

2006

Identificación de los problemas dermatológicos de las tortugas carey *Eretmochelys imbricata* en el acuario Ceiner

Alejandra María Calvache Jaramillo
Universidad de La Salle, Bogotá

Paola Gómez Gómez
Universidad de La Salle, Bogotá

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



Part of the [Veterinary Medicine Commons](#)

Citación recomendada

Calvache Jaramillo, A. M., & Gómez Gómez, P. (2006). Identificación de los problemas dermatológicos de las tortugas carey *Eretmochelys imbricata* en el acuario Ceiner. Retrieved from https://ciencia.lasalle.edu.co/medicina_veterinaria/87

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.

**IDENTIFICACIÓN DE LOS PROBLEMAS DERMATOLÓGICOS DE LAS
TORTUGAS CAREY (*Eretmochelys imbricata*) EN EL ACUARIO CEINER.**

ALEJANDRA MARÍA CALVACHE JARAMILLO

PAOLA GÓMEZ GÓMEZ

**UNIVERSIDAD DE LA SALLE
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
BOGOTÁ, D.C**

2006

**IDENTIFICACIÓN DE LOS PROBLEMAS DERMATOLÓGICOS DE LAS
TORTUGAS CAREY (*Eretmochelys imbricata*) EN EL ACUARIO CEINER.**

ALEJANDRA MARÍA CALVACHE JARAMILLO

Cod. 14992028

PAOLA GÓMEZ GÓMEZ

Cod. 14001044

**Tesis, presentado como requisito parcial para optar por el título de Médico
Veterinario.**

Director

LEONARDO ARIAS BERNAL

Médico Veterinario, Esp. Dipl.

**UNIVERSIDAD DE LA SALLE
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
BOGOTÁ, D.C**

2006

APROBACIÓN

DIRECTOR _____
Doctor Leonardo Arias Bernal

JURADO _____
Doctor Fernando Nassar Montoya

JURADO _____
Doctora Victoria Pereira Bengoa

SECRETARIA ACADÉMICA _____
Doctora Maria Teresa Uribe Mallarino

DIRECTIVAS DE LA UNIVERSIDAD

Rector: Hno. Fabio Gallego Arias

Vicerrector Académico: Hno. Carlos Gómez Restrepo

Vicerrector de Promoción y Desarrollo Humano: Hno. Edgar Figueroa Abraham

Vicerrector Administrativo: Dr. Mauricio Fernández Fernández

Decano de la Facultad: Dr. Pedro Pablo Martínez Méndez

Secretaria Académica: Dra. Maria Teresa Uribe Mallarino

Director Clínica Veterinaria: Dr. Humberto Vásquez Romero

COMPROMISO

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

Ni la universidad ni el asesor, ni el jurado calificador, son responsables de las ideas expuestas por el graduando.

AGRADECIMIENTOS

A Jaime Rojas, Biólogo del acuario CEINER y a todos los funcionarios de la isla que nos colaboraron con el desarrollo de esta investigación.

A Leonardo Arias; nuestro director de tesis por su acompañamiento durante todo el proyecto.

A nuestros padres y hermanos quienes nos dieron su apoyo incondicional durante toda nuestra carrera.

CONTENIDO

	Pág
INTRODUCCIÓN	3
1. OBJETIVOS	5
2. MARCO TEÓRICO	6
2.1 GENERALIDADES DE TORTUGA CAREY	6
2.1.1 Clasificación y taxonomía	6
2.1.2 Anatomía y fisiología	6
2.1.3 Dieta	8
2.1.4 Distribución geográfica	9
2.1.5 Nidos y eclosión	10
2.1.6 Situación actual de la tortuga carey	13
2.2 Propiedad y funciones generales de la piel	16
2.2.1 Epitelios	17
2.2.2 Clasificación de los epitelios	18
2.2.3 Piel	18
2.2.4 Epidermis	19
2.2.5 Dermis	19
2.3 ENFERMEDADES DERMATOLÓGICAS EN TORTUGAS MARINAS	20

2.3.1 Enfermedades causadas por virus	20
2.3.1.1 Enfermedad Del Parche Gris (GPD), “Grey Patch Disease”	20
2.3.1.2 Fibropapilomatosis (FP)	22
2.3.2 Enfermedades Bacterianas	30
2.3.2.1 Enfermedad de Shell Rot “Caparazón podrido”, o “Enfermedad Del Caparazón Ulcerado (USD)”.	31
2.3.2.2 Enfermedad Cutánea Séptica Ulcerativa (SCUD)	33
2.3.2.3 Necrosis Ulcerativa Dérmica	35
2.3.2.4 Dermatitis Papilar (PD)	37
2.3.2.5 Abscesos Cutáneos	37
2.3.2.6 <i>Mycobacterium marinum</i>	39
2.3.3 Enfermedades por hongos	40
2.3.4 Ectoparásitos	42
2.3.5 Enfermedades metabólicas	43
2.3.6. Otras enfermedades	45
2.3.6.1 Eritema y Petequias	45

2.4 FACTORES PREDISPONENTES EN LA PRESENTACIÓN DE ENFERMEDADES EN ANIMALES EN CAUTIVERIO	46
2.4.1 Sistemas de Filtración	47
2.4.2 Temperatura	47
2.4.3 Sombra e iluminación	48
2.4.4 Salinidad	48
2.4.5 Espacio	49
2.4.6 Estrés	49
2.5 DIAGNÓSTICO DERMATOLÓGICO	50
2.6 EXÁMEN DERMATOLÓGICO	51
2.6.1 Lesiones primarias	52
2.6.2 Lesiones secundarias	53
2.7 TÉCNICAS DIAGNÓSTICAS DE LABORATORIO	55
2.7.1 Técnicas para toma de biopsia	55
2.7.2 Muestras para examen Histopatológico	58
2.7.3 Muestras para análisis microbiológico	58
2.7.4 Técnicas	59
2.7.5 Análisis de Virus	62
2.7.6 Análisis de Hongos	63
2.7.7 Parásitos	63
3. MATERIALES Y MÉTODOS	64

3.1 LOCALIZACIÓN	64
3.2 POBLACIÓN Y MUESTRA	66
3.3 VARIABLES	70
3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	72
3.5 MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS	73
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	85
4.1 RESULTADOS EXAMEN CLÍNICO DERMATOLÓGICO	85
4.2 RESULTADOS EXÁMEN HISTOPATOLÓGICO	87
4.3 RESULTADOS MICROBIOLÓGICOS	91
4.4. RESULTADOS COMPORTAMIENTO	92
4.5 VALORES FISICOQUÍMICOS DEL AGUA	94
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	96
BIBLIOGRAFÍA	100
ANEXOS	113

LISTA DE TABLAS

	Pág
Tabla 1. Número de animales muestreados para realizar exámenes de histopatología y microbiología	69
Tabla 2. Resultados examen físico realizados a 18 ejemplares de tortuga carey durante el primero, segundo y tercer muestreo. (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia	85
Tabla 3. Resultados histopatológicos obtenidos de las muestras de piel de tortuga carey de los tres muestreos. (Acuario CEINER, Islas del Rosario- Colombia)	87
Tabla 4. Resultados microbiológicos realizados a cinco ejemplares de tortuga carey.	91

LISTA DE FIGURAS

	Pág
Figura 1 Presencia de un fibropapiloma en la parte lateral izquierda de un ejemplar adulto de tortuga carey	24
Figura 2 Presencia de fibropapilomas cutáneos en la región dorsal del cuello de una tortuga verde adulta	25
Figura 3 Fibropapilomas en aletas posteriores y aleta anterior derecha de un ejemplar de tortuga caguama	25
Figura 4 Fibropapiloma en la parte dorsal de la cabeza en una tortuga carey.	26
Figura 5 Fibropapilomas en órganos internos de una tortuga carey	26
Figura 6 Hiperplasia epidérmica papilar y/o proliferación hiperplásica de la dermis de un ejemplar adulto de tortuga verde afectado por fibropapilomas cutáneos.	28
Figura 7 Enfermedad de shell rott localizada en uno de los escudos dorsales del caparazón de una tortuga de agua dulce	32
Figura 8 Ejemplar afectado por enfermedad de “Shell Root”	33
Figura 9 Ejemplar acuático con presencia de ulceraciones cutáneas con material necrótico a nivel del plastrón afectado por (SCUD)	34

Figura 10 Ejemplar de tortuga verde juvenil con lesiones necrosantes y ulcerativas características de necrosis ulcerativa dérmica	36
Figura 11 Mapa geográfico Islas del rosario, Cartagena – Colombia	65
Figura 12. Isla San Martín de Pajarales, Islas del rosario – Colombia	65
Figura 13. Encierros donde se ubican las tortugas una vez capturadas (Acuario CEINER- Islas del Rosario – Colombia)	67
Figura 14. Vista lateral de los encierros (Acuario CEINER- Islas del Rosario – Colombia)	67
Figura 15. Momento de la liberación de las tortugas carey en la Isla Tesoro – Islas del Rosario – Colombia)	68
Figura 16. Ejemplar de tortuga carey en cautiverio con lesiones dermatológicas a nivel dorsal del cuello (Acuario CEINER – Islas del Rosario – Colombia)	69
Figura 17. Toma de medida del ancho curvo del caparazón de la tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	71
Figura 18. Identificación macroscópica de las lesiones a nivel dorsal del cuello de un ejemplar de tortuga carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	71

Figura 19. Momento de emersión de un ejemplar de tortuga carey en cautiverio (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	72
Figura 20. Forma correcta de sujeción de las tortugas marinas	73
Figura 21. Momento de la toma de medida de largo recto del caparazón (LRC) a un ejemplar de tortuga carey con un calibrador de Vernier durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario -Colombia	74
Figura 22. Momento de la toma de medida de largo curvo del caparazón (LCC) a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	75
Figura 23. Momento de la toma de medida de ancho recto del caparazón (ARC) a un ejemplar de tortuga carey con un calibrador de Vernier durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	75
Figura 24. Momento de la toma de medida de ancho curvo del Caparazón (ACC) a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	76
Figura 25. Momento de la toma de medida del largo de la cola a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	76
Figura 26. Momento del pesaje de las tortugas carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	77

Figura 27. Básculas industriales las cuales se usaron para el pesaje de las tortugas carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	77
Figura 28. Posicionamiento correcto del punch de biopsia No 4 para la toma de biopsia de tejido dérmico en un ejemplar de tortuga carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	79
Figura 29. Lesión circunscrita posterior a la toma de biopsia de piel a una tortuga carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	80
Figura 30. Aplicación de solución yodada en la herida causada posterior a la toma de biopsia de piel a una tortuga carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	80
Figura 31. Momento en que se obtiene la muestra microbiológica con un hisopo estéril a una tortuga carey para realizar un cultivo bacteriológico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	81
Figura 32. Momento en el cual se realiza la marcación en la aleta dorsal derecha de uno de los ejemplares con la pinza y la banda numerada (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).	83
Figura 33. Ejemplar de tortuga carey con la marca en la aleta anterior derecha listo para la liberación. (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)	83
Figura 34. Dermatitis focal erosiva y ulcerativa	89

Figura 35. Piel normal (I.D: 3)	89
Figura 36. Queratolisis de origen bacteriano	90
Figura 37. Epidermis ulcerativa de origen bacteriano	90
Figura 38. Momento de alimentación de las tortugas. Obsérvese como comienzan a levantar la cabeza para recibir el alimento	93
Figura 39. Tortuga sacando la cabeza a la superficie	93
Figura 40. Comportamiento de las variables fisicoquímicas durante el mes de Abril	95
Figura 41. Comportamiento de los factores fisicoquímicos durante Noviembre	95

LISTA DE ANEXOS

	Pág
ANEXO A Análisis estadístico	113
ANEXO B Protocolo de examen clínico dermatológico	118
ANEXO C Resultados de datos de comportamiento	119
ANEXO D Valores fisicoquímicos abril de 2005	120
ANEXO E Valores fisicoquímicos noviembre de 2005	121

RESUMEN

No se han encontrado reportes de estudios clínicos de tortugas marinas en vida silvestre en Colombia, por lo que se considera que con este estudio se da el punto de partida en el desarrollo de protocolos aplicados a las condiciones in-situ. El objetivo de este trabajo fue identificar las lesiones dermatológicas en tortugas carey (*Eretmochelys imbricata*) pertenecientes al programa de conservación desarrollado por el acuario Ceiner, isla San Martín de Pajarales – Parque Nacional Natural Islas del Rosario, en el caribe colombiano. Se tomó una población de tortugas en cautiverio que presentaban lesiones dermatológicas a nivel del cuello. El estudio se llevó a cabo en agosto de 2004, abril y noviembre de 2005 donde se realizaron tres muestreos respectivamente, donde solo se tuvieron en cuenta los animales que presentaban las lesiones dermatológicas más significativas. No se tuvo en cuenta la incidencia ni la prevalencia de la enfermedad por tratarse este estudio básicamente de la identificación del agente etiológico de las lesiones dermatológicas.

Como herramienta diagnóstica se diseñó un protocolo de examen clínico dermatológico, en el cual se consignó la descripción del examen físico para luego realizar la toma de biopsias y cultivos microbiológicos. Durante el tercer muestreo se realizó una observación directa de las condiciones en que se encontraban las tortugas y el comportamiento que estas presentan al estar en cautiverio, con el fin de identificar si existía una relación entre su comportamiento y la presentación de las lesiones dermatológicas. Paralelamente se tomaron diariamente los factores fisicoquímicos del agua para identificar una posible alteración del medio en el que se encontraban las tortugas.

ABSTRACT

In Colombia clinical studies regarding sea turtles in wildlife haven't been done, making this study the beginning point to start developing protocols which can be applied to conditions in situ. The goal of this investigation was the identification of the etiology of dermatological diseases in hawksbill turtles (*eretmochelys imbricata*) which belong to the Ceiner's aquarium national program located on San Martín de Pajarales island- islas del rosario national park, caribbean ocean. It took a group of sea turtle in captivity with dermatologic injuries on the neck. the study took place in august of 2004, april and november of 2005 the three cohorts were just the animals which had the most significative lesions. The incidence or prevalence of the disease were not studied because the goal of this study was the identification of the etiologic agent of the dermatologic disease.

A dermatological clinical exam protocol was created as a diagnostic tool in which the description of the physical exam was entered. Biopsies and cultures were then carried out. During the third period, there was direct observation of the conditions in which the turtles were found and their behavior in captivity.

The objective was to identify a link between their behavior and the dermatological lesions. Concurrent daily physical and chemical characteristics of the water were studied to identify any changes in the turtles' environment.

INTRODUCCIÓN

El estudio de las patologías en los animales silvestres ha servido como indicador de procesos que pueden amenazar la integridad conservacionista de las especies; por esto se hace necesario conocer clínicamente las poblaciones de la fauna salvaje especialmente las que se relacionan con ecosistemas vulnerables como es el caso del ambiente marino y sus arrecifes de corales. De acuerdo a Aguirre y Cols (2002), “la salud de los ecosistemas marinos se encuentra pobremente estudiada y su diversidad biológica limita nuestros esfuerzos”.

Dentro de este ambiente marino existen muchas especies en peligro de extinción, y un grupo muy amenazado es el de las tortugas marinas, donde se ha encontrado que sus poblaciones han sido mermadas drásticamente entre otras por la presión que ejercen los pescadores, la contaminación y enfermedades como la fibropapilomatosis.

En Colombia no se han encontrado evidencia de la realización de estudios médicos en quelonios marinos, razón por la cual no se tiene un conocimiento acertado de las patologías que pueden poseer los especímenes que llegan o habitan en las costas nacionales, y se requiere de un monitoreo inmediato de la salud de estos animales valorando la integridad del ecosistema que los alberga. A raíz de esta problemática se pueden diseñar modelos clínicos aplicables a condiciones de cautiverio para luego ser valorados en vida libre.

El Acuario CEINER ubicado en las Islas del Rosario lleva a cabo anualmente un proyecto de recolección de tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*) durante todo el año con el fin de proteger y conservar esta especie defendiéndola principalmente

de la comercialización por parte de los pescadores de la zona. Estas tortugas son marcadas, medidas y pesadas para luego ser liberadas y si llegan a recapturarse conocer el estado en que se encuentran y como han evolucionado durante ese tiempo. Los animales son ubicados en unos encierros diseñados dentro del acuario donde pueden llegar a durar de un mes a un año.

Algunos animales presentan lesiones cutáneas en el cuello, las cuales se empiezan a desarrollar durante su permanencia en el acuario y no son valoradas por ningún profesional y mucho menos tratadas. Finalmente las tortugas son liberadas presentando este cuadro dermatológico sin conocer realmente la causa del problema. Con el fin de colaborar con el proyecto de conservación se desarrolló un estudio para identificar la etiología de las lesiones por medio de protocolos clínicos, relacionados con la valoración comportamental y de las condiciones ambientales a las que se encuentran expuestas las tortugas.

Este trabajo pretende aportar las bases para el desarrollo de estudios médico veterinarios en poblaciones silvestres tanto para futuros proyectos del acuario como para todas las personas interesadas en la investigación de esta especie.

1. OBJETIVOS

General

Identificar y describir las lesiones macro y microscópicas de la piel de tortugas carey en cautiverio en el Acuario Ceiner (Isla San Martín de Pajarales – Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo) a través de estudios histopatológicos y microbiológicos.

Específicos

- Crear un protocolo de examen clínico dermatológico como una herramienta diagnóstica, con el fin de contribuir al proceso de identificación y descripción de los problemas dermatológicos presentes en la tortuga carey.
- Identificar las lesiones dermatológicas de las tortugas carey mediante la descripción macro y microscópica de las mismas.
- Correlacionar las lesiones encontradas con el comportamiento de las tortugas en cautiverio.
- Relacionar las lesiones dermatológicas encontradas en las tortugas carey en el Acuario CEINER con patologías reportadas en la literatura.
- Realizar la toma de los factores fisicoquímicos del agua de los encierros para conocer su estado.
- Aportar información sobre la parte médica de esta especie, para contribuir con los planes de conservación de la tortuga carey en Colombia.

2. MARCO TEORICO

2.1 GENERALIDADES DE LA TORTUGA CAREY (*Eretmochelys imbricata*)

2.1.1 Clasificación Taxonómica

- **Clase :** *Reptilia*
- **Subclase:** *Anápsida*
- **Orden :** *Chelonia (Testudines)*
- **Suborden:** *Cryptodira*
- **Familia:** *Cheloniidae*
- **Género:** *Eretmochelys*
- **Especie:** *Eretmochelys imbricata* (Bellairs, 1960)

2.1.2 Anatomía y Fisiología Es una especie de tamaño moderado, con una longitud media del caparazón de 83 cm y un peso hasta 82 kg. La cabeza es muy angosta, con dos pares de prefrontales y posee un hocico puntiagudo, como el de un halcón que utiliza para morder y extraer invertebrados blandos de los arrecifes (Chacón, 2004). La cabeza y el cuello no son muy retraíbles lo cual hace que la forma de su cuerpo sea hidrodinámica (Zug, 1993).

El caparazón es relativamente angosto usualmente con manchas de color ámbar oscuro, radiantes rayas de color café o negras y el margen posterior del caparazón esta fuertemente sellado. La longitud del caparazón mide hasta 90 cm (Eckert, 1995). Está cubierto de escamas imbricadas o sobrepuestas con 25 placas marginales, cuatro pares de escudos costales imbricados; el primero de ellos separado del escudo nual, 5 a 6 escudos pleurales y bordes aserrados (Charette,

1999). Está revestida por gruesos escudos epidérmicos y tiene forma aplanada y oblonga (Castaño, 2002).

Poseen cuatro miembros los cuales son modificados en aletas. En cada aleta anterior posee dos uñas (Shigenaka, 2003). Los machos poseen la cola más larga y delgada que las hembras, un caparazón más angosto y un peto ligeramente cóncavo (Castaño 2002).

La tortuga carey posee pulmones grandes con múltiples cámaras (Perry, 1989), que se caracterizan por tener altas concentraciones de grasa que la emplean como aislante térmico y como reserva energética en periodos reproductivos o de migración (WIDECAS – Ministerio del Medio Ambiente, 2001).

Las adaptaciones fisiológicas en cuanto a la respiración son provistas de un sistema respiratorio eficiente el cual cuenta con pulmones grandes de fácil ventilación que les permite hacer inmersiones en promedio de 30 minutos y hasta una a dos horas (Van Meter, 1992); sin embargo se han reportado que especies acuáticas como las tortugas marinas, pueden contener la respiración hasta 33 horas (Pough, 1998).

La tortuga carey se encuentra sumergida durante la mayor parte de su vida, sin embargo necesitan salir a la superficie para tomar el oxígeno indispensable para satisfacer las demandas de sus actividades. Este proceso lo lleva a cabo mediante una simple exhalación y una rápida inhalación para poder reemplazar rápidamente el aire en sus pulmones. Fisiológicamente sus pulmones están adaptados para permitir un intercambio rápido de oxígeno y para evitar la formación de gases producidos durante las inmersiones muy profundas (Van Meter, 1992).

La ventaja del puente intracardíaco es que les permite contener la respiración mientras se encuentran sumergidas en el agua, al igual que en el mismo tiempo estabilizan los niveles de oxígeno durante respiraciones intermitentes.

La sangre de la tortuga carey puede distribuir el oxígeno eficientemente a los diferentes tejidos del cuerpo, incluso en aquellos casos cuando la presión es muy alta debido a las bajas profundidades (Van Meter, 1992).

Las tortugas marinas duermen en la superficie cuando se encuentran en aguas abiertas y cuando se encuentran en cercanía de las playas generalmente descansan bajo o en el fondo del mar. Ésta actividad la pueden llevar a cabo durante horas, pero el tiempo se hace más corto cuando se encuentran en una actividad que implique mayor gasto energético como por ejemplo la búsqueda de comida o cuando escapan de predadores (Van Meter, 1992).

La habilidad para contener la respiración se ve afectada por dos factores principalmente que son la actividad y el estrés (Van Meter, 1992).

