

**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
ESCUELA DE BIOLOGIA MARINA**

**ESTUDIO OSTEOCRONOLÓGICO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA
EDAD DE LAS TORTUGAS MARINAS VARADAS EN LA PLAYA DE MAR**

BRAVO SALINAS-ECUADOR,

ENERO – JULIO / 2015

TRABAJO DE TITULACIÓN

PREVIA A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

BIÓLOGO MARINO

YAGUAL TOMALÁ JOSUÉ ORLANDO

TUTOR

BLGO. DOUGLAS VERA IZURIETA

LA LIBERTAD - ECUADOR

2015



**UNIVERSIDAD ESTATAL
PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
ESCUELA DE BIOLOGIA MARINA**

**ESTUDIO OSTEOCRONOLÓGICO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA
EDAD DE LAS TORTUGAS MARINAS VARADAS EN LA PLAYA DE MAR**

BRAVO, SALINAS-ECUADOR,

ENERO – JULIO / 2015

TRABAJO DE TITULACIÓN

PREVIA A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

BIÓLOGO MARINO

YAGUAL TOMALÁ JOSUÉ ORLANDO

TUTOR

BLGO. DOUGLAS VERA IZURIETA

LA LIBERTAD - ECUADOR

2015

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad de las ideas expuestas en esta tesis, investigación y resultados me corresponden exclusivamente, y el patrimonio intelectual de la misma a la Universidad Estatal Península de Santa Elena (UPSE).

Josué Orlando Yagual Tomalá

C.I. 0925459729

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado a mi padre Sr. Turiano Yagual Reyes y a mi tía Sra. Francisca Yagual Reyes, a mis hermanos Marcos, Carlos y Andrea Yagual, pilares fundamentales y motivación para alcanzar mis metas.

AGRADECIMIENTO

Le agradezco principalmente a Dios por su gracia y misericordia al permitirme alcanzar este objetivo.

Agradezco a mis profesores de la escuela de Biología Marina de la Facultad Ciencias del Mar por ser parte fundamental en mi preparación académica y por sus enseñanzas impartidas.

Le agradezco a mi tutor Blgo. Douglas Vera por el asesoramiento y tiempo invertido en este trabajo, ya que sus conocimientos fueron fundamentales para la presente investigación.

Agradezco al Blgo, Galo Menéndez, por permitirme usar los laboratorios de biología y química para realizar los análisis de las muestras.

Un agradecimiento a la Ing Mery Ramírez Mg., por facilitarme los equipos necesarios, ya que sin su colaboración no hubiese sido posible la realización de este trabajo.

Agradezco a mis compañeros de estudio por haber formado parte de mi experiencia académica, que de alguna manera u otra aportaron en mi crecimiento y preparación profesional.

TRIBUNAL DE GRADO

Ocean. Johnny Chavarría Viteri, M. Sc.

Decano de la Facultad

Blga. Dennis Tomalá Solano, M. Sc.

Profesora Tutor

Blgo. Douglas Vera Izurieta, M. Sc.

Docente Tutor

Ph.D. María Herminia Cornejo

Docente de Área

Ab. Joe Espinoza Ayala, Mgt.

Secretario General

ÍNDICE GENERAL

DECLARACIÓN EXPRESA	I
DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTO	III
TRIBUNAL DE GRADO	IV
ÍNDICE GENERAL	V
ABREVIATURAS.....	XV
GLOSARIO	XVI
RESUMEN	XIX
INTRODUCCIÓN	XXI
JUSTIFICACIÓN	XXIV
OBJETIVOS	XXVI
Objetivo General.....	XXVI
Objetivos Específicos.....	XXVI
HIPÓTESIS.....	XXVII
CAPÍTULO I	1
1. MARCO TEÓRICO.....	1
1.1 GENERALIDADES DE LAS TORTUGAS MARINAS.....	1
1.1. CICLO DE VIDA.....	4
1.1.1. Fase Embrionaria.	7
1.1.2. Segmentación y Blastulación.	7
1.1.3. Gastrulación.	10
1.1.4. Neurulación.....	11
1.1.5. Membranas Extraembrionarias.	13
1.1.6. Amnios y Corion.....	14
1.1.7. Alantoides.	14
1.1.8. Vesícula Umbilical y Alantocorion.....	14
1.2. Dispersión Juvenil.....	16

1.3.	Etapa Juvenil.....	17
1.4.	Madurez Sexual.	19
1.5.	Zonas de Apareamiento.	20
1.6.	Reproducción.	20
1.7.	Anidación.....	22
1.8.	Determinación del Sexo.....	26
1.9.	Estructuras Morfológicas Externas y Caracteres Taxonómicos.....	28
1.10.	Principales Especies de Tortugas Marinas de la Zona de Mar Bravo-Santa Elena (Ecuador).....	30
1.10.1.	<i>Eretmochelys imbricata</i> (Tortuga Carey).....	31
1.10.2.	<i>Lepidochelys olivácea</i> (Tortuga Golfina).....	35
1.10.3.	<i>Chelonia agassizii</i> (Tortuga prieta).....	38
1.11.	Distribución de Tortugas Marinas en las Costas Ecuatorianas.	41
1.11.1.	<i>Dermochelys coriácea</i> (Tortuga Galápagos).	42
1.11.2.	<i>Eretmochelys imbricata</i> (Tortuga Carey).....	42
1.11.3.	<i>Caretta caretta</i> (Tortuga caguama).....	43
1.11.4.	<i>Chelonia mydas</i> (Tortuga negra).....	44
1.11.5.	<i>Lepidochelys olivácea</i> (Tortuga Golfina).....	44
1.12.	Técnicas para la Medición de Tortugas Marinas.	44
1.13.	Medidas Lineales de la Tortuga Marina.....	46
1.13.1.	Largo Recto del Caparazón.....	46
1.13.2.	Largo Curvo del Caparazón.	46
1.13.3.	Ancho del Caparazón.	47
1.13.4.	Largo de la Cola.....	48
1.13.5.	Ancho de la Cabeza y Longitud del Plastrón.	49
1.13.6.	Medidas de Masa.	50
1.14.	Esqueletocronología.....	50
CAPÍTULO II.....		55
2. MATERIALES Y MÉTODOS		55
2.1. ÁREA DE ESTUDIO.		55

2.1.1.	Características Climáticas.....	56
2.1.2.	Vías de Acceso.....	57
2.1.3.	Desarrollo Socioeconómico.	57
2.1.4.	Biodiversidad.	57
2.2.	MATERIALES	58
2.2.1.	Trabajo <i>in-situ</i>	58
2.2.2.	Trabajo <i>in-vitro</i>	59
2.3.	METODOLOGÍA.	60
2.3.1.	Delimitación de las estaciones y marcaje de organismos.	60
2.3.2.	Obtención de Muestras.....	63
2.3.3.	Preparación de Muestras.	66
CAPÍTULO III.....		72
RESULTADOS.....		72
3.1.	Frecuencia nominal y porcentual de los varamientos por mes.....	72
3.2.	Registro de varamientos de especies por mes.	73
3.3.	Varamientos Registrados en cada Estación.....	74
3.4.	Total de Hembras, Machos e Individuos no Identificados de Tortugas Marinas Registradas en la Playa de Mar Bravo (2015).....	75
3.5.	Registro de Varamientos de cada Especie de Tortuga Marina.....	76
3.6.	Registros de mortalidad de las tortugas marinas agrupadas según el sexo.	77
3.7.	Registro del estado de descomposición de las tortugas marinas varadas en las playas de Mar Bravo (2015).....	79
3.8.	Registro del estado de descomposición de hembras, machos y organismos no identificados de cada una de las especies de tortugas marinas.	80
3.9.	Comparación entre las variables Largo Curvo del Caparazón (LCC) y el Largo Máximo del hueso (LMh).	81
3.10.	Correlación entre las variables LCc y LMh.	82
3.11.	Edad Calculada y el Largo Curvo del caparazón, promedio, edad máxima y mínima.	83
3.12.	Valor estimativo de las edades de cada una de las tortugas marinas varadas en la playa de mar Bravo.	85
3.13.	Recuento de las especies de tortugas marinas en relación a la edad estimada.	86

3.14. Frecuencia de las edades durante los mes de monitoreo.....	87
3.15. Comparación entre la edad y el sexo de las tres especies de tortugas marinas registradas.....	88
3.16. Comparación entre las variables Longitud Curvo del caparazón (LCC) y Edad Cronológica de la tortuga (ECt).....	89
3.17. Correlación entre las variables LCc y ECt.....	90
CAPITULO IV.....	91
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	91
4.1. Conclusiones.....	91
4.2. Recomendaciones.....	93
BIBLIOGRAFÍA.....	94
Anexos.....	101

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Especies de Tortugas Marinas.....	3
Figura 2 Ciclo de vida de la tortuga marina.....	5
Figura 3 Segmentación y blastulación de la Tortuga Marina.....	9
Figura 4 Gastrulación. Formación del blastoporo.....	11
Figura 5 Neurulación.....	12
Figura 6 Dispersión de Tortugas Marinas.....	16
Figura 7 Lugares de anidación de las diferentes especies de tortugas marinas en la playa.....	25
Figura 8 Diferentes formas de cámaras de anidación.....	25
Figura 9 Escamas prefrontales y postorbitales de la cabeza de las tortugas marinas.....	29
Figura 10 Estructuras morfológicas externas de las tortugas marinas, incluyendo los escudos del plastrón (parte inferior) y del caparazón (concha superior).....	30
Figura 11 Características morfológicas que permiten la identificación de la especie.....	31
Figura 12 <i>Eretmochelys imbricata</i> (Tortuga Carey).....	32
Figura 13 Características Morfológicas de <i>Eretmochelys imbricata</i>	33
Figura 14 Distribución geográfica de <i>Eretmochelys imbricata</i> (Tortuga Carey).....	34
Figura 15 Características Morfológicas de <i>Lepidochelys olivácea</i>	36

Figura 16 <i>Lepidochelys olivácea</i> (Tortuga Golfina).....	36
Figura 17 Distribución de <i>Lepidochelys olivácea</i> (Tortuga Golfina).....	38
Figura 18 <i>Chelonia agassizii</i> (Tortuga prieta).....	39
Figura 19 Distribución geográfica de <i>Chelonia agassizii</i> (Tortuga prieta).	40
Figura 20 Técnicas de Medición.....	45
Figura 21 Medidas morfométricas de una tortuga marina.	48
Figura 22 Formas de medir la cola.....	49
Figura 23 Línea Costera del Área de Estudio, Mar Bravo-Salinas (2015).	56
Figura 24 Mapa Satelital de la ubicación de las estaciones y organismos encontrados durante los meses de monitoreo en la Playa de Mar Bravo-Salinas	115
Figura 25. Reconocimiento de la zona Intermareal	116
Figura 26. Delimitación de las estaciones destinadas al monitoreo.....	116
Figura 27. <i>Lepichelys olvacea</i>	117
Figura 28. <i>Lepichelys olvacea</i>	117
Figura 29. <i>Lepichelys olvacea</i>	118
Figura 30. <i>Chelonia agassizii</i>	118
Figura 31. <i>Chelonia agassizii</i>	119
Figura 32. <i>Chelonia agassizii</i>	119
Figura 33. Marcaje de las tortugas marinas en el caparazón.	120
Figura 34. Código Marcaje para cada especie de tortuga marina.	120
Figura 35. Tortuga marina faltándole una de sus placas dorsales.....	121
Figura 36. Muestra la cabeza de este individuo con un agujero.	121
Figura 37. Medida del Largo Curvo del caparazón (LCc).....	122
Figura 38. Medida del Ancho Curvo del Caparazón (ACc).	122
Figura 39. Separación de las extremidades	123
Figura 40. Extracción de los huesos.....	123
Figura 41. Separación del tejido muscular de los huesos.	124
Figura 42. Recolección de las muestras (huesos) en fundas plásticas.	124
Figura 43. Humeros en proceso de putrefacción.....	125
Figura 44. Humeros totalmente limpios de tejidos blandos.....	125
Figura 45. Humeros después de la emersión de agua hirviendo.....	126
Figura 46. Separación de los restos de tejido muscular adheridos al hueso.	126
Figura 47. Periodo de Secado de los humeros de tortugas marinas.....	127
Figura 48. Secado al ambiente de los huesos.....	127
Figura 49. Etiquetado de las muestras de cada una de las especies de tortugas marinas	128
Figura 50. Etiqueta colocada en cada una de las muestras de huesos.....	128
Figura 51. Medición de huesos mediante el uso del Vernier	129

Figura 52. Medicion de hueso de la especie <i>Lepidochelys olivácea</i>	129
Figura 53. Morfometría ósea del hueso de tortuga marina.	130
Figura 54. Corte del humero con las sierras de caladora	131
Figura 55. Corte transversal del humero de una tortuga marina.....	131
Figura 56. Inoculación de las muestras de huesos en Ácido Nítrico al 5%	132
Figura 57. Cortes de huesos de tortuga marina en reposos durante cuatro días	132
Figura 58. Etiquetado de los recipientes para las diferentes concentraciones de alcohol.....	133
Figura 59. Introduce las muestras de huesos en las diferentes concentraciones de alcohol.....	133
Figura 60. Muestras de huesos deshidratándose en las diferentes concentraciones de alcohol.....	134
Figura 61. Se coloca las muestras óseas en las concentraciones de Xileno.....	134
Figura 62. Muestras de huesos en las concentraciones de Xileno	135
Figura 63. Montaje de las muestras óseas en los moldes con parafina.....	135
Figura 64. Separación de los bloques de parafina de los moldes metálicos.	136
Figura 65. Bloques de parafina con las muestras óseas	136
Figura 66. Bloque de parafina con la muestra y el cassette.....	137
Figura 67. Bloque de parafina listo para ser cortado en el Micrótopo.....	137
Figura 68. Obtención de los cortes de 10 μ de las muestras óseas en el Micrótopo	138
Figura 69. Los cortes de las muestras son colocados en el baño de flotación.	138
Figura 70. Selección de los mejores cortes	139
Figura 71. Muestras óseas colocadas en los cassetes y listas para la fase de tinción.	139
Figura 72. Vasos de precipitación con el reactivo de tinción Azul de Toluidina	140
Figura 73. Casette con las muestras óseas teñidas con el reactivo de tinción.....	140
Figura 74. Montaje de la muestra en la placa porta objeto.	141
Figura 75. Líneas de crecimiento de la especie <i>Eretmochelys imbricata</i>	141
Figura 76. Líneas de crecimiento de la especie <i>Chelonia agassizii</i>	142
Figura 77. Líneas de crecimiento de la especie <i>Lepidochelys olivácea</i>	142
Figura 78. Líneas de crecimiento de la especie <i>Lepidochelys imbricata</i>	143
Figura 79. Líneas de crecimiento de la especie <i>Eretmochelys imbricata</i>	143
Figura 80. Líneas de crecimiento dela especie <i>Chelonia agassizii</i>	144

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico. 1 Frecuencia nominal y porcentual de los varamientos de tortugas marinas durante los 7 meses de monitoreo.	72
Gráfico. 2 Registro de varamientos mensuales de tortugas marinas en la playa de Mar Bravo	74
Gráfico. 3 Registro total de varamientos en cada estación.	75
Gráfico. 4 Frecuencia del sexo de las tortugas marinas varadas en las playas de Mar bravo.....	76
Gráfico. 5 Frecuencia nominal y porcentual de las tres especies de tortugas marinas varadas.....	77
Gráfico. 6 Recuento y comparación de la mortalidad entre las tres especies de tortugas marinas agrupadas según el sexo.	78
Gráfico. 7 Frecuencia nominal y porcentual del estado de descomposición de las tortugas marinas.	79
Gráfico. 8 Estado de descomposición de cada una de las especie de tortugas marinas registradas en la playa de Mar Bravo.....	81
Gráfico. 9 Diagrama de dispersión entre el LCc y LMh de las 3 especies de tortugas marinas varadas	82
Gráfico. 10 Modelo gráfico de la estimación de las edades de las tortugas marinas registradas.	85
Gráfico. 11 Estimación nominal agrupada de las especies de tortugas marinas en relación a la edad cronológica.....	86
Gráfico. 12 Comparación entre las edades y el sexo que registraron las tres especies tortugas marinas registradas en Mar Bravo.....	88
Gráfico. 13 Diagrama de dispersión entre el LCc y ECt de las 3 especies de tortugas marinas varadas registradas durante los meses de monitoreo	89

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I. Distribución de las especies y subespecies reconocidos en la actualidad.	1
Tabla II. Parámetros de Reproducción por Especie.....	22
Tabla III. Técnicas no quirúrgicas para la determinación del sexo en tortugas	28
Tabla IV. Valores de Correlación de Pearson e índices de significancia entre las variables LCc y LMh	82

Tabla V. Longitud del caparazón y la edad estimada de las tortugas registradas.	84
Tabla VI. Frecuencia de las Edad Estimativa de las Tortugas Marinas Registradas.	87
Tabla VII. Correlación de Pearson e índice de significancia entre las variables Longitud Curva del caparazón (LCc) y Edad Cronológica de la tortuga (ECt).....	90
Tabla VIII. Ubicación Geográfica de las Estaciones de Monitoreo.	101
Tabla IX. Localización Geográfica de las Tortugas Marinas Varadas.	102
Tabla X. Registros de Organismos Encontradas en Cada Estación.	103
Tabla XI. Comparación del número de individuos que se registraron en cada mes.	103
Tabla XII. Frecuencia de registro de hembras, machos y especies no identificadas durante los meses de monitoreo.	104
Tabla XIII. Frecuencia del estado de descomposición de las tortugas marinas durante los meses de monitoreo.	104
Tabla XIV. Numero de Tortugas Marinas encontradas en cada estación de monitoreo, el sexo y el estado de descomposición del individuo.	105
Tabla XV. Informe descriptivo de las principales medidas de dispersión en relación al estado de descomposición de las tortugas Marinas varadas.....	106
Tabla XVI. Medición de los Caparazones de las 3 Especies de Tortugas Marinas.	108
Tabla XVII. Informe de la Media y Desviación Típica de la Morfometría del Caparazón.....	109
Tabla XVIII. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm).	111
Tabla XIX. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm).	112
Tabla XX. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm).....	113
Tabla XXI. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm)	114

SIMBOLOGÍA

ARC: Ancho Recto del Caparazón.

ACC: Ancho Curvo del Caparazón.

LTC: Largo Total de la Cola.

LPC: Largo Post-Cloacal de la cola.

AC: Ancho de la Cabeza.

LMh: Largo Medio del hueso.

ECT: Edad Cronológica de la tortuga.

A Fig.: Anexo Figura.

A Tab.: Anexo Tabla.

Código de M.: Código de Muestra.

cm: Centímetros.

Desv. Típ: Desviación Típica.

Fig.: Figura.

LP: Longitud del Plastrón.

Nombre C.: Nombre Común de la especie.

N: Número de Individuos.

Sp.: Especie.

T °C: Temperatura en grados Centígrados.

T%: Total Porcentual.

LTC: Largo Total de la Cola.

LPC: Largo Post-cloacal de la Cola.

