

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA AGRÍCOLA



Identificación macroscópica y calidad nutricional del contenido
esofágico de la tortuga prieta *Chelonia mydas agassizii*
(Bocourt, 1868) en Usulután, El Salvador.

POR

TANIA LILIANA MEZA RUIZ

CAROLINA ELIZABETH RIVAS RODRÍGUEZ

MARCELA ALEXANDRA TREJO CORNEJO

REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE:

LICENCIADA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

SAN SALVADOR, 30 DE NOVIEMBRE DE 2015

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR INTERINO

Lic. José Luis Argueta Antillón.

SECRETARIA GENERAL

Dra. Ana Leticia Zavaleta de Amaya.

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO

Ing. Agr. M.Sc. Juan Rosa Quintanilla.

SECRETARIO

Ing. Agr. M.Sc. Luis Fernando Castaneda Romero.

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE QUÍMICA AGRÍCOLA

Ing. Agr. Oscar Mauricio Carrillo Turcios.

DOCENTES ASESORES

Ing. Agr. Flor de María López Hernández.

Lic. Roberto Guillén Paredes.

Ph. D. Michael Liles.

COORDINADOR GENERAL DE PROCESO DE GRADUACIÓN INTERINO

Ph. D. Francisco Lara Asencio.

RESUMEN

En El Salvador son casi nulos los estudios sobre la alimentación de quelonios, especialmente en lo que se refiere a la especie de tortuga conocida comúnmente como tortuga prieta *Chelonia mydas agassizii* (Bocourt, 1868). La investigación se llevó a cabo con la finalidad de identificar el tipo de alimento que consumen las tortugas prietas en la Bahía de Jiquilisco, Golfo La Perra, Usulután, El Salvador y se desarrolló entre los meses de octubre 2014 a abril 2015. Para ello, se realizó la recolección e identificación de muestras individuales de contenido esofágico de 92 tortugas seleccionadas de una población de 220 tortugas de las cuales la cantidad de alimento recolectado fue más significativa. Cada tortuga prieta se identificó a través de una placa metálica que se colocó en la segunda escama marginal de la aleta izquierda. Se recolectaron los datos morfométricos: Largo Curvo del Caparazón (LCC) con un promedio de 79.60 cm y Ancho Curvo del Caparazón (ACC) con un promedio de 74.22 cm.

Las muestras del contenido esofágico fueron conservadas y separadas en 28 componentes dietarios identificados macroscópicamente. Se determinaron los porcentajes de Volumen (% V), Peso (% P) y Frecuencia de Ocurrencia (% FO) con los cuales se obtuvo el índice de Resultante ponderado (Rw). Posteriormente se seleccionaron 14 componentes dietarios más importantes de la tortuga a los que se les realizó el análisis bromatológico proximal y los minerales (calcio, fósforo, magnesio y potasio).

El análisis estadístico consistió en un Escalamiento Multidimensional no Paramétrico utilizando el índice de Similitud de Bray Curtis con el cual se identificó la distribución en un espacio geométrico de los individuos muestreados, posteriormente se realizó un Análisis Multivariado de Varianza por Permutaciones (PERMANOVA) y una separación de medias por prueba de Tukey ($p < 0.05$) los cuales permitieron determinar diferencias entre clases según LCC de las tortugas con respecto a los componentes dietarios consumidos. El índice de Resultante Ponderado (Rw) permitió determinar los componentes dietarios más importantes dentro de la alimentación de la tortuga prieta en el Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, los cuales fueron: pasto marino *Halodule wrightii* con Rw de 70.67; una macroalga *Hypnea sp* con Rw de 22.97 y el gasterópodo *Anachis decimdentata* con Rw de 6.36.

Palabras clave: *Chelonia mydas agassizii*, Tortuga prieta, Bahía de Jiquilisco, Golfo La Perra, Análisis bromatológico, calidad nutricional.

AGRADECIMIENTOS

Principalmente agradecemos a Dios por habernos dado la oportunidad de realizar y de culminar esta investigación, por brindarnos la oportunidad de trabajar con ICAPO (Iniciativa Carey del Pacífico Oriental) quienes nos apoyaron financieramente y nos abrieron las puertas para poder trabajar con la especie *Chelonia mydas agassizii* en peligro de extinción y así conocer más sobre la población que se encuentra en nuestro país y crear alternativas para su conservación. Damos las gracias a nuestros familiares quienes nos apoyaron día a día y poder lograr nuestros objetivos. Agradecemos también a Licda. Ana Vilma Henríquez quien nos ayudó en la fase de campo junto a los pescadores Reynaldo García, Nerges Sánchez, Neftalí Sánchez, Ángel Sánchez, Aldo Sánchez, nos ayudaron a capturar las 220 tortugas y también nos colaboraban en las diversas actividades a la hora de obtener la muestra esofágica de 92 ejemplares, a la cooperativa las Águilas que nos colaboraron en todo en cuanto a nuestra estadía en la Pirraya, al staff de ICAPO, Lic. Allan Bolaños quien nos capacito para poder realizar los lavados esofágicos, Sofía Chavarría, Melissa Valle, Sandra Rivas, Yessenia Flores, David Melero, voluntarios de Austria, España y Asia, quienes nos apoyaron a manipular, identificar las tortugas, tomar fotos y videos, entre otras cosas, en toda la fase de campo. Agradecemos a nuestros Asesores Ing. Flor López, Ph. D. Michael Liles, quienes nos acompañaron en cada momento y nos guiaron en todo el trabajo de investigación. Al Lic. Roberto Guillen por permitirnos trabajar en la escuela de biología y brindarnos la ayuda con otros biólogos. Muchas gracias a todo el Staff de química Agrícola, Licda. Lorena de Torres, Lic, Fredy Carranza, Lic. Norbis Solano, Mario Hernández, Emerson Hernández, nos apoyaron con todo los análisis químicos de las muestras, junto con nuestra asesora y al Ing. Agr. Milton Flores que nos ayudó en los análisis, y nos colaboró guiándonos en los procesos de formulación del documento. Damos las gracias al Ing. Agr. M.Sc. Miguel Rafael Paniagua, quien nos ayudó a realizar el análisis estadístico de nuestra investigación Ad honorem. Al Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño que de igual forma nos contribuyó a obtener las imágenes de cada uno de los componentes principales de la dieta de la tortuga prieta, también por guiarnos a la hora de formular el documento final. A los docentes del Dpto. de Protección vegetal y en CENSALUD por brindarnos el apoyo a la hora de separar las muestras. A los especialistas del Museo de Historia Natural: Licda. Ana Rivera, Lic. Gabriel Cerén y Licda. Jeny Menjivar, quienes nos guiaron en la identificación de los elementos de origen animal y vegetal de la dieta de la tortuga prieta. Gracias al Ing. Abel Argueta quien nos brindó el apoyo para crear los mapas de los sitios de ubicación, captura y brindo su ayuda para culminar esta investigación.

ÍNDICE GENERAL

| | |
|---|-----|
| I. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA | 3 |
| 2.1 Clasificación taxonómica | 3 |
| 2.2 Características generales de la especie | 3 |
| 2.3 Distribución y hábitat de la especie..... | 5 |
| 2.4 Anatomía e histología del tracto digestivo..... | 6 |
| 2.5 Nutrición de la tortuga prieta..... | 10 |
| 2.6 Eficiencia digestiva de la tortuga prieta..... | 14 |
| 2.7 Conservación de la especie..... | 14 |
| 2.8 Importancia ecológica..... | 16 |
| 2.9 Elementos presentes en el área de estudio | 16 |
| 2.10 Método para la recuperación de contenido esofágico de tortugas marinas | 19 |
| III. MATERIALES Y MÉTODOS..... | 21 |
| 3.1 Descripción del área de estudio..... | 21 |
| 3.2 Metodología de campo | 22 |
| 3.2.1 Captura de tortugas marinas y datos morfométricos..... | 22 |
| 3.2.2 Marcaje de unidad experimental..... | 23 |
| 3.2.3 Pesado de unidad experimental | 24 |
| 3.2.4 Toma de muestra del contenido esofágico | 25 |
| 3.2.5 Metodología de laboratorio | 29 |
| 3.2.6 Metodología Estadística | 56 |
| 3.2.7 Diseño estadístico | 56 |
| IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 57 |
| 4.1 Componentes identificados..... | 57 |
| 4.2 Análisis bromatológico..... | 72 |
| 4.3 Comparación con el estudio de referencia..... | 86 |
| 4.4 Resultante ponderado | 88 |
| 4.5 Análisis estadístico | 91 |
| V. CONCLUSIONES..... | 94 |
| VI. RECOMENDACIONES..... | 95 |
| VII. BIBLIOGRAFÍA..... | 96 |
| VIII. ANEXOS | 102 |

ÍNDICE DE CUADROS

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Especies de moluscos observadas y registradas en Bahía de Jiquilisco..... | 18 |
| Cuadro 2. Clasificación de etapas de vida de tortuga prieta. | 57 |
| Cuadro 3. Porcentaje de Peso (% P), Volumen (% V) y Frecuencia de Ocurrencia (% FO) de componentes dietarios identificados en contenido esofágico de tortugas prietas..... | 62 |
| Cuadro 4. Resultados de análisis bromatológico y minerales de componentes dietarios (materia seca) de tortuga prieta en Golfo La Perra, Usulután, El Salvador. | 85 |
| Cuadro 5. Aportes nutricionales de los componentes de la dieta (materia seca) de <i>Chelonia mydas agassizii</i> | 86 |
| Cuadro 6. Índice de Resultante Ponderado (Rw) de los componentes dietarios encontrados en contenido esofágico de tortugas prietas | 89 |
| Cuadro 7. Clasificación según LCC (Largo Curvo del Caparazón) de tortugas prietas muestreadas en el Golfo La Perra, Usulután, El Salvador. | 91 |
| Cuadro 8. Separación de medias según la Prueba de Tukey en cuanto a valor P de cada clase. | 93 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Morfología externa de <i>Chelonia mydas agassizii</i> | 4 |
| Figura 2. Esófago y revestimiento de la parte anterior del estómago de tortuga prieta. | 7 |
| Figura 3. Revestimiento interno de estómago y duodeno de tortuga marina. | 8 |
| Figura 4. Vista ventral de las vísceras posteriores..... | 9 |
| Figura 5. Corte longitudinal a través del duodeno de una tortuga marina..... | 10 |
| Figura 6. Ubicación del sitio de estudio, Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, El Salvador. | 21 |
| Figura 7. Patrullaje y captura de tortuga prieta en el Golfo La Perra. | 22 |
| Figura 8. Materiales utilizados para colocar placas metálicas y toma de datos. | 23 |
| Figura 9. Toma de medidas LCC (Largo Curvo del Caparazón) y ACC (Ancho Curvo del Caparazón); y aplicación de marcas externas (Inconel). | 24 |
| Figura 10. Toma de peso de tortuga prieta. | 25 |
| Figura 11. Colocación de tortuga prieta para extracción de contenido esofágico. | 26 |
| Figura 12. Materiales para extracción y conservación de muestras de contenido esofágico. | 27 |
| Figura 13. Método de extracción de contenido esofágico. | 28 |
| Figura 14. Lavado y separación de componentes dietarios del contenido esofágico de tortuga prieta. | 29 |
| Figura 15. Uso de balanza analítica para toma de peso de muestra. | 32 |
| Figura 16. Bandeja metálica con muestras separadas en bandejas plásticas. | 32 |
| Figura 17. Pesado de muestra. | 34 |
| Figura 18. Estufa de vacío para extracción de humedad total. | 34 |
| Figura 19. Ceniza de pasto marino. | 36 |
| Figura 20. Cenizas de pasto marino con HCl concentrado..... | 37 |
| Figura 21. Solubilización de cenizas de pasto marino..... | 37 |
| Figura 22. Filtrado de solución de cenizas de pasto marino..... | 38 |
| Figura 23. Solución de cenizas de pasto marino aforada a 100 ml..... | 38 |

| | |
|--|----|
| Figura 24. Toma de peso de muestra colocada en papel filtro. | 39 |
| Figura 25. Dedales con papel filtro en aparato de Soxhlet. | 40 |
| Figura 26. Beacker con extracto etéreo de pasto marino. | 40 |
| Figura 27. Tubos con muestra de pasto marino en aparato de digestión de Kjeldhal. | 42 |
| Figura 28. Tubo con muestra de pasto marino en equipo de destilación. | 43 |
| Figura 29. Titulación de muestra procesada en aparato de destilación. | 43 |
| Figura 30. Beacker de 600 ml con solución de muestra y ácido sulfúrico. | 46 |
| Figura 31. Filtrado de solución y recuperación en un beacker limpio. | 46 |
| Figura 32. Filtrado de solución del crisol de Gooch. | 47 |
| Figura 33. Secado de crisol de Gooch en estufa. | 47 |
| Figura 34 Muestra calcinada en crisol de Gooch. | 47 |
| Figura 35. Balones volumétricos para solución madre y soluciones estándar calcio y magnesio. | 49 |
| Figura 36. Preparación de soluciones estándar. | 50 |
| Figura 37. Lectura de contenido de Ca y Mg en espectrofotómetro de Absorción Atómica. | 50 |
| Figura 38. Preparación de estándares de Mg. | 52 |
| Figura 39. Lectura de contenido de Fósforo en espectrofotómetro de absorbancia. | 54 |
| Figura 40. Lectura de resultado de Potasio en espectrofotómetro de absorbancia. | 56 |
| Figura 41. Porcentaje de Volumen (%V) de componentes dietarios de la tortuga prieta en el Golfo La Perra, Usulután, El Salvador. | 58 |
| Figura 42. Porcentaje de volumen (%V) de componentes dietarios vegetales. | 59 |
| Figura 43. Porcentaje de Volumen (% V) de componentes bivalvos. | 59 |
| Figura 44. Porcentaje de Volumen (% V) de componentes gasterópodos. | 60 |
| Figura 45. Porcentaje de Volumen (%V) de otros componentes en la dieta de la tortuga prieta. | 61 |
| Figura 46. Pasto marino <i>Halodule wrightii</i> | 63 |
| Figura 47. Alga roja <i>Hypnea sp.</i> | 63 |
| Figura 48. Alga roja <i>Bostrychia sp.</i> | 64 |
| Figura 49. Mangle rojo <i>Rhizophora mangle</i> | 65 |

| | |
|---|----|
| Figura 50. <i>Dosinia dunkeri</i> | 66 |
| Figura 51. <i>Mytella guyanensis</i> | 67 |
| Figura 52. <i>Tellina macneilli</i> | 67 |
| Figura 53. <i>Tellina sp.</i> | 68 |
| Figura 54. <i>Protothaca megintyi</i> | 69 |
| Figura 55. <i>Chione subrugosa</i> | 69 |
| Figura 56. <i>Anadara grandis</i> | 70 |
| Figura 57. <i>Anachis decimdentata</i> | 71 |
| Figura 58. <i>Theodoxus luteofasciatus</i> | 71 |
| Figura 59. <i>Rhinocoryne humboldti</i> | 72 |
| Figura 60. Resultante ponderado (Rw) para componentes con porcentajes de volumen (% V) mayores a 5 %..... | 90 |
| Figura 61. Escalamiento Multidimensional No Métrico utilizando la medida de similitud por Bray Curtis..... | 92 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| | |
|--|-----|
| Figura A- 1. Sitios de captura de tortugas prietas en Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, Usulután, El Salvador..... | 102 |
|--|-----|

I. INTRODUCCIÓN

La tortuga prieta es parte importante de los ecosistemas marinos contribuyendo a su productividad, estabilidad y salud. En general las tortugas marinas cumplen funciones ecológicas muy importantes ya que ellas transportan nutrientes de hábitats altamente productivos, como áreas de pastos marinos a hábitats pobres de nutrientes como playas arenosas, y son parte esencial de la alimentación de tiburones y grandes peces, que se encuentran en la parte superior de la pirámide alimenticia (CONANP, 2011).

La tortuga prieta *Chelonia mydas agassizii* (Bocourt, 1868), es una especie altamente migratoria que cruza la frontera de varios países en el Pacífico Oriental, tiene diferentes hábitats durante su ciclo de vida (Amarocho y Reina, 2007). Hasta la fecha, tortugas de esta especie que fueron marcadas anidando en las Islas Galápagos han sido capturadas en Costa Rica, Panamá, Ecuador, Colombia y Perú y ahora en El Salvador, demostrando que son capaces de realizar largos recorridos a través del océano entre sus sitios de anidaciones y alimentación. Este hallazgo da mayor importancia a la Bahía de Jiquilisco como una de las principales áreas de alimentación para las tortugas marinas en El Salvador (Paniagua, 2013). He aquí la importancia de crear bancos de información por medio del marcado y remarcado de esta especie, debido a que en El Salvador la información que existe es limitada y en cuanto a su nutrición no existen investigaciones, por lo que es necesaria la identificación y el aporte nutricional de los alimentos que consume esta especie.

La dieta de las tortugas prietas varía dependiendo de la etapa de vida, ya que en la etapa de cría su fuente de energía es el saco vitelino, el cual aprovecha hasta que puede alimentarse de manera independiente (CONANP, 2011). En etapa juvenil ocupa hábitats pelágicos del océano. Después de salir de la playa de anidación son omnívoros con una fuerte tendencia a carnívoros. Al dejar hábitats pelágicos, entran en áreas de alimentación bentónicas, en ese momento se cambian a una dieta herbívora (Bjorndal, 1997).

Según López *et al.*, (2008) en varias partes del mundo las tortugas prietas adultas con un Largo Curvo del Caparazón (LCC) > 70 a 100 cm pueden alimentarse predominantemente de pastos marinos o algas. La variación en la composición de la dieta puede ser una consecuencia de la disponibilidad local de alimentos, la selectividad y el tipo de hábitat de las tortugas, las cuales poseen diversas preferencias de alimento, relacionada con la ubicación geográfica (Amarocho y Reina, 2007). Debido a que existen variaciones en su dieta es

fundamental conocer qué tipo de alimento consumen y el aporte nutricional que tienen en la dieta de las tortugas prietas y de esta manera asegurar la supervivencia por medio de la conservación de los bancos de alimentos que consume en el área de estudio, logrando de igual manera un equilibrio ecológico, ya que deben llegar a tener una edad de entre 26 y 40 años para poder reproducirse siendo una población pequeña de adultos aptos para la reproducción. Es importante asegurar que los alimentos que consumen contribuyen a su desarrollo normal y logren alcanzar una etapa adulta y se continúe con el ciclo de vida de ésta especie, la cual se encuentra en peligro de extinción lo que significa que tiene un alto riesgo de desaparecer en un futuro cercano (Paredes, 2015).

Las mayores amenazas a las que se enfrenta la tortuga prieta son: la sobreexplotación, de la cual ha sido objeto como alimento; ya que, la carne de tortuga es considerada como un manjar exótico y aún es consumida a pesar de ser ilegal. Por otro lado, el saqueo intensivo de sus huevos, la mortalidad accidental debido a la industria pesquera, la pérdida y degradación de las playas de anidación por el desarrollo costero han ocasionado la disminución de la población de esta especie que actualmente se encuentra en estado de peligro de extinción, por lo que está bajo un marco legal de conservación y protección en diversos países. En El Salvador esta especie es protegida bajo el artículo N° 36 del listado oficial de especies de vida silvestre amenazada o en peligro de extinción del tomo N° 383 del 5 de junio de 2009 del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN), la tortuga prieta se encuentra en peligro de extinción y a nivel mundial se conoce que ésta tortuga se encuentra en peligro de extinción según las categorías de lista roja de la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) (MARN, 2009 y Paniagua, 2013).

Por medio de la obtención del contenido esofágico se encontró que la alimentación de estas tortugas está conformada por 28 componentes dietarios. Estos fueron comparados con los componentes presentes en el área de estudio Golfo La Perra. En dicha dieta se encontró que 14 componentes fueron de origen animal y vegetal representando el 50 % del total de los componentes con un porcentaje de Frecuencia de Ocurrencia (% FO) >2 % del total, dando como resultado la determinación de la calidad nutricional de los principales componentes dietarios por medio del análisis bromatológico proximal. El estudio fue desarrollado en el Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, en época lluviosa y parte de la época seca entre los meses de octubre 2014 a abril 2015.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Clasificación taxonómica

Bocourt (1868), citado por WORMS, 2009, clasificó por primera vez taxonómicamente a la tortuga prieta en 1868 y en la actualidad ha sido identificada por el Registro Mundial de Especies Marinas (WORMS) de la siguiente manera:

Phylum: Chordata

Clase: Reptilia

Orden: Testudines

Familia: Cheloniidae

Género: *Chelonia*

Especie: *Chelonia mydas*

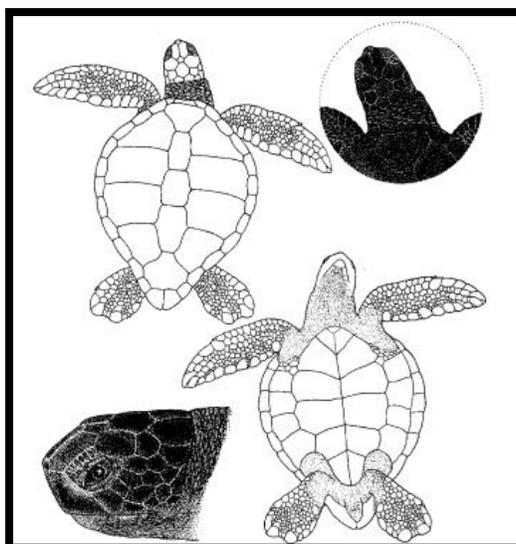
Subespecie: *Chelonia mydas agassizii*

2.2 Características generales de la especie

La tortuga *Chelonia mydas* incluye dos fenotipos: la tortuga verde, distribuida en aguas tropicales y en menor extensión en aguas subtropicales; y la tortuga prieta o negra *Chelonia mydas agassizii*, la cual se considera una forma melanística, caracterizada por su color oscuro y caparazón estrecho, localizada en hábitats costeros a lo largo del Océano Pacífico Oriental (PO) (Rodríguez, 2010). Algunos expertos consideran a la tortuga verde del Pacífico Oriental como una especie distinta (*C. agassizii*) o como subespecie (*C. mydas agassizii*). Morfológicamente *C. mydas* del PO, es identificable debido a su color y tamaño. Estas diferencias son altamente variables respecto a los polimorfismos de *C. mydas* en otras áreas de su distribución global. Sin embargo y a pesar de ello, estudios de ADN mitocondrial, muestran que no existe distinción evolutiva entre poblaciones adyacentes (Raymundo, 2010).

El color del caparazón presenta diversas tonalidades a través del tiempo, desde verde pálido hasta verde oscuro o amarillo, incluyendo ocasionalmente rayas brillantes. Las crías por lo general tienen caparazones negros, los jóvenes café oscuro o verde oliva y en los adultos permaneciendo oscuro a lo largo de su vida, en comparación con la tortuga verde adulta del Caribe, pueden presentarse tonos tierra generalmente marrones. El plastrón tiene tonos desde amarillo crema a blanco. El caparazón tiene forma ovalada y tiene cinco escudos centrales, flanqueados por cuatro pares de escudos dorsales. La cabeza es pequeña en comparación con el tamaño del cuerpo, redonda y con escamas bien definidas: un par de

escamas prefrontales y cuatro post-orbitales como se observa en la Figura 1 (Pritchard y Mortimer, 1999).



Fuente: Pritchard y Mortimer, 1999.

Figura 1. Morfología externa de *Chelonia mydas agassizii*.

Las aletas tienen una tonalidad oscura delineada con amarillo y por lo general una mancha café en el centro de la extremidad. Los machos se distinguen por tener una cola más larga que las hembras (CONANP, 2011). Las aletas pueden ser relativamente más largas que en otras poblaciones *Chelonia* y poseen una sola garra en cada aleta (Pritchard y Mortimer, 1999).

En Estados Unidos es conocida con los nombres de black turtle, en El Salvador, México y otros países se conocen como tortuga prieta. La cabeza mide 20 cm de largo y 12 cm de ancho. Puede pesar hasta 100 kilogramos (Vela *et al.*, 1999). La tortuga prieta más grande que se ha reportado midió unos 152 cm en Largo Curvo del Caparazón (LCC) y pesó 395 Kg. La tortuga prieta del Pacífico Oriental es más pequeña, midiendo cerca de 80 a 90 cm (CIT, 2005). Se ha descrito que el rango de talla de la longitud curva del caparazón de las hembras anidadoras en las colonias de México va desde un mínimo de 65 y 117 cm, para el caso de las tortugas prietas de Galápagos van desde 74 a 107 cm (Veliz *et al.*, 2014). La medida de LCC permite clasificar a las tortugas prietas en etapa juvenil, sub adulta y adulta. Con un intervalo de LCC 40-60 cm para tortugas en etapa juvenil, para la etapa sub adulta un intervalo de LCC 60 a 67 cm (NOAA, 1998) y según Amorocho y Reina (2007), las tortugas prietas en etapa adulta tienen un intervalo de LCC 70 a 100 cm en islas Galápagos.

Esta tortuga anida exclusivamente en horas de la noche. Cuando sale a la playa, se asusta muy fácilmente con la presencia humana. La tortuga prieta deposita cerca de 80 huevos, cuyo diámetro es de 4.5 centímetros los cuales son enterrados a una profundidad de 40 a 45 centímetros, con un tiempo de incubación de 50 días (Vela *et al.*, 1999).

La edad de madurez sexual se ha estimado entre 26 y 40 años, sin embargo puede variar entre individuos, incluso entre poblaciones. En general las hembras no se reproducen cada año, la duración entre un período y otro depende del intervalo de remigración, es decir, el tiempo entre una temporada reproductiva y la siguiente, que va en un rango de 2 a 6 años. La temporada de anidación de esta especie se da entre febrero y junio en Islas Galápagos (Paredes, 2015), en el Golfo y Caribe Mexicano la anidación inicia en el mes de mayo y finaliza en el mes de septiembre, en cambio en el Pacífico Mexicano anidan de agosto hasta enero, con la excepción de las Islas Revillagigedo donde anidan de julio a enero, aunque pueden presentarse anidaciones a lo largo del año (CONANP, 2011).

