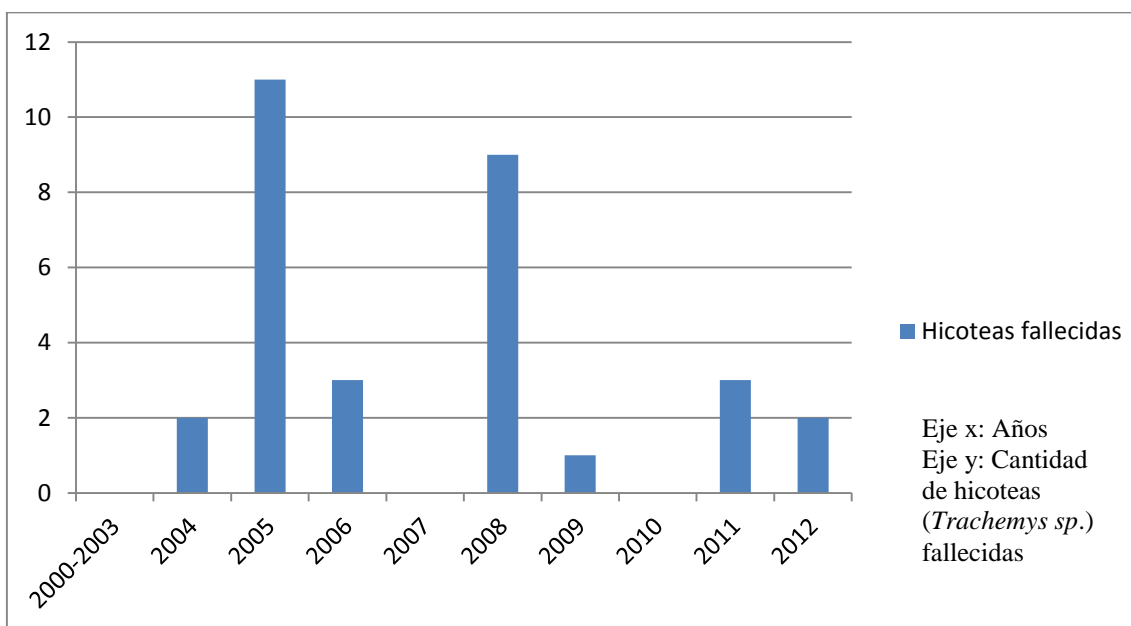
Todo esto se reflejó en tablas y gráficas para observar cual fue la patología más prevalente. Se realizó una asociación con una prueba de χ^2 según la frecuencia de las variables en común de los dos análisis a realizar, se tendrán en cuenta el tipo de lesión dérmica que presenten y los diagnósticos encontrados en los diferentes exámenes.

3. RESULTADOS

3.1 Análisis retrospectivo

Entre los años 2000 a 2003 no hubo ningún reporte de Hicoteas fallecidas, en el año 2005 se presentaron mayor número de muertes con 11 casos, seguido por el año 2008 con 9 casos. En los últimos 4 años el número de muertes se ha mantenido dentro del mismo rango, exceptuando el año 2010 donde no se reportó ninguna muerte (Imagen 11), para estos resultados se incluyeron las historias clínicas de todas las hicoteas fallecidas en el periodo evaluado pero no se tuvo en cuenta cuantos animales habían en total en cada año (tortugas muertas/tortugas vivas). En total fueron 31 tortugas que fallecieron en este periodo.

Imagen 11: Hicoteas (*Trachemys sp.*) fallecidas entre los años 2000 a 2012



Los resultados de las historias clínicas (Anexo 1) muestran todos los signos, diagnósticos, análisis realizados, tratamientos y demás que cada tortuga presentó durante la permanencia en el zoológico.

3.1.1 Análisis de las lesiones en el sistema tegumentario.

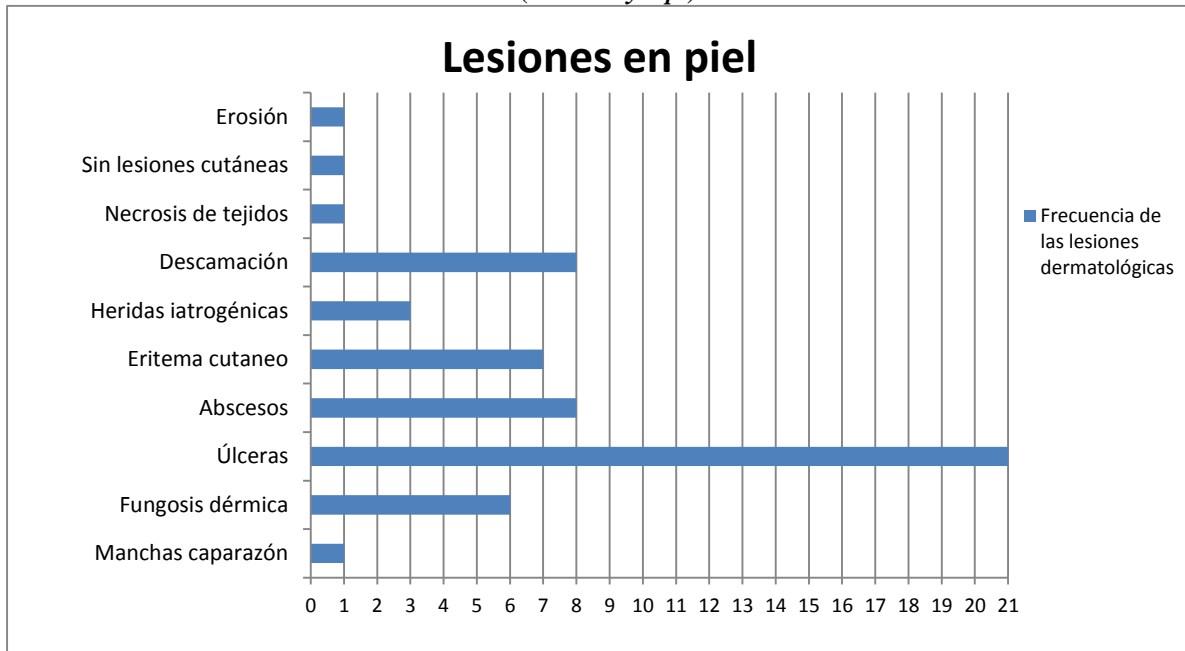
Las lesiones más frecuentes reportadas en las historias clínicas fueron úlceras, donde se presentaron 21/31 animales lesionados como se muestra en la imagen 12.

Las úlceras, en su mayoría se presentaron desde la permanencia en el zoológico hasta el momento de la necropsia (10 casos de los 21 en total) solo un caso de estos fue desde el momento de la llegada hasta la necropsia. 4 de los casos fueron durante la permanencia de las tortugas y al momento de la necropsia no las presentaron y 5 casos fueron lo contrario.

Abscesos y eritemas cutáneos fueron las segundas lesiones de mayor presencia (8/31 lesionados) en las Hicoteas que se encontraban en este periodo de tiempo (Figura 12); 4 de los casos se encontraron solo en el momento de la permanencia en el zoológico pero no presentaron ninguno al momento de la necropsia, 3 casos presentaron abscesos durante la permanencia hasta la necropsia y solo uno no presentó antecedentes de abscesos hasta el momento de la necropsia. Las manchas en caparazón, erosión y necrosis de tejidos fueron las lesiones menos concurrentes ya que solo se encontró un caso de cada una de estas

lesiones (Imagen 12).

Imagen 12: Lesiones macroscópicas en el sistema tegumentario desde la llegada al zoológico hasta el fallecimiento de las hicoetas (*Trachemys sp.*) entre los años 2000 al 2012



En el año 2005 y en el 2008 se presentaron la misma cantidad de casos (8 casos). En el año 2005, un solo caso se presentó desde la estancia hasta la necropsia; 4 solamente durante la estancia y uno solo de los casos no presentó úlceras, sino hasta el momento de la necropsia.

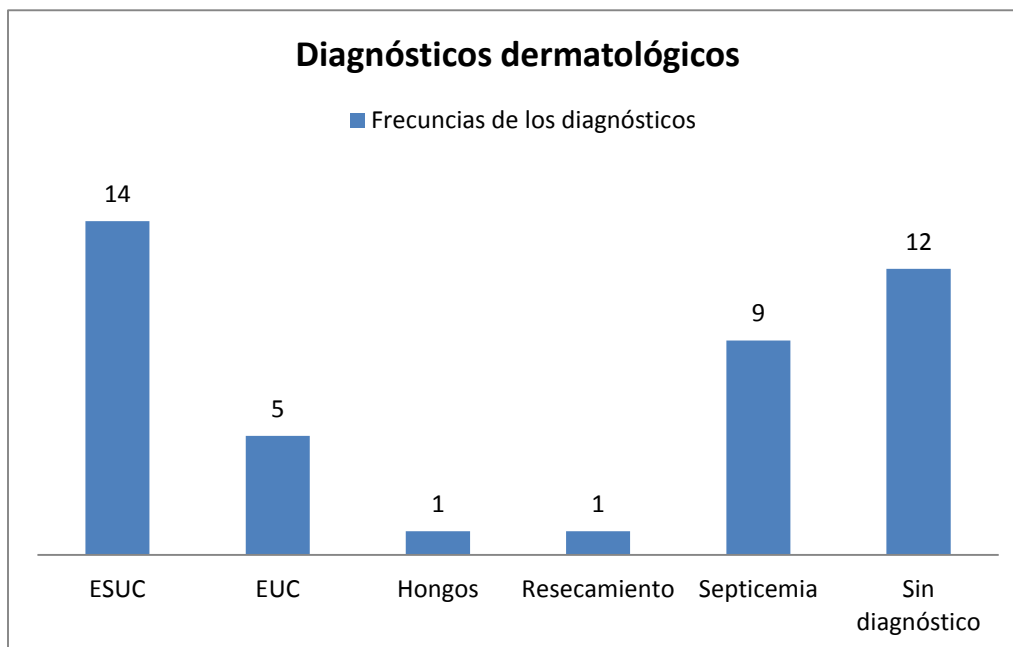
Por el contrario en el año 2008, 2 casos se presentaron desde la estancia hasta la necropsia, uno desde la llegada hasta el momento de la necropsia, un solo caso que se presentó solamente durante la estancia.

3.1.2 Análisis de los diagnósticos del sistema tegumentario

Los diagnósticos encontrados fueron principalmente determinados por exámenes clínicos, se realizaron cultivos con antibiogramas para determinar el tipo de bacteria que estaba afectando, pero los resultados no se encuentran con las historias clínicas respectivas, solo 2 tortugas presentaban los resultados en su historial clínico.

El principal diagnóstico clínico fue ESUC (Enfermedad Septicémica Ulcerativa Cutánea), identificado 14 veces en las 31 tortugas fallecidas, en los cuales: 6 presentaron úlceras, 3 abscesos, 2 con abscesos y úlceras a la vez y 3 sin ninguna de estas lesiones; 8 casos fueron diagnosticados durante la estancia solamente de los cuales 6 se presume son diagnósticos clínicos ya que no presentan exámenes diagnósticos en sus historias clínicas y 2 si incluían un cultivo bacteriano en sus historias clínicas, 3 casos se diagnosticaron durante la estancia y la necropsia, de los cuales 2 fueron diagnosticados en la necropsia por cultivo con antibiograma y solo 1 era netamente diagnóstico clínico; ninguno se diagnosticó solamente en el momento de la necropsia (Imagen 13).

Imagen 13: Diagnósticos de problemas dermatológicos, desde el arribo hasta la necropsia



El segundo diagnóstico más alto fue la septicemia, diagnosticada 9 veces; se tuvo en cuenta este diagnóstico ya que todos los casos presentaron algún tipo de lesión cutánea (abscesos y/o úlceras), 5 presentaron úlceras, 3 presentaron abscesos y un caso presentó ambas lesiones. 8 de los 9 casos en total se determinaron hasta el momento de la necropsia; 4 de estos 8 casos fueron diagnósticos netamente clínicos, 3 por diagnóstico de la histopatología y solamente uno incluía cultivo y antibiograma. El único que se diagnosticó durante la estancia tuvo caparazón áspero y opaco y en histopatología se determinó una hepatitis granulomatosa de posible origen bacteriano por lo que realizaron un cultivo cuyo resultado fue *Pseudomona* sp., 4 de los 9 casos de septicemia se diagnosticaron durante la estancia con ESUC, 2 casos con EUC (Enfermedad Ulcerativa Cutánea) y solo 3 casos

fueron solo con septicemia hasta el momento de la necropsia.

Un alto número de hicoteas (12 tortugas de 31) no fueron diagnosticadas, sin embargo la mayoría recibió tratamiento que se determina en el análisis que se le realizó a los mismos.

3.1.3 Análisis de los resultados de laboratorio

Los exámenes de laboratorio que se realizaron fueron cultivos con antibiograma, cuando fueron tomadas en la necropsia se hicieron directamente con muestra de caparazón, los que se realizaron en tortugas vivas fueron con hisopados del caparazón. Hay un grupo de exámenes que no se identificaron por lo que no se tuvo en cuenta sino la fecha en que se realizaron.

En la tabla 2 se encuentran los resultados de los exámenes realizados a algunas tortugas y que se encontraban en sus respectivas historias clínicas. En total son 5 de las 31 fallecidas de las cuales 3 se les realizó el aislamiento durante la estancia antes de fallecer y las 2 restantes si fueron en la necropsia. Solamente se realizó antibiograma a las 2 que se les realizó el examen en la necropsia.

Tabla 2. Resultado de exámenes que se encontraban en su respectiva historia clínica

Id. Tortuga	Momento del examen	Agentes aislados	Resistencia antibiótica	Sensibilidad
No. 87: T.S Ornata	Muestra tomada durante la necropsia	Pseudomona Aeruginosa	Cefalotina, Enrofloxacin, Trimetoprim Sulfa, Gentamicina, Norfloxacin, Ampicilina, Ciprofloxacina, Tetraciclina, Rinfamicina, Doxicilina, Renamicina.	Florfenicol
No 82. T.S Elegans	Muestra tomada durante la estancia (18/dic/05)	Pseudomona Aeruginosa	No aplica	No aplica
No. 86. T.S. Elegans	Muestra tomada durante la estancia (18/dic/05)	Pseudomona Aeruginosa	No aplica	No aplica
No. 06. T.S. Elegans	Muestra tomada durante la estancia de un absceso en el cuello (03/Ago/05)	Pseudomona sp	No aplica	No aplica
No. 13. T.S. Callirostris	Muestra tomada durante la necropsia en el caparazón (10/feb/09)	E.Coli	Ampicilina, Gentamicina, Amoxicilina, Enrofloxacin, Trimetoprim Sulfa.	Ciprofloxacina, Norfloxacin.

En las historias clínicas se encontraron varios resultados de cultivos realizados pero no estaban identificados, por la fecha en la que se realizaron se van a tomar como realizados durante la estancia ya que las fechas no coinciden con los fallecimientos de las tortugas. En la tabla 3 se registran los resultados teniendo en cuenta las fechas y cada uno de los agentes aislados; algunos no presentaron sensibilidad.