AC: Ancho de la Cola.

LP: Longitud del Plastrón.

ABREVIATURAS

CIT: Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas.

CITES: Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre.

CPPS: Comisión Permanente del Pacífico Sur

CCC: Caribbean Conservation Corporation.

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.

GPS: Sistema de Posicionamiento Global.

INOCAR: Instituto Oceanográfico de la Armada.

INP: Instituto Nacional de Pesca.

LCC: Longitud Curva del Caparazón.

LRC: Longitud Recto del Caparazón.

UICN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza.

WIDECAST: Red de Conservación de Tortugas Marinas en el Gran Caribe – Wider Caribbean Sea Turtle Conservation Network.

GLOSARIO

Abrasión: Acción mecánica de rozamiento y desgaste que provoca la erosión de un material o tejido.

Captura incidental: Es la captura accidental de organismos que no son el blanco de la pesca.

Caparazón: Es una cubierta o placa rígida que recubre dorsalmente a las tortugas.

Cavidad celómica: Es la cavidad general secundaria del cuerpo de los animales celomados, porque no está en comunicación con el medio exterior.

Cardiforme: Nombre que se le da a los dientes cónicos y fuertes.

Ciclos circadianos: Se define al reloj biológico que tiene cada organismo, lo que le permite adaptarse a los diversos cambios ambientales y horarios.

Desove: Es la acción de depositar o verter los huevos ya fertilizados en un determinado sitio.

Esqueletocronología: Es la datación de las edades de los organismos mediante el análisis de las líneas de crecimiento del tejido óseo.

Esporádicamente: Acciones que se realizan con muy poca frecuencia, o dentro de un rango de tiempo muy distantes.

Factores antropogénicos: Conjunto de eventos provocados por actividades humanas.

Glándula de Rathke: Glándula encargada de liberar sustancias odoríferas consideradas como una feromona.

Histología: Es la disciplina que estudia todo lo relacionado con los tejidos orgánicos: su estructura microscópica, su desarrollo y sus funciones.

In-vitro: Se refiere a una técnica para realizar un determinado experimento en un ambiente controlado fuera de un organismo vivo.

In-situ: Análisis de un fenómeno exactamente en el lugar y condiciones donde el mismo se desarrolla (sin desplazamiento a un medio o lugar especial, y sin modificación de las condicionantes usuales o naturales).

Oviducto: Nombre que recibe la vía de paso desde los ovarios hasta el exterior del cuerpo.

Otolitos: Son materiales sólidos que se encuentran en el sistema vestibular en muchos organismos. Le permiten al organismo notar las aceleraciones y la dirección de la gravedad, a los peces les sirven para la audición.

Morfometría: Es un método que se utiliza en varias disciplinas, basado en la forma de ciertas cosas. De acuerdo a la forma y medidas de los objetos se pueden clasificar o identificar.

Poiquilotermos: Animal cuya temperatura corporal varía según la del medio ambiente ya que carece de mecanismos reguladores de la misma.

Polo vegetal: Región del embrión rica en vitelo.

Polo animal: Región del embrión relativamente libre de vitelo; región donde ocurren las divisiones a mayor velocidad que el polo vegetal.

Placas óseas: Son formación de origen dérmico, cumplen la función de proteger los órganos más vulnerables de los organismos.

Plastrón: Estructura aplanada que conforma la parte ventral de las tortugas.

Precipitación: Caída de agua sólida o líquida por la condensación del vapor sobre la superficie terrestre.

Queratina: Proteína con estructura fibrosa, que constituye el componente principal que forman las capas más externas de la epidermis de los vertebrados y de otros órganos como el pelo, uñas, plumas, cuernos, ranfotecas y pezuñas.

Sobrepesca: Se la define como la pesca extractiva excesiva realizada por el hombre.

Vitelo: Es la parte del citoplasma del cigoto que contiene elementos nutritivos tales como lípidos o gránulos de carbohidratos y es aportado en su mayoría por el ovulo.

RESUMEN

El presente estudio se realizó en la playa de Mar Bravo – Salinas, en la provincia de Santa Elena – Ecuador, para generar una base de información biológica de las edades de las tortugas marinas varadas en la playa, mediante la aplicación de la técnica basada en análisis de tejidos óseos (osteocronología). A lo largo de la playa se delimitaron 21 estaciones de 34 m cada una, en las que se identificaron 33 organismos, a los que se les extrajeron los humeros para analizarlos. Se identificaron tres especies diferentes; *Chelonia agassizii*, *Lepidochelys olivácea* y *Eretmochelis imbricata*. Mediante el análisis osteocronológico se determinó que las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo estaban entre un rango de 11 a 16 años con una LCc (Largo Curvo del caparazón) de 53,2 cm y 68,3 cm respectivamente. Mediante estos análisis se registraron especies del genero *Eretmochelis imbricata* como organismos maduros reproductores, las dos especies *Lepidochelys olivácea* y *Chelonia agassizii* fueron registradas como organismos juveniles debido a la edad que presentaron. Mediante análisis estadístico se observó la correlación que existió entre el LCc y la ECt obteniendo un valor de determinación del 0,503 y una correlación igual a la anterior (0,709), por lo que existe un nivel de correlación alto, para validar estos datos también se realizó un análisis de correlación de Pearson obteniendo un valor de 0,709 por lo que estadísticamente se encuentran correlacionados en un 71%.

Palabras claves: Tortugas marinas, Osteocronologia, Varamientos.

ABSTRACT

This study was conducted in Mar Bravo beach - Salinas in the province of Santa Elena – Ecuador with the final purpose to generate a database of biological information on the ages of sea turtles stranded on the beach, by application of the technique based on analysis of bone tissue (osteochronology). Along the beach were delimited 21 stations of 34 m, where 33 organisms, which were extracted for analysis. Three species was identified; *Chelonia agassizii*, *Lepidochelys olivácea* y *Eretmochelis imbricata*. By the osteochronological analysis it was determined that sea turtles stranded on the beach at Mar Bravo were among a range of 11-16 years with a LCC of 53,2cm and 68,3cm respectively. Through these analyzes species of the genus *Eretmochelis imbricata* as players mature organisms, the two species *Lepidochelys olivácea* and *Chelonia agassizii* were registered as youth organizations because of age who presented were recorded. Through statistical analysis the correlation existed between LCC and ECt, obtaining a value for determining a correlation of 0.503 and a correlation equal to the previous (0,709), so that there is a high level of correlation was observed, to validate these data, a Pearson correlation analysis was also conducted to obtain a value of 0.709 and a lower level of significance 0.01, so statistically are correlated at 71 %.

INTRODUCCIÓN

En la actualidad son escasas las poblaciones de tortugas marinas que se encuentran libres de alteraciones generadas por actividades humanas, pero la realidad es que la mayor parte de la población de quelonios se ve afectada por dinámicas antropogénicas tales como: la sobrepesca comercial, la captura incidental, la destrucción de los sitios de alimentación, de anidación y de descanso, la contaminación de los mares, contusiones provocadas por botes o fibras de pesca como; trauma craneal, fibropapilomas, cuerpos extraños dentro de sus organismos (anzuelos, residuos plásticos etc.) y la mutilación de miembros (Vera, 2009).

Debido al impacto generado por el hombre sobre las poblaciones de tortugas marinas, en muchos países se han incrementado los estudios dirigidos a determinar el estado de las poblaciones de tortugas marinas así como el ciclo de vida que siguen estas especies, pero pocos son los estudios dirigidos al seguimiento secuencial de su ciclo de crecimiento y la determinación de la edad *post-mortem* de las tortugas varadas en las playas, para saber si las poblaciones tortugas que están muriendo pertenecen a individuos juveniles, adultos reproductores o longevos (Corp. Caribbean, 2002).

Aunque existen varias metodologías para determinar su ciclo de crecimiento, la más efectiva según Prieto (2013) es la de captura, marcaje, medición y recaptura

propuesto por Zug en una investigación realizada en el año de 1991. Una de las técnicas usadas para la determinación de la edad de las tortugas es la esqueletocronología que se fundamenta básicamente en las señales externas que facilitan los escudos córneos del caparazón, en el que el desarrollo responde a cambios estacionales. Según este método, el ciclo de crecimiento del escudo en condiciones de clima templado (en el que hay un único periodo de crecimiento anual) se puede asociar cada anillo a un año. Ésta metodología es muy usada en el caso de organismos vivos (juveniles y subadultos) en estudios poblacionales y su eficacia se ha evaluado específicamente en la tortuga mediterránea. Sin embargo, es un método poco preciso en la datación de animales longevos y debe usarse con cautela e incluso en la datación de individuos subadultos (Prieto, 2013).

Actualmente se están desarrollando varios procedimientos histológicos con el fin de determinar con mayor exactitud la edad de las tortugas. En España se realizó un estudio osteocronológico en el que básicamente se estudiaron los anillos de crecimiento de los huesos de los ejemplares de tortugas marinas, asociándolos a diversos reactivos de tinción histológicos para determinar la efectividad de cada uno de ellos, mostrando que el de mayor precisión para el conteo de los anillos de crecimiento y con el que se obtuvo mayor visibilidad fue el reactivo Azul de Toluidina (Prieto, 2013).

Teniendo como antecedente estos estudios, es necesario aplicar esta técnica en nuestra localidad, específicamente en la zona de Mar Bravo, ya que es aquí donde ocurren con mayor frecuencia los varamientos de tortugas, conociendo por estudios anteriores realizados en esta zona que la presión antropogénica generada por los pescadores artesanales es una de las principales causas (Vera, 2009).

Es por eso que se quiere aportar con este estudio dirigido específicamente a establecer una base de información biológica de las edades de las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo, mediante la aplicación de una técnica basada en el análisis de tejidos óseos (Osteocronología), para establecer un rango estimativo de las edades a las que mueren y saber si son juveniles o adultos, además de establecer una base biológica de la morfometría, sexo y frecuencia de varamientos de estos individuos.

JUSTIFICACIÓN

A lo largo de historia se han realizado esfuerzos para conservar las distintas poblaciones de tortugas marinas que habitan en el Continente Americano, mediante la participación desinteresada de una gran variedad de entidades, tanto gubernamentales como no gubernamentales (CIT, 2005).

Su explotación indiscriminada, los pobres conocimientos sobre su biología, la pesquería irresponsable junto con los factores sociales, económicos y culturales de la región conforman las una de las principales amenazas para la conservación de las tortugas marinas en las costas del Ecuador, provocando el declive de muchas de sus poblaciones, muchas de ellas llegando a ser consideradas como especies en peligro de extinción (Vera, 2009).

En las playas de Mar Bravo son evidentes los varamientos de tortugas marinas que según el trabajo realizado por Vera (2009), las especies con mayor mortalidad y varamiento en estas playas las que pertenecieron a *Lepidochelys olivácea*, seguido de *Chelonia agassizii* y *Eretmochelys imbricata*, pero lo que no se conoce aún es si estos individuos mueren a una edad avanzada o juveniles y si esto afecta a los stocks poblacionales de tortugas marinas.

Frente a esta problemática se quiere aportar con el establecimiento de una base de información biológica de las edades de las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo, mediante la aplicación de una técnica basada en el análisis de tejidos óseos (osteocronología), para establecer un rango estimativo de la edad a la que mueren estos individuos varados.

OBJETIVOS

Objetivo General.

Establecer una base de información biológica de las edades de las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo, mediante la aplicación de la técnica basada en análisis de tejidos óseos (osteocronología), estableciendo un rango estimativo de la edad de los individuos registrados.

Objetivos Específicos.

- Identificar las especies de tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo estimando su porcentaje de mortalidad mensual.
- Aplicar la técnica de osteocronología basada en el análisis de tejidos óseos, determinando las edades de las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo.
- Establecer una base de información biológica de las tortugas marinas varadas en la playa de Mar Bravo.

HIPÓTESIS

Existe una relación directamente proporcional entre el Largo Curvo del caparazón y la edad de las tortugas marinas analizadas mediante la técnica de Osteocronología.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO

1.1 GENERALIDADES DE LAS TORTUGAS MARINAS

Actualmente existen alrededor de 75 géneros y más de 220 especies de tortugas dulceacuícolas, marinas y terrestres, de las cuales solo 6 géneros y 8 especies son marinas (Márquez, 1996) (Ver Tabla I).

Tabla I. Distribución de las especies y subespecies reconocidos en la actualidad (Márquez, 1996).

Género	Especie	Subespecies	N. común	Distribución
<i>Caretta</i>	<i>caretta</i>	<i>Caretta</i>	Cahuama	Golfo y Caribe
<i>Caretta</i>	<i>caretta</i>	<i>Gigas</i>	Perica	Pacífico
<i>Chelonia</i>	<i>mydas</i>	—	Blanca	Golfo y Caribe
<i>Chelonia</i>	<i>agassizii</i>	—	Prieta	Pacífico
<i>Eretmochelys</i>	<i>imbricata</i>	<i>Imbricata</i>	Carey	Golfo y Caribe
<i>Eretmochelys</i>	<i>imbricata</i>	<i>Bissa</i>	Carey	Pacífico
<i>Lepidochelys</i>	<i>kempii</i>	—	Lora	Golfo y Caribe
<i>Lepidochelys</i>	<i>olivácea</i>	—	Golfina	Pacífico
<i>Dermochelys</i>	<i>coriácea</i>	<i>Coriácea</i>	Laúd	Golfo y Caribe
<i>Dermochelys</i>	<i>coriácea</i>	<i>Sclegelii</i>	Tinglada	Pacífico
<i>Natator</i>	<i>depressus</i>	—	Kikila	N. de Australia

Muchos investigadores se contradicen en afirmar la existencia de una octava especie, La tortuga Prieta (*Chelonia agassizii*), según investigaciones que se han publicado

recientemente basados en la morfología y genética aun muestran resultados contradictorios, muchos de los científicos consideran que esta especie (tortuga Prieta) es una subespecie de la tortuga Verde *Chelonia mydas* (Vera, 2009). En el grupo de las ocho especies de tortugas marinas, la tortuga Golfina (*Lepidochelys olivácea*), se caracteriza por su enorme población a nivel mundial, debido a la existencia de grandes extensiones de área de anidación sincrónica (Hinestroza, 2001).

La IUCN publicó la Lista Roja de Especies Amenazadas en la que constan las siete especies de tortugas marinas, tres de ellas se encuentran en peligro crítico de extinción (*Dermochelys coriácea*, *Lepidochelys kempii*, *Eretmochelys imbricata*), dos en peligro de extinción (*Chelonia mydas*, *Cartetta caretta*), una en estado vulnerable (*Lepidochelys olivácea*), de la *Natator depressus* no se tiene hasta el momento datos suficientes para definir su sensibilidad poblacional. La especie de tortuga Laúd en el océano Pacífico, es considerada como la población de tortugas marinas más amenazadas del mundo con un peligro eminente de desaparecer por completo (Fig. 1) (Abella, 2010).



Figura. 1. Especies de Tortugas Marinas (Avampini, 2011).

Son reptiles con respiración pulmonar, poiquilotermos (sangre fría), presentan una piel seca y desprovista casi totalmente de glándulas y protegidas por escamas corneas, de diferente espesor, que les permite abandonar el medio acuático sin correr riesgo de desecación. Las tortugas marinas no se desprenden voluntariamente de sus escudos, tampoco mudan de piel de manera regular, por lo contrario presentan una descamación continua, debido al desgaste normal de la epidermis. Las tortugas marinas han desarrollado morfologías esqueléticas especiales, como una concha que se forma con el crecimiento de placas óseas de origen dérmico que a su vez se fusionan dorsalmente a las costillas y a las vértebras, formando una bóveda que se abre paso hacia la parte ventral, con el plastrón, en las tortugas marinas esta se encuentra articulada en los puentes, por medio de tejidos conectivos cartilagosos, lo

que le va a permitir una distensión en dirección vertical, facilitando los movimientos de la respiración y la descompresión (Márquez, 1996).

Estas especies son organismos migratorios y realizan el desove en tierra. El patrón de reproducción de las tortugas marinas es muy parecido entre las especies, diferenciándose una de otras en mínimas variaciones (Abella, 2010).

1.1. CICLO DE VIDA

Cada una de las especies de tortugas tienen morfologías y comportamientos distintos, a pesar de esto, la mayoría poseen características comunes, presentan un caparazón en su parte superior que en algunos casos puede ser de textura dura o suave según la especie, en su parte inferior se encuentra el plastrón, su cuerpo se encuentra protegido por escamas epidérmicas la cual puede servir como punto clave para la identificación de la especie, carecen de mandíbulas la misma que se ha modificado en forma de “pico” variando en su forma para adaptarse a su régimen alimenticio (Corp. Caribbean, 2002).

Se afirma que durante los primeros años de vida las tortugas marinas son organismos solitarios, pero al llegar a su etapa juvenil y adulta se congregan en sitios de forrajeo (alimentación), apareamiento y anidación, estas especies pasan la mayor parte de su vida en el mar, aunque en la época de anidación las hembras buscan las playas para depositar sus huevos de forma periódica. Los machos esporádicamente también buscan las playas para regular su temperatura o escapar de depredadores, aunque no existe base científica que valide las razones de este comportamiento (Fig. 2) (CIT, 2004).

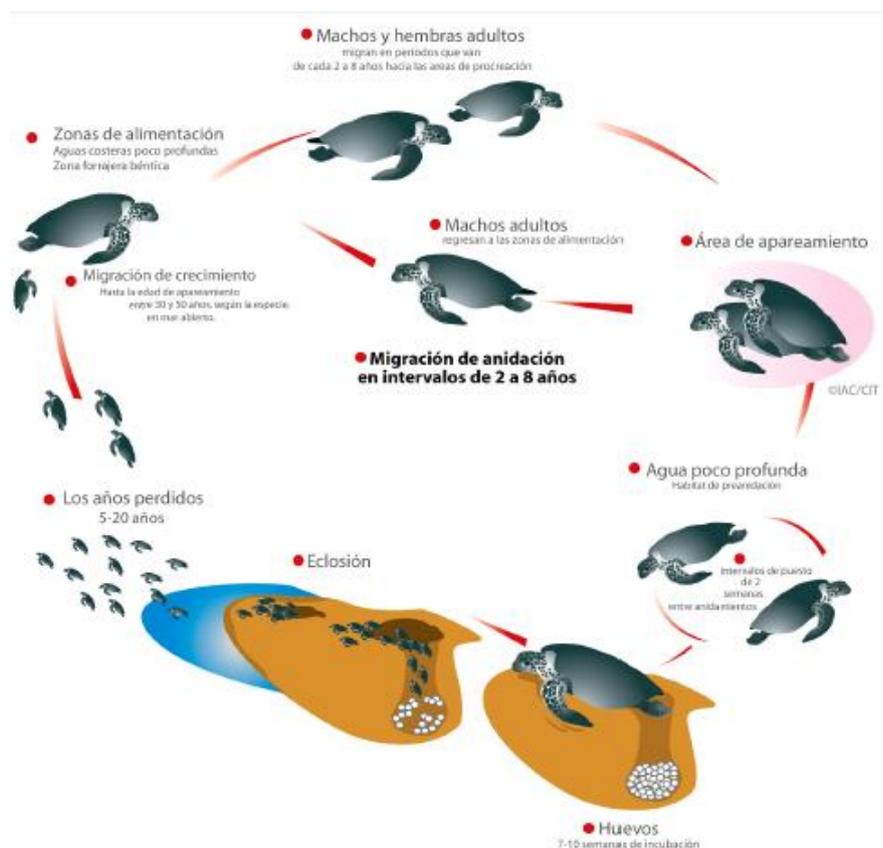


Figura 2 Ciclo de vida de la tortuga marina (CIT, 2004).