2.3 Distribución y hábitat de la especie

Las tortugas prietas utilizan principalmente tres tipos de hábitat: playas de anidación, zonas de convergencia del Océano abierto y zonas costeras para la alimentación “bentónica” (NOAA, 2015).

Las anidaciones ocurren a lo largo de la costa Este de los Estados Unidos y el Caribe, hasta la costa Norte de Sur América. La mayoría de nidos se encuentran en México, América Central y las Islas Galápagos (CIT, 2005). México presenta altas densidades de tortugas prietas juveniles en zonas de alimentación en el Pacífico de Baja California y Golfo de California. Los adultos se congregan en el centro de México (de Michoacán al istmo de Tehuantepec), El Salvador, Nicaragua (Golfo de Fonseca), el Sureste de Colombia, Ecuador (Islas Galápagos y zona continental) y en el Norte de Perú (península de Paracas) para llevar a cabo su reproducción (Rodríguez, 2010).

Información obtenida por medio de estudios de telemetría de marcas recuperadas, demostró que las tortugas prietas marcadas en México fueron recapturadas en Centroamérica (Guatemala, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica y Panamá) y los países de América del Sur (Colombia, Perú y Ecuador). Se observó también que tortugas marcadas en las Islas Galápagos, fueron recapturadas en países de Centro y Sur América. Esto puede indicar que las tortugas prietas de este grupo distintivo a lo largo del Pacífico Oriental muestran una alta

interacción entre los individuos que se congregan en las mismas áreas de alimentación a pesar de ser procedentes de colonias de anidación distantes (Hart *et al.*, 2015). Su filopatría hace que individuos juveniles migren desde su lugar de nacimiento a lugares de alimentación para luego de algunos años vuelvan a reproducirse a su lugar natal (Veliz *et al.*, 2014).

Las hembras vuelven a las mismas playas donde nacieron (playa “natal”) cada 2 – 4 años para poner sus huevos, generalmente en los meses de verano. Durante la temporada de anidación, las hembras anidan aproximadamente a intervalos de dos semanas. Ponen un promedio de cinco nidos, que se incuban durante aproximadamente 2 meses antes de la eclosión (NOAA, 2015)

El Salvador es el sitio de anidación de cuatro de las siete especies de tortugas marinas que existen en el mundo, las cuales se encuentran en peligro de extinción. La incubación artificial de huevos ha contribuido a incrementar las poblaciones, ya que la incubación *in situ* es menos exitosa por los depredadores naturales como hormigas, cangrejos y perros (MARN, 2015).

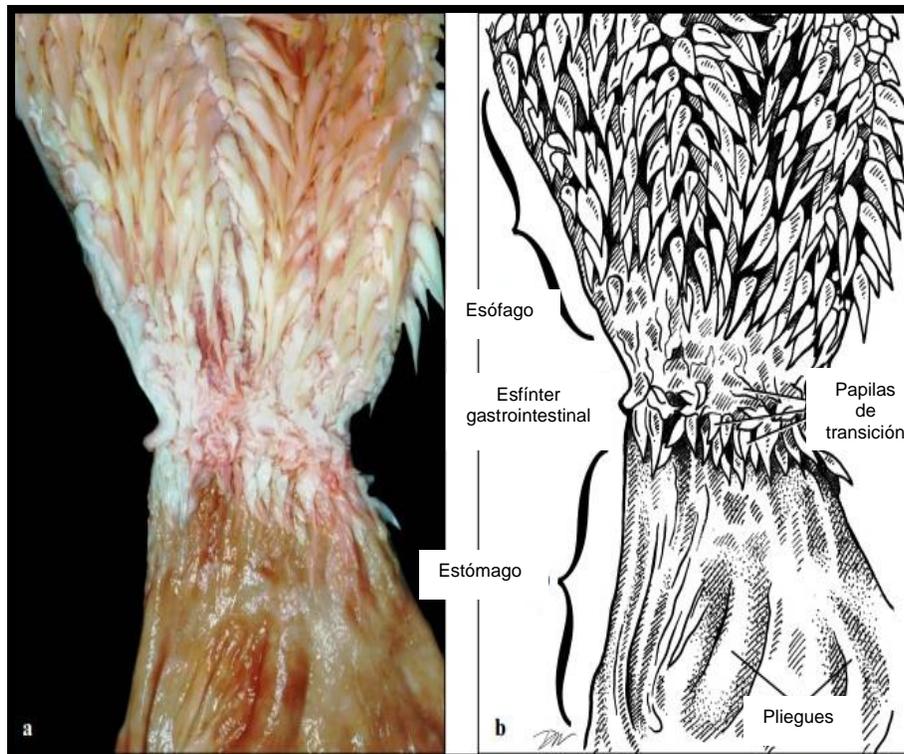
Con el marcado de tortugas marinas se puede identificar individuos de una población, reconocer rutas migratorias y entender ciertos aspectos sobre su biología reproductiva (intervalos de remigración y frecuencia de puesta o reanidación, tamaño y tendencias poblacionales. Además, ayuda a comparar factores de gran importancia en la toma de decisiones para su conservación y manejo, tanto en el ámbito nacional como en el internacional (Chacón *et al.*, 2008). El marcado de tortugas marinas en su hábitat de alimentación es también muy útil, y el uso del método captura-recaptura (u otro tipo de muestreo estadístico) facilita la cuantificación del tamaño de la población, estudia tasas de crecimiento individuales y evalúa residencia, tiempos de permanencia y uso de hábitat, entre otros (Eckert y Beggs, 2006).

2.4 Anatomía e histología del tracto digestivo

La morfología del tracto digestivo está relacionada con su función digestiva. Es posible diagnosticar la dieta de una especie mediante el estudio del sistema digestivo (Magalhaes *et al.*, 2012). La vía digestiva se extiende desde la boca hasta la cloaca y está demarcada por divisiones estructurales y funcionales. La boca contiene varias estructuras del sistema gastrointestinal, del sistema respiratorio y del oído. Estas incluyen las mandíbulas y la faringe (paladar, esófago, glotis, trompas de Eustaquio y coanas). La glotis y las coanas internas son parte del sistema respiratorio. La trompa de Eustaquio conecta la faringe con la cavidad del

oído medio. La lengua esta fija al piso de la boca y no se puede extender fuera de la boca. La glotis se sitúa en la parte central de la lengua inmediatamente posterior y ventral a las coanas internas (nares internas); desempeña la función de válvula que abre y cierra el conducto de aire (Wyneken, 2004). Sus mandíbulas son aserradas, facilitando el consumo de una dieta basada en la vegetación (Chacón *et al.*, 2008).

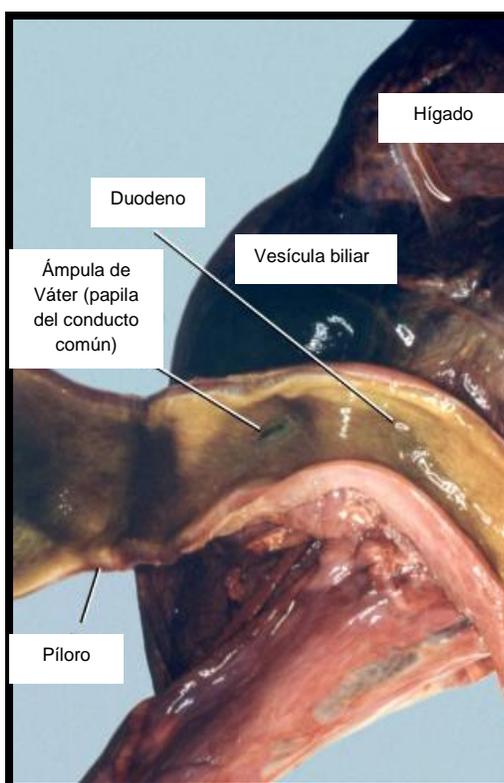
El esófago empieza atrás de la lengua, es un tubo muscular que llega al estómago, pasando ligeramente dorsal y hacia la derecha de la tráquea. En tortugas prietas del Atlántico, la entrada del esófago al estómago es una transición directa. En tortugas prietas del Pacífico, por el contrario, hay una estructura muscular especializada en la base del esófago llamada “buche”. Su función no se ha especificado aún. En los Cheloniidae, el esófago desciende hasta una posición apenas dentro del plastrón y después dobla hacia la izquierda haciendo una forma de “S” para unirse al estómago. Se presume que las papilas atrapan la comida mientras que el esófago expulsa el exceso de agua antes de tragar (Wyneken, 2004). La mucosa esofágica presenta numerosas papilas cónicas queratinizadas dirigidas caudalmente hacia el estómago (Figura 2) (Orós, s. f.). La longitud media del esófago de *Chelonia mydas agassizii* es de 19.32 ± 4.09 cm (Magalhaes *et al.*, 2012).



Fuente: (Wyneken, 2004).

Figura 2. Esófago y revestimiento de la parte anterior del estómago de tortuga prieta.

El estómago está situado en el lado izquierdo del animal y forma una curva alrededor del hígado y el pericardio, los cuales se localizan más medialmente. El estómago está relacionado al lóbulo izquierdo del hígado por un ligamento gastrohepático y al pulmón izquierdo por un ligamento gastropulmonar; termina en una región muscular corta: el píloro (esfínter o válvula pilórica). El píloro usualmente está en estado de constricción en el lado duodenal del esfínter y es diferente al revestimiento del estómago. El páncreas se extiende distalmente a lo largo del duodeno desde el píloro hasta justo después del conducto biliar común. Tanto el páncreas como el conducto biliar común (procedente de la vesícula biliar) evacuan enzimas digestivas en el duodeno. El conducto biliar común entra al duodeno por medio de una pequeña papila, la ámpula de Vater, situada en la superficie interna del duodeno (Figura 3) (Wyneken, 2004).

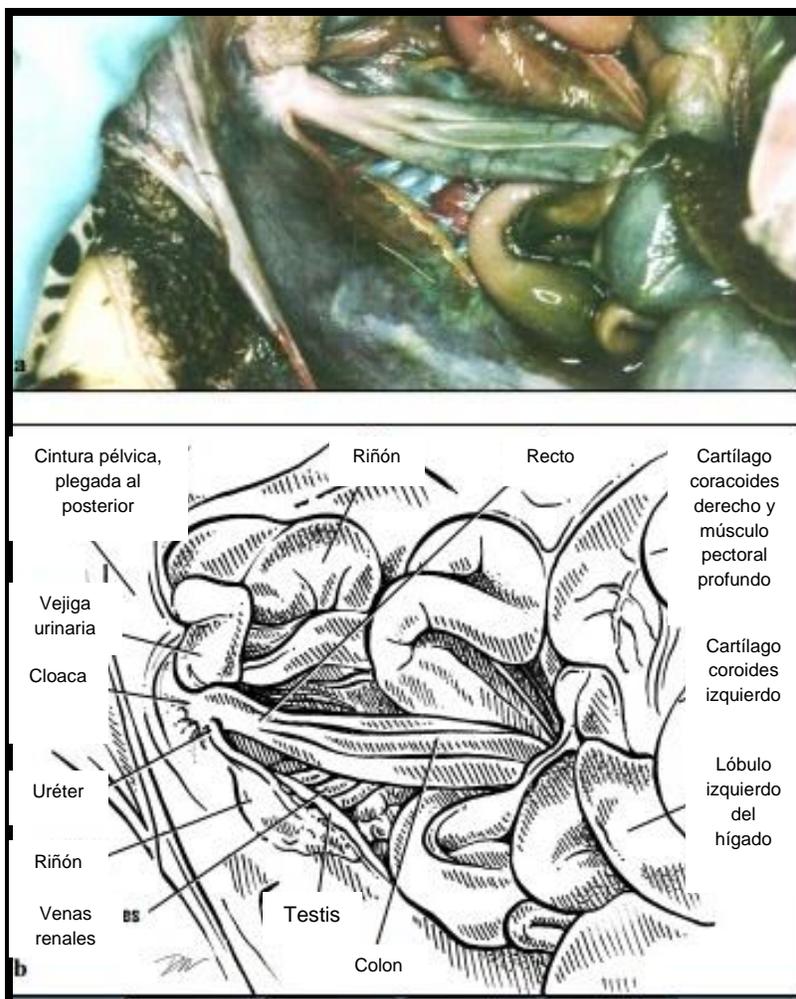


Fuente: (Wyneken, 2004).

Figura 3. Revestimiento interno de estómago y duodeno de tortuga marina.

El intestino delgado se presenta dividido en tres regiones: duodeno, yeyuno e íleon. La mucosa del duodeno está marcada por la presencia de pliegues reticulares similares a un “panal de abejas”. El paso del duodeno al yeyuno se caracteriza por un cambio en la mucosa de reticular a rectilínea. El íleon termina en un esfínter muscular, la válvula ileocecal. El intestino grueso se caracteriza por la alternancia de zonas curvadas o saculaciones y

estenosis. Las regiones curvadas tienen mucosa lisa y estrechamiento con pliegues rectos. La región caudal, en referencia al recto, se caracteriza por pliegues rectos muy evidentes (Figura 4) (Magalhaes *et al.*, 2012).

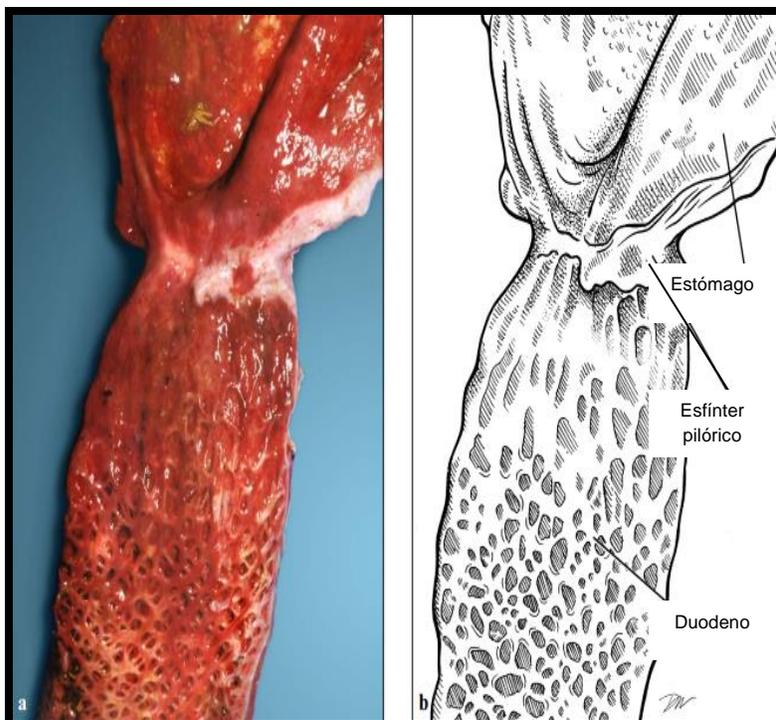


Fuente: (Wyneken, 2004).

Figura 4. Vista ventral de las vísceras posteriores.

El páncreas presenta un color rosado y se sitúa a lo largo del duodeno. El bazo es ovalado, redondo, de color rojo oscuro y se localiza cercano al extremo distal del páncreas (Orós, s.f.).

El extremo proximal del colon es el ciego; es más prominente en tortugas prietas que en otras especies. El colon se estrecha una vez pasado el ciego; tiene constricciones débiles causadas por bandas de músculos organizados en segmentos. Distalmente, el colon se estrecha para formar un recto muscular, que con frecuencia es pigmentado; sus paredes musculares son gruesas y tienen pliegues (Figura 5) (Wyneken, 2004).



Fuente: (Wyneken, 2004).

Figura 5. Corte longitudinal a través del duodeno de una tortuga marina.

El recto entra a la cloaca, una cámara que también recibe la orina de los riñones, huevos o semen, y que se une ventralmente a la vejiga urinaria. Se divide en tres partes: coprodeum, urodeum y proctodeum. El coprodeum recibe heces del recto. El urodeum está asociado a las papilas urinarias y la abertura de la vejiga. El proctodeum es la región más distal; está funcionalmente asociado con la copulación y estructuralmente asociada a los conductos genitales (Wyneken, 2004).

2.5 Nutrición de la tortuga prieta

El análisis de la ecología nutricional de las tortugas marinas, es decir, cómo la nutrición influye sobre su biología y determina sus interacciones con el medio ambiente, está necesariamente restringido a las tortugas prietas. La literatura que se ha revisado a fondo sobre los hábitos de alimentación de la tortuga prieta indica que es la única tortuga marina herbívora, alimentándose de los pastos marinos y algas. Las tortugas prietas consumen el equivalente de 0.24 a 0.33 % de su peso corporal al día, valores similares para mamíferos herbívoros no rumiantes terrestres se encuentran a 1.7 al 8.3 % (Bjørndal, 1980).

Tanto en el Atlántico como en el Pacífico, el reclutamiento de la tortuga prieta en hábitats neríticos ricos en algas y pastos marinos, ocurre generalmente al alcanzar la talla del LCC

entre: 30 y 40 cm, modificando su dieta inicial basada principalmente en algas marinas y proteína de origen animal (como moluscos, poliquetos, medusas, anfípodos, sardinas y anchoas) por una dieta herbívora, la cual le confiere un nicho trófico único entre las tortugas marinas. Una vez que alcanzan la madurez sexual, las tortugas realizan migraciones entre las zonas de alimentación y sus áreas de apareamiento (posiblemente con intervalos de varios años), en los cuales los adultos residen en zonas de alimentación costeras que pueden coincidir con hábitats de desarrollo de juveniles. En varias regiones del mundo, individuos adultos (>70 a 100 cm) pueden alimentarse predominantemente, dependiendo de su abundancia, de pastos marinos, de macroalgas, o de ambos, si se presentan en la misma zona (Rodríguez, 2010). En el Atlántico Occidental las tortugas prietas dejan hábitats pelágicos y entran en áreas de alimentación bentónicas con un tamaño de 20 a 25 cm de longitud de caparazón y 35 cm en Hawái y Australia (Bjorndal, 1997).

La digestibilidad de la proteína y baja ingesta pueden ser responsables de las tasas de crecimiento muy lento que se han medido en los estudios de marcado y recaptura de tortugas prietas juveniles en Union Creek, Bermudas, Hawái y Australia. Las bajas tasas de crecimiento dan lugar a un retraso en la madurez sexual (Bjorndal, 1980).

Chelonia mydas agassizii, se alimenta selectivamente, dando mantenimiento a “parcelas de pastoreo” de hojas jóvenes de *Thalassia testudinum* (hierba de tortuga). Niveles de lignina en parcelas no pastoreadas son 100 % mayor que en las hojas de las parcelas pastoreadas, y la proteína es 11 % más alto en los rodales de pastoreo en enero y el 6 % más en agosto en Gran Inagua, Bahamas. Las tortugas prietas seleccionan un alimento que es alto en proteína y bajo en lignina al consumir *T. testudium* (Bjorndal, 1980). *Thalassia testudinum* (Hydrocharitaceae) es una de las especies de pastos marinos más estudiadas y se encuentran a lo largo del Caribe y Golfo de México (Nielsen y Cortés, 2008).

Un estudio realizado por Bjorndal (1997), en el Caribe sobre el pasto marino *Thalassia testudinum* es considerada la especie de dieta principal para la tortuga prieta. *Thalassia* compone el 87 % de la masa seca de contenidos a partir de 202 estómagos de tortugas prietas capturadas en zonas de alimentación de la costa caribeña de Nicaragua; otros pastos marinos (*Syringodium filiforme*, *Halodule wrightii*) componen un 5 % adicional. En el suroeste de Cuba, 14 tortugas prietas se habían alimentado principalmente de pastos marinos *T. testudinum* y la esponja *Chondrilla* sp. A lo largo de la costa de Brasil, las algas son la dieta principal. Las tortugas prietas en una laguna en la Florida, se habían alimentado principalmente de los pastos marinos *S. filiforme* y *H. wrightii* con cantidades menores de los

pastos marinos *Halophila engelmanni* y algas rojas y verdes. Tortugas prietas pequeñas en las aguas de Long Island, Nueva York se habían alimentado de pasto marino *Zostera marina* y en cinco especies de tres algas verdes y dos de color marrón. La dieta de la tortuga prieta cambia drásticamente a lo largo de su vida. Desde su eclosión hasta su vida adulta, las tortugas experimentan cambios ontogénicos en el uso de hábitats que comprenden playas de anidación, corredores migratorios, lugares en donde se desarrollan los juveniles y zonas de alimentación utilizadas por los adultos. La mayoría de las especies eventualmente migran a zonas costeras ricas en recursos alimenticios, donde pastan y crecen hasta alcanzar la madurez (Musick y Limpus, 1997).

El ciclo de vida de las tortugas marinas se basa en zonas de forraje marino que es de primordial importancia para la tortuga prieta, ya que los hábitats costeros albergan algas marinas, invertebrados bentónicos y megaplancton gelatinoso, que son los componentes de más importancia en la dieta de la tortuga (Seminoff, 2003).

La distribución de cada una de las especies de pastos marinos está en función de las condiciones ambientales, como la penetración de la luz solar en la columna de agua, temperatura, salinidad, tipo de sustrato donde se encuentran, oleaje, corrientes, concentración de nutrientes y disponibilidad de semillas. Estos factores son determinantes en la preservación de este tipo de vegetación en la zona costera. En las costas del Pacífico se han registrado cuatro especies de pastos marinos y en el Golfo de México, cinco (desde Tamaulipas hasta el sistema arrecifal de Yucatán). La única especie que se encuentra en ambas costas es *Halodule wrightii* (Ibarra y Ríos, 1993).

Según Lara Domínguez (2013), las especies de pastos marinos *Zostera marina*, *Phyllospadix scouleri*, *P. torreyi*, *Thalassia testudium*, *Halodule wrightii*, *H. beaudettei*, *Syringodium filiforme*, *Halophila decipiens* y *H. engelmanni* los que pueden ser encontrados en estuarios, lagunas costeras y zonas someras de las plataformas continentales, generalmente en aguas con poca turbulencia. Estos pastos marinos pueden crecer en diferentes tipos de sustratos, entre ellos lodo, arena de grano fino o grueso, arcilla y en ocasiones también sobre la roca.

El papel ecológico de los pastos marinos es fundamental ya que proporcionan un hábitat importante a una gran variedad de organismos (algas epífitas, epifauna sésil, epifauna vágil, fitoplancton, zooplancton, necton, algas, microflora, infauna, microbios, camarón y peces, entre otros), que en su conjunto dan forma a la complejidad estructural de este ecosistema. Esto se debe a que en condiciones naturales, las praderas de pastos marinos se localizan en

extensas áreas, formando manchones muy complejos por la entremalla de sus hojas que funcionan como sostén o camuflaje (Correa, 2002).

El estudio realizado por Musick y Limpus (1997), en Costa Rica muestra que las tortugas prietas consumen algas marinas las cuales clasificaron y describieron de la siguiente manera:

- **Algas Rojas (División Rhodophyta)**

-*Gracilariopsis lemaneiformis*. Es un alga que posee ramificaciones largas y erectas. Los ejemplares son de color rojo púrpura. Poseen escasas e irregulares ramificaciones principales a lo largo del ejemplar, mientras que las ramificaciones secundarias son más numerosas y delgadas. Su longitud llega a ser mayor de un metro, está formada de varios ejes cilíndricos de 2 a 3 mm de ancho.

-*Gracilaria robusta*. Alga ramificada, aplanada, de 10 cm de alto; color rojo púrpura a rojo parduzco cuando los ejemplares están expuestos al sol en la zona intermareal. Ramificación variable, los márgenes de la láminas presentan denticiones.

- **Algas verdes (División Chlorophyta)**

-*Ulva lactuca*. Alga tubular, simple y en ocasiones con alguna ramificación en la porción basal, de 10-25 cm de longitud; color verde claro a verde amarillento, formando densos agregados enmarañados.

-*Codium sp.* Alga ramificada, de 20-30 cm de longitud; color verde oscuro, esponjosa y suave al tacto. Ramas cilíndricas o comprimidas hasta 15 mm en diámetro.

-*Chaetomorpha sp.* Es un alga compuesta de filamentos de color verde oscuro de hasta 10 cm de largo. El talo es uniseriado y está constituido de filamentos no ramificados, solitarios o en manchones, flotante, enredado o epífita.

- **Algas pardas (División Phaeophyta).**

-*Saccorhiza polyschides*. Talo pardo que alcanza los 5 m de longitud. Los individuos jóvenes están fijados por rizoides pero al crecer desarrollan una estructura bulbosa de fijación llena de tubérculos, que puede alcanzar los 50 cm de diámetro.

-*Ectocarpus siliculosus*. Alga cespitosa de hasta unos 30 cm de longitud, fijada al sustrato por un estipe filamentosos, de color verde, pardo o amarillento. Forma una densa mata de filamentos enmarañados, forman filamentos lateralmente y alargados.

2.6 Eficiencia digestiva de la tortuga prieta

La eficiencia digestiva de las tortugas prietas se ve reforzada por su comportamiento especializado de alimentación, debido a los niveles de lignina más bajos que se asocian con una mayor digestibilidad de la vegetación, ya que la lignina forma complejos con la celulosa y la hemicelulosa, crea un bloqueo de la actividad de las enzimas digestivas en estos carbohidratos estructurales. La tortuga prieta, básicamente vegetariana, tiene una característica única en su sistema digestivo, una parte especializada de su tubo digestivo contiene simbiontes bacterianos que ayudan a digerir la celulosa (Bjorndal, 1980 y Marcano, 2013).

Las altas concentraciones de Ácidos Grasos Volátiles (AGV) en el intestino grueso de las tortugas prietas indican que una fermentación microbiana activa se produce en esa región. Las concentraciones de AGV son significativamente más altas en el ciego, colon anterior y colon medio que en otras secciones del tracto digestivo (Bjorndal *et al.*, 1991).