Tabla 3. Resultados de cultivos y antibiogramas que no se encontraban en ninguna historia clínica

Fecha toma de la muestra	Agente(s) aislado(s)	Resistencia	Sensibilidad
19/Diciembre/2005	Pseudomona Aeruginosa	Norfloxacina, Ampicilina, Ciprofloxacina, Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Enrofloxacina, Cefalotina, Rinfamicina, Doxicilina, Renamicina	Florfenicol
20/Septiembre/08	Enterococcus sp.	Amoxicilina, Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Oxacilina, Eritromicina, Nafcilina,	No se determinó.
20/Septiembre/2008	Citrobacter sp.	Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Nafcilina, Amikacina, Cefalotina, Kenamicina, Cefaperazona.	No se determinó
20/Septiembre/2008	Staphylococcus Aureus.	Amoxicilina, Trimetoprim Sulfa, Oxacilina, Eritromicina, Nafcilina.	No se determinó.
20/Septiembre/2008	Citrobacter sp.	Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Nafcilina, Cefalotina, Cefaperazona,	No se determinó

		Kenamicina, Amikacina.	
20/Octubre/2008	Proteus sp, E.Coli, Pseudomona sp.	Norfloxacina, Ampicilina, Tetraciclina, Amoxicilina, Ciprofloxacina, Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Enrofloxacina	No se determinó
29/Octubre/2008	Proteus sp. E.Coli Pseudomona sp	Norfloxacina, Ampicilina, Tetraciclina, Amoxicilina, Ciprofloxacina, Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Enrofloxacina.	No se determinó.
10/Febrero/2009	E.Coli	Ampicilina, Amoxicilina, Gentamicina, Trimetoprim Sulfa, Enrofloxacina, Norfloxacina.	Norfloxacina

Se encontraron otros resultados donde había agentes aislados pero no registraron sensibilidad ni resistencia; estos agentes fueron:

- Pseudomona sp. (03/Agosto/2005)
- Pseudomonas Aeruginosas, 2 veces. (18/diciembre/2005)
- Diplococos Gram positivos (18/Septiembre/2009)
- Bacilos Gram negativos (18/Septiembre/2009)

- Cocos Gram positivos (18/Septiembre/2009)
- Levaduras abundantes (18/septiembre/2009)
- Streptococcus Gamma Hemolítico (12/diciembre/2011)
- Staphylococcus epidermidis (12/diciembre/2011)
- E.Coli (12/diciembre/2011)

3.1.4 Análisis de los tratamientos

Todas las tortugas recibieron algún tratamiento según su diagnóstico clínico y algunas con exámenes de laboratorio, en la tabla 3 se muestra que medicamentos se utilizaron, la dosis base, los días que recibieron ese tratamiento cuanto tiempo duro el tratamiento y el número de tortugas que recibieron ese tratamiento teniendo en cuenta solo las 31 tortugas fallecidas en el periodo evaluado.

Tabla 4. Tratamientos antibióticos realizados en algunas hicoetas fallecidas en el periodo evaluado

Fecha del tratamiento	Medicamento	Dosis base Administración Frecuencia	Duración del tratamiento	Número de animales tratados/31 fallecidos
11/Agosto/2005	Enrofloxacina 10%	5mg/kg PO Cada 24hrs	11 días	4
			20 días	4
			25 días	2
			30 días	2
			36 días	1
07/Octubre/2005	Trimetoprim Sulfa 4.8%	25mg/Kg PO* Cada 24hrs	15 días	2
			60 días	4
			90 días	2

16/Diciembre/2005	Oxitetraciclina	6mg/Kg IM Cada 24hrs	8 días	7
30/Diciembre/2005	Florfenicol	25mg/Kg IM Cada 24hrs	No registra	6
27/Junio/2007	Enrofloxacin 5%	5mg/Kg IM Cada 24hrs	5 días	1
26/Julio/2008	Ceftiofur	2.2mg/Kg IM Cada 24hrs	7 días	1
19/Marzo/2009	Enrofloxacin 5%	5mg/Kg IM Cada 24hrs	8 días	1
29/Diciembre/2009	Florfenicol	25mg/Kg IM Cada 24hrs	8 días	1
16/Enero/2010	Trimetoprim Sulfa	5mg/Kg PO Cada 24hrs	No registra	1
14/Diciembre/2011	Enrofloxacin 10%	5mg/Kg IM Cada 48hrs	10 días	1

* Diluido en 10mL de agua.

En todo el tiempo evaluado se les realizaron limpiezas y aplicaciones de:

- Yodo
- Ungüento a base de Bacitracina de zinc (675.5 mg), Neomicina (500 mg) y Óxido de zinc (15 gr)
- Loción a base Digluconato de Clorexidina 0.5%
- Emulsión de Aceite de Hígado de Bacalao, Palmitato de Vitamina A y Vitamina D3 equivalente a: Retinol (vitamina A) 22,610 UI, Colecalciferol (vitamina D3) 2, 261UI y Fosfato de Calcio equivalente a: Calcio 890 mg, Fósforo 642 mg,
- Loción a base de Clotrimazol (1.0gr), Gentamicina sulfato (0.5gr), Betametasona

17 valerato (0.04gr) y Excipientes c.s.p. (100mL).

Las aplicaciones de los productos anteriores fueron por tiempo indefinido, se realizaron como tratamientos sanitarios para el control de las enfermedades a nivel poblacional.

3.2 Análisis de los animales en exhibición

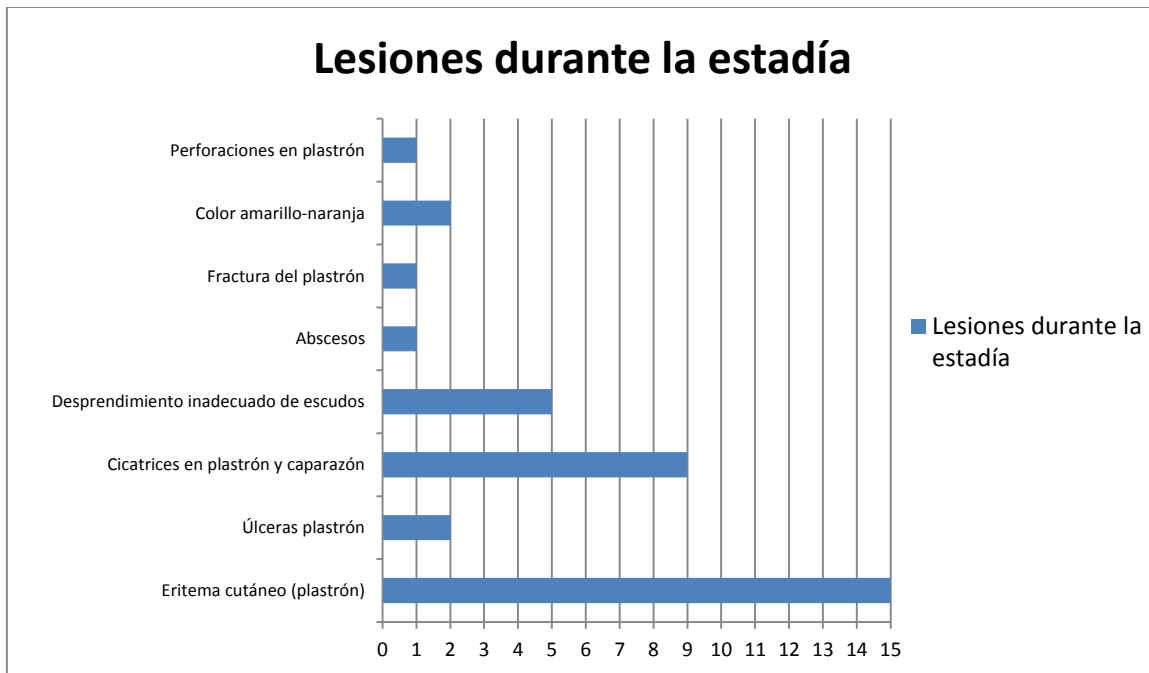
Al momento de llegar al zoológico la mayoría de tortugas se encontraban en estado normal, exceptuando 2 de las 9 en total evaluadas (una con desprendimiento del estrato corneo y otra con EUC).

Se debe tener en cuenta que en el año 2008: 4 de las 9 tortugas en exhibición llegaron al zoológico, 2 en el 2001, una en el 2004 y 2 en el 2009. Ninguna en el en 2005 donde hubo mayor cantidad de lesiones y muertes.

3.2.1 Análisis de las lesiones en el sistema tegumentario

La lesión más común encontrada fue el eritema cutáneo encontrado específicamente en el plastrón (Imagen 17), no solo porque 8 de las 9 tortugas evaluadas lo presentaron; sino porque varias presentaron esto más de una vez durante la estancia en el zoológico, en la figura 18 se muestra que el año que en el que más presentaron esta lesión fue en el 2011, seguida por el 2012 que fue al examen realizado para este estudio.

Imagen 14: Lesiones en el sistema tegumentario de las hicoetas (*Trachemys sp.*) desde el arribo hasta el 2012



Los dos casos de eritemas cutáneos que se encontraron en el 2006, el caso de 2009 y uno del 2010 tienen relación con los 7/9 casos que se presentaron en el 2011. Todas al momento del examen clínico el 04 de noviembre del 2011, para estudio previo dermatológico, presentaron cicatrices en plastrón y caparazón lo que indica que alguna vez, todas sufrieron algún problema dermatológico.

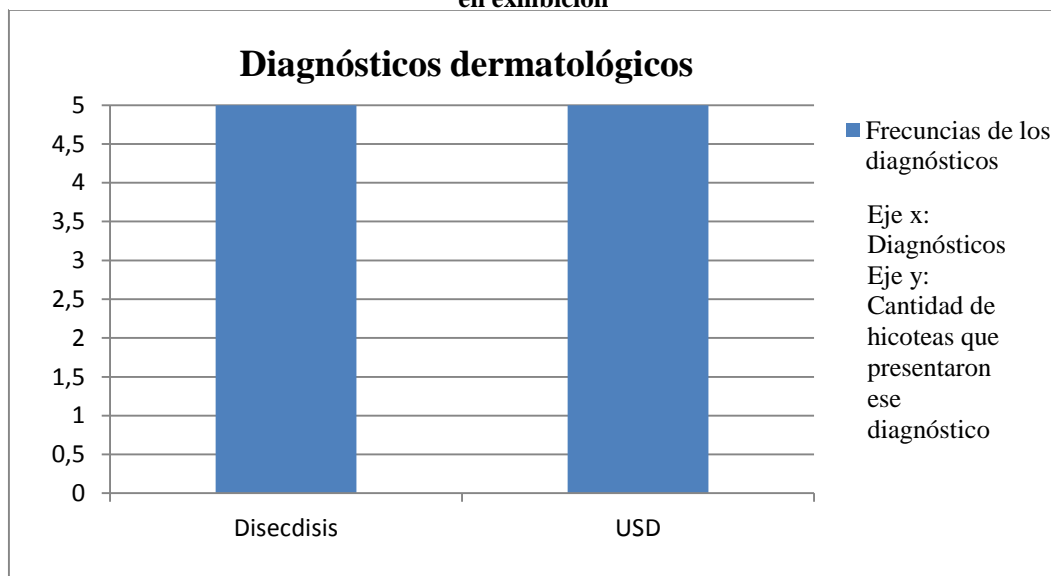
En el año 2005 se presentaron los únicos casos de úlceras (2 casos) y abscesos (1 caso).

3.2.2 Análisis de los diagnósticos del sistema tegumentario

Los diagnósticos se obtuvieron con los cultivos que se realizaron para este estudio.

En la Imagen 19 se muestra la cantidad de casos de disecdisis y EUC que presentaron las tortugas en exhibición. La mayoría de los casos que presentaron disecdisis (4 de los 5) se diagnosticaron en el examen realizado en 04 de noviembre del 2011, donde se les realizó un examen clínico dermatológico a todas las tortugas para un estudio previo al actual. 3 de los casos con disecdisis en el 2011 se diagnosticaron con EUC en el 2012.

Imagen 15: Diagnósticos de los problemas dermatológicos de las tortugas que se encuentran en exhibición



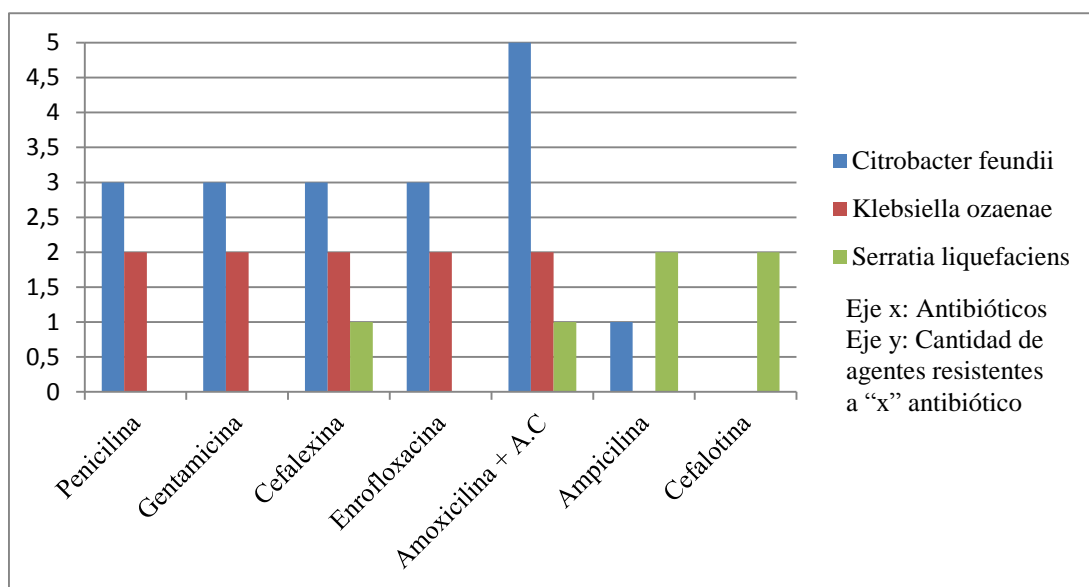
3.2.3 Análisis de los resultados de laboratorio

A estas 9 tortugas se les realizó un hisopado para cultivo de aerobios y anaerobios con su respectivo antibiograma y cultivo para hongos.

En total se aislaron 5 *Citrobacter freundii* de los cuales: 3 eran del encierro de aviario y 2 del encierro de Pto. Caribe; otro agente aislado fue *Klebsiella ozaena* en 2 tortugas del encierro de aviario, y en 2 tortugas del encierro de Pto. Caribe se aisló *Serratia liquefaciens*.

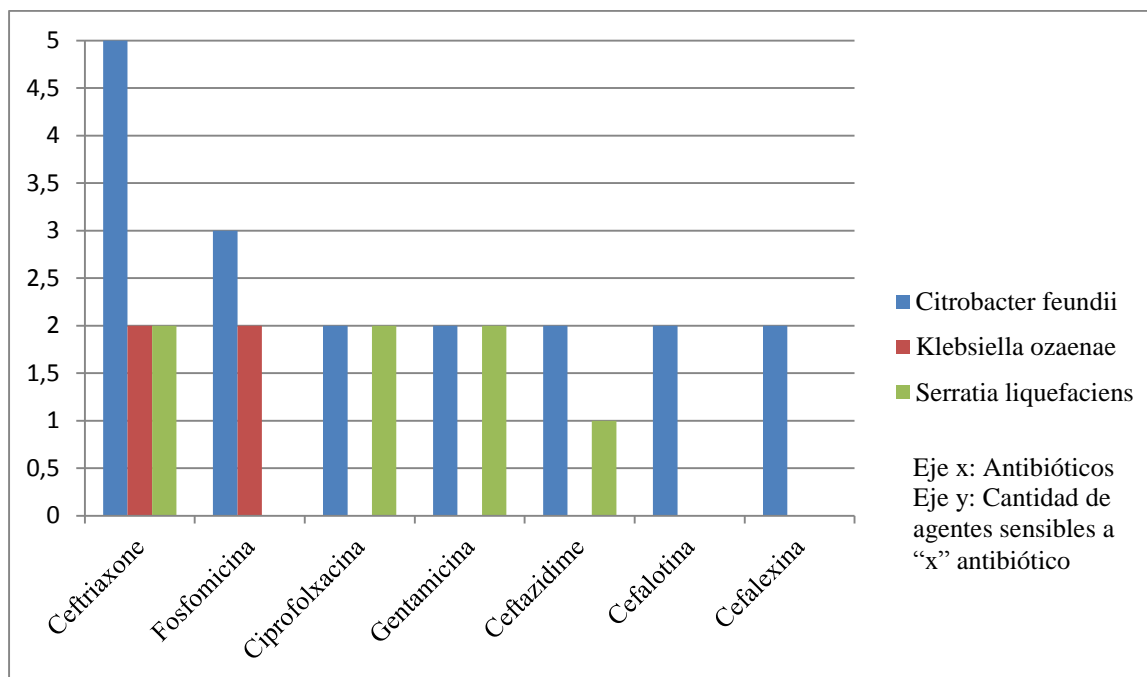
Solo una *Serratia liquefaciens* fue sensible a la Amoxicilina + Ácido Clavulánico, los otros agentes aislados presentaron resistencia a este antibiótico. El siguiente antibiótico al que se tiene mayor resistencia es a la Cefalexina. El antibiograma de *Citrobacter freundii* y *Klebsiella ozaenae* reportaron los mismos resultados exceptuando 2 *Citrobacter freundii* que también son resistentes a la Ampicilina como se muestra en la imagen 1.