Desde el momento de la eclosión y durante toda su vida, estos organismos experimentan cambios ontogénicos en el uso de hábitats como los lugares de anidación (playas), corredores migratorios, hábitats de desarrollo de juveniles y las zonas de forrajeo utilizadas por los adultos (Seminoff, 2008).

La reproducción sexual es realizada por fertilización interna. Después del apareamiento las hembras se dirigen hacia los sitios de anidación (las playas), se cree que durante su recorrido desde el nido hasta la playa graban en su memoria factores químicos, físicos y otros no conocidos hasta el momento, por lo que ellas recuerdan exactamente la playa donde nacieron y donde vuelven después de varios años para desovar. Por lo general el desove se lo realiza en las noches. Con sus aletas traseras excavan un hueco donde según la especie pueden llegar a poner de 50 a 200 huevos en cada nido, una vez que el desove termina, los nidos son cubiertos con una capa de arena, a excepción de la tortuga lora, las tortugas tardan de 2 a 4 años para poder desovar nuevamente. Por otra parte el sexo estará determinado por la temperatura de incubación, se producen hembras cuando la temperatura ha sido alta, mientras que a temperaturas bajas son machos (CIT, 2004; Oliva, A. 2010).

1.1.1. Fase Embrionaria

Las etapas del desarrollo embrionario empiezan en los canales del oviducto, la postura comienza en gástrula media, por la retención en los oviductos; debido a esto se los conoce como ovovivíparos, por lo que no existe contactos vasculares entre el embrión y la madre (Quintero, 2010; Attademo, 2013).

1.1.2. Segmentación y Blastulación

Los huevos telolecitos son característicos de los reptiles, normalmente tienen una gran cantidad de vitelo acumulado en el polo vegetal, y en el polo animal se encuentra el citoplasma, una vez fecundado se realiza una segmentación meroblastica, debido a que sus divisiones son incompletas por la gran cantidad de vitelo. Se inicia con un blastodisco, que se segmenta sobre el vitelo insegmentado. La orientación radial de los surcos se encuentra presente durante un tiempo prolongado, y a su vez en la parte central del disco, las células se van volviendo más pequeñas, los núcleos que se encuentran en la periferia poco a poco se van acumulando en la parte periférica del disco, en el que se encuentra una gran cantidad de células de esta manera en sentido centrifugo (Quintero, 2010).

En las divisiones posteriores se observaran varias separaciones de capas celulares, los núcleos más profundos y los más periféricos formarán el perioblasto. La capa de

vitelo subyacente al embrión desaparece de forma progresiva dando paso a la formación de una cavidad subgerminal (Quintero, 2010; Attademo, 2013).

La zona vitelina, conserva el epitelio aplanado que se constituye de varias capas de células superpuestas, ubicada en la parte central del embrión, las células de este epitelio se unen formando una estructura cilíndrica formando el “escudo embrionario” (Quintero, 2010).

En esta etapa el embrión presenta dos zonas concéntricas: la zona pelúcida, de forma ovalada, y la zona periférica llamada área opaca, indicando que en la parte central es más transparente en el embrión vivo. Posteriormente los blastómeros del área central se separan del vitelo subyacente. El perioblasto no interviene en la formación del embrión, pero juega un papel importante en la descomposición del vitelo y de forma indirecta suministran alimento para el embrión. El área pelúcida interviene en la formación del embrión (Fig. 3) (Quintero, 2010).

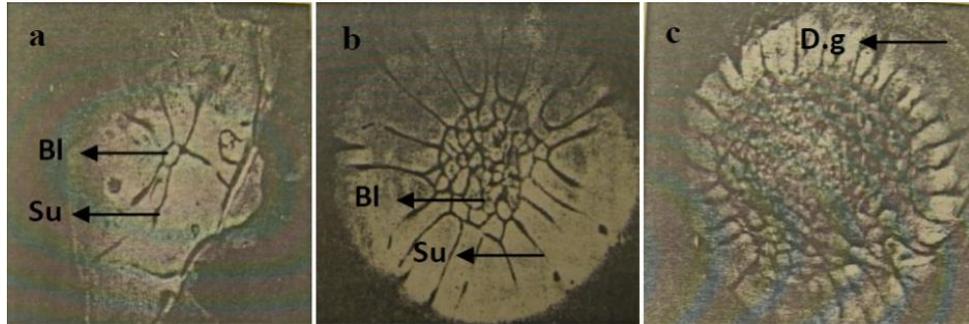


Figura 3 Segmentación y Blastulación de la Tortuga Marina a) Inicio de la segmentación, un blastómero (Bl) central se encuentra aislado y circundado por varios surcos (Su), b) El centro del disco se encuentra adoquinado de pequeños blastómeros circundados por surcos y c) El disco germinativo (D. g.) presenta blastómeros de tamaños diferentes, los más grandes en la periferia (Quintero, 2010).

1.1.3. Gastrulación

La línea primitiva en mamíferos y la placa primitiva en las aves, en las tortugas marinas es conocida como placa blastoporal, las células del blastómero se van expandiendo de forma progresiva hasta llegar a la superficie del vitelo, formando una lámina unicelular sin endodermo. Por encima de la masa vitelina se expanden células planas que se encuentran en la periferia, formando así el ectoblasto extraembrionario precoz, el escudo embrionario está conformada por las células centrales, el surco blastoporal aparece en el nivel del extremo posterior del escudo embrionario, el mismo que circula el extremo posterior del huevo (Fig. 4) (Quintero, 2010).

Se produce un hundimiento de células que luego se dirigen hacia adelante invadiendo la cavidad subgerminal; se produce una condensación de células que a su vez forman una hoja continua, otras células se dirigen hacia los lados y hacia atrás en los bordes del blastoporo, produciéndose la condensación de la placa blastoporal. La lámina endoblastica embrionaria que se encuentra dentro del escudo; se difunde de forma lenta entre el ectoblasto y el vitelo formando progresivamente el revestimiento de lo que será la vesícula umbilical. El endoblasto se forma por una migración celular, mientras que el cordomesodermo aparece mediante una proliferación e invaginación de la placa blastoporal, se termina de formar el surco blastoporal para aparecer como un blastoporo completo, este se encuentra formado por labio dorsal y ventral, este

último se difunde sobre la masa vitelina formando el celoma extraembrionario, distribuyéndose por adelante y a los lados del embrión (Quintero, 2010).

El canal notocordal se forma mediante la invaginación de células acumuladas en el blastoporo. De forma progresiva se formara la pared dorsal, dicha pared se ira alargando a medida que avanza la gastrulación y aparece el tallo cordal (Quintero, 2010).

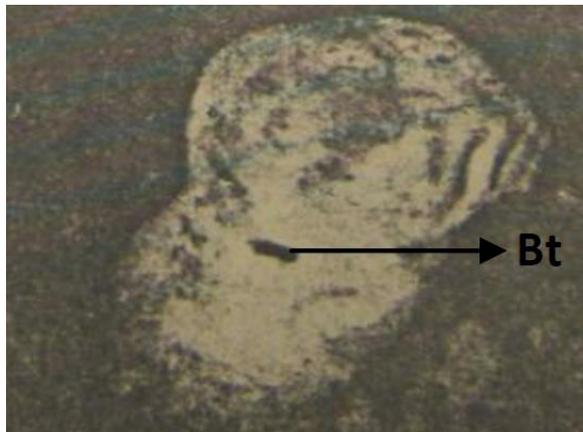


Figura 4 Gastrulación. Formación del blastoporo (Bt) orientado de forma rectilínea formando la región posterior del embrión (Quintero, 2010).

1.1.4. Neurulación

El blastoporo se transforma en canal neural a medida que la placa medular se cierra de manera progresiva, en esta etapa se puede apreciar el inicio del esbozo cerebral mediante la formación de un canal transversal bilobulado con un hundimiento

progresivo en la parte central. Los órganos del cuerpo situados en la parte anterior del cuerpo se colocan en dirección de la línea media, el neuroeje se cierra y se delimitan las somitas mediante el aislamiento del cordón. Se expande el bulbo situado por delante del canal neural, en consecuencia de esto, el cordón se alarga, mediante una convergencia de grupos de células, las somitas se expanden pero en menor medida (Fig. 5) (Quintero, 2010).

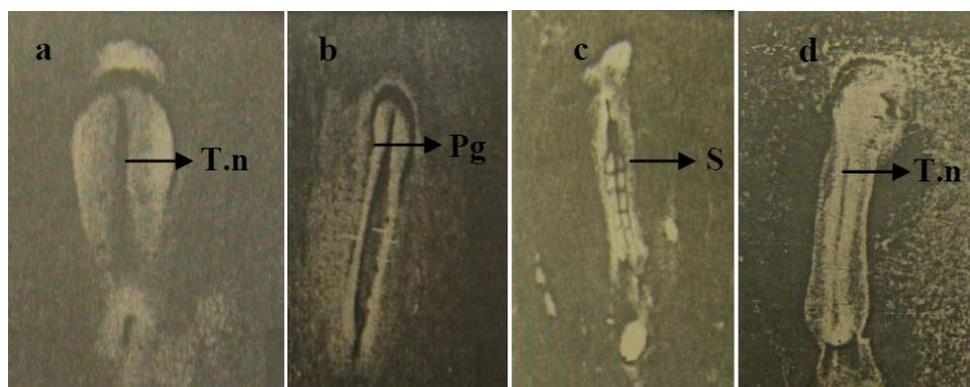


Figura 5 Neurulación: a) El tubo neural (T.n) se diferencia antero posteriormente, alargándose la región anterior para formar el esbozo del cerebro, b) Los pliegues (Pg) se encuentran delimitando la región cefálica, c) Se puede observar 6 pares de somitas (S) y d) El embrión se alarga y el tubo neural se cierra (Quintero, 2010).

Se forma la placa anal mediante la dilatación del mesoblasto, causada por el retroceso del canal neural. Debido a la continua progresión de células posteriores y del crecimiento de órganos en continua diferenciación histológica el embrión continúa con un alargamiento progresivo. El blastodermo se adhiere a la masa vitelina a nivel de la placa anal, la masa postneural es rechazada por las células axiales, provocando que esta se voltee por encima y hacia atrás de la placa anal, con este

proceso se diferencia el extremo caudal y los primeros rastros de la pared del cuerpo del embrión. En esta fase se desprende la cabeza del vitelo y sus costados se levantan. Se inicia la formación del alantoides, el corion y el amnios (Quintero, 2010).

1.1.5. Membranas Extraembrionarias

En la parte externa de la zona pelúcida se encuentra localizada la membrana del ectoblasto, la que a su vez va invadiendo de forma progresiva la zona opaca, aumentando de tamaño en la zona germinal, en la etapa final de la gastrulación la mitad del vitelo se encuentra cubierto por esta membrana la cual dará origen al corion y al amnios (Quintero, 2010).

Las membranas del ectoblasto y del endoblasto comienzan a envolverse por sus bordes, se forma una cicatriz por la unión del vitelo en el polo vegetal del huevo y la agregación continua de células. Producto del movimiento de las membranas extraembrionarias se forma el celoma. El mesoblasto se divide en dos hojas: la somatopleura que está en constante contacto con el ectodermo y la esplacnopleura que se encuentra en contacto con el endodermo, en la zona pelúcida se aprecian reuniones de células sanguíneas, las cuales darán origen a una primera vena del seno marginal (Quintero, 2010).

1.1.6. Amnios y Corion

Se puede apreciar al amnios cubriendo la extremidad cefálica, normalmente se presenta en forma de pliegues en la fase de neúrcula, a manera de velo se extiende hacia la parte posterior del embrión. La cavidad amniótica se forma por la unión de dos pliegues; uno anterior y otro posterior. El corion está formado por la unión de la somatopleura y el celoma que se extiende de forma periférica formando una hoja. El ligamento suspensor del amnios estará formado por la unión del amnios y el corion, en el momento en que se cierra la cavidad amniótica (Quintero, 2010).

1.1.7. Alantoides

Es un divertículo que aparece cuando la cola y las extremidades posteriores se repliegan hacia el lado derecho quedando el embrión sobre su lado izquierdo. Cuando el alantoides empuja la esplacnopleura se forma una cavidad formada por dos capas; la endoblastica y la mesoblastica, esta cavidad se encuentra unida a la cloaca mediante un pedúnculo hueco que sale al celoma extraembrionario (Quintero, 2010).

1.1.8. Vesícula Umbilical y Alantocorion

El embrión es separado del vitelo cuando aparecen los pliegues del cuerpo para formar un pedúnculo vitelino compuesto por las tres capas germinativas (endodermo,

ectodermo y mesodermo), mediante el cual existe comunicación entre el embrión y el vitelo. Las venas y arterias vitelinas alimentan al embrión por medio del seno marginal (Quintero, 2010).

La membrana corialantoidea está formada por el pliegue de la hoja superficial de la bolsa alantoidea con el corion. Por medio del pedúnculo alantoidea pasan los vasos umbilicales que a su vez se arborizan formando una red alantocoriodeana, que se aplica contra la cascara asegurado la respiración del embrión. Las venas umbilicales se encargan del transporte de la sangre arterial mientras que la arteria umbilical transporta sangre venosa. La membrana corialantoidea recubre toda la parte interna del cascaron, la bolsa alantoidea se extiende ampliamente hasta cubrir la parte inferior del huevo; mientras que la hoja interna de la membrana alantoidea recubre la vesícula umbilical y el amnios. La tortuga al nacer aún conserva parte del vitelo y la vesícula umbilical, que serán absorbidas entre las placas del plastrón abdominal (Quintero, 2010).

1.2. Dispersión Juvenil

Después de la eclosión las tortugas nadan hacia el mar y se adentran en las corrientes marinas, esta fase es la menos conocida de las tortugas (Vera, 2009), los años perdidos (*the lost years*) son considerados como el periodo de una tortuga juvenil, la que dura alrededor de 3-7 años, desde el momento en que las crías de tortugas entran al agua, para luego aparecer con unos 20 cm de longitud del caparazón (Fig. 6) (Márquez, 1996; Harold, 2005; Vera, 2009).



Figura 6 Dispersión de Tortugas Marinas. (Ortiz, 2014).

1.3.Etapa Juvenil

Durante sus primeros años de vida se dice que permanecen en aislamiento o solitarias buscando resguardo en algas marinas flotantes, al llegar a la etapa juvenil se agregan en sitios de alimentación, reproducción y anidación (CIT, 2004; Harold, 2005). Quintero (2010) afirma que los remansos con hábitats con abundante vegetación sumergida son lugares propicios para las tortugas marinas en estado juvenil. Durante esta etapa las tortugas se mueven libremente en el agua (Harold, 2005). Normalmente las hembras juveniles se dispersan entre las áreas costeras de aguas templadas y subtropicales en la parte noroeste del Océano Atlántico (Corp. Caribbean 2002; Harold, 2005; Attademo, 2013).

Los neonatos y las tortugas que entran a la etapa juvenil son consumidos por las aves, las que en promedio llegan a eliminar alrededor del 5% de los recién nacidos que salen a la superficie de la arena. Dependiendo del ecosistema en el que se desarrollan los adultos también pueden llegar a ser depredados por Tigres, tigrillos y caimán, dependiendo del tamaño que tengan los individuos la mortalidad de los juveniles pueden disminuir (CIT, 2004; Quintero, 2010).

Por lo general durante la etapa juvenil todas las especies son carnívoras, por lo que su crecimiento se acelera y permite pasar de forma rápida el periodo crítico inicial de depredación, solo la *Chelonia mydas* (Tortuga blanca) *Chelonia agassizii* (Tortuga

prieta), después del primer año de vida, cambian su régimen alimenticio a herbívoras (Márquez, 1996; CIT, 2005). La especie *Lepidochelys olivácea* en estado juvenil cambia drásticamente su régimen alimenticio de acuerdo a su localización, cuando se encuentran en aguas pelágicas su dieta se basa en organismo pelágicos como langostillas y huevos de peces, mientras que en aguas costeras se alimentan de moluscos, peces, crustáceos y salpas (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, 2008; Vera, 2009).

No existe información clara que indique el momento exacto en que las tortugas marinas son consideradas juveniles (Márquez, 1996). En esta fase es imposible diferenciar morfológicamente entre machos y hembras, la única manera de saberlo es mediante una laparoscopia, un ultrasonido o una disección, con el fin de observar directamente las gónadas (Márquez, 1996).

Márquez (1996), afirma que dejarían de ser neonatos una vez que reabsorben el saco vitelino, se cerrara la cicatriz umbilical y existiera una reabsorción de la carúncula, aunque también podrían ser consideradas como juveniles una vez que cambian sus hábitos alimenticios y pasan de ser pelágicos a neríticos, por lo que se considerarían dos sub-etapas antes de llegar a la juvenil: la inicial o infantil y la tardía. En la etapa juvenil presentan espinas en los escudos dorsales y en el plastrón, que continuamente se van reabsorbiendo hasta desaparecer en los pre-adultos.

Las variaciones en las tasa de crecimiento de juveniles podrían estar determinadas por varios factores. Seminoff (2002) confirmo la relación inversa que existe entre las tasas de crecimiento en juveniles con la densidad poblacional, debido a la limitación en la disponibilidad de alimentos para las áreas densamente pobladas (Pérez, 2010).

1.4. Madurez Sexual

A menudo la madurez sexual es considerada como individuos adultos (Pérez, 2010). Al inicio se creía que la madurez sexual estaba determinada por el tamaño de los individuos, pero existen grandes variaciones en el tamaño de los individuos reproductores dentro de una misma especie si es comparada con poblaciones de distintas zonas geográficas (Vera, 2009).

Los neonatos y los juveniles tienen un crecimiento muy rápido en comparación con los pre-adultos, una vez alcanzada la madurez sexual se reduce de forma considerable, por lo que es difícil detectarlo, por otra parte las tortugas en cautiverio tienen un mayor crecimiento y alcanzan la madurez sexual con mayor rapidez que las tortugas que se desarrollan en el medio natural (Márquez, 1996). Las tortugas marinas que crecen y se desarrollan en el medio natural tienen una baja tasa de crecimiento, para alcanzar la madurez sexual se necesita un rango de desarrollo entre 10 y 50 años, aunque estas pueden variar según el área, hábitat, sexo y la especie (Vera, 2009; Pérez, 2010).

Cuando los individuos han alcanzado la madurez sexual, las tortugas marinas se reclutan en poblaciones de adultos para aparearse y dirigirse a las áreas de anidación (Harold, 2005). Para comprobar la madurez reproductora en machos, se sigue el criterio de Owens y Hamann, mediante cortes histológicos de los testículos en individuos machos y en las hembras se lo realiza mediante cortes histológicos del ovario (Pérez, 2010).