Las tortugas prietas están probablemente sometidas a un intervalo de temperatura relativamente estrecho. En comparación con los reptiles terrestres, tienen la función de silenciamiento de temperaturas extremas en el medio ambiente con la cual disminuyen la gama de temperaturas del cuerpo a través de la inercia térmica y la endotermia regional, ayudando al mantenimiento de la microflora para la absorción de nutrientes en particular lignina, fibra y nitrógeno. Esto se ha observado en un área de alimentación en el sur de las Bahamas, donde el rango de temperaturas del agua durante un año fue de 20 a 34 °C, y la mayor diferencia de temperatura dentro de cualquier período entre dos semanas fue sólo de 9 °C (Bjorndal, 1985).

2.7 Conservación de la especie

Comprender el uso del hábitat y los requisitos dietéticos de una especie es fundamental para su conservación (Arthur *et al.*, 2009). Existen amenazas a las cuales se enfrenta la tortuga prieta tales como la cosecha de huevos y adultos (históricamente, aunque la práctica continúa en algunas zonas del mundo), captura accidental en artes de pesca, fibropapilomatosis (enfermedad) y amenazas generales a las tortugas marinas. En su mayor

parte, los seres humanos son el problema. Por otra parte, al menos aún existe esperanza para la eliminación de las amenazas (NOAA, 2015 y STC, 2014)

El comportamiento altamente migratorio de las tortugas marinas, las convierte en recursos compartidos entre muchas naciones. Por lo tanto, los esfuerzos de conservación de las poblaciones de tortugas marinas en un país pueden verse en peligro por las actividades en otros. Las tortugas marinas están protegidas por diversos tratados y acuerdos internacionales, así como las leyes nacionales:

- CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres): incluida en el Apéndice I entrado en vigor a partir del 05 de febrero de 2015 que prohíbe el comercio internacional.
- CMS (Convención sobre Especies Migratorias): figuran en los Apéndices I y II entrado en vigor a partir de 23 de febrero de 2012.
- IOSEA (Memorando de Entendimiento relativo a la conservación y ordenación de las tortugas marinas y su hábitat en el Océano Índico y el sudeste de Asia): el cual se actualizó el 16 de junio de 2014 (NOAA, 2015).

En una evaluación de la tortuga prieta en 2004, por el Grupo Especialista en Tortugas Marinas (MTSG), clasifica a las tortugas verdes en peligro de extinción a nivel mundial. Los análisis de la información histórica y reciente de la abundancia por el MTSG indican que extensa disminución de la población se han producido en las principales cuencas oceánicas durante aproximadamente los últimos 100 a 150 años. El MTSG analizó las tendencias de población en 32 sitios de anidación de todo el mundo y se encontró una disminución 48-65 % en el número de hembras maduras que anidan anualmente en los últimos 100 a 150 años (NOAA, 2015).

En El Salvador en el año 2009, el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales bajo el Acuerdo Ejecutivo en el Diario Oficial número 103 tomo número 383, publicó la Lista oficial de especies de vida silvestre amenazadas y en peligro de extinción en la cual se incluye a la tortuga prieta como una especie en peligro de extinción, siendo una de las cuatro especies de tortugas marinas que anidan y se alimentan en las costas salvadoreñas. La especie “En Peligro de Extinción”, CITES la determina como “toda aquella cuyas poblaciones han sido reducidas a un nivel crítico o cuyo hábitat ha sido reducido tan drásticamente que se considera que está en inmediato peligro de desaparecer o ser exterminada en el territorio nacional y por lo tanto, requiere de medidas estrictas de protección o restauración”. La lista

está sujeta a modificaciones taxonómicas, inclusión y exclusión de Grupos y Especies de acuerdo a los estudios realizados. La actualización se realiza cada cinco años a partir de 1998 (MARN, 2009).

2.8 Importancia ecológica

La tortuga prieta es parte importante de los ecosistemas marinos contribuyendo a su productividad, estabilidad y salud. En general las tortugas marinas cumplen funciones ecológicas muy importantes, ya que ellas transportan nutrientes de hábitats marinos altamente productivos, como áreas de pastos marinos, a hábitats pobres de nutrientes como playas arenosas y son parte esencial de la alimentación de tiburones y grandes peces, que se encuentran en la parte superior de la pirámide alimenticia (CONANP, 2011 y Chacón *et al.*, 2008).

Según Gómez (2008), las algas junto con animales se organizan en comunidades biológicas en el medio abiótico: con el pasto marino, los manglares y el fitoplancton, las cuales proveen la base de la productividad en las comunidades marinas. Algunas especies algales contribuyen como constructores de arrecifes, en la acumulación de carbón en áreas costeras y cumplen con el rol de bioindicadores de contaminación y biodegradantes de sustancias tóxicas en el agua. Además constituyen un recurso de importancia económica en varios países, debido especialmente a su utilización como alimento y como fuente de productos químicos de amplia aplicación y alto valor agregado, además de otros usos. Los materiales alimenticios pueden ser agrupados de cuatro maneras:

- Directamente, cuando el material está aún adherido al sustrato.
- Indirectamente, al proveer detritus que caen al suelo y son consumidos.
- Producir materia orgánica disuelta, (alimento de muchos microorganismos).
- Proporcionando un sustrato importante para diatomeas y algas marinas epífitas.

2.9 Elementos presentes en el área de estudio

La Bahía de Jiquilisco representa el área más extensa del manglar del Pacífico Norte seco de Mesoamérica según el Fondo de Vida Silvestre Mundial. Destaca por ser una zona de producción de recursos pesqueros y sal desde tiempos precolombinos (Rivera y Cuéllar, 2010).

Las especies que conforman el manglar de Jiquilisco son el “mangle colorado” (*Rhizophora mangle*), “mangle rojo” (*Rhizophora racemosa*), (*Rhizophora harrizini*), “madresal”

(*Avicennia germinans*), (*Avicennia bicolor*), “botoncillo” (*Conocarpus erecta*), e “istaten” (*Laguncularia racemosa*). En las playas de la península de San Juan del Gozo, Isla San Sebastián, Isla Madresal y El Espino, así como algunos sectores al interior de la Bahía, se ha confirmado el anidamiento de la Tortuga prieta (*Chelonia mydas agassizii*), tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*), tortuga golfinia (*Lepidochelys olivacea*), y la tortuga baule (*Dermochelys coriacea*). Las cuatro especies sufren sobrepredación de huevos en toda la bahía, mortandad de adultos en la franja costera por los barcos camaroneros arrastreros y pérdida de hábitat de anidación en lugares como El Espino (Jiménez y Sánchez Mármol, 2004).

En el fango del bosque de manglar (fondos blandos) existen ciertos bivalvos de importancia alimenticia y comercial, objeto de alta demanda en los diferentes estuarios del país. Los principales son: *Anadara similis* (“curil”) y *A. tuberculosa* (“concha negra”). Ambos son comunes en el fango asociado a *Rizophora mangle* hasta unos 40 cm de profundidad, en los estuarios del país donde aún existen densidades importantes, a pesar de su extracción desordenada. Otros organismos adaptados a este fango con una capa oxigenada muy delgada (<5 cm) son los anélidos poliquetos de las familias Amphinomidae, Capitellidae, Hesionidae, Lumbrineridae, Magelonidae, Nereidae, Onuphidae, Orbiniidae, Paraonidae, Pilargidae, Spionidae, Paraonidae, Pilargidae, Spionidae, Syllidae, entre otras (Rivera y Cuéllar, 2010).

Un hábitat típico observado en diferentes zonas de manglares del país, incluyendo la bahía de Jiquilisco, son los bajos intermareales que son superficies de poca pendiente que quedan expuestas durante períodos de mareas bajas. Estos ecosistemas están sometidos a diferentes períodos de exposición, caracterizados por presentar substrato fangoso o una mezcla del mismo con arena, ausencia o reducida cobertura vegetal por árboles del manglar, permite la ocurrencia de una gran cantidad de organismos incluyendo bivalvos de importancia comercial y alimenticia, tales como: *Anadara grandis*, *Protothaca spérriima*, *Chione subrugosa*, *Plymesoda inflata*, *Atrina maura*, *Mytella guyanensis*, *Donax dentifer*, cuya distribución depende de factores como salinidad, tipo y tamaño de grano, niveles de oxígeno, entre otros que se resumen en el Cuadro 1. También durante las mareas bajas se han observado al menos tres diferentes especies no identificadas de anémonas de arena, gran abundancia de gastrópodos de la familia Potamididae, riqueza de crustáceos, peces de la familia Gobiidae, así como *Myrophis vafer* (Ophichthidae), un pez muy abundante que

habita en el fango del manglar, tanto en bajos como en canales de manglares (Rivera y Cuéllar, 2010).

Cuadro 1. Especies de moluscos observadas y registradas en Bahía de Jiquilisco.

| CLASE | ESPECIE | HÁBITAT/ PROFUNDIDAD |
|--------------------|------------------------------|--|
| Bivalvia | <i>Anadara grandis</i> | Playones arenosos- fangosos intermareales. |
| | <i>Anadara similis</i> | Fango asociado a manglares. |
| | <i>Anadara tuberculosa</i> | Fango asociado a manglares. |
| | <i>Atrina maura</i> | Bajos intermareales y sublitorales. |
| | <i>Chione subrugosa</i> | Bajos intermareales y rocas. |
| | <i>Donax dentifer</i> | Litorales arenosos intermareales y bajos arenosos. |
| | <i>Mytella guyanensis</i> | Bajos intermareales y rocas. |
| | <i>Protothaca asperrima</i> | Bajos intermareales y rocas. |
| | <i>Saccostrea palmula</i> | Rocas intermareales y también se adhieren a manglares. |
| | <i>Tagelus spp.</i> | Fango. |
| Gasterópoda | <i>Nerita scrabicosta</i> | Rocas, zonas de mayor salinidad (>25 ups). |
| | <i>Littoraria fasciata</i> | Troncos, ramas, raíces de árboles del manglar. |
| | <i>Cerithidea spp.</i> | Fondos blandos intermareales. |
| | <i>Linatella wiegmanni</i> | Fango. |
| | <i>Melongena patula</i> | Fondos blandos intermareales y sublitorales. |
| | <i>Nassarius spp.</i> | Fondos blandos intermareales y sublitorales. |
| | <i>Flabellina cynara</i> | Fondos duros 5-8 m de profundidad. |
| | Nudibranquio no determinado. | Fondos duros 5-8 m de profundidad. |

Fuente: Rivera y Cuéllar, 2010.

Dentro de la Bahía de Jiquilisco se encuentran seis sitios donde se ha identificado la presencia de pasto marino *Halodule wrightii* conocidos como: Golfo La Perra (26.05 km² de extensión), El Golfito (0.33 km² de extensión), Rancho Viejo (4.12 km² de extensión), El Bajón (0.26 km² de extensión), La Chepona (4.12 km² de extensión) y Corral de mulas (1.06 km² de extensión). El Golfo La Perra constituye uno de los seis sitios dentro de la Bahía de Jiquilisco con mayor presencia de pasto marino y un crecimiento foliar de hasta 20 cm, donde además hay zonas de manglar, bosque seco, áreas de vegetación en tierra firme con pequeñas corrientes de agua en marea negativa, en el cual se ha podido identificar que las especies de gasterópodos más abundantes son *Rhinocoryne humboldti*, *Theodoxus luteofasciatus* y *Olivella sp* las que están presentes frecuentemente en zonas estuarinas para la búsqueda de alimento en un hábitat formado por el pasto marino *Halodule wrightii* el cual

en periodo de marea negativa esta especie de pasto se encontró hasta una profundidad de 3.0 m y en cuanto a las especies de moluscos las más abundantes son: *Anadara grandis*, *Chione subrugosa*, *Dosinia sp.* Son además especies de importancia económica y artesanal (Ramírez *et al.* , S.f.).

2.10 Método para la recuperación de contenido esofágico de tortugas marinas

Según Forbes y Limpus (1993), diversas técnicas de extracción de contenidos esofágicos se han empleado en las tortugas de agua dulce y en otros grupos de vertebrados. Se ha utilizado en tortugas marinas que van desde aproximadamente 25 cm de LCC (Longitud Curva de Caparazón) a más de 115 cm de LCC. El método descrito como una técnica no letal para obtener el contenido esofágico de tortugas marinas consiste en: colocar a las tortugas sobre su caparazón a una altura que permite que la cabeza se coloque más baja que la cúpula del caparazón y permitiendo el acceso sin dificultad a la cabeza del animal. El caparazón debe estar apoyado para evitar que el animal se balancee. Las aletas deben estar aseguradas para evitar lesiones a las personas que realizan el lavado.

Se abre la boca del animal por medio de tuberías de cloruro de polivinilo (PVC) las cuales se utilizan como una mordaza tubular o abre bocas para tortugas pequeñas y medianas. Las tortugas más grandes de 65 cm de LCC requieren un Diámetro Interno (D.I.) de abre bocas de al menos 4-5 cm, tortugas 40 – 65 cm LCC un D.I. de 3.5 cm. Una pared más delgada puede permitir que el tubo se colapse mientras que una pared más gruesa no proporciona suficiente flexibilidad.

Una persona debe agarrar firmemente la cabeza y extender totalmente el cuello. Esta posición debe ser mantenida durante todo el procedimiento de lavado con el fin de prevenir un daño al animal. Se siente resistencia una vez que el tubo pasa a la glotis. Si no se realiza una manipulación cuidadosa del tubo introducido en el esófago, tejidos dérmicos sensibles pueden resultar dañados y podría ocurrir una ligera hemorragia, que se evidencia por la presencia de sangre en el drenaje. La distancia a que fue introducido el tubo se puede determinar colocando el tubo a lo largo de la línea media del plastrón y midiendo desde la unión de los escudos humerales y pectorales hasta la punta de la boca.

Se debe evitar introducir el agua a presiones o volúmenes mayores de lo que puede ser expulsada a través del tubo esofágico, ya que el exceso de presión del agua dentro de la tortuga podría causar un daño grave. Cuando el agua entra a la tortuga, el flujo de retorno

debe comenzar en cuestión de segundos. Cuando se logre el movimiento adecuado del flujo de agua, partículas de alimentos serán observadas. La parte posterior de la tortuga se debe elevar un poco en ese momento para ayudar en el drenaje. Al retirarse el tubo, la cabeza se mantiene en esta posición hasta que se presenta la primera respiración, lo cual ocurre casi de inmediato.

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Descripción del área de estudio

El estudio se realizó en el Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, municipio de Jiquilisco, Departamento de Usulután, El Salvador C. A. durante los meses de octubre 2014 a 30 de abril 2015. Se encuentra entre el extremo Septentrional ($13^{\circ}12'2.52''$), Meridional ($13^{\circ}9'29.42''$), Occidental ($-88^{\circ}30'25.85''$) y Oriental ($-88^{\circ}27'20.15''$), en coordenadas WGS-1984. La Bahía de Jiquilisco forma parte de la denominada "Llanura costera central" de El Salvador, posee una extensión de 429.99 km² subdivididos en los siguientes ecosistemas principales: bosque tropical seco y sus variantes estacionales; manglares, canales y lagunas; litoral marino arenoso; fondos duros y pastos marinos; constituida por 27 islas. La altitud que posee es de 0 - 10 msnm (Rivera y Cuéllar, 2010) (Figura 6).



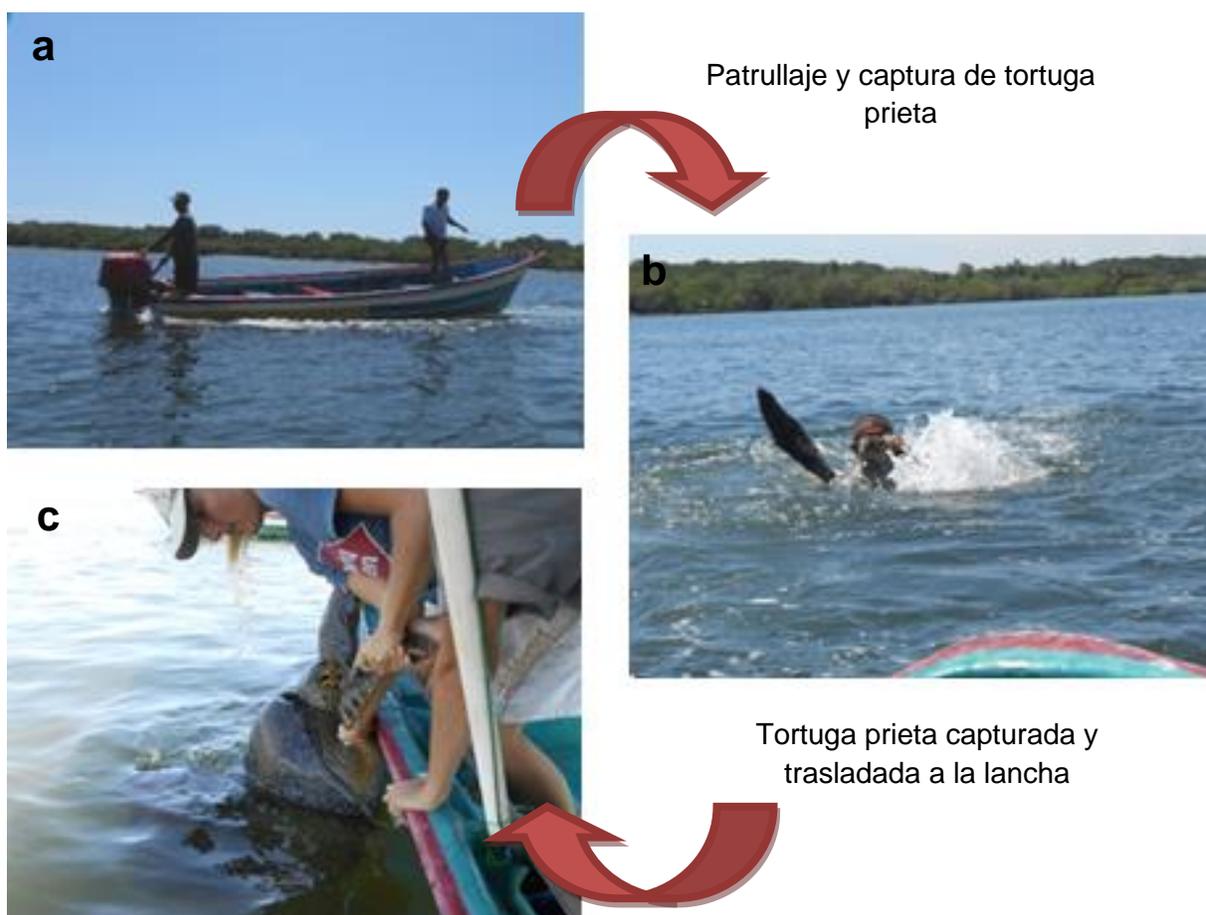
Fuente: Elaboración propia.

Figura 6. Ubicación del sitio de estudio, Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, El Salvador.

3.2 Metodología de campo

3.2.1 Captura de tortugas marinas y datos morfométricos

En esta fase se realizaron patrullajes acuáticos en el área de estudio “Golfo La Perra” en la Bahía de Jiquilisco, entre los meses de transición de época lluviosa a época seca (octubre 2014 a diciembre 2015). Al encontrar una tortuga, se rodeó con la lancha lanzando una red tipo artesanal de siete metros de ancho por 600 metros de largo, siendo el tamaño de los agujeros de 15.24 cm de diámetro. Se cerró el perímetro con la red (Figura 7). Al tener la tortuga en un espacio reducido, un miembro del equipo entro al agua y la sujetó y con ayuda de los demás miembros del equipo, se subió la tortuga a bordo de la lancha con mucho cuidado. Se tomaron los datos de profundidad, temperatura y ubicación con GPS del área donde se capturó a la tortuga dentro del Golfo La Perra.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 7. Patrullaje y captura de tortuga prieta en el Golfo La Perra.

3.2.2 Marcaje de unidad experimental

Como parte de la información a recolectar se tomaron datos morfométricos: Largo Curvo de Caparazón (LCC) y Ancho Curvo de Caparazón (ACC), en unidades métricas. Se tomaron las medidas con una cinta métrica flexible de 2 m. Además se midió el diámetro del caparazón a nivel de la parte más ancha de éste y se anotaron los datos para su registro en la libreta de campo. Se aplicaron marcas externas consistentes en placas Inconel que es una estructura metálica resistente a altas temperaturas y corrosión, o se tomó el dato de la placa externa que ya poseía la tortuga (Figura 8).



- a. Libreta de campo
- b. Medidor de temperatura, profundidad de agua.
- c. GPS

- a. Alcohol 70%
- b. Marcador permanente
- c. GPS
- d. Vial para muestra de tejido
- e. Pinza metálica y bisturí
- f. Cinta métrica de 2m
- g. Placas metálicas inconel
- h. Pinzas para aplicar placas externas



Fuente: Elaboración propia.

Figura 8. Materiales utilizados para colocar placas metálicas y toma de datos.

De igual manera se recolectaron muestras de tejido epidérmico de 0.1- 0.2 gramos (<math><1\text{ cm}^2</math>) de la parte dorso-lateral del cuello de las tortugas con ayuda de una pinza metálica y hojas de bisturí N° 10, que fueron preservadas en recipientes de plástico de 1 ml con alcohol etílico al 70 % para su análisis de laboratorio por parte de ICAPO (Iniciativa Carey del Pacífico

Oriental) con el objetivo de extraer ADN mitocondrial y conocer diferencias o similitudes genéticas entre poblaciones de tortugas marinas (Figura 9).



a. Toma de medida de LCC (Largo Curvo del Caparazón)

b. Toma de medida de ACC (Ancho Curvo del Caparazón)



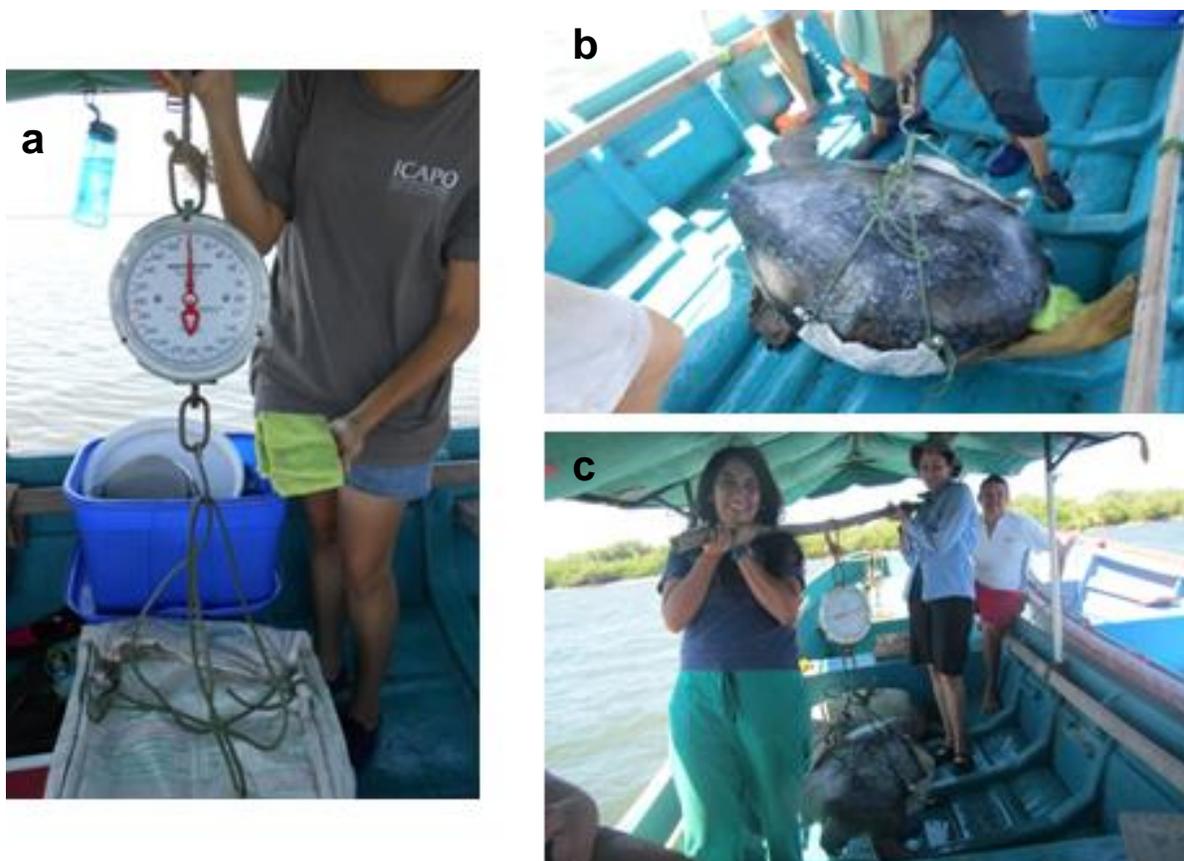
c. Aplicación de marcas externas Inconel

Fuente: Elaboración propia.

Figura 9. Toma de medidas LCC (Largo Curvo del Caparazón) y ACC (Ancho Curvo del Caparazón); y aplicación de marcas externas (Inconel).

3.2.3 Pesado de unidad experimental

Posterior a la toma de muestra de tejido epidérmico, se procedió a pesar a cada una de las tortugas antes de extraer el contenido esofágico, con ayuda de una báscula de capacidad para 300 lb, un saco de plástico, dos lazos atados a los extremos del saco y colocados sobre un polín de madera. El saco fue pasado bajo el plastrón de la tortuga y los lazos fueron atados sobre el caparazón. El nudo sobre el caparazón fue puesto en el gancho metálico de la báscula. Con ayuda de un polín de madera se logró levantar entre dos o más miembros del equipo la báscula unida al saco que sostenía a la tortuga. Se registró el dato en el libro de campo de acuerdo al número de placa de cada individuo (Figura 10).



Fuente: Elaboración propia. a. Báscula con capacidad de 300 lb, sacos, lazos y polín de madera. b. y c. Toma de peso en libras de tortuga prieta.

Figura 10. Toma de peso de tortuga prieta.