2.1.3 Dieta El principal inconveniente en el estudio de hábitat alimenticio en tortugas marinas es la obtención de las muestras. Aunque existen diferentes reportes de mortalidad o captura en artes de pesca, es poca la información científica que se colecta en cada fuente. La colecta de contenidos estomacales permite no solo establecer cualitativamente la dieta de una población, si no cuantifica y estima la capacidad de ingesta de individuos por especie. Como método alternativo que representa sacrificar organismos en especie de extinción, se ha implementado la metodología de lavado esofágico la cuál consiste en introducir una sonda hasta el esófago de la tortuga e inoculando agua a presión para obtener una muestra. Igualmente se busca residuos del pico y heces fecales (WIDECAS – Ministerio del Medio Ambiente, 2001). Sin embargo en los reportes que se han publicado demuestran que su dieta se basa principalmente en un tipo

de esponja, que por su naturaleza está protegida de muchos depredadores, ya que su esqueleto está rodeado de espinas de silica (material muy parecido al vidrio) en las paredes de su cuerpo (Harvey, 1988) y por la alta proporción de noxious y componentes tóxicos que contiene en su interior (Meylan, 1988).

Dentro de la dieta también se encuentra una gran variedad de plantas y animales marinos, como esponjas del género *Chondrilla*, *Ancorita*, *Geodia*, *Placospongia*, y *Suberites*. Sin embargo en el estómago de las tortugas jóvenes se ha encontrado *Sargassum*, algas del tipo *Syringodium* y *Microdycton*, crustáceos, huevos de peces y cangrejos (Spotila, 2004), pasto marino y frutas provenientes del manglar (Mortimer, 1995).

Cuando las tortugas marinas tienen entre 1 y 3 años y alcanzan los 20 -25 cm se trasladan a arrecifes en las costas del caribe y allí continúan su dieta mixta, complementándola con caracoles, peces, invertebrados, pepinos marinos y almejas (Spotila, 2004).

2.1.4 Distribución Geográfica En el mundo las tortugas carey están circuntropicalmente distribuidas en aguas costeras; se encuentran en las aguas y en las playas de 82 unidades geopolíticas (Baillie & Groombridge, 1996) aunque la población más significativa se encuentra en el Caribe, Indonesia y Australia (Magnusom, 2000).

La tortuga carey se considera la más tropical de todas las tortugas marinas, sin embargo ocasionalmente se encuentran en aguas frías. Usualmente son encontradas en arrecifes costeros, bahías, estuarios y lagunas ubicadas a nivel del Atlántico, Pacífico y Océano Índico (Van Meter, 1992).

En Colombia la tortuga carey es una especie muy rara en el Pacífico y sólo se ha observado en los alrededores de la Isla de Gorgona y en la Bahía de Utría. En el

Caribe Colombiano la carey anida en los Cayos de los archipiélagos de San Andrés y Providencia, algunas playas del parque Nacional Tayrona, las Islas del Rosario, el Golfo de Urabá y Morrosquillo (Castaño, 2002).

2.1.5 Nidos y Eclosión La anidación tiene lugar en playas de por lo menos 60 países, si bien gran parte de ella es de baja densidad (número de nidos/kilómetro) (Groombridge & Luxmoore, 1989). Se reconocen como importantes sitios de anidación lugares como la Gran barrera de Coral, en Australia (Spotila, 2004), las islas Seychelles, la península de Yucatán, las islas Mona y Monito en Puerto Rico (Magnusom, 2000).

En Colombia en las Islas del Rosario se registran desoves de tortuga carey durante los meses de Julio a Octubre (Zug, 2001). En la actualidad en nuestro país son varios los sitios reconocidos con anidaciones de no más de 20 nidos por temporada, entre ellos las islas del Rosario, el archipiélago de San Andrés y Providencia, la isla Fuerte y la isla Tortuguilla. En las playas del golfo de Urabá y varios sitios en los departamentos de Sucre y Córdoba, se reporta una anidación no mayor a 10 nidos por temporada (Córdoba, 1997).

Tras alcanzar la edad reproductiva, entre los veinte y los cuarenta años, las tortugas emigran de las zonas de alimentación a las de anidación (Chacón, 2004) es decir, emigran de los arrecifes de coral, lugar donde viven la mayor parte de su vida hacia las playas donde nacieron. Esta migración la llevan a cabo utilizando señales de corrientes de los océanos, “imágenes fotográficas” (Harvey, 1998) y campos electromagnéticos de la tierra a través de la presencia de pequeñas cantidades de una sustancia llamada magnetita en el cerebro de las tortugas; esta sustancia le permite ubicar su posición en el océano y establecer rutas definidas desde su origen hasta su destino, todo teniendo como referencia los campos magnéticos de la tierra. La ubicación de las estrellas y constelaciones, la cuál varían dependiendo de la época del año y la ubicación geográfica del observador

pueden servir de patrón migratorio para las tortugas las cuales presentan áreas geográficas definidas donde se alimentan y se reproducen y períodos específicos en el tiempo para la migración. Su visión que ha sido adaptada al medio marino le permite hacer un seguimiento del cielo en la noche sin necesidad de permanecer en la superficie durante el desplazamiento (WIDECAS – Ministerio del Medio Ambiente, 2001).

Después del apareamiento cada hembra abandona el mar, se arrastra hasta una playa arenosa y localiza un lugar por encima del nivel de la marea alta para anidar. Habitualmente las tortugas carey anidan entre la vegetación terrestre o bajo ella. Una hembra puede hacer más de un intento de excavar un nido, antes de desovar con éxito en una cámara situada a 10 cm por debajo de la superficie de la arena y de 90 cm de profundidad (Chacón, 2004). Tras haber cubierto el nido y al haber pasado entre una y dos horas en tierra la tortuga regresa al mar. A intervalos de aproximadamente quince días la misma hembra reanida, por lo general en la misma franja de playa. Este proceso se repetirá hasta que acabe sus reservas energéticas para anidar esa temporada, cuando habrá dejado por lo menos dos y hasta ocho nidos en algunas ocasiones (Chacón, 2004).

El tiempo que media entre la eclosión del huevo y el regreso de la tortuga a la misma playa para reproducirse por primera vez, puede llegar a ser de veinte a cuarenta años. En condiciones normales la tortuga carey promedio, es capaz de vivir y reproducirse por lo menos durante diez años más después de alcanzar la madurez (Chacón, 2004).

Comúnmente su fecundidad o rendimiento reproductivo es muy alto. La cantidad de huevos esta sujeto a el tamaño de la tortuga carey y por lo general pone un promedio de 140 huevos (Chacón, 2004). Cada huevo pesa alrededor de 28 gramos y la tortuga hembra toma de 60 - 90 minutos para expulsar todos los huevos en el nido.

El tiempo que tarda el desarrollo hasta la eclosión depende sobre todo de la temperatura y varía entre siete y diez semanas (50 - 70 días normalmente). La temperatura de incubación también determina el sexo de los embriones. En esta especie Ackerman (1997) ha establecido que temperaturas por encima de 29 - 32°C produce una mayoría de hembras y temperaturas debajo de ésta produce machos.

Se requiere de 24 a 48 horas después de la eclosión de los huevos para que las tortugas alcancen la superficie. En realidad se llega a tomar hasta 2 días para que la última tortuga emerja y comience su nueva vida en el mar (Chacón, 2004). Es poco factible que los huevos eclosionen durante el día; si esto llegara a suceder, debido a las temperaturas altas, aumentaría la temperatura corporal de las tortugas y por ende se detendrían inmediatamente, evitando así la conclusión de la migración hacia el mar (Spotila, 2004). Otro de los problemas de emigrar hacia el mar durante el día, es la posibilidad de presentar cuadros de deshidratación (Dobbs *et al*, 1999).

La alta fecundidad es compensada por una mortalidad elevada durante las primeras fases del ciclo vital. Muchos huevos no sobreviven el período de incubación, muchas crías no llegan al mar y muchas de las que lo consiguen no sobreviven más de un día. En muchos sentidos, la supervivencia depende de las reacciones correctas en el momento oportuno y de que la tortuga encuentre condiciones adecuadas en ciertos medios (Chacón, 2004).

Los valores, tanto del índice de eclosión (porcentaje de la nidada que vive al menos hasta la eclosión) como del índice de emersión (porcentaje de la nidada que vive al menos hasta emerger del nido), pueden variar enormemente de una playa a otra y entre una temporada de anidación y otra, e incluso en la misma

playa durante un mismo período en virtud de la variación natural de las condiciones ambientales (Chacón, 2004).

Sin embargo para los nidos “naturales” (los que quedan *in situ*), el índice de eclosión promedio suele ser superior al 80% y el de emersión no es muy inferior (Dobbs *et al.*, 1999).

En nuestras playas del caribe tiene un éxito medio de eclosión del $63.34 \pm 44.4\%$ (Córdoba, 1997).

2.1.6 Situación Actual de la Tortuga Carey Colombia en sus 114,174,800 hectáreas de extensión continental que representan el 0,7% de la superficie del planeta, concentra el 10% de la biodiversidad mundial. Esta biodiversidad se expresa entre otros con la distribución a lo largo de todo el territorio nacional de 506 especies de reptiles entre los que se encuentra el orden *Testudinata* representado por 32 especies agrupadas en 8 familias y 15 géneros, en donde 6 especies son marinas, condición que lo posiciona a nivel mundial como el cuarto país en cuanto a biodiversidad en reptiles se refiere (Córdoba, 2000).

Según se estima hay alrededor de 20.000 - 26.000 hembras de tortugas marinas que llegan a las costas del atlántico para anidar cada año (Spotila, 2004). Sin embargo es imposible calcular a ciencia cierta el tamaño absoluto de las poblaciones de tortugas carey, ya que en su mayoría están debilitadas y van disminuyendo, a menudo vertiginosamente (Chacón, 2004).

A nivel mundial la tortuga carey está protegida por la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES), desde 1975 (Chacón, 2004), y está incluida en el Apéndice I, donde se considera como una especie con mayor riesgo de desaparición y en peligro crítico, lo cual significa que se prohíbe su tráfico internacional (Shigenaka, 2003).

En 1968 la UICN (Unión mundial para la conservación de la naturaleza) incluyó por primera vez la tortuga carey dentro de la categoría de especies *en peligro*, la más alta categoría de amenaza para ese momento y la mantuvo así en las siguientes publicaciones de la *Lista Roja* hasta el año de 1996, cuando la calificación de su estado se sustituyó por la de *en peligro crítico* (Chacón, 2004).

La clasificación de 1996 fue criticada y sometida a una revisión adicional por parte de la UICN. En el 2001, ésta emitió su dictamen referente a la petición de revisión, concluyendo que la clasificación *en peligro crítico* era justificada (Meylan y Donnelly, 1999; UICN, 2001).

Igualmente la tortuga carey está incluida en el Apéndice I de la Convención sobre Especies Migratorias (CEM), como especie migratoria en peligro, lo mismo que en su Apéndice II, que llama a la acción concertada por medio de acuerdos internacionales en favor de su conservación. Todas las tortugas marinas del Hemisferio Occidental están protegidas desde el 2001 bajo la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas (Chacón, 2003).

Continuando con los programas y proyectos enfocados hacia la conservación de los quelonios marinos alrededor del mundo y entre los que se encuentra obviamente incluida la tortuga carey, existe el proyecto TAMAR-IBAMA, el cual es un programa nacional de conservación e investigación en Brasil que nació en el año de 1980 (Santos *et al*, 2000). TAMAR es una red de más de 20 estaciones de conservación e investigación diseminadas por la costa continental y las islas oceánicas en Brasil, con participación comunitaria y desarrollo local (Marcovaldi & Marcovaldi, 1999). Su programa se basa en proteger a las hembras anidadoras y huevos de cualquier especie de tortuga marina, en reubicar los nidos a otras

playas o la transferencia de huevos a animales al criadero central (Santos *et al*, 2000).

En Colombia estudios realizados en el año 2002 por el Ministerio del Medio Ambiente, muestran que la tortuga carey es el grupo de vertebrados tetrápodos más amenazados en nuestro país, debido a su declinamiento en más de un 80% en los últimos 105 años (CIT, 2004).

En las playas de las costas colombianas, océano Pacífico y mar Caribe se han adelantado acciones encaminadas a la conservación de las tortugas marinas por diferentes organizaciones como: CORPOGUAJIRA, Fundación de Tortugas marinas de Santa Marta, Prosierra, Fundación Parien, CEINER, y Parques Nacionales costa Atlántica (Ocampo, 2001).

Por otra parte en el año de 1997 se expidió la resolución No 1032 del 9 de Agosto por parte del INDERENA, en la cual se creó una veda nacional para la captura de la *Eretmochelys imbricata* (Ministerio Del Medio Ambiente, 2002).

Sin embargo pese a las prohibiciones nacionales e internacionales, las poblaciones de tortuga carey han sufrido un impacto de factores antrópicos y naturales que han ocasionado disminución considerable de su población no solo a nivel de Colombia sino a nivel mundial. Estas amenazas pueden agruparse en dos grupos: las que afectan directamente a la especie y las que afectan su hábitat.

Las amenazas que afectan directamente a la tortuga carey impactan sobre su capacidad de regeneración, sus índices de sobrevivencia, la estructura e incluso la función de la especie. Entre sus respectivas causas se encuentra: la excesiva captura de juveniles y adultos en las áreas de forrajeo y reproducción, el saqueo indiscriminado de los nidos (CIT, 2004) pesca incidental, la comercialización de los

productos de la tortuga (Rodríguez, 1992), depredación de animales domésticos, maltrato morbosos y enfermedades (Chacón, 2004).

Una de las principales razones por la cual esta tortuga tiene una demanda muy alta es por las características del caparazón. No sólo es codiciado comercialmente por su color, sino por las propiedades de la queratina, que constituye las escamas de éste, las cuales son ideales para la elaboración de artesanías (Chacón, 2004) y numerosos artículos de carey, incluyendo anteojos, peines, anillos, espuelas de carey y otro tipo de joyería (CIT, 2004).

El segundo grupo de amenazas, aquellas que afectan el hábitat de las tortugas, corresponde a factores que alteran los ciclos de nutrientes, los flujos de energía, la red trófica y por supuesto, la estructura y función del hábitat particular (Chacón, 2004). Entre estas amenazas cabe mencionar: el aumento de las actividades humanas como la alta densidad de construcciones costeras, el aumento de desechos sólidos y líquidos en las playas y los mares, la nitrificación del medio donde habita y se alimenta la tortuga carey, derrames de petróleo (Chacón, 2004), aumento en iluminación artificial en sitios de desove, y el tránsito vehicular en las playas (Córdoba, 2000).

2.2 PROPIEDADES Y FUNCIONES GENERALES DE LA PIEL

Al igual que en todos los animales, la piel de los quelonios marinos cumple las siguientes funciones que se enumeran a continuación:

- Barrera. La función más importante de la piel es hacer posible un ambiente interno para todos los órganos manteniendo una barrera efectiva para la pérdida de agua, electrolitos y macromoléculas.
- Protección ambiental. No permite la entrada de agentes físicos, químicos y microbiológicos.

- **Movimiento y forma.** La flexibilidad, elasticidad y dureza de la piel proveen movimiento y forma.
- **Producción de estructuras anexas.** La piel produce estructuras queratinizadas como la capa córnea de la dermis.
- **Regulación de la temperatura.** La piel cumple un papel muy importante en la regulación de la temperatura corporal a través de la regulación de la circulación cutánea y las glándulas sudoríparas.
- **Depósito.** La piel es un reservorio de electrolitos, agua, vitaminas, grasa, carbohidratos, proteínas y otros materiales.
- **Inmunorregulación.** Los queratinocitos, células de Langerhans y los linfocitos proveen protección contra el desarrollo de infecciones persistentes.
- **Pigmentación.** Todos los procesos de la piel (formación de melanina, vascularización y queratinización) ayudan a determinar el color de la piel, la pigmentación de la piel ayuda a prevenir el daño proveniente de la radiación solar.
- **Acción antimicrobial.** La superficie de la piel tiene propiedades antibacteriales y antifúngicas.
- **Percepción sensorial.** La piel es el primer órgano sensitivo del tacto, presión, dolor, prurito, calor y frío.
- **Secreción.** La piel es un órgano secretor a través de las glándulas sebáceas. (Scott, *et al* 2001)

2.2.1 Epitelios Los epitelios son agregados celulares que cubren o revisten el cuerpo y las superficies de los órganos. Están constituidos por células relacionadas de manera muy cercana por su estructura, función o por ambas.

Las células epiteliales están modificadas para servir en múltiples funciones esenciales. Las funciones sensoriales son desempeñadas por los epitelios de diversas maneras.

El sistema nervioso procede de células epiteliales en especial de las células neuroectodérmicas; éstas pierden sus típicas características epiteliales y adquieren otras nuevas que las preparan de modo ideal para la comunicación intercelular. Las células epiteliales que se desempeñan como receptoras sensoriales son transductores de energía.

Otras células epiteliales como las que revisten los sistemas vascular y linfático aseguran que el intercambio funcional ocurra entre los conductos sanguíneo y linfático y el resto de células somáticas (Banks, 1996).

2.2.2 Clasificación de los epitelios La clasificación y nomenclatura de los tejidos epiteliales se basa en el número de capas celulares sobrepuestas y en la forma predominante o superficial de las células que los constituyen. Un revestimiento epitelial puede ser simple, estratificado, pseudoestratificado, y de transición (Banks, 1996).

El epitelio simple se clasifica según el tipo de células que predominan, el cual puede ser escamoso, cúbico o cilíndrico. Los epitelios pseudoestratificados constan de células cilíndricas en contacto con la membrana basal. Los epitelios estratificados reciben su nombre según la morfología de las células apicales o lumbinales: escamoso, cúbico o cilíndrico (Banks, 1996).

2.2.3 Piel La piel es una barrera eficaz entre el ambiente interno y externo; ayuda a prevenir la pérdida de agua, regulación de la temperatura, pérdida de electrolitos y macromoléculas, al tiempo que disminuye el ingreso de agentes físicos, químicos, y microbianos.

El intergumento incluye piel y sus derivados. La capa más externa de la piel es la epidermis, el cual está constituido por epitelio escamoso estratificado. Debajo de

la epidermis se encuentra la dermis y el tejido que lo constituye varía de colágeno laxo a denso (Banks, 1996).

2.2.4 Epidermis Los quelonios presentan una piel altamente queratinizada. La epidermis es bastante gruesa para formar los escudos, los cuales hacen parte integral de la piel. Estos escudos proveen protección contra las abrasiones, juegan un papel importante en la permeabilidad y una de las características es que tiende a ser más gruesos a nivel dorsal que ventral (Malley, 2005).

La epidermis se desarrolla a partir del ectodermo (Banks, 1996). La epidermis tiene tres capas; la capa mas interna se denomina estrato germinativo y está conformado por células cuboides que producen la queratina y las siguen las células de la capa intermedia. La capa intermedia tiene una capa rica en lípidos que juegan un papel clave en proveer una barrera permeable contra el agua. El estrato más externo es decir el córneo es altamente queratinizado, el cual forma los escales. En reptiles hay dos tipos de queratina: la alfa queratina la cuál es flexible y la beta-queratina que es exclusiva en reptiles y que provee la fuerza y dureza característica típica de esta especie. La beta queratina se encuentra en los caparazones, mientras que la alfa-queratina se encuentra entre los escudos (Bellairs, 1969).

La cubierta superficial del integumento, la queratina, es el producto de la transformación de la diferenciación de las células basales. Las células que sufren queratinización pierden el núcleo, se aplanan y se llenan con un producto secretado: la queratina. La queratina es una mezcla de proteínas de bajo contenido de azufre envueltas en una matriz amorfa rica en proteína de alto contenido de azufre (Banks, 1996).

2.2.5. Dermis La dermis se desarrolla a partir del mesodermo (Banks, 1996). La dermis consiste en tejido conectivo, vasos linfáticos, nervios y células

pigmentadas. En los quelonios a nivel de la dermis se encuentran los osteodermos, los cuales se fusionan con las vértebras para formar el caparazón (Bellairs, 1969).

Esta capa se separa de la epidermis por medio de una membrana basal típica y a su vez presenta dos zonas: una papilar y una reticular. La zona papilar o superficial se conforma hacia los contornos del estrato basal, contiene estructuras epidérmicas que se invaginan hacia la dermis. El espesor del tejido colágeno laxo en esta región es variable según las diferentes especies. La zona profunda o reticular presenta tejido colágeno denso (Banks, 1996).

2.3 ENFERMEDADES DERMATÓLOGICAS EN TORTUGAS MARINAS

Las tortugas marinas presentan una amplia casuística de patologías cutáneas que muchas veces han sido mas estudiadas en quelonios continentales. A continuación se referencian algunas de las que se han relacionado con ambientes marinos y dulceacuícolas.

2.3.1 Enfermedades causadas por virus

2.3.1.1 Enfermedad Del Parche Gris (GPD), “Grey Patch Disease” Es una enfermedad enzoótica producida por un virus tipo herpes marino (Dobbs, 2001), el cual se reportó por primera vez en una tortuga verde (*Chelonia mydas*) en una Isla de Oeste de la India británica en el año de 1975 (Cooper, 1981).

Esta enfermedad se denomina “*Enfermedad del parche gris*” (GPD), debido al color grisáceo de las lesiones. El GPD se ha reportado con mayor frecuencia en tortugas de 60 a 80 días de nacidas (Haines, 1977) y nunca se ha reportado en tortugas marinas en vida silvestre (Schwartz, 1974)

Los signos clínicos se presentan después de 3 semanas de haber adquirido el virus. Se caracteriza porque es una enfermedad de la piel que se expande con bastante rapidez (Banfield, 1972). Tiene una presentación papular y una presentación en forma de parches grises con bordes irregulares. Estas lesiones pueden implicar todas las estructuras epidérmicas superficiales tales como la piel, el caparazón, el párpado y la superficie conjuntival del ojo (Cooper, 1981).

Ocasionalmente las lesiones se resuelven espontáneamente después de cursar con un cuadro de 6 semanas, pero la mayoría de las lesiones continúan expandiéndose durante meses. Las lesiones típicas del parche gris desaparecen generalmente antes del año de edad, es decir la enfermedad cursa con una alta morbilidad pero baja mortalidad (Schwartz, 1974).

A nivel de histopatología las pápulas y las lesiones irregulares, presentan hiperqueratosis y acantosis de la epidermis. Frecuentemente las células de la capa más externa y media de la epidermis, contienen núcleos con cuerpos de inclusión basofílicos y cromatina marginada (Cooper, 1981).

Los núcleos están aumentados de tamaño y de forma irregular y se encuentran separados del citoplasma de la célula. Igualmente se observa células gigantes multinucleadas (Ballesteros, 2002).