Imagen16: Agentes aislados y su resistencia antibiótica en los cultivos para anaerobios



Como se muestra en la imagen 17, todos los agentes aislados en cultivos de aerobios mostraron sensibilidad al Ceftriaxone; *Klebsiella ozaenae* fue el agente que menos sensibilidad presento a los antibióticos del análisis. Y *Citrobacter freundii* fue el único sensible a la Cefalexina.

Imagen 17: Sensibilidad antibiótica de los agentes aislados en cultivo de aerobios



En los hemocultivos se aislaron *Streptococcus* (1/9 tortuga), *Staphylococcus aureus* (1/9 tortuga) y *Clostridium* sp. (2/9 tortugas). Los antibiogramas que se obtuvieron muestran que ambos agentes (*Streptococcus* y *Staphylococcus aureus*) son sensibles a la Amoxicilina + Acido Clavulánico, a la Eritromicina y a la Oxacilina como se muestra en la Tabla 5.

Tabla 5 Sensibilidad antibiótica de los agentes aislados (*Streptococcus* y *Staphylococcus aureus*) en hemocultivo (anaerobios)

	<i>Streptococcus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
Penicilina	X	
Ceftriaxone	X	

Amoxicilina + A.C	X	X
Eritromicina	X	X
Oxacilina	X	X
Gentamicina		X
Neomicina		X

x: Presenta resistencia a ese antibiótico

En la Tabla 6 se muestra la sensibilidad intermedia de los agentes aislados, esta sensibilidad tuvo un cruce de resultados con la sensibilidad total.

Tabla 6. Sensibilidad intermedia antibiótica de los agentes aislados (*Streptococcus* y *Staphylococcus aureus*) en hemocultivo (anaerobios)

	Streptococcus	Staphylococcus aureus
Penicilina		X
Ceftriaxone		X
Gentamicina	X	
Neomicina	X	

X: Presenta sensibilidad intermedia a ese antibiótico

A todas las tortugas se les realizó cultivo para hongos y las 9 tortugas que se encontraban en exhibición hasta la fecha del estudio presentaron *Candida* sp.

3.2.4 Análisis de los tratamientos

Tabla 7. Tratamientos realizados. Medicamento, dosis, administración, Frecuencia y cantidad de tortugas tratadas/9 en exhibición

Medicamento	Dosis base Administración Frecuencia	Duración del tratamiento	Número de animales tratados/9 en exhibición
Enrofloxacin 10%	5mg/kg PO Cada 24hrs	20 días	3

Trimetoprim Sulfa 4.8%*	25mg/Kg PO Cada 24hrs	60 días	3
Oxitetraciclina	6mg/Kg IM Cada 24hrs	8 días	3
Florfenicol**	25mg/Kg IM Cada 24hrs	No registra	3
Enrofloxacin 5%	5mg/Kg IM Cada 24hrs	8 días	4
Florfenicol 10%	25mg/Kg PO*** Cada 24hrs	7 días	4
	30mg/Kg PO	5 días	1
	Cada 24hrs	8 días	1

*Diluido en 10mL de agua

**Realizado en el 2005

***Realizado 2010

Para el 2008 ninguna de estas tortugas recibieron tratamiento según los reportes en la historia clínica.

La tortuga que se trató con Florfenicol a una dosis base de 30mg/Kg PO durante 8 días se mantuvo en cuarentena por EUC desde que llegó al zoológico (07/enero/2009), para complementar su tratamiento en cuarentena en el agua del terrario se le agregaba 2mL de Florfenicol 10% hasta su traslado a exhibición mes y medio después.

En varios periodos del tiempo en el que se evaluaron se mantuvieron los tratamientos poblacionales con:

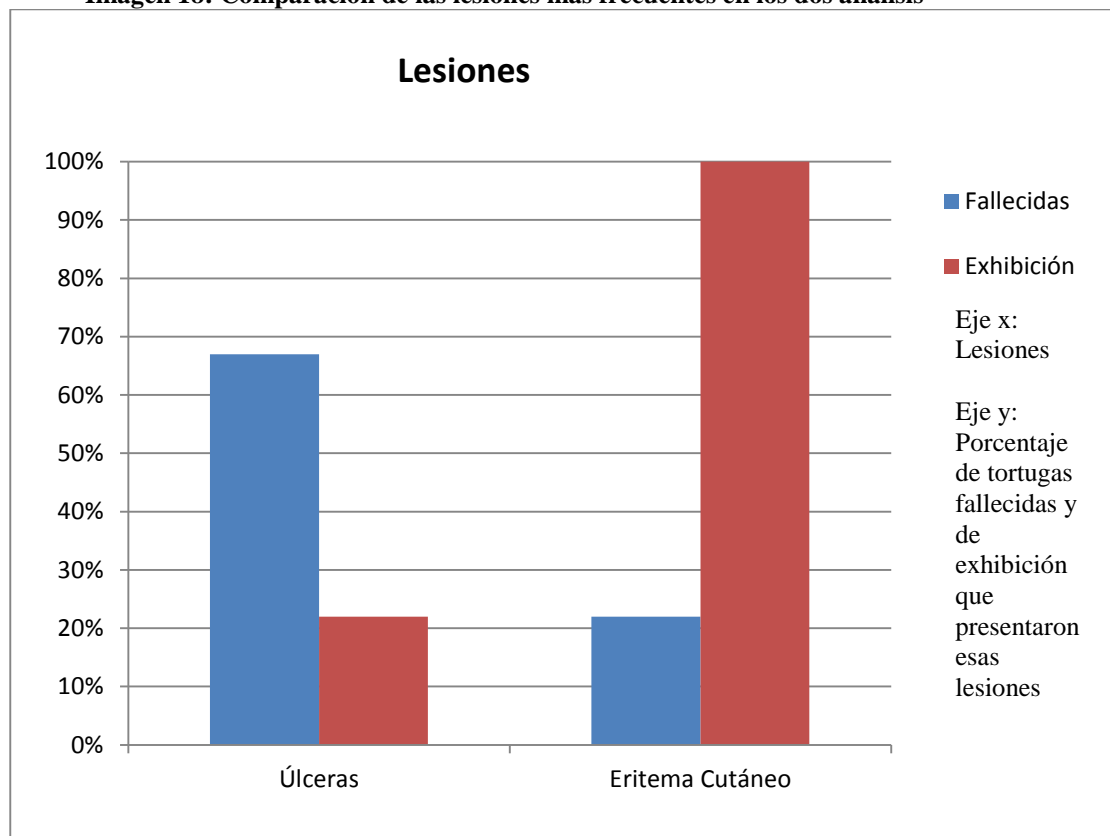
- Ungüento a base de Bacitracina de zinc (675.5 mg), Neomicina (500 mg) y Óxido de zinc (15 gr)
- Loción a base Digluconato de Clorexidina 0.5%
- Emulsión de Aceite de Hígado de Bacalao, Palmitato de Vitamina A y Vitamina D3 equivalente a: Retinol (vitamina A) 22,610 UI, Colecalciferol(vitamina D3) 2, 261UI y Fosfato de Calcio equivalente a: Calcio 890 mg, Fósforo 642 mg,
- Loción a base de Clotrimazol (1.0gr), Gentamicina sulfato (0.5gr), Betametasona 17 valerato (0.04gr) y Excipientes c.s.p. (100mL).

Actualmente se encuentran en reposo y a la espera de los resultados de este proyecto para instaurar el tratamiento adecuado.

3.3 Análisis de los resultados

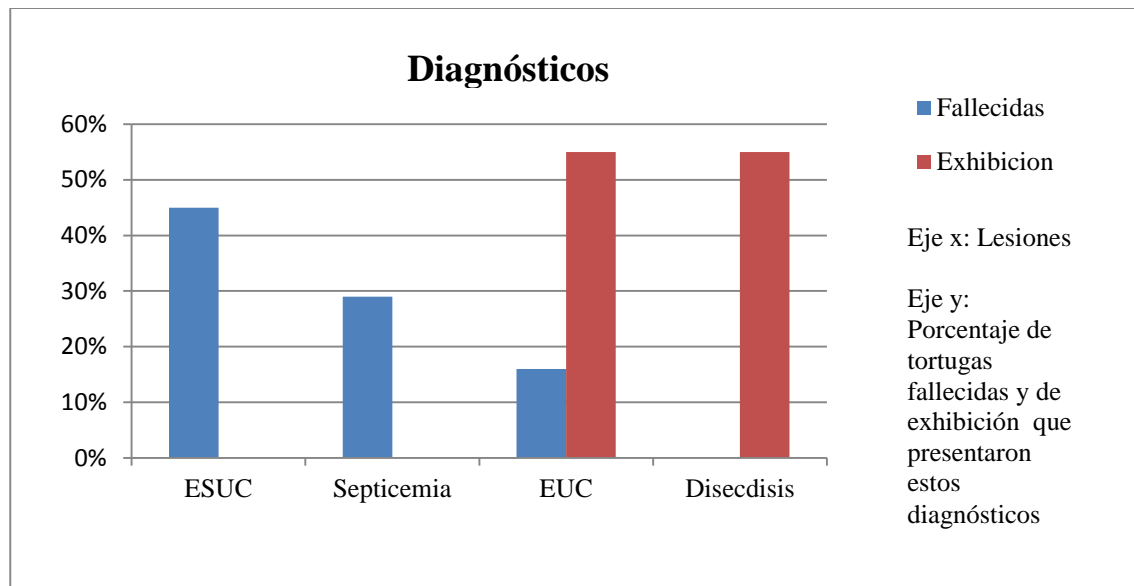
Las úlceras se presentaron más en las tortugas fallecidas (67%) los dos casos que se encontraron en las tortugas en exhibición pertenecen al año 2005 donde se encontró en su mayoría esta lesión en las tortugas fallecidas. Con respecto al eritema cutáneo se encontró que todas las tortugas que se encuentran en exhibición alguna vez presentaron esta lesión mientras que solo en 7/31 casos (22%) se presentó en las tortugas fallecidas (Imagen 18).

Imagen 18: Comparación de las lesiones más frecuentes en los dos análisis



Como se observa en la imagen 19, los diagnósticos más frecuentes en las tortugas fallecidas no se encontraron en las tortugas en exhibición. El EUC se encontró en un 16% en las tortugas fallecidas y en un 55% en las de exhibición, este mismo porcentaje se presentó en el diagnóstico de disecdisis pero ningún caso se reportó en las tortugas fallecidas.

Imagen 19: Comparación de los diagnósticos más frecuentes en los dos análisis



En los exámenes de laboratorio realizados solo se encontró un agente en común que fue *Citrobacter sp* en las tortugas fallecidas y más específico en las tortugas en exhibición *Citrobacter freundii*, el único antibiótico al que fueron resistente en común fue a la Gentamicina.

Al comparar las tablas de tratamientos se puede observar que se repite en tratamiento con Enrofloxacina 5% con la misma dosis base y duración del tratamiento; 2 de las 4 tortugas tratadas con este medicamento ya habían sido tratadas con Enrofloxacina al 10% al igual que las mayoría de tortugas fallecidas.

El Florfenicol es el otro antibiótico que se utilizó en los dos periodos evaluados (tortugas fallecidas y tortugas en exhibición) en ambos casos se mantuvo la dosis base y la

duración del tratamiento tenido en cuenta que las tortugas más antiguas de la exhibición repitieron tratamiento con este antibiótico.

Según los resultados en los tratamientos de las tortugas fallecidas y las tortugas en exhibición no hubo un medicamento que marcara la diferencia, siempre se han tratado con los mismo medicamentos, la verdadera diferencia es en la forma en la que se empezó a realizar la antibioticoterapia ya que en las tortugas en exhibición después de cierto periodo de tiempo fue de manera individual y no poblacional como se observaba en la mayoría de tortugas fallecidas.

4. DISCUSIÓN

4.1 Análisis retrospectivo

4.1.1 Lesiones, diagnósticos, resultados de laboratorio y tratamientos del sistema tegumentario

La ulceración es definida como una ruptura en la continuidad de la epidermis con la pérdida de la sustancia y la exposición de la dermis subyacente o tejido profundo, es una secuela común de la dermatitis infecciosa y quemaduras, y aparecen en caparazón y otros lugares como la piel de los miembros y cuello. Las úlceras también pueden ser causadas por la picadura de insectos, un ejemplo es cuando los quelonios hibernan y son atacados por especies que viven en el suelo (Stewart, 1990). La ulceración fue una de las lesiones más reportadas en el análisis retrospectivo y que se relacionaron con los diagnósticos de ESUC, siendo así el principal diagnóstico en el estudio retrospectivo; según Cooper en el 2006 esta enfermedad se da frecuentemente en especies acuáticas y se asocia con las condiciones de higiene, la agresión intraespecífica, baja temperatura y/o problemas de disecdisis, su principal signo son úlceras que vienen acompañadas de alguna infección de tipo bacteriano y/o fúngico; como no se encuentran reportes sobre las condiciones medio ambientales en las que se encontraban, agresión entre ellas o disecdisis en algún diagnóstico de los años evaluados, se supone solo se diagnosticó por algunos exámenes clínicos y por la presencia de úlceras.

Para el diagnóstico de ESUC no solo se deben tener en cuenta los factores anteriores, los cultivos de secreciones y/o biopsias con antibiograma determinan el factor causante de la septicemia como tal, en esta enfermedad se puede encontrar bacterias de tipo *Citrobacter*, *Serratia*, y *Beneckea spp* (Hoppmann, 2007), y según Kottwitz en el 2007 *Citrobacter freundii*, *Pseudomonas spp.* y *Aeromonas spp.* También se pueden presentar en las úlceras que se encuentren en el caparazón y/o la piel.

En los cultivos realizados los principales agentes encontrados fueron *E.Coli*, *Pseudomona* y *Proteus sp.* Lo que concuerda con la teoría; estos resultados fueron obtenidos en los años 2008 y 2012, de las tortugas fallecidas en el año 2005 solo 3 tienen exámenes de cultivo sin antibiograma y se detectó *Pseudomona sp*, se supone se tomó este diagnóstico en general y se trataron todas las tortugas de la misma forma.

E.Coli es una de las causas principales de enfermedades o mortalidad de tortugas, ya que actúan directa o indirectamente, desencadenando patologías graves (Raidal & Ojara, 1998), ya que en los resultados de laboratorio se encontró *E.Coli* se debe tener en cuenta para evitar la mortalidad de las tortugas.

La gastritis fibrinosa se asocia con infecciones bacterianas causadas principalmente por *Proteus sp.*, *Vibrio alginolyticus*, y *Staphylococcus sp* (Monagas, 2007) Al encontrar *Proteus sp.* y *Staphylococcus sp.* en algunos resultados de laboratorio se deben tratar de la forma más correcta para evitar este tipo de problemas como la gastritis fibrinosa.

Granados, Moreno y Brieva en el 2012 sugieren que EUC es una causante de ESUC, reportan que se han realizado varios estudios pero no se ha determinado lo que realmente las hace diferente una de la otra; al observar las historias clínicas no se reportó ningún inicio y/o diagnóstico de EUC, solo las úlceras.

El segundo diagnóstico más frecuente fue la septicemia, para Fontanillas en el 2000 es de importancia en quelonios la septicemia producida por bacilos Gram positivos, anaerobios, esporulados y encapsulados pertenecientes al género *Clostridium* y *Clostridium novyi*; en los casos de septicemia no se determinó su etiología fueron diagnósticos clínicos por lo que no se puede determinar el tipo de septicemia solo se puede relacionar con algunos casos de ESUC y EUC.