1.5. Zonas de Apareamiento

Una vez que han alcanzado la madurez sexual las tortugas marinas realizan grandes migraciones que en algunas especies pueden llegar a ser miles de kilómetros, con el fin de llegar a las zonas de apareamiento. Hasta hace poco no se tenía conocimiento de lo que ocurría en el periodo entre el apareamiento y la puesta de huevos, debido a que las observaciones e informes sobre como ocurre la copula son pocos, en la actualidad se sabe que el apareamiento ocurre uno o dos meses antes de la primera puesta (Vera, 2009).

1.6. Reproducción

Estará regulado por factores fisiológicos y cambios ambientales. La etapa de reproducción inicia una vez alcanzada la madurez sexual. Los periodos circadianos de

reproducción no son exactos, ya que en ocasiones pueden retrasarse o suspenderse debido a enfermedades, cambios ambientales o la escasez del alimento etc. El doctor Jim Wood sostiene que la reproducción en tortugas marinas maduras aumenta rápidamente con la edad hasta llegar a un límite máximo, en el que los adultos se conservan por varias temporadas, para después decaer con el envejecimiento (Márquez, 1996).

En la tabla II se muestran los parámetros de reproducción de las diferentes especies de tortugas marinas, además del peso corporal que presenta durante los periodos de desove en la temporada de anidación.

Tabla II. Parámetros de Reproducción por Especie (Márquez, 1996).

Especie	Ciclo de Años	Desoves al Año	Huevos		Peso Total (kg)		WTH/WA	
			Numero HG		WC/d	WTH	WA %	
<i>C. caretta</i>	2,3	4	104	40,8	4,243	16,972	80	21,2
<i>Ch. agassizii</i>	2,3	2,8	75	39,6	2,97	8,316	52,2	15,9
<i>Ch. mydas</i>	2,3	2,6	114	50,3	5,734	14,622	138	10,6
<i>E. imbricata</i>	2,3	3,5	143	28,8	4,118	9,471	53,9	17,6
<i>L. kempü</i>	1-2	2,3	104	32,2	3,349	7,703	38,6	19,9
<i>L. olivácea</i>	1-2	2,3	111	32,4	3,596	8,271	38,1	21,7
<i>N. depressus</i>	2,3	2,8	53	75,2	3,986	11,161	71,9	15,5
<i>D. coriácea</i>	2-3	5,5	73	77,6	5,665	31,157	394	7,9

HG = Peso promedio de cada huevo en gramos.

WC/d = Peso total promedio de huevos en cada desove.

WTH = Peso total promedio de huevos desovados en cada ciclo de reproducción.

WA = Peso total promedio de la tortuga.

1.7. Anidación

Por lo general los desoves son realizados en playas tropicales y subtropicales, las que se encuentran con una temperatura que sobrepasan los 24 °C (Márquez, 1996; Vera, 2009). Durante los periodos de anidación las hembras y los machos liberan en el agua sustancias odoríferas parecidas a las feromonas las que estimulan el apareamiento e incluso la ovulación de las hembras, la tortuga Lora y Golfina presentan unos poros

localizados en los escudos en la que se encuentra la glándula de Rathke, encargada de producir dicha sustancia (Márquez, 1996).

La doctora Fern Wood observó que la tortuga *Chelonia mydas* criadas en granjas tortugueras, tenían un periodo de anidación cercano a 1,6 años. Durante este tiempo cada hembra produce de 5 a 7 anidaciones en promedio, con 118 huevos por individuo, con un intervalo de 10 días entre cada desove. El mayor número de huevos producido por una hembra en un periodo anual ha sido de 1.700, produciendo cerca de 1.400 crías (Márquez, 1996).

En algunas especies de tortugas marinas se observa el hábito de hincar el pico en la arena, lo que muchos científicos afirman que les permite saber el lugar óptimo para la anidación. Aunque aún no se sabe con exactitud cómo las tortugas llegan a los mismos sitios de anidación donde nacieron o desovaron la última vez, muchos investigadores afirman que se guían por su gran capacidad mnemotécnica, orientándose mediante las corrientes marinas, gradientes de temperatura, señales magnéticas, sonidos de los oleajes en las diferentes playas, y una vez que arriban a las playas, el olor de la arena y la humedad les ayudan a facilitar el lugar exacto de anidación (Márquez, 1996).

Márquez (1996), afirma que las características de las playas determinara las probabilidades de anidación de una especie, ejemplo; en playas abiertas,

continentales, aisladas, con poca pendiente, son las del género *Lepidochelys*; en las playas insulares o continentales, abiertas, con mediana o poca pendiente, con arbustos en la arena, zonas coralinas en su zona marítima, son las del género *Caretta* y *Chelonia*, en playas continentales, abiertas con pendiente pronunciada, sin barreras de coral, son las del género *Dermochelys*.

El sitio de anidación parece estar relacionado con la talla y peso del individuo, es así que el género *Dermochelys* que llega a playas con pendiente más pronunciada, anida en espacios libres de vegetación y pocos metros de la línea de marea más alta. La del género *Lepidochelys* anidan en playas arenosas, por lo general suben hasta la primera berma, anidan en espacios libres de vegetación. La *Chelonia* sube hasta la segunda berma, no desova en el primer intento, recorre distancias de cien metros antes de hacer el nido definitivo, buscando espacios libres de vegetación. La *Eretmochelys* también sube hasta la segunda berma, no realiza grandes recorridos y generalmente anida entre los arbustos. La *Caretta* por lo general anida al final de la primera berma, en el primer intento y en lugares libres de vegetación (Fig. 7) (Márquez, 1996; Vera, 2009).

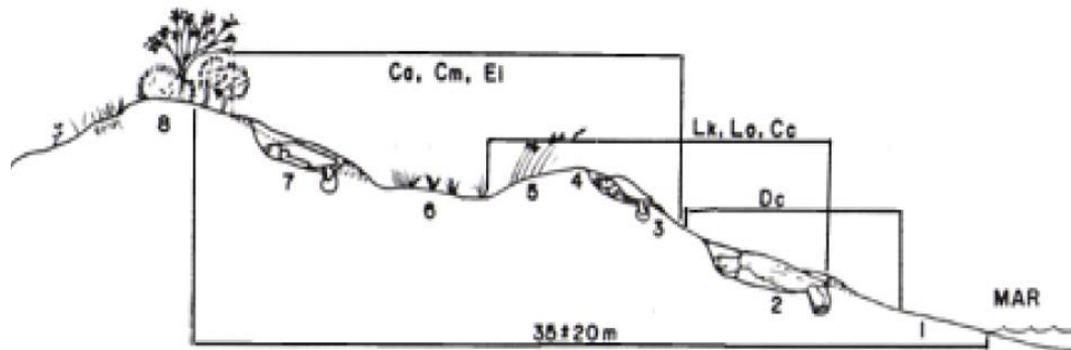


Figura 7. Lugares de anidación de las diferentes especies de tortugas marinas en la playa; Ca, Cm: *Chelonia*, Cc: *Caretta*; Ei: *Eretmochelys*; Lk, Lo: *Lepidochelys*, Dc: *Dermochelys* (Márquez, 1996).

El tamaño, forma y profundidad del nido también va a depender de la talla y especie de tortuga marina. Por lo general el nido está formado por una cavidad ovalada llamada cama donde se alojara el cuerpo del animal durante el desove, en la parte posterior se escava un hoyo más pequeño para depositar los huevos, que dependiendo de la especie pueden ser de 70 a 240 huevos en cada desove (Fig. 8) (Márquez, 1996; Vera, 2009).

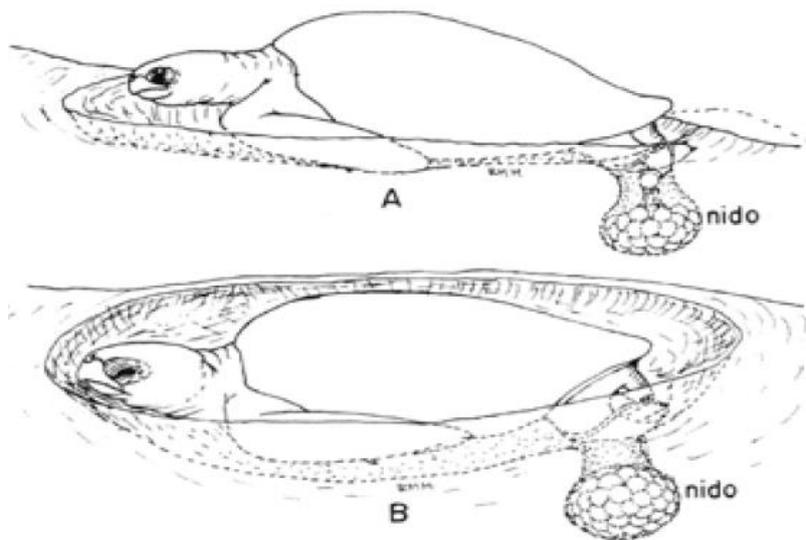


Figura 8 Diferentes formas de cámaras de anidación; a) Somera, b) Profunda. (Márquez, 1996).

1.8. Determinación del Sexo

Según Oliván (2010), existen factores determinantes que definen el sexo de las tortugas marinas, recalcando que la temperatura es la más importante, aunque también pueden influir la duración del día, la nutrición, la densidad, la humedad, la composición iónica del medio, el pH. Los factores ambientales influyen en la determinación del sexo de las tortugas marinas debido a la secreción de hormonas en los primeros estadios del desarrollo embrionario, justo cuando se está determinando el sexo, siendo cruciales para la expresión de los genes que determinarían el sexo final del organismo (Oliván, 2010).

Las tortugas marinas desarrollan características sexuales secundarias como; la morfología del caparazón, morfología de las uñas en las aletas frontales, pero la característica secundaria más notable es el largo y grueso de la cola prensil que se extiende fuera del caparazón en los machos, siendo todo lo contrario en hembras, corta y solo se extiende un poco más allá de los escudos marginales (Eckert, 2000; Pérez, 2010), pero es necesario recalcar que el largo de la cola no es una característica confiable al momento de determinar el sexo de una tortuga marina, pueden existir confusiones, porque algunos juveniles grandes o machos en estado de pubertad no desarrollan aun colas largas y pueden ser considerados como hembras adultas pequeñas, (Eckert, 2000) por otra parte Pérez (2010) sostiene que “ en las hembras, los caracteres fenotípicos claves para la determinación de la madurez sexual son la

presencia de folículos vitelogénicos amarillos y vascularizados mayores de tres milímetros, huella de ovulación, y la presencia de huevos en el oviducto”.

Eckert (2000) y Pérez (2010), afirman que el método más efectivo para definir el sexo en tortugas marinas es la observación directa de las gónadas mediante una examinación laparoscópica. Técnicas de cariología, prueba de antígenos H-Y en las células sanguíneas, prueba de hibridación en ADN con la sonda BKm y análisis de los niveles de testosterona en la sangre son consideradas por Eckert, (2000) como técnicas aptas para una identificación fisiológica o molecular del sexo (Tabla III).

Tabla III. Técnicas no quirúrgicas para la determinación del sexo en tortugas. (Avendaño, 2002).

Referencia	Sexaje	Ejemplos
Tamaño Corporal	Mayor en hembras	<i>Trachemys spp.</i>
		<i>Pseudemmys sp.</i>
		<i>Podocnemis sp.</i>
	Mayor en machos	<i>Caretta caretta</i>
	Variable según distribución o alimentación	<i>Kinosternon sp.</i>
Ancho de cabeza	Mayor en machos	<i>Kinosternon sp.</i>
	Mayor en hembras	<i>Graptemys sp.</i>
Forma y longitud de la cola	Más larga y ancha en machos, con abertura cloacal más distal	<i>Familia Emydidae</i>
		<i>Podocnemis unifilis</i>
Forma del plastrón	Cóncavo en machos, recto y uniforme en hembras	<i>Geochelone sp.</i>
		<i>Podocnemis sp.</i>
Proyección gular	Placas gulares alargadas en machos	<i>Geochelone sp.</i>
Glándulas sexuales	En mandíbula, más desarrollada en machos	<i>Familia Emydidae</i>
		<i>Familia Platisternidae</i>
Longitud de uñas	Mayores en machos	<i>Trachemys sp.</i>
		<i>Chrysemys sp.</i>
		<i>Pseudemmys sp.</i>
Color corporal	Cabeza oscura en machos y clara en hembras	<i>Podocnemis sp</i>

1.9. Estructuras Morfológicas Externas y Caracteres Taxonómicos

Las figuras 9 y 10 muestran la morfología externa de una tortuga marina, por lo general estas estructuras se las utiliza para la identificación de una especie. Estas

estructuras pueden hacer referencia a una ubicación exacta de una lesión, o anomalía de alguna estructura del cuerpo. Los escudos son identificados mediante una numeración ordenada del extremo anterior al posterior, diferenciando también el lado izquierdo del derecho (Eckert, 1999).

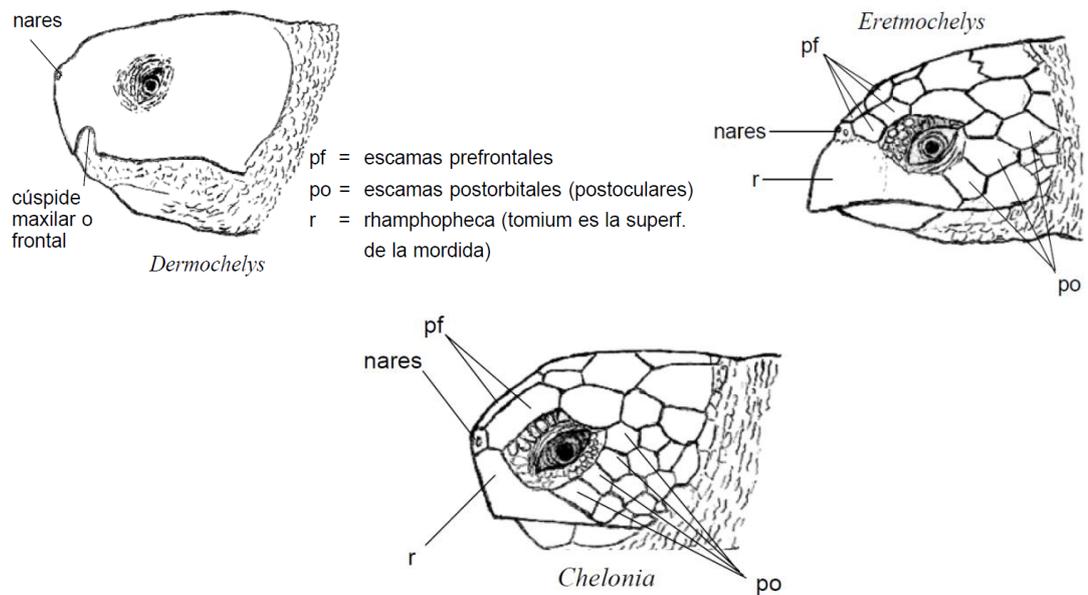


Figura 9 Las escamas prefrontales y postorbitales de la cabeza de las tortugas marinas. Se puede notar la diferencia en el número de las escamas; en *Eretmochelys* existen dos pares, en *Chelonyas* hay un par, y en *Dermochelys* presenta escamas en la cabeza (Eckert, 1999).

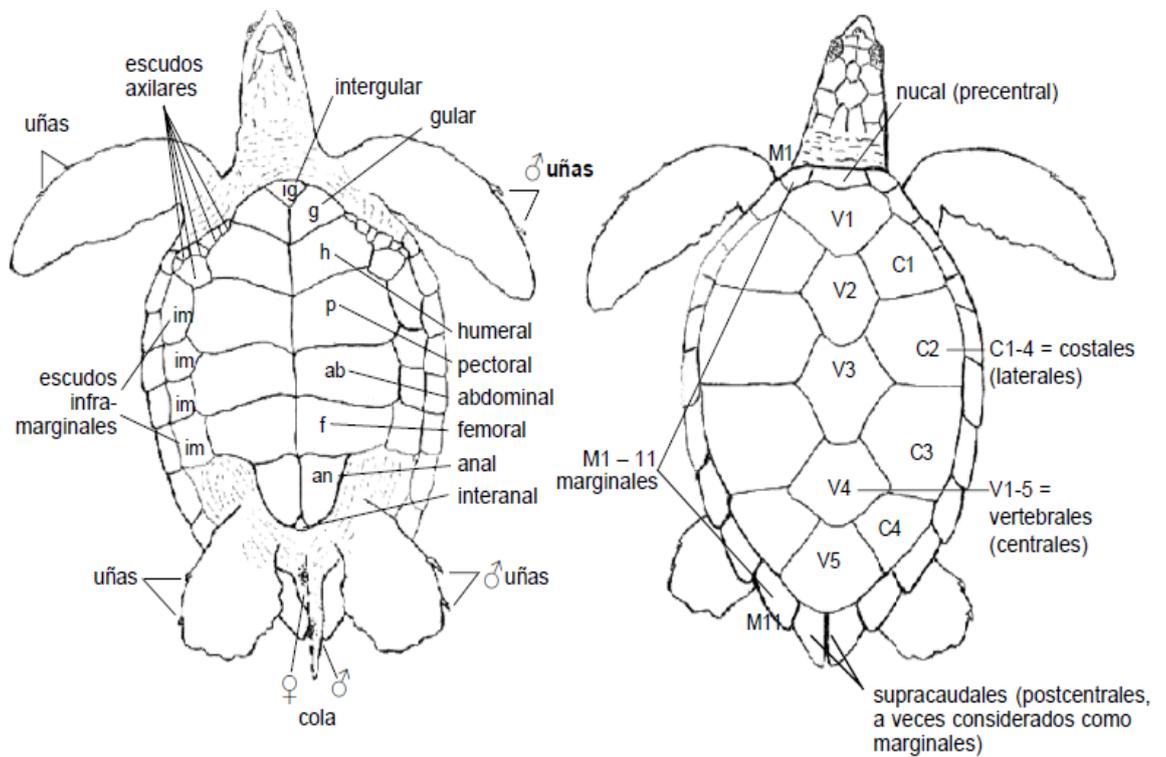


Figura 10 Estructuras morfológicas externas de las tortugas marinas, incluyendo los escudos del plastrón (parte inferior) y del caparazón (concha superior). Los rasgos sexuales son visibles cuando la tortuga es adulta (Eckert, 1999).

1.10. Principales Especies de Tortugas Marinas de la Zona de Mar Bravo-Santa Elena (Ecuador)

Vera, (2009) reporto en su estudio tres especies de tortugas marinas con mayor frecuencia en las costas de la Península de Santa Elena, haciendo énfasis a la zona de Mar Bravo-Salinas: *Lepidochelys olivácea*, *Chelonia agassizii* y *Eretmochelys imbricata*.