Por microscopía eléctrica las partículas virales miden alrededor de 160-180 μm de diámetro.

El diagnóstico presuntivo se puede hacer por la identificación de las lesiones típicas de la piel en animales jóvenes. El diagnóstico definitivo se obtiene a partir de una biopsia de piel, en donde se hace la detección de las partículas virales por microscopía eléctrica (Mader, 1996).

La ruta de transmisión todavía no se ha determinado, pero se cree que es vía oral (Mader, 1996).

EL GPD se manifiesta sólo bajo condiciones inadecuadas en el ambiente, como lo son: las altas temperaturas, cambios bruscos en la temperatura del agua (Dobbs, 2001), la presencia de material orgánico, polución del acuario, y la introducción rutinaria de animales nuevos (Haines, 1977).

La temperatura del agua tiene un efecto profundo en la incidencia del patrón de distribución y presentación del virus. Durante varios experimentos se demostró que aguas con cambios repentinos de temperatura, o con una temperatura promedio y constante de 30°C, produce una mayor predisposición a desarrollar más rápido el cuadro clínico, mientras que en tortugas que están en aguas con una temperatura promedio de 25°C y constante, cursan con un cuadro menos agudo (Haines, 1977).

Se estima que el GPD tiene una mortalidad del 2 al 25%, dependiendo de las condiciones de mantenimiento del animal. Sin embargo las tortugas que presentan lesiones extensas, tienen una mortalidad del 5 al 20 % (Cooper, 1981).

Hasta el momento no hay ningún tratamiento específico. Sin embargo las medidas profilácticas, como la disminución de stress, ayudan a reducir la mortalidad. La reducción de animales por tanque, mayor higiene en los acuarios, la calidad y temperatura óptima del agua, ayudan a reducir la presentación de esta enfermedad (Mader, 1996).

2.3.1.2 Fibropapilomatosis (FP) La Fibropapilomatosis es una enfermedad neoplásica global de las tortugas marinas. Fue descrita por primera vez hace más de 50 años en tortugas verdes (*Chelonia mydas*) por Luckes y Coates. El primer posible reporte de fibropapilomatosis, toma lugar en el acuario de Alemania (Harshbarger, 1991), donde un individuo en cautiverio presentó un mezquino nasal, pero no se hizo ninguna verificación basada en histopatología.

Jacobson (1989) propuso que las lesiones estaban relacionadas con una etiología infecciosa y al principio solo se observó en animales adultos. Años después, se comenzó a observar en animales jóvenes.

La enfermedad fue inicialmente descrita en la familia *Cheloniidae*, especialmente en la tortuga verde (*Chelonia mydas*), pero también se ha referenciado en *Caretta caretta*, *Lepidochelys olivacea*, *Eretmochelys imbricata* y *Natator depressus* (Herbst, 1994).

En el año de 1996, en Brasil, se reportó (Amato & Moraes, 2000) el primer caso de fibropapilomatosis confirmado por histopatología, de dos tortugas hembras carey, que habían sido mantenidas en cautiverio en el proyecto Tamar (programa nacional de conservación de tortugas marinas en Brasil).

Hasta el momento es la más grave y potencialmente cruel enfermedad que afecta la tortuga carey (Chacón, 2004). Se cree que es una posible enfermedad consecuencia producida por un herpesvirus, sin embargo se han encontrado reportes de diferentes agentes causales dentro de los que se encuentran contaminación por hidrocarburos (Daviany & Quiroga, 2001), otras sustancias como toxinas marinas (Aguirre, 2002) y factores relacionados con el medio ambiente marino (Greenblat *et al*, 2004). Sin embargo estudios histológicos, inmunohistoquímicos y serológicos han demostrado la asociación del herpesvirus directamente con la fibropapilomatosis ya que genes del herpesvirus han sido detectados en tumores de piel y viscerales por medio de cultivos (Hickerson, 1996).

Investigaciones actuales han demostrado la posibilidad que el virus sea transmitido a través de vectores. Desde que se realizan pruebas de PCR, se ha detectado genes virales en organismos candidatos como vectores de la fibropapilomatosis (Lutz, 1997), como es el caso de las sanguijuelas marinas del género *Ozobranchus*. Es importante no descartar que la transmisión de este virus

esta dada por otros organismos vectores aparte de la sanguijuela marina, o que simplemente el virus se transmita a través de los océanos.

El Herpesvirus es transmitido por contacto directo con tortugas portadoras del virus, por vectores, o por contacto con sedimentos marinos suspendidos en el mar infectados con partículas virales (Curry *et al*, 2000).

Se caracteriza porque causa múltiples tumores cutáneos benignos como papilomas, fibromas y fibropapilomas (Herbst *et al*, 1999), tanto externos como internos. A nivel externo se presentan papilomas en la piel, conjuntiva ocular, la parte dorsal del cuello, región inguinal y axilar, en el caparazón y plastrón (Jacobson *et al*, 1989). Figura 1, 2, 3 y 4

Figura 1. Presencia de un fibropapiloma en la parte lateral izquierda de un ejemplar adulto de tortuga carey



Fuente.<http://response.restoration.noaa.gov/oilaidsturtles/pdfs/turtles.pdf>

Figura 2. Presencia de fibropapilomas cutáneos en la región dorsal del cuello de una tortuga verde adulta



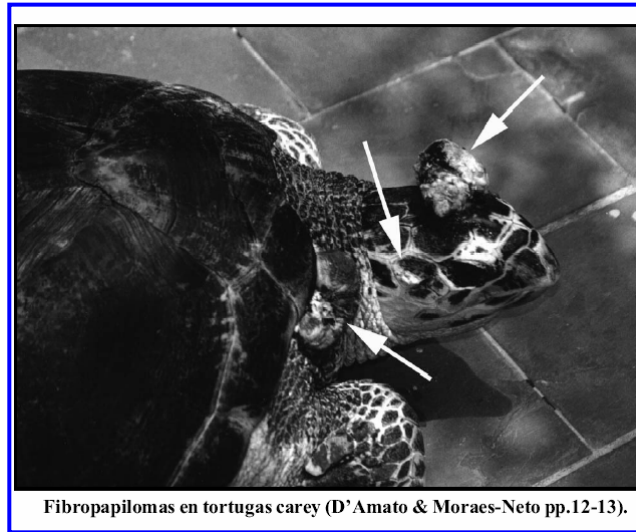
Fuente. http://ceakumal.org/bfibropapillomatosis_fpb.html

Figura 3. Fibropapilomas en aletas posteriores y aleta anterior derecha de un ejemplar de tortuga caguama



Fuente. <http://www.ulpgc.es/paginas/webs/apreptil/tmar.htm>

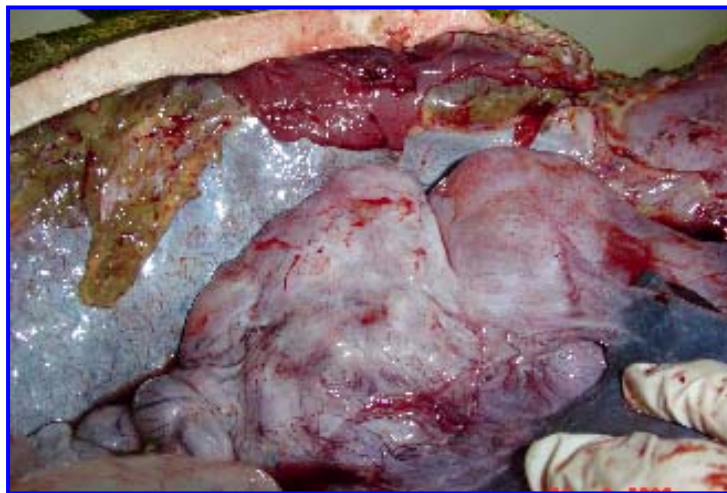
Figura 4. Fibropapiloma en la parte dorsal de la cabeza en una tortuga carey.



Fuente. <http://www.seaturtle.org/ntm/PDF/NTM91.pdf>

También se han descrito fibromas en órganos internos como pulmón, hígado, riñón y tracto gastrointestinal, originando alteraciones en la flotabilidad, necrosis por presión del parénquima hepático, fallo renal y obstrucción intestinal respectivamente (Herbst, 1994; Orós *et al.*, 1998). Figura 5.

Figura 5. Fibropapilomas en órganos internos de una tortuga carey



Fuente. http://ceakumal.org/bfibropapillomatosis_fpb.html

Los tumores causan la muerte indirectamente ya que afectan el área alrededor de los ojos (córnea), bloqueando la visión y la zona de la boca (Magnusom, 2000), dificultando la búsqueda y la ingestión de alimento; esta es la explicación de la emaciación de los animales con afecciones severas de fibropapilomatosis (Work, 2003). Igualmente cuando se presentan tumores de un tamaño relevante a nivel de las aletas, limita la habilidad de nadar y buscar comida (Mader, 2006).

Los animales con fibropapilomatosis severa se encuentran en estado de stress e inmunosupresión, basados en exámenes de hematología y niveles de cortisol (Aguirre, 2002). Igualmente tienden a ser anémicas y con imbalances en los niveles de Sodio (Shigenaka, 2003).

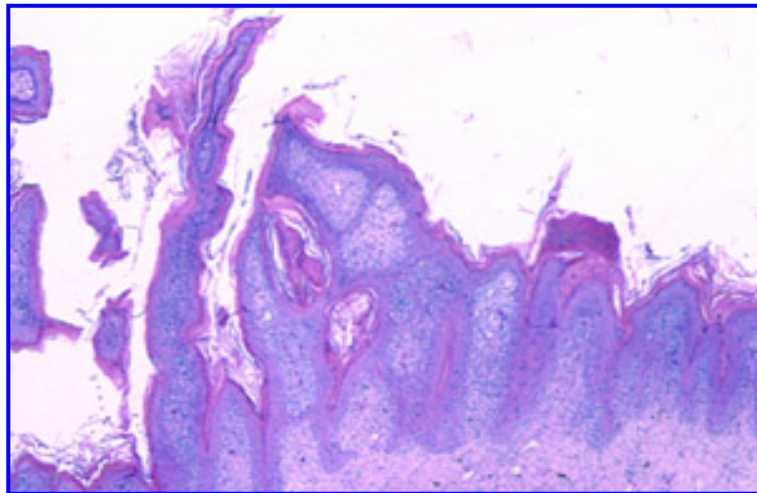
A través de pruebas de funciones inmunes se demostró que la inmunosupresión en tortugas silvestres es una consecuencia y no un pre-requisito para la presentación de fibropapilomatosis (Work, 2001).

Desde 1938 (Smith & Coates) se han encontrado reportes que a nivel de el componente dermico de los fibropapilomas es frecuente la observación de huevos de tremátodos (*Haplotema constrictum*) (Herbst, 1995), llegando incluso a considerarse como un posible agente etiológico de esta enfermedad. Sin embargo recientes estudios de transmisión experimental han descartado esta teoría (Aguirre 2002) ya que se confirmó que el trematodo dejaba los huevos en la neoplasia pre-existente, es decir que estos no eran la causa primaria de las neoplasias. También se mencionan parásitos más asociados a los fibropapilomas de las tortuga marinas, como el *Rhytidoides similis* (Jacobson, 1981), y el *Spirorchid*, donde se han encontrado huevos en los papilomas de tortugas infectadas con el virus (Herbst *et al.*, 1999).

El diagnóstico se hace basándose en la presencia de fibropapilomas y por histopatología. Los tumores internos se detectan radiográficamente o durante la necropsia (Mader, 2006).

Histológicamente se describe como mostrándose como lesión inicial una degeneración vacuolar de las células epidérmicas del estrato basal (Jacobson *et al.*, 1989), con un núcleo o centro fibroso o un aro plano fibroso en forma de tumor compuesto de tejido conectivo hialinizado denso cubierto de una capa gruesa de epitelio (Amato & Moraes, 2000) Figura 7. En algunos casos se ha reportado cuerpos de inclusión intranucleares (Mader, 2006).

Figura 6. Hiperplasia epidérmica papilar y/o proliferación hiperplásica de la dermis de un ejemplar adulto de tortuga verde afectado por fibropapilomas cutáneos



Fuente. <http://www.ulpgc.es/paginas/webs/apreptil/tmar.htm>

La presencia de, en donde el estrato córneo es más grueso que la piel que lo rodea, sin retención del núcleo; se observa principalmente en aquellas zonas donde la epidermis no es cornificada, como en la mucosa de la cloaca o la conjuntiva (Herbst *et al.*, 1999).

El patrón histológico común de los tumores viscerales es la proliferación extensa de fibroblastos con figuras mitóticas. Es frecuente encontrar abundante secreción de sustancia mixomatosa, seguida de depósitos de fibras de colágeno en tumores más maduros (Herbst *et al.*, 1999).

A nivel de los pulmones se presenta una fibrosis extensiva del intersticio bronquial y hay entrapamiento del epitelio bronquial sano junto con el fibroma expandiente. En los riñones, se observa igualmente extensión de la fibrosis intersticial, en donde eventualmente se observa entrapamiento de los túbulos renales (Herbst *et al.*, 1999).

Se han encontrado diferentes tipos de células inflamatorias en los fibropapilomas cutáneos. Las principales células que se encuentran son los heterófilos y en menor cantidad eosinófilos y granulocitos (Herbst *et al.*, 1999).

La habilidad de este virus para permanecer infeccioso entre las tortugas marinas esta dado por la capacidad de sobrevivencia en ambientes marinos por periodos prolongados fuera del hospedador (Curry *et al.*, 2000). Igualmente tiene esta capacidad de sobrevivir fuera del agua por periodos extensos en superficies de equipos, instrumentos, botes o en áreas que hallan estado en contacto con tortugas infectadas (Curry *et al.*, 2000).

Se ha hipotetizado que los tumores producidos por la fibropapilomatosis crecen más rápido durante el Invierno, cuando las frías temperaturas ocasionan stress, el cual tiene un alto grado de culpabilidad en el encallamiento de tortugas marinas en épocas de invierno (Work, 2003).

En las playas de Hawai se ha encontrado que animales que presentan esta enfermedad, cursan simultáneamente con bacteremia y a medida que la fibropapilomatosis sea más aguda, es mayor la incidencia de esta. Especies de el género *vibrio* fueron las bacterias aisladas más comunes en la sangre de las tortugas con la predominancia de la *V.harvey* (Work, 2001).

2.3.2 Enfermedades Bacterianas Las bacterias tienen un papel muy importante en la presentación de enfermedades en los reptiles, siendo éstas patógenos primarios o invasores secundarios oportunistas.

Las tortugas en cautiverio son bastante propensas a adquirir infecciones bacterianas cuando están débiles o su estado inmunológico no se encuentra en óptimas condiciones, como en el caso de una reciente enfermedad (Lutz, 1997).

Las principales vías de infección bacteriana en quelonios marinos son aquellas producidas por traumatismos externos (Dobbs, 2001), que terminan afectando a los tejidos dérmicos. Estas alteraciones terminan desencadenando abscesos y dermatitis (Glazebrook & Campbell, 1990).

Las bacterias más frecuentemente cultivadas a partir de la piel son: *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio alginolyticus*, *Escherichia coli*, *Citrobacter* sp., *Enterobacter* sp., *Proteus* sp., *Pseudomonas* sp., *Salmonella* sp., *Mycobacterium* sp., *Edwardsiella* sp., y *Flavobacterium* sp.

La mayoría de bacterias gram-positivas no son consideradas patológicas en reptiles. Sin embargo algunas de estas bacterias, pueden causar infecciones severas y convertirse en microorganismos altamente patógenos en animales con un estado de salud comprometido (Mader, 2006).

A diferencia de las bacterias gram-positivas, las gram negativas se consideran patógenas, y la mayoría hace parte de la flora natural de los reptiles. La presencia de este tipo de bacterias en la piel acelera el efecto de las lesiones. La temperatura y la humedad contribuyen a que las bacterias colonicen rápidamente las heridas en la dermis y epidermis (Mader 1996).

El problema radica en que una vez instaurada la infección, el agente patógeno puede diseminarse vía sanguínea y originar una septicemia, frecuentemente

mortal y se presenta con mucha frecuencia en los casos donde hay presencia de abscesos cutáneos (Cooper, 1981).

De hecho la presentación de bacteremia en tortugas de agua fresca por lo general empiezan con lesiones en la piel (Jacobson, 1992). Alternamente muchas de las bacterias cultivadas de la sangre se encuentran en ambientes marinos y su presentación puede ser por la exposición a coliformes fecales provenientes de las heces de las tortugas, que se comportan como una fuente de de infección bacteriana de la piel (Balaz, 1993).

Por ejemplo la *Aeromonas sp.*, *Pseudomonas sp.*, especialmente la *Pseudomona auriginosa*, son frecuentemente aisladas de lesiones cutáneas y son microorganismos que hacen parte de la flora normal del intestino y de la cavidad oral y se comportan como patógenos oportunistas, igualmente cuando las condiciones del animal no son óptimas (Mader, 2006).

La *Aeromona hydrophilia* es una de las bacterias más patógenas en tortugas marinas. Produce lesiones hemorrágicas que desarrollan dermatitis necrótica, particularmente en aquellos animales que están térmicamente estresados. Por lo general es más susceptible a temperaturas bajas (Mader, 2006).

2.3.2.1 Enfermedad de Shell Rot “Caparazón podrido”, o “Enfermedad Del Caparazón Ulcerado (USD)”. “Shell-rot” o “caparazón podrido“, es un término genérico que describe los efectos de las infecciones bacterianas, micóticas o por algas en las tortugas acuáticas, producidos originalmente por una lesión en el caparazón (a nivel de los escudos) o en el plastrón (Barnett, 2003).

Esta enfermedad se produce a causa de una lesión o abrasión en alguna o ambas estructuras mencionadas anteriormente, comportándose así como una puerta de entrada para las bacterias u otros organismos patógenos al sistema. Es

muy frecuente su presentación en tortugas acuáticas mantenidas en condiciones higiénicas subóptimas. Figura 7, y 8.

Figura 7. Enfermedad de shell rot localizada en uno de los escudos dorsales del caparazón de una tortuga de agua dulce



Fuente. <http://russiantortoise.org/images/shellresize2.jpg>

El USD se divide en dos categorías dependiendo de su presentación. Hay una forma seca cuya etiología son los hongos o una combinación entre bacterias y hongos. La forma seca es producida en tortugas marinas y acuáticas por bacterias gram negativas, principalmente por *Klebsiella sp*, *Pseudomonas sp* y *Citrobacter sp* (Barnett, 2003).

Esta forma puede convertirse en un problema crónico si se levantan y se desligan los escudos del plastrón y el caparazón, llegando a exponer el hueso (Barnett, 2003).

En la forma húmeda se produce una erosión superficial o ulceración de los escudos del caparazón o del plastrón. Es muy común la presentación de abscesos con contenido necrótico caseoso alrededor o a nivel del plastrón.

Figura 8. Ejemplar afectado por enfermedad de “Shell Root”



Fuente. <http://russiantortoise.org/images/shellresize2.jpg>

Con el tiempo si este problema no es tratado adecuadamente, la infección se disemina debajo de los escudos y es indetectable a simple vista la presencia de una infección (Barnett, 2003), agravándose el cuadro clínico y desarrollando una patología que compromete más la salud del paciente. Esta situación clínica se conoce como “Enfermedad Cutánea Séptica Ulcerativa” (SCUD) (Barragán, 2002).

Su transmisión se da por contacto directo con otras tortugas, y es una enfermedad altamente contagiosa (Barnett, 2003),

Lo ideal es mantener el área de la lesión seca, con el propósito de conservar la herida limpia y evitar que el cuadro avance. En Tortugas acuáticas en tratamiento, se deben exponer al agua máximo dos horas durante el día (Barragán, 2002).

2.3.2.2 Enfermedad Cutánea Séptica Ulcerativa (SCUD) La enfermedad ulcerativa cutánea es un proceso bacteriano descrito en quelonios acuáticos, el cual se caracteriza por ulceraciones cutáneas con material necrótico, purulento o granulomatoso sobre la piel y el caparazón, acompañado de otra serie de signos

inespecíficos, como cambios de color del caparazón y piel, parálisis de los miembros (Mader, 1996), apatía, letargia, anorexia, debilidad, y petequias (Cooper, 1981). Figura 9.

Figura 9. Ejemplar acuático con presencia de ulceraciones cutáneas con material necrótico a nivel del plastrón afectado por (SCUD)



Fuente. <http://www.consultavet.es/consejos.php3?id=31>

La SCUD es una condición seria, que a nivel del caparazón destruye la lámina gruesa de queratina, permitiendo el acceso a organismos patógenos.

Esta dermatitis avanza rápidamente y puede progresar hasta la membrana de la cavidad celómica, en donde se convierte en una septicemia en caso que no se lleguen a controlar las heridas externas. Además de las lesiones en la piel, presenta focos necróticos en el hígado, abscesos ulcerados en el tejido óseo, y otros órganos (Barnett, 2003),

Se han asociado agentes etiológicos como las *Aeromonas* sp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas fluorescens*, *Staphylococcus aureus*, *Proteus* sp., *coliformes* *Acinetobacter* sp., *Citrobacter* sp. encontrados en tortugas marinas en cautividad (Hernández, 2002).

El principal agente causal se asocia a el *Citrobater freundi* (Girling, 2003); éste hace parte de la flora intestinal de muchos animales y se aísla con facilidad del intestino y excrementos de quelonios sanos. Es muy común aislarlo de abscesos, estomatitis infecciosa, infecciones del aparato respiratorio y septicemia, así como del agua y suelo (Cooper, 1981).

Serratia spp es uno de los principales microorganismos presentes en los abscesos y su presencia es uno de los factores iniciales para dar comienzo a la patogénesis de esta enfermedad ya que su presencia facilita la entrada del *Citrobacter freundii* (Mader, 1996).

La predisposición a esta enfermedad se debe a varios factores, entre los cuales se encuentra: contaminación a partir del agua (contaminación fecal), bajas temperaturas, superpoblaciones, control sobre reservorios, estados de inmunosupresión y heridas por peleas. Los traumas por mordeduras son muy comunes y los lugares típicos de agresión son el cuello, cabeza y la cola (Barragán, 2002).

A nivel histológico se observa paquetes de queratina, básicamente en los sitios donde se ha multiplicado las bacterias. Igualmente se observa la presencia de eosinófilos y heterófilos, lo cual confirma la presencia de una infección (Cooper, 1981). La mayoría de las heridas, sobre todo las más profundas tardan meses en cicatrizar y curar, desde 5 meses a 3 años.