3.2.4 Toma de muestra del contenido esofágico

Las tortugas se colocaron sobre su caparazón a una altura en que la cabeza se ubicara más abajo que la cúpula del caparazón y permitía el acceso sin dificultad a la cabeza de la tortuga. Para ello se colocó a la tortuga sobre una llanta o neumático como soporte, se tomó de la aleta derecha y se giró a la tortuga hacia el lado izquierdo de modo que la tortuga quedó apoyada en la llanta sobre su caparazón (Figura 11).

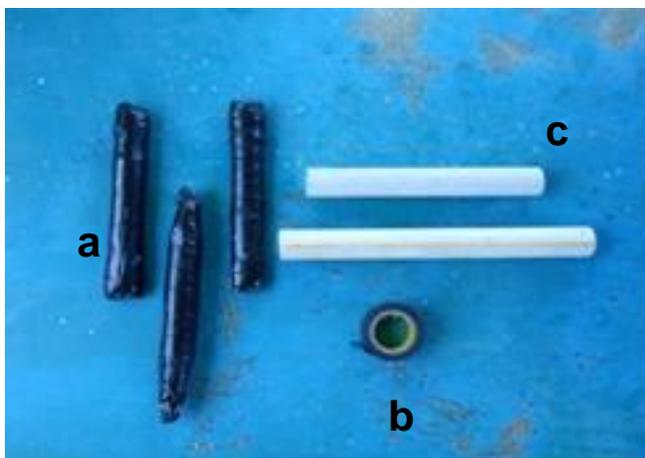


Fuente: Elaboración propia. a. Tortuga prieta en posición normal. b. Colocación de tortuga prieta sobre su caparazón apoyado en un neumático para la extracción de contenido esofágico.

Figura 11. Colocación de tortuga prieta para extracción de contenido esofágico.

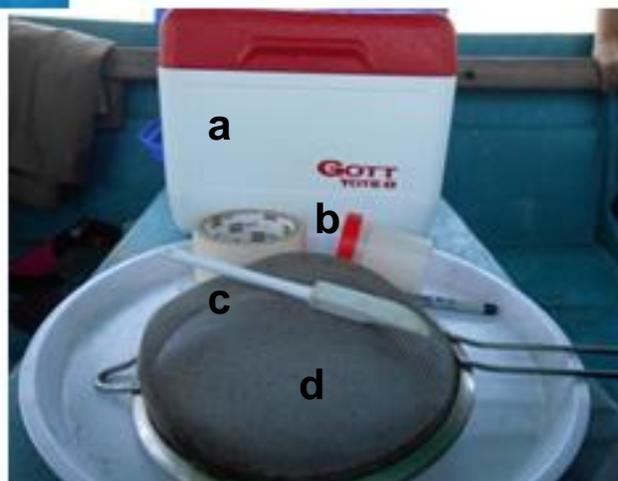
Se elaboró un abrebocas de madera revestido de cinta aislante para evitar daño a la cavidad oral de la tortuga y con ayuda del abrebocas que se colocó a un lado de la boca, se introdujo un tubo PVC de 10 a 15 cm de largo y 1 1/2 pulgada de diámetro dentro del cual se pasó una sonda plástica con diferentes medidas de diámetro, dependiendo del tamaño de la tortuga. El tubo se introdujo a un lado de la mordaza, el cual tenía un espesor de pared de al menos 2.0 mm para evitar que se colapse o tenga poca flexibilidad (ICAPO, 2013).

Una persona agarró firmemente la cabeza y extendió totalmente el cuello. Esta posición se mantuvo durante todo el procedimiento de lavado con el fin de prevenir el daño a la tortuga. La punta del tubo fue sumergida en aceite vegetal para facilitar el paso de la sonda a través del esófago. Se siente resistencia una vez que el tubo pasa a la glotis y en este punto la manipulación del tubo fue más cuidadosa para evitar daño en el tejido del esófago y una posible hemorragia. La distancia a la cual se introdujo el tubo se pudo determinar colocando el tubo a lo largo de la línea media del plastrón y midiendo desde la unión de los escudos humerales y pectorales hasta la punta de la boca (Figura 12).



- a. Abrebocas
- b. Tubo PVC abre bocas
- c. Cinta aislante

- a. Hielera
- b. Cinta adhesiva para identificación de frascos de 50 ml
- c. Espátula plástica
- d. Colador



Fuente: Elaboración propia.

Figura 12. Materiales para extracción y conservación de muestras de contenido esofágico.

Se bombearon aproximadamente cinco litros de agua dulce por animal con un sistema de presión de bomba manual. Cuando el agua entra en la tortuga inicia el flujo de retorno con partículas de alimento. Cuando el agua entró adecuadamente a través del esófago de la tortuga, el flujo de retorno comenzó en cuestión de segundos, y partículas de alimentos fueron observadas y recolectadas en un colador con medida de orificios de 0.1 mm. La parte posterior de la tortuga se elevó un poco en ese momento para ayudar en el drenaje. La cabeza de la tortuga se mantuvo en esta posición luego de retirar el tubo hasta que presentó la primera respiración, lo cual ocurrió casi de inmediato. Al terminar este procedimiento se regresó la tortuga a su posición normal girando de forma lateral hacia la aleta izquierda para evitar una torsión gástrica y fueron liberadas en el mismo punto donde fueron capturadas en el golfo.

Los componentes sólidos fueron colocados en una bandeja y posteriormente con ayuda de una espátula de plástico depositados en frascos de plástico estériles (50 mL) con alcohol etílico al 70 %, los cuales fueron rotulados y conservados en una hielera a una temperatura

aproximada de 4 °C para evitar su descomposición (Figura 13). Posteriormente se llevaron al laboratorio de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador y Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD) de la Universidad de El Salvador para la identificación macroscópica y separación de componentes por medio de un estereoscopio. Las cantidades seleccionadas según los diferentes componentes fueron puestas en bandejas plásticas para la posterior determinación nutricional a través del análisis bromatológico y minerales (calcio, fósforo, magnesio y potasio) en el laboratorio de Química Agrícola de la misma facultad, a los cuales se extrajo la humedad parcial y total a cada uno de los componentes los cuales se fueron conservando en bolsas herméticas dentro de un desecador hasta alcanzar la cantidad de 10 g de materia seca.



a. Colocación de abre bocas

b. Introducción de agua a través de bomba manual

c. Introducción de sonda plástica en esófago



d. Muestra de contenido esofágico recolectado



e. Liberación de tortuga prieta

Fuente: Elaboración propia.

Figura 13. Método de extracción de contenido esofágico.

Para realizar la comparación entre los elementos encontrados en el ambiente y los componentes dietarios encontrados en el contenido esofágico de la tortuga prieta, se realizó

la georreferencia de cada captura en marea alta, para posteriormente recolectar muestras del ambiente en el mismo punto geográfico obtenido.

3.2.5 Metodología de laboratorio

Las muestras recolectadas se procesaron en el laboratorio de Química Agrícola de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador para determinar la calidad nutricional del alimento consumido por medio del análisis bromatológico, el cual requiere alrededor de 10 a 15 g de muestra en peso seco y la muestra húmeda obtenida por tortuga oscila en 0.3 g con 85 % de humedad por lo que el aporte de materia seca por tortuga es mínimo.¹

El contenido esofágico se lavó dos veces con agua de grifo y una vez con agua destilada, posteriormente se colocó en una caja petri, la cual se observó en el estereoscopio para separar e identificar cada componente de la muestra utilizando claves taxonómicas para bivalvos y gasterópodos (Keen, 1971). De cada componente se tomó el volumen con ayuda de una probeta graduada de 10 mL a la que se le colocó 3 mL de agua destilada, se introdujo el componente y se observó el desplazamiento de volumen (Figura 14).



a. Muestras recolectadas



b. Observación de muestras en estereoscopio



c. Componentes dietarios separados en bandejas



d. Lavado de muestras con agua de grifo y agua destilada



e. Medición de volumen de cada componente con una probeta de 10 ml

Fuente: Elaboración propia.

Figura 14. Lavado y separación de componentes dietarios del contenido esofágico de tortuga prieta.

¹ **López, Flor. 2014.** Análisis bromatológico de contenido esofágico de tortuga prieta (Entrevista). San Salvador. Universidad de El Salvador. E-mail: flolipi1@gmail.com

Las fórmulas utilizadas para obtener el volumen y el peso de cada componente son las siguientes:

Volumen:

$$\% V = \frac{\text{volumen de cada componente de la dieta en ml}}{\text{volumen total de la muestra entera en ml}} \times 100$$

Peso:

$$\% P = \frac{\text{peso de cada componente de la dieta en gramos}}{\text{peso total de la muestra entera en gramos}} \times 100$$

Cualquier componente de la dieta con un volumen (o masa) de 5 % en al menos una muestra se considera importante (Carrión *et al.*, 2010). Se calculó el porcentaje de frecuencia de ocurrencia (% FO) de cada uno de los componentes mediante el uso de la siguiente ecuación:

Frecuencia de ocurrencia (% FO):

$$\% FO = \frac{\text{número de muestras en las cuales el componente se observó}}{\text{número total de muestras}} \times 100$$

La frecuencia de ocurrencia y el porcentaje del volumen de cada componente fueron usados para calcular el índice resultante ponderado.

Resultante ponderado (Rw)

$$Rw = \frac{Q(V^2 + FO^2)^{1/2}}{\sum Q(V^2 + FO^2)^{1/2}} \times 100$$

Donde:

$$Q = \frac{45 - |\theta - 45|}{45}$$

$$\theta = \tan^{-1} \frac{\% V}{\% FO}$$

V= porcentaje de volumen del componente.

FO = porcentaje de ocurrencia del componente (Carrión *et al.*, 2010).

El índice de Resultante ponderado permite representar de forma gráfica los valores de frecuencia y volumen con respecto a un ángulo (θ), lo que facilita la interpretación de los datos. Un componente con valores de % FO y % V similares, gráficamente estará cercano a los 45°. De este modo, si el valor de V es alto y el de FO es bajo, θ será pequeño (Rodríguez, 2010)

Una vez obtenido el volumen necesario para el análisis, se tomó el peso en gramos de cada componente y se colocaron separados en bandejas plásticas a 60 °C por 24 horas en una estufa. Luego de secada la muestra, se tomó el peso final de cada componente y se procedió a realizar el análisis bromatológico según los siguientes procedimientos:

- Determinación de humedad parcial (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

Se basa en la determinación de la pérdida de peso que sufre una muestra cuando se calienta a una temperatura entre 60 – 70 °C por un período de veinticuatro horas, en un equipo conocido como estufa de aire reforzado o ventilación forzada. Luego se coloca en un desecador para llevar la muestra a equilibrio con la humedad ambiente y la muestra se pesa cuando se enfría.

EQUIPO:

- Estufa de aire reforzado o ventilación forzada previamente calibrada a 70 °C.
- Balanza Analítica
- Desecador de Gabinete con su desecante.

MATERIALES:

- ◆ Bandejas metálicas
- ◆ Tijeras de acero inoxidable
- ◆ Pinzas tipo tijera de metal
- ◆ Termómetro graduado de 0 – 150 °C
- ◆ Papel toalla

PROCEDIMIENTO:

- Lavar con agua de grifo una vez y con agua destilada dos veces el contenido esofágico.
- Colocar la muestra de forma homogénea, con el objeto de que circule aire durante el proceso de secado.
- Rotular las bandejas.
- Colocar la bandeja en la estufa durante 24 horas, previamente calentada a 70 °C.



Figura 15. Uso de balanza analítica para toma de peso de muestra.

- Sacar la muestra de la estufa, enfriar en desecador por 20 minutos, pesar, anotar el peso después de secar. Se obtiene pérdida de peso de la muestra.



Figura 16. Bandeja metálica con muestras separadas en bandejas plásticas.

CÁLCULOS:

- a) $\text{Peso de bandeja más muestra} - \text{Peso de bandeja vacía} = \text{Peso de muestra}$
- b) $\text{Peso de bandeja} + \text{Muestra antes de secar} - \text{Peso de bandeja} + \text{Muestra después de secar} = \text{Pérdida de peso.}$

$$\% H = \frac{\text{Pérdida de peso g}}{\text{Peso de muestra g}} \times 100$$

- Determinación de humedad total (H.T.). (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

La cantidad de agua se elimina por calentamiento de la muestra en una estufa de vacío a temperatura de 105 °C durante cinco horas y presión de 100 mm de Hg.

EQUIPO:

- ◆ Estufa de vacío
- ◆ Balanza analítica
- ◆ Desecador de gabinete con desecante

MATERIALES:

- ◆ Caja de aluminio para humedad
- ◆ Pinza tipo tijera de acero inoxidable
- ◆ Termómetro graduado 0 – 150 °C.

PROCEDIMIENTO:

- Calentar a 105 °C en una estufa corriente la caja de aluminio durante un período de 2 horas. Enfriar en desecador 30 minutos, pesar en balanza analítica (anotar el peso).
- En la misma caja pesar \pm dos gramos de muestra previamente homogenizada (anotar el peso).
- Colocar destapada la caja de aluminio más muestra en la estufa de vacío, previamente calentada, a 105 °C, durante 5 horas. Ajustar bien la presión del vacío.
- Retirar la caja de la estufa, tapar y poner en desecador para que enfríe durante 30 minutos (anotar el peso).



Figura 17. Pesado de muestra.



Figura 18. Estufa de vacío para extracción de humedad total.

CÁLCULOS:

- a) Peso de caja con muestra antes de secar – Peso de caja vacía = Peso de muestra.
- b) Peso de caja con muestra antes de secar – Peso de caja más muestra después de secar = Pérdida de peso.

$$\% \text{ de humedad total} = \frac{\text{Pérdida de peso g}}{\text{Peso de muestra g}} \times 100$$

- Determinación de cenizas (Cz) (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

Incineración o calcinación de la muestra en un horno de mufla a temperatura de 550 °C por un período de dos horas, para quemar todo el material orgánico quedando solo el inorgánico llamado CENIZA que no se destruye a esta temperatura.

EQUIPO:

- ◆ Balanza Analítica
- ◆ Horno de mufla
- ◆ Desecador de gabinete

REACTIVOS:

- ◆ Silica gel para el desecador.

MATERIALES:

- ◆ Crisoles de porcelana de 50 ó 100 ml
- ◆ Pinzas de metal para crisol
- ◆ Brochas para limpiar balanza analítica
- ◆ Espátula de acero inoxidable.

PROCEDIMIENTO:

- Colocar el crisol limpio bien identificado en la mufla, calentar a 550 °C por 1 hora.
- Sacar el crisol del horno, colocar en un desecador y enfriar durante 30 minutos.
- Pesar el crisol vacío, anotar el peso.

NOTA: En todos éstos pasos del análisis tener la precaución de usar pinzas de metal para manejar los crisoles.

- Pesar aproximadamente 2 gramos de muestra directamente en el crisol de porcelana.
- Colocar el crisol en el horno de mufla y mantener a temperatura de 550 °C durante 2 horas; controlar tiempo y temperatura.
- Retirar el crisol del horno de mufla, colocar en el desecador durante 30 minutos y pesar (anotar este peso).
- Guardar la muestra de ceniza para la solubilización y determinación de minerales.



Figura 19. Ceniza de pasto marino.

CÁLCULOS:

- a) Peso de muestra g= Peso de crisol con muestra- Peso de crisol vacío
- c) Peso de la ceniza g= (Peso de crisol con muestra - (Peso de crisol vacío después de incinerado)

$$\text{Porcentaje de ceniza} = \frac{\text{Pérdida de ceniza g}}{\text{Peso de muestra g}} \times 100$$

- Preparación de la solución de cenizas para la determinación de minerales. (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

La ceniza se trata con ácido clorhídrico concentrado y agua destilada, se agita y calienta cerca del punto de ebullición. Después se filtra a través de un papel filtro libre de cenizas quedando en el filtrado los minerales; y en el papel filtro sílice.

EQUIPO:

- ◆ Cocina eléctrica o mechero de gas.

MATERIALES:

- ◆ Frasco volumétrico de 100 ml
- ◆ Embudo de vidrio, espiga larga.
- ◆ Probeta de 10 y 25 ml
- ◆ Frasco lavador (Pizeta).
- ◆ Porta embudo de madera
- ◆ Papel filtro Whatman N °42 de 11.0 cm ó equivalente libre de cenizas.
- ◆ Agitador de vidrio con punta de goma.

REACTIVO:

- ◆ Ácido Clorhídrico concentrado.

PROCEDIMIENTO:

- Agregar al crisol conteniendo las cenizas 5 ml de HCl concentrado medidos con probeta.



Figura 20. Cenizas de pasto marino con HCl concentrado.

- Añadir con probeta 20 ml de agua destilada, poner el crisol en la cocina eléctrica a 100°C y evaporar el líquido hasta unos 10 ml.
- Agregar otros 10 ml de agua destilada y continuar calentando el crisol con muestra a una temperatura de 90 °C durante 15 minutos.
- Enfriar la solución a temperatura ambiente.



Figura 21. Solubilización de cenizas de pasto marino.

- Filtrar, continuar lavando el crisol con pequeñas porciones de agua destilada hasta que esté libre de residuo.



Figura 22. Filtrado de solución de cenizas de pasto marino.

- Aforar a 100 ml con agua destilada, rotular y conservar la solución para la determinación de minerales.



Figura 23. Solución de cenizas de pasto marino aforada a 100 ml.

- Determinación de extracto etéreo (EE). (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL METODO:

El éter se evapora y se condensa continuamente y al pasar a la muestra, extrae materiales solubles. El extracto se recoge en un beaker y cuando el proceso se completa, el éter se destila y se recolecta en otro recipiente y la grasa cruda que queda en el beaker, se seca y se pesa.

EQUIPO:

- ◆ Balanza analítica
- ◆ Aparato para extracción de grasas Goldfish o Soxhlet

- ◆ Dedales de extracción de celulosa
- ◆ Recipientes de vidrio para sostener dedales
- ◆ Papel filtro y algodón
- ◆ Estufa
- ◆ Desecador
- ◆ Pinzas de metal tipo tijera.

REACTIVOS:

- ◆ Éter de petróleo al 34 ó 35 %.

PREPARACIÓN DE MATERIAL DE VIDRIO Y DEDALES:

Lavar con agua jabonosa y vuelva a lavar con polvo limpiador como ajax, enjuagar con agua destilada y secarlos, luego enjuague con 25 ml de éter y ponga a secar en la estufa a 100 °C durante 2 horas. Poner los frascos en desecador enfríe y pese (anote el peso). Si se utiliza dedales de alundum, deben sumergirse en agua regia por algunas horas, después enjuagar con abundante agua destilada.

Antes de comenzar éste análisis, es recomendable lavarse las manos a fin de evitar que se contaminen con la grasa de las manos.

No olvidar identificar bien los dedales y los frascos en los que recibirá la grasa.

PROCEDIMIENTO:

1. Pesar en papel filtro más o menos 2 gramos de muestra a la que se le ha determinado la humedad a 105 °C y colocarlos con un dedal de extracción limpio y seco. Anotar el peso como “peso seco”.

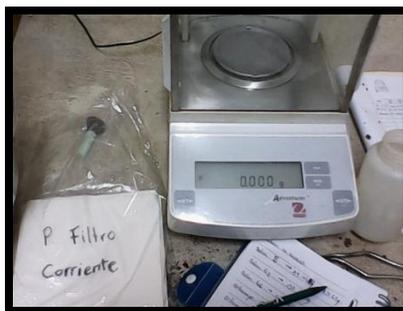


Figura 24. Toma de peso de muestra colocada en papel filtro.

2. Cubrir la muestra con un papel filtro de casi igual diámetro al interior del dedal o ponerle algodón. Esto permite que el éter se distribuya en forma uniforme.
3. Colocar el dedal con la muestra en el recipiente para muestras y fijarlo bajo el condensador del aparato de extracción de Soxhlet.
4. Agregar 200 ml de éter al beaker.
5. Abrir la llave del agua que enfría el condensador, subir las placas de la cocina hasta que se pongan en contacto con los beakers y encender los calentadores.



Figura 25. Dedales con papel filtro en aparato de Soxhlet.

6. Observar si hay escapes de éter después de que este comienza a hervir y condensarse. Cuando el nivel del éter en el beaker o frasco de grasa baje a su nivel constante, debido a que en una porción siempre esté volatilizándose y condensándose, el aparato puede dejarse solo y realizar observaciones periódicas. El periodo de extracción es de 8 horas.
7. Después de que la extracción se complete remueva las muestras y recuperar el éter.
8. Complete la evaporación del éter que queda en los beakers o frascos de grasa, dejándole sobre la mesa de trabajo un rato.
9. Secar los beakers o frascos de grasa en una estufa a 100 °C, después enfriarlos en el desecador a temperatura del laboratorio y pesarlos (anotar el peso).

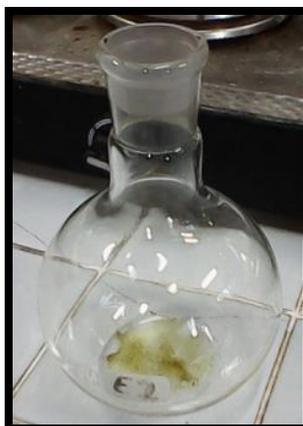


Figura 26. Beacker con extracto etéreo de pasto marino.

CÁLCULOS:

Peso de muestra = (Peso papel filtro con muestra) - (Peso papel filtro vacío)

Peso de E.E. = (Peso de frasco con extracto etéreo) - (peso de frasco vacío)

$$\% \text{ Extracto Etéreo} = \frac{\text{Pérdida de E.E.}}{\text{Peso de muestra g}} \times 100$$

- Determinación de Nitrógeno (N) Método micro KJELDAHL. (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

Destrucción de la materia orgánica por acción del ácido sulfúrico concentrado y caliente. Este actúa sobre la materia orgánica deshidratándola y carbonizándola. El carbón es oxidado y el nitrógeno reducido a amoníaco en presencia de reactivos específicos que actúan como catalizadores.

El amoníaco desprendido queda fijado en el ácido sulfúrico como sulfato de amonio, que estable en las condiciones de trabajo.

Liberación del amoníaco liberado, recogiénolo en un volumen conocido de ácido bórico formándose borato de amonio.

El borato de amonio se titula con ácido clorhídrico empleando como indicador una mezcla de verde de bromocresol y rojo de metilo.

MATERIALES Y EQUIPO:

- ◆ Tubos Tecator para proteína kjeldahl de 250 ml
- ◆ MicroBureta de 10 ml y 25 ml
- ◆ Soporte para bureta completa
- ◆ Papel filtro o caja de aluminio para pesar la muestra.
- ◆ Erlenmeyer de 250 ml
- ◆ Micro kjeldahl de digestión y destilación. (Marca FOSS y VELP)

REACTIVOS:

- ◆ Ácido sulfúrico concentrado, libre de nitrógeno densidad 1.84

- ◆ Sulfato de potasio (pulverizado) + sulfato de cobre (7 gr + 0.8) mezcla y se conoce como mezcla de catalizador.
- ◆ Solución de ácido clorhídrico 0.1 N ó 0.025N.
- ◆ Solución de ácido bórico al 4 % + solución de indicadores de verde de bromocresol y rojo de metilo en metanol o alcohol etílico.
- ◆ Solución de hidróxido de sodio al 40 %.
- ◆ Alcohol etílico al 95 %

PROCEDIMIENTO:

A) DIGESTION:

1. Pesar en papel filtro más o menos 0.1 a 0.2 g de muestra y colocarla en un tubo tecator kjeldahl de 250 ml.
2. Agregar al tubo, que contiene la muestra pesada y medida exactamente: 10.0 ml, de ácido sulfúrico. 3 g de la mezcla de catalizador (7 g sulfato de potasio y 0.8 g sulfato de cobre, libre de selenio).
3. Agitar durante 1 minuto ésta mezcla y colocar los tubos al mismo tiempo en el aparato de digestión Kjeldhal, al mismo tiempo conectar el sistema de extracción de vapores y condensación de gases. Mover constantemente (por medio de rotación) los tubos y esperar hasta que la solución esté de color azul o verde (según mezcla de catalizador o pastilla kjeldhal utilizada).



Figura 27. Tubos con muestra de pasto marino en aparato de digestión de Kjeldhal.

B) DESTILACIÓN:

4. Enfriar los tubos, y después de enfriados agréguele agua destilada más o menos 80 ml, esperar que enfríen nuevamente. (si el equipo de destilación que se utiliza es el modelo VELP, el agua la agrega automáticamente).
5. Agregar 60 mililitros de solución de hidróxido de sodio al 40 %. (esta solución la agrega el equipo de destilación automáticamente, tanto modelo FOSS como VELP).
6. En un erlenmeyer de 250 ml colocar 25 ml de la solución de ácido bórico al 4 % más mezcla de indicadores (verde de bromocresol y rojo de metilo en etanol al 95 %) y colocarlo en el aparato de destilación (solución de color rojo).
7. Recibir el destilado en el erlenmeyer de 250 ml, el que debe estar en el aparato después de 5 minutos de trabajo del mismo (hasta que para su función) que se verá un cambio del indicador de rojo a verde. Dejar enfriar el destilado por 20 a 30 min.



Figura 28. Tubo con muestra de pasto marino en equipo de destilación.

C) TITULACIÓN:

8. Titular con solución de ácido clorhídrico 0.1 N o ácido sulfúrico 0.025 N hasta cambio de color del indicador que va de verde a rojo.



Figura 29. Titulación de muestra procesada en aparato de destilación.

CÁLCULOS:

El porcentaje de nitrógeno total se calcula aplicando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Nitrógeno} = \frac{(\text{ml HC1 muestra} - \text{ml HC1 testigo}) \times N \times 0.014 \times 100}{\text{Peso de la muestra}}$$

Este factor de 6.25 se aplica a la mayoría de proteínas animales y vegetales ya que se asume que en su composición poseen entre 16 % a 19 % de N, cuando se trate de otro tipo de muestra, se debe buscar el factor correspondiente.

$$\% \text{ proteína en base seca} = \frac{\text{Porcentaje de proteína} \times 100}{\text{Peso de la muestra}}$$

- Determinación de fibra cruda (FC) Método Berzelius (AOAC, 2010).