El principal tratamiento es la debridación y desinfección de las úlceras con Clorhexidina o soluciones iodadas diluidas en agua en una relación de 1:5 (Gurley, 2003), en varias de las tortugas que presentaban úlceras no se reportó la realización de debridaciones de tejidos, pero si se mantuvo un constante tratamiento profiláctico con yodo diluido en agua 1:5, loción a base Digluconato de Clorexidina 0.5% y Loción de Clotrimazol (1.0gr) con Gentamicina sulfato (0.5gr), Betametasona 17 valerato (0.04gr) y Excipientes c.s.p. (100mL) aplicados en tiempos diferentes, por lo que se puede decir que las tortugas si presentaron un correcto tratamiento de las lesiones durante la permanencia en el zoológico.

Boyer en 1996 recomienda como terapia de apoyo al tratamiento profiláctico el uso tópico de cicatrizantes como el Óxido de Zinc, manteniendo al animal fuera del agua el mayor tiempo posible después de la aplicación del tratamiento y bajo condiciones de ventilación, humedad relativa y temperatura ambiental adecuadas. Verdemint® fue uno de los productos que se utilizó en todas las tortugas que se encontraban en tratamiento poblacional, este ungüento es hecho con Bacitracina de Zinc, Óxido de Zinc y Neomicina, de esta forma se contribuía a la cicatrización de los tejidos afectados.

La administración de antibióticos de amplio espectro se toma como un tratamiento para las infecciones bacterianas establecidas o como medida preventiva. Las muestras de diagnóstico (hisopados, muestra de sangre, y/o biopsias) se deben obtener para cultivo y antibiograma antes de comenzar la terapia con antibióticos siempre que sea posible (Fleming, 2008).

Si se selecciona un agente antimicrobiano para aplicarlo a animales exóticos y mamíferos pequeños, se debe tomar en consideración los siguientes aspectos (Göbel, 1996):

- La especie del animal en cuestión y la flora bacteriana normal de este animal.
- Los patógenos que normalmente provocan enfermedades en este animal.
- El sistema orgánico afectado.

- El agente antimicrobiano que pueda ser más eficaz contra el supuesto patógeno.
- La dosis y la vía de administración para el antimicrobiano.

Los tratamientos antibióticos se establecieron con los exámenes realizados y como medida preventiva, los tratamientos fueron prolongados, en su mayoría, y en forma poblacional con antibióticos de amplio espectro como Enrofloxacin, Trimetoprim Sulfa, Oxitetraciclina y Florfenicol.

Las fluoroquinolonas (principalmente Ciprofloxacina y Enrofloxacin) son utilizadas ampliamente por su amplio espectro y su efectividad a dosis bajas. Aunque su estudio en reptiles no es amplio, han sido utilizados para el tratamiento de problemas entéricos, del tracto respiratorio alto e infecciones por *Pseudomona aureoginosa*, *Klebsiella spp*, *Salmonella spp* y *Citrobacter*. Como efectos secundarios, está la irritación del tejido circundante a la aplicación e incluso necrosis a dosis frecuentes; por esto se recomienda hacer la aplicación intramuscular profunda u oral y evitar su uso intramuscular en animales muy pequeños o con poca condición muscular (Rojas, 2011). La temperatura medioambiental influye en el éxito terapéutico de las fluoroquinolonas, ya que de esta depende factores como el sistema inmune y la evolución de las concentraciones plasmáticas de los fármacos, cuando la temperatura es más elevada de lo normal, puede aumentar la velocidad de eliminación de estos antimicrobianos y por consiguiente, su permanencia en el organismo se ve reducida (Prados, 2011).

Otros antibióticos como Trimetoprim y Sulfonamidas se han utilizado en reptiles para el tratamiento de infecciones respiratorias, cutáneas e infecciones por coccidias. Es de anotar que su uso debe evaluarse, ya que pueden generar nefrotoxicidad (Rojas, 2011).

El uso de tetraciclinas en tortugas ha sido poco estudiado, las concentraciones sanguíneas para una tetraciclina en reptiles están disponibles sólo para la Doxicilina en tortugas terrestres de Hermann. En estudios realizados se dice que *Pseudomona Aeruginosa* y *Salmonella spp.* son resistentes; pero en dosis de 8.9 mg/ml y 5.6 mg/ml, funcionan contra *Staphylococcus* y *Klebsiella*, respectivamente (Rojas, 2011).

Los tratamientos realizados en las tortugas concuerdan con los protocolos que la teoría sugiere, aunque no se tenían exámenes de laboratorio suficientes, y tal vez por eso los tratamientos no fueron eficientes, ya que solo uno de los exámenes mostro la sensibilidad a Ciprofloxacina y Norfloxacina. En los exámenes realizados en el 2008 todos fueron resistentes a Trimetoprim Sulfa, puede suponerse que las demás también y por eso el tratamiento con este antibiótico no fue eficaz. De la misma forma pudo ocurrir con los demás antibióticos.

4.2 Análisis animales en exhibición

4.2.1 Lesiones, diagnósticos, resultados de laboratorio y tratamientos del sistema tegumentario

El eritema es el enrojecimiento de los tejidos de la piel debido a la congestión vascular que haya debajo de la piel. Se puede observar en los reptiles como una tonalidad rosa en las áreas entre escudos en el caso de quelonios; la condición médica más generalizada es la septicemia, también puede ser indicio de hipervitaminosis A o solo infecciones localizadas (Girling, 2003). Boyer en 1996 sugiere que aparte de estos problemas se tengan en cuenta la trombocitopenia, las intoxicaciones o coagulopatías. El eritema cutáneo presentado en las tortugas en exhibición se puede deber a las infecciones bacterianas que se pudieron determinar por los resultados obtenidos en los cultivos, ya que todas se le aisló al menos un agente bacteriano; de los cuales podría decirse que son secundarios a la candidiasis que presentan.

Las características de las cicatrices principalmente son la irregularidad en la superficie y la diferencia de color, que puede ser más clara o más oscura; por lo general en quelonios estas suelen ser de color más oscuro cuando son en el caparazón y más claras en la piel. Se deben tener en cuenta al momento de la ecdisis, ya que por la irregularidad y el cambio de tejido suelen ser causantes de disecdisis (Harkewicz, 2002). Todas las tortugas al momento de los dos exámenes clínicos dermatológicos (2011 y 2012) presentaron

irregularidad en la superficie de caparazón y plastrón, no presentaron secreción, ni descamación; por lo que se pueden diferenciar de úlceras o disecdisis respectivamente.

La disecdisis según Hoppmann en el 2007 es un desprendimiento incompleto o anormal de la piel. La baja humedad y otros factores de estrés, incluyendo disminución de la función tiroidea, parásitos de la piel, las deficiencias nutricionales, las enfermedades infecciosas y la falta de superficies abrasivas adecuadas, pueden contribuir a una ecdisis anormal. En quelonios, a medida que van creciendo deben ir mudando las placas de los escudos de forma completa, cuando este procedimiento se produce de forma irregular es cuando se diagnostica disecdisis, este acumulo de placas favorece la proliferación de bacterias, hongos y/o algas y por ende producir otras enfermedades.

En la enfermedad ulcerativa del caparazón (EUC), las lesiones usualmente involucran únicamente las placas córneas del caparazón, sin afección de las áreas blandas de la piel (Wallach, 1975). En casos leves se presentan cambios de coloración en las placas córneas y úlceras superficiales en el caparazón con bordes oscuros, los animales afectados no presentan cambios aparentes en su comportamiento ni en su consumo de alimento (Frye, 1991), al examen dermatológico no se observó ningún tipo de lesión en áreas blandas de la piel, la lesiones encontradas y síntomas fueron en caparazón y plastrón lo que indica que el diagnóstico fue acertado. La enfermedad ulcerativa del caparazón (EUC) se reporta como consecuencia de esta enfermedad, y esta como causa de la enfermedad septicémica ulcerativa cutánea (ESUC) (Fitzgerald, 2006). Los diagnósticos de disecdisis y EUC se encontraron en la misma cantidad, lo que concuerda con la relación que tienen estas dos

enfermedades, el eritema es un síntoma de septicemia por lo que se demuestra que todo tiene correlación.

Algunos autores como Hoppmann en 2007 indica que *Citrobacter freundii* y *Serratia sp*, pueden ser agentes causales de EUC aunque; investigaciones detalladas indican que esta enfermedad puede ser producida por otros agentes como *Klebsiella sp*, que es normal en las tortugas pero al encontrarla en el cultivo, indica la exacerbación de la misma, que se vuelve patógena y resistente a algunos antibióticos (McManus, 2005). En los cultivos de agentes aerobios realizados se aisló *Citrobacter Freundii*, *Klebsiella ozaenae* y *Serratia liquefaciens*.

Las bacterias Gram negativas son más resistentes a los antibióticos que las Gram positivas, es por esto que se encuentra necesario adquirir en el antibiograma completo (resistencia y sensibilidad) de estas; con la sensibilidad de las Gram positivas es suficiente para lograr establecer un tratamiento antibiótico (Madigan, 2005). Los resultados obtenidos en el laboratorio concuerdan con la teoría, se tienen los antibiogramas necesarios para establecer un tratamiento antibiótico que funcione en bacterias Gram positivas y Gram negativas. Todos los agentes aislados, anaerobios y aerobios, fueron sensibles a la Ceftriaxone, que es una Cefalosporina de tercera generación, lo que indica que actúa en Gram positivos y en Gram negativos (Rojas, 2011).

Las micosis cutáneas son favorecidas por las heridas, la humedad, la hipotermia y la antibioterapia prolongada. Los organismos involucrados son: *Fusarium spp*, *Aspergillus*

spp, *Penicillium spp*, *Oospora spp*, *Trichoderma spp*, *Tricophiton spp*, *Microsporium spp* y la *Cándida spp*. (Barragán, 2002). La candidiasis sistémica influye en la muerte rápida de los reptiles, sobre todo en aquellos con depresión inmune. Hasta la fecha, *Cándida sp*. rara vez causa micosis sistémica en tortugas. (Nardoni, 2008).

Cándida albicans es un hongo que vive sin causar daño en el tracto gastrointestinal de los reptiles. Una revisión sobre la prevalencia de levaduras en reptiles reveló que los intestinos de 80.6% de los animales llevan las levaduras. Pocos informes han abordado las enfermedades fúngicas en tortugas en comparación con los de otros reptiles. Sin embargo, las infecciones se han descrito tanto en cautividad como en las tortugas marinas en su ambiente natural (Chan, 2010).

En los resultados obtenidos en el laboratorio no se especifica el tipo de *Cándida*, pero al presentarse se puede instaurar un tratamiento a la par con los tratamientos antibióticos, es de suponer que esta enfermedad puede ser secundaria porque anteriormente no se muestran diagnósticos fúngicos, pero tampoco se reporta haber realizado exámenes.

Especies de *Cándida* cubren una gama de efectos patológicos como la administración oral, bronquiales, pulmonares, gastrointestinales, candidiasis mucocutánea y sistémica, así como endocarditis y meningitis.

Los tratamientos a estas tortugas fueron de forma aislada a partir del 2008, lo que concuerda con lo dicho por Granados en el 2012, también recomienda que si el tratamiento

no es en el agua, aislar las tortugas afectadas y mantenerlas fuera del agua ayuda a acelerar la recuperación y tenerlas en lugares oscuros para evitar el estrés por estar fuera del agua. Las tortugas que se encontraron en tratamiento en el agua con Florifen® (Florfenicol) fueron tratadas en el mismo encierro (aviario) ya que todas estaban afectadas; solo una se aisló y se mantuvo en cuarentena pero recibió este mismo tratamiento. Otras tortugas recibieron Florfenicol inyectado (IM) de forma individual y aislada.

El Florfenicol tiene una buena distribución en diversos tejidos, incluyendo el SNC. Son relativamente pocos efectos secundarios los que han sido reportados en mamíferos y se asocian principalmente con el tracto gastrointestinal. Es un antibiótico de amplio espectro y puede ser utilizado oral (diluido en agua) o intramuscular. Un estudio en tortugas marinas comprobó que este antibiótico, para este tipo de tortugas a dosis básica de 30 mg/Kg no es suficiente (Stamper, 2013), pero si llega a tener un efecto mínimo por lo que se puede decir que en especies más pequeñas esta dosis es óptima, como se utilizó en los tratamientos intramusculares de las tortugas en exhibición.

4.3 Análisis de los resultados

4.3.1 Lesiones del sistema tegumentario

El eritema cutáneo es muy común en tortugas en cautiverio, es uno de los principales signos cuando empiezan a tener problemas cutáneos (Girling, 2003), al observar

que todas las que hay en exhibición y algunas fallecidas presentaron esta lesión se puede confirmar lo dicho en la teoría.

Con respecto a las úlceras, son característica principal del ESUC según Girling en 2003 pero Lance en 2009 afirma que no siempre que hay úlceras, significa que se pueda diagnosticar ESUC, depende del agente causal y el compromiso que esta traiga; lo que concuerda con los resultados obtenidos en las tortugas fallecidas y ya que las tortugas en exhibición que presentaron este signo en el mismo año que la mayoría de las fallecidas, se atribuye a que efectivamente las úlceras son una característica común del ESUC pero también se puede pensar que con las tortugas, que su diagnóstico solo fue clínico se pudo errar en el mismo y fueron mal diagnosticadas ya que no depende solamente de la presencia o no de úlceras.

4.3.2 Diagnósticos en el sistema tegumentario

La disecdisis es uno de los principales problemas que sufren en general todos los reptiles que se encuentran en cautiverio, su principal causa es medioambiental seguida por la nutricional (Jackson, 1981). Al encontrar bajos índices de esta enfermedad en las tortugas fallecidas se podría decir que es algo actual, pero el índice de ESUC en las tortugas fallecidas indica que probablemente pudieron padecerla antes y no fue reportada. Los animales se infectan cuando sufren alguna abrasión en la piel y estas lesiones adquiridas pueden producir complicaciones secundarias como septicemia, las lesiones en la piel

pueden llevar a los animales a septicemia y muerte (Norton, 2005). Esto puede explicar la causa de la muerte de las tortugas que presentaron úlceras y abscesos, y que fueron diagnosticadas con septicemia; y porque en la actualidad no presentan estos cuadros de septicemia ya que los casos de abscesos (1) y úlceras (2) se han tratado y diagnosticado correctamente.

4.3.3 Resultados de laboratorio y tratamientos

La Enrofloxacin es uno de los antibióticos más usados en reptiles, es un antibiótico de amplio espectro que funciona muy bien en bacterias Gram negativas y por esto es el medicamento de elección en los problemas bacterianos de los reptiles (Martínez, 1994), el inicio de tratamiento con Enrofloxacin fue acertado como primera medida y seguir usando antibióticos de amplio espectro es una buena opción, ya que según Mader en el 2006 cuando no se tiene apoyo de resultados de laboratorio lo correcto es probar con diferentes, también sugiere que si a los 15 días estos antibióticos no producen ningún cambio probablemente ya haya resistencia. Estos antibióticos pueden ser usados hasta por 35 días consecutivos cuando es de forma oral (Carpenter, 2006). Ya que se probaron con diferentes antibióticos los exámenes debieron realizarse antes.

La resistencia bacteriana es caracterizada por una susceptibilidad parcial o total de los microorganismos al efecto del antibiótico generado principalmente por el uso indiscriminado e irracional de éstos y no sólo por la presión evolutiva que se ejerce en el uso terapéutico (Burke, 2000). Los tratamientos realizados de forma poblacional no fueron

indiscriminados, ya que se usaron de manera correcta pero de haber realizado los exámenes antes se hubiera podido determinar un tratamiento antibiótico más específico antes.

No hubo infecciones fúngicas en común, ya que a las tortugas fallecidas no se les realizó dicho examen de igual forma las infecciones fúngicas son poco frecuentes, excepto las dermatológicas, especialmente cutáneas, pulmonares y orales. El diagnóstico se establece por cultivo e identificación fúngica con panel de sensibilidad a antifúngicos. Se ha descrito tromboembolismo micótico, candidiasis gástrica (rara en reptiles); enteritis necrótica por zigomicetos (rara). En muchos de estos casos se recomienda evaluar el manejo, estrés e inmunodepresión subyacente. Se ha reportado tromboembolismo bacteriano (también micótico), frecuente en reptiles, incluidos tortugas con ESUC (Sallés, 2011). La presencia de ESUC en las tortugas fallecidas y la presencia de *Cándida* sp en las tortugas en exhibición pueden tener relación, y debido a que no se habían tomado exámenes fúngicos no se sabía de su existencia.