El pronóstico es reservado y se basa principalmente en el cuidado de las heridas cutáneas. Esta patología se puede prevenir con una buena higiene, y en caso de una herida mantenerla limpia para evitar el acceso del *C. freundii*.

2.3.2.3 Necrosis Ulcerativa Dérmica La Necrosis Ulcerativa dérmica es una infección cutánea que en las primeras etapas empieza inicialmente con patrones

vesiculares. Cuando cursa con un cuadro moderado hay despigmentación de la piel y necrosis de la capa más externa de la queratina. En casos más severos hay una erosión extensiva o ulceración y puede existir la presencia de un exudado característico (pus con sangre y células epiteliales) (Cooper, 1981). Figura 10.

Figura 10. Ejemplar de tortuga verde juvenil con lesiones necrosantes y ulcerativas características de necrosis ulcerativa dérmica



Fuente. <http://www.ulpgc.es/paginas/webs/apreptil/tmar.htm>

La Dermatitis vesicular necrotizante está muy relacionado con factores de alta humedad e infecciones secundarias bacterianas, como las *Pseudomona sp*, *Proteus spp*, *Klebsiella sp*, y *Staphilococcus sp* (Barnett, 2003). Puede ser secundaria a cambios metabólicos por estrés de captura. En los patrones histopatológicos se presenta acantosis, paraqueratosis y degeneración hidrópica laminar de la epidermis. Igualmente se observa hiperplasia epidermal, generalmente con pustulaciones superficiales de diversos tamaños con presencia de exocitosis neutrofilicos y espongirosis. Hay una banda superficial con predominancia de células plasmáticas con una variación de linfocitos, neutrófilos y macrófagos (Cooper, 1981).

2.3.2.4 Dermatitis Papilar (PD) Es una patología dérmica que se presenta en quelonios acuáticos y marinos (Cooper, 1981). Produce decoloraciones de la dermis, úlceras superficiales o profundas. Estas lesiones permiten el ingreso de organismos patógenos dentro del organismo.

Entre sus principales agentes etiológicos en tortugas marinas se encuentran: *Aeromonas* sp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Proteus* sp., *Acinetobacter* sp., *Citrobacter* sp en tortugas marinas en cautividad (Orrego, 2002).

2.3.2.5 Abscesos Cutáneos Los abscesos son muy frecuentes en reptiles y se desarrollan como respuesta frente a agentes infecciosos bacterianos. Frecuentemente su localización es subcutánea pero pueden encontrarse también en la cavidad celómica, oído medio o bajo la lente ocular. En reptiles, el pus suele ser sólido o semisólido en contraste con el material purulento más o menos fluido que manifiestan los mamíferos. Se cree que esto se debe a que los leucocitos granulocíticos de los reptiles presentan una falta absoluta o relativa (Frye, 1991).

Los abscesos se producen principalmente por causas ambientales, contaminación fecal, flora cutánea saprófita (enterobacterias y cocos) y por heridas. Múltiples organismos patógenos son los responsables de los abscesos externos. Entre estos se encuentran: *Pseudomas* sp, *Aeromonas* sp, *Citrobacter* sp, *Proteus* sp, *Serratia* sp, *enterobacter* sp, y *Klebsiella* sp (Cooper, 1981), *Bacteroides* sp., *Fusobacterium* sp. y *Peptostreptococcus* sp.(Stewart, 1990).

La *Serratia spp* es uno de los principales microorganismos presentes en los abscesos (Mader, 2006), y produce abscesos caseinados que requieren indiscutiblemente terapia antibiótica (Mader, 2006).

El Actinobacillus sp. ocasionalmente ha sido aislado de abscesos en las tortugas marinas (Orenstein, 2001).

Los abscesos en quelonios marinos se caracterizan porque son masas no fluctuantes y duras de tamaño distinto y presentan una gran cápsula fibrosa a la que no llegan los antibióticos en gran concentración. El pus es sólido o semisólido en la zona central, por la falta absoluta o relativa de lisozimas (una forma de una enzima destructiva que se encuentran en los macrófagos y otras células del sistema inmune). Las capas externas son algo más blandas y además son bastante histolíticos (Girling, 2003). Se expanden con mucha facilidad y colonizan otros sitios, sobre todo las *Pseudomona sp* y *Salmonella sp*, produciendo septicemias.

La cicatriz producida por los abscesos en tortugas marinas, es lenta e incolora o negra, dependiendo de la lesión de los melanóforos (Orenstein, 2001).

Los abscesos profundos en el plastrón, son particularmente heridas serias, y por lo general requieren quirúrgicamente remoción y drenaje de las áreas afectadas, seguido de un tratamiento anti-microbiano, basado en un cultivo microbiano (Girling, 2003). Los abscesos en el plastrón pueden persistir por muchos años, siempre y cuando no sean tratados, pero finalmente terminan desencadenando una septicemia .

Histológicamente los abscesos se componen de un infiltrado inflamatorio compuesto mayoritariamente por heterófilos. La cápsula conectiva impide la llegada del antibiótico en concentración suficiente como para destruir el agente etiológico.

2.3.2.6 *Mycobacterium marinum* *Mycobacterium spp* es un bacilo de tamaño pequeño, ácido-alcohol resistente, que se encuentra en ambientes acuáticos y produce la tuberculosis.

En numerosas ocasiones se han aislado a partir de reptiles especies del genero *Mycobacterium* que causan enfermedad en el hombre (*M. marinum*, *M. avium*, *M. tuberculosis*, *M. cheloniae*).

Las infecciones por micobacterias son más frecuentes en especies de tortugas acuáticas o semiacuáticas siendo *M. marinum* la más comúnmente aislada. Sin embargo las micobacteriosis no son muy frecuentes en tortugas marinas (Glazebrook & Campbell, 1990).

El *M.chelonei*, y el *M.thamnopheos* se han reportado como especies potencialmente patógenas en reptiles (Mader, 2006).

Es de destacar que *M. marinum* puede cultivarse a partir del agua de mar, posibilitando la infección por ingestión o aspiración de esta.

Los organismos ácido positivo son fácilmente de identificar simplemente con un raspado o con una biopsia de piel (Mader, 2006).

A nivel de histopatología se detectan bacilos Ziehl-Neelsen positivos, rodeados por un discreto número de células mononucleares y células gigantes multinucleadas.

Usualmente entra al organismo a través de heridas en la piel, produciendo úlceras y granulomas a nivel de la dermis y epidermis, y en órganos internos, como el hígado y el pulmón.

2.3.3 Enfermedades por hongos Las enfermedades por hongos fueron publicadas por primera vez a principio de 1890 por Blanchard, en donde se reporta la presencia de *Fusarium urticearum* en la piel de un lagarto. Pero fue hasta 1912 que se utilizó el término micosis en los reptiles en el área de patología del Zoológico de London (Cooper, 1981).

Debido a sus hábitos solitarios las tortugas marinas en vida libre, tienen menor tendencia a la presentación de enfermedades micóticas que aquellos que viven en cautiverio.

Al igual que las infecciones bacterianas, la mayoría de infecciones por hongos en cautiverio se da por un inadecuado manejo de los acuarios y los animales, produciendo stress y estados de inmunosupresión. La calidad del agua y el pH (por encima de 6.5) son un factor importante en la aparición de las micosis (George, 1997).

Sin embargo se ha reportado en varios estudios que la presencia de hongos sobre la piel en los reptiles es más una asociación saprofita que una patología y simplemente significa una contaminación superficial (Cooper, 1981).

Entre los principales agentes micóticos que afectan las tortugas marinas se encuentra: *Aspergillus sp*, *Basidobolus sp*, *Penicillium sp*, *Prototheca sp*, *Saprolegnia sp*, *Trichophyton sp*, *Trichosporon sp*, *Microsporium sp*, *Candida sp*, *Fusarium sp*, y *Geotrichum sp* (Mader, 2006).

Dentro de las micosis superficiales o dérmicas, el hongo más frecuentemente aislado es el *Aspergillus sp*, que produce lesiones focales, de una coloración negra, secas, y gangrenosas (Orrego, 2002). Las extremidades suelen ser las partes más afectadas llegando incluso a la auto amputación en los casos más severos (George, 1997).

La Saprolegnia sp, merece una mención especial debido a su alta frecuencia con lesiones en la piel principalmente en reptiles acuáticos .

El *Mucro sp*, es considerado un agente patógeno en tortugas cuando se encuentra en exámenes histopatológicos de la piel. Es un agente termotolerante y se ha aislado de materia orgánica en descomposición. Es muy frecuente su aislamiento de la piel de los quelonios (Mader, 1996).

El *Fusarium sp*, es un organismo común del suelo, el cual coloniza rápidamente superficies de piel necrótica y raramente se ha encontrado que invadan tejidos más profundos que la dermis. La alta incidencia de infecciones dérmicas en tortugas marinas y acuáticas se debe a aguas contaminadas con *Fusarium sp*. (Mader, 1996).

Igualmente se ha reportado la hyalohyphomycosis cutánea producida por el *Fusarium solani* (Cabañes ,1997).

En general los signos clínicos de las infecciones micóticas son muy parecidas a la dermatitis bacteriana. Se presenta un cambio de color de la piel, con tendencia a tomar una tonalidad café hasta un tono verde-amarillo. Otros signos clínicos incluyen la presentación de ampollas, úlceras en la piel y en el caparazón, nódulos, granulomas (muy comunes), e inflamación de los miembros (Mader, 1996). La presencia de granulomas alrededor de la cepa de hongos indican evidencia de infección.

El aislamiento de un patógeno micótico oportunista no tiene relevancia clínica importante, a menos que halla evidencia de infección bacteriana (Mader, 1996).

El exámen histológico es el procedimiento adecuada para diagnosticar infecciones dérmicas (Boyer, 1996)

2.3.4 Ectoparásitos La asociación de parásitos con su hospedero frecuentemente tiene una larga historia coevolutiva y la evidencia de parasitismo es un hallazgo incidental común. La demostración de una patología significativa, es necesaria para directamente implicar parásitos particulares como causa de enfermedad y mortandad (Bjorndal, 2000).

Es muy común que los animales en cautiverio adquieren parásitos, los cuales nunca se presentarían en su estado natural. Esto se debe básicamente a factores de cautiverio como stress o a condiciones ambientales adversas (Cooper, 1981).

Dentro de los ectoparásitos la especie *Ozobranchus branchiatus* se encuentra solamente en tortugas verdes en aguas tropicales, mientras que *O. margo* presenta una mayor distribución mundial y afecta a tortugas de aguas más frías (George, 1997).

Las infestaciones con sanguijuelas merecen atención desde que se demostró que pueden transmitir bacterias y protozoos.

Por lo general las sanguijuelas se ubican alrededor de las axilas, ojos, garganta, aletas, y cloaca. Los plastrones usualmente están cubiertos por huevos de sanguijuelas, y en algunas ocasiones éstas entran a través de los escudos del plastrón (Cooper, 1981).

Las sanguijuelas del género *O. margo*, y *Branchiatus*, producen anemia y maceración dérmica (Orrego, 2002).

Las siguientes sanguijuelas son conocidas como hospedadores intermedios de la transmisión de protozoos en tortugas marinas: *Placobdella sp*, *Placobdella multineata*, *Ozobranchius shipleyi*, y *Placobdella parasitica* (Cooper, 1981)

El género Ozobranchus está asociado con la transmisión de cierto tipo de herpes virus de los quelonios marinos, relacionado con *la enfermedad del parche gris*", y con el virus *de la fibropapilomatosis* (Greenblat *et al.*, 2004).

Recientes investigaciones han demostrado que las sanguijuelas de este género, tienen cadenas de ADN altamente virales, lo cuál indica que es un vector mecánico de la fibropapilomatosis (Greenblat *et al.*, 2004).

Se ha hipotetizado que el papel del vector (sanguijuela), solamente se limita a una transmisión mecánica de la fipropapilomatosis, de tejidos epiteliales contaminados con partículas virales a animales sanos (Greenblat *et al.*, 2004).

Una de las posibilidades para que las sanguijuelas adquieran el virus, es a través de la ingesta de una cantidad considerable de tejido infectado, o por medio del consumo de sangre durante un estado virémico del virus (Greenblat *et al.*, 2004).

Sin embargo como el estándar de PCR no provee información cuantitativa acerca de la cadena viral en un organismo positivo, resulta difícil interpretar una relación con la patogénesis (Greenblat *et al.*, 2004).

Las sanguijuelas son frecuentemente observadas en los fibropapilomas y en el caparazón de los animales que han muerto a causa de este herpes-virus (Herbst, 1994).

2.3.5 Enfermedades metabólicas

2.3.5.1 Hipovitaminosis A Es un proceso muy común que se presenta en tortugas acuáticas debido a niveles deficientes de vitamina A en una dieta inapropiada (Cooper, 1999).

Dado que la vitamina A es necesaria para mantener la integridad de los epitelios, su deficiencia no sólo afecta estructuras dérmicas, sino que también puede afectar los epitelios del aparato respiratorio, órganos endocrinos, sistema gastrointestinal y sistema genitourinario, predisponiendo al animal a infecciones bacterianas secundarias (Frye, 1991).

La carencia de vitamina A se refleja en las membranas mucosas que se engrosan y la producción de secreciones orales y respiratorias disminuyen, junto con la presencia de debridamiento celular conocido como metaplasia escamosa. Esto disminuye la funcionalidad de los mecanismos filiares; esto se debe al bloqueo de las glándulas salivares y mucosas (Girling, 2003).

Entre la fisiopatología el principal desorden es la metaplasia escamosa e hiperqueratosis del epitelio (Mader, 2006), que tapiza los ductos de la glándula de Harder (anteromedial) y de la glándula lacrimal (posterolateral). Igualmente involucra los conductos de el sistema genitourinario, gastrointestinal y respiratorio (Mader, 2006).

El epitelio normal cúbico es reemplazado por células aplanadas que se descaman continuamente y ocluyen la luz de estos conductos, con lo que las glándulas se expanden en la dirección en la que encuentran menos resistencia (Cooper, 1999).

El resultado más frecuente es un blefaroedema (edema palpebral), a veces con acumulación de restos celulares blanquecinos debajo del párpado, en caso que el proceso sea crónico. Ello interfiere en la visión y por tanto en la localización del alimento (Gosden, 2004). No siempre es un proceso bilateral.

Otros signos son anorexia, letargia, pérdida de peso, descarga nasal y ocular, disnea, y abscesos en los oídos (Ballard, 2003).

En casos crónicos se presenta un aumento irregular en el grosor del integumento, que por lo general se abre con facilidad, perdiéndose la solución de continuidad y

comienza el crecimiento anormal de queratina entre los espacios de piel que se separaron (Mader, 1996).

Esta patología se presenta con mayor frecuencia en ejemplares juveniles, menores de 8 meses, porque su rápido crecimiento requiere grandes cantidades de vitamina A. No se suelen afectar las tortugas de menos de 6 meses de edad, ya que durante este período utilizan la vitamina A de los restos del vitelo almacenado en el hígado. Una vez se agotan estas reservas de vitamina A, y si la dieta es deficiente, se instaura el proceso (Frye, 1991).

Para el diagnóstico se pueden medir los niveles de vitamina A a través de un análisis hepático. La biopsia hepática no es una herramienta diagnóstica que nos brinde mucha información. La medición de los niveles de retinol en plasma puede ser una opción. Sin embargo la mayoría de diagnósticos están basados en la historia clínica, la dieta, signos clínicos y la respuesta al tratamiento. La historia de la dieta es muy importante, ya que la blefaritis puede estar ocasionada por traumas, cuerpos extraños, infecciones bacterianas o micóticas, o infecciones por nemátodos (Mader, 1996).

2.3.6. Otras enfermedades

2.3.6.1 Eritema y Petequias Es un trastorno cutáneo que involucra daño a los vasos sanguíneos de la piel y daño subsecuente a los tejidos cutáneos (Girling, 2003). Es muy común observarlos en los escudos del plastrón.

Los eritemas y petequias en la piel son muy sugestivos de una condición médica generalizada, como procesos de septicemia, infecciones locales (Girling, 2003), quemaduras o hipervitaminosis A. Igualmente se debe considerar otro tipo de problemas como la trombocitopenia, intoxicaciones, o coagulopatías (Boyer, 1996) Hay diferentes tipos de eritema. El eritema multiforme es un tipo de reacción de

hipersensibilidad que se presenta en respuesta a medicamentos, infecciones o alguna enfermedad.

El diagnóstico se fundamenta principalmente en la apariencia clásica de la lesión cutánea y la distribución simétrica típica, especialmente si hay una historia de factores de riesgo o enfermedades asociadas (Girling, 2003).

Una biopsia de la lesión cutánea y el examen microscópico pueden ser útiles para diferenciar el eritema multiforme de otros trastornos. El eritema multiforme puede mostrar muerte de tejido y otros cambios (Ballard, 2003).

2.4 FACTORES PREDISPONENTES EN LA PRESENTACIÓN DE ENFERMEDADES EN ANIMALES EN CAUTIVERIO.

La información obtenida durante la colección de la historia ambiental exacta nos puede indicar datos para un óptimo diagnóstico y pronóstico. Las consideraciones ambientales más importantes de las tortugas marinas en cautiverio incluyen la calidad del agua (temperatura, salinidad, pH, cloro, ozono, amonio, nitritos, concentración de nitratos y conteo total de coliformes); iluminación (intensidad, duración, longitud de onda y fotoperiodo); encierros (forma, material, decoración); profundidad del agua, flujo de la corriente y niveles de sonido del ambiente. Estos parámetros deben ser monitoreados y grabados en una base de datos, adicionalmente se debe tener en cuenta las condiciones del tanque donde se encuentran (Whitaker, 1999).

Algunos parámetros fisicoquímicos del agua como la temperatura, el cloro y las concentraciones de ozono pueden afectar directamente y rápidamente a la salud de las tortugas. Otros parámetros como el pH y la concentración de amonio no son tan significativos pero pueden indicar problemas con la filtración del agua (Whitaker, 1999).

2.4.1 Sistemas de Filtración Las instalaciones deben incluir tanques con sistemas de filtración si no se encuentran cercanas al mar, así como sistemas para enfriar o calentar agua. Los tanques deben requerir poco mantenimiento, ser fáciles de limpiar, adaptar y reparar.

Los sistemas de filtración pueden ser de arena y/o cartuchos de acuerdo a lo requerido. Mientras que los sistemas de flujo cerca de la costa tienen muchas ventajas, son muy propensos a complicaciones de la fuente del suministro, incluyendo extremos de temperatura, dependencia de la calidad del agua circundante y presencia de peligros biológicos tales como mareas rojas o contaminación (Bjorndal, 2000).

2.4.2 Temperatura La temperatura del agua es un factor esencial en la salud de las tortugas. La temperatura del agua debe permanecer entre los 22-28°C. Sin embargo las tortugas adultas pueden llegar a tolerar temperaturas más altas o más bajas del rango sin necesidad de que su salud se vea afectada. Como en otros reptiles la persistencia de bajas temperaturas influencia directamente el metabolismo de las tortugas; resultando una disminución en la función inmunológica y altera también la farmacocinética de los medicamentos (Whitaker, 1999).

Las temperaturas arriba de los 28°C pueden conducir a las tortugas a un proceso de letargia y pérdida del apetito (Bjorndal, 2000).

En vida silvestre es muy común la letargia de las tortugas en países con estaciones durante la época de otoño e invierno. Sin embargo se ha reportado en climas subtropicales durante eventos inusuales de temperaturas bajas (Manire *et al.*, 2002).

Los síntomas de temperaturas bajas van desde animales delgados a visualmente en buen estado, con frecuencia aletárgicos. La drástica disminución de la

temperatura del agua produce shock hipotérmicos e hipoglicémicos (Shigenaka, 2003).

Temperaturas menores de 6°C ocasionan la muerte de las tortugas (Shigenaka, 2003).

En ambos casos opuestos (temperaturas muy altas o bajas), el animal entra en estado de inmunosupresión, facilitando la presentación de una infección aguda o shock (Manire *et al.*, 2002).

Por ejemplo, animales que se han llevado a centros de rehabilitación por presentar cuadros de hipotermia, son altamente susceptibles a adquirir infecciones virales, bacterianas y fúngicas durante los siguientes 3 a 10 meses (Manire *et al.*, 2002).

2.4.3 Sombra e iluminación La sombra sobre los tanques puede minimizar el calor y la luz solar excesiva y proteger de las altas temperaturas. Las tortugas juveniles también se benefician al disponer de la cobertura en el 50% de su tanque, para permitirles esconderse. Esto parece disminuir los niveles de estrés (Bjorndal, 2000).

Otro factor importante es la iluminación del encierro, en donde debe haber iluminación ya sea artificial o natural de 12 a 18 horas por día; esto hace que se disminuyan los factores de estrés crónico (Whitaker 1999).

2.4.4 Salinidad Los niveles de salinidad se deben mantener usualmente a 32-36 ppt. Los niveles de salinidad más bajos pueden ser usados para influenciar la hidratación y la remoción de sanguijuelas y balánidos, pero solo se recomienda cuando los niveles serológicos de sodio se encuentren por arriba de lo normal. Una salinidad baja puede usarse para ayudar a las tortugas con flotación excesiva, pero puede obligar a otras a un funcionamiento forzado para permanecer en la superficie. Cambiar los niveles de salinidad por períodos cortos también pueden

ayudar a controlar el crecimiento bacteriano para microorganismos que estén acostumbrados a la alta salinidad (Bjorndal, 2000).

El cloro se utiliza en circuitos cerrados por períodos cortos, para ayudar a controlar infecciones severas de piel y caparazón. Los niveles de cloro hasta 1 ppm son beneficiosos (Bjorndal, 2000).

2.4.5 Espacio Las tortugas marinas deben mantenerse en un encierro apropiado. Aunque estos animales están adaptados a vivir en bahías y en el mar abierto, se pueden adaptar satisfactoriamente al cautiverio, siempre y cuando los parámetros del tanque sean óptimos (forma, volumen, materiales usados, obstáculos y profundidad del agua). Las tortugas de mayor tamaño necesitan un espacio más amplio para poder sumergirse, nadar y estar en la superficie. La forma del tanque, la profundidad del agua, la adecuación del encierro se hacen mas importantes entre mas pequeño sea el encierro (Whitaker 1999).