FUNDAMENTO DEL MÉTODO:

Consiste en digerir la muestra desengrasada primero con ácido sulfúrico 1.25 % y luego con hidróxido de sodio 1.25 %, lavando el material después de cada digestión con suficiente agua destilada caliente hasta eliminación de ácido o álcali del material. La muestra se lava después con alcohol, se seca y se calcina, calculándose el porcentaje de fibra obtenido después de la calcinación.

MATERIALES Y EQUIPO:

- Extractor de Fibra Cruda
- Estufa eléctrica
- Horno de mufla
- Balanza analítica
- Desecador de gabinete
- Bomba para vacío
- Beakers Berzelius forma alta sin vertedero, capacidad 600 ml
- Crisol de Gooch de 25 ml
- Soporte Walter para crisol de Gooch
- Lienzo para filtración # 40 aproximadamente de 20 cm² O tela pinzas para beaker.

- Frascos kitasato de 250 ó 50 ml
- Embudos de vidrio boca ancha
- Espátula de acero inoxidable 1 litro capacidad
- Soportes de madera para embudos
- Probeta de 200 ml
- Beakers de vidrio de 100 ml

REACTIVOS:

- Solución ácido sulfúrico. 0.255 más o menos 0.005 N.
- Disolver 13.8 ml. de ácido sulfúrico concentrado en 800 ml de agua destilada y aforar a 1000 ml con agua destilada.
- Solución hidróxido de sodio 0.313 más o menos 0.005 N. destilada y completar a 1000ml (12.5 g) de perlas
- Alcohol metílico, etílico o isopropílico. Calidad Reactiva analítica.
- Indicador anaranjado metílico al 1 % en alcohol etílico.
- Indicador fenolftaleína al 1 % en alcohol etílico.
- Fibra de asbesto preparada. Calentar en una cápsula de porcelana fibra de asbesto ácida a una temperatura de 600 °C durante 16 horas. Enfriar y digerir media hora con solución de ácido sulfúrico 1.25 %, lavar con agua caliente, digerir nuevamente media hora con solución de hidróxido de sodio 1.25 %, lavar con agua, secar y calcinar durante dos horas a 600 °C en horno o mufla.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocar la muestra desengrasada en un beaker de 600 ml que contenga 200 ml de solución ácido sulfúrico al 1.25 %.
2. Pesar en balanza analítica 0.5 gr de fibra de asbesto preparada y agregar al beaker.
3. Colocar el beaker en el aparato de digestión, dejar hervir exactamente 30 minutos girando el beaker cada 5 minutos para evitar que las partículas sólidas se adhieran a las paredes del recipiente.



Figura 30. Beacker de 600 ml con solución de muestra y ácido sulfúrico.

4. Retirar el beaker del aparato de digestión al terminar los 30 minutos; filtrar a través de la tela especial puesta en el embudo y recibir las aguas del lavado en un beaker limpio.
5. Lavar el residuo que queda sobre el filtro con agua destilada hirviendo, hasta que las aguas de lavado no den reacción ácida, lo que se comprueba con anaranjado de metilo.
6. Al beaker original se le agregan 200 ml de solución de NaOH 1.25 % se pone a hervir y cuando esté hirviendo se agrega el residuo que está sobre el filtro.



Figura 31. Filtrado de solución y recuperación en un beacker limpio.

7. Hervir durante 30 minutos, lavar siempre con agua destilada hirviendo como en el paso anterior y comprobar ausencia de reacción alcalina con indicador fenolftaleína.
8. Pasar el residuo cuantitativamente a un Crisol de Gooch que contenga una capa uniforme de asbesto, colocarlo en el frasco kitasato.
9. Agregar 15 ml de alcohol (etílico, metílico, propílico) y filtrar aplicando succión.



Figura 32. Filtrado de solución del crisol de Gooch.

10. Secar el Crisol de Gooch y su contenido en una estufa a una temperatura de 130 °C durante dos horas, poner en un desecador y pesar.
11. Calcinar a 600 °C durante 30 minutos, poner en desecador, enfriar y pesar. La pérdida de peso es considerada como Fibra cruda.



Figura 33. Secado de crisol de Gooch en estufa.



Figura 34 Muestra calcinada en crisol de Gooch.

CÁLCULOS:

$$\% \text{ F.C.} = \frac{\text{pérdida de peso después de calcinada a } 600 \text{ } ^\circ\text{C} \times 100}{\text{peso de muestra usada en la determinación de E.E}}$$

- Determinación de calcio (Ca) método fotométrico. (AOAC, 2010)

FUNDAMENTO DEL MÉTODO.

Los métodos fotométricos tienen una amplia aplicación en el área de análisis químico debido a su gran utilidad y fácil realización. Estos se basan en la atomización de una muestra líquida en la que se encuentra el analito de interés, con el fin de que este forme una neblina que es aspirada y vaporizada por una llama. Con esto, lo que se pretende es excitar los átomos del analito y registrar la cantidad de energía que este emite al calentarse.

MATERIAL Y EQUIPO.

- ◆ Balanza analítica
- ◆ Mufla
- ◆ Pizeta plástica
- ◆ Fotómetro de llama con filtro para Ca
- ◆ Balones volumétricos 100 ml
- ◆ Crisol de porcelana
- ◆ Bureta 25 ml
- ◆ Calorímetro y bomba calorimétrica
- ◆ Pipeta volumétrica 25 ml

REACTIVOS

- ◆ Agua destilada.
- ◆ Ácido clorhídrico concentrado
- ◆ Solución de Cloruro de Lantano 10 %
- ◆ Solución patrón de Calcio 1000 ppm de Ca
- ◆ Solución de ácido clorhídrico 1:4

PROCEDIMIENTO.

PREPARACIÓN DEL BLANCO.

Agregar en un balón volumétrico de 100 ml 2.5 ml de ácido clorhídrico diluido y 2.0 ml de cloruro de lantano 10 %, llevar a volumen con agua destilada y homogenizar.

PREPARACIÓN DE SOLUCIONES ESTÁNDAR.

A partir de la solución madre de calcio [1000 ppm Ca] hacer las diluciones necesarias para obtener soluciones estándar de 2.5, 5.0, 7.5 y 10.0 ppm Ca.



Figura 35. Balones volumétricos para solución madre y soluciones estándar calcio y magnesio.

PREPARACIÓN DE LA MUESTRA.

Colocar 2 g de muestra pesada con exactitud en un crisol de porcelana previamente secado hasta peso constante.

Calcinar la muestra en una mufla eléctrica a una temperatura de 500 - 525 °C. Cuando se enfríe, disolver las cenizas en 5 ml de ácido clorhídrico 1:4.

Transferir a un balón volumétrico de 100 ml y llevar a volumen.

Filtrar a través de papel filtro Whatman, pipetear 25 ml del filtrado a un balón volumétrico de 100 ml. Adicionar 2 ml de cloruro de lantano 10 %. Llevar a volumen con agua destilada.

MÉTODO.

- Aspirar la solución blanco y establecer el cero de calibración en equipo.
- Aspirar la solución estándar de 10.0 ppm Ca y manipular el equipo para que el monitor indique que la lectura corresponde a la concentración del estándar.
- Restablecer el valor de cero con el blanco.
- Aspirar los estándares intermedios y observar las lecturas obtenidas para confirmar la linealidad del método.



Figura 36. Preparación de soluciones estándar.

- Aspirar las muestras y registrar las lecturas obtenidas (ppm).

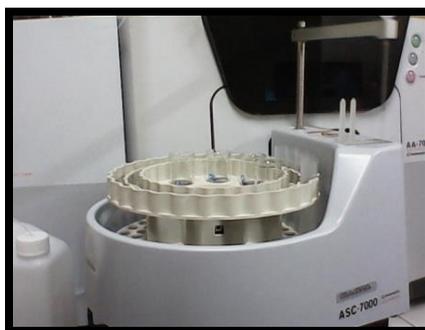


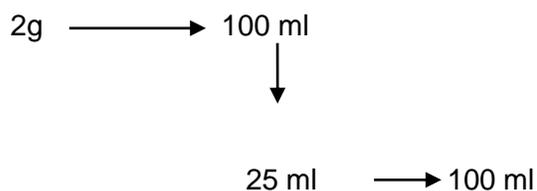
Figura 37. Lectura de contenido de Ca y Mg en espectrofotómetro de Absorción Atómica.

NOTA: La adición de sustancias como el oxalato de sodio o el oxalato de potasio al 10% puede mejorar la respuesta obtenida del equipo, todo dependerá de la particularidad de la muestra y de las sustancias interferentes presentes en las mismas.

CÁLCULOS.

Para calcular el porcentaje de calcio en la muestra original multiplicar el valor obtenido en la lectura del equipo por el factor de dilución.

FACTOR DE DILUCIÓN:



$$\text{FD.: } (100 \times 100) / (2 \times 25)$$

$$\text{FD: } 10,000/50$$

$$\text{FD: } 200$$

CÁLCULO:

Concentración de Calcio en $\mu\text{g/g}$ de muestra (ppm): Lectura del equipo x (200).

- Determinación de magnesio (Mg), en muestra vegetal (AOAC, 2010.)

EQUIPO:

- ◆ Espectrofotómetro de absorción atómica.
- ◆ Balanza analítica
- ◆ Cocina eléctrica (fuente de calor)
- ◆ Horno de mufla

REACTIVOS

- ◆ Ácido clorhídrico 10 Molar
- ◆ Estándar de Magnesio.
- ◆ Cloruro de lantano.

PROCEDIMIENTO:

1. Calcinar completamente a $550\text{ }^{\circ}\text{C}$ 2 g de la muestra en el horno de mufla.
2. Digerir las cenizas con Ácido clorhídrico 10 molar y calentar durante 20 minutos.
3. Evaporar la solución hasta la mitad, filtrar y aforar a 100 ml.
4. y los residuos colocarlos en un horno durante 30 minutos a $105\text{ }^{\circ}\text{C}$.
5. Dejar que se enfríe, volver a un baño de agua y agregar 10 ml de ácido clorhídrico 10 molar. Caliente para disolver.
6. Transferir 2 ml a un matraz aforado de 100 ml y completar con agua destilada.
7. Preparar una norma de 5 ppm de potasio con la pipeta 5 ml de magnesio estándar y diluir con una mezcla que contiene 2 ml de HCl por cada 100 ml en 1 matraz aforado.
8. Aspirar 5 ppm estándar y establecer controles para mostrar 5.0.
9. Preparar los estándares establecidos por la dilución estándar de 5 ppm con una mezcla de ácido / agua que el anterior
10. A partir del estándar del Magnesio (1000 ppm) hacer una solución madre de 20 ppm.
11. Hacer los estándares de magnesio con las siguientes concentraciones: 0.1, 0.25, 0.5, 1.0, 10 ppm.

12. Calibrar el equipo con los estándares.
13. Leer las muestras y anotar los resultados.

La cantidad de magnesio en la muestra vegetal se puede calcular teniendo en cuenta el factor de dilución.



Figura 38. Preparación de estándares de Mg.

- Determinación de fósforo (P) método colorimétrico (AOAC, 2010.)

FUNDAMENTO.

El método de análisis para determinar fósforo consiste en una extracción del elemento con una solución doble ácido, solución de Mehlich o Solución Carolina del Norte. Una vez extraídos los elementos; el fósforo se determina con el método colorimétrico del Vanadato-Molibdato de Amonio.

La coloración amarilla que se desarrolla en esta metodología se debe a la formación del sistema Vanadomolibdofosfórico, al sustituirse los átomos de oxígeno del radical PO_4^{-3} por los radicales oxivanadio y oximolibdeno, para dar un heteropolícompuesto adaptable a muchos medios acidificados.

MATERIALES Y EQUIPOS:

- ◆ Balanza analítica
- ◆ Micropipeta de 1 ml
- ◆ Frasco de polietileno de 1 litro
- ◆ Beakers 50, 150, 250 y 400 ml
- ◆ Balones volumétricos 50, 100, 250, 500 y 1000 ml
- ◆ Probeta 10 y 50 ml

- ◆ Erlenmeyers 125 ml
- ◆ Tubos de ensayo 15 ml
- ◆ Gradilla para tubos de ensayo

REACTIVOS.

SOLUCIÓN MOLIBDATO-VANADATO DE AMONIO.

- Solución de Molibdato de amonio: Pesar 60 g de molibdato de amonio tetrahidratado y disolverlos en 900 ml de agua destilada caliente. Luego enfriar y diluir a 1 litro.
- Solución de Meta-Vanadato de amonio: Pesar 1.5 g de metavanadato de amonio y diluirlos en 690 ml de agua destilada caliente; luego añadir 300 ml de HNO₃, enfriar y diluir a 1 litro.
- Adicionar gradualmente con agitación, la solución de Molibdato de amonio a la solución de Vanadato de amonio.

NOTA: Almacenar a temperatura ambiente en frascos de polietileno. El reactivo es estable indefinidamente en frascos de polietileno pero si es almacenada en frascos de vidrio gradualmente se forma precipitado después de varios meses. Descartar el reactivo si se forma precipitado.

PREPARACIÓN DE SOLUCIONES ESTÁNDAR DE FOSFATO.

- Solución Madre de Fósforo (0.5 mg P₂O₅/ml). Disolver 0.2397 g de estándar primario de KH₂PO₄ en agua destilada y llevar a volumen en un balón volumétrico de 250 ml.
- Soluciones de Trabajo de Fosfato. Diluir 0, 5,10,15,20,25,30 y 35 ml de la solución Madre en balones volumétricos de 500 ml para obtener estándares de trabajo de 0.00, 0.05, 0.10, 0.20 mg P₂O₅/10 ml respectivamente.

PROCEDIMIENTO.

Tratamiento de la muestra.

1. Pesar en una balanza analítica 2.0 g de muestra de alimento que ha sido previamente secada y homogenizada.
2. Colocar la muestra en un crisol y calcinar en una mufla a 600 °C durante 4 horas.
3. Enfriar la muestra y agregar 40 ml de HCl (1+3) y varias gotas de HNO₃, calentar hasta llevar a punto de ebullición.

PREPARACIÓN DE LA CURVA DE CALIBRACIÓN.

1. Preparar una curva de calibración del equipo utilizando una solución patrón de 1000 ppm de Fósforo. Tomar 5, 10 y 20 ml de la solución y transferir a balones volumétricos de 50 ml La concentración teórica de los estándares es de 100, 200 y 400 ppm de P respectivamente.
2. Graficar los datos obtenidos de concentración contra absorbancia en una hoja de cálculo. Después de corroborar la linealidad del método, inicie la lectura de las muestras.

PREPARACIÓN Y LECTURA DE LAS MUESTRAS.

1. Pipetear 5 ml del filtrado y transferir a un tubo de ensayo.
2. Añadir 2 ml de solución Molibdato-Vanadato, agitar y dejar en reposo durante 30 minutos.
3. Leer en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 400 nm. Llevar un blanco para ajustar el cero de absorbancia en el equipo.



Figura 39. Lectura de contenido de Fósforo en espectrofotómetro de absorbancia.

CALCULOS.

Para calcular la concentración de Fósforo en las muestras utilice la siguiente fórmula:

Ley de Beer-Lambert

$$C_{Mx} = \frac{A_{Mx} \cdot C_{st}}{A_{st}} \cdot F \cdot D$$

Dónde:

C_{Mx} : Concentración de la muestra.

A_{Mx} : Absorbancia de la muestra.

C_{St} : Concentración del estándar.

A_{St} : Absorbancia del estándar.

FD: Factor de Dilución de la muestra.

- Determinación de Potasio (K), en muestra vegetal. (AOAC, 2010.)

EQUIPO:

- ◆ Espectrofotómetro de absorción atómica.
- ◆ Balanza analítica
- ◆ Cocina eléctrica (fuente de calor)
- ◆ Horno de mufla

REACTIVOS

- ◆ Ácido clorhídrico 10 Molar
- ◆ Estándar de potasio.
- ◆ Cloruro de lantano.

PROCEDIMIENTO:

1. Calcinar completamente a 550 °C 2 g de la muestra en el horno de mufla.
2. Digerir las cenizas con Ácido clorhídrico 10 molar y calentar durante 20 minutos.
3. Evaporar la solución hasta la mitad, filtrar y aforar a 100 ml.
4. y los residuos colocarlos en un horno durante 30 minutos a 105 °C.
5. Dejar que se enfríe, volver a un baño de agua y agregar 10 ml de ácido clorhídrico 10 molar. Caliente para disolver.
6. Transferir 2 ml a un matraz aforado de 100 ml y completar con agua destilada.
7. Preparar una norma de 5 ppm de potasio con la pipeta 5 ml de potasio estándar y diluir con una mezcla que contiene 2 ml de HCl por cada 100 ml en 1 matraz aforado.
8. Aspirar 5 ppm estándar y establecer controles para mostrar 5.0.
9. Preparar los estándares establecidos por la dilución estándar de 5 ppm con una mezcla de ácido / agua que el anterior
10. A partir del estándar del potasio (1000 ppm) hacer una solución madre de 20 ppm.

11. Hacer los estándares de potasio con las siguientes concentraciones: 0.1, 0.25, 0.5, 1.0, 10 ppm.
12. Calibrar el equipo con los estándares.
13. Leer las muestras y anotar los resultados. La cantidad de potasio en la muestra vegetal se puede calcular teniendo en cuenta el factor de dilución.



Figura 40. Lectura de resultado de Potasio en espectrofotómetro de absorbancia.

3.2.6 Metodología Estadística

Se utilizó estadística descriptiva, por lo que se recolectó toda la información necesaria que permitió describir mejor los hábitos alimenticios de la población en estudio por medio de un muestreo no probabilístico ya que se tomó el mayor número de muestras, no definiendo un número específico debido al comportamiento migratorio de la especie; sin embargo, el máximo número de tortugas prietas permitió llenar el requerimiento de muestra seca por un periodo de duración de los meses de octubre a diciembre 2014².

3.2.7 Diseño estadístico

Se realizó un Escalamiento Multidimensional No Métrico utilizando como medida de similitud el índice de Bray-Curtis y luego un PERMANOVA de una sola vía (Análisis multivariado de varianza por permutaciones), posteriormente una separación de medias por la prueba de Tukey, utilizando el programa PAST versión 3.08³

² **Bermúdez, M. 2014.** Metodología estadística (Entrevista). San Salvador, Universidad de El Salvador. E-mail: apaneca44@yahoo.com

³ **Paniagua, M. 2015** Metodología estadística (Entrevista). San Salvador, Universidad de El Salvador. E-mail: mrpaniagua@gmail.com

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Entre los meses de octubre y diciembre del 2014 se realizaron 18 salidas al área de muestreo (Golfo La Perra). Un total de 220 tortugas prietas fueron capturadas de las cuales 92 tortugas fueron seleccionadas en las que la técnica mostró mayor efectividad en cuanto a la cantidad de contenido esofágico recolectado. Dentro de la población total 87 individuos (que corresponde a un 94.57 %) fueron adultos, uno de ellos (equivalente al 1.09 %) se encontró en etapa sub adulta, mientras que cuatro de ellos (4.35 %) se encontraron en etapa juvenil. De los datos morfométricos recolectados se obtuvo el promedio de LCC = 79.60 ± 9.15 cm, un promedio de ACC= 74.23 ± 7.69 cm y un peso promedio de 126.87 ± 42.10 lb los cuales permitieron clasificar a las tortugas en diferentes etapas de desarrollo como se observa en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Clasificación de etapas de vida de tortuga prieta.

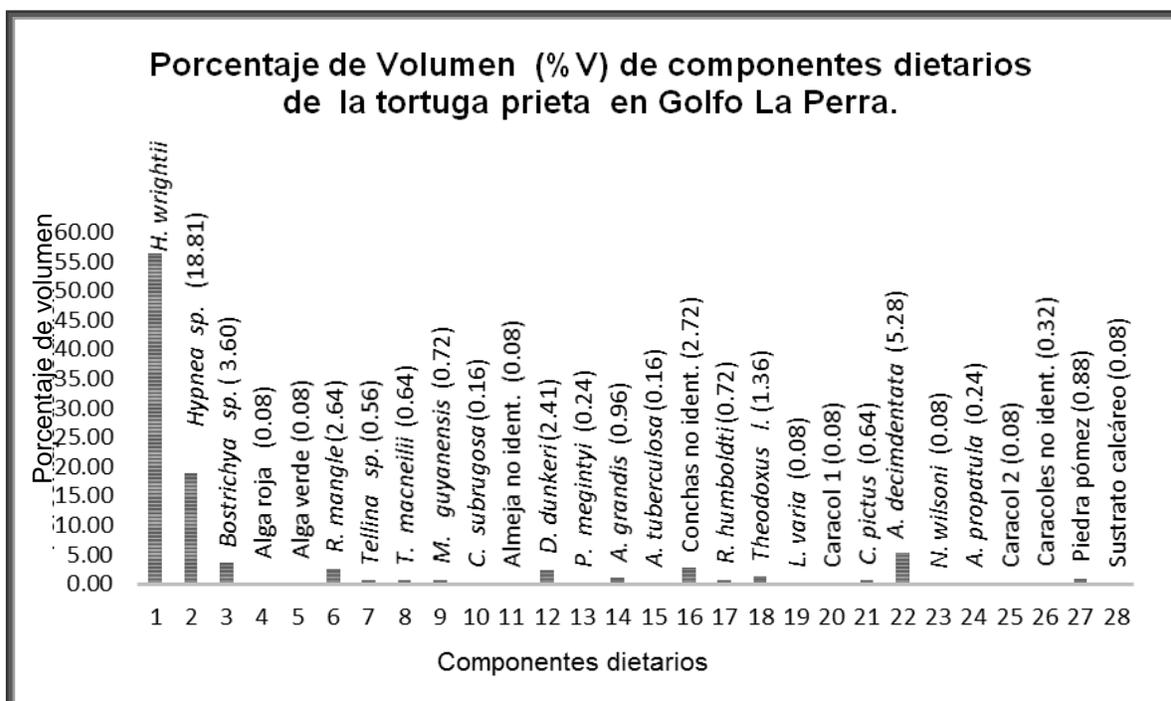
| Etapa de desarrollo | LCC en cm |
|---------------------|-----------|
| Juvenil | 40 - 60 |
| Sub adulta | 60 - 67 |
| Adulta | 70 - 100 |

Fuente: NOAA, 1998 y Amorocho y Reina, 2007

4.1 Componentes identificados

En el contenido esofágico de las 92 tortugas muestreadas se identificó un total de 28 componentes dietarios, de los cuales 14 de ellos fueron los más representativos los cuales se clasificaron en: componentes vegetales (pasto marino, algas y mangle), bivalvos (almejas y conchas), gasterópodos (caracoles) y en otros componentes (piedra pómez y sustrato calcáreo), en las figuras 41 a 45 se muestra la distribución de los componentes de cada clasificación.

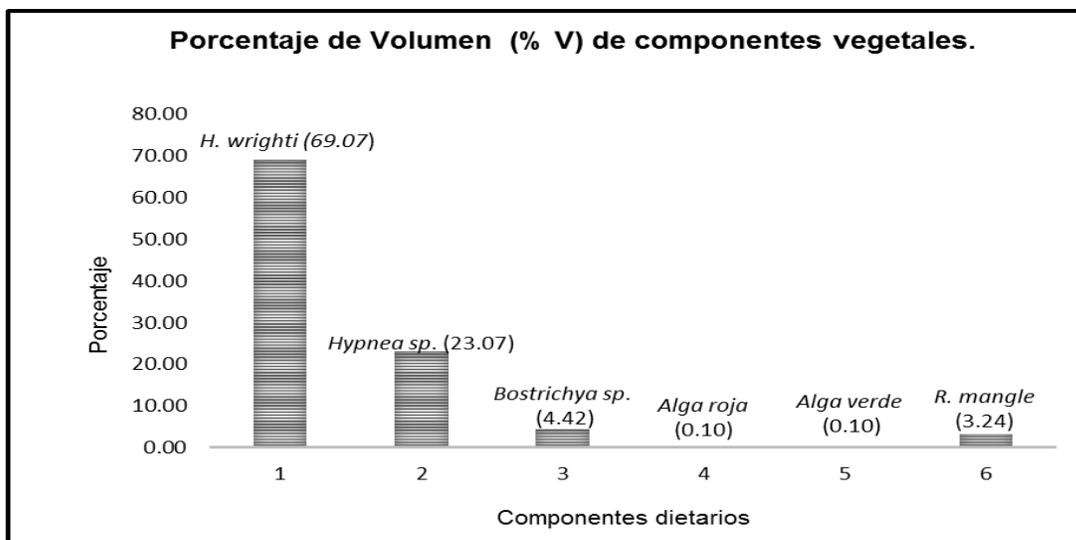
El estudio realizado en la Bahía de Jiquilisco determinó una mayor presencia de tortugas prietas adultas ya que de un total de 92 tortugas, 87 individuos fueron adultos y solamente uno de ellos en etapa sub adulta.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 41. Porcentaje de Volumen (%V) de componentes dietarios de la tortuga prieta en el Golfo La Perra, Usulután, El Salvador.