Se caracterizan por la presencia de un caparazón que puede ser duro o blando, una estructura ósea formada por vertebras, el esternón y los huesos de las costillas modificados, cubierta por un tejido blando o queratina que protege las estructuras ubicadas en la cavidad celómica. Poseen un sistema digestivo modificado, presentan papilas modificadas dirigidas en sentido caudal, que impiden que la presa, una vez ingerida, pueda volver a salir. Algunas especies pueden o no presentar escamas prefrontales, en algunos casos esto facilita la identificación de la especie y el género (Fig. 11) (Avendaño, 2002).

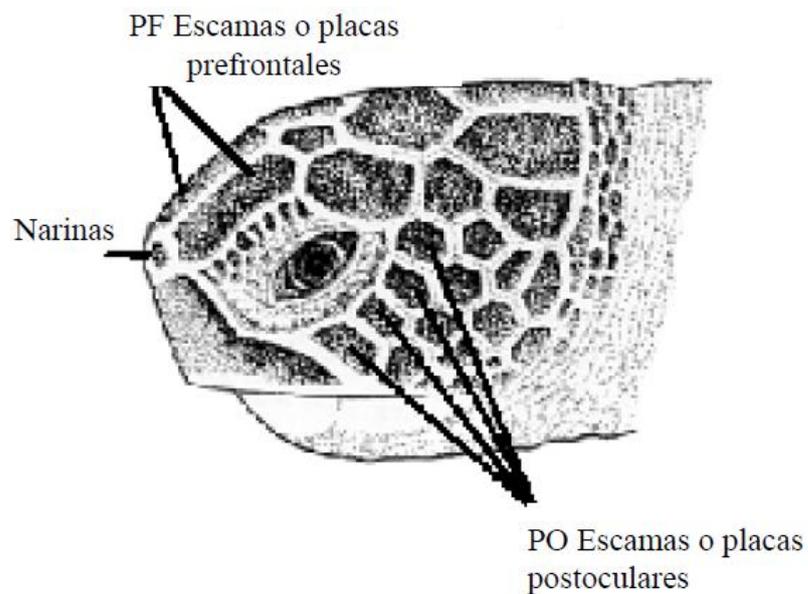


Figura 11 Características morfológicas que permiten la identificación de la especie (Harold, 2005).

1.10.1. *Eretmochelys imbricata* (Tortuga Carey)

También llamada “pico de halcón” debido a la forma de su mandíbula superior, en su cabeza se puede diferenciar dos pares de escamas pre-frontales. Su caparazón tiene

forma cardiforme y elíptico, dos uñas en la pata anterior del borde de la aleta (Márquez, 1996; Eckert, 1999), escudos gruesos y superpuestos, esta es una característica única de la tortuga carey, poseen un margen posterior marcadamente aserrado y cuatro pares de escudos costales, el plastrón presenta una coloración de amarillo pálido a blanco. Las placas dorsales son de color café, puede ser claro u oscuro, especialmente en crías, en juveniles el color cambia a una fuerte pigmentación con vetas color ámbar café, ventralmente presenta un color amarillo pálido a blanco, por lo cual son muy codiciadas para la elaboración de artesanías (Fig. 12, 13) (Eckert, 1999; CIT, 2005; Vera, 2009).



Figura 12 *Eretmochelys imbricata* (Tortuga Carey) (Navez, 2006).

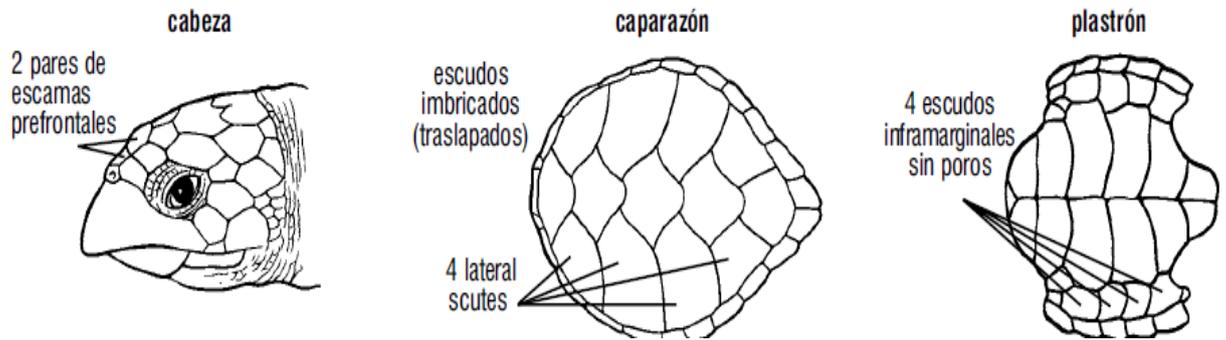


Figura. 13 Características Morfológicas de *Eretmochelys imbricata* (Wyneken, 2004).

1.10.1.1. Dieta

La morfología de la cabeza y el pico de esta especie le permiten obtener alimentos de lugares poco comunes, como grietas de los arrecifes. Su dieta está conformada por anemonas, esponjas, calamares y camarones. Esta especie juega un papel ecológico importante sobre estos ecosistemas, debido a que permite mantener controlado el número de individuos de las poblaciones de organismos que forman parte de su dieta, lo que da la oportunidad a otras especies para competir por el espacio y los nutrientes disponibles en el arrecife y permite establecer nuevas especies en el espacio marino (CIT, 2005).

1.10.1.2. Distribución

Es una de las especies más tropicales en comparación con otras tortugas marinas, ya que puede encontrarse en aguas tropicales y subtropicales del Atlántico, Pacífico e Indico, los principales lugares donde se la puede encontrar es en arrecifes de coral, áreas rocosas, estuarios y lagunas costeras. En el Pacífico Oriental ha sido observada en el Golfo de California y los estados del noroeste de México y desde las costas centroamericanas hasta Colombia y Ecuador en América del Sur. Existen poblaciones en el Mar Caribe, el norte del Golfo de México, las Antillas Mayores y Menores y a través de América Central hacia el sur hasta Brasil (Fig. 14) (CIT, 2005).

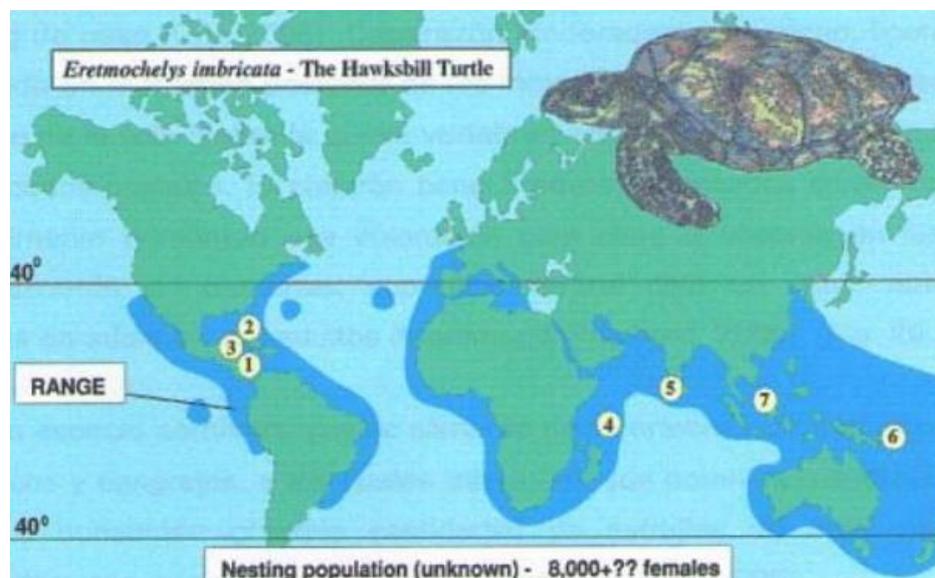


Figura 14 Distribución geográfica de *Eretmochelys imbricata* (1) Panamá, (2) Cuba e islas Caribeñas (3) Belice, (4) Seychelies, Islas Comoro, Aldabra, y Amirales, Sri Lanka e Islas Malvinas (5), (6) Islas Torres Straits y Salomon y (7) Malasia (Tortuga Carey) (Agardy, 1992).

1.10.1.3. Medidas Morfométricas

Es la más pequeña de todas las tortugas marinas, la longitud recta del caparazón puede ser de 90 cm de longitud y llegando a pesar hasta 80 kg (60 kg en promedio), presenta aletas delanteras que pueden ser de longitud mediana en comparación con las de las otras especies, en esta especie puede observarse dos uñas de cada aleta, su cabeza es relativamente angosta y puede llegar a medir hasta 12 cm (Eckert, 1999; CIT, 2005).

1.10.1.4. Estado Poblacional

Según la lista Roja, esta especie se encuentra en peligro crítico de extinción (CIT, 2004).

1.10.2. *Lepidochelys olivácea* (Tortuga Golfina)

Caparazón casi circular, pico corneo sin cierra en sus bordes, presenta una o dos uñas en el borde anterior de cada aleta, poseen poros conspicuos en el margen posterior de los escudos inframarginales del plastrón, que son aberturas de la glándula de Rathke, (Márquez , 1996; Eckert, 1999) presenta dos pares de escamas prefrontales, la cabeza es mediana y de forma triangular, coloración gris oliváceo o amarillento en el caparazón con manchas oscuras en los extremos de las aletas, las crías presentan una coloración que va de gris a negro en la parte dorsal y ventral, en algunos casos se

puede notar en el caparazón y aletas un delgado borde amarillento (Fig. 15, 16) (Pérez, 2010).

Figura 15 Características Morfológicas de *Lepidochelys olivácea* (Wyneken, 2004).

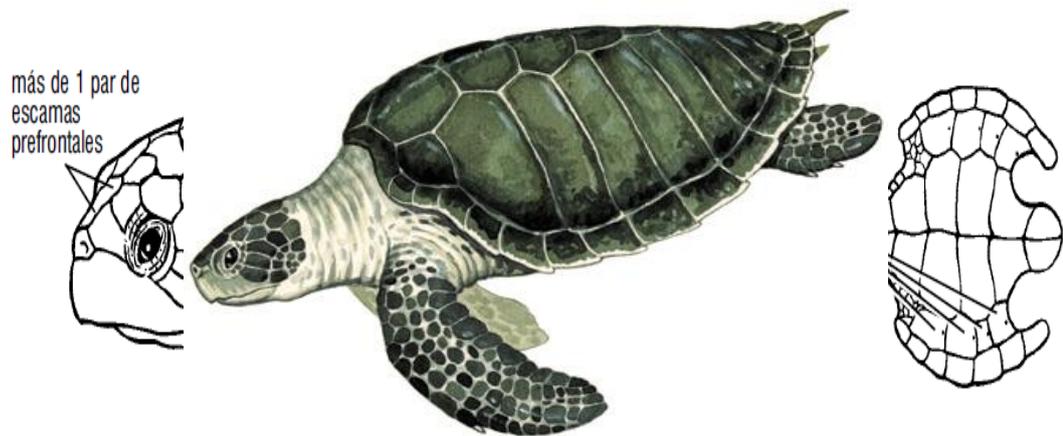


Figura 16 *Lepidochelys olivácea* (Tortuga Golfina) (Tartanet, 2008).

Dieta

La dieta de esta especie se basa en pequeños crustáceos y peces (CIT, 2004).

1.10.2.1. Medidas Morfométricas

El peso promedio de un adulto es de 38 kg, las crías miden aproximadamente 5 cm, la longitud curva del caparazón (LCC) va de los 67,6 hasta los 78 cm, cabeza relativamente grande, ligeramente triangular con un ancho de hasta 13 cm (Eckert, 1999).

1.10.2.2. Distribución

Se las puede observar con mayor frecuencia en aguas tropicales del Pacífico, Índico y Atlántico del Sur (Fig. 17) (Eckert, 1999).

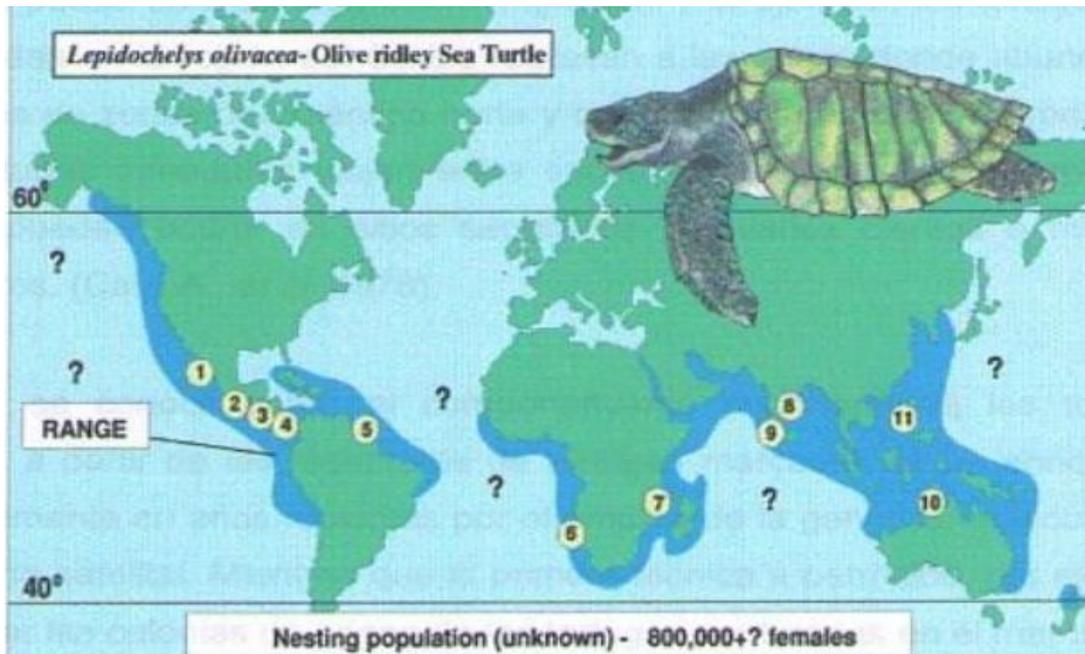


Figura 17 Distribución de *Lepidochelys olivacea* (Tortuga Golfina), Morro Ayuta, La Escobilla, Chacahua, Piedra de Tlacoyunque, Mismaloya-La Gloria, México (1), Honduras y Guatemala (2), El Salvador y Nicaragua (3), Ostional en Costa Rica y Panamá (4), Surinam (5), Angola y Namibia (6), Mozambique (7), India (8), Sri Lanka (9) y Norte de Australia (10) y Filipinas (11) (Angardy, 1992).

1.10.2.3. Estado Poblacional

Es una especie en peligro de extinción según la lista roja (CIT, 2004).

1.10.3. *Chelonia agassizii* (Tortuga prieta)

Su cabeza es mediana y chata, con un par de escamas prefrontales, presenta un pico corneo filoso y aserrado en sus bordes, ausencia de poros en el plastrón, con una uña en el borde anterior de cada aleta (Márquez, 1996). Su caparazón es de forma acorazonada, en adultos se observan una escotadura posterior, en las crías se puede

notar una coloración negra en el dorso aunque en pocas semanas se vuelve con un tono grisáceo, permaneciendo así hasta llegar a su etapa adulta. (Fig. 18) (Eckert, 1999; Vera, 2009; Pérez, 2009).

Figura 18 *Chelonia agassizii* (Tortuga prieta) (Mast, 2007).



1.10.3.1. Dieta

Esta especie es la única de entre todas las tortugas marinas que se caracteriza por ser herbívora, se alimenta de pastos marinos y algas, es por esta razón que sus reservas de grasa son de color verde (CIT, 2004).

1.10.3.2. Distribución

Esta especie puede ser observada con mayor frecuencia en el Océano Pacífico oriental (Fig. 19) (Eckert, 1999).

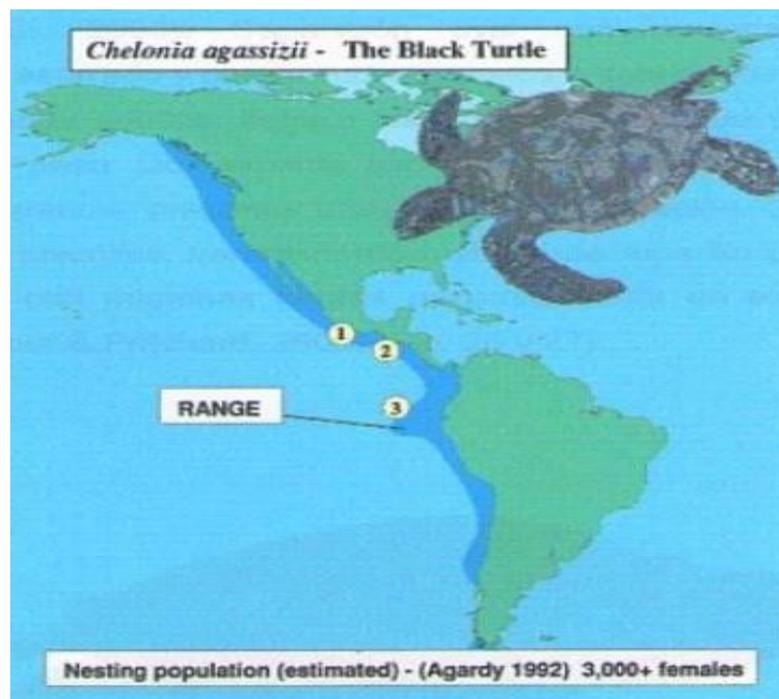


Figura 19 Distribución geográfica de *Chelonia agassizii* (Tortuga prieta); Michoacan en Mexico (1), Guatemala (2) y las Islas Galápagos (3) en Ecuador (Agardy, 1992).

1.10.3.3. Medidas Morfométricas

Presenta un caparazón de hasta 90 cm de longitud (LCR), la cabeza puede llegar a tener hasta 13 cm de ancho, esta especie normalmente tiene un peso de unos 120 kg (70 Kg en promedio) (Eckert, 1999).

1.10.3.4. Estado Poblacional

En la actualidad, según la lista roja se encuentra en peligro de extinción (CIT, 2004).

1.11. Distribución de Tortugas Marinas en las Costas Ecuatorianas

Las relaciones que existe entre nuestros pueblos de las costas ecuatorianas y las tortugas marinas son apreciadas desde distintos puntos de vista: a) Cultural, debido a que la población costera le da propiedades curativas a su sangre y carne b) Son usadas como promotores turísticos, como es el caso de las islas Galápagos, c) Recursos alimenticios, por el consumo de su carne y huevos, d) Pesquero, por la interacción con la pesquería, donde forma parte de la captura incidental, e) Comercial, por la venta de artesanías y bisuterías, f) Ecológico, por la contribución al mantenimiento del ecosistema marino costero frente a nuestras costas (Coello, D., & Herrera, M., 2011).