5. CONCLUSIONES

Al realizar el análisis retrospectivo se determinó que las patologías dermatológicas de origen bacteriano encontradas fueron ESUC, EUC y septicemia; ESUC fue la patología bacteriana que estuvo apoyada por los hallazgos en lesiones y exámenes de laboratorio, y se descartaron las patologías dermatológicas de origen fúngico y ectoparasitario.

Se puede decir que el aumento de muertes de los años 2005 y 2008 se debió a los casos de septicemia reportados como segundo diagnóstico más frecuente en las tortugas fallecidas. Ya que para el año 2005 no se había establecido un examen dermatológico para tortugas, posiblemente al arribo de estas tortugas no se examinaron adecuadamente y por eso no se reporta ninguna enfermedad en el momento de la llegada de la tortuga al zoológico.

Con las tortugas de exhibición se llevó a cabo todo el protocolo, desde la revisión de la historia clínica hasta los exámenes de laboratorio. Se identificó que las enfermedades presentes fueron el EUC de origen bacteriano, Dermatitis fúngica por *Cándida* sp. y disecdisis la cual se debe evaluar su causa, ya que los factores ambientales y nutricionales no fueron tenidos en cuenta para este estudio.

Al comparar el análisis retrospectivo, con el análisis de las tortugas en exhibición se puede determinar que aún hay agentes bacterianos en común como *Citrobacter*, que se han realizado los tratamientos profilácticos como se debe, pero que no se tuvo en cuenta sino

hasta después del 2008 que se debía realizar tratamiento de forma más individual.

La comparación de lesiones, diagnósticos, resultados de laboratorio y tratamientos año tras año sirvió para determinar la evolución positiva de las enfermedades ya que las que se presentaban en las tortugas fallecidas ya no se presentan en las de exhibición. Se puede concluir que hay cierta resistencia a varios antibióticos como el caso de la Enrofloxacin, adquirida a través del tiempo, por lo que no se debería usar como primera medida para los animales que presente algún tipo de infección bacteriana. Se debería siempre que una tortuga llegue al zoológico, después del examen clínico, si presenta algún síntoma sospechoso de enfermedad cutánea, un cultivo con antibiograma para determinar el tratamiento exacto que necesite.

Las cicatrices en las tortugas en exhibición demuestran la satisfactoria evolución de las enfermedades dermatológicas anteriores por lo que se concluye que los tratamientos profilácticos con ungüento a base de Bacitracina de zinc (675.5 mg), Neomicina (500 mg) y Óxido de zinc (15 gr), loción a base Digluconato de Clorexidina 0.5%, emulsión de Aceite de Hígado de Bacalao, Palmitato de Vitamina A y Vitamina D3 equivalente a: Retinol (vitamina A) 22,610 UI, Colecalciferol(vitamina D3) 2, 261UI y Fosfato de Calcio equivalente a: Calcio 890 mg, Fósforo 642 mg y loción a base de Clotrimazol (1.0gr), Gentamicina sulfato (0.5gr), Betametasona 17 valerato (0.04gr) y Excipientes c.s.p. (100mL) han ayudado al mejoramiento de sus enfermedades cutáneas.

Los aislamientos realizados también confirman la evolución, ya que la carga bacteriana ha disminuido, en los diferentes cultivos realizados se pueden comparar todos

los agentes encontrados; en la actualidad no se encontraron resultados de *Pseudomona Aeruginosa*, *E.Coli*, *Enterococcus sp.*, *Citrobacter sp.*, *Proteus sp.*, Diplococos sp Gram negativos, bacilos Gram negativos, cocos Gram positivos y levaduras.

El Ceftriaxone fue el antibiótico que demostró ser el más adecuado para combatir las bacterias aisladas en el cultivo y antibiograma en las tortugas en exhibición y en compañía de un tratamiento antimicótico podrían solucionar los problemas dermatológicos de origen bacteriano y fúngico actuales.

6. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar el examen clínico dermatológico siempre que llegue alguna especie de quelonio, sobre todo si es semi-acuático ya que estos presentan la mayor cantidad de problemas dermatológicos, por lo que siempre es importante la cuarentena de los animales que arriben al zoológico.

Se debe procurar siempre que se encuentre alguna sospecha de enfermedad fúngica o bacteriana, un cultivo para determinar agente y sensibilidad, de esta forma no se creara resistencia a ningún medicamento y si se solucionara el problema de manera más rápida.

Los factores medio ambientales y nutricionales son muy importantes en toda clase de reptil por lo que es importante realizar una evaluación de los mismos para corregirlos y que vayan de la mano con los tratamientos antibacterianos y antifúngicos que se vayan a realizar.

Un tratamiento específico para los problemas actuales seria el Ceftriaxone, según la teoría al ser una cefalosporina de tercera generación, trabaja muy bien contra agentes Gram negativos, su acción es variable en Gram positivos pero con los resultados obtenidos en el laboratorio se pudo determinar que todos son sensibles a este medicamento. En reptiles se ha probado que es efectivo y no generar mayores efectos secundarios en animales con función hepática y renal intacta. Las vías de administración son variadas. Puede causar

dolor en la inyección IM, la inyección SC probablemente es menos dolorosa. Se mantiene en el congelador y se debe alcanzar la temperatura ambiente antes de inyectarlo, la dosis específica es 50 mg/kg SC por 7 días, si el animal tiene problemas renales se recomienda disminuir la dosis según dice la teoría, se podría llevar a cabo el tratamiento con esta dosis y volver a evaluar la situación de los problemas cutáneos que presentan.

La Nistatina es el tratamiento específico para la infección con *Cándida* sp. a una dosis de 100.000 UI/Kg PO cada 24 horas por 10 días, también se puede usar tópico pero se debe tener en cuenta que se puede introducir al agua por lo menos 6 horas después de aplicado el tratamiento por lo que sería importante apartarlas del terrario mientras se aplica este medicamento.

En estudios anteriores en el zoológico se determinó que las principales causas de mortalidad en los reptiles, fueron de posible origen bacteriano, presentándose principalmente lesiones en el hígado, pulmón y tracto gastrointestinal, que en la gran mayoría de casos termino en septicemia. Por lo que es importante mantener un monitoreo, de ser posible cada 6 meses para controlar estas infecciones y que no conlleven a la muerte de los ejemplares. También cada que se implemente un tratamiento anotar en la hoja de control que cada animal lleva, inicio y finalización del tratamiento, dosis base, dosis total y evolución del paciente para que cuando se presenten futuros problemas se tenga certeza de que se ha hecho y que no.

Esta investigación indica la importancia de estos problemas y sugiere el seguimiento

continuo para seguir evolucionando y cada vez mejorar las condiciones de estos animales en cautiverio.

7. LISTA DE REFERENCIAS

Barnett, S. (2003) Terrapins tales. Shell infections: When they are chinks in the armor. Inglaterra.
p. 1-3

Barragan, K. B. (2002). Enfermedades de los reptiles y anfibios. Boletin del Grupo de Estudio de
Animales Silvestres (GEAS)., 3(1 - 6), 18 - 26.

Bensignor, E. (2010). Dermatologia de los NAC. Zaragoza, España: Servet.

Bielli, M. (2001). Reptiles Day 2001. Artículo di Dott. Retrieved agosto 2012, from RETTILI:
<http://www.serpenti.it/rivista/pdf2/numero2.pdf>

Boyer, T. (1996) Turtles, tortoises and terrapins. En: Mader D. Reptile Medicine and Surgery.
USA: Saunders Company.

Bruns, P., Poyatos, R., & García , F. (2005). Las tortugas. Madrid, España: ELSEVIER.

Burridge Mj, Simmons, L-A. (2001). Control and eradication of exotic tick infestations of reptiles,
Proc Assoc Reptil Amphib 21-23.

Burke A. (2000). Antibiotic Resistance. Medical Clinic of North America 84(6): November.

Capdevila, L., Iglesias, A., Orueta, J.F. & Zilletti, B. 2006. Especies exóticas invasoras: diagnóstico y bases para la prevención y el manejo. Organismo Autónomo Parques Nacionales, Ministerio de Medio Ambiente, Madrid.

Carpenter, J. (2006). Formulario de animales exóticos (3era ed.). Buenos Aires, Argentina: Inter-Medic

Chan Tse. Hsuani S. Chang S. Lin P. Wang L. (2010). Case report: Systemic Candidiasis in a Captured Yellow-Headed tortoise (*indotestudo elongate*). Taiwan Vet Journal. 37 (1). P 30-35.

Cheeran, J. V. (2008). Textbook of Wild and Zoo Animals : Care and Management (2da ed.). Uttar Pradesh, India: INTERNATIONAL BOOK DISTRIBUTING CO.

Cliford T. Richard A. (2008). Bioestadística. 1º Edición. Ed, Pearson educación. México.

Cooper, J. (2006). Dermatology. In: Mader, D. Reptile Medicine and Surgery (2da ed.). St Louis Missouri: ELSEVIER

Fitzgerald K. (2006). Disecdisis. In: Mader, D. Reptile Medicine and Surgery (2da ed.). St Louis Missouri: ELSEVIER

Fleming G. (2008). Clinical Technique Chelonian Shell Repair. Journal of Exotic pet Medicine. Vol 17 No. 4. Octubre. P 246-258.

Fontanillas Pérez, J. C., García Artiga, C., & de Gaspar Simón, I. (2000). *Los Reptiles: Biología, Comportamiento y Patología*. Madrid, España: Mundi-Prensa.

Frye PL. (1991). Bacterial diseases of captive reptiles. In: Kirk MW editor. *Current veterinary therapy, small animal practice*. 5th ed. Philadelphia: Saunders. p. 627

Girling, S. 2003. *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. Berlin: Blackwell Publishing Ltd.

Göbel T. (1996) Clinical use of fluoroquinolones in exotic animals and small mammals. *Suppl Compend Contin Educ Pract Vet* Vol. 18 (2): 49-57.

Granados J. L. Moreno O. G. Brieva C. I. (2012) Lesiones ulcerativas cutáneas en tortugas dulceacuícolas. *RFMVZ*. Vol 60, No 1.

Gray, J.E. (1856). *Catalogue of Shield Reptiles in the Collection of the British Museum. Part I. Testudinata (Tortoises)*. British Museum. London. 79 pp.

Greenacre, C. (2011). *Avian and Exotic Animal Dermatology*. En: Hnilica, K. *Small Animal Dermatology: A color atlas and therapeutic guide*. St. Louis: ELSEVIER

Greiner, E. (2006). *Parasitology*. En: Mader, D. *Reptile Medicine and Surgery* (2da ed.). St Louis Missouri: ELSEVIER

Harvey, R., & McKeever., P. (2001). A Colour Handbook of Skin Diseases of the Dog and Cat. Minnesota: GRASS

Hill, P. (2002). Small animal Dermatology “a practical guide to the diagnosis and management of skin diseases in dogs and cats” United Kingdom: Butterworth/Heinemann.

Hoppmann E, Barron W. (2007). Dermatology in Reptiles in: Journal of Exotic Pet Medicine, Volume 16, Issue 4, October. Pages 210-224

Humboldt. (2001). Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Retrieved febrero 09, 2012, from www.humboldt.org.co/conservacion/libros_rojos

Jackson OF. (1981). Nutritional diseases. In: Cooper JE. Jackson OF (eds): Diseases of the reptilia. Vol2. London Academic Press. P 409-428.

Jepson, L. (2009). Exotic animal medicine. Philadelphia, USA: ELSEVIER.

Jofré M, Leonor et al, (2009). Acarosis y zoonosis relacionadas. Rev. chil. infectol. [online]. vol.26, n.3, pp. 248-257.

Johnson Delaney, C. A. (2008). Exotic companion medicine handbook. Florida: Zoological Education Network.

Köbölkuti L.B., G.Á. Czirják, D. Cadar, A. Ungvári, A. Uricaru. (2008). Septicemic/systemic cutaneous ulcerative diseases (scud) in captive red eared slider (*trachemys scripta elegans*) – first report in Romania. *Buletin USAMV Veterinary Medicine*, 65(2).

Kottwitz, J., & Coke, R. (2007). *Unusual Pet Care* (Vol. 2). Florida: Zoological Education Network

Lance J. Scott S. (2009). *Exotic Animal Medicine: A quick referense guide*. 1^o Edicion. Edimburgo. ELSEVIER

Lutz, P. (1997). *The biology of sea turtles*. USA: Library of Congress Card Number. p. 363-386

Mader, D. R. (2006). *Reptile Medicine and Surgery* (2da ed.). St Louis Missouri: ELSEVIER

Madigan M. Martinko J. (2005). *Brock Biology of Microorganisms*. 11^o edición. Prentice Hall.

Martinez Silvestre, A., & Soler Massana, J. (2008). Enfermedades infecciosas y parasitarias en tortugas. *Consula de difusión veterinaria* (150), 43 - 54.

Martinez A. Marco A. Mateu E. (1994). Septicemia por *pseudomonas fluorescens*

En una iguana común. *Clínica veterinaria de pequeños animales*. Vol. 14, Núm. 1. Enero-Marzo. p. 27-30

McManus, C. (2005). Antimicrobial Therapy in Reptiles. UFL - college of veterinary medicine, 3-5

Mitchell A, M., & Diaz Figueroa, O. (2004). Wound management in the reptiles. *The Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, 23-140.

Nardoni S. Papini R. Marcucci G,M. Mahcianti F. (2008). Survey on the fungal flora of the cloaca of healthy pet reptiles. *Rev. Med Vet.* 159. 3. P 159 -165

Norton T. (2005). Chelonian Emergency and Critical Care. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol 14, No 2 (April), 2005: pp 106–130

O'Malley, B. (2005). *Clinical anatomy and physiology of exotic Species* . Oxford: Elsevier.

Orós, J. (2008). *Atlas de patología de reptiles*. Buenos Aires, Argentina: Inter-Medica.

Otero Llende, G., & Bengoa Rodríguez, A. (2001). Clínica de tortugas terrestres. VII Congreso Anual de la Sociedad Española de Medicina Interna Veterinaria, (pág. 41). Las Palmas de Gran Canaria.

Paré, J. Singler, L. Mader, D. (2006) *Microbiology: Fungal and Bacterial Diseases of reptiles*. En: Mader, D. R. *Reptile Medicine and Surgery* (2da ed.). St Louis Missouri: ELSEVIER

Prados Ana P., WaxmonS. (2011). *Terapéutica antimicrobiana en reptiles*:

Fluoroquinolonas. Síntesis de noticias veterinarias. *Correo Argentino*. 44: 21-23.

Pecor, K. (2003). "Emydidae" (on-line), Web Diversidad de los Animales. "Emydidae" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado el 26 de julio 2012 a las <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Emydidae.html> Accessed July 26, 2012 at <http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Emydidae.html>

Raidal, S. R., M Ojara R. P Hoblos y R. Prince. (1988). Gram negative bacterial infections and cardiovascular parasitism in green sea turtles (Cheloniemydas). *Australian Veterinary Journal*. 76: 415-417

Rataj et al. (2011): Parasites in pet reptiles. *Acta Veterinaria Scandinavica* 53:33.

Rojas-Santos L. (2011). Apuntes sobre el abordamiento terapéutico antimicrobiano en reptiles. En: Mem. Conf. Interna Med. Aprovech. Fauna Silv. Exot Colombia. 8:2. p 5-9.

Rosenthal, K., Forbes, N., Frye, F., & Lewbart, G. (2008). *Exotic animal medicine and husbandry*. Londres, UK: Manson Publishing.

Sallés C. (2011). Sinópsis sobre la obtención, evaluación y anotación preliminares sobre patologías frecuentes de la fauna salvaje, exótica, y de zoológico: anfibios, aves, mamíferos, y reptiles. Mem Conf Interna. Med. Aprovech. Fauna silv. Exot, Conv. 7:2. P

45-129.