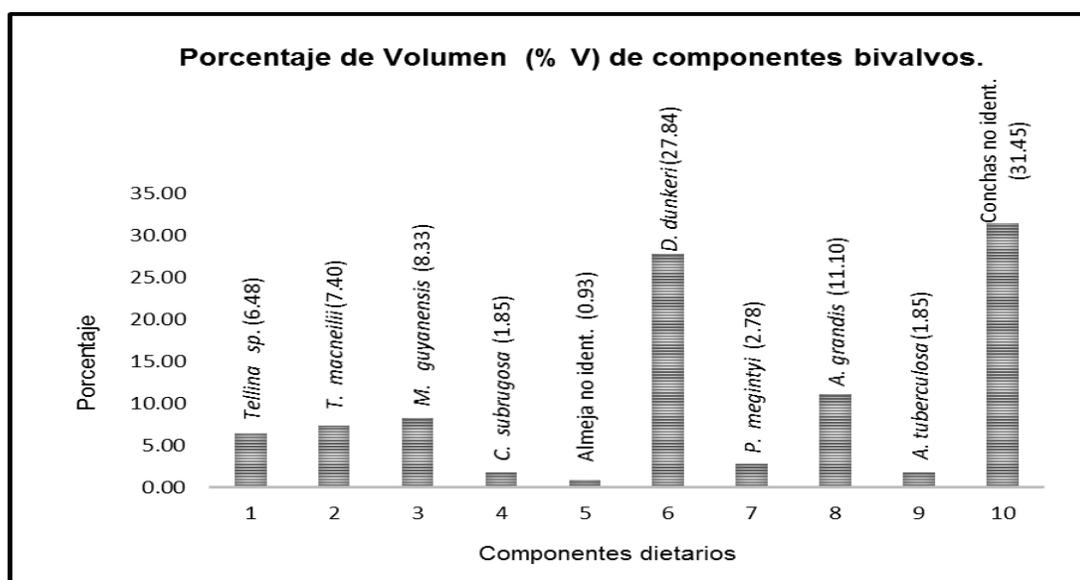
Dentro de los seis componentes de origen vegetal los más representativos son pasto marino *Halodule wrightii* (69.07 %) y el alga roja *Hypnea sp* (23.07 %), seguido por el alga roja *Bostrichya sp.* (4.42 %) y corteza de mangle rojo *Rhizophora mangle* (3.24 %). Los componentes menos representativos fueron dos tipos de algas no identificadas las cuales solamente representaron (0.10 %) del volumen total de los componentes de origen vegetal como se observa en la figura 42.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 42. Porcentaje de volumen (%V) de componentes dietarios vegetales.

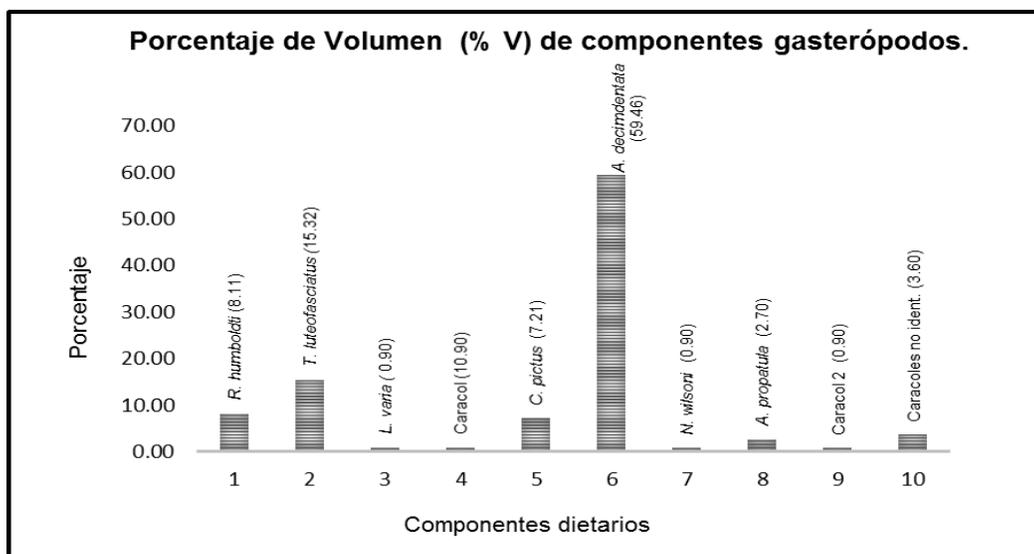
En cuanto a componentes bivalvos del volumen total, *Dosinia dunkeri* (27.84 %) representó un porcentaje de volumen más significativo, seguido por *Anadara grandis* (11.10 %), mientras que los componentes menos representativos fueron *Anadara tuberculosa* (1.85 %) y *Chione subrugosa* (1.85 %). Los bivalvos no identificados fueron clasificados como: conchas no identificadas, las cuales no presentaron un tamaño y coloración características de las especies estudiadas por lo que su clasificación macroscópica no fue posible y obtuvo un porcentaje de 31.45 % como se observa en la figura 43.



Fuente: elaboración propia.

Figura 43. Porcentaje de Volumen (% V) de componentes bivalvos.

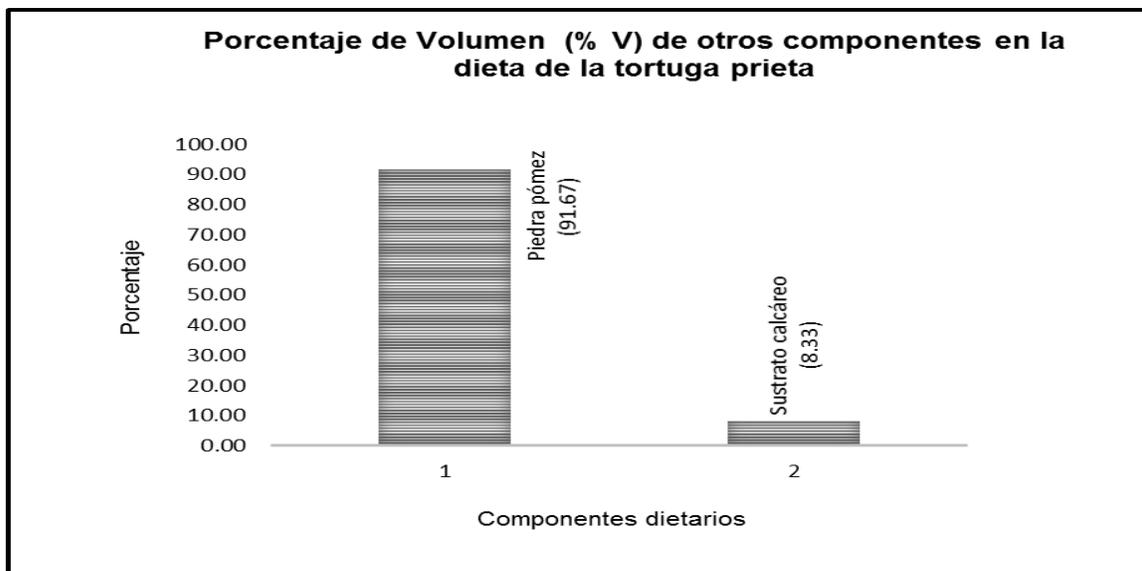
Del volumen total de gasterópodos se pudo determinar que las especies más representativas fueron *Anachis decimdentata* (59.48 %), *Theodoxus luteofasciatus* (15.32 %) y *Rhinocoryne humboldti* (8.11 %), mientras que los menos representativos fueron *Nassarius wilsoni* (0.90 %) y *Littorina varia* (0.90%). De igual manera los gasterópodos que no presentaron un tamaño y coloración características de las especies identificadas fueron clasificados como caracoles no identificados y obtuvo un porcentaje de 3.60 % como se observa en la figura 44.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 44. Porcentaje de Volumen (% V) de componentes gasterópodos.

Se clasificó la Piedra pómez y sustrato calcáreo como otros ya que no representaron una cantidad significativa dentro del volumen total de los 28 componentes dietarios sin embargo fueron identificados dentro del contenido esofágico. En la figura 45 se puede observar que se encontró una cantidad más significativa de piedra pómez (91.67 %) en comparación con el sustrato calcáreo (8.33 %) dentro de dicha clasificación.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 45. Porcentaje de Volumen (%V) de otros componentes en la dieta de la tortuga prieta.

En cuanto al porcentaje de volumen obtenido de los componentes clasificados como vegetales, la proporción más alta la obtuvo el pasto marino (*H. wrightii*) con un 56.30 %, y la menor proporción la obtuvieron dos componentes los cuales fueron identificados como Alga Roja y alga Verde con un porcentaje de 0.08 % cada uno.

El porcentaje de volumen de bivalvos que obtuvo la mayor proporción fue conchas no identificadas con un 2.72 % y el de menor proporción lo obtuvieron las almejas no identificadas con un 0.08 % de volumen total de las muestras.

De los componentes clasificados como gasterópodos quien obtuvo la mayor proporción de volumen fue el caracol *Anachis decimdentata* con un 5.28 % y los de menor proporción fueron Potamididae, Nassarius, *Littorina varia*, Cirithidea con un porcentaje de 0.08 % cada uno. Y el porcentaje de volumen para los otros componentes dietarios clasificados, obtuvo el mayor porcentaje piedra pómez con un 0.88 % y el de menor proporción fue sustrato calcáreo con un 0.08 %. Dichos porcentajes pueden ser observados en el Cuadro 3.

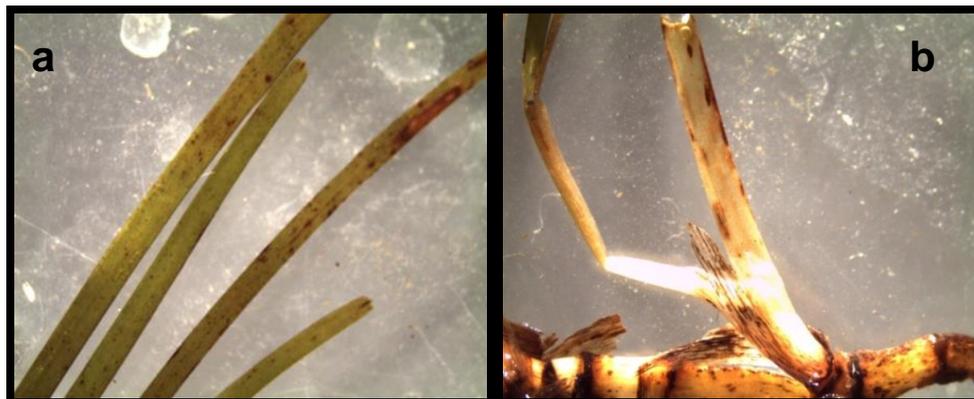
Cuadro 3. Porcentaje de Peso (% P), Volumen (% V) y Frecuencia de Ocurrencia (% FO) de componentes dietarios identificados en contenido esofágico de tortugas prietas

| COMPONENTE | FAMILIA | NOMBRE CIENTÍFICO | % P | % V | % FO |
|--|----------------------------|---------------------------------|--------|-------|-------|
| COMPONENTES DIETARIOS DE ORIGEN VEGETAL | | | | | |
| Pasto marino | Cymodoceaceae | <i>Halodule wrightii</i> | 62.48 | 56.30 | 100 |
| Alga roja | Hypneaceae | <i>Hypnea sp.</i> | 14.70 | 18.81 | 57.61 |
| | Rhodomelaceae | <i>Bostrichya sp.</i> | 1.63 | 3.60 | 26.09 |
| | -- | Alga roja 1 | 0.0001 | 0.08 | 1.09 |
| Alga verde | -- | Alga verde 1 | 0.11 | 0.08 | 1.09 |
| Mangle rojo | Rizophoraceae | <i>Rhizophora mangle</i> | 0.64 | 2.64 | 34.78 |
| COMPONENTES DIETARIOS DE ORIGEN ANIMAL | | | | | |
| Molusco | Tellinidae | <i>Tellina sp.</i> | 0.21 | 0.56 | 7.61 |
| | | <i>Tellina macneilii</i> | 0.15 | 0.64 | 8.70 |
| | Mytilidae | <i>Mytella guyanensis</i> | 0.46 | 0.72 | 9.78 |
| | Veneridae | <i>Chione subrugosa</i> | 0.06 | 0.16 | 2.17 |
| | -- | Almeja no identificada | 0.02 | 0.08 | 1.09 |
| | Veneridae | <i>Dosinia dunkeri</i> | 2.19 | 2.42 | 31.52 |
| | Veneridae | <i>Protothaca megintyi</i> | 0.11 | 0.24 | 3.26 |
| | Arcidae | <i>Anadara grandis</i> | 1.08 | 0.96 | 14.13 |
| Arcidae | <i>Anadara tuberculosa</i> | 0.02 | 0.16 | 2.17 | |
| Molusco | -- | Conchas no identificadas | 3.77 | 2.72 | 26.07 |
| Gasterópodo | Potamididae | <i>Rhinocoryne humboldti</i> | 1.29 | 0.72 | 9.78 |
| | Neritidae | <i>Theodoxus luteofasciatus</i> | 0.29 | 1.36 | 18.48 |
| | Littorinidae | <i>Littorina varia</i> | 0.06 | 0.08 | 1.09 |
| | Cirithidea | Caracol 1 | 0.03 | 0.08 | 1.09 |
| | Buccinidae | <i>Cantharus pictus</i> | 0.20 | 0.64 | 8.70 |
| | Columbellidae | <i>Anachis decimdentata</i> | 8.96 | 5.28 | 39.13 |
| | Nassaridae | <i>Nassarius wilsoni</i> | 0.09 | 0.08 | 1.09 |
| | Olividae | <i>Agaronia propatula</i> | 0.06 | 0.24 | 3.26 |
| | Potamididae | Caracol 2 | 0.001 | 0.08 | 1.09 |
| | -- | Caracoles no identificados | 0.82 | 0.32 | 3.26 |
| OTROS | | | | | |
| Roca | | Piedra pómez | 0.32 | 0.88 | 7.61 |
| Sustrato calcáreo | | Sustrato calcáreo | 0.26 | 0.08 | 1.09 |

Fuente: Elaboración propia.

Con base en el porcentaje de frecuencia de ocurrencia (% FO) >2 % y al porcentaje de peso (% P) >0.1 % ,14 de los componentes dietarios son los componentes más representativos. Estos se clasificaron en componentes vegetales, bivalvos y gasterópodos y se describen a continuación:

- Componentes dietarios vegetales.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 46. Pasto marino *Halodule wrightii*.

a) Hojas de pasto marino *Halodule wrightii*. b) Raíz de pasto marino *Halodule wrightii*.

El pasto marino *Halodule wrightii* es uno de los componentes más importantes encontrados en la dieta de las tortugas prietas ya que representó 56.30 % del volumen y el 100 % de frecuencia de ocurrencia en las de muestras recolectadas.

Las láminas de las hojas de *Halodule wrightii* tienen una longitud de 3.5-32 cm de largo y 0.3- 2.2 mm de ancho. Es bidentado en el borde de la punta de la hoja madura. Las hojas se agrupan desde un nodo distinto en el rizoma de donde emergen de cada nodo 2 a 5 raíces. En las raíces no hay una ramificación secundaria como se observa en la figura 46.b (FWC, 2015). Crece en las zonas intermareales y submareales sobre sustratos arenosos y fangosos en lugares protegidos y expuestos; y en los arrecifes de coral y en los arroyos de manglares. Se distribuye en el Atlántico, también se encuentra en el Pacífico Oriental tropical y el Océano Índico (IUCN, 2010).



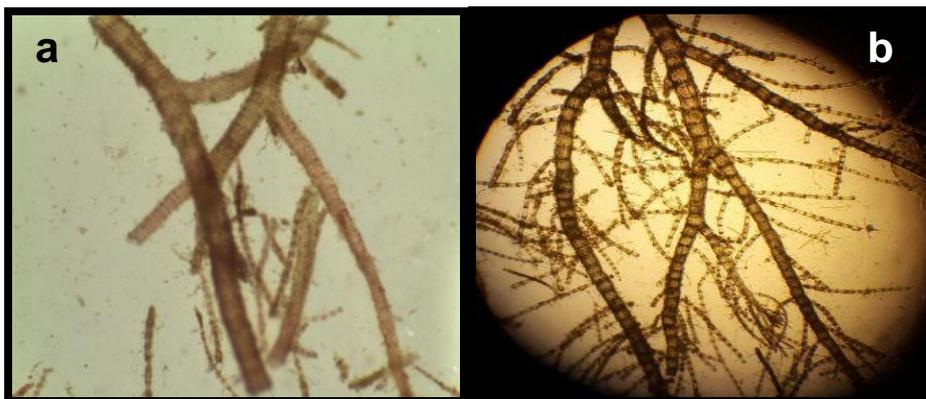
Fuente: Elaboración propia.

Figura 47. Alga roja *Hypnea sp.*

a) Ramificaciones de alga *Hypnea sp.* b) Talo erecto y múltiples ramificaciones espinicentes.

El alga roja *Hypnea sp.* es una de las dos algas rojas más significantes dentro de los componentes de origen vegetal la cual representó un volumen de 18.81 % y una frecuencia de ocurrencia del 57.61 % del total de muestras recolectadas.

El género *Hypnea* está formado por plantas espesas con talos erectos, cilíndricos y con ramificaciones hacia todas direcciones, con numerosas ramas cortas, generalmente espinicentes. Su estructura interna es por un eje central, con crecimiento de célula apical. Tiene una región medular con células grandes redondeadas y fácilmente distinguibles, la región cortical está constituida por células pequeñas y pigmentadas (Camps Carbajal, 1995).

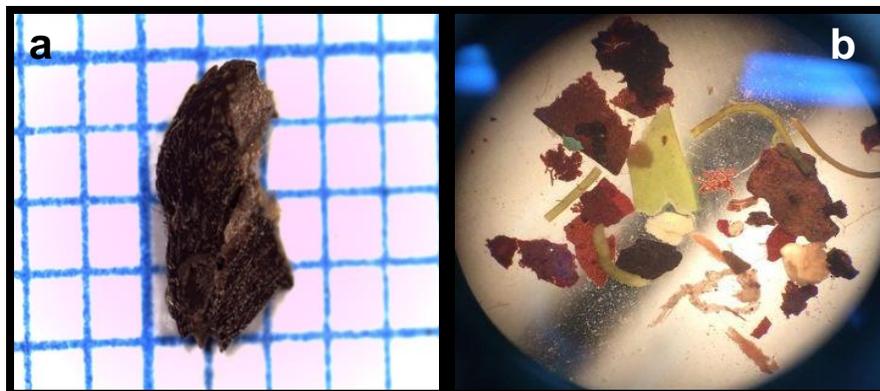


Fuente: Elaboración propia.

Figura 48. Alga roja *Bostrychia sp.*

a) Ramificaciones de alga *Bostrychia sp.* b) Talo erecto y múltiples ramificaciones filamentosas.

De este componente en la investigación se determinó que en el contenido dietario de las 92 tortugas equivale al 3.60 % de volumen y presentó una frecuencia de ocurrencia de 26.09 %. *Bostrychia* es un género de algas filamentosas. Las especies de *Bostrychia* pueden crecer como epífitas (que vive encima de otra planta sin ser parásito) en otras plantas y hábitats de manglares. Están ampliamente difundidas en ambientes tropicales y templados. Se producen en sistemas estuarinos asociados a los manglares o en hábitats intermareales rocosas (De Oliveira *et al.*, 2012)



Fuente: Elaboración propia.

Figura 49. Mangle rojo *Rhizophora mangle*.

a) Corteza de mangle rojo *Rhizophora mangle*. b) Fragmentos de mangle rojo en muestra de contenido esofágico.

El mangle rojo *Rhizophora mangle* fue uno de los componentes vegetales encontrados en menor porcentaje en cuanto a volumen ya que representó el 2.64 %; sin embargo representó el 34.78 % de frecuencia de ocurrencia.

Es una de las especies propias de las formaciones de manglar del trópico americano; con alturas de 25 a 30 m y de 60 a 100 cm de diámetro; tiene raíces que se arquean desde el tronco y se ramifican para formar dos o más raíces que a su vez pueden repetir este proceso; su función principal es la de promover la aireación. La corteza es rojiza con un ligero sabor amargo. Este tipo de mangle es una de las especies de vegetación más abundante en el área de estudio Golfo La Perra y también se encuentra en los trópicos y subtrópicos y es nativo desde el sur de Florida, México a través de América Central hasta Ecuador, Perú y Brasil en América del Sur. Se desarrolla en terrenos anegados por agua marina y las corrientes asociadas a escorrentía de agua dulce y de lluvia. Las condiciones más favorables para su desarrollo se dan en las bahías donde los ríos desembocan con tranquilidad, prefiriendo las aguas poco profundas y planicies fangosas de marea. Prefiere suelos alcalinos (CATIE, sf).

- Componentes dietarios bivalvos.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 50. *Dosinia dunkeri*

a) Superficie de *Dosinia dunkeri* con costillas concéntricas finas y regulares. b) *Dosinia dunkeri* recolectada en Golfo La Perra.

La figura a. muestra las especificaciones de la especie identificada de la cual se encontró un porcentaje de volumen de 2.42 % y una frecuencia de ocurrencia de 31.52 % de la población muestreada dentro del contenido dietario.

Según Keen (1971) *Dosinia dunkeri*, es una almeja que tiene una longitud de 56 mm; 55 mm de altura; 31 mm de diámetro y se ha encontrado distribuida en Bahía Magdalena, Baja California, a través del Golfo de California y el sur de Zorritos y Perú; común en los pisos de barro y en el mar a una profundidad de 55 m. *Dosinia dunkeri* por lo general se puede distinguir de *D. ponderosa* por su escultura concéntrica más fina pero la anchura de estas líneas varía en ambas especies de modo que la distinción no es tan fiable como es la diferencia en sus contornos. *D. ponderosa* presenta un contorno dorsal más amplio cuando se compara con *D. dunkeri*. Las bisagras de ambas especies son similares, pero en *D. ponderosa* la parte posterior de la placa de bisagra, es mucho más amplia (Stewart, 1930). En el país se puede encontrar en Barra de Santiago, El Pimental; Costa del Sol y Golfo de Fonseca, en ambientes con fondos arenosos someros a moderadamente poco profundos (MARN, 2010).



Fuente: Elaboración propia.

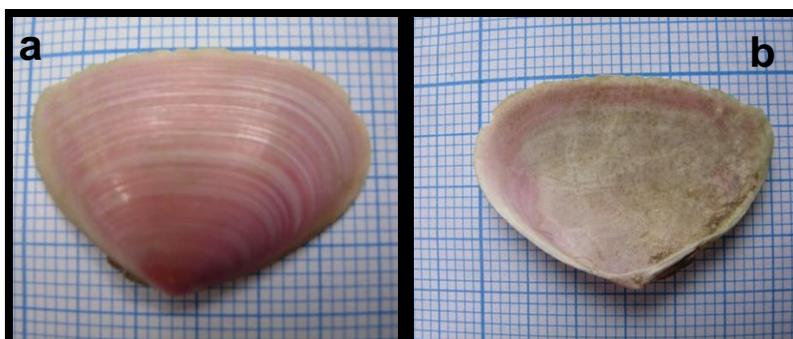
Figura 51. *Mytella guyanensis*.

a) Superficie externa de *Mytella guyanensis*. b) Superficie interna con color característico blanquecino y teñido de violeta.

La especie *Mytella guyanensis* representó el 0.72 % de volumen y presentó 9.78 % de frecuencia de ocurrencia del total de muestras recolectadas.

Es un tipo de mejillón, encontrado comúnmente casi enterrado en la arena fangosa, y que se adjunta a las piedras. Tiene el interior de la cáscara blanquecina y con manchas violetas sobre las huellas musculares. Está presente desde México hasta el norte de Perú. Posee una longitud de 58 mm, anchura de 28 mm y diámetro de 25 mm. Sinónimos: *Modiola sinuosa*; *Modiola mutabilis* (Keen, 1971). El umbo no se encuentra al extremo de la concha como en otros mejillones, el periostraco es delgado, en la parte ventral el color es típicamente un café vidrioso. Tolerancia a altas variaciones de salinidad y muestra gran diversidad en la forma de la concha dependiendo del tipo de sustrato en que habita (CATIE, 1999).

En el país se encuentra en lugares como: Barra de Santiago, Estero de Jaltepeque, Bahía de Jiquilisco y Bahía de La Unión que poseen hábitats con fondos lodosos estuarinos (MARN, 2010).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 52. *Tellina macneilli*

a) Superficie externa de *Tellina macneilli* de coloración rosada y extremo posterior más abruptamente truncado. b) Superficie interna de *Tellina macneilli*.

Tellina macneillii es una almeja que presentó un porcentaje de volumen de 0.64 % y una frecuencia de ocurrencia de 8.70 % del total de muestras recolectadas. Esta especie del género *Tellina* tiene un caparazón más inflado, más corto y un extremo posterior más abruptamente truncado. El color es rosa profunda, ligeramente por zonas, más pálido hacia el margen basal. Longitud, 11.5 mm; altura 7.3 mm; de diámetro, 4.2 mm. Guaymas, México, hasta el Golfo de Nicoya, Costa Rica; en marismas y costa afuera en profundidades a 73 m (Keen, 1971).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 53. *Tellina* sp.

a) *Tellina* sp. Superficie externa. b) *Tellina* sp. En su superficie interna se observan las marcas de músculos retractores de *Tellina* sp.

La especie *Tellina* sp presentó un porcentaje de volumen de 0.56 % y una frecuencia de ocurrencia de 7.61 % del total de las muestras recolectadas.

El género *Tellina* está representado por almejas de conchas pequeñas a medianas, en general ovoides, comprimidas lateralmente, alargadas por detrás en forma de pico y esquinadas, algo asimétricas. Tiene un ligamento externo, dos dientes cardinales en cada charnela, tendiendo a ser bífidos; tiene una cavidad palial grande (García y Reguero, 2007).

Según MARN (2010), las especies del género *Tellina* registradas en el país son: *T. brevirostris*, *T. ecuadoriana*, *T. hertleini*, *T. insculpta*, *T. lyra*, *T. princeps*, *T. rhynchoscuta*. Las cuales han sido encontradas mayormente en: Barra de Santiago, Golfo de Fonseca, El Tamarindo, Costa del Sol, El Maculís y Bahía de Jiquilisco, sitios donde predomina fondos arenosos intermareales y someros.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 54. *Protothaca megintyi*.

a) Borde inferior de la concha de *Protothaca megintyi*. b) Superficie externa reticular de la concha.

La especie *Protothaca megintyi* presento un porcentaje de volumen de 0.24 % y una frecuencia de ocurrencia de 3.26 % del total de las muestras recolectadas. Esta especie tiene una concha reticular similar al género *Chione*, pero la bisagra tiene la forma característica de *Protothaca* que es amplia cerca del extremo anterior de manera que su borde inferior hace una curva casi en ángulo recto que regresa en el margen de la cáscara. Tiene una longitud de 31 mm; 27 mm de altura y 20 mm de diámetro. Se ha encontrado más frecuentemente en Panamá. (Keen, 1971). En el país se encuentra en ambientes con fondos arenosos intermareales y en zonas de corrientes de los estuarios como Barra de Santiago; Estero de Jaltepeque, Bahía de Jiquilisco, El tamarindo y el Chapernalito (MARN, 2010).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 55. *Chione subrugosa*.

a) *Chione subrugosa* con sus tres bandas radiales. b) Superficie externa de *Chione subrugosa*.