La mayoría de las instalaciones pueden encontrarse con problemas si hay demasiados animales que estén siendo retenidos más tiempo del necesario. Las tortugas deben regresar apenas obtengan un estado de salud adecuado. En cautiverio es muy común las heridas entre tortugas por mordedura, ya que durante las peleas es muy difícil escapar del contrincante, y el mecanismo de defensa más agresivo es morder a su atacante (Mader, 2006).

2.4.6 Estrés La capacidad de respuesta de estos animales frente a la exposición a un agente infeccioso y/o trauma físico está modulada por el estrés ambiental (Bjorndal, 2000).

El estrés origina en estos reptiles, una liberación de corticoides por parte de las glándulas adrenales y una reducción en los mecanismos de respuesta humoral y/o celular. Las causas de estrés pueden ser ambientales (salinidad, contaminación, temperatura, etc.), nutricionales, o físicas (traumas) (Chacón, 2004).

Como resultado de la elevación de los corticoesteroides B se incrementa los niveles de glucosa sanguínea dando una actividad gluconeogénica a los esteroides. Este incremento en la glucosa sanguínea se cree que disminuye los efectos colaterales que conlleva el estrés. Sin embargo según Van Nugteren (1996) en tortugas marinas este mecanismo metabólico no se relaciona con la respuesta de estrés en quelonios.

La corticosterona B es producida por la corteza adrenal es respuesta a la secreción hipotalámica de la hormona liberadora de corticotropina (CRH) y por la ACTH. El papel de la corticosterona como hormona estresante y su efecto en el metabolismo es consistente con la de otros vertebrados. La corticosterona se ha demostrado que tiene ciclos durante el día; sin embargo hay una pequeña evidencia demostrado en tortugas marinas (Kathryn & Vargas, 1998).

2.5 DIAGNÓSTICO DERMATOLÓGICO

Para poder hacer un diagnóstico dermatológico básico realizar una historia completa. Por otra parte hay una elevada incidencia de cambios secundarios que enmascaran el proceso original. La historia tomada en los casos dermatológicos, ya sea en la primera vista o de forma continuada durante la progresión del caso tiene que ser completa y cuidadosa. (Scarff 1999).

Las partes esenciales de la consulta deben comprender 3 puntos básicos:

- Reseña: Datos como la edad, sexo, raza, procedencia número de animales afectados etc. son de alta importancia clínica ya que de estas depende la presentación de algunas patologías.
- Historia médica general: Es muy importante ya que en primer lugar un gran número de procesos sistémicos pueden tener signos dermatológicos y el tratamiento de muchas enfermedades sistémicas graves puede ser más

importante para el paciente que el diagnóstico dermatológico; en segundo lugar algunas enfermedades sistémicas graves pueden mostrar tempranamente en el curso del proceso cambios dermatológicos.

- Historia dermatológica: Ya que de esta depende la aproximación al diagnóstico. (Scarff 1999)

2.6 EXÁMEN DERMATOLÓGICO

Hay tres pasos importantes para realizar el examen dermatológico:

- Detectar la presencia de parásitos (macroscópicamente)
- Identificar cualquier lesión presente
- Determinar la distribución de las lesiones

Es importante establecer una rutina cuando se examina la piel cuando toda su extensión está comprometida. Se debe observar desde lejos primero para observar la apariencia general y después se debe hacer una inspección minuciosa de todas las zonas afectadas. Usualmente el examen debe empezar desde la cabeza y se procede a examinar el resto de forma caudal. (Hill 2002)

Para poder saber que tipo de lesión exactamente está afectando a los pacientes se debe conocer profundamente la clasificación de las lesiones dermatológicas.

Las lesiones de la piel se pueden clasificar de muchas formas y una de ellas son las primarias y las secundarias. Las lesiones primarias ocurren como resultado directo de una enfermedad y las secundarias resultan del progreso de una enfermedad o por un trauma. Las lesiones se pueden clasificar en categorías basadas en como aparecen y como se ven durante el examen dermatológico. Estas categorías son:

- Cambios en el color de la piel: (Eritema, hiperpigmentación, hipopigmentación, máculas)
- Erosiones: (Máculas eritematosas, pápulas, pústulas)
- Excesiva descamación: (Descamación, seborrea, collarete epidermal, exfoliación, hiperqueratosis, comedón.
- Cambios en el espesor de la piel: (Liquenificación, placas, callos, mixedema, atrofia cutánea).
- Lesiones que drenan (Forunculosis, senos)
- Defectos en la integridad de la piel (Erosión, ulcera, vesícula, bulla, excoriación, fisura)
- Componentes anormales de la superficie de la piel (Exudado, incrustación, hiperhidrosis, calcicosis cutánea)
- Inflamación y masas: (Abscesos, hematomas, quiste, nódulo, tumor (Hill, 2002).
- Como se describió anteriormente todas estas clases de lesiones dermatológicas se pueden clasificar como primarias o secundarias.

2.6.1 Lesiones primarias Estas lesiones se presentan directamente por un agente etiológico específico; estas pueden ser de varias clases:

- **MACULA:** Mancha circunscrita de espesor normal pero con cambios de coloración.
- **MANCHA:** Mácula mayor de dos centímetros de diámetro.
- **PAPULA:** Pequeña elevación sólida de la piel inferior a un centímetro de diámetro. Es una de las lesiones mas comunes de la piel y puede ser consecuencia del acumulo de cualquier tipo de célula inflamatoria.
- **PUSTULA:** Elevación sólida de la piel mayor a un centímetro de diámetro. Generalmente justifica citología y raspado cutáneo.
- **PLACA:** Área elevada de mas de un centímetro de diámetro, que suele aparecer por las fusión de varias pápulas.

- **VESÍCULA:** Cavidad pequeña, menor de un centímetro de diámetro que contiene líquido. Pueden formarse por cualquier lesión inflamatoria aguda de la piel.
- **BULLA:** Vesícula superior a un centímetro de diámetro, que raramente se observa en dermatología de pequeños animales.
- **NODULO:** Masa elevada superior a un centímetro de diámetro, asociada a procesos inflamatorios como paniculitis nodular o enfermedad granulomatosa.
- **TUMOR:** Masa neoplásica en la piel. Puede ser difícil de diferenciar de un nódulo.
- **QUISTE:** Cavidad llena de desechos de queratina o líquido de origen congénito o defecto del desarrollo.
- **HABON:** Lesión circunscrita edematosa y elevada de corta duración. Estas lesiones no son ni hemorrágicas ni pigmentadas (Scarff, 1999).

2.6.2 Lesiones secundarias Estas lesiones se presentan como resultado a un agente etiológico inicial, algunas de ellas pueden ser:

- **ESCAMAS:** Acumulación de parte de las células del estrato córneo desprendidas en la superficie de la piel. Pueden ser indicativas de un defecto de queratinización.
- **COLLARETES EPIDÉRMICOS:** Lesiones circulares escamativas que muchas veces son secuelas de las pústulas. Es importante buscarlas en caso de enfermedad pustular.
- **CICATRÍZ:** Lesión alopécica frecuentemente despigmentada y originada de la fibrosis que se produce durante el proceso de cicatrización después de una lesión gruesa como una úlcera. Estas lesiones tienden al trauma y al daño solar.

- **EROSIÓN:** Lesión que se produce por pérdida de la epidermis, sin que se vea afectado todo el espesor de esta. Puede ser debida a un autotraumatismo o a un proceso patológico severo.
- **ULCERA:** Pérdida del espesor total de la epidermis, indicativa de una inflamación severa o patología vascular o neoplásica severa.
- **FISURA:** Rotura profunda a través de la epidermis, causada por trauma.
- **EXCORIACIÓN:** Cuando un autotraumatismo resulta en una úlcera o erosión se denomina excoriación.
- **LIQUENIFICACIÓN:** Engrosamiento de la piel, suficiente como para exagerar las marcas superficiales de la piel.
- **HIPERPIGMENTACIÓN:** Aumento de la pigmentación cutánea.
- **HIPOPIGMENTACIÓN:** El descenso en la pigmentación de la piel se ve después del daño completo del espesor epidérmico o asociado con procesos inflamatorios o neoplásicos.
- **HIPERQUERATOSIS:** Cualquier defecto de queratinización que conduzca o al descenso en la pérdida o el aumento en la producción del estrato córneo producirá hiperqueratosis (Scarff, 1999).

Para poder dar una descripción lo más exacta posible de la lesión se debe tener en cuenta la distribución de la lesión. La distribución de las lesiones proveen claves importantes para el acercamiento de un posible diagnóstico. Las distribuciones más típicas en dermatología son:

- **REGIONAL:** Únicamente una parte del cuerpo es afectada, como una pierna o el plano nasal.
- **MULTIREGIONAL:** Un número de partes diferentes en el cuerpo es afectado como la cara, orejas etc.
- **GENERALIZADO:** Toda la superficie de la piel está afectada.

- **SIMÉTRICO:** La lesión es igual en un lado del cuerpo que en el otro. Esto se ve usualmente en alergias, parásitos, enfermedades autoinmunes, enfermedades sistémicas o endocrinas. (Hill 2002).

2.7 TÉCNICAS DIAGNÓSTICAS DE LABORATORIO

Para un trabajo investigativo de campo, una ficha clave es la adecuada toma de muestra, su conservación y por ende su procedimiento en el laboratorio, para posteriormente poder establecer un diagnóstico acertado.

Sin embargo cuando tratamos de un cuadro clínico que no compromete lesiones o alteraciones sistémicas agudas o crónicas y son visibles en el examen físico, se utiliza la biopsia para posteriormente llevar a cabo el análisis histopatológico. La histopatología juega un papel fundamental en el diagnóstico de las enfermedades.

2.7.1 Técnicas para toma de biopsia La biopsia de piel y examen histopatológico es la mejor opción como técnica diagnóstica en dermatología veterinaria. Algunas enfermedades dermatológicas solo pueden ser diagnosticadas por biopsia (Hill, 2002).

Una biopsia se realiza para tener mayor información sobre la naturaleza de una lesión y para determinar la terapia más adecuada.

Las biopsias de piel se deben realizar en los animales que presenten:

- Condición normal.
- Condición de la piel que parezca grave.
- Condición de la piel que no responda al tratamiento
- Descamación que no pueda ser diagnosticada por test preliminares.

- Erupciones maculares, postulares, populares que no las ocasionen ni parásitos ni infecciones.
- Erosiones o úlceras persistentes
- Lesiones que drenan persistentes
- Inflamación y nódulos persistentes
- Sospecha de lesiones neoplásicas
- Sospecha de enfermedades autoinmunes
- Sospecha de circunstancias en que solo se pueda diagnosticar por biopsia (Hill 2002).

Las biopsias pueden provenir de diferentes tejidos y proveer datos relativos al ciclo de vida de la población y se colectan para estudios genéticos, histopatológicos y microbianos (Bjorndal, 2000).

Es muy importante tener en cuenta que la toma de muestras de tejidos varía dependiendo del análisis que se vaya a realizar, es decir, es indispensable anotar que el procesamiento y el análisis de cada muestra depende de el caso de aislamiento e identificación de virus, bacterias, parásitos y hongos.

Es claro que es preferible utilizar una técnica de muestreo simple y no letal cuando se trata de especies amenazadas o en peligro de extinción como es el caso de las tortugas marinas (Eckert, 1995).

La piel es el tejido sólido más común para las biopsias. En la mayoría de situaciones, puede usarse un anestésico local, como la lidocaína al 2%, que se aplica alrededor del sitio del muestreo (Bjorndal, 2000).

Las muestras para histopatología deben ser colectadas en condiciones asépticas usando guantes e instrumentos estériles.

Antes de realizar la biopsia, el sitio elegido y el tejido que lo rodea deben limpiarse con tres aplicaciones alternas de etanol al 70% y un jabón quirúrgico de yodo (Bjorndal, 2000). Este procedimiento se realiza exclusivamente en dos casos: cuando las masas se han retirado quirúrgicamente o cuando el tejido se ha sometido a cultivo bacteriológico o fúngico (Hill, 2002).

Para tomar la biopsia de tejidos se requiere de el uso de un instrumento poco costoso y desechable utilizado frecuentemente en la práctica de la medicina humana (Eckert, 1995). Para esto, la muestra se puede obtener usando una hoja de bisturí (#10 o 15), un punzón, o un sacabocados para biopsia (punch) (Bjorndal, 2000). Se pueden encontrar de diferentes tamaños (1 cm, 4mm, 6 mm y 8mm) las más usadas son las de 8 mm. El punch se pone verticalmente a la lesión y se rota aplicándole presión. Luego se retira el punch y con una pinza se retira el tejido biopsiado (Hill,2002).

Después de la extracción de la muestra, la herida puede suturarse o dejar que cicatrice por granulación (Bjorndal, 2000).

Dependiendo del tipo de lesión, se colectan muestras únicas o múltiples.

Posterior a la biopsia, el sitio debe ser limpiado para detener la hemorragia y para evitar una infección.

La toma de muestras deben ser colectadas y transportadas de una forma propicia, evitando cambios mínimos, en la composición de la flora y los tejidos, con el propósito de conservar la viabilidad del patógeno (Bjorndal, 2000). Lo ideal es introducirlo en un tubo estéril que contenga formol buferado al 10 %. (Hill 2002).

2.7.2 Muestras para examen Histopatológico. Para una evaluación histológica se debe fijar una porción de cada muestra en formol neutralizado al 10%, en una proporción muestra volumen de formol de 1:10. El formol solo puede penetrar 6 mm en 24 horas, así que el tejido debe ser lo suficientemente delgado para permitir una fijación adecuada. Si los tejidos se mantiene más de 48 en un fijador, deben transferirse del formol a etanol al 70% (Bjorndal,. 2000).

Los tejidos utilizados para el análisis histológico nunca deben congelarse porque este proceso induce la cristalización de los tejidos.

El reporte histopatológico debe contener:

- Descripción histológica
- Diagnóstico morfológico
- Diagnóstico etiológico si es posible
- Sección de comentarios y observaciones (Hill, 2002).

2.7.3 Muestras para análisis microbiológico Las bacterias pueden categorizarse como inofensivas (saprofitas) o productoras de enfermedad (patógenas). Las bacterias que son beneficiosas para el animal pueden ayudar en muchas funciones como la digestión. Cuando se sospecha una enfermedad bacteriana, se puede obtener una muestra de dichas bacterias por hisopado, por extrusión de una pústula o por biopsia y luego cultivarla para su posterior identificación (Nesbitt, 2001).

El cultivo bacteriano se debe realizar en las siguientes circunstancias:

- Infecciones comunes de la piel que no hallan respondido a los tratamientos apropiados.
- En casos donde se presenten lesiones que drenen.

- En casos donde se encuentren lesiones nodulares y granulomatosas.
- En casos donde las bacterias que se observen en la citología sean inusuales.

2.7.4 Técnicas Se debe utilizar una técnica con la cual el espécimen pueda ser representativo de los microbios encontrados en la lesión y no en los contaminantes. Estas muestras pueden producir resultados falsos y confusos y no vale la pena colectarlas si no pueden ser manejadas adecuadamente y ser transferidas a tiempo a un laboratorio microbiológico clínico con experiencia (Bjorndal, 2000).

Es importante que el clínico escoja las lesiones apropiadas para el cultivo. La superficie de úlceras o erosiones no es aceptable porque estas lesiones están contaminadas por bacterias del ambiente (Hill, 2002).

Las pústulas deben estar intactas y se deben abrir con una aguja estéril. Éstas no deben ser desinfectadas antes porque pueden dar resultados negativos. Con un asa estéril se debe tocar el exudado purulento y después se debe poner en el tubo que contenga el medio (Hill, 2002).

En lesiones que drenan pueden ser muestreados con un asa estéril y se profundiza en el lugar donde se encuentre el exudado. El exudado que se encuentra en la superficie de la piel no debe ser tocado ya que puede estar contaminado secundariamente.

Si el clínico sospecha de un organismo poco común (*Micobacteria sp*, *Nocardia sp*, *Actinomyces sp*, *Actinobacillus sp*) muestras de biopsia de tejidos se pueden realizar en conjunto con el cultivo.

Para el análisis microbiológico de una muestra, la herramienta más utilizada son los hisopos estériles. Hay diferentes tamaños y tipos dependiendo de la muestra que se valla a tomar.

Para el transporte de muestras microbiológicas se debe utilizar un medio de transporte eficaz que nos permite llevar a cabo un cultivo y la posterior identificación de los microorganismos (Bjorndal, 2000).

Al igual, es importante marcar el paquete donde se transportan las muestras con un letrero que diga “contiene especímenes patológicos” (Hill 2002).

El Medio Stuart está descrito como un medio de transporte efectivo de hisopos. El medio es un substrato no nutricional semisólido (Cooper, 1981), que recupera y mantiene la viabilidad de microorganismos como *Pneumococo sp*, *Streptococo pyogenes* y otros microorganismos lábiles. Se utiliza también para el transporte de muestras de secreciones oculares, óticas, heridas y abscesos. Los microorganismos permanecen viables de 6 días a 8 semanas (Madigan, 1998).

Después de transportar las muestras al laboratorio, se procede a ser el análisis e identificación de los microorganismos. Para esto se utilizan dos procedimientos: la observación en microscopía de campo claro y los cultivos bacterianos.

Para identificar las bacterias es necesario lograr el crecimiento de éstas en un medio apropiado. Los nutrientes que están presentes en el medio de cultivo proporcionan a la célula microbiana los ingredientes requeridos para que produzcan más células como ella misma. Un cultivo debe tener una fuente de energía, que puede ser un compuesto orgánico o inorgánico, carbono, nitrógeno y otros nutrientes necesarios (Madigan, 1998).

Los medios de cultivo se pueden preparar para ser usados en estado líquido o como geles semisólidos. Los medios de cultivo con agar se disponen en cajas circulares de vidrio o plástico que se denominan placas de Petri, donde las células

microbianas pueden crecer y formar masas visibles denominadas colonias (Madigan, 1998).

Con el objeto de incrementar el contraste y facilitar la observación de las muestras en microscopía de campo claro, se pueden utilizar colorantes. Los colorantes son compuestos orgánicos y cada uno suele tener afinidad por determinadas estructuras celulares (Madigan, 1998).

Las tinciones más simples se realizan sobre preparaciones presecadas. Sobre un porta-objetos con una suspensión seca de microorganismos, se derrama una pequeña cantidad de una solución diluida del colorante y se mantiene el contacto durante uno o dos minutos; se lava varias veces con agua y se seca. Este tipo de preparación suele observarse con un objetivo de inmersión (Madigan, 1998).

Las tinciones rutinarias de tejido tales como la hematoxilina y la eosina, tinción de acción rápida (Zeihl –Nielson), tinciones de Gram, y tinción de plata (Warthin-Starry, plata Gomori Methamine) pueden ayudar a reducir por eliminación posibles agentes (Bjorndal, 2000).

Una de las técnicas más utilizada es la tinción diferencial de Gram, que no tiñe de manera homogénea a todos los tipos de células. Esta técnica permite visualizar la morfología del agente infeccioso y diferencia entre bacterias gram positivas (teñidas de color violeta) y bacterias gram negativas (teñidas de color rosa) (Cooper, 1981). La distinta tinción de estos dos grupos de bacterias se basa en las profundas diferencias que presentan sus paredes celulares.

2.7.5 Análisis de Virus Un diagnóstico para una enfermedad viral resulta de un exámen histopatológico de tejidos fijados obtenidos por medio de una biopsia o durante la necropsia. Estos tejidos se deben fijar en formol al 10% para poder ser analizados a través de microscopía eléctrica e histopatología, para confirmar la presencia de partículas virales y proporcionar una identificación preliminar del agente.

Un diagnóstico completo se logra por medio del aislamiento del virus a partir de muestras frescas o congeladas (a $<-70^{\circ}\text{C}$) en un sistema de cultivo de tejido apropiado, seguido de una caracterización inmunológica y molecular de lo que se aisló. En los casos donde un sistema de cultivo apropiado no ha sido desarrollado para el agente, se puede profundizar en la identificación mediante técnicas inmunohistoquímicas usando anticuerpos específicos al agente o por medio de técnicas moleculares/bioquímicas específicas al agente, si es que éstas están disponibles (Bjorndal, 2000).

Es importante guardar especímenes de tejido congelados (a $<70^{\circ}\text{C}$, preferiblemente en nitrógeno líquido) para el aislamiento de los virus. Aunque algunos virus pueden permanecer intactos e infecciosos por largos períodos de tiempo a temperatura ambiental, los virus más sensibles al ambiente pierden rápidamente su infectividad a menos que sean rápidamente congelados y almacenados a $<-70^{\circ}\text{C}$ (Fenner *et al.*, 1974).

Una de las primeras pistas que incitan al clínico a establecer un diagnóstico el cual puede estar involucrado con un agente viral, son la degradación celular (inflamación y lisis), formación sincitial (fusión de células adyacentes) y cuerpos de inclusión intranucleares o intracitoplasmáticos (Bjorndal, 2000).

2.7.6 Análisis de Hongos Para un cultivo de hongos es indispensable obtener una muestra del integumento afectado para obtener un diagnóstico acertado, ya que la mayoría de *dermatophytos* no muestran fluorescencia (Mader, 1996).

El medio de cultivo más común es el agar dextrosado de Sabouraud's. La temperatura óptima del cultivo es de 28°C y 30°C. Es importante mantenerlo con temperaturas constantes, ya que una variación en esta puede producir la inhibición de algunas colonias de hongos (Mader, 1996).

Las temperaturas > a 37°C no se recomiendan porque permite el crecimiento de colonia de bacterias, y algunos patógenos micóticos no crecen (Mader, 1996).

2.7.7 Parásitos Los especímenes de ectoparásitos deben ser preservados en formol para su identificación (Herbst, 1995).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LOCALIZACIÓN

La investigación se realizó en el caribe colombiano, en el Acuario CEINER que se encuentra ubicado en la Isla San Martín de Pajarales dentro del Parque Nacional Natural Islas del Rosario a 45 kilómetros de distancia de la bahía de Cartagena, departamento de Bolívar. Figura 12

Sus coordenadas son 9°56´ - 10°05" Latitud Norte y 75°36´ - 75°52´ Longitud Oeste; cuenta con una temperatura de 27°C – 33°C y la precipitación pluvial anual oscila entre 786mm y 817mm.