Scheyer, T. M. Sander, P. M.(2007). Shell bone histology indicates terrestrial palaeoecology of basal turtles. *Proc Biol Sci.* Agosto 7; 274(1620): 1885–1893

Schumacher, J. (2003). Fungal diseases of reptiles. *The veterinary clinics: Exotic animal practice* , 327–335.

Schilligel L. (2010). Dermatología en reptiles. En: Bensignor, E. *Dermatología de los NAC.* Zaragoza, España: Servet.

Seidel, M, E. (2002) Taxonomic observations on extant species and subspecies of slider turtles, genus *trachemys*. *Journal of Herpetology*, Vol 6, No 2, pp 285-292. Copyright 2002 Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

Silvestre, A. M. (2000). *Manual clinico de reptiles.* Barcelona, España: GRASS-IATROS.

Siria Hernández, C., & Perez Camacho, G. (2002). Problemas clínicos más comunes de las tortugas mantenidas como mascotas. *AMMVEPE*, 13(2), 56 - 64.

Stamper MA, Papich MC, Lewbart CA, May SB, Plurnmer 00, Stoskopf MK. (2003) Pharmacokinetics of florfenicol in loggerhead seaturtles (*Caretla carelta*) after single intravenous and intramuscular injections. *I Zoo Wildl Med.* 34(1):38.

Stewart JS. (1990) Anaerobic bacterial infection in reptiles, *Journa zoo Wild Med.* 21:80-184.

Wallach JD. 1975. The Pathogenesis and Etiology of Ulcerative Shell Disease in Turtles. *J. Zoo. Anim. Med.* 6:11-13.

ANEXOS

ANEXO 1. Resultados de las historias clínicas y necropsias de las tortugas fallecidas

ID. Tortuga.	Historial clínico				Necropsia			
	Examen dermatológico arriba	Historial lesiones dérmicas	Diagnóstico presuntivo	Tratamiento dermatológico y exámenes relacionados	Fecha fallecimiento Y Diagnóstico	Lesiones en piel	Histopatología	Otros exámenes relacionados
No.05 T.S. Elegans	21-05-03 Norm al.	26-Jun-03 Manchas claras en capazón	Presencia de hongos.	2-Jun-03 Baxidin® y Dermosyn® por 1 mes	26-Ene-2004 Obstrucción	S.C.P.A	No se realizó	Ninguno.

				<i>Ningún examen.</i>					
<i>.03.</i>	<i>No</i>	<i>211-05-03</i>	<i>Ningún cambio reportado.</i>	<i>Ningu no.</i>	<i>Ningun o.</i>	<i>27-Sep-2004</i>	<i>S.C.P.A</i>	<i>Neumonía crónica abscesada.</i>	<i>Ningu no.</i>
<i>T.C.</i>	<i>Norm al.</i>					<i>Hipoproteinemia</i>			
<i>Ca llirostris</i>						<i>Muerte súbita</i>			
<i>.00</i>	<i>No</i>	<i>Sin historia clínica</i>	<i>Sin historia clínica</i>	<i>Sin historia clínica</i>	<i>Sin historia clínica</i>	<i>12-Mar-2005</i>	<i>S.C.P.A</i>	<i>No establecido por autolisis de tejidos.</i>	<i>Ningu no.</i>
<i>T.C.</i>						<i>Enfisema pulmonar</i>			
<i>Ca llirostris</i>									
<i>No</i>	<i>20-</i>	<i>Ningún</i>	<i>Ningu</i>	<i>Ningun</i>	<i>Ningun</i>	<i>07-Jun-</i>	<i>Capara</i>	<i>No se</i>	<i>Ningu</i>

.00	<i>Jun-2004</i>	<i>cambio</i>	<i>no.</i>	<i>o.</i>	<i>05</i>	<i>zón y plastrón</i>	<i>realizó</i>	<i>no.</i>
<i>T.</i>	<i>Norm</i>	<i>reportado.</i>			<i>Muerte</i>	<i>de consistencia</i>		
<i>C</i>	<i>al.</i>				<i>súbita</i>	<i>blanda</i>		
<i>Ca</i>								
<i>llirostris</i>								
<i>No</i>	<i>20-</i>	<i>Ningún</i>	<i>Ningu</i>	<i>Ningun</i>	<i>05-Jul-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>Proceso</i>	<i>Ningu</i>
.85	<i>Jun-2004</i>	<i>cambio</i>	<i>no.</i>	<i>o.</i>	<i>2005</i>	<i>en M.P.D y</i>	<i>septicémico de</i>	<i>no.</i>
<i>T.</i>	<i>Norm</i>	<i>reportado.</i>			<i>Septice</i>	<i>miembros</i>	<i>origen</i>	
<i>S</i>	<i>al.</i>				<i>mia.</i>	<i>anteriores</i>	<i>bacteriano.</i>	
<i>El</i>								
<i>egans</i>								
<i>No</i>	<i>20-</i>	<i>30-Jun-</i>	<i>SCUD</i>	<i>01-Jul-</i>	<i>18-Jul-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>Neumon</i>	<i>Ningu</i>
.80	<i>Jun-2004</i>	<i>04</i>	<i>04</i>	<i>04</i>	<i>2005</i>	<i>y zonas rojizas</i>	<i>ía</i>	<i>no.</i>
<i>T.S</i>	<i>Norm</i>	<i>Ulceras</i>		<i>Dermo</i>	<i>Neumon</i>	<i>en plastrón.</i>	<i>granulomatosa</i>	
<i>al</i>		<i>en plastrón y</i>		<i>syn® por 1</i>	<i>ía.</i>		<i>de origen</i>	

<i>. El egans</i>		<i>absceso en M.A.D</i>		<i>mes Ningún examen</i>			<i>bacteriano</i>	
<i>.04 T.S . El egans</i>	<i>No 19- Abr-2004 Norm al</i>	<i>Enrojecimiento del plastrón</i>	<i>USD</i>	<i>11- Ago-05 - Enrofloxacina 10%. 1 gota PO. Por 20 días. - Limpieza con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon®</i>	<i>11-Sep- 2005 Hepatiti s.</i>	<i>Escoria ciones, resequedad y hongos en el caparazón.</i>	<i>Gastriti s crónica ulcerativa. Hepatiti s necrótica mononuclear multifocal. Cristaluria y Proteinuria.</i>	<i>Ningu no.</i>

				<p>por 1 mes.</p> <p>No se realizó ningún examen.</p>				
.84	<p>20- Jun-2004</p> <p>Norm al</p>	<p>10-Ago-05</p> <p>Ulceras en caparazón y plastrón</p>	<p>SCUD</p>	<p>11-Ago-05</p> <p>- Enrofloxacin</p> <p>10%. 1 Gota. PO. Por 20 días.</p> <p>- Limpieza con Yodo diluido, Verdemint® y</p>	<p>17-Nov-2005</p> <p>Hepatitis</p> <p>SCUD</p>	<p>Zonas de pérdida de la densidad compatible con SCUD</p>	<p>No se realizó</p>	<p>Ninguno.</p>
T.S								
El								

egans				<p><i>Cutamycon®</i></p> <p><i>por 1 mes.</i></p> <p><i>07-</i></p> <p><i>Oct-05</i></p> <p><i>-</i></p> <p><i>Simprobac®</i></p> <p><i>4.8% 0.4ml</i></p> <p><i>diluido en</i></p> <p><i>10ml de agua,</i></p> <p><i>DB: 25Mg/Kg</i></p> <p><i>por 15 días.</i></p> <p><i>No se r</i></p> <p><i>ealizó</i></p> <p><i>ningún</i></p> <p><i>examen.</i></p>				
-------	--	--	--	--	--	--	--	--

<p><i>No</i></p> <p><i>.03</i></p> <p><i>T.</i></p> <p><i>C.</i></p> <p><i>Callirostri</i></p> <p><i>s</i></p>	<p><i>20-</i></p> <p><i>Jun-2004</i></p> <p><i>Norm</i></p> <p><i>al.</i></p>	<p><i>10-Ago-</i></p> <p><i>05</i></p> <p><i>Enrojec</i></p> <p><i>imiento de</i></p> <p><i>plastrón</i></p>	<p><i>SCUD</i></p>	<p><i>11-</i></p> <p><i>Ago-05</i></p> <p><i>-</i></p> <p><i>Enrofloxacina</i></p> <p><i>10%. 1 Gota.</i></p> <p><i>PO. Por 36</i></p> <p><i>días.</i></p> <p><i>-</i></p> <p><i>Limpieza con</i></p> <p><i>Yodo diluido,</i></p> <p><i>Verdemint® y</i></p> <p><i>Cutamycon®</i></p> <p><i>por 1 mes.</i></p> <p><i>No se</i></p> <p><i>realizó ningún</i></p>	<p><i>05-Dic-</i></p> <p><i>2005</i></p> <p><i>Hepatiti</i></p> <p><i>s</i></p> <p><i>EUC</i></p>	<p><i>Zonas</i></p> <p><i>de perdida de</i></p> <p><i>la densidad</i></p> <p><i>compatible con</i></p> <p><i>SCUD</i></p>	<p><i>Estado</i></p> <p><i>de inanición</i></p> <p><i>crónica.</i></p>	<p><i>Ningu</i></p> <p><i>no.</i></p>
--	---	--	--------------------	---	---	---	--	---------------------------------------

				<i>examen.</i>				
<i>No</i>	<i>13- Abr-2004</i>	<i>Ningún cambio reportado.</i>	<i>15- May-05</i>	<i>11- Ago-05</i>	<i>14-Dic- 2005</i>	<i>S.C.P.A</i>	<i>No se realizó</i>	<i>Ningu no.</i>
<i>.05</i>	<i>Norm</i>		<i>Fract</i>	<i>-</i>	<i>Muerte</i>			
<i>T.</i>	<i>al.</i>		<i>ura de</i>	<i>Enrofloxacin</i>	<i>súbita.</i>			
<i>C.</i>			<i>caparazón.</i>	<i>10%. 1 Gota.</i>				
<i>Callirostri</i>				<i>PO. Por 1</i>				
<i>s</i>				<i>mes.</i>				
				<i>-</i>				
				<i>Limpieza con</i>				
				<i>Yodo diluido,</i>				
				<i>Verdemint® y</i>				
				<i>Cutamycon®</i>				
				<i>por 1 mes.</i>				

				<i>No se realizó ningún examen.</i>				
<i>No.02</i> <i>T.S</i> <i>. Elegans</i>	<i>20-Jun-2004</i> <i>Escudo marginal</i> <i>No.08</i> <i>destruido.</i>	<i>Caparazón con ulceras</i>	<i>SCUD</i>	<i>11-Ago-05</i> <i>-</i> <i>Enrofloxacina</i> <i>10%. 1 Gota.</i> <i>PO. Por 1 mes.</i> <i>-</i> <i>Limpieza con Yodo diluido,</i> <i>Verdemint® y Cutamycon®</i>	<i>14-Dic-2005</i> <i>Septicemia.</i>	<i>Presencia de ulceras en caparazón con áreas incoloras.</i> <i>Abscesos en la parte ventral interna.</i>	<i>Absceso hepático, secundario a septicemia.</i> <i>Cristaluria.</i>	<i>Ninguno.</i>

				por 1 mes. Ningún examen.				
. 87 T. Or nata	16- Dic-2005 Norm al	- Absceso en MAD. - Múltiples abscesos (submandibula r, dedo MAD, MPD) - Ulceración de	SCUD	11- Ago-05 - Enrofloxacina 10%. 1 Gota. PO. Por 25 días. - Limpieza con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon®	19-Dic- 2005 Eutanas ia. No respondió a tratamiento, empeoro condición.	Múltipl es abscesos en el plastrón y quijada.	Enferm edad crónica granulomatosa.	Cultiv o plastrón: Pseudomona Aureoginosa Antibi ograma Resist ente: Cepha lotina, Enrofloxacin

		<i>plastrón.</i>		<p><i>por 4 meses.</i></p> <p><i>07-</i></p> <p><i>Oct-05</i></p> <p><i>Simpro</i></p> <p><i>bac® 4.8%</i></p> <p><i>0.4ml diluido</i></p> <p><i>en 10ml de</i></p> <p><i>agua, DB:</i></p> <p><i>25Mg/Kg por</i></p> <p><i>15 días.</i></p> <p><i>16-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>-</i></p> <p><i>Oxitetracilin</i></p> <p><i>a. Por 8 días.</i></p>				<p><i>a,</i></p> <p><i>Trimetropin</i></p> <p><i>sulfa,</i></p> <p><i>Gentamicina,</i></p> <p><i>Norfloxacin,</i></p> <p><i>Ampicilina,</i></p> <p><i>Ciprofloxacina,</i></p> <p><i>a,</i></p> <p><i>Tetraciclina,</i></p> <p><i>Rimfampicina,</i></p> <p><i>a, Doxicilina,</i></p> <p><i>Ranamicina.</i></p> <p><i>Sensibile:</i></p> <p><i>Florfenicol</i></p>
--	--	------------------	--	--	--	--	--	--

				<i>No se realizó ningún examen.</i>				<i>nicol.</i>
<i>.01</i> <i>T.</i> <i>C.</i> <i>Callirostri</i> <i>s</i>	<i>13- Ene-2003</i> <i>Lesión leve en porción proximal de MAD.</i>	<i>Absceso en Plastrón y caparazón</i>	<i>SCUD</i>	<i>11- Ago-05</i> <i>-</i> <i>Enrofloxacina 10%. 1 Gota. PO. Por 25 días.</i> <i>-</i> <i>Limpieza con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon®</i>	<i>20-Dic-2005</i> <i>Desconocido.</i>	<i>Absceso en plastrón y caparazón.</i>	<i>Insuficiencia renal crónica.</i>	<i>Ninguna.</i>

				<p>por 3 meses.</p> <p>16-</p> <p>Dic-05</p> <p>-</p> <p>Oxitetraciclín</p> <p>a por 8 días.</p> <p>No se</p> <p>realizó ningún</p> <p>examen.</p>				
<p>. 82</p> <p>T.S</p> <p>Elegans</p>	<p>20-</p> <p>jun-04</p> <p>Norm</p> <p>al.</p>	<p>30-Jul-</p> <p>05 Absceso en</p> <p>MAD.</p> <p>22-Ago-</p> <p>05 Plastrón y</p> <p>Caparazón</p>	<p>SCUD</p>	<p>30-Jul-05</p>	<p>20-Ene-</p> <p>06</p> <p>Eutanas</p> <p>ia.</p>	<p>Ulcerac</p> <p>iones en</p> <p>caparazón y</p> <p>plastrón.</p> <p>Perfora</p> <p>ción hasta el</p>	<p>No se</p> <p>observaron</p> <p>lesiones</p> <p>histopatológica</p> <p>s compatibles</p> <p>con</p>	<p>No se</p> <p>envió</p> <p>plastrón a</p> <p>histopatologí</p> <p>a.</p>

		<p><i>mala</i></p> <p><i>formación y</i></p> <p><i>múltiples</i></p> <p><i>heridas.</i></p>				<p><i>celoma en</i></p> <p><i>plastrón.</i></p>		
--	--	---	--	--	--	---	--	--

				<p>11- Ago-05 Enroflo xacina 10%. 1 Gota. PO. Por</p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

				<p>11 días.</p> <p>22-</p> <p>Ago-05</p> <p>Limpie za con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon® por 3 meses.</p> <p>07-</p> <p>Oct-05</p> <p>Simpro bac® 4.8% 0.4ml diluido en 10ml de</p>				
--	--	--	--	--	--	--	--	--

				<p>agua, DB: 25Mg/Kg por 3 meses. Se suspende 8 días. 16- Dic-05 Oxitetr aciclina por 8 días. 18- Dic-05 Cultivo : Pseudo</p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