Para la evaluación del estado actual de las poblaciones de tortugas marinas en las costas ecuatorianas es necesario tener en cuenta algunas variables como: tendencias poblacionales, caracterización e identificación de hábitats de anidación y alimentación, monitoreo de poblaciones y hábitats, tendencias demográficas, biología reproductiva, identificación de las poblaciones, rutas migratorias etc., por lo que es necesario un esfuerzo colectivo para su preservación, al ser especies altamente

migratorias, sujetas a uso directo extractivo y no extractivo, a la captura incidental y la contaminación del medio marino (Pérez, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

Las investigaciones realizadas en las islas Galápagos han sido orientadas principalmente a la especie *Ch. mydas*, obteniendo datos referentes al seguimiento de las playas de anidación, identificación de las zonas de alimentación y reproducción de poblaciones. Actualmente se realizan esfuerzos por obtener información referente a sus periodos de migración mediante el marcaje y telemetría satelital. Debido a la poca información y la escasa cobertura espacial y temporal de los seguimientos a las playas de anidación, no es posible determinar el estado actual de las poblaciones de tortugas marinas en aguas ecuatorianas (Mosquera, 2009; Pérez, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.11.1. *Dermochelys coriácea* (Tortuga Galápagos)

En la actualidad se encuentra en peligro crítico de extinción, con tendencia poblacional decreciente. En el Ecuador son pocos los registros de anidación, se realizó uno en el 2000 en Tonchigue, en el 2008 en Same (provincia de Esmeraldas) y en el 2007 en Cabo San Lorenzo (provincia de Manabí) (Vallejo, A., & Campos, F., 1997; Pérez, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.11.2. *Eretmochelys imbricata* (Tortuga Carey)

También es considerada en peligro crítico de extinción. Según la CPPS, (2007) sus periodos de anidación son esporádicos entre Panamá y Ecuador. En nuestro país se han registrado poblaciones en la isla Darwin, Wolf y en la parte central del Archipiélago de Galápagos; en la parte continental muchos autores han registrado anidaciones en las playas del Parque Nacional Machalilla y en el Refugio de Vida Silvestre Marino Costera Pacoche (provincia de Manabí) (Vallejo, A., & Campos, F. 1997; Pérez, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.11.3. *Caretta caretta* (Tortuga caguama)

Se encuentra incluida en la lista roja de la UICN por encontrarse en peligro de extinción. En Ecuador han sido registrados avistamientos por flotas cerqueras atuneras, pero no existen evidencias de anidación en nuestras costas (Vallejo, A., & Campos, F., 1997; Pérez, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.11.4. *Chelonia mydas* (Tortuga negra)

Se afirma que está en peligro de extinción, las principales colonias se encuentran en México y las Islas Galápagos, siendo dos poblaciones diferentes. En la zona continental hay registros de agregaciones de individuos juveniles en el Parque Nacional Machalilla y la isla de la Plata (Vallejo, A., & Campos, F., 1997; Mosquera, 2009; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.11.5. *Lepidochelys olivácea* (Tortuga Golfina)

Son abundantes en el pacifico Oriental, ha sido categorizada como una especie vulnerable. La especie más abundante en aguas ecuatorianas, hay registros frente a Rocafuerte en Esmeraldas, en la isla de la Plata en Manabí y en Aconcito en Santa Elena (Vallejo, A., & Campos, F., 1997; Coello, D., & Herrera, M., 2011).

1.12. Técnicas para la Medición de Tortugas Marinas

La medición de las tortugas se las realiza para lograr un determinado número de objetivos, según el lugar donde se midan los objetivos van a variar, ejemplo; las tortugas marinas son medidas en los sitios de anidación para relacionar su tamaño corporal con su potencial de reproducción, para la determinación del tamaño a la que alcanzan la madurez sexual y para saber el tamaño de las hembras anidadoras. Las

tortugas son medidas en las zonas de alimentación para la determinación de las frecuencias de tallas y para el seguimiento de las tasas de crecimiento. Los escudos vertebrales están localizados en la parte media del caparazón, los escudos costales están localizados a cada lado de los vertebrales, los escudos marginales se localizan en la parte final del caparazón, a excepción del escudo nucal en la parte anterior y los supra-caudales. Para facilitar las mediciones todas deben ser en centímetros (Eckert, 2000; Thierry, 2000; Vera, 2009).

Se consideran cinco medidas lineales estándares: longitud del caparazón, ancho del caparazón, largo de la cola, ancho de la cabeza y longitud del plastrón (Fig. 20) (Eckert, 2000).

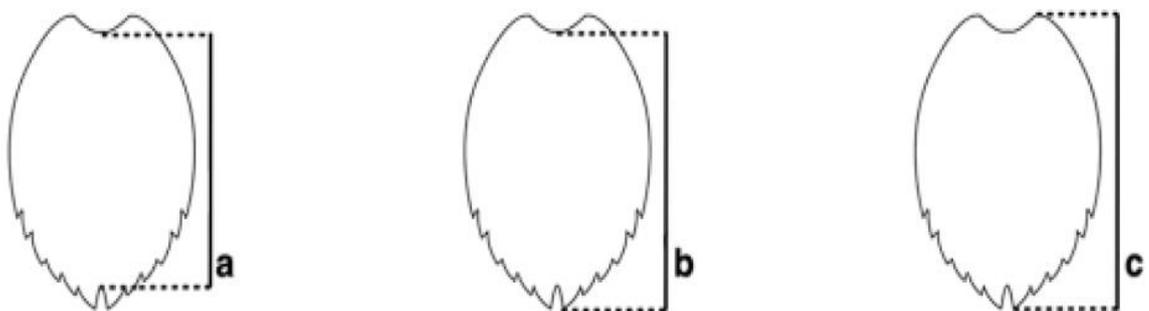


Figura 20 Técnicas de Medición (a) El largo recto mínimo del caparazón (LRCmin) y el largo curvo mínimo del caparazón (LCCmin) se miden desde el punto medio anterior (escudo nucal) hasta el punto medio de la muesca posterior entre los escudos supracaudales. (b) El largo recto del caparazón nucalsupracaudal (LRCn-s) y el largo curvo del caparazón nucal-supracaudal (LCCn-s) se miden desde el punto medio anterior (escudo nucal) al extremo de los escudos supracaudales. (c) El largo recto máximo del caparazón (LRCmax) se mide desde el borde anterior del caparazón al extremo posterior de los escudos supracaudales (Eckert, 2000).

1.13. Medidas Lineales de la Tortuga Marina

1.13.1. Largo Recto del Caparazón

Largo recto mínimo del caparazón (LRCmin Fig. 36, 1a) comienza desde el punto medio anterior (escudo nual) hasta la muesca posterior de la parte media entre los escudos supracaudales (Eckert, 2000; Vera, 2009).

Largo recto del caparazón nual-supracaudal (LRCn-s Fig. 36, 1b) comienza desde el escudo nual al extremo posterior de los escudos supracaudales (Eckert, 2000).

Largo recto máximo del caparazón (LRCmax Fig. 36, 1c) empieza desde el borde anterior del caparazón hasta los extremos de los escudos supracaudales (Eckert, 2000).

1.13.2. Largo Curvo del Caparazón

El escudo nual es curvo y grueso, al momento de la medición es necesario considerar desde la parte anterior donde la piel se une al escudo. Se utilizan dos tipos de longitudes curvas del caparazón (Eckert, 2000; Vera, 2009).

Largo curvo mínimo del caparazón (LCCmin; Fig. 36, 1a) empieza desde la muesca del escudo nuchal y termina en la mitad de la muesca posterior entre los escudos supracaudales (parte posterior) (Eckert, 2000).

Largo curvo del caparazón nuchal-supracaudal (LCCn-s; Fig. 36, 1b) se mide desde la parte media del escudo nuchal hasta el extremo posterior de los escudos supracaudales (Eckert, 2000).

1.13.3. Ancho del Caparazón

Por lo general no existe un punto exacto para empezar a medir, muchos autores toman como referencia la parte más ancha del caparazón. El ancho recto del caparazón (ARC) se puede medir con un calibrador; el ancho curvo del caparazón (ACC) puede ser medida con una cinta métrica flexible. El lugar donde se mide el ARC y el ACC es diferente para cada especie, por lo general estas mediciones se las realiza cuando la tortuga esta sobre el plastrón (Fig. 21) (Eckert *et. al*, 2000; Vera, 2009).

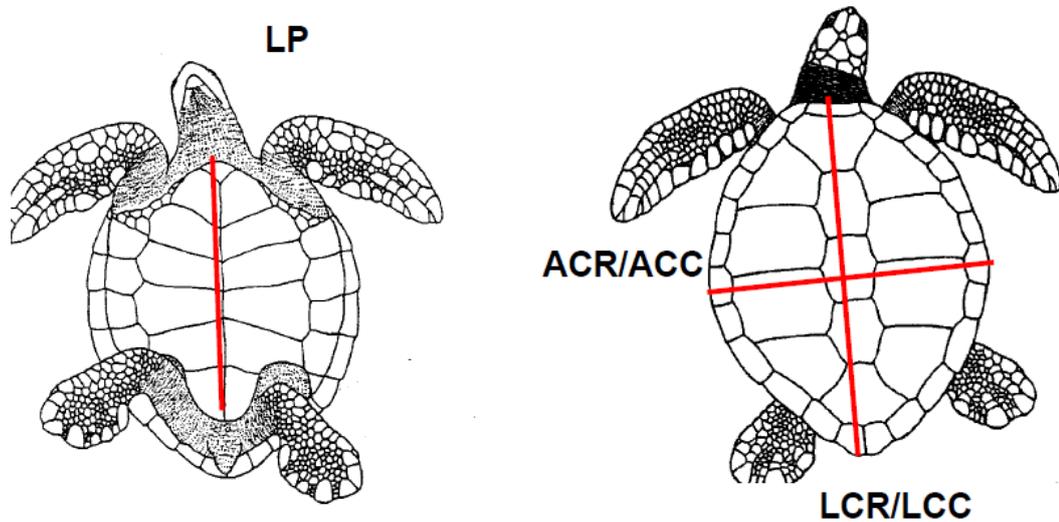


Figura 21 Medidas morfométricas de una tortuga marina (Thierry, 2000).

1.13.4. Largo de la Cola

Al momento de medir la cola, se pueden obtener dos medidas. El largo total de la cola (LTC), se mide desde la mitad del margen posterior del plastrón hasta el final de la cola siguiendo su curvatura. El largo post-cloacal de la cola (LPC) se mide entre la mitad de la apertura cloacal al final de la cola. Para las mediciones del LTC y LPC el individuo debe estar sobre su caparazón, utilizando una cinta métrica flexible (Fig. 22) (Eckert, 2000).

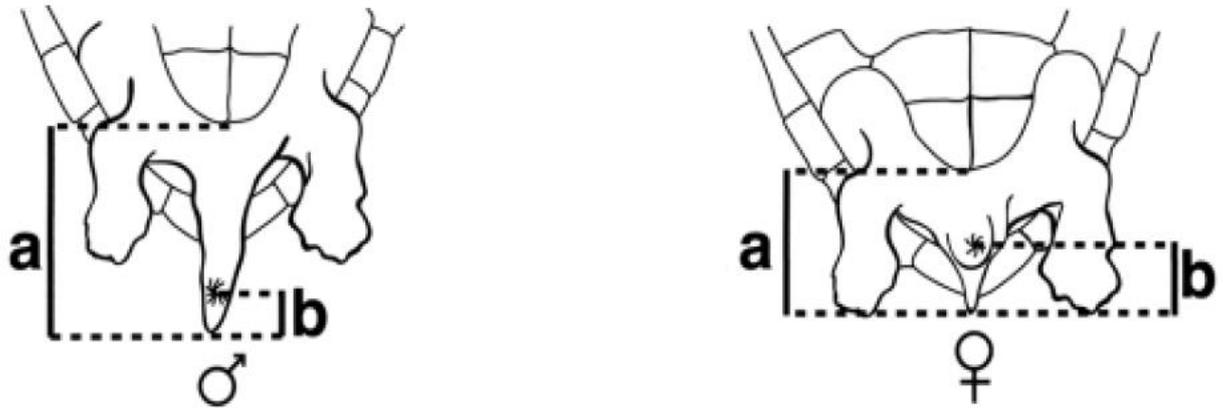


Figura 22 Formas de medir la cola: (a) El largo total de la cola (LTC) es la distancia desde la mitad del margen posterior del plastrón al final de la cola siguiendo la curvatura de ésta; (b) El largo post-cloacal de la cola (LPC) es la distancia entre el punto medio de la apertura cloacal al final de la cola siguiendo la curvatura de ésta (Eckert, 2000).

1.13.5. Ancho de la Cabeza y Longitud del Plastrón

El ancho de la cabeza (AC) se mide desde la parte más ancha de la cabeza, la longitud del plastrón (LP) se mide en la parte media del plastrón, empezando desde la parte media el borde anterior al posterior del hueso subyacente cuando se extiende más allá de los escudos, ambas mediciones se las realiza con un calibrador Vernier (Eckert, 2000).

1.13.6. Medidas de Masa

La masa corporal se interpreta como el tamaño del cuerpo, de la cual dependen las medidas lineales, ya que los parámetros fisiológicos varían según la masa del individuo. La masa corporal es muy difícil de medir, debido a que puede variar dependiendo del estado reproductivo y el estado anímico del individuo. A medida que pasa el tiempo la relación de la masa y la longitud puede variar, dependiendo de la calidad del hábitat. Por lo general se determina la masa de una tortuga marina mediante una báscula de resorte, para disminuir el margen de error al momento de pesar, se utilizan un sistema de poleas o mallas para sostener a la tortuga, a las crías se la puede pesar dentro de fundas plásticas o en balanzas electrónicas (Eckert, 2000; Vera, 2009).

1.14. Esqueletocronología

Las tortugas marinas son una riqueza de los mares, que está presente en la actualidad y que aun así no se ha sabido cuidar y aprovechar de manera sustentable y sostenible, la actividad antropogénica como: la captura excesiva, la contaminación, la pesca ilegal e incidental, están mermando las poblaciones existentes (Márquez, 1996), en la península de Santa Elena en la zona de Mar Bravo se han reportado tres especies con mayor frecuencia de varamientos: *Lepidochelys olivácea*, *Chelonia agassizii* y *Eretmochelys imbricata*. (Vera, 2009).

Las investigaciones nos han enseñado sobre el intervalo de tiempo en el que las tortugas marinas experimentan una transformación significativa (Parra, 2012), ya que tienen ciclos reproductivos circadianos, por lo que se pueden repetir de forma anual, bianual, trianual y en algunos casos se vuelven irregulares, para las tortugas pequeñas como la lora y la golfina, el ciclo reproductivo es anual, mientras que para la carey, la cahuama es bianual, para la blanca, la prieta y la laúd puede ser bianual o trianual (Márquez, 1996).

Pérez, (2010) define la madurez sexual como “el desarrollo orgánico alcanzado por el individuo que le permite reproducirse y generalmente marca su forma adulta”. Los estudios del crecimiento de tortugas en cautiverio muestran que las edades de maduración sexual son entre 8 y 15 años para la tortuga blanca (*Ch. mydas*), mientras que en el medio natural las edades de maduración pueden oscilar entre 15 y 50 años, por lo que se puede decir que las tortugas en cautiverio por lo general muestran una mayor velocidad en el crecimiento en comparación con las que se desarrollan en un medio natural, esto se debe a la mayor disponibilidad y calidad del alimento (Márquez, 1996).

La Secretaria Pro Tempore de la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas (CIT) en el 2005 documento las medidas morfométricas de tres especies; indicando que *Chelonia mydas* puede tener un caparazón que puede llegar a medir hasta 152 cm aunque comúnmente puede alcanzar

un largo de 120 cm, y llegar a pesar hasta 395 kg, difiere de la especie que se encuentra en el Pacífico que puede medir 80 cm de longitud, por otra parte la *Caretta caretta* posee un caparazón de un metro de largo y puede llegar a pesar hasta 150 kg, mientras que la *Eretmochelys imbricata* es considerada la más pequeña de todas las tortugas marinas, llegando a medir hasta 90 cm de longitud y hasta 80 kg de peso, la *Lepidochelys olivácea* posee una longitud curva del caparazón (LCC) de 67.6 hasta 78 cm, con un peso de 38 kg, las crías llegan a medir 5 cm.

La esqueletocronología está fundamentada en que los reptiles presentan un sin número de bandas de crecimiento de forma cíclica en la mayor parte de sus huesos, los elementos del esqueleto van creciendo a medida que se van depositando hueso (calcio) en su superficie externa. En el hueso se observan superficies claras y oscuras, esto se debe a los cambios estacionales y periódicos. Las zonas claras aparecen en periodos de crecimiento rápido y las oscuras corresponden a periodos de crecimiento lento o de no crecimiento (Prieto, 2013).

En los últimos años los biólogos de tortugas marinas han obtenido datos sobre las edades de las tortugas en ambientes controlados y naturales (Parra, 2012), el doctor Jim Wood, sostiene que la madurez sexual de la tortuga blanca (*Ch. mydas*) se puede lograr en menos de diez años, pero al madurar muy jóvenes, la fecundidad y la fertilidad se ven afectadas, aunque se va incrementando con la edad, lo más conveniente es dejar que se desarrollen más lentamente y maduren después de los

diez años (Márquez, 1996). Entre la tortuga Verde, Caguama y Lora, esta última tiene el tamaño más pequeño de adultos (56-78 cm de longitud Recta del caparazón) y una maduración sexual de 11-16 años, la tortuga Caguama alcanza una madurez sexual mayor o igual a los 30 años y la tortuga Verde mayores a los 25 años (Parra, 2012). Por lo general lo más común es observar una maduración sexual temprana acompañado de un rápido crecimiento, lo va a permitir una mayor adaptación y competencia en un medio hostil (Márquez, 1996), por otra parte un lento crecimiento y una madurez tardía afecta en gran parte a la demografía de una población (Parra, 2012). La esqueletocronología, es un método estándar para la evaluación del crecimiento de las tortugas marinas, en estas especies las marcas de crecimiento anual en el hueso (húmero o fémur) han sido validadas de forma directa e indirectamente (Parra, 2012). En estudios anteriores realizados a tortugas marinas juveniles neríticos y juveniles pelágicos han revelado que existe una relación directamente proporcional entre las dimensiones del húmero y la longitud del caparazón al momento de utilizar las marcas de crecimiento del esqueleto de estas especies para calcular la longitud y la tasa de crecimiento (Parra, 2012).