El parque está limitado por la línea de más alta marea que bordea los costados occidental y suroccidental de la isla de Barú, y la línea de profundidad o beril de 50 metros, mar afuera, alrededor de las demás islas que conforman el archipiélago de Nuestra Señora de Rosario. Figura 11. Este archipiélago es considerado como un complejo arrecifal compuesto por arrecifes costeros, barras y atolones, así como de islas emergidas, canales, manglares y ciénagas que pertenecen a la misma área sedimentológica (Alvarado *et al*, 1989).

Figura 11. Mapa geográfico Islas del rosario, Cartagena - Colombia



Fuente. www.parquesnacionales.gov.co. Modificado por Calvache/Gómez

Figura 12. Isla San Martín de Pajarales, Islas de rosario - Colombia



Fuente. Calvache/Gómez

3.2 POBLACIÓN Y MUESTRA

La población empleada para esta investigación proviene del proyecto regional “Programa de conservación de la tortuga carey en el Parque Natural Nacional Islas del Rosario” que realiza el acuario CEINER anualmente, en el cual las tortugas que son capturadas accidentalmente por los pescadores de la zona y se llevan al acuario con el fin de recibir una recompensa económica, para evitar así su comercialización (carne y caparazón).

Al llegar al acuario las tortugas capturadas eran transportadas y distribuidas en tres encierros diferentes ubicados dentro del mar a una profundidad de 90 cm cuya medida era de 2.5 mts de ancho por 2.4 mts de largo cada uno. Los tres encierros se dividían por una maya de plástico y se encontraban protegidos por una maya de polisombra (Figura 13 y 14), estos encierros se encontraban permanentemente a la vista del público que visitaba el acuario. Al finalizar el año, se hizo un conteo total de tortugas, cuando se llevó a cabo la identificación, pesaje, y medición con el fin de liberarlas. Para la culminación del proyecto del año en curso las tortugas se transportaron a la Isla Tesoro, donde finalmente se liberaron 27 de Noviembre del 2005. Figura 15

Figura 13. Encierros donde se ubican las tortugas una vez capturadas (Acuario CEINER- Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 14. Vista lateral de los encierros (Acuario CEINER- Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 15. Momento de la liberación de las tortugas carey en la Isla Tesoro – Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Los datos obtenidos de cada tortuga son ingresados a una base de datos, que sirve para su futuro monitoreo. Dentro de este monitoreo se puede evaluar su evolución (peso, longitud) en caso de ser recapturadas.

Durante el cautiverio en este lugar se observó que algunas tortugas presentaron lesiones dermatológicas a nivel del cuello (Figura 16) y hasta el momento no se había realizado ningún seguimiento clínico liberando las tortugas en estas condiciones.

Figura 16. Ejemplar de tortuga carey en cautiverio con lesiones dermatológicas a nivel dorsal del cuello (Acuario CEINER – Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Para realizar la identificación etiológica de los problemas dermatológicos se realizaron tres muestreos en donde se escogió una población de animales con lesiones dermatológicas para realizar exámenes de hisopatología y microbiología.

Tabla 1. Número de animales muestreados para realizar exámenes de histopatología y microbiología.

MUESTREO	NÚMERO DE ANIMALES
PRIMERO	7
SEGUNDO	6
TERCERO	5

Fuente. Calvache/Gómez

Simultáneamente se realizó un muestreo focal durante 20 días con un grupo de tortugas al azar para poder realizar un muestreo por comportamiento. Se tomaron dos grupos; un grupo de animales enfermos (animales con problemas

dermatológicos) y un grupo de animales sanos, en donde se observó la totalidad de emersiones que las tortugas realizaban durante un periodo de treinta minutos en tres horas diferentes del día.

Paralelamente durante el segundo y tercer muestreo se tomaron los factores fisicoquímicos del agua (pH, salinidad y temperatura) con el fin de conocer si había alguna variación en el agua de los encierros comparándola con los valores fisicoquímicos normales para el caribe.

3.3 VARIABLES

Para poder relacionar los resultados y concluir las causas de las lesiones dermatológicas se tuvieron en cuenta dos aspectos:

- **Examen físico y clínico (Examen clínico, examen microbiológico y examen histopatológico de las lesiones)** Con esta variable se identificó que tipo de lesión presentan los animales desde un punto de vista histopatológico y clínico, a su vez se realizó la identificación de posibles agentes bacterianos presentes en las lesiones por medio de cultivos bacteriológicos. Figuras 17 y 18.

Figura 17. Toma de medida del ancho curvo del caparazón de la tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 18. Identificación macroscópica de las lesiones a nivel dorsal del cuello de un ejemplar de tortuga carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

- **Comportamiento:** Con esta variable se identificó si existe una relación entre la presentación de las lesiones y el comportamiento de las tortugas en cautiverio en el Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia. Figura 19.

Figura 19. Momento de emersión de un ejemplar de tortuga carey en cautiverio (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó un modelo estadístico ANAVA de dos factores por medio del programa *Statistix for Windows* donde se analizaron los datos obtenidos de la observación del número de emersiones que las tortugas realizaban en un tiempo definido. Se analizaron dos grupos: sanas y enfermas; a su vez se identificó el efecto de la interacción durante tres diferentes tiempos. Estos datos se obtuvieron con el fin de conocer la interacción tiempo-enfermedad, los efectos del tiempo y los efectos de si los animales presentaban la enfermedad o no. Ver Anexo A

Simultáneamente se realizó una descripción de los resultados de histopatología y microbiología de las muestras tomadas a los ejemplares en cautiverio.

3.5 MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS

Se realizaron tres muestreos con el objetivo de identificar el agente etiológico de las lesiones; estos muestreos se hicieron en agosto de 2004, abril y noviembre de 2005 en el Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia.

En cada muestreo se escogieron animales al azar con lesiones dermatológicas sin tener en cuenta tamaño, edad y sexo; posteriormente se realizó el examen físico con la ayuda de un protocolo de examen dermatológico diseñado anteriormente. Anexo B

Para realizar el exámen físico las tortugas se seleccionaron dentro del encierro y posteriormente se sacaron del agua para inmovilizarlas por medio de sujeción manual y así dar inicio con el examen. Figura 20. Luego se tomaron las medidas respectivas que a continuación se mencionarán, se realizó el pesaje de cada ejemplar y la descripción macroscópica de la lesión para dar un diagnóstico clínico de la enfermedad. En la descripción de la lesión se anotó el tamaño, localización y profundidad de la lesión. Anexo B

Figura 20. Forma correcta de sujeción de las tortugas marinas



Fuente. Leonardo Arias

Las medidas que se tomaron fueron la siguientes:

- Largo recto del caparazón (LRC). Figura 21.
- Largo curvo del caparazón (LCC). Figura 22.
- Ancho recto del caparazón (ARC). Figura 23.
- Ancho curvo del caparazón (ACC). Figura 24.
- Largo de la cola. Figura 25.

Para poder realizar estas mediciones se utilizó una cinta métrica (para las medidas curvas) y un calibrador de Vernier (medidas rectas). Los datos de todo el grupo fueron consignados en la base de datos del acuario.

Figura 21. Momento de la toma de medida de largo recto del caparazón (LRC) a un ejemplar de tortuga carey con un calibrador de Vernier durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 22. Momento de la toma de medida de largo curvo del caparazón (LCC) a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 23. Momento de la toma de medida de ancho recto del caparazón (ARC) a un ejemplar de tortuga carey con un calibrador de Vernier durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 24. Momento de la toma de medida de ancho curvo del caparazón (ACC) a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 25. Momento de la toma de medida del largo de la cola a un ejemplar de tortuga carey con una cinta métrica durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Posterior a la toma de medidas se continuó con el pesaje de los animales. Para esto se utilizó una malla de (1) metro por metro y medio (1.5) y dos básculas industriales de 20 y 100 kg. Figura 26 y 27.

Figura 26. Momento del pesaje de las tortugas carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 27. Básculas industriales las cuales se usaron para el pesaje de las tortugas carey durante el examen físico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Al completar el exámen físico se tomaron las muestras para histopatología (primer, segundo y tercer muestreo) y microbiología (segundo muestreo).

Para tomar la biopsia se seleccionó el número de animales respectivos para cada muestra, es decir para el primer muestreo 7 animales (Agosto 2004), para el segundo 6 animales (Abril 2005) y para el último muestreo 5 animales (Noviembre). Posterior a la selección se inmovilizaron manualmente las tortugas con la ayuda de dos personas; no se aplicó ningún tipo de anestésico local y tampoco se realizó una limpieza o desinfección previa a la toma de la muestra, de acuerdo a lo reportado por Bjorndal (2000) y Hill (2002). El procedimiento se llevó a cabo de una forma aséptica usando materiales previamente desinfectados. Se tomó la biopsia con un punch de biopsia de 4mm sosteniendo la manija plástica del punzón entre los dedos pulgar e índice, ubicándolo verticalmente a la lesión y girándolo 1 o 2 veces haciendo ligera presión hacia abajo (Figura 28), sin embargo al momento de realizar el corte se desistió esta técnica descrita por Hill (2002), ya que la piel de la tortuga es muy delgada y se podían llegar a afectar tejidos más profundos aparte de la piel. Por esta razón el procedimiento se continuó delimitando el área de la biopsia con el punch y realizando el corte exclusivamente con un bisturí mango No 4 ayudado por pinzas sin garra. Durante el procedimiento se observó un sangrado muy leve.

Figura 28. Posicionamiento correcto del punch de biopsia No 4 para la toma de biopsia de tejido dérmico en un ejemplar de tortuga carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Una vez obtenido el tejido mediante la biopsia, se introdujo en un tubo vacutainer estéril con 5 cm. de formol buferado al 10%, para fijar la muestra según como lo reporta Bjorndal (2000). Las muestras se mantuvieron a temperatura ambiente hasta llegar al laboratorio para ser procesadas. Cada muestra se marcó con un rótulo con la respectiva fecha, nombre y tejido remitido.

Después de la extracción de la muestra se limpio el área de toma de biopsia con un hisopo estéril empapado en solución yodada; no se suturó la herida ya que no se consideró necesario (Eckert, 1995), para que cicatrizara por segunda intención como lo reporta Bjorndal (2000). Figura 29 y 30.

Figura 29. Lesión circunscrita posterior a la toma de biopsia de piel a una tortuga Carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 30. Aplicación de solución yodada en la herida causada posterior a la toma de biopsia de piel a una tortuga Carey (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

En el segundo muestreo (Abril 2005) se seleccionaron seis ejemplares con lesiones dermatológicas, de los cuales se tomaron solamente tres biopsias de piel y a todos se les realizó cultivo bacteriológico. Las primeras muestras tomadas durante este muestreo fueron las de microbiología; para esto no se realizó ninguna desinfección previa del lugar de la toma del hisopado, como lo plantea Jacobson (2000), ya que esto puede interferir en los resultados del examen microbiológico.

Consecutivamente se tomó un hisopo estéril el cual se sobrepuso en una de las lesiones identificadas, girándolo sobre si mismo hasta 360°, con el fin de tomar una muestra representativa. Figura 31. Inmediatamente se insertó en un tubo estéril de 20 cm con medio de transporte Stuart, el cual se mantuvo refrigerado hasta llegar al laboratorio para su análisis.

Figura 31. Momento en que se obtiene la muestra microbiológica con un hisopo estéril a una tortuga carey para realizar un cultivo bacteriológico (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Posterior a la toma de muestras microbiológicas se realizó la toma de biopsia usando la técnica usada en el primer muestreo.

Simultáneamente durante los tres muestreos se tomaron datos diarios de las consideraciones ambientales más importantes de las tortugas marinas en cautiverio como lo son los fisicoquímicos del agua (Whitaker 1999) como la temperatura, pH, y la salinidad de los encierros de las tortugas carey.

El pH, la temperatura, y la salinidad se midieron simultáneamente en los encierros a las 11:00 am todos los días durante todo el mes de Abril.

Las mediciones de estos parámetros se realizaron de la siguiente manera:

El pH se midió sumergiendo las tiras reactivas de pH (Merk) en el agua de los encierros (mar) a una profundidad aproximada de 50 cm durante 60 segundos. La temperatura se midió sumergiendo igualmente un termómetro de mercurio en el agua de los encierros a una profundidad de 50 cm durante 60 segundos. La salinidad se obtuvo tomando una muestra de agua (1 ml) proveniente de los encierros y se analizó posteriormente a través de un refractómetro. Anexo C y D

Durante el tercer muestreo (Noviembre del 2005) se realizó el examen clínico a toda la población de tortugas en cautiverio (84 ejemplares). En este examen aparte de identificar los individuos con lesiones dermatológicas, se realizó el conteo, la medición, el pesaje y la marcación de todos los miembros del grupo para su posterior liberación, con el fin de continuar con la elaboración de base de datos del programa anual de conservación de la tortuga carey en el acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia.

Durante este muestreo se procedió a marcar los animales para su posterior liberación. La marcación se llevo a cabo a continuación del examen físico. Para

marcar los quelonios se utilizó una pinza para bandas y bandas numeradas. La marcación se realizó immobilizando manualmente el animal, extendiendo la aleta anterior derecha con el fin de poner la banda en esta región. Figura 32, y 33.

Figura 32. Momento en el cual se realiza la marcación en la aleta dorsal derecha de uno de los ejemplares con la pinza y la banda numerada (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 33. Ejemplar de tortuga carey con la marca en la aleta anterior derecha listo para la liberación. (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia).



Fuente. Calvache/Gómez

Las muestras de histopatología se tomaron de 5 ejemplares afectados usando la misma técnica descrita en los anteriores muestreos. Paralelamente durante este mes se tomaron los datos de pH, salinidad y temperatura de la misma forma y a la misma hora como se tomaron en segundo muestreo.

Simultáneamente se realizó un muestreo focal durante 20 días con un grupo de tortugas carey al azar para poder realizar un muestreo por comportamiento. Se tomaron dos grupos; un grupo de animales enfermos (animales con problemas dermatológicos) y un grupo de animales sanos, en donde se observó el número de veces de emersiones durante 30 minutos a un ejemplar escogido completamente al azar en ambos grupos. Este muestreo se realizó en 3 horas diferentes del día. A las 9:30am-10 pm (tiempo 1) momento en el cual se termina la alimentación, a las 12:30 - 1:00 pm (tiempo 2) momento en el cual el acuario esta presente el público (turistas), y a las 3.30 - 4:00 pm (tiempo 3) no hay turistas presentes y no es momento de alimentación. Anexo C

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 RESULTADOS EXAMEN CLÍNICO DERMATOLÓGICO

Los resultados obtenidos del examen clínico dermatológico realizado durante los tres muestreos (Agosto 2004, Abril 2005 y Noviembre 2005) a 18 ejemplares de tortuga carey se muestran a continuación en la Tabla 2 donde se tabularon los principales datos del protocolo de exámen clínico.

El LRC y el peso se tuvieron en cuenta en la tabla para poder establecer una relación entre el tamaño de la tortuga con la extensión de la lesión.

Tabla 2. Resultados examen físico realizados a 18 ejemplares de tortuga carey durante el primero, segundo y tercer muestreo. (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)

I.D	LRC cm	PESO kg	UBICACIÓN DE LA LESIÓN	EXTENSIÓN DE LA LESIÓN	DIAGNOSTICO CLÍNICO
PRIMER MUESTREO					
1	32	2,5	Cuello (dorsal medial)	5 * 3,5 mm	Dermatitis ulcerativa
2	38	3	Cuello (dorsal derecho)	2,5 * 3 mm	Dermatitis escoriativa
3	25	1,5	Cuello (dorsal izquierdo)	2 * 4 mm	Dermatitis
4	27,5	2	Cuello (zonas multifocales dorsal)	2 * 2 mm	Dermatitis ulcerativa
5	29	2	Cuello (dorsal medial)	1,8 * 3 cm	Dermatitis ulcerativa
TTC 601	39,2	5	Cuello (dorsolateral bilateral)	3 * 1 cm	Dermatitis
TTC 618	43	7	Cuello (dorsolateral bilateral)	3 * 4 cm	Dermatitis escoriativa
SEGUNDO MUESTREO					
6	18	1,5	Cuello (dorsal central)	5 * 5 mm	Dermatitis ulcerativa pustulosa

7	25	2,5	Cuello (dorsal anterior)	4 * 4 mm	Dermatitis ulcerativa y escoriativa con presencia de pus
8	23,5	1,9	Cuello (dorsal central)	2 * 2,5 cm	Dermatitis eritematosa
9	20	1,6	Cuello (dorsolateral izquierdo)	3 * 4 mm	Dermatitis ulcerativa
10	16	1,3	Cuello (dorsal anterior central)	2 * 2 cm	Dermatitis ulcerativa
389	65,5	16	Cuello (dorsal derecho)	2 * 2 cm	Dermatitis escoriativa
TERCER MUESTREO					
451	25	1	Cuello (dorsal central)	1,5 * 0,3 cm	Dermatitis escoriativa
398	30	1,8	Cuello (zonas multifocales dorsal izquierdo)	5 * 5 mm	Dermatitis ulcerativa y escoriativa
387	25,2	1,2	Cuello (zonas multifocales dorsal bilateral)	0,5 * 1 cm	Dermatitis escoriativa
475	40,1	1,9	Cuello (dorsal bilateral)	7 * 5 mm	Dermatitis ulcerativa
474	54	1,8	Cuello (dorsolateral derecho)	0,8 * 1 cm	Dermatitis escoriativa

Fuente. Calvache/Gómez

De acuerdo a los datos obtenidos en el examen clínico se encontró que todas las lesiones presentes en el cuello se encontraban a nivel dorso-lateral y dorso-medial. La extensión de las lesiones fueron desde 2mm hasta 4 cm. En el diagnóstico clínico se observó en casi todas las tortugas inflamación de la piel (dermatitis), acompañado con lesiones ulcerativas y escoriativas, lo cuál indica una pérdida de la epidermis, compatible con trauma físico o con procesos patológicos severos como lo menciona Scarff (1999). En dos casos se presentó una dermatitis ulcerativa y escoriativa (ejemplares 7 y 398). En dos casos hubo presencia de material purulento (ejemplares 6 y 7) el cual se identificó por medio de los cultivos bacteriológicos el cual se mencionará mas adelante.

4.2 RESULTADOS EXÁMEN HISTOPATOLÓGICO

Los resultados obtenidos de las biopsias procesadas en laboratorio de histopatología de la Universidad de la Salle se muestran en la Tabla 3 donde se realiza una descripción morfológica, diagnóstica etiológica, teniendo en cuenta los protocolos descritos por Hill (2002).

Tabla 3. Resultados histopatológicos obtenidos de las muestras de piel de tortuga carey de los tres muestreos. (Acuario CEINER, Islas del Rosario – Colombia)

I.D	DIAGNÓSTICO MORFOLÓGICO	DIAGNÓSTICO FINAL	OBSERVACIONES
PRIMER MUESTREO			
1	Dermatitis ulcerativa y pustulosa intraepidérmica. Pas (-)	Dermatitis focal, erosiva y ulcerativa	Se recomienda cultivo bacteriológico
2	Dermatitis pustulosa intraepidérmica ulcerativa. Pas (-)	Dermatitis focal erosiva de origen bacteriano	Se recomienda cultivo bacteriológico
3	Ninguno (Piel normal)	Piel normal	No se observan lesiones histopatológicas
4	Ninguno (Piel normal)	Piel normal	No se observan lesiones histopatológicas
5	Dermatitis pustulosa intraepidérmica ulcerativa. Pas (-)	Dermatitis focal ulcerativa de origen bacteriano	Se recomienda cultivo bacteriológico
TTC 601	Dermatitis pustulosa intracórnea	Dermatitis focal erosiva de origen bacteriano	Se recomienda cultivo bacteriológico
TTC 618	Dermatitis pustulosa intracórnea	Dermatitis focal erosiva de origen bacteriano	Se recomienda cultivo bacteriológico
SEGUNDO MUESTREO			
6	Epidermis con hiperplasia e hiperqueratosis	Eczema crónico	Ninguno
7	No se realizó	No se realizó	No se realizó
8	Ninguno	Piel normal	No se observan lesiones histopatológicas

9	Ninguno	Piel gruesa	No se observan lesiones inflamatorias ni neoplásicas
10	No se realizó	No se realizó	No se realizó
389	No se realizó	No se realizó	No se realizó
TERCER MUESTREO			
451	Ninguno	Queratolisis de origen bacteriano	Epidermis normal
398	Ninguno	Queratolisis de origen bacteriano	Porcion epitelial normal
387	Ninguno	Epidermis normal	Ninguno
475	Necrosis de la epidermis y lisis de la queratina	Epidermis ulcerativa de origen bacteriano	Ninguno
474	Ninguno	Queratolisis de origen bacteriano	Porcion epitelial normal

Fuente. Calvache/Gómez

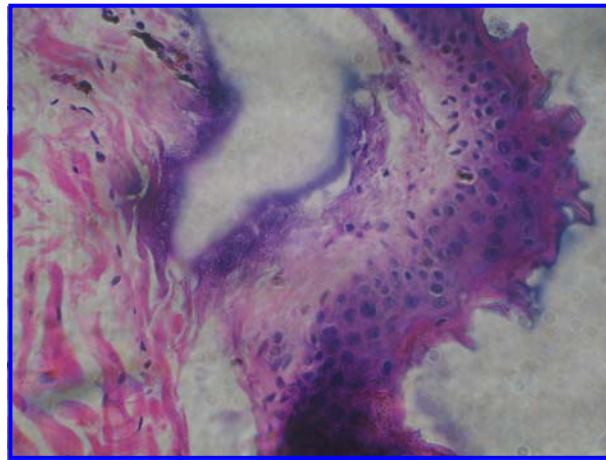
Con los análisis histopatológicos obtenidos de todos los muestreos se encontró que todas las muestras de piel presentaban lesiones muy similares como dermatitis ulcerativa y erosiva al igual que pérdida de la queratina; todo esto a causa de una infección bacteriana, razón por la cual en el primer muestreo se recomendó realizar cultivos bacteriológicos con el fin de conocer las bacterias causantes de estas lesiones. Todos los animales presentaron una dermatitis, a excepción de seis ejemplares los cuales tres no presentaron ninguna alteración aparente (No 3, 4 y 8) y tres ejemplares a los cuales no se les hizo histopatología (Ejemplares No 7, 10, 389. En todas las muestras, donde se realizó la coloración de pass dio negativo para hongos.