En el estudio se obtuvo un porcentaje de volumen de ésta almeja de un 0.16 % y una frecuencia de ocurrencia de 2.17 % del total de muestras.

La coloración externa de *Chione subrugosa* es variable de blanco a crema o gris, generalmente con tres o cuatro amplias bandas radiales de color marrón oscuro o con

moteado de líneas o puntos. Tiene una longitud alrededor de 45 mm; 35 mm de altura; 25 mm de diámetro. Se encuentra distribuida a lo largo de la Bahía Magdalena, Baja California, a través del Golfo de California y el sur de Perú al igual que en lagunas o en pisos de barro; utilizado como alimento en muchos lugares (Keen, 1971).

En el país esta especie habita fondos arenosos someros de estuarios y de mar abierto como Barra de Santiago, Metalío, San Diego, Amatal, El Pimental, Estero de Jaltepeque, Islas San Sebastián, El Cuco, El Maculís, El Tamarindo, Bahía de La Unión (MARN, 2010).



Fuente: Elaboración propia.

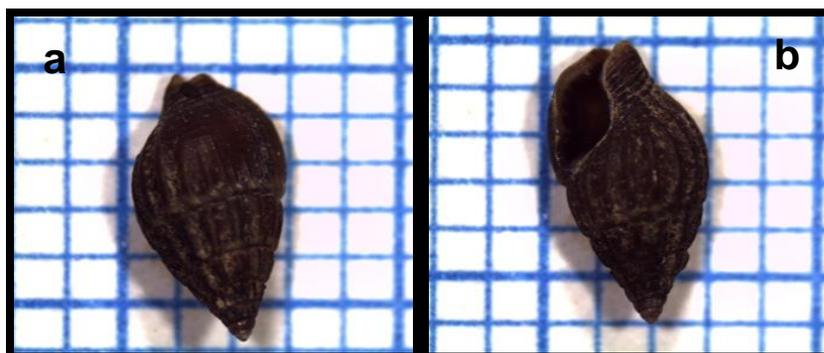
Figura 56. *Anadara grandis*

a) Superficie externa de *Anadara grandis* con costillas engrosadas. b) Superficie interna de *Anadara grandis*.

Anadara grandis o “casco de burro” es una de las especies más abundantes en el área de estudio por lo que representa una especie de importancia económica para el consumo humano, sin embargo presentó un porcentaje de volumen de 0.96 % y una frecuencia de ocurrencia de 14.13 %.

Tiene una concha blanca, con un periostraco oscuro y liso, posee unas 26 costillas, se engrosa con la edad hasta que se convierte impresionantemente gruesa. Tiene una longitud de 96 mm; 79 mm de altura y 75 mm de diámetro. El tamaño y la abundancia relativa de las especies hacen que sea utilizada como alimento las cuales pueden ser tomadas en la marea baja extrema (Keen, 1971). Es un bivalvo de gran tamaño que puede habitar en fondos lodosos mezclados con arena en las zonas de corrientes de los estuarios y bahías como Barra de Santiago, Bahía de Jiquilisco, El Tamarindo y La Unión (MARN, 2010).

- Componentes dietarios gasterópodos

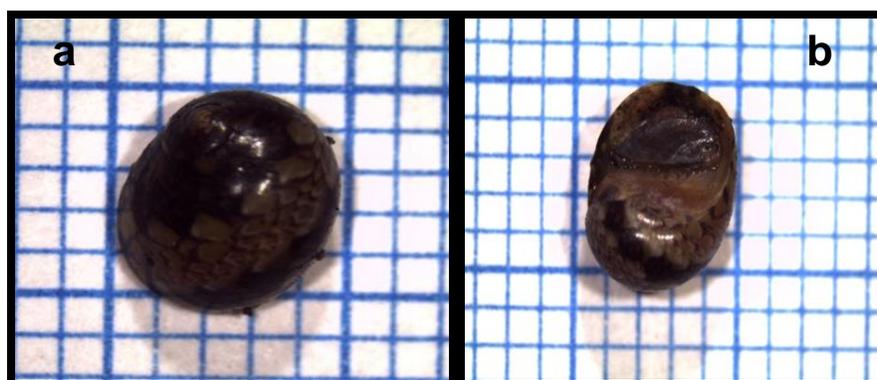


Fuente: Elaboración propia.

Figura 57. *Anachis decimdentata*

- a) Costillas y líneas de crecimiento de *Anachis decimdentata*. b) Abertura en extremo anterior característica de la especie.

Anachis decimdentata es una de la especies de gasterópodo más importante encontrado en la dieta de la tortuga prieta con un porcentaje de volumen de 5.28 % y un porcentaje de frecuencia de ocurrencia de 39.13 % el cual es significativo en comparación con otras especies de gasterópodos encontrados. Posee una cáscara de color marrón a negro con una banda espiral de manchas blancas. Tiene una longitud de 13.5 mm y 5.5 mm de diámetro. Se ha encontrado más frecuentemente en Nicaragua a una profundidad de 27 m. Posee una muesca profunda en el extremo anterior de la abertura, pero el canal anterior es corto. Además tiene un periostraco pesado que oscurece el patrón de color (Keen, 1971). Esta especie habita en comunidades rocosas intermareales en zonas del país como Los Cóbanos, Maculís, Bahía de Jiquilisco e Isla del Golfo de Fonseca (MARN, 2010).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 58. *Theodoxus luteofasciatus*

- a) Superficie externa de *Theodoxus luteofasciatus* b) Superficie de color marrón alrededor de la abertura con su estampado.

Theodoxus luteofasciatus es la segunda especie más significativa de gasterópodos el cual presentó un porcentaje de volumen de 1.36 % y una frecuencia de ocurrencia de 18.48 %. Tiene una cáscara brillante con dibujos de líneas y manchas de color de diversas maneras, pero con predominio de color marrón alrededor del estampado con líneas y manchas de color, pero con predominancia de color marrón alrededor de la abertura. Tiene 11 mm de diámetro, y 12 mm de altura. Está presente en El Golfo de California a Puerto Pizarro, Perú, en los márgenes de los manglares y en pisos de barro (Keen, 1971).



Fuente: Elaboración propia.

Figura 59. *Rhinocoryne humboldti*

- a) Canal anterior de *Rhinocoryne humboldti* donde se ubica un opérculo circular.
- b) Superficie externa que presenta costillas en espiral de una forma aguda.

Rhinocoryne humboldti dentro del total de muestras obtuvo un 0.72 % de volumen y una Frecuencia de ocurrencia de 9.78 %. Posee una concha de color grisáceo a marrón chocolate, tiene un espiral estriado, las espirales con una aguda costilla espiral. De vez en cuando los especímenes tienen la costilla en duplicado, con una nervadura espiral espinosa y aguda. Posee un canal anterior relativamente largo y un periostraco adherente, un opérculo delgado y circular; un núcleo central con cinco a siete vueltas. Tiene una altura de 37 mm y 20 mm de diámetro. Se ha encontrado distribuida en Sonora, México, Chile, en los estuarios y en el mar a 27 m (Keen, 1971). En el país habita epifauna de los fondos mezclados con arena en los estuarios y bahías en sitios como Barra de Santiago, Estero de Jaltepeque, Bahía de Jiquilisco, El Tamarindo y Golfo de Fonseca (MARN, 2010).

4.2 Análisis bromatológico

Se realizó el análisis bromatológico proximal el cual consistió en la determinación de materia seca, cenizas, proteína cruda, grasa, fibra cruda y minerales como: calcio, fósforo, magnesio y potasio. En el Cuadro 4, se muestran los resultados obtenidos del análisis bromatológico

de los 14 componentes dietarios: pasto marino *Halodule wrightii* (contenido esofágico), pasto marino del Golfo La Perra, algas roja *Hypnea sp.*, *Bostrychia sp.*, mangle rojo *Rhizophora mangle*, los gasterópodos *Anachis decimdentata*, *Rhinocoryne humboldti*, *Theodoxus luteofasciatus*, bivalvos *Tellina sp.*, *Tellina macneilii*, *Mytella guayanensis*, *Protothaca megintyi*, *Dosinia dunkeri*, *Chione subrugosa*, *Anadara grandis*.

El pasto marino *Halodule wrightii* posee un alto contenido de agua 82.30 g Kg^{-1} , un resultado de proteína de 166.70 g Kg^{-1} , similar al valor de proteína de *Gelidium spp.* De 174.29 g Kg^{-1} y el valor de fibra cruda a comparación de los demás componentes vegetales identificados es casi el doble para ambos estudios, lo que significa que aporta una mayor relación de g Kg^{-1} de material no digerible a la dieta y que aporta además una cantidad importante de minerales para el mantenimiento de las funciones vitales y de reproducción de las tortugas, lo cual se refleja por su alto contenido de cenizas con un valor significativo de Ca como se observa en el cuadro 4 y 5.

Cuadro 4. Resultados de análisis bromatológico y minerales de componentes dietarios (materia seca) de tortuga prieta en Golfo La Perra, Usulután, El Salvador.

| COMPONENTE DIETARIO | H (g Kg ⁻¹) | Cz (g Kg ⁻¹) | PC (g Kg ⁻¹) | E.E. (g Kg ⁻¹) | FC (g Kg ⁻¹) | Ca (g Kg ⁻¹) | P (g Kg ⁻¹) | Mg (g Kg ⁻¹) | K (g Kg ⁻¹) |
|---|-------------------------|--------------------------|--------------------------|----------------------------|--------------------------|--------------------------|-------------------------|--------------------------|-------------------------|
| <i>Halodule wrightii</i> | 82.30 | 885.20 | 166.70 | 16.00 | 752.60 | 21.99 | 0.09 | 0.12 | 1.89 |
| <i>Halodule wrightii</i> (Golfo La Perra) | 60.10 | 818 | 122.5 | 12.10 | 502.5 | 26.53 | 0.11 | 0.16 | 24.90 |
| <i>Hypnea sp</i> | 67.10 | 248.50 | 161.80 | 41.50 | 47.20 | 11.25 | 0.03 | 0.45 | 0.000144 |
| <i>Bostrychia sp.</i> | 46.30 | 323.20 | 167 | 32 | 56.87 | 2.5 | 0.03 | 1.0007 | 0.0002 |
| <i>Rhizophora mangle</i> | 14.40 | 100.80 | 151.80 | 4.10 | 193.60 | 0.015 | 0.016 | 0.005 | 0.11 |
| <i>Anachis decimdentata</i> | 21.10 | 928.80 | 49.50 | 13.00 | 7.05 | 5.10 | 0.01 | 0.31 | 139.94 |
| <i>Rhinocoryne humboldti</i> | 203.30 | 896.5 | 75.7 | 12.5 | 6.535 | 6.90 | 0.012 | 0.25 | 0.42 |
| <i>Theodoxus luteofasciatus</i> | 228.90 | 945.5 | 22.00 | 0.50 | 8.551 | 0.91 | 0.007 | 1.05 | 0.21 |
| <i>Tellina sp.</i> | 216.80 | 980.80 | 18.40 | -- | -- | 0.68 | 0.5 | 125.1 | 0.26 |
| <i>Tellina macneilii</i> | 222.00 | 954 | 19.60 | -- | -- | 0.0007 | 0.00021 | 0.14 | 0.030 |
| <i>Mytella guyanensis</i> | 229.20 | 950.10 | 31.90 | 2.00 | 16.59 | 0.0007 | 0.003 | 0.11 | 0.05 |
| <i>Protothaca megintyi</i> | 31.40 | 822.9 | 22.3 | 0.00 | -- | 0.001 | 0.005 | 0.141 | 0.102 |
| <i>Dosinia dunkeri</i> | 172.80 | 978.20 | 14.90 | 4.20 | -- | 0.001 | 0.001 | 0.125 | 0.068 |
| <i>Chione subrugosa</i> | 258.90 | 971.60 | 18.30 | 2.5 | 11.06 | 0.0007 | 0.0014 | 0.104 | 0.109 |
| <i>Anadara grandis</i> | 218.50 | 956.5 | 25.00 | 3.50 | 15.58 | 0.001 | 0.00039 | 0.14 | 0.09 |

Fuente: Elaboración propia.

- No disponible.

La fuente de proteína de origen animal más importante para las tortugas prietas en golfo La Perra la constituyen nueve especies de moluscos y nueve especies de gasterópodos, de las cuales a siete y tres respectivamente se les realizó el análisis bromatológico por su porcentaje de volumen y frecuencia de ocurrencia.

4.3 Comparación con el estudio de referencia

Se obtuvo pesos promedios para los componentes de origen vegetal de 1.75 g lo cual es mucho mayor que lo obtenido por Amorocho y Reina (2007) para componentes vegetales, seguido por componentes de origen animal 0.44 g y otros con un 0.01 g.

Los resultados obtenidos en este estudio han sido comparados con los análisis realizados por Amorocho y Reina en el año 2007 en Colombia lo cual se presentan en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Aportes nutricionales de los componentes de la dieta (materia seca) de *Chelonia mydas agassizii*

| COMPONENTE DIETARIO | H (g kg ⁻¹) | Cz (g kg ⁻¹) | PC (g kg ⁻¹) | FC (g kg ⁻¹) | Ca (g kg ⁻¹) | P (g kg ⁻¹) | Mg (g kg ⁻¹) | K (g kg ⁻¹) |
|---------------------|-------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|-------------------------|--------------------------|-------------------------|
| Salpidae | 37.40 | — | 252.32 | 418.65 | 2.23 | 4.85 | 3.38 | 3.88 |
| Doliolidae | 35.65 | — | 438.85 | 376.27 | 9.76 | 5.97 | 5.90 | 4.72 |
| Ficus spp. | 34.07 | 121.86 | 69.52 | 343.60 | 19.88 | 0.49 | 4.69 | 2.70 |
| Hibiscus spp. | 32.80 | 96.58 | 170.54 | 406.00 | 10.00 | 2.27 | 3.41 | 4.14 |
| Gelidium spp. | 38.43 | 176.18 | 174.29 | 284.60 | 13.90 | 4.24 | 9.59 | 9.17 |
| Rhizophora mangle | 43.89 | 232.70 | 65.26 | 334.20 | 1.08 | 0.79 | 0.89 | 1.77 |

Fuente: Adaptación de Amorocho y Reina 2007.

Esa investigación se realizó en El parque nacional de Gorgona en Colombia y nuestra investigación en el golfo La Perra en Bahía de Jiquilisco, los cuales constituyen dos áreas muy importantes para la alimentación de la tortuga prieta, ya que se puede encontrar diversidad de especies de origen animal y vegetal. El parque nacional de Gorgona constituye uno de los sitios en los que en su mayoría se observan tortugas prietas en etapa juvenil o subadulta ya que son etapas en las que necesitan una alimentación omnívora constituida generalmente por: algas, mangle, medusas, poliquetos, moluscos y crustáceos, por otro lado el Golfo La Perra posee una fuente grande de pasto marino, donde además del pasto las tortugas pueden consumir: algas rojas, moluscos, gasterópodos, mangle y en menor proporción sustrato calcáreo.

En el estudio realizado por Amorocho y Reina en 2007, se tomó muestra del contenido esofágico de 86 tortugas prietas en total. Las tortugas se encontraban en etapa sub adulta. Se identificó 8 grupos de componentes dietarios que se re clasificó en 3 grupos: animal (tunicados, moluscos, crustáceos y coral) con un peso promedio de 1.12 g, vegetal (frutos de mangle, hojas y algas) con 0.2 g; y arena/guijarros con 0.1 g.

En cuanto al análisis bromatológico realizado en dicho estudio, los componentes animales tunicados de las familias salpidae y doliolidae se puede observar que el segundo tiene un aporte de proteína mucho más alto que el primero con 252.32 g Kg^{-1} y 438.85 g Kg^{-1} . De igual manera, el aporte de minerales es mucho más alto en la familia doliolidae (Ca con 9.76 g Kg^{-1} ; Mg con 5.90 g Kg^{-1} y K con 4.72 g Kg^{-1}); sin embargo los resultados de fibra cruda expresan que los tunicados salpidae aportan una mayor proporción de fibra a la dieta de la tortuga, como se muestra en el cuadro 5.

En cuanto a los componentes de origen vegetal, las tortugas consumieron principalmente hojas de dos plantas perennes y terrestres: *Ficus spp* e *Hibiscus spp*, de lo cual se puede observar que las hojas de *Hibiscus spp* proporcionan un aporte mayor de proteína con 170.54 g Kg^{-1} y fibra cruda de 406.00 g Kg^{-1} lo que indica que son digeribles en menor cantidad. Además provee mayor cantidad de los minerales P con 2.27 g Kg^{-1} y K con 4.14 g Kg^{-1} ; sin embargo *Ficus spp* tiene un mayor aporte en cuanto a Ca con 19.88 g Kg^{-1} y Mg con 4.69 g Kg^{-1} . También que el alga roja *Gelidium spp.*, tiene un contenido de proteína muy similar al del alga *Hypnea sp* encontrada en el contenido esofágico de las tortugas del Golfo La Perra (174.29 g Kg^{-1} y 161.8 g Kg^{-1} respectivamente). Para fibra cruda, *Gelidium spp* tiene un mayor contenido de materia no digerible en comparación con *Hypnea sp* (47.20 g Kg^{-1}), al igual que en el aporte de P, Mg y K; sin embargo el aporte de Ca por parte de las dos especies de algas es bastante similar (13.90 g Kg^{-1} y 11.25 g Kg^{-1} respectivamente).

El componente dietario *Rhizophora mangle* se encontró en ambos estudios de lo cual se puede destacar que en el Parque Nacional de Gorgona este tipo de mangle rojo proporciona un mayor aporte de agua, proteína, fibra cruda y de minerales lo cual también se puede observar en la cantidad de cenizas que contiene. En El Golfo La Perra las tortugas prietas se alimentaban de corteza de *Rhizophora mangle*, por lo que presentaba una relación de g Kg^{-1} más baja en cuanto al aporte de agua, ceniza, proteína y minerales, lo que puede deberse que en el Parque Nacional de Gorgona consumían en su mayoría frutos de mangle y no corteza de mangle.

El pasto marino *Halodule wrightii* no está presente dentro de los componentes dietarios encontrados en el contenido esofágico de las tortugas muestreadas en el parque nacional de Gorgona.

El más importante de los gasterópodos según el resultante ponderado es *Anachis decimdentata* el cual posee un nivel de proteína (49.50 g Kg^{-1}) bastante bajo en comparación al contenido en las familias de tunicados salpidae y doliolidae del estudio de Amorocho y Reina.

4.4 Resultante ponderado

Se determinó para cada uno de los componentes dietarios presentes en el contenido esofágico los porcentajes de Peso (% P), Volumen (% V) y Frecuencia de Ocurrencia (% FO). El peso promedio de contenido esofágico de todas las tortugas prietas muestreadas fue de 6.77 g, donde el pasto marino *Halodule wrightii* tiene el porcentaje de peso (% P) más alto con un 62.48 %, seguido por dos algas rojas (Rhodophyta) con 14.70 % y 1.63 %, entre otros componentes dietarios.

Se calculó el Resultante ponderado (Rw) para componentes con % V >5. El Rw permitió organizar en orden de importancia los componentes de la dieta. (Carrión *et al.*, 2013 y Rodríguez, 2010). En el caso de las tortugas prietas del Golfo La Perra, se observa que el pasto marino *Halodule wrightii* posee el índice resultante ponderado más alto de todos los componentes dietarios con 58.93 % como se observa en el cuadro 6.

El índice de Resultante Ponderado hace que sea posible interpretar la importancia de cada elemento teniendo en cuenta % V y % FO. Los componentes de la dieta con una representación uniforme de % V y % FO tienen ángulos cercanos a 45° . Los valores de la Rw varían entre cero y 100; los componentes dietarios con valores cercanos a 100 representan lo más importante en la dieta, mientras que aquellos más cerca de cero representan menos importancia en la dieta (Carrion *et al.*, 2013)

Cuadro 6. Índice de Resultante Ponderado (Rw) de los componentes dietarios encontrados en contenido esofágico de tortugas prietas

| COMPONENTE | FAMILIA | NOMBRE CIENTÍFICO | Rw | Rw V> 5 % |
|---------------------------|---------------|---------------------------------|-------|--------------|
| COMPONENTE VEGETAL | | | | |
| Pasto marino | Cymodoceaceae | <i>Halodule wrightii</i> | 58.93 | 70.67 |
| Alga roja | Hypneaceae | <i>Hypnea sp.</i> | 19.15 | 22.97 |
| | Rhodomelaceae | <i>Bostrichya sp.</i> | 3.62 | -- |
| | -- | Alga roja 1 | 0.08 | -- |
| Alga verde | -- | Alga verde 1 | 0.08 | -- |
| Mangle rojo | Rizophoraceae | <i>Rhizophora mangle</i> | 2.65 | -- |
| COMPONENTE ANIMAL | | | | |
| Bivalvo | Tellinidae | <i>Tellina sp.</i> | 0.56 | -- |
| | Tellinidae | <i>Tellina macneillii</i> | 0.64 | -- |
| | Mytilidae | <i>Mytella guyanensis</i> | 0.72 | -- |
| | Veneridae | <i>Chione subrugosa</i> | 0.16 | -- |
| | -- | Almeja no identificada | 0.08 | -- |
| | Veneridae | <i>Dosinia dunkeri</i> | 2.41 | -- |
| | Veneridae | <i>Protothaca megintyi</i> | 0.24 | -- |
| | Arcidae | <i>Anadara grandis</i> | 0.96 | -- |
| | Arcidae | <i>Anadara tuberculosa</i> | 0.16 | -- |
| | -- | Conchas no identificadas | 2.73 | -- |
| Gasterópodo | Potamididae | <i>Rhinocoryne humboldti</i> | 0.72 | -- |
| | Neritidae | <i>Theodoxus luteofasciatus</i> | 1.36 | -- |
| | Littorinidae | <i>Littorina varia</i> | 0.08 | -- |
| | Cirithidea | Caracol 1 | 0.08 | -- |
| | Buccinidae | <i>Cantharus pictus</i> | 0.64 | -- |
| | Columbellidae | <i>Anachis decimdentata</i> | 5.31 | 6.36 |
| | Nassaridae | <i>Nassarius wilsoni</i> | 0.08 | -- |
| | Olividae | <i>Agaronia propatula</i> | 0.24 | -- |
| | Potamididae | Caracol 2 | 0.08 | -- |
| | -- | Caracoles no identificados | 0.32 | -- |
| OTROS | | | | |
| Roca | | Piedra pómez | 0.88 | -- |
| Sustrato calcáreo | | Sustrato calcáreo | 0.08 | -- |

Fuente: Elaboración propia.

Los componentes dietarios con % V >5 fueron tres: *Halodule wrightii* (% V=56.30; % FO=100% y Rw= 70.67); *Hypnea sp.* (% V =18.81; % FO = 57.61 y Rw =22.97) y *Anachis decimdentata* (% V= 5.28; % FO=39.13 y Rw= 6.36). Los valores de Rw se muestran en la Figura 60.

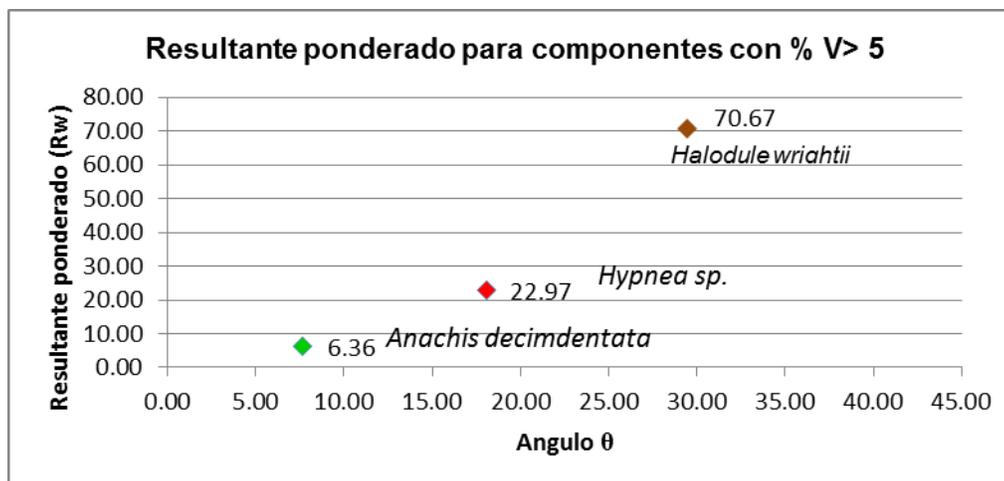


Figura 60. Resultante ponderado (Rw) para componentes con porcentajes de volumen (% V) mayores a 5 %.

Según Amorocho y Reina 2007, las tortugas verdes del Pacífico Oriental mostraron una fuerte tendencia a la herbivoría, con algas marinas que comprende el 92 % del volumen medio de lavado. Su dieta predominantemente herbívora, además es consistente con otras poblaciones *Chelonia* a lo largo de la costa del Pacífico de América Central. Esta tendencia hacia algas y pasto marino también ha sido bien documentado como un patrón común que define el comportamiento de pastoreo de tortugas prietas adultas *C. mydas*, en el Caribe.

Este comportamiento de alimentación es similar al consumo de materia animal por las tortugas prietas juveniles evaluadas en el estudio de Amorocho y Reina (2007), lo que indica que la dieta omnívora podría ocurrir en todas las clases de tamaño de la tortuga prieta, de igual manera se informó que las tortugas prietas del Pacífico Oriental pueden tener una dieta más carnívora en comparación con tortugas del género *Chelonia* de otras regiones. Esto podría ser una consecuencia de la escasa presencia en el Pacífico Oriental de pastos marinos y la falta de diversidad de algas, por lo que puede atribuirse a que en su dieta se puedan incluir una gran cantidad de otras presas como: el pescado, los huevos de peces, moluscos, crustáceos, poliquetos y medusas (Arthur *et al.*, 2009). Lo que se pudo observar en el contenido esofágico de las tortugas prietas muestreadas fue la presencia de pasto marino, algas rojas, bivalvos, gasterópodos de los cuales en la Bahía de Jiquilisco se pudo observar peces, medusas y una gran biodiversidad.