				<i>mona</i> <i>Aureoginosa.</i> <i>30-</i> <i>Dic-05</i> <i>Florfen</i> <i>icol</i>				
<i>.86</i> <i>T.S</i> <i>El</i> <i>egans</i>	<i>20-</i> <i>Jun-05</i> <i>Norm</i> <i>al</i>	<i>30-Jul-</i> <i>05</i> <i>Absceso</i> <i>ventral en</i> <i>miembros</i> <i>anteriores</i> <i>22-Ago-</i> <i>05</i> <i>Deformi</i>	<i>SCUD</i> <i>de origen</i> <i>bacteriano</i>	<i>30-Jul-</i> <i>2005</i> <i>Limpie</i> <i>za con yodo y</i> <i>drenación.</i> <i>11-</i> <i>Ago-05</i> <i>Enroflo</i> <i>xacina 10%. 1</i>	<i>23-Ene-</i> <i>06</i> <i>Hipertr</i> <i>ofia cardiaca,</i> <i>enteritis y</i> <i>neumonía.</i>	<i>Plastró</i> <i>n con</i> <i>ulceraciones</i> <i>múltiples</i> <i>diseminadas.</i>	<i>No hay</i> <i>resultados.</i>	<i>Ningu</i> <i>no.</i>

		<p><i>dad en</i></p> <p><i>caparazón y</i></p> <p><i>plastrón.</i></p>		<p><i>Gota. PO. Por</i></p> <p><i>11 días.</i></p> <p><i>22-</i></p> <p><i>Ago-05</i></p> <p><i>Limpie</i></p> <p><i>za con Yodo</i></p> <p><i>diluido,</i></p> <p><i>Verdemint® y</i></p> <p><i>Cutamycon®</i></p> <p><i>por 3 meses.</i></p> <p><i>Simpro</i></p> <p><i>bac® 4.8%</i></p> <p><i>0.3ml por 3</i></p> <p><i>meses</i></p> <p><i>16-</i></p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

				<p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Oxitetr</i></p> <p><i>aciclina por 8</i></p> <p><i>días.</i></p> <p><i>18-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Cultivo</i></p> <p><i>:</i></p> <p><i>Pseudo</i></p> <p><i>mona</i></p> <p><i>Aureoginosa.</i></p> <p><i>30-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Florfen</i></p> <p><i>icol</i></p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

No	22-	10-Ago-	USD	10-	09-Feb-	Presenc	Hallazg	Ningu
. 11	Ene-04	05		Ago-05	06	ia de lama en	os	no.
T.	Prese	Presenc		Enroflo	Descon	caparazón.	histopatológico	
Ornata	ncia de lama	ia de ulceras		xacina 10%. 1	ocido.		s inespecíficos,	
		en caparazón		Gota. PO. Por			no permitieron	
				20 días.			establecer	
				Limpie			causa de la	
				za con Yodo			muerte	
				diluido,				
				Verdemint® y				
				Cutamycon®				
				por 4 meses.				
				07-				
				Oct-05				
				Simpro				

				<p><i>bac® 4.8%</i></p> <p><i>0.3ml diluido</i></p> <p><i>en 10ml de</i></p> <p><i>agua, DB:</i></p> <p><i>25Mg/Kg por</i></p> <p><i>2 meses. Se</i></p> <p><i>suspende 8</i></p> <p><i>16-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Oxitetr</i></p> <p><i>aciclina por 8</i></p> <p><i>días.</i></p> <p><i>30-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Florfen</i></p>			
--	--	--	--	--	--	--	--

				<i>icol.</i>				
<i>No</i>	<i>Capa</i>	<i>Ningún</i>	<i>Ningu</i>	<i>26-</i>	<i>29-Abr-</i>	<i>Plastró</i>	<i>Necrosi</i>	<i>Ningu</i>
<i>.02</i>	<i>razón</i>	<i>cambio</i>	<i>no.</i>	<i>Feb-08</i>	<i>08</i>	<i>n con s</i>	<i>tubular</i>	<i>no.</i>
<i>T.</i>	<i>deforme.</i>	<i>reportado.</i>		<i>Limpie</i>	<i>Descon</i>	<i>ulceraciones</i>	<i>aguda por</i>	
<i>C.</i>				<i>za con</i>	<i>ocido.</i>		<i>shock.</i>	
<i>Ca</i>				<i>Clorexidina en</i>				
<i>llirostris</i>				<i>caparazón.</i>				
				<i>No se</i>				
				<i>realizó ningún</i>				
				<i>examen.</i>				
<i>No</i>	<i>05-</i>	<i>Ningún</i>	<i>Ningu</i>	<i>Ningun</i>	<i>17-Jun-</i>	<i>Capara</i>	<i>Parasiti</i>	<i>Ningu</i>
<i>.00</i>	<i>Mar-08</i>	<i>cambio</i>	<i>no.</i>	<i>o.</i>	<i>08</i>	<i>zón con</i>	<i>smo.</i>	<i>no.</i>
<i>T.S</i>	<i>Desc</i>	<i>reportado.</i>			<i>Descon</i>	<i>pérdida de</i>	<i>Hepatiti</i>	
<i>. Elegans</i>	<i>amación en</i>				<i>ocido</i>	<i>consistencia.</i>	<i>s necrótica</i>	
	<i>el</i>						<i>multifocal.</i>	

	<i>caparazón.</i>							
<i>No</i>	<i>Norm</i>	<i>Ningún</i>	<i>Ningu</i>	<i>Ningun</i>	<i>01-Jul-</i>	<i>Descam</i>	<i>No se</i>	<i>Ningu</i>
<i>.11</i>	<i>al.</i>	<i>cambio</i>	<i>no.</i>	<i>o.</i>	<i>08</i>	<i>ación en</i>	<i>realizó.</i>	<i>no.</i>
<i>T.S</i>		<i>reportado.</i>			<i>Deshidr</i>	<i>caparazón</i>		
<i>. Elegans</i>					<i>atación.</i>			
<i>No</i>	<i>20-</i>	<i>Ningún</i>	<i>Defici</i>	<i>20-</i>	<i>18-Ago-</i>	<i>Erosión</i>	<i>Hígado</i>	<i>Ningu</i>
<i>.03</i>	<i>Jun-07</i>	<i>cambio</i>	<i>encia de</i>	<i>Jun-07</i>	<i>08</i>	<i>en el</i>	<i>graso.</i>	<i>no.</i>
<i>T.</i>	<i>Despr</i>	<i>reportado.</i>	<i>Calcio.</i>	<i>Aplicac</i>	<i>Muerte</i>	<i>caparazón</i>	<i>Falla</i>	
<i>C.</i>	<i>endi-miento</i>			<i>ión tópica de</i>	<i>súbita.</i>		<i>renal.</i>	
<i>Callirostri</i>	<i>del estrato</i>			<i>emulsión</i>				
<i>s</i>	<i>corneo del</i>			<i>Scott® por 4</i>				
	<i>caparazón.</i>			<i>meses.</i>				
				<i>No se</i>				
				<i>realizó ningún</i>				
				<i>examen.</i>				

No .22 T. C. Callirostri s	15- Ago-08 Norm al	Ningún cambio reportado.	Ningu no.	Ningun o.	23-Ago- 08 Descon ocido.	S.C.P.A	Proceso septicémico con severa deshidratación.	Ningu no.
No .96 T. C. Callirostri s	14- Ago-08 Ulcer as en caparazón.	Ningún cambio reportado	SCUD	Ningun o.	15-Ago- 08 Insuficie ncia renal crónica. Hepatiti s granulomatosa. Hemorr	Ulceras en caparazón.	Septice mia.	Ningu no.

					<i>agia pulmonar.</i>			
<i>No</i>	<i>07-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>USD</i>	<i>04-</i>	<i>30-Ago-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>No se</i>	<i>Ningu</i>
<i>.04</i>	<i>Nov-07</i>	<i>en caparazón.</i>		<i>Jun-08</i>	<i>08</i>	<i>en caparazón.</i>	<i>realizó.</i>	<i>no.</i>
<i>T.S</i>	<i>Algun</i>			<i>Limpie</i>	<i>Septice</i>			
<i>.Elegans</i>	<i>as áreas de</i>			<i>za con</i>	<i>mia.</i>			
	<i>descamación</i>			<i>Baxidin® y</i>				
	<i>de en el</i>			<i>Dermosyn®</i>				
	<i>caparazón.</i>			<i>por tiempo</i>				
				<i>indefinido.</i>				
<i>No</i>	<i>15-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>USD</i>	<i>Ningun</i>	<i>23-Oct-</i>	<i>Ulceras</i>	<i>No se</i>	<i>Ningu</i>
<i>.12</i>	<i>Ago-08</i>	<i>en plastrón</i>		<i>o.</i>	<i>08</i>	<i>y resequead</i>	<i>realizó.</i>	<i>no.</i>
<i>T.</i>	<i>Norm</i>				<i>Inanició</i>	<i>en plastrón.</i>		
<i>C.</i>	<i>al.</i>				<i>n.</i>			
<i>Callirostri</i>								
<i>s</i>								

.06	19- Abr-04 Norm al.	22-Jul- 05 Absceso en parte dorsal derecha del cuello y absceso a nivel del hombro izquierdo.	Septic emia bacteriana	23-Jul- 05 Baño con Clorexidina. 24-Jul- 05 Drenaj e del absceso del hombro. 03- Ago-05 Extirpa ción de masa del cuello.	13-Sep- 08 Descon ocido.	Capara zón áspero y opaco.	Hepatiti s granulomatosa de posible origen bacteriano. Parasiti smo.	Ningu no.
-----	----------------------------------	---	----------------------------------	--	---------------------------------------	----------------------------------	---	--------------

				<p><i>Limpieza con yodo diluido y Baxidin®.</i></p> <p><i>03-Ago-05</i></p> <p><i>Cultivo absceso cuello:</i></p> <p><i>Pseudomonas Sp.</i></p> <p><i>11-Ago-05</i></p> <p><i>Enrofloxacin 10%. 1</i></p>				
<i>T.S</i>								
<i>. Elegans</i>								

				<p><i>Gota. PO. Por</i></p> <p><i>11 días.</i></p> <p><i>22-</i></p> <p><i>Ago-05</i></p> <p><i>Limpie</i></p> <p><i>za con Yodo</i></p> <p><i>diluido,</i></p> <p><i>Verdemint® y</i></p> <p><i>Cutamycon®</i></p> <p><i>por tiempo</i></p> <p><i>indefinido.</i></p> <p><i>Simpro</i></p> <p><i>bac®</i></p> <p><i>4.8%</i></p> <p><i>0.3ml diluido</i></p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

				<p>en 10ml de agua, DB: 25Mg/Kg por 2 meses. Se suspende 8 días. 16- Dic-05 Oxitetr aciclina por 8 días. 30- Dic-05 Florfen icol</p>				
--	--	--	--	--	--	--	--	--

				<p>27- Jun-07</p> <p>Enroflo xacina 5%. 0.03ml. IM. Por 5 días.</p> <p>28-Jul- 08</p> <p>Limpie za con Clorexidina. Aplicación de Cutamycon®</p>				
	22- Ene-04	15-Jun- 05	SCUD	15- Jun-05	10-Feb- 09	Capara zón con	Reacció n inflamatoria	10- Feb-09

<p>.13 No T. C. Callirostri s</p>	<p>Capa razón con presencia de lama y/u hongos.</p>	<p>Herida en MPD. 29- Dic- 08 Capara zón blando y diseminación de ulceras 04-Ene- 09 Ausenci a de la subdermis en MAI, con exposición de</p>		<p>Derma syn® Limpie za con yodo diluido y Baxidin®. 11- Ago-05 Enroflo xacina 10%. 1 Gota. PO. Por 11 días. 22- Ago-05 Limpie</p>	<p>Eutanas ia por SCUD.</p>	<p>descamación, perdida de la continuidad y desgastado, con ulceras en plastrón. Piel con descamación generalizada. Coloración rojiza en agujero femoral derecho.</p>	<p>granulomatosa, con presencia de estructuras Fúngicas (hifas) en sistema respiratorio.</p>	<p>Cultiv o y antibiograma : E.Coli Sensib le: Ciprof loxacina, Norfloxacina. Resist ente:</p>
---	---	--	--	--	---------------------------------	---	--	--

<p>No .13 T. C. Callirostri s</p>		<p>musculo y hueso</p>		<p>za con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon® por tiempo indefinido. Simpro bac® 4.8% 0.3ml diluido en 10ml de agua, DB: 25Mg/Kg por 2 meses. Se suspende 8 días.</p>				<p>Ampic ilina, Gentamicina, Amoxicilina, Enrofloxacin a, Trimetropin Sulfa.</p>
---	--	----------------------------	--	--	--	--	--	--

				<p>16- Dic-05 Oxitetr aciclina por 8 días.</p>				
				<p>30- Dic-05 Florfen icol</p>				
				<p>26-Jul- 08 Ceftiof ur 0.02mL. C/24hrs por 7 dias.IM.</p>				

				<p>16- Dic-08</p> <p>Meloxi cam. 0.02mL. C/24Hrs por 3 días.</p> <p>29- Dic-09</p> <p>Florfen icol. IM. C/24Hrs. 2mL. Por 8 días.</p>				
No .11	23- Ago-11 Zonas	Ningún cambio reportado.	Ningu no.	Ningun o.	18-Sep- 11 Lipidosi	Parte ventral eritematosa	No se realizó	Ningu no.

<i>T. C. Callirostris</i>	<i>eritematosas en los 4 miembros.</i>				<i>s hepática.</i>			
<i>No .07 T.S. Elegans</i>	<i>19-Abr-04 Norm al</i>	<i>10-Ago-05 Ulceras en caparazón</i>	<i>SCUD</i>	<i>11-Ago-05 Enrofloxacin 10%. 1 Gota. PO. Por 20 días. Limpieza con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycin®</i>	<i>27-Sep-11 Shock térmico</i>	<i>Resequedad en el caparazón</i>	<i>No se realizó</i>	<i>Ninguno.</i>

				<p><i>por 4 meses.</i></p> <p><i>07-</i></p> <p><i>Oct-05</i></p> <p><i>Simpro</i></p> <p><i>bac® 4.8%</i></p> <p><i>0.3ml diluido</i></p> <p><i>en 10ml de</i></p> <p><i>agua, DB:</i></p> <p><i>25Mg/Kg por</i></p> <p><i>2 meses. Se</i></p> <p><i>suspende 8</i></p> <p><i>días.</i></p> <p><i>16-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Oxitetr</i></p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

				<p><i>aciclina por 8 días.</i></p> <p><i>30-</i></p> <p><i>Dic-05</i></p> <p><i>Florfenicol.</i></p> <p><i>19-</i></p> <p><i>Mar-2009</i></p> <p><i>Enrove</i></p> <p><i>t® 5%. DB:</i></p> <p><i>5mg/Kg, DT:</i></p> <p><i>0.04mL. IM.</i></p> <p><i>Por 8 días.</i></p> <p><i>16-</i></p> <p><i>Ene-10</i></p>				
--	--	--	--	--	--	--	--	--

				<p><i>Trimetr opin sulfa. DB: 20mg/Kg, DT: 0.16mL. C/24Hrs. 19- Ene-10 Se anestesia para retirar absceso en MAI, se limpian ulceras de caparazón con</i></p>				
--	--	--	--	--	--	--	--	--

				<p>yodo.</p> <p>16-</p> <p>Jun-10</p> <p>Enroje</p> <p>cimiento de</p> <p>plastrón.</p> <p>Florfenicol</p> <p>DB: 25mk/Kg,</p> <p>DT: 0.1mL.</p> <p>Por 7 días.</p>				
.00	<p>23-</p> <p>Ago-11</p> <p>Norm</p> <p>al.</p> <p>No</p>	<p>01-Dic-</p> <p>11</p> <p>Zonas</p> <p>necróticas en</p> <p>los 4</p>	<p>Absce</p> <p>sos.</p>	<p>01-</p> <p>Dic-11</p> <p>Limpie</p> <p>za con</p> <p>Clorexidina</p>	<p>11</p> <p>Septice</p> <p>mia.</p>	<p>18-Dic-</p> <p>Absces</p> <p>os en los 4</p> <p>miembros,</p> <p>perdida de las</p> <p>uñas.</p>	<p>No se</p> <p>realizó.</p>	<p>Ningu</p> <p>no.</p>