Castanet (1985), indico los problemas que se pueden presentar en la aplicación de la esqueletocronología en reptiles de edad avanzada: la resorción ósea (destrucción de las primeras líneas de crecimiento debido a la remodelación ósea), en algunos casos la aperiocidad (formación de duplicados de bandas de crecimiento) y debido a que el crecimiento de los animales de avanzada edad es muy lento no se refleja en la

estructura de los huesos. (Márquez, 1996; Valdecantos, 2007), muchos investigadores afirman que la temperatura es el factor desencadenante para la formación de los anillos de crecimiento, pero Hernández (1990) ha demostrado que la luz sería otro factor físico clave para la formación de las líneas de crecimiento, eso explicaría el experimento que realizó al someter a especies de *Rana perezii* y *Gallontia galloti* y observar que las líneas de crecimiento fueron sumamente débiles al estar sometidos a altos niveles de luminosidad durante todo el año, aunque esta reacción está siendo estudiada con mayor detalle por el mismo autor. En los estudios esqueletocronológicos se pueden emplear varias técnicas como: el método de examen visual, en el que se utilizan determinadas estructuras esqueléticas como escamas y huesos de peces, que debido a su menor espesor permite distinguir las líneas fácilmente, para mejorar el conteo de las líneas de crecimiento se pueden utilizar instrumentos de ampliación como lupas o microscopios. El Método físico, en el que se manipulan piezas esqueléticas además de emplear diversos procedimientos, como el quemado de otolitos (huesos del oído interno) de los peces y abrasión de piezas dentales para ser observadas con microscopía con luz reflejada y transmitida. Método histológicos, se caracteriza por la manipulación de dos sustancias químicas, soluciones descalcificantes para ablandar las muestras de huesos y reactivos de tinción, para teñir las muestras y facilitar la observación de las líneas de crecimiento en el microscopio (Hernández, 1990).

CAPÍTULO II

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. ÁREA DE ESTUDIO

El trabajo de investigación fue realizado en la zona costera del cantón Salinas de la provincia de Santa Elena, con una latitud de $2^{\circ} 11' 31.22''$ S y una longitud de $81^{\circ} 00' 15.16''$ O, con un clima de que puede ir desde 24° C a 29° C específicamente en la playa de Mar Bravo. Con una extensión de 17 Km de largo, se observan la presencia de dunas, sus aguas son de fuerte oleaje (Vera, 2009). Limita al Norte con el cantón Salinas y la parroquia José Luis Tamayo (Muey), al Sur y al Oeste con el Océano Pacífico, al Este con La Libertad y Punta Carnero (Fig. 23) (Camposano *et. al*, 2007).

Según la clasificación de Ottman (1967) el sector de Mar Bravo es catalogado del tipo E, típica de las payas con costa baja, rectilínea, con playas arenosas, con campos de dunas con barrera litoral. Esta zona es utilizada para la extracción de sal mediante piscinas artificiales, que a su vez se han convertido en ecosistemas para diferentes especies de aves (Vera, 2009).



Figura 23 Línea Costera del Área de Estudio, Mar Bravo-Salinas (2015). Fuente: Google heart 2015.

2.1.1. Características Climáticas

El clima de esta zona está influenciado por la convergencia de las corrientes marinas, presentando cambios climáticos de forma estacional, según el comportamiento de los vientos de la región (principalmente los vientos alisos del sureste). Esta zona se caracteriza por la escasa precipitación, lo que no llega a cubrir el déficit hídrico generado por la evapotranspiración. La temperatura oscila en el mes de marzo los 27 °C, descendiendo en el mes de septiembre a los 21 °C (Camposano *et. al*, 2007).

2.1.2. Vías de Acceso

Existen dos vías terrestres de acceso, Salinas y Libertad, cuenta con carreteras asfaltadas, e incluso por esta misma vía se puede acceder a otros lugares como Ancón, Atahualpa y Guayaquil. Por vía marítima también es posible acceder a esta zona, siempre y cuando el anclaje se realice en barcos de pequeño calado ya que no es posible atracar en Mar Bravo por el fuerte oleaje (Camposano *et. al*, 2007).

2.1.3. Desarrollo Socioeconómico

Salinas se caracteriza por ser el primer balneario del Ecuador en el que su principal actividad económica es el turismo. En Mar Bravo se desarrolla la actividad Acuícola, mediante la operación de laboratorios ubicados a lo largo de la línea costera de este sector, aportando con el desarrollo económico de esta zona. Otras de las actividades de esta zona son la pesca y la extracción de sal (Camposano *et. al*, 2007).

2.1.4. Biodiversidad

Se pueden observar cangrejos, conchas, pelícanos, piqueros patas azules, fragatas, gaviotas, cormorán, garzas y numerosas especies de aves playeras migratorias.

2.2. MATERIALES

2.2.1. Trabajo *in-situ*.

2.2.1.1. Monitoreo

- Bicicleta.
- Binoculares (marca Center Point modelo Phase 2/ 16x50mm)
- GPS (marca Garmin modelo Extre 30)
- Cámara Fotográfica (marca LG L-03C)
- Tabla de Mareas (INOCAR).

2.2.1.2. Recolección de Muestras

- Fundas Plásticas Zyploc.
- Equipo de Disección.
- Guantes Quirúrgicos Desechables
- Cuchillo
- Libreta de apuntes
- Etiquetas de colores

2.2.2. Trabajo *in-vitro*.

2.2.2.1. Identificación de Muestras

- Microscopio Óptico (marca BOECO modelo 10)
- Micrótopo (marca Sakura Accu-Cot SRM)
- Baño de Flotación (Tissue Floating Bath marca Premiura XH-1003)
- Reactivo de Tinción Azul de Toluidina

2.2.2.2. Medición de Muestras

- Calibrador Vernier
- Cinta Métrica
- Caja Petri
- Guías de Identificación

2.2.1.3. Marcado de Muestras

- Aerosol
- Marcador Permanente
- Cinta Scott

2.2.1.4. Análisis e Interpretación de Datos

- Laptop (marca Vaio HP 32 byte)
- Guías de Identificación

2.3. METODOLOGÍA

2.3.1. Delimitación de las estaciones y marcaje de organismos

2.3.1.1. Acceso al Área de Estudio

Para llegar a la zona de estudio existen varias vías de acceso, por lo que facilita el monitoreo de cada una de las estaciones designadas, se utilizó una bicicleta para los recorridos. De acuerdo al cronograma planteado se realizaron recorridos los primeros tres días de la semana, los dos días restantes fueron destinados para el análisis de las muestras en el laboratorio, estos días variaron según la tabla de mareas del INOCAR, la recolección de muestras se las realizó en marea baja lo que facilito la obtención de muestras.

2.3.1.2. División y Ubicación del Área de Estudio en Transeptos

Para poder realizar los monitoreos con mayor facilidad se dividió el área de estudio en 21 estaciones paralelas a la línea de costa, tomando como punto de referencia los postes de alumbrado público de la zona y con la ayuda de un GPS (Sistema de Posicionamiento Global) se registró la posición geográfica exacta de cada una de las estaciones. Cada transepto conto con una extensión de 34m. De cada muestra encontrada se tomaran datos geográficos de su ubicación mediante un GPS (Anexo Fig. 24, 25, 26) (Anexo Tabla VIII, IX, X, XI) (Vera, 2009).

2.3.1.3. Marcación e Identificación de las Especies y el estado de descomposición de las Tortugas

Para la identificación de las tortugas marinas se contó con dos guías: La Guía de Tortugas - Equilibrio Azul y Taxonomía, Morfología Externa e Identificación de las Especies por Pritchard & Mortimer (1999).

Las diferentes especies de tortugas que fueron identificadas y analizadas posteriormente se procedieron a marcarlas con el código designado en su caparazón para evitar volver a repetir los datos del mismo individuo (reconteo) (Anexo Fig. 27; 34).

Al realizar la identificación de especies se observaron si presentaban traumatismos a nivel del cráneo, caparazón o algún tipo de traumatismo causado por agentes externos (Anexo Fig. 35 36).

Para la determinación del estado de descomposición nos basamos en las observaciones realizadas por Thierry, (2000) y Vera, (2009) en el que se cataloga a las tortugas con descomposición Baja aquellos individuos que aún no presentan mal olor y que su morfología no ha sido afectada por el periodo de degradación, las tortugas con descomposición Media son aquellas que presentan un mal olor y que su cuerpo está en periodo de putrefacción y las tortugas con una descomposición Altas son las que presentan poco tejido muscular, se pueden observar a simple vista los huesos, sus placas tienen un color pálido debido a la alta radiación solar y la identificación de su género mediante observaciones *in-situ* es prácticamente imposible (Anexo Tab XII, XIII, XIV, XV).

2.3.1.4. Medición del Caparazón

Los caparazones fueron medidos con dos instrumentos de medición; el primero consistió en un calibrador vernier (grande), para obtener los datos de Largo Recto del Caparazón (LRC), Ancho Recto del Caparazón (ARC) y una cinta métrica; obteniendo los datos del Largo Curvo del Caparazón (LCC) y el Ancho Curvo del Caparazón (ACC), los medidas fueron ingresadas en dos base de datos diferentes: el

programa estadístico Excel y el programa IBM SPSS Statistics v20,0 (Anexo Fig. 37, 38) (Anexo Tab XVI, XVII).

2.3.1.5. Seguridad

Para la extracción de los huesos (Humeros) destinados a la investigación, fue necesario contar con un protocolo de higiene adecuado, usando guantes de látex y mascarilla, además de no ingerir ningún tipo de alimentos durante análisis de las muestras. Cabe recalcar que no se tiene conocimiento si se está expuesto a una enfermedad transmisible al ser humano. Cuando se hizo uso de los diferentes reactivos fue necesario realizarlo en lugares ventilados y usando la protección adecuada (guantes, mascarilla, mandil) además de lavarse las manos al terminar el trabajo (Thierry, 2000).

2.3.2. Obtención de Muestras

2.3.2.1. Disección y Extracción del Plastrón (Thierry, 2000)

Por lo general las tortugas que se registraron en el presente estudio estuvieron muertas debido al varamiento en las playas. Para la disección del organismo se siguió el protocolo establecido por Thierry, (2000) en el que se coloca a la tortuga con el plastrón hacia arriba. Utilizando un cuchillo se realizó un corte lineal entre los

escudos infra-marginales del plastrón (parte inferior) se extendió el corte lateralmente, pasando por las regiones axilares, placas intergular (parte anterior) y placa interanal (parte posterior). Al realizar este corte se facilitó la separación ya que en esta parte solo existe cartílago de unión.

Se separará el plastrón (parte inferior) según se vaya realizando el corte de las uniones de músculos esquelétales. Al termino del corte periférico se notó que aún existían uniones de la clavícula (parte anterior) o pelvis (parte posterior), las que pueden ser separadas del plastrón cortando los ligamentos y cartílagos cerca del interior del plastrón.

2.3.2.2. Separación del Húmero

Siguiendo con el protocolo establecido por Thierry, (2000) una vez removido el plastrón se realizaron cortes de los músculos que se encuentran alrededor de las aletas posteriores y anteriores, se eliminaron los músculos y órganos cercanos a la pelvis y a la zona pectoral, retorciendo la aleta posterior (izquierda o derecha) se sacó al hueso de su unión.

Se procede a cortar los restos de piel que impiden la separación total de la extremidad, se procede a cortar los músculos que se encuentran cubriendo el hueso,

dejando de esta manera al descubierto el humero de las dos extremidades inferiores (Anexo Fig. 39; 42).

2.3.2.3. Periodo de Secado

2.3.2.3.1. Orgánico

El Secado Orgánico (S.O.) puede hacerse de dos formas; para la primera se necesita que el organismos destinado para la obtención de la muestra, este en un estado medio de descomposición (que tenga organismos detritívoros), la muestra es recolectada en fundas plásticas junto con los organismos (detritívoros), son guardadas al ambiente, al cabo de tres semanas fueron extraídos y se observaron totalmente limpios (blancos) sin carne.

El segundo proceso consiste en extraer los huesos del organismo y enterrarlos a una profundidad de 20 cm, no importa el tipo de suelo, al cabo de tres semanas se los extrae del lugar (Anexo Fig. 43, 44).

2.3.2.3.2. Inorgánico

Este proceso consiste en extraer los huesos de los organismos y a continuación se procede a hervirlos en agua durante 25 minutos, para luego ser retirados, se observa

que los tejidos blandos están totalmente cocinados y se facilita su extracción mediante unas pinzas quirúrgicas, se los marca y se los deja secar al sol por tres días (Anexo Fig. 45; 48) (Prieto, 2009).

2.3.2.4. Preservación de las Muestras

Una vez que la muestra queda libre de tejidos blandos fueron colocadas en peróxido de hidrogeno (agua oxigenada) y posteriormente en alcohol al 70%. Los huesos se dejan secar, son depositados en envases y congeladas a -20°C (Prieto, 2009).

2.3.3. Preparación de Muestras

2.3.3.1. Etiquetado de las Muestras

Para evitar confusiones al momento de identificar las muestras (huesos) es necesario que sean etiquetadas con los siguientes datos: especie, género, sexo, transepto, fecha de registro (Anexo Fig. 49, 50).

2.3.3.2. Morfometría de los Huesos

Es necesario realizar la morfometría de los huesos antes de que sean cortados, debido a que se imposibilita su medición en las etapas posteriores, estos datos pueden servir

como base para estudios sobre el crecimiento óseo en quelonios (Anexo Fig. 51, 52, 53) (Anexo Tab XVIII, XIX, XX, XXI, XXII) (Parra, J 2012).

Las medidas que se registraron fueron:

- Longitud máxima (Lmax): distancia desde el límite más cercano al proceso cubital hasta la superficie articular distal.
- Longitud longitudinal (LI): distancia desde el plano cercano de la cabeza hasta la superficie articular distal, paralelo al plano longitudinal del húmero.
- Longitud del proceso cubital (LPC): distancia del plano próximo al proceso cubital para la unión de la cabeza del cubito y el proceso.
- Longitud proximal (LP): distancia que va desde la superficie adyacente de la cabeza al margen distal del proceso radial, paralelo al eje longitudinal.
- Anchura proximal (AP): trayecto desde el plano preaxial de la cabeza hasta la superficie post-axial del proceso cubital, perpendicular al plano longitudinal.
- Longitud radial del procedimiento (LRP): distancia entre el margen anterior y posterior del proceso axial, diagonal al plano longitudinal.
- Ancho de la cresta deltopectoral (ACDlp): distancia transversa de la superficie pre y post-axial de la cresta deltopectoral.
- Anchura media (AM): distancia que atraviesa la superficie pre y post-axial en anchura mínima.

- Anchura distal (AD): distancia que pasa por el plano pre y post-axial en la unión de los cóndilos articulares con la varilla (eje).
- Diámetro máximo de la cabeza (DCMax).
- Diámetro mínimo de la cabeza (DCMin).

2.3.3.3. Corte de las Muestras

Mediante el uso de una sierra fina (caladora) se realiza un corte transversal (discoidal) desde el centro de la diáfisis, en la parte distal de la cresta delto-pectoral del hueso, dichos cortes deben ser de un espesor de 4 mm, 1,5 cm de longitud y 1cm de ancho (Anexo Fig. 54, 55) (Prieto, 2009, Montalvo. C, 2010).

2.3.3.4. Descalcificación

Luego de las muestras fueron cortadas con las medidas específicas, fueron llevadas al laboratorio de química de la Universidad Estatal Península de Santa Elena, debido a la dureza de las muestras, se procedió a descalcificarlas usando el Ácido Nítrico al 5%, la preparación consistió en mezclar 5 ml de Ácido Nítrico y 95 ml de agua destilada, se obtuvo un total de 100 ml de la solución, se introdujo las muestras en la solución y se la dejó por un lapso de 4 días con un periodo de recambio de la solución de 2 días, al cuarto día se observó que las muestras estaban totalmente blandas y con una coloración oscura (Anexo Fig. 56, 57) (Bretones, 2009).

2.3.3.5. Deshidratación

La muestra fueron deshidratadas para poderla incluirlas en sustancias o reactivos hidrofóbicos (como la parafina), se realiza siguiendo un protocolo estándar de inmersión en alcoholes de grado creciente, terminando con xileno.

- Se colocó la muestra en alcohol de 70^o durante 45 minutos
- Se colocó la muestra en alcohol de 80^o durante 30 minutos
- Se pasó la muestra en alcohol de 96^o durante 30 minutos (dos veces)
- Finalmente se colocó la muestra en Xileno durante 5 minutos.

Para volver a hidratar las muestras se realiza el mismo procedimiento, pero en sentido inverso y terminando con agua destilada (esto se realiza cuando se quiere tratar la muestra con sustancias hidrofílicas) (Anexo Fig.58, 59, 60, 61, 62) (Bretones, 2009).

2.3.3.6. Inclusión en Parafina

Para poder realizar los cortes en un micrótopo es necesario que se realice una inclusión de la muestra en un medio o material consistente (parafina). Debido a que la parafina es completamente insoluble en agua es necesaria una previa deshidratación de la muestra. La inclusión en parafina consiste en poner la muestra dentro del molde con parafina y antes de que se endurezca se coloca la parte inferior del cassette, se dejó

que la solución se enfriara a temperatura ambiente (Anexo Fig. 63, 64, 65, 66) (Bretones, 2009).

2.3.3.7. Obtención de los Cortes

Las muestras fueron cortadas con el micrótopo de rotación con un espesor de 10 μ , de inmediato fueron pasadas al baño de flotación a una temperatura de 30 $^{\circ}$ C, con la ayuda de pinzas se seleccionaron las mejores muestras y con la placa porta objeto se recogieron del agua temperada (Anexo Fig. 67, 68, 69, 70, 71).

2.3.3.8. Tinción

En esta etapa se procedió a la tinción con el reactivo azul de toluidina, pero antes se quitó la parafina que fue añadida en el proceso anterior, de la misma manera se volvió a hidratar la muestra ya que el reactivo de tinción que se utilizó es una solución acuosa (Bretones, 2009), para esto se realizó el siguiente proceso (Anexo Fig. 72; 81):

a) Desparafinado.

- Se puso la muestra en la estufa durante 30 minutos a 60 $^{\circ}$ C.
- Después del calentamiento de la muestra se la puso en xileno durante 10 a 15 minutos.

b) Hidratar.

- Se puso la muestra en alcohol de 96^o durante 5 minutos.
- Se colocó la muestra en alcohol 70^o durante 5 minutos.
- Se puso la muestra en alcohol 50^o durante 5 minutos.

c) Se lavó la Muestra en Agua Destilada para no contaminar el recipiente del reactivo.

d) Se tiñó la muestra con el reactivo Azul de Toluidina durante 5 minutos.

e) Se lavó el exceso de colorante del reactivo con agua corriente.

f) Colocamos las muestras en agua destilada durante 5 minutos.

g) Deshidratación de la muestra (proceso contrario a la hidratación).

- Se puso la muestra en alcohol de 70^o durante 5 minutos.
- Se colocó la muestra en alcohol de 80^o durante 5 minutos.
- Se puso la muestra en alcohol de 96^o durante 5 minutos (dos veces).
- Finalmente se colocó la muestra en Xileno durante 5 minutos.

h) Se realizó el montaje de la laminilla.

i) Se observó en el microscopio y se contó las líneas de crecimiento.

CAPÍTULO III

RESULTADOS

3.1. Frecuencia nominal y porcentual de los varamientos por mes.

En el Gráfico 1 se muestra la frecuencia nominal y porcentual con la que se presentaron las tortugas marinas en cada uno de los meses de monitoreo, observando que los meses con menor frecuencia de organismos fueron Febrero y Mayo, encontrando 3 ejemplares en cada mes con el 9,1% de la frecuencia registrada. El mes con mayor frecuencia de organismos fue Junio con un total de 8 individuos que corresponde al 24,2% seguido del mes de Julio con un total de 7 individuos equivalente al 21,2%.