La dieta en la tortuga prieta es impulsada principalmente por la disponibilidad de una presa, sin embargo un cierto nivel de selectividad en la alimentación también se ha demostrado. En la bahía de Moreton, Australia tortugas prietas juveniles habían seleccionado pasto marino

con mayores concentraciones de nitrógeno y niveles más bajos de fibra, en tortugas prietas del Caribe se han observado alimentándose de *Thalassia testudinum* manteniendo nuevos brotes que son más alto en nitrógeno y bajo en lignina. Las dietas compuestas por material animal y vegetal son comunes y, a veces también incluyen mangle. Pequeñas cantidades de material animal a menudo se han descrito en la dieta de la tortuga prieta, aunque éstas fueron pensadas inicialmente que habían sido ingeridos accidentalmente donde los animales se alimentan más con alimentos de ambientes bentónicos (Arthur *et al.*, 2009). En el estudio se observó que el alimento que más consumen las tortugas prietas es el pasto marino y algas rojas; sin embargo también consumen en menor proporción componentes de origen animal al igual que las tortugas del Caribe, ya que ellos están presentes en el ambiente.

4.5 Análisis estadístico

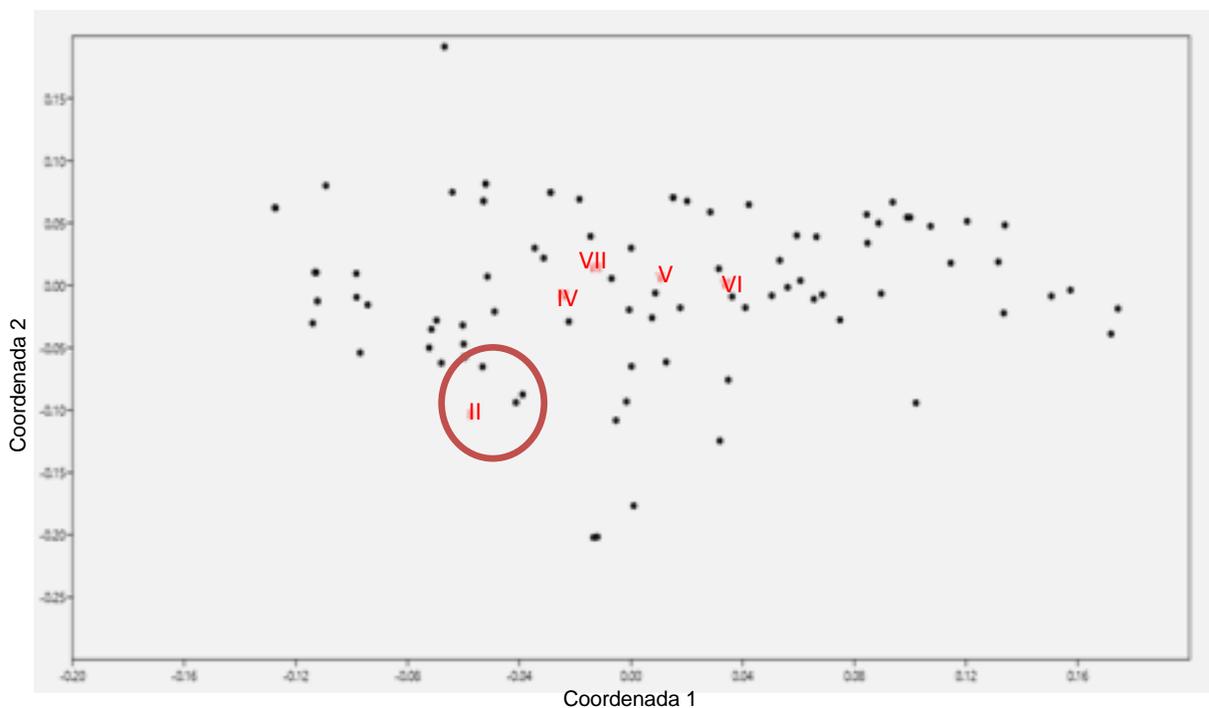
Las 92 tortugas prietas muestreadas fueron clasificadas en siete clases según LCC al igual que Amorocho y Reina (2007). Se realizó un Escalamiento Multidimensional No Métrico ya que los datos obtenidos no se ajustan a una normalidad y permite representar la proximidad entre clases de datos por lo que se utilizó como medida de similitud el índice de Bray-Curtis. Las clases en que se clasificaron a las tortugas prietas según LCC (Largo Curvo del Caparazón) se describen en el Cuadro 7.

Cuadro 7. Clasificación según LCC (Largo Curvo del Caparazón) de tortugas prietas muestreadas en el Golfo La Perra, Usulután, El Salvador.

| N° de clase | LCC (cm) | Frecuencia por categoría | Peso promedio (lb) |
|-------------|----------|--------------------------|--------------------|
| I | 45-52 | 1 | 21.00 |
| II | 53-60 | 4 | 48.50 |
| III | 61-68 | 2 | 74.00 |
| IV | 69-76 | 25 | 94.64 |
| V | 77-84 | 29 | 125.93 |
| VI | 85-92 | 27 | 165.63 |
| VII | 93-100 | 4 | 207.25 |

Fuente: Elaboración propia.

El índice de similitud de Bray- Curtis se representa gráficamente, es un análisis que nos permite identificar como se encuentra distribuida la muestra de individuos, lo cual se observa en la Figura 61, donde se identifica un traslape entre los individuos de clases IV, V, VI y VII. Las clases I y III no se encuentran distinguidas como clases ya que poseen uno y dos individuos respectivamente.



Fuente: Elaboración propia

Figura 61. Escalamiento Multidimensional No Métrico utilizando la medida de similitud por Bray Curtis

Posteriormente para poder comprobar si existe o no diferencia en cuanto al alimento que consumen las tortugas prietas según su clase, se realizó un PERMANOVA (Análisis Multivariado de Varianza por Permutaciones), utilizando el programa PAST versión 3.08 del cual se obtuvieron 9,999 permutaciones existentes dentro de las clases donde se obtuvo un valor de $F_{6,91} = 1.673$, (donde 7 clases menos 1 grado de libertad = 6; y 92 tortugas menos 1 grado de libertad 91) y un valor de $P = 0.0229$ menor a 0.05, con lo cual se puede determinar que existe una diferencia significativa entre los componentes dietarios consumidos dentro de las clases, por lo cual se realizó una separación de medias con la prueba de Tukey con corrección secuencial de Bonferroni aplicada a datos en que se han realizado pruebas simultáneas y determinar cuál grupo muestra diferencia significativa. La separación de las medias se observa en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Separación de medias según la Prueba de Tukey en cuanto a valor P de cada clase.

| CLASES | VALOR DE P | | | | | |
|------------|---------------|--------|--------|--------|--------|--------|
| | II | III | IV | V | VI | VII |
| II | | 0.2577 | 0.0276 | 0.0023 | 0.0059 | 0.0303 |
| III | 0.2577 | | 0.7261 | 0.3329 | 0.2534 | 0.5328 |
| IV | 0.0276 | 0.7261 | | 0.1485 | 0.0399 | 0.8685 |
| V | 0.0023 | 0.3329 | 0.1485 | | 0.54 | 0.7253 |
| VI | 0.0059 | 0.2534 | 0.0399 | 0.54 | | 0.4199 |
| VII | 0.0303 | 0.5328 | 0.8685 | 0.7253 | 0.4199 | |

Fuente: Elaboración propia.

De acuerdo a los resultados de la prueba de separación de medias según Tukey la diferencia se da entre el rango de longitudes de LCC de 53 a 68 cm correspondiente al grupo II y III con un valor de $P = 0.2577$; es decir, que clase II y clase III presentan una diferencia en cuanto a los componentes dietarios de la tortuga prieta de las clases restantes (clase IV, V, VI, y VII), ya que entre las clases IV, V, VI y VII muestran un comportamiento similar en cuanto a los componentes dietarios que la tortuga prieta ingiere.

La clase II posee mayor distancia con respecto a las clases IV, V, VI y VII, lo que nos indica una diferencia en cuanto a la alimentación de las clases II (LCC 53 - 60 cm), y clase III (LCC 61 - 68 cm) ya que los individuos pertenecientes a estas clases presentan una cantidad consumida de componentes dietarios vegetales más significativa en comparación de los componentes de origen animal presentes en las clases restantes.

V. CONCLUSIONES

- La alimentación de la tortuga prieta en el Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, está compuesta por componentes de origen vegetal tales como el pasto marino (*Halodule wrightii*), algas rojas (*Hypnea sp* y *Bostrichya sp.*); mangle rojo (*Rhizophora mangle*), componentes de origen animal tales como: nueve especies de gasterópodos de los cuales siete se lograron identificar en género y especie *Rhinocoryne humboldti*, *Theodoxus luteofasciatus*, *Anachis decimdentata*, *Littorina varia*, *Cantharus pictus*, *Nassarius wilsoni*, *Agaronia propatula*; un componente que se identificó hasta especie *Cirithidea* y uno hasta familia Potamididae; ocho especies de bivalvos *Tellina sp*, *Tellina macneilli*, *Mytella guyanensis*, *Chione subrugosa*, *Dosinia dunkery*, *Protothaca megintyi*, *Anadara grandis*, *Anadara tuberculosa*; un tipo de almeja no identificado, otros componentes como piedra pómez y sustrato calcáreo; se pudo determinar que la mayor cantidad de proteína que consume la tortuga prieta es obtenida de los componentes de origen vegetal: pasto marino, algas rojas y mangle rojo, ya que los componentes de origen animal en su mayoría se encontraban solamente su concha sin el contenido animal; sin embargo constituyen una fuente importante de minerales.
- De acuerdo al índice de Resultante ponderado los componentes de mayor importancia dentro de la dieta de la tortuga prieta en el Golfo La Perra son tres: el pasto marino *Halodule wrightii*, un alga roja *Hypnea sp* y el gasterópodo *Anachis decimdentata* con lo cual se puede demostrar que la dieta de la tortuga prieta en el Golfo La Perra está determinada por los componentes presentes en el área de estudio tanto de origen animal como vegetal.
- Según el índice de similitud de Bray-Curtis existe un traslape entre todas las tortugas separadas en clases, ya que todas consumen componentes de origen vegetal, sin embargo se pudo determinar por medio de PERMANOVA que se presenta una diferencia significativa entre clases debido al consumo de componentes de origen animal, observándose que las clases II y III consumen más componentes de origen vegetal a diferencia de las clases restantes que consumen más componentes de origen animal.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar más estudios detallados de los componentes dietarios encontrados en el contenido esofágico de tortugas prietas, utilizando este estudio como referencia a fin de determinar su identificación por medio de claves taxonómicas.
- Es importante desarrollar una base de datos de las tortugas prietas migrantes en la Bahía de Jiquilisco identificadas por placas metálicas tomando en cuenta ACC (Ancho Curvo del Caparazón), LCC (Largo Curvo del Caparazón) y peso con el fin de estimar la población y de igual manera clasificar a las tortugas según su talla en etapas de desarrollo juvenil, subadulta y adulta tanto de hembras como machos.
- Elaborar proyectos que fomenten la conservación de la fauna y flora de las áreas de alimentación de las tortugas marinas que se encuentran en peligro de extinción, ya que se conoce que el área de estudio Bahía de Jiquilisco posee una gran cantidad de pasto marino dentro del Pacífico Oriental y de igual manera es el hábitat de especies de interés económico para la población aledaña.
- Efectuar un estudio en el que se determine la forma en que influyen los componentes dietarios ingeridos por la tortuga prieta y otras especies de animales en peligro de extinción con el objetivo de determinar sus hábitos alimenticios, hábitats y comportamiento.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Amoroch, DF. Reina, DR. 2007. Feeding ecology of the East Pacific green sea turtle *Cheloniemydasagassizii* at Gorgona National Park, Colombia. AU. School of Biological Sciences, Monash University. p. 43 y 44.

AOAC (Official methods of analysis of the association of official analytical chemist, US). 2010. 17 ed. p.125, 126, 132, 139.

Arthur, K., McMahon, K., Limpus, C., Dennison, W., 2009. Feeding Ecology of Green Turtles (*Chelonya mydas*) from Shoalwater Bay, Australia (en línea). USA. Consultado 30 abr 2015. Disponible en <http://www.seaturtle.org/mtn/archives/mtn123/mtn123p6.shtml>

Bjorndal, KA. 1997. The Biology of sea turtles. Foraging Ecology and Nutrition of Sea Turtles (en línea). USA. Marine science series. p. 199-202. Consultado 20 abr 2015. Disponible en https://books.google.com.sv/books?hl=es &lr=&id=fhm_2yGBiNC&oi=fnd&pg=PA199&dq=bjorndal+k.a.+1997.+foraging+ecology+and+nutrition+of+sea+turtles&ots=XI1FZkQKJK&sig=Sm0foJeOgXYk97xXnZVWKOepAaQ#v=onepage&q&f=false

Bjorndal, KA. 1985. Nutritional Ecology of Sea Turtles. American Society of Ichthyologists and Herpetologists. p. 736-747.

Bjorndal, KA. 1980. Nutrition and Grazing Behavior of the Green Turtle *Cheloniemydas*. University of Florida. USA. p. 149, 152 y 153.

Bjorndal, KA. Hiroyuki, S. Bolten, AB. 1991. Digestive fermentation in green turtles, *Chelonia mydas*, feeding on algae. Bolletin of Marine Science. 48: 166-171.

Camps Carbajal, E. 1995. Estudio morfo-anatómico del género *Hypnea Lamouroux* (Hypneaceae, Rhodophyta) en el Atlántico mexicano (en línea). Tesis Lic. Biología. MX. Universidad Autónoma Metropolitana. p. 2. Consultado 09 jul 2015. Disponible en <http://148.206.53.84/tesiuami/UAM%20LOTE%205/UAM20856.pdf>

Carrión, JA., Zárate, P., Seminoff, A., 2010. Feeding ecology of the green sea turtle (*Chelonia mydas*) in the Galapagos Islands. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 90: 1005-1013.

CATIE (Centro Agrónomo Tropical de Investigación y Enseñanza). 1999. Manejo productivo de manglares en América Central (en línea). Ammour, T. Imbach, A. Suman, D. Windevoxhel, N. (eds.). CR. p. 187. Consultado 02 Oct 2015. Disponible en <https://books.google.com.sv/books?id=IbSjL5tWlulC&pg=PT83&dq=mytella+guyanensis&hl=es&sa=X&ved=0CCoQ6AEwAmoVChMlqPnr6aqyAIVwbleCh3D3wQ8#v=onepage&q=anadara%20grandis&f=false>

CATIE (Centro Agrónomo Tropical de Investigación y Enseñanza). sf. Rhizophora mangle L. (en línea). Consultado 09 jul 2015. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/reprodoc/A0008S/a0008s48.pdf>

Chacón, D., Dick, B., Harrison, E., Sarti, L., Solano, M. 2008. Manual sobre técnicas de manejo y conservación de las tortugas marinas en playas de anidación de Centroamérica. CR. p. 27. Consultado 02 mar 2014. Disponible en http://www.widecast.org/What/Regional/Docs/Chacon_etal2008_Sea_Turtle_Techniques_Manual_for_Central_Am.pdf

CIT (Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas, CR). 2005. La tortuga verde. San José, CR. p.3. Consultado 02 mar 2014. Disponible en <http://www.iacseaturtle.org/docs/tortugas/chelonia.pdf>

Correa, C. 2002. Macrofauna y algas marinas. 2 ed. CL. CREA. p. 15-20

CONANP (Comisión Nacional de Areas Naturales Protegidas). 2011. Ficha de identificación de tortuga prieta (en línea). Consultado 19 abr 2015. Disponible en http://procer.conanp.gob.mx/tortugas/sitio/pdf/fichas_tortugas/tortuga_verde_prieta_2011.pdf

De Oliveira, AL., Da Silva, DB, Lopes, NP., Debonisi, HM., Yokoya, NS. 2012. Chemical constituents from red algae *Bostrychia radicans* (Rhodomelaceae): new amides and phenolic compounds (en línea). *Química Nova*. No. 35:11.

Eckert, S. Beegs, J. 2006. WIDECAS. 3 ed. US. Regional Marine Turtle. p. 60

Forbes, GA. Limpus, CJ. 1993. A non-lethal method for retrieving stomach contents from sea turtles. US. Texas Tech University ILL. p. 339-343.

FWC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission). 2015. *Halodule wrightii* shoalgrass (en línea). USA. Consultado 09 jul 2015. Disponible en <http://myfwc.com/research/habitat/seagrasses/information/gallery/halodule-wrightii-shoalgrass-1/>

García, A., Reguero, M. 2007. Catalogo ilustrado de moluscos del Golfo de México y Mar Caribe (en línea). MX. Consultado 10 oct 2015. Disponible en <https://books.google.com/sv/books?id=Sa3wB5TFh2gC&pg=PA65&lpg=PA65&dq=g%C3%A9nero+tellina&source=bl&ots=islxqt2sB6&sig=nwp7b6dhFg5xrHfGn8gJlqU6bdQ&hl=es&sa=X&ved=0CC0Q6AEwA2oVChMI68vEt8DSyAIVh5UNCh2ofQwt#v=onepage&q&f=false>

Gómez, Erika. 2008. Estudio bromatológico de seis macroalgas marinas de la playa Maculís, departamento de La Unión, El Salvador. Tesis Lic. Biología. SV. Universidad de El Salvador. p. 26.

Hart, CE., Blanco, GS., Coyne, MS., Delgado-Trejo, C., Godley, BJ., Jones TT., Resendiz A. Seminoff JA., Witt, MJ., Nichols WJ. 2015. Multinational Tagging Efforts Illustrate Regional Scale of Distribution and Threats for East Pacific Green Turtles (*Chelonia mydas agassizii*). PLOS ONE 10(2): 1-17.

Ibarra, S. Ríos, R. 1993. Ecosistemas de fanerógamas marinas. MX. CONABIO. Salazar. p. 54-60

ICAPO (Iniciativa Carey del Pacífico Oriental). 2013. Capacitación sobre la técnica de lavado esofágico de tortugas prieta (*Chelonia mydas agassizii*) y tortugas carey (*Eretmochelys imbricata*). SV. p. 3 y 4

IUCN (International Union for Conservation of nature and Natural Resources). 2010. *Halodule wrightii* (en línea). USA. Consultado 09 jul 2015. Disponible en <http://www.iucnredlist.org/details/173372/0>

Jiménez, I., Sánchez Mármol, L. 2004. Complejo Bahía de Jiquilisco. Propuesta de Sitio Ramsar (en línea). SV. Consultado 09 jul 2015. Disponible en <http://www.marn.sv/temas/biodiversidad/humedales/bahia-de-jiquilisco.html>

Keen, A.M. 1971. Sea Shells of Tropical West America: Marine Mollusks from Baja California to Peru. 2 ed. USA. Stanford University Press. p. 44, 63, 178, 190, 213, 360, 420, 579.

Lara Domínguez, AL. 2013. Pastos Marinos (en línea). MX. 229 y 234. Consultado 15 mayo 2014. Disponible en: <http://www1.inecol.edu.mx/costasustentable/esp/pdfs/voli/seccionii/pastosmarinos.pdf>

López, M. Gardner, S. Riosmena, R. Seminoff, J. 2008. Diet selection by immature green turtles (*Cheloniemydas*) at Bahía Magdalena foraging ground in the Pacific Coast of the Baja California Península, México. Marine Biological Association of the United Kingdom. UK. p. 641-642.

Magalhaes, M. Barsante, S. Silva, N. Moura, C. 2012. Anatomy of the digestive tube of sea turtles (Reptilia: Testudines) (en línea) BR. Universidad Federal de Amazonas. p. 71-73. Consultado 01 jun 2014. Disponible en <http://www.scielo.br/pdf/zool/v29n1/v29n1a08>.

Marcano, JE. 2013. Las tortugas marinas (en línea) Consultado 31 mayo 2014. Disponible en <http://www.jmarcano.com/biodiverso/endanger/tortuga/anatomia.html>

MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, SV). 2015. Tortugueros presentan logros de proyecto de conservación de tortuga marina (en línea). SV. Consultado 09 mayo 2015. Disponible en http://www.marn.gob.sv/index.php?option=com_content&view=article&catid=1:noticiasciudadano&id=3054:tortugueros-presentan-logros-de-proyecto-de-conservacion-de-tortuga-marina

MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, SV). 2010. Inventario de moluscos de El Salvador (en línea). Consultado 03 oct 2015. Disponible en http://www.marn.gob.sv/index.php?option=com_phocadownload&view=file&id=190&Itemid=249

MARN (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, SV). 2009. Especies Amenazadas o en Peligro de Extinción (en línea). SV. Consultado 09 mayo 2015. Disponible en <http://www.marn.sv/temas/biodiversidad/vida-silvestre/especies-amenazadas-o-en-peligro-de-extincion.html>

Musick, J. Limpus, C. 1997. Utilización de hábitat en Tortugas juveniles. CR. Boca Raton. p.137.

Nielsen, V., Cortés, J. 2008. Abundancia y floración de *Thalassia testudium* (Hydrocharitaceae) en el Caribe de Costa Rica (en línea). CR. Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica. p. 1. Consultado 31 mayo 2014. Disponible en <http://estudios territoriales.org/articulo.oa?id=44919934015>

NOAA (National Oceanic and Atmospheric Administration). 1998. East Pacific Green Turtle (*Chelonia mydas*) (en línea). USA. p. 11. Consultado 20 abr 2015. Disponible en http://www.nmfs.noaa.gov/pr/pdfs/recovery/turtle_green_eastpacific.pdf

NOAA (National Oceanic and Atmospheric Administration). 2015. Green Turtle (*Chelonia mydas*) (en línea). USA. Consultado 20 abr 2015. Disponible en <http://www.fisheries.noaa.gov/pr/species/turtles/green.htm>

Orós, J. s.f. Guía visual breve de necropsia de tortugas marinas (en línea). ES. Consultado 01 jun 2014. Disponible en https://cv3.sim.ucm.es/access/content/group/curriculo-994961/Secciones/Taller%20de%20Disecci%C3%B3n/GU%C3%8DA%20VISUAL_%20BREVE%20NECROPSIA%20TORTUGAS%20MARINAS.pdf

Paniagua, WC. 2013. Océanos interconectados: Registros de tortugas marinas de Galápagos, Ecuador, en El Salvador (en línea) Instituto Internacional en Conservación y Manejo de Vida Silvestre, Universidad Nacional, Heredia. CR. p.50. Consultado 25 feb 2013. Disponible en http://ri.ues.edu.sv/3184/1/Oceanos_interconectadoRegistros_tortu_gas_Gal%C3%A1pagos_en_El_Salvador.pdf

Paredes, E. 2015. Hábitos alimentarios de la tortuga verde del Pacífico Este *Chelonia mydas agassizii* (Boucort, 1868) en la Bahía de Paracas, Ica, Perú, durante el año 2010. Tesis Lic. Biología. PE. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. p. 9.

Pritchard, P. Mortimer, J. 1999. Taxonomy, External Morphology, and species identification. Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. 4: 7.

Ramirez, E., Menjivar, J., Ceren, G., Rivera, A., Henriquez, A. V., Liles, M. J. s.f. New record of *Halodule wrightii* in El Salvador: distribution, seasonality, and associated invertebrates in the estuary complex of Bahía de Jiquilisco. Marine Biodiversity Records. SV. p. 7

Raymundo, I. 2010. Caracterización de las tortugas prietas (*Chelonia mydas*) del complejo lagunar Chacahua-Pastortía. Tesis Lic. Biología. MX. UMAR. p. 1

Rivera, CG., Cuéllar, TC. 2010. El ecosistema de Manglar de la Bahía de Jiquilisco: Sector etdental. SV. p. 13-25.

Rodríguez, JM. 2010. Afinidad trófica a zonas de alimentación de la tortuga verde (*Chelonia mydas*) en la costa Occidental de Baja California Sur, México. Tesis Msc. MX. Instituto Politécnico Nacional. p. 17 y 18.

Seminoff, JA. 2003. Tortugas marinas (en línea) s.l. s.e. Consultado 26 feb. 2013. Disponible en <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/546/cap16.pdf>

STC (Sea Turtle Conservancy) 2014. Green Sea Turtle (en línea). Consultado 15 abr 2015. Disponible en <http://www.conserveturtles.org/seaturtleinformation.php?page=green>

Stewart, RB. 1930. Gabb's California Cretaceous and Tertiary Type Lamellibranchs n° 3: 231.

Vela, R., Bautista, A., Sánchez, JC. 1999. Tortugas marinas de El Salvador. Centro Salvadoreño de Tecnología Apropiable. SV. p. 11

Veliz, D. Salinas, P., Sielfeld, W., Contreras, D., Azocar, C., Tobar, M., Gallardo, J. 2014. Estudio Poblacional y genético de la tortuga *Chelonia mydas agassizii* (Sauria: Cheloniidae) en la Playa Chinchorro, Arica, Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía. (49): 2.

Wyneken, J. 2004. La anatomía de las tortugas marinas (en línea) National Marine Fisheries Service. USA. p. 108- 115. Consultado 26 mar 2014. Disponible en http://www.seafood.gov/turtles/TM_470_Wyneken_spanish.pdf

WORMS (World Register of Marine Species). 2009. *Chelonia mydas agassizii* (en línea). Consultado 20 abr 2015. Disponible en <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=223914>

VIII. ANEXOS



Fuente: Elaboración propia.

Figura A- 1. Sitios de captura de tortugas prietas en Golfo La Perra, Bahía de Jiquilisco, Usulután, El Salvador.