Figura 34. Dermatitis focal erosiva y ulcerativa (I.D: 1)



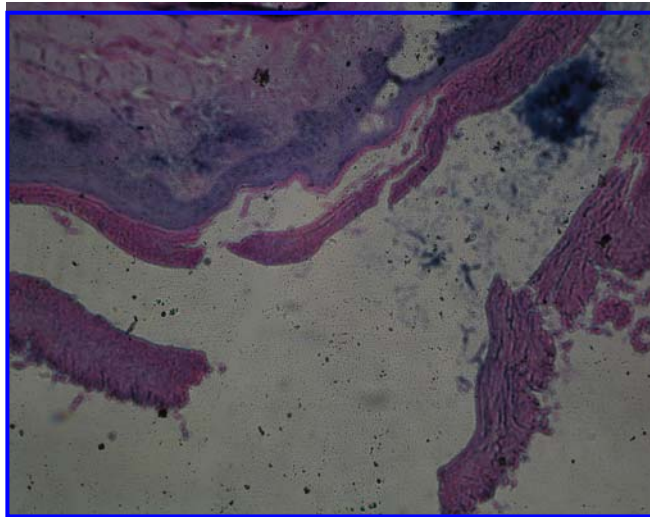
Fuente. Laboratorio de Histopatología Unisalle

Figura 35. Piel normal (I.D: 3)



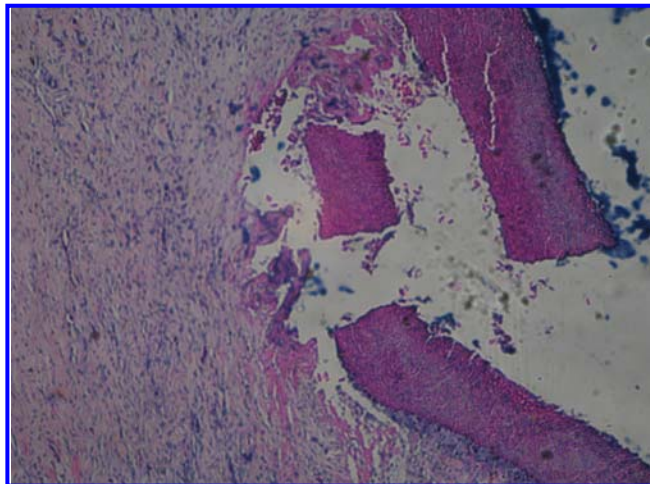
Fuente. Laboratorio de Histopatología Unisalle

Figura 36. Queratolisis de origen bacteriano



Fuente. Laboratorio de Histopatología Unisalle

Figura 37. Epidermis ulcerativa de origen bacteriano



Fuente. Laboratorio de Histopatología Unisalle

4.3 RESULTADOS MICROBIOLÓGICOS

Tabla 4. Resultados microbiológicos realizados a cinco ejemplares de tortuga carey.

I.D.	AGENTE AISLADO
1	<i>Staphylococcus intermedius</i>
2	<i>Streptococcus betaheamolítico</i> <i>Escherichia coli</i>
3	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Staphilococcus epidermis</i>
4	<i>Streptococcus betaheamolítico</i>
5	<i>Klebsiella spp</i>
389	<i>Staphilococcus aureus</i>

Según los resultados nos indican que en las muestras analizadas los patógenos predominantes son el *Staphilococcus spp* y el *Streptococcus spp*. Estas bacterias son clasificadas como patógenos oportunistas ya sea como habitantes normales de la piel (*Staphilococos*) o como microorganismos propios del tracto digestivo en mamíferos. (*Streptococo*, *Klebsiella*, *Escherichia coli*) (Quinn,2002). Esto puede indicar que hay una posible contaminación del agua debido a la alta carga turística que tiene el acuario durante todo el año; por esa razón se observan tantas bacterias propias del tracto digestivo de mamíferos.

En el caso del *Staphilococos* existe alta resistencia de estos al medio ambiente, causando lesiones supurativas; un pequeño traumatismo o inmunodepresión pueden predisponer al desarrollo de una infección (Quinn,2002).

4.4. RESULTADOS COMPORTAMIENTO

Los resultados obtenidos de la observación de las tortugas se presentan en el Anexo C.

Según los resultados del análisis estadístico tanto descriptivo como en el análisis de varianza de dos factores se encontró:

- El promedio general del número de veces que realizan la emersión es de 65.550 veces para los animales enfermos y de 34.9 veces para los animales sanos durante los tres tiempos.
- El momento en el cual se presentó el mayor número de emersiones es el tiempo 2; es decir de 12:30 a 1:00 pm tanto en animales enfermos como en animales sanos. En animales enfermos el promedio fue de 74.350 veces y en los sanos de 50.750.
- El momento en el cual se presentó el menor número de emersiones es en el tiempo 3; es decir de 3:30 a 4:00 pm. En animales enfermos el promedio fue de 58 y en los sanos de 23.950.
- El valor de P para el efecto entre los animales enfermos y sanos fue < 0.001 en el análisis de varianza, es decir que se rechaza la igualdad de las medias.
- El valor de P para el efecto tiempo fue < 0.001 , es decir que se rechaza la igualdad de las medias.
- La interacción entre las variables tiempo y enfermedad fue < 0.05 es decir que se rechaza la igualdad de las medias.
- La comparación entre los promedios de las emersiones de animales enfermos con los sanos son significativamente diferentes uno del otro, es decir que las emersiones son un factor que influye en la presentación de la enfermedad.

Figura 38. Momento de alimentación de las tortugas. Obsérvese como comienzan a levantar la cabeza para recibir el alimento



Fuente. Leonardo Arias

Figura 39. Tortuga sacando la cabeza a la superficie



Fuente. Calvache/Gómez

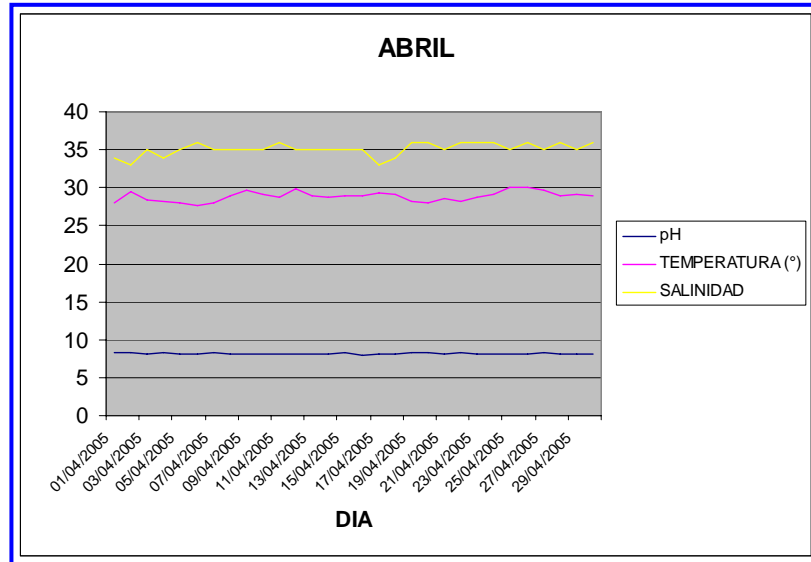
4.5 VALORES FISICOQUÍMICOS DEL AGUA

Los datos obtenidos de la medición de los factores fisicoquímicos (pH, temperatura y salinidad) del agua durante el segundo muestreo (Abril) se muestran en el Anexo D y los del tercer muestreo (Noviembre) se muestran en el Anexo E.

Después de haber obtenido los datos se sacaron los promedios generales de los datos fisicoquímicos del agua de los encierros de las tortugas carey. El promedio se obtuvo a partir de 60 datos obtenidos durante el mes de Abril y Noviembre del 2005. Estos resultados se encuentran dentro de los rangos normales fisicoquímicos del agua para el mar caribe; de acuerdo a lo reportado por el diagnóstico nacional del INVEMAR, en el 2002 el pH debe estar en un rango de 8.0-8.5, y la salinidad entre 33 y 37 ups; a su vez se obtuvo de esta misma fuente un promedio general de temperatura de 28.8°C; esto nos indica que el agua de los encierros presenta las mismas características fisicoquímicas normales del mar Caribe, ya que se obtuvo un promedio de pH de 8.17, de temperatura 28.8 , y salinidad 35.1 durante el mes de Abril, y en el mes de Noviembre el pH fue de 8.1 y la salinidad fue de 32.5 los cuales se encuentran igualmente dentro de los rangos normales para el mar caribe.

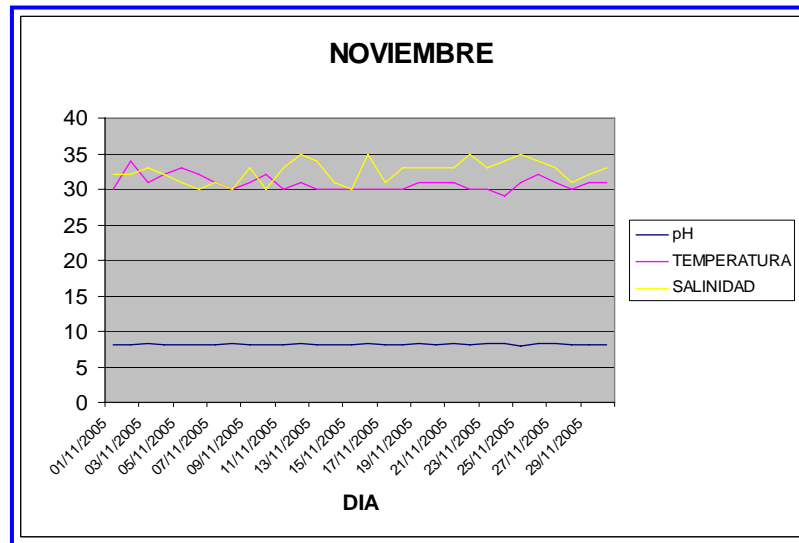
A su vez (Whitaker 1999) y Bjorndal (2000) citan que la temperatura del agua debe permanecer entre los 22-28°C, aunque las tortugas adultas, pueden llegar a tolerar temperaturas más altas o más bajas a este rango sin necesidad de afectar su salud. Para los rangos en salinidad Bjorndal (2000) reporta un rango normal entre 32-36 ups. Es decir que tanto el diagnóstico nacional del INVEMAR como estos dos autores citan que los animales se encuentran en un óptimo ambiente (agua) el cual no afectará directamente su salud.

Figura 40. Comportamiento de las variables fisicoquímicas durante el mes de Abril.



Fuente. Calvache/Gómez

Figura 41. Comportamiento de los factores fisicoquímicos durante Noviembre



Fuente. Calvache/Gómez

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Según el diagnóstico clínico, las pruebas histopatológicas y las pruebas microbiológicas, no se encontró similitud con ninguna de las enfermedades anteriormente descritas en el marco teórico, aunque existen tres enfermedades con las que puede llegar a relacionarse debido a las características de su presentación (cuadro clínico, condiciones de cautiverio). Entre estas enfermedades se encuentran la enfermedad del parche gris, necrosis ulcerativa dérmica y la dermatitis papilar. La enfermedad del parche gris aunque tiene una alta similitud con las lesiones histopatológicas encontradas (hiperqueratosis y pápulas) y porque es una enfermedad cuya presentación es exclusiva de cautiverio, se descartó porque es de etiología viral y altamente contagiosa. La necrosis ulcerativa dérmica presenta úlceras y erosiones a causa de una etiología bacteriana, pero se descartó ya que en sus etapas iniciales presenta vesículas y culmina con necrosis de la piel, características que no se encontraron en las tortugas afectadas en el CEINER. La dermatitis papilar por el contrario presenta un cuadro similar al encontrado en el estudio (presencia de úlceras superficiales con contaminación bacteriana secundaria); sin embargo no se reporta que su origen sea por autotraumatismo. La Dermatitis vesicular necrotizante está muy relacionado con factores de alta humedad e infecciones secundarias bacterianas, como las *Pseudomonas sp*, *Proteus sp*, *Klebsiella sp*, y *Staphilococcus sp* (Barragán, 2002).

La presencia de los microorganismos encontrados en los cultivos microbiológicos indicó dos condiciones: la primera hace referencia a los organismos habitantes normales de la piel en reptiles como lo son los *Staphilococos sp* y los *Streptococos sp*, que generalmente causan lesiones supurativas y en caso de un traumatismo

externo en estado de inmunodepresión pueden predisponer al desarrollo de la infección (Quinn 2002); la segunda hace referencia a enterobacterias que se encuentran en el tracto digestivo de mamíferos como la *Klebsiella* y *E.coli* la cual su presencia en el agua es un indicador de contaminación fecal (INVEMAR 2002), y en este caso se puede deber a la alta carga turística del acuario.

En relación al comportamiento de los animales se encontró que hay una relación directa entre el número de emersiones con la presentación de la enfermedad en cautiverio, y por esta razón los animales que presentaban la enfermedad eran los que realizaban más emersiones a comparación de los animales que no presentaban ninguna alteración dérmica.

Es importante resaltar que las lesiones encontradas en las tortugas carey se presentan exclusivamente en condiciones de cautiverio, ya que al llegar al acuario no presentan ninguna patología dérmica. La constante emersión de las tortugas posiblemente ya sea para respirar, para recibir comida, por comportamiento estereotipados o por el simple hecho de curiosidad, produce las lesiones típicas a nivel dorsal del cuello. Finalmente estos traumatismos terminaron afectando a los tejidos dérmicos desencadenando microabscesos y dermatitis lo cual se confirmó con los resultados encontrados en el diagnóstico clínico, las pruebas histopatológicas y las pruebas microbiológicas.

El tiempo en el que se presentaba el mayor número de emersiones fue el tiempo 2 tanto para animales sanos como para los enfermos, durante este tiempo de evaluación el acuario contaba con la mayor densidad de visitantes; por otro lado durante el tiempo 3 los animales presentaron el menor número de emersiones debido a que en este momento del día no se realizaba ninguna actividad ni de visitantes ni de personal interno del acuario; durante el tiempo 1 que fue el punto intermedio en el número de emersiones las tortugas habían sido alimentadas y no se encontraban visitantes. Podemos concluir con los resultados encontrados que

las tortugas tanto enfermas como sanas presentaban ese comportamiento de emersiones continuas dependiendo de la actividad que se realizara en el acuario. Respecto a los valores fisicoquímicos del agua se encontraron dentro de los parámetros normales del mar caribe lo cual nos indicó que este factor no está contribuyendo al desarrollo de las enfermedades dermatológicas.

A pesar que se encontró una relación directa entre las continuas emersiones con la presentación de las lesiones es importante que se realicen futuros estudios en donde se analicen otros aspectos que pueden estar contribuyendo al desencadenamiento de este cuadro clínico ya que las condiciones del acuario no son el medio ambiente óptimo para esta especie.

Dentro de los factores que se deberían tener en cuenta son: la alimentación ya que la dieta de las tortugas en el acuario se basa exclusivamente de pescado (mojarra, salmonete, pácora, sardina y perla) en vida silvestre la dieta consiste en diferentes tipos de esponjas (Harvey, 1988) como las del género *Chondrilla*, *Ancorita*, *Geodia*, *Placospongia*, y *Suberites*, y una gran variedad de plantas y animales marinos, como algas del tipo *Syringodium* y *Microdycton*, crustáceos, huevos de peces y cangrejos (Spotila, 2004). Por consiguiente el cambio en la dieta es un factor que indudablemente altera el comportamiento alimenticio normal de los animales influyendo en todo su estado de salud especialmente el estado inmunológico

Igualmente se recomienda que el marcaje de los animales se realice en el momento en que llegan al acuario, con el fin de poder tener un mayor control sobre cada individuo en cautiverio y en vida silvestre (en caso de ser nuevamente capturada) y de esta forma poder realizar un monitoreo real sobre este proyecto de conservación.

Es importante seguir realizando estudios principalmente acerca del comportamiento y de la conservación de las tortugas en el acuario CEINER para evitar que se sigan presentando estos problemas dermatológicos. Con este trabajo y otros anteriormente realizados como el de Pinillos, (1995) se podrán desarrollar nuevos proyectos donde se evalúe también las condiciones de salud de estos animales.

BIBLIOGRAFÍA

ACKERMAN, R. The nest environment and the embryonic development of Sea Turtles. En: The Biology of Sea Turtles. CRC Marine Science Series. Florida, 1997. p. 83-106

AGUIRRE, A, O'Hara, T Speaker, T. & Jessup D. Monitoring the health and conservation of marine mammals, sea turtles, and their ecosystems. En: Aguirre, A. Conservation Medicine : Ecological health in practice. Oxford University Press, 2002. p. 172 – 180

------. Cols, S Spirorchidriasis and fibropailomatosis in green turtles from the Hawaiian Islands. En: Journal Wild Zoo. Volumen 34, 1998. p. 8-15.

ALVARADO. E. Pinilla, G.; León, T. Plan de Manejo Parque Nacional Natural Corales del Rosario. Inf. Proy, Universidad Jorge Tadeo Lozano – INDERENA, Bogotá, Tomos I y II. 1989.

AMATO , A & MORAES, M. Noticiero de las Tortugas. Primera documentación de Fibropapilomatosis verificados por Histopatología en *Eretmochelys Imbricata*, Brasil. 2000. p. 12-13.

BAILLIE, J. & GROOMBRIDFE, B. IUCN Red List of Threatened Animals. Gland, Switzerland, IUCN. 1996

BALAZ, Gh. Marine turtle faeces on Hawaiian beaches. Revista Mar Pollut Bull. Washington D.C. Volumen 26. 1993. p. 131-142.

BALLARD, B. Exotic Animal Medicine for the Veterinarian Technician. U.S.A: Elowa State Press, 2003. p. 131-142.

BALLESTEROS, C. Prevención de enfermedades de la piel y caparazón en Tortugas. España: Marquesina, 2002. p. 311.

BANFIELD, W. Herpesvirus Disease of Farmed Green Turtle (*Chelonia mydas*) Oyster herpes- type virus. Science # 178. 1972. p. 759 – 760.

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

BARRAGAN, K. Enfermedades de reptiles y anfibios. En: Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre. Vol 3. No 2. 2002. p. 113.

BANKS, W. Histología veterinaria Aplicada. Mexico: El manual Moderno. 1996. p. 457-473, 73.

BELLAIRS, A. Reptiles: Life, Histoty, Evolution and Structure. New York: Harper Torch Books. 1960. p. 63.

BJORNDAL, K. Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. Publicación No 4. UICN Marine Turtle Specialist Group. USA: Consolidates Graphic Comunciations. 2000. p. 23, 225-250, 253-269.

BOYER, T. Turtles, tortoises and terrapins. En: Mader D. Reptile Medicine and Surgery. USA: Saunders Company. 1996. p. 61-65.

CABAÑES, F. Cutaneous hyalohyphomycosis caused by *Fusarium solani* in loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). En: Journal of Clinical Microbiology. 1997.p. 5, 33-43

CASTAÑO, O. Libro rojo de los reptiles en Colombia. Libros rojos de especies amenazadas en Colombia. Instituto de Ciencias naturales-Universidad Nacional de Colombia. Ministerio del Medio Ambiente, Bogotá, Colombia. 2002. p. 53-57.

CHACÓN, D. La tortuga Carey del Caribe: Introducción a su Biología y estado de conservación. WWF- Programa Regional para América Latina y el Caribe. Costa Rica. 2004. p. 7-24, 34-32.

CHARETTE, R. CITES. Identification Guide-Turtle and tortoise. Canadá: Canadian cataloguing. 1999. p. 100-210.

CHOY, B. Balaz, H, & Dailey, m. A new therapy for marine turtles parasitized by the Piscicolid leech, *Ozobranchus branchiatus*. Herpetol. Rev # 20, Volumen 4. 1989.p. 89-90.

CIT. Convención Interamericana para la protección y conservación de las tortugas marinas, una introducción. Costa Rica. 2004

COBERLEY, S. Herbst, L.; Brown, D. Baglee, D. Detection of Antibody to a disease-associates Herpesvirus of the Green Turtle, *Chelonya midas*. En Journal of Clinical Microbiology. Volumen 39. No 10. USA. 2001. p. 3572-3577.

CORDOBA, J. López, C. 1997. Diagnóstico Actual de las Tortugas Marinas en el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. Tesis. Universidad Jorge Tadeo Lozano. Facultad de Biología Marina. p. 207.

-----. **López, C.,; Amorocho, D.** Sea Turtles in the Archipiélago of San Andres, Old Providence and Catleen – Caribbean, Colombia. En: Epperly, S. y Braun, J. (compilers), Proceedings of the 17th annual Sea Turtle Symposium NOAA Tech. Memo NMFS – SEFSC. 1998.

-----. Plan de acción para la Conservación de las Tortugas Marinas del Caribe Colombiano. Ministerio del Medio Ambiente de Colombia. Dirección General de Ecosistemas. 200. p. 3-8, 38-40, 52-60.

COOPER, J. Disease of Reptilia. Volúmen 1. Inglaterra: Academic Press.1981. p. 8-25, 141-181, 195-229.

CURRY. S. Brown, D. Gasking, D. Jacobson, J. Persistent infectivity of a disease- Associates Herpesvirus in Green Turtle after exposure to Sea Water. En: Journal of Wild Life Disease. Volumen 36. USA. 2000. p. 792-797.

DAVIANY, D & QUIROGA. Amenaza de las tortugas marinas; patologías, rehabilitación, métodos de resucitación y técnicas de necropsia. Curso Taller en Biología y Conservación d las tortugas marinas en el Caribe Colombiano. Santuario de flora y fauna. Los Flamencos. La Guajira. 2001.

DEREK, G. Feeding Ecology of Sea Turtles. En: Bjorndal, K. Biology and conservation of sea turtles. 1995

DIGGLES, B. Disease of aquatic Organisms. Volumen 25, No 3. 1996. p. 113

DOBBS, K. Marine Turtles in the Great Barrier Reef World Heritage Area. Primera Edición. Townsville, Australia. 2001. p. 16-18.

-----, Miller, J. Limpus, C. & Landry, Jr. Hawksbill turtle, *Eretmochelys imbricata*, nesting at Milman Island, Northern Great Barrier Reef, Australia. Chelonian Conservation and Biology 3. Volumen 2. 1999. p. 344-361.