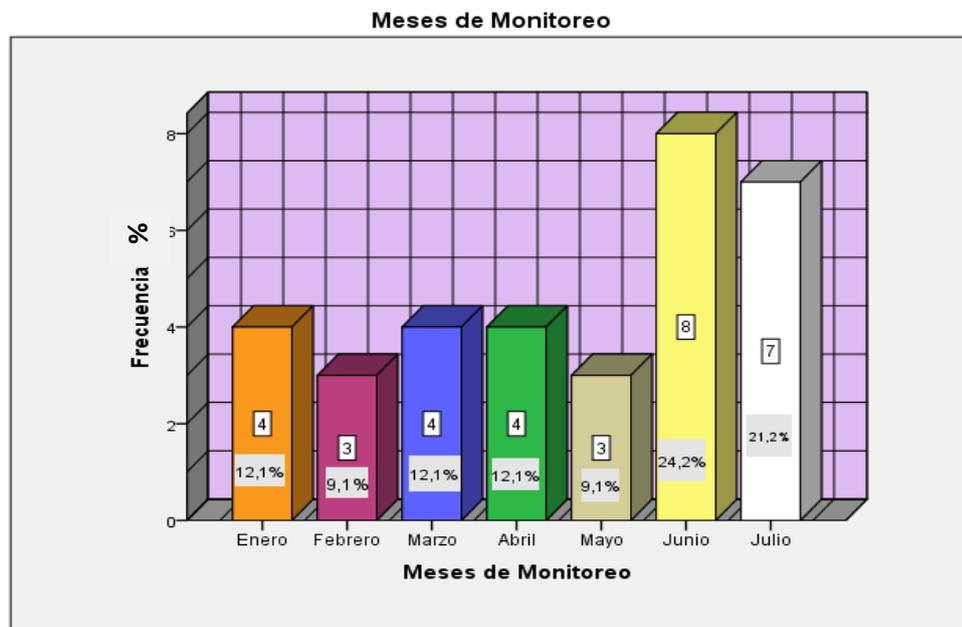


Gráfico. 1 Frecuencia nominal y porcentual de los varamientos de tortugas marinas durante los 7 meses de monitoreo.

3.2. Registro de varamientos de especies por mes.

En el gráfico 2 se pueden observar los registros mensuales de los varamientos de las tortugas marinas en el sector de Mar Bravo, se registraron 3 especies; *Eretmochelys imbricata*, *Lepidochelys olivácea* y *Chelonia agassizii*. Se observó claramente que la especie *Ch. agassizii* registró un mayor número de varamientos en el mes de Junio con 6 individuos, seguido del mes de Julio con 4 individuos, en los meses de Febrero y Mayo solo se registró 1 individuo en cada mes, mientras que en los demás meses no se registraron varamientos de esta especie. *L. olivácea*, en el mes de enero con 3 individuos, en los meses de Marzo, Abril, Junio y Julio se registraron 2 individuos en cada mes y en los meses de Febrero y Mayo con 1 individuo por mes. La especie *E. imbricata* presentó un mayor índice de varamientos en los meses de Marzo y Abril con un total de 2 individuos en cada mes, en los demás meses solo 1 individuo, a excepción del mes de Junio en el que no hubieron varamientos de esta especie. Con los resultados obtenidos se puede decir que durante los 7 meses de monitoreo la especie más abundante y frecuente fue *L. olivácea*.

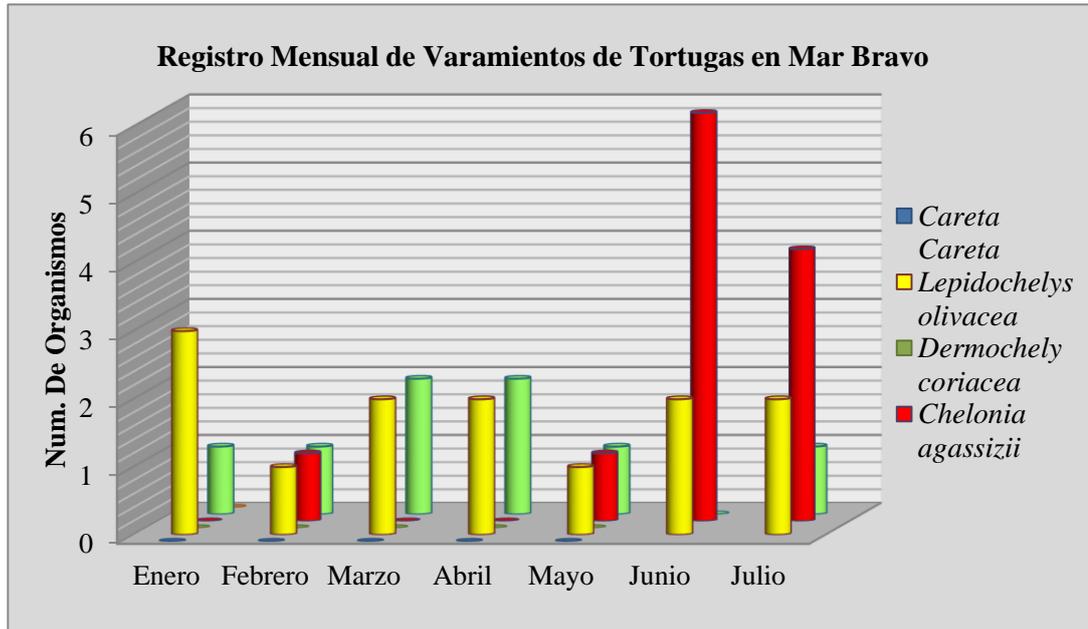


Gráfico. 2 Registro de varamientos mensuales de tortugas marinas en la playa de Mar Bravo

3.3. Varamientos Registrados en cada Estación.

En el Gráfico 3 se contabilizan el número de varamientos de tortugas marinas registrados durante los meses de monitoreo en las 21 estaciones. Se observa que el mayor número de varamientos fue en la estación 1 con un total de 6 individuos, de los cuales 4 pertenecen a la especie *Ch. agassizii* y 2 a la especie *L. olivácea*, la segunda estación que reporto un número significativo de varamientos fue la 9, con un total de 4 tortugas marinas, 2 pertenecen a la especie *E. imbricata*, y las dos restantes a *L. olivácea* y *Ch. agassizii*, a su vez cabe recalcar que la estación 9 fue la única que reporto varamientos de las tres especies, a diferencia de las estaciones 1 y 18 que se

observaron dos especies y en las demás solo se encontró una especie. En las estaciones 4, 6, 8, 10 y 16 no se reportaron varamientos de tortugas marinas.

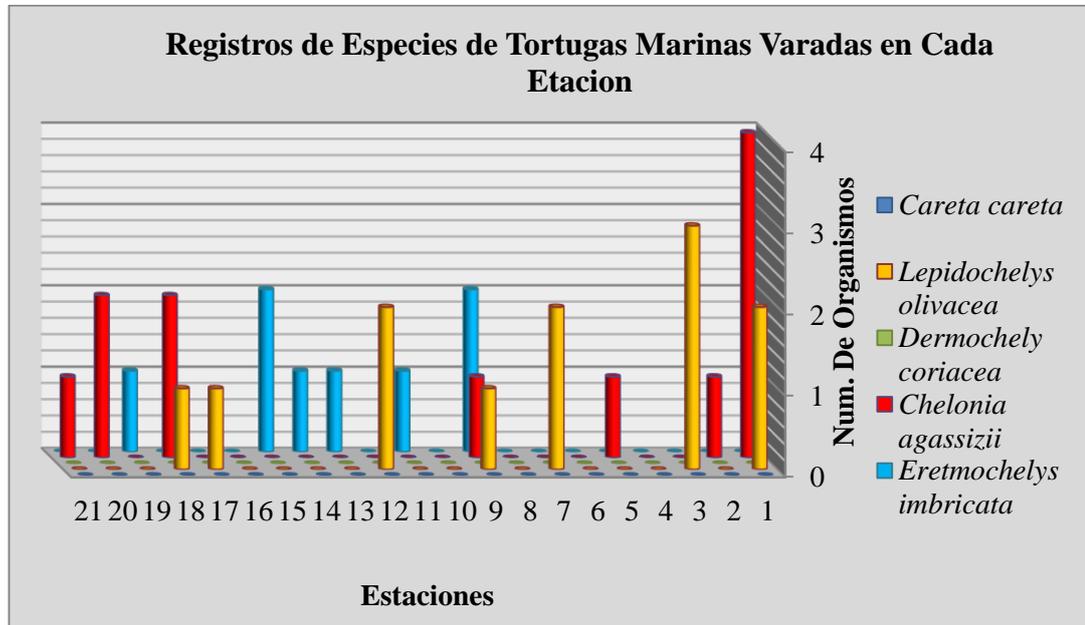


Gráfico. 3 Registro total de varamientos en cada estación.

3.4. Total de Hembras, Machos e Individuos no Identificados de Tortugas Marinas Registradas en la Playa de Mar Bravo (2015).

Se observa la frecuencia nominal y porcentual con que se presentaron hembras, machos y sexo no identificado durante todo el periodo de muestreo. Durante los 6 meses de monitoreo los ejemplares machos tuvieron una frecuencia del 21,2%, las hembras se encontraron con una frecuencia del 63,6%, mientras que los organismos que no se pudieron identificar debido al avanzado estado de descomposición se hallaron con una frecuencia del 15,2%.

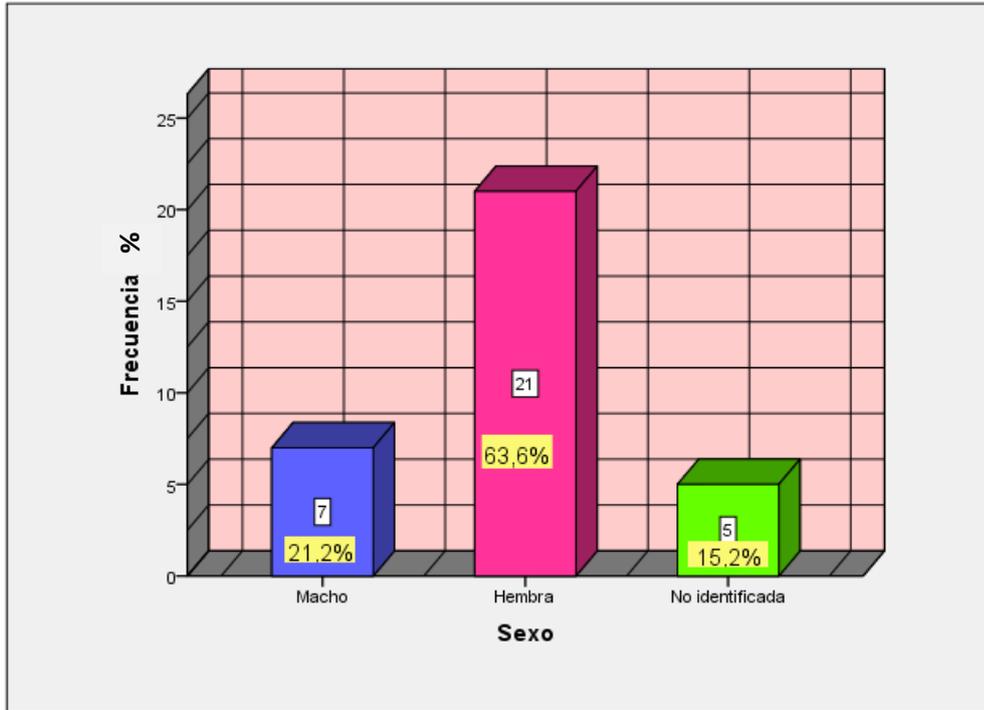


Gráfico. 4 Frecuencia del sexo de las tortugas marinas varadas en las playas de Mar bravo.

3.5. Registro de Varamientos de cada Especie de Tortuga Marina.

En el Gráfico 5 se muestra la frecuencia que presentaron las tres especies de tortugas marinas varadas en las playas de Mar Bravo durante los seis meses de monitoreo, observando que la especie con mayor frecuencia fue la *L. olivácea* encontrando 13 individuos, con una frecuencia porcentual del 39,39%, seguido de la especie *Ch. agassizii* con 12 individuos equivalente al 36,36% de frecuencia porcentual, la especie con menor frecuencia nominal y porcentual fue la *E. imbricata* con 8 individuos equivalente a 24,24%.

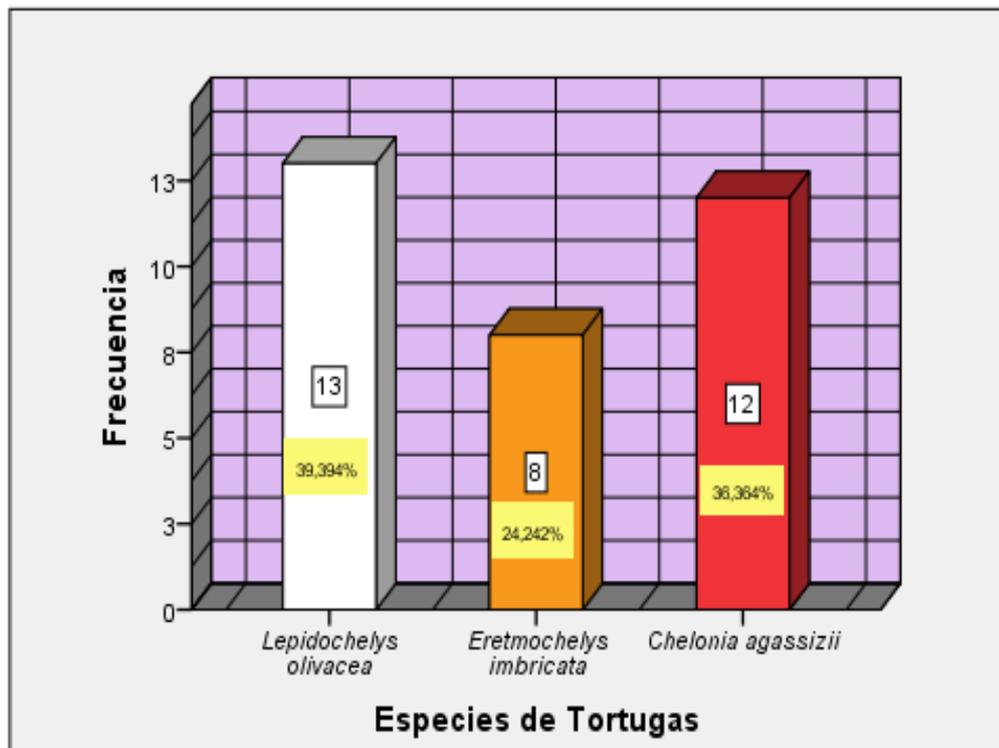


Gráfico. 5 Frecuencia nominal y porcentual de las tres especies de tortugas marinas varadas.

3.6. Registros de mortalidad de las tortugas marinas agrupadas según el sexo.

En el gráfico 6 se agruparon los registros de las diferentes especies de tortugas marinas de acuerdo a su sexo, con el fin de determinar el número de hembras y machos varados durante los meses de monitoreo, también se encontraron individuos que debido a su avanzado estado de descomposición no pudieron ser identificados. Debido a los rasgos presentado (cola corta) los que se diferencian claramente de los machos (cola larga), comprobando que la especie con mayor número de mortalidad fue *L. olivácea* con 7 hembras, 3 machos y 3 individuos no identificados, seguido de *Ch. agassizii* con un total de 9 hembras, 2 machos y 1 individuo no identificado,

mientras que la especie con menor mortalidad fue *E. imbricata* con 4 hembras, 2 machos y 1 individuo no identificado. Cabe recalcar que la diferenciación entre machos y hembras se las realizo mediante un reconocimiento de sus características externa (Hembras; cola pequeña que no sobrepasa el caparazón, Machos; cola larga que sobrepasa el caparazón) sin realizar un análisis de necropsia gonadal. Los resultados demostraron que existió un mayor número de tortugas marinas hembras varadas en las playas de Mar Bravo.

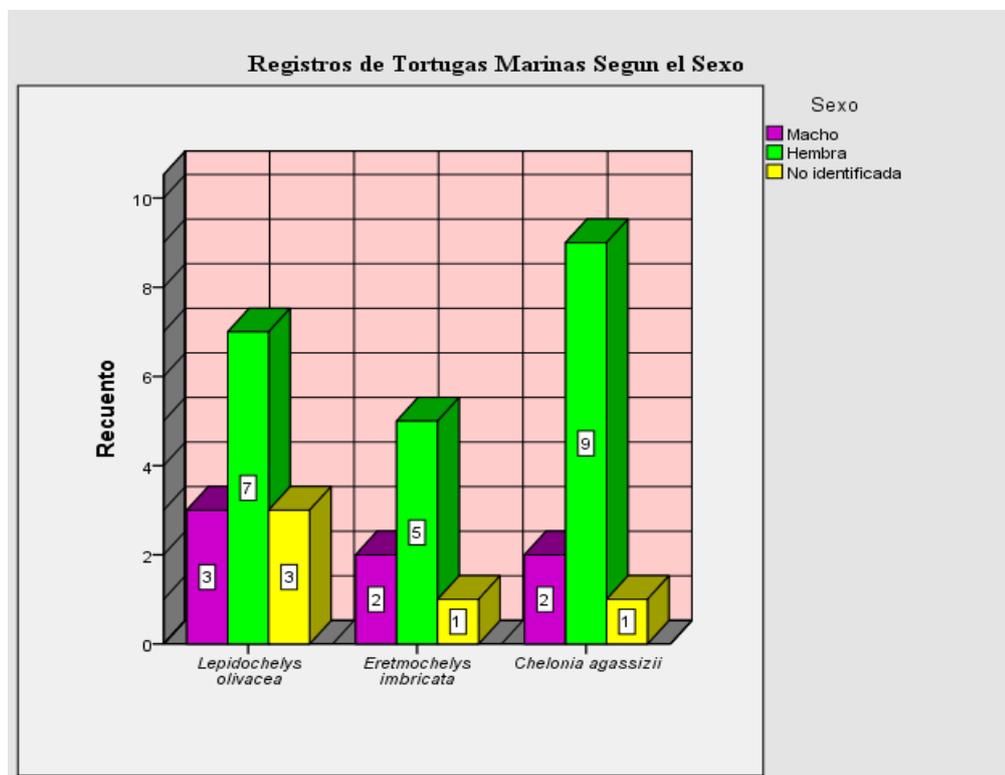


Gráfico. 6 Recuento y comparación de la mortalidad entre las tres especies de tortugas marinas agrupadas según el sexo.

3.7. Registro del estado de descomposición de las tortugas marinas varadas en las playas de Mar Bravo (2015).

En el Grafico 7 se observa la frecuencia nominal y porcentual del estado de descomposición de los 33 organismos registrados. La descomposición baja se registró con una frecuencia nominal de 11 equivalente al 33,3%, las tortugas marinas que se hallaron en un estado de descomposición media fueron 17 individuos correspondientes al 51,5% y con un estado de descomposición alta fueron 5 individuos equivalente a al 15,2% de frecuencia porcentual.