<i>T.</i> <i>C.</i> <i>Ca</i> <i>llirostris</i>		<i>miembros.</i> <i>12-Dic-</i> <i>2011</i> <i>Cultivo:</i> <i>Streptoc</i> <i>occus gamma</i> <i>hemolítico,</i> <i>Staphylococcus</i> <i>epidermidis,</i> <i>E.Coli.</i>		<i>14-</i> <i>Dic-11</i> <i>Enroflo</i> <i>xacina 10%,</i> <i>DB: 5mg/g,</i> <i>DT: 0.3mL.</i> <i>C/48Hrs por</i> <i>10 días.</i>				
<i>No</i> <i>.05</i> <i>T.</i> <i>C.</i> <i>Ca</i>	<i>23-</i> <i>Ago-11</i> <i>Manc</i> <i>has</i> <i>eritematosas</i>	<i>11-</i> <i>May-12</i> <i>Inflama</i> <i>ción del MAD y</i> <i>fractura del</i>	<i>Ningu</i> <i>no.</i>	<i>Ningun</i> <i>o.</i>	<i>18-May-</i> <i>12</i> <i>Septice</i> <i>mia.</i>	<i>Ulceras</i> <i>en plastrón.</i>	<i>Shock</i> <i>septicémico.</i>	<i>Ningu</i> <i>no.</i>

<i>llirostris</i>	<i>en MAD.</i>	<i>plastrón.</i>						
<i>No</i>	<i>11-</i>	<i>Ningún</i>	<i>Resec</i>	<i>31-</i>	<i>27-May-</i>	<i>Enrojec</i>	<i>Cambio</i>	<i>Ningu</i>
<i>.02</i>	<i>Mar-09</i>	<i>cambio</i>	<i>amiento.</i>	<i>Mar-09</i>	<i>12</i>	<i>imiento del</i>	<i>graso severo.</i>	<i>no.</i>
<i>T.S</i>	<i>Desc</i>	<i>reportado.</i>		<i>Limpie</i>	<i>Shock</i>	<i>plastrón.</i>		
<i>.</i>	<i>amación</i>			<i>za con yodo y</i>	<i>térmico</i>	<i>Reseca</i>		
<i>El</i>	<i>general,</i>			<i>Emulsión</i>		<i>miento en el</i>		
<i>egans</i>	<i>caparazón y</i>			<i>Scott® por 3</i>		<i>plastrón.</i>		
	<i>plastrón con</i>			<i>meses, luego</i>				
	<i>ondulaciones</i>			<i>un mes más</i>				
				<i>solo con</i>				
				<i>Emulsión</i>				
				<i>Scott®</i>				

Anexo 2. Resultados de historias clínicas y de laboratorio de las tortugas en exhibición

		Historial clínico			Laboratorio			
ID.	Exame	Historial	Exam	Tratami	Hemocu	Cultivo	Cultivo de	Culti
Tortuga.	n	lesiones	en clínico	ento	ltivo y	anaerobios y	secreción	vo de
	dermatológico	dérmicas y	actual y	dermatológico	antibiograma	antibiograma	aerobios y	hongos
	arribo	exámenes	Diagn		(anaero		antibiograma	
		relacionados	ostico		bios)			
			presuntivo					
03	29- Oct-01	23-Jul- 05	2-Nov- 12	Enroflox acina 10%. 1 Gota. PO. Por 20 días. Limpiez a con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon®	Negativo a los 8 días de incubación	Negativ o a los 8 días de incubación	Citrobacter Freundii Sensible: Ceftriaxone, Fosfomicina Resistente:	Creci miento de Cánd ida sp.
Ornata Avi	Norm al	Presenci a de úlceras en el plastrón. 16-Jun- 06	Enroje cimiento del plastrón. Dx. Presuntivo:					

ario		<p>Enrojeci miento del plastrón.</p> <p>04-Nov- 11</p> <p>Cicatrice s en plastrón y caparazón.</p> <p>Enrojeci miento del plastrón.</p> <p>Despren dimiento de algunos escudos en el caparazón.</p>	Principios de USD	<p>por 4 meses.</p> <p>07-Oct- 05</p> <p>Simpro bac® 4.8%</p> <p>0.3ml diluido en 10ml de agua, DB: 25Mg/mL</p> <p>por 2 meses.</p> <p>Se suspende 8 días.</p> <p>16-Dic- 05</p> <p>Oxitetra ciclina por 8 días.</p> <p>30-Dic- 05</p>			<p>penicilina, Gentamicina, Cefalexina, Enrofloxacina, Amoxicilina + ácido Clavulánico.</p>	
------	--	---	----------------------	--	--	--	---	--

		<i>Se diagnostica disecdisis.</i>		<i>Florfeni col.</i> 19-Mar-2009 <i>Enrovet</i> ® 5%. DB: 5mg/Kg, DT: 0.03mL. IM. Por 8 días. 16-Jun-10 <i>Florfeni col</i> DB: 25mk/Kg, DT: 0.08mL. Por 7 días.				
No.	16-	16-Mar-	2-Nov-	10-Feb-	Negativo	Negativ	<i>Klebsiella</i>	<i>Creci</i>

14	Nov-08	09	12	09	a los 8 días de	o a los 8	ozaenae	miento de
T.	Norm	Lesiones	Enroje	Limpiez	incubación	días de		Cánd
Ornata	al	en piel de MPD	cimiento del	a con		incubación	Sensible:	ida sp
Avi			plastrón.	Dermosyn® y			Ceftriaxone,	
ario		30-Mar-		Baxidin®			Fosfomicina	
		09	Dx.				Resistente:	
		Lesión	Presuntivo:	01-Nov-			Penicilina,	
		en la cola	Principios de	09			Gentamicina,	
			USD	Aplicaci			Cefalexina,	
		16-Jun-		ón de Emulsión			Enrofloxacin,	
		06		Scott® cada 8			Amoxicilina +Acido	
		Enrojeci		días.			Clavulánico	
		miento del						
		plastrón						
				16-Jun-				
				10				
		04-Nov-		Florfeni				
		11		col, DB:				
		Cicatrice		25mg/Kg, DT:				

		s en plastrón y caparazón. Enrojecimiento del plastrón. Desprendimiento de algunos escudos en el caparazón. Se diagnostica disecdisis.		0.09mL, Por 7 días.				
No. 83 T. S. Elegans	20-Jun-04 Norm al	30-Jul-05 Absceso a nivel ventral	2-Nov-12 Enroje cimiento del	Enroflox acina 10%. 1 Gota. PO. Por 20 días.	Negativo a los 8 días de incubación	Negativ o a los 8 días de incubación	Citrobacter freundii. Sensible:	Creci miento de Cánd ida sp

<p>Avi ario</p>		<p>del hombro. 16-Dic- 05 Múltiples ulceraciones en el plastrón. 24-Jun- 06 Se realiza anestesia general para retirar absceso, no se lleva a laboratorio. 04-Nov-</p>	<p>plastrón. Dx. Presuntivo: Principios de USD</p>	<p>Limpiez a con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon® por 4 meses. 07-Oct- 05 Simpro bac® 4.8% 0.3ml diluido en 10ml de agua, DB: 25Mg/Kg por 2 meses. Se suspende 8 días. 16-Dic- 05</p>			<p>Ceftriaxone, Fosfomicina. Resistente: Amoxicilina +Acido Clavulánico, Enrofloxacin, Cefalexina, Gentamicina, Penicilina</p>	
---------------------	--	--	--	---	--	--	---	--

		<p>11</p> <p>Cicatrices en plastrón y caparazón.</p> <p>Enrojecimiento del plastrón.</p> <p>Se realiza Anestesia general y se toma biopsia del escudo cloacal para cultivo y antibiograma</p> <p>Klebsiella sp</p>		<p>Oxitetraciclina por 8 días.</p> <p>30-Dic-05</p> <p>Florfenicol.</p>				
--	--	--	--	---	--	--	--	--

		<p><i>Sensible</i></p> <p><i>a: Enrofloxacina;</i></p> <p><i>Amoxicilina;</i></p> <p><i>Normofloxacina;</i></p> <p><i>Cefalotina</i></p> <p><i>Resisten</i></p> <p><i>te a: Trimetropin</i></p> <p><i>sulfa;</i></p> <p><i>Gentamicina;</i></p> <p><i>Ciprofloxacina;</i></p> <p><i>Ampicilina</i></p> <p><i>Se</i></p> <p><i>realiza cuadro</i></p> <p><i>hemático</i></p> <p><i>encontrando una</i></p> <p><i>posible anemia</i></p>						
--	--	--	--	--	--	--	--	--

		se sugiere toar muestra con otro anticoagulante.						
01.	No 14- Abril-01 T. S. Ele gans Avi ario	15-Ago- 02 Perdid a del estrato corneo del caparazón. 21-Jun- 09 Fractura del plastrón. 16-06-10 Enrojeci miento del	2-Nov- 12 Enroje cimiento del plastrón. Dx. Presuntivo: Principios de USD	Enroflox acina 10%. 1 Gota. PO. Por 20 días. Limpiez a con Yodo diluido, Verdemint® y Cutamycon® por 4 meses. 07-Oct- 05 Simpro bac® 4.8% 0.3ml diluido en	Crecimie nto de Clostridium sp.	Negativ o a los 8 días de incubación	Citrobacter freundii. Sensible: Ceftriaxone, Fosfomicina. Resistente: Amoxicilina +Acido Clavulánico, Enrofloxacina, Cefalexina, Gentamicina, Penicilina	Creci miento de Cánd ida sp.

		<p>plastrón.</p> <p>04-Nov-11</p> <p>Cicatrices en plastrón y caparazón.</p> <p>Enrojecimiento del plastrón.</p> <p>Desprendimiento de algunos escudos en el caparazón.</p> <p>Se diagnostica disecdisis.</p>	<p>10ml de agua, DB: 25Mg/Kg por 2 meses. Se suspende 8 días.</p> <p>16-Dic-05</p> <p>Oxitetraciclina por 8 días.</p> <p>30-Dic-05</p> <p>Florfenicol.</p> <p>19-Mar-2009</p> <p>Enrovet® 5%. DB:</p>				
--	--	---	---	--	--	--	--

				5mg/Kg, DT: 0.03mL. IM. Por 8 días. 16-Jun- 10 Florfeni col DB: 25mk/Kg, DT: 0.1mL. Por 7 días.				
15	No. 12- Mar-09 T.S Ele al. gans Avi ario	11 Norm Cicatrice s en plastrón y caparazón. Enrojeci miento del plastrón.	12 2-Nov- Enroje cimiento del plastrón. Dx. Presuntivo:	19-Mar- 2009 Enrovet ® 5%. DB: 5mg/Kg, DT: 0.03\5mL. IM. Por 8 días. 16-Jun-	Crecimie nto de Clostridium sp.	Negativ o a los 8 días de incubación	Klebsiella ozaenae Sensible: Ceftriaxone, Fosfomicina Resistente:	Creci miento de Cánd ida sp

			Principios de USD	10 Florfenicol DB: 25mk/Kg, DT: 0.1mL. Por 7 días.			Penicilina, Gentamicina, Cefalexina, Enrofloxacin, Amoxicilina + Acido Clavulánico	
12	No. 16-nov-08 T.S Ele gans Pto . Caribe	11 04-nov-11 Cicatrices en plastrón y caparazón. Enrojecimiento del plastrón. Desprendimiento de algunos escudos	11-dic-12 Color de la piel de color amarillo-naranja.	No se reporta ningún tratamiento.	Negativo a los 4 días de incubación	Negativo a las 4 días de incubación	Microorganismo aislado: Serratia liquefaciens. Sensible: Ciprofloxacina, Ceftriaxone, Gentamicina, Ceftazidime	Microorganismo aislado: Cándida sp.

		<p><i>en el caparazón.</i></p> <p><i>Se diagnostica</i></p> <p><i>diseccdisis.</i></p> <p><i>04-Nov-</i></p> <p><i>11</i></p> <p><i>Cicatrice</i></p> <p><i>s en plastrón y</i></p> <p><i>caparazón.</i></p> <p><i>Enrojeci</i></p> <p><i>miento del</i></p> <p><i>plastrón.</i></p>					<p><i>Resistente:</i></p> <p><i>ampicilina,</i></p> <p><i>Cefalotina</i></p>	
--	--	--	--	--	--	--	--	--

No 13. T. Ornata Pto . Caribe	07- Ene-09 USD Se deja en cuarentena	14-Ene- 09 Perforaci ones en el plastrón. 15-Feb- 10 Se traslada a Pto. Caribe 04-Nov- 11 Cicatrice s en plastrón y caparazón.	11-dic- 12 Exame n clínico dermatológico normal. A la palpación se encuentra con huevos, sin síntomas de retención.	07-Ene- 09 Florfeni col DB: 30mg/Kg. DT: 0.06mL. IM. C/24Hrs. Por 8 días. Limpiez a con Dermosyn® y Baxidin®. 07-Ene- 09 Florifen diluido en agua.	Negativo a los 4 días de incubaci ón	Negativ o a las 4 días de incubación	Microorgani smo aislado: Citrobacter freundii Sensible: Ceftazidime, Ciprofloxacina, Cefalotina, Cefalexina, Ceftriaxone, Gentamicina Resistente: Amoxicilina + ácido Clavulánico, Ampicilina	Micro organismo aislado: Cándida sp
--	---	--	--	---	---	--	--	--

		Se realizó cuadro hemático sin encontrar novedad.		DT: 2mL. Por 15 días C/24Hrs. 14-Ene- 09 Se prolonga el Florifen. 19-Mar- 09 Enrovet ® 5%. DB: 5mg/Kg, DT: 0.03\5mL. IM. Por 8 días				

No.	05-	21-Feb-	11-dic-	03-Oct-	Microorg	Negativ	Microorgani	Micro
04	Mar-08	2010	12	09	organismo aislado:	o a las 4 días de	organismo aislado:	organismo
T.	Norm	Enrojeci	Color	Limpiez	Streptoc	incubación	Serratia	aislado:
C	al	miento del	de la piel de	a con Baxidin®	cocus del grupo		liquefaciens.	Cándida sp
Cal		plastrón.	color amarillo-	y Dermosyn®.	de no			
lirrostris.			naranja.		Enteroco		Sensible:	
Pto		04-Nov-		07-Mar-	ccus.		Ciprofloxacina	
. Caribe		11		09			Ceftriaxone	
		Cicatrice		Florfeni	Sensible.		, Ceftazidime,	
		s en plastrón y		col 10%. DB:	Penicilina,		Gentamicina	
		caparazón.		30mg/Kg. DT:	Ceftriaxone,			
				0.02mL. PO.	Amoxicili		Resistente:	
				Por 5 días.	na + ácido		Amoxicilina +Acido	
					Clavulánico,		Clavulánico	
				11-Mar-	Eritromicina,		, Ampicilina,	
				10	Oxacilina		Cefalexina,	
				Solo	,		Cefalotina	
				Limpieza con				

				Clorexidina.	Sensibilidad intermedia: Gentamicina, Neomicina.			
18	No. 05- Mar-08	19-Feb- 09	11-dic- 12	03-Oct- 09	Microorg anismo aislado: Sthaphyl occocus aureus	Negativ o a las 4 días de incubación	Microorgani smo aislado: Citrobacter freundii	Micro organismo aislado: Cándida sp
C	T. Norm al	Enrojeci miento del plastrón.	Color de la piel de color amarillo- naranja.	Limpiez a con Baxidin® y Dermosyn® por 15 días.	Sensible: Eritromicina, Amoxicilina +Acido Clavuláni co, Gentamicina, Oxacilina, Neomicina		Sensible: Ceftriaxone, Gentamicina, Ceftazidime , Ciprofloxacina, Cefalexina, Cefalotina. Resistente:	
. Caribe	Cal Pto	04-Nov- 11 Cicatrice s en plastrón y caparazón.	Despr endimiento de forma inadecuada de los escudos, se diagnostica					

			<i>discecdisis.</i>		<i>Sensibili dad Intermedia: Ceftriaxone, Penicilina</i>		<i>Ampicilina. Amoxicilina+ Acido Clavulánico</i>	
--	--	--	---------------------	--	--	--	---	--