ECKERT, K. Noticiero de las Tortugas Marinas. Washington. No 69. 1995. p. 9.

FENNIER F. Mc Auslan, C. Mims, J. Sambrook, D. The Biology of Animal Viruses. Segunda edición. New York: Academic Press. 1974. p. 834.

FRYE, F. Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry. Vol I. Florida: Krieger Publishing Company. 1991. p. 529-530.

GEORGE, R. Health problems and diseases of sea turtles. En: The biology of sea turtles. Florida: Lutz & Music. 1997. p. 363.

GIRLING, S. Veterinary Nursing of exotic pets. USA: Blackwell publishing. 2003. p. 151, 161-162.

GLAZEBROOK, J. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed Turtles. 1990. p. 9, 83.

-----, & **CAMPBELL.** A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia II. Oceanarium-reared and wild turtles. Diseases of aquatic Organisms Volumen 9. 1990. p. 104.

GOSDEN, C. Exotic and Wildlife: A manual of Veterinary nursing care. London: Butterworth. 2004. p. 87-107.

GREENBLAT, R. Work, T. Balaz, G. The *Ozobranchus* leech is a candidate mechanical vector for the fibropapilloma-associated turtle herpesvirus found

latently infecting skin tumors on Hawaiian Green Turtle (*Chelonia mydas*). Virology. No 321. 2004. p. 101-110.

GROOMBRIDGE, B. Luxmoore, R. The green Turtle and Hawksbill (Reptilia: Cheloniidae): World status, exploitation and trade. Lausanne, Switzerland, CITES Secretariat. 1989.

HAINES, H. Infection and Immunity. Effect of Water Temperature on a Herpesvirus infection of Sea Turtles. American Society of Microbiology. Volumen 15, No 3. USA. 1977. p. 756-759.

HARSHBARGER, J. Sea turtle fibropapilloma cases in the registry of tumors in lower animals. Research plan for marine turtle fibropapilomas. US Department of Commerce. Tech. Memo. NMFS-SWFSC- 156. 1991. p. 63-70.

HARVEY , F. Herpetology. USA: Prentice-Hall. 1998. p. 82, 400.

HERBST, L. Fibropapillomatosis of marine turtles. Revista Annual Review of Fish Disease. Department of Wild Life and Zoological Medicine. Universidad de la Florida. Volumen 4. 1994. p. 389-495.

-----, Diseases of marine turtles. En Disease of Aquatic Organism. Volumen 22. USA. 1995.p. 593-596.

-----, Jacobson, p. Klein, G. Balaz, R. Comparative Pathology and Pathogenesis spontaneous and experimentally induced fibropapillomatosis of green turtles. (*Chelonia mydas*). Veterinary Pathology. Vol 36. 1999.p. 551 – 554.

HERNÁNDEZ, G. Flora normal bacteriana cloacal y nasal de la tortuga lora (*Lepidochelys olivácea*) en el pacífico norte de Costa Rica. Escuela de Medicina Veterinaria. Universidad nacional, Heredia, Costa Rica. Programa regional de manejo en vida silvestre. 2002.

HICKERSON, E. 16th Sea Turtle Symposium. Department of Biology, Texas University: Hilton Head. February 1996.

HILL, P. Small animal Dermatology “a practical guide to the diagnosis and management of skin diseases in dogs and cats” United Kingdom: Butterworth/Heineman. 2002. p. 17-22, 201-204.

ILES, M. Rand, T. Integumental ulcerative diseases in a loggerhead turtle (*Caretta caretta*) at the Bermuda Aquarium: microbiology and histopathology. 1987. p. 3, 85.

(INVEMAR) Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andrés. Diagnóstico y evaluación, Red de Vigilancia para la conservación y protección de las aguas marinas y costeras de Colombia. Diagnóstico Nacional. 2002.p. 20-38.

IUCN, Red list of Threatened Animals. Chelonian Conservation and Biology 3 (2). p. 200-224.

JACOBSON, E. Mycotic pneumonia in mariculture – reares green sea turtles. En: Journal American Veterinarian Medicine. USA. 1979. p. 175, 929.

------. Cutaneous fibropapilomas of green turtles (*Chelonia mydas*). En: journal Comparative Pathology. Department of Small Animal Clinical Sciences of Veterinary Medicine, University of Florida. Vol 101. 1989. p. 39-52.

----- . Reptile dermatology. Current Veterinary Therapy. Volumen XI. Philadelphia: Saunders. 1992. p. 1204-1210.

KATHRYN, S. Vargas, P. Divinal cicling of corticosterona in a captive population of Kempis Ridley sea Turtle (*Lepidochelys kemps*). 18th symposium International of sea Turtle Biology and Conservation. México. Marzo 3-7, 1998.

LIMPUS, C & MILLER, J. The occurrence of cutaneous fibropapilomas in marine turtles in Queensland in proceedings of the Australian Marine Turtle Conservation Workshop. Department of Environment and Heritage and Australian nature Conservation. Queensland. 1994. p. 186-188.

LUTZ, P. The biology of sea turtles. USA: Library of Congress Card Number. 1997. p. 363-386.

MADER, D. Turtles, tortoises and terrapins. En: Reptile Medicine and Surgery. USA: Saunders Company. 1996. p. 9-19, 74-77, 125, 224, 265, 332-384, 427 – 436.

----- . Medicine and Surgery En: Reptile Medicine and Surgery. USA: Saunders Company Second Edition. 2006. p. 977-979.

MADIGAN, M. Biología de los microorganismos. Octava Edición. Madrid: Prentice Hall. 1998. p. 56-57.

MAGNUSOM, J. Decline of sea turtle: causes and Prevention. USA: National Academy Press. 1990. p. 35, 62-72.

MANIRE, C. Mycotic Infection caused by *Colletotrichum acuatum* in a Kemp's Ridley Sea Turtle (*Lepidochelys kempi*) En: Journal of Clinical Microbiology. Volumen 40. No 11. USA. 2002. p. 4273-4280.

MARCOVALDI, M & MARCOVALDI, G. Marine turtles of Brazil: the history and structure of project TAMAR – IBAMA. Biological Conservation. Volumen 91. 1991. p. 35 – 41.

----- . Chelonia Conservation and Biology. En: International Journal of turtle and tortoise Research. Volumen 3, No 2. 1999.

MARQUEZ, M. Sea turtles of the world. An annotated and illustrated catalogue of sea turtle species known to date. FAO fisheries synopsis. No 125, Volumen 11. Rome:1990. p. 81

MARTIN, P & BATESON, P. Measuring behavior. An introductory guide Cambridge University Press. Great Britain. 1986. p. 36-69

MATUSHIMA, R. Cutaneous papillomas of green turtles: a morphological, ultra-structural and immunohistochemical study in Brazilian specimens. En: Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science. Sao Paulo. Volumen 38. No 2. 2001.

MALLEY, B. Clinical Anatomy and Phisiology of Exotic Species. Germany: Saunders. 2005. p. 36.

MEYLAN, D. Status justification for listing the Hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*) as Critically Endangered on the 1996. 1999

MINISTERIO DEL MEDIO AMBIENTE. Programa Nacional para la Conservación de las tortugas Marinas y Continentales en Colombia Imprenta Nacional. 2002. p. 8-34, 42-47.

MORTIMER, A. Feeding Ecology of Sea Turtles. En: Bjorndal, K. Biology and conservation of sea turtles. 1995.

NESBITT, H. Dermatología canina y felina. Diagnóstico y tratamiento. Argentina: Intermédica. 2001. p. 47-51.

OCAMPO, F. Acerca del estado de los procesos de conservación e investigación de tortugas marinas en Colombia. Curso taller en Biología y Conservación de las tortugas marinas en el Caribe Colombiano. Santuario de fauna y flora Los Flamencos. La Guajira. Julio 18 – 19, 2001. p. 14-42.

ORENSTEIN, R. Survivors in Armor-Turtle, Tortoises and Terrapins. Canadá: Key Porter Books. 2001. p. 135-162.

ORREGO, C. Flora normal bacteriana cloacal y nasal de la tortuga Lora (*Lepidochelys olivácea*) en el pacífico norte de Costa Rica. Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Heredia, Costa Rica, Programa Nacional de Manejo en Vida Silvestre. Costa Rica. 2001.

------. Enfermedades de las tortugas. Refugio de Vida Silvestre Ostional (RNVSO), Área de Conservación Tempisque, Ministerio del Medio Ambiente y Energía (Minae). Costa Rica. 2002.

ORÓS, J. Fibropapillomatosis in sea turtles: a remarkable case. En: Proceedings 16th Meeting of the European Society of Veterinary Pathology. Norway. 1998. p. 128.

PANQUEVA, J. Examen clínico y principales técnicas diagnósticas en quelonios. Informe de práctica rotatoria. Universidad de la Salle. Facultad de medicina Veterinaria. Bogotá, Colombia. 2004.p. 7-30.

PERRY, J. Structure and function of the reptilian respiratory system. Comparative pulmonary physiology current concepts. New York. 1989. p. 193.

PINILLOS, I. Impacto del tamaño del acuario en el comportamiento del Róbalo (Centropomus Undecimalis) en cautiverio y estudio comparativo de dos diferentes suplementos aplicados a tortugas carey (Eretmochelys imbricata), para corregir el síndrome del caparazón blando. Informe de Práctica. Universidad de la Salle, Bogotá. 1995. p. 75

POUGH, F. Reproduction and life history. 1998. p. 204

QUINN, P. Microbiología y enfermedades infecciosas veterinarias. España: Acribia SA. 2002. p. 55-73, 128, 147.

RODRIGUEZ, R. Contribución al conocimiento de las tortugas marinas de Colombia. Ministerio de Agricultura. Bogotá: Gente nueva. 1992. p. 1-2, 33, 45

RUEDA Y ALMONACID, J. Estrategia para la conservación de las tortugas continentales y marinas en Colombia. En: Curso Taller técnicas de manejo y concertación del programa nacional para la conservación de las tortugas marinas y continentales en Colombia. Ministerio del Medio Ambiente y Corpoguajira. 23-30 Noviembre, 2001.

SANTOS, A. Noticiero de las tortugas. Actualización sobre la población Anidadora de trortugas Caguamas en Praia do Forte, Bahia, Brazil. 200. p. 8-11

SCARFF, D. Manual de dermatología en pequeños animales. España: Harcourt. 1999. p. 17-32.

SCOTT, D. Small animal dermatology, 6th edición. USA: Saunders. 2001. p. 1-15.

SHIGENAKA, G. Oil and Sea Turtle: Biology planning and response. National oceanic and atmosphere Administration. USA. 2003.

SCWARTZ, F. The marine leech *Ozobranchus mangoi*, epizootia on *Chelonia* and *Caretta* sea turtles from North Carolina. En: Journal of parasitology. 1974. p. 889-890.

SPOTILA, J. Sea Turtles: A complete Guide to their Biology, behavior, and conservation. China: Johns Hopkins. 2004. p. 1-50

STEWART, J. Anaerobic bacterial infections in reptiles. En: Journal Zoo of Wildlife. Med. 21. 1990. p. 180-184.

VAN METER, V. Florida's sea turtles. Florida: Power and Light company. 1992. p. 1-20

VAN NUGTEREN, P. 16th annual sea turtle symposium: Hilton Heads SC. February 1996.

WAYNE, F. Feeding Ecology of sea turtles. En: Bjorndal, K. Biology and conservation of sea turtles. 1995.

WHIDECAST Ministerio del Medio Ambiente. 2001. Curso Taller en Biología y Conservación d elas Tortugas Marinas en el Caribe Colombiano. Santuario de flora y fauna Los Flamencos. La Guajira. Julio 18-19, 2001.

WHILES, M & RAND, T. Intergumental Ulcerative disease in Loggerhead turtle (*Caretta caretta*) at the Bermuda Aquarium. *Disease of Aquatic Organism*. Vol 3. p. 85.

WHITAKER, B. Medical management of sea turtles in Aquaria. En: Fowler, M., *Zoo and Wildlife medicine, current therapy*. Morris animal foundation. USA: Saunders. 1999. p. 218-219.

WORK, T. Bacteremia in free ranging Hawaiian green turtles *Chelonia mydas* wiyh fibropapillomatosis. En: *Disease of aquatic Organism*. Volumen 53. USA. p. 41-46.

ZUG, G. *Herpethology. An Introductory Biology of Amphibians and reptiles*. First edition. USA: Academic Press. 1993.p. 393.

----- . *Herpethology. An Introductory Biology of Amphibians and reptiles*. First edition. USA: Academic Press. 2001 .p. 444-445.

ANEXO A. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:25

DATOS,

ANALYSIS OF VARIANCE TABLE FOR CABEZA

SOURCE	DF	SS	MS	F	P
ENFERM (A)	1	28090.8	28090.8	282.54	0.0000
TIEMPO (B)	2	9858.65	4929.33	49.58	0.0000
A*B	2	735.050	367.525	3.70	0.0272
RESIDUAL	114	11334.0	99.4211		
TOTAL	119	50018.5			

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:27

DATOS,

TUKEY (HSD) COMPARISON OF MEANS OF CABEZA BY TIEMPO

TIEMPO	MEAN	HOMOGENEOUS GROUPS
2	62.550	I
1	47.225	.. I
3	40.975 I

ALL 3 MEANS ARE SIGNIFICANTLY DIFFERENT FROM ONE ANOTHER.

CRITICAL Q VALUE	3.359	REJECTION LEVEL	0.050
CRITICAL VALUE FOR COMPARISON	5.2954		
STANDARD ERROR FOR COMPARISON	2.2296		

ERROR TERM USED: RESIDUAL, 114 DF

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:29

DATOS,

TUKEY (HSD) COMPARISON OF MEANS OF CABEZA BY ENFERM

ENFERM	MEAN	HOMOGENEOUS GROUPS
1	65.550	I
2	34.950	.. I

ALL 2 MEANS ARE SIGNIFICANTLY DIFFERENT FROM ONE ANOTHER.

CRITICAL Q VALUE	2.801	REJECTION LEVEL	0.050
CRITICAL VALUE FOR COMPARISON	3.6059		
STANDARD ERROR FOR COMPARISON	1.8204		

ERROR TERM USED: RESIDUAL, 114 DF

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:17

DATOS,

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR ENFERM = 1

	CABEZA
N	60
MEAN	65.550
SD	13.051
VARIANCE	170.32
SE MEAN	1.6848
C.V.	19.909
MINIMUM	36.000
MAXIMUM	97.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR ENFERM = 2

	CABEZA
N	60
MEAN	34.950
SD	14.189
VARIANCE	201.34
SE MEAN	1.8318

C.V.	40.599
MINIMUM	10.000
MAXIMUM	71.000

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:17

DATOS,

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TIEMPO = 1

	CABEZA
N	40
MEAN	47.225
SD	20.757
VARIANCE	430.85
SE MEAN	3.2819
C.V.	43.953
MINIMUM	12.000
MAXIMUM	87.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TIEMPO = 2

	CABEZA
N	40
MEAN	62.550
SD	15.849
VARIANCE	251.18
SE MEAN	2.5059
C.V.	25.337
MINIMUM	36.000
MAXIMUM	97.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TIEMPO = 3

	CABEZA
N	40
MEAN	40.975
SD	18.647
VARIANCE	347.72
SE MEAN	2.9484
C.V.	45.509

MINIMUM 10.000
MAXIMUM 74.000

STATISTIX FOR WINDOWS
08/17/06, 16:23

DATOS,

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 1

	CABEZA
N	20
MEAN	64.300
SD	13.842
VARIANCE	191.59
SE MEAN	3.0951
C.V.	21.527
MINIMUM	36.000
MAXIMUM	87.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 2

	CABEZA
N	20
MEAN	30.150
SD	8.8869
VARIANCE	78.976
SE MEAN	1.9872
C.V.	29.475
MINIMUM	12.000
MAXIMUM	48.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 3

	CABEZA
N	20
MEAN	74.350
SD	11.851
VARIANCE	140.45
SE MEAN	2.6500
C.V.	15.940
MINIMUM	54.000

MAXIMUM 97.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 4

	CABEZA
N	20
MEAN	50.750
SD	9.0547
VARIANCE	81.987
SE MEAN	2.0247
C.V.	17.842
MINIMUM	36.000
MAXIMUM	71.000

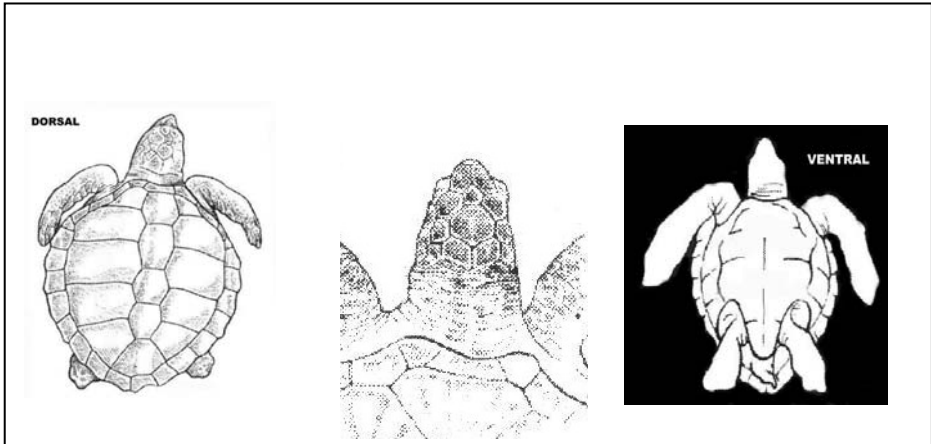
DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 5

	CABEZA
N	20
MEAN	58.000
SD	7.3270
VARIANCE	53.684
SE MEAN	1.6384
C.V.	12.633
MINIMUM	45.000
MAXIMUM	74.000

DESCRIPTIVE STATISTICS FOR TTOTIEMPO = 6

	CABEZA
N	20
MEAN	23.950
SD	7.0597
VARIANCE	49.839
SE MEAN	1.5786
C.V.	29.477
MINIMUM	10.000
MAXIMUM	35.000

ANEXO B. PROTOCOLO DE EXAMEN CLÍNICO DERMATOLÓGICO

Fecha:		Identificación:				
Lugar: CEINER		Especie:				
Examinado por:		Nombre común:				
		Sexo:		Edad:		
M E D I D A S						
Peso:	LRC	LCC	ARC	ACC		
E X A M E N						
Localización de la lesión:						
						
Descripción:						
Extensión de la lesión (mm):						
Dermatitis	SI	NO		Úlcera	SI	NO
Eritema	SI	NO		Eczema	SI	NO
Laceración	SI	NO		Escoriación	SI	NO
Parásitos:						
E X A M E N E S D E L A B O R A T O R I O						
Biopsia		Cultivo		Raspado		
Exámenes adicionales:						
Observaciones:						

ANEXO C. RESULTADOS DE DATOS DE COMPORTAMIENTO

DIA	ANIMALES ENFERMOS			ANIMALES SANOS		
	9:30 - 10:00 am	12:30 - 1:00 pm	3:30 - 4:00 pm	9:30 - 10:00 am	12:30 - 1:00 pm	3:30 - 4:00 pm
1	87	97	45	27	51	31
2	72	80	60	24	71	26
3	65	82	63	24	43	12
4	67	86	58	43	38	30
5	76	69	62	26	42	23
6	59	84	61	41	49	31
7	71	71	52	29	61	30
8	71	84	57	28	55	35
9	82	80	62	30	52	29
10	56	74	60	16	42	19
11	45	80	56	12	46	24
12	85	62	65	33	55	24
13	62	60	74	39	51	10
14	63	67	66	31	42	10
15	48	72	45	21	52	21
16	65	85	52	27	57	26
17	50	85	52	34	64	19
18	76	54	59	32	60	29
19	50	60	63	38	48	25
20	36	55	48	48	36	25
Total	1286	1487	1160	603	1015	479

ANEXO D. VALORES FISICOQUÍMICOS ABRIL DE 2005

	pH	TEMPERATURA (°)	SALINIDAD
1-abr-05	8,3	28,1	34
2-abr-05	8,3	29,5	33
3-abr-05	8,1	28,3	35
4-abr-05	8,3	28,2	34
5-abr-05	8,1	28	35
6-abr-05	8,1	27,7	36
7-abr-05	8,3	28	35
8-abr-05	8,2	28,9	35
9-abr-05	8,1	29,7	35
10-abr-05	8,1	29,2	35
11-abr-05	8,1	28,8	36
12-abr-05	8,1	29,8	35
13-abr-05	8,2	29	35
14-abr-05	8,1	28,8	35
15-abr-05	8,3	29	35
16-abr-05	8	29	35
17-abr-05	8,2	29,4	33
18-abr-05	8,1	29,2	34
19-abr-05	8,3	28,2	36
20-abr-05	8,3	28	36
21-abr-05	8,2	28,6	35
22-abr-05	8,3	28,2	36
23-abr-05	8,2	28,8	36
24-abr-05	8,2	29,1	36
25-abr-05	8,1	30,1	35
26-abr-05	8,1	30	36
27-abr-05	8,3	29,6	35
28-abr-05	8,1	29	36
29-abr-05	8,1	29,2	35
30-abr-05	8,1	29	36

ANEXO E. VALORES FISICOQUÍMICOS NOVIEMBRE DE 2005

	pH	TEMPERATURA	SALINIDAD
01-nov-05	8,1	30	32
02-nov-05	8,1	34	32
03-nov-05	8,3	31	33
04-nov-05	8,2	32	32
05-nov-05	8,1	33	31
06-nov-05	8,2	32	30
07-nov-05	8,2	31	31
08-nov-05	8,3	30	30
09-nov-05	8,2	31	33
10-nov-05	8,1	32	30
11-nov-05	8,2	30	33
12-nov-05	8,3	31	35
13-nov-05	8,1	30	34
14-nov-05	8,1	30	31
15-nov-05	8,1	30	30
16-nov-05	8,3	30	35
17-nov-05	8,2	30	31
18-nov-05	8,1	30	33
19-nov-05	8,3	31	33
20-nov-05	8,1	31	33
21-nov-05	8,3	31	33
22-nov-05	8,1	30	35
23-nov-05	8,3	30	33
24-nov-05	8,3	29	34
25-nov-05	7,9	31	35
26-nov-05	8,3	32	34
27-nov-05	8,3	31	33
28-nov-05	8,1	30	31
29-nov-05	8,2	31	32
30-nov-05	8,2	31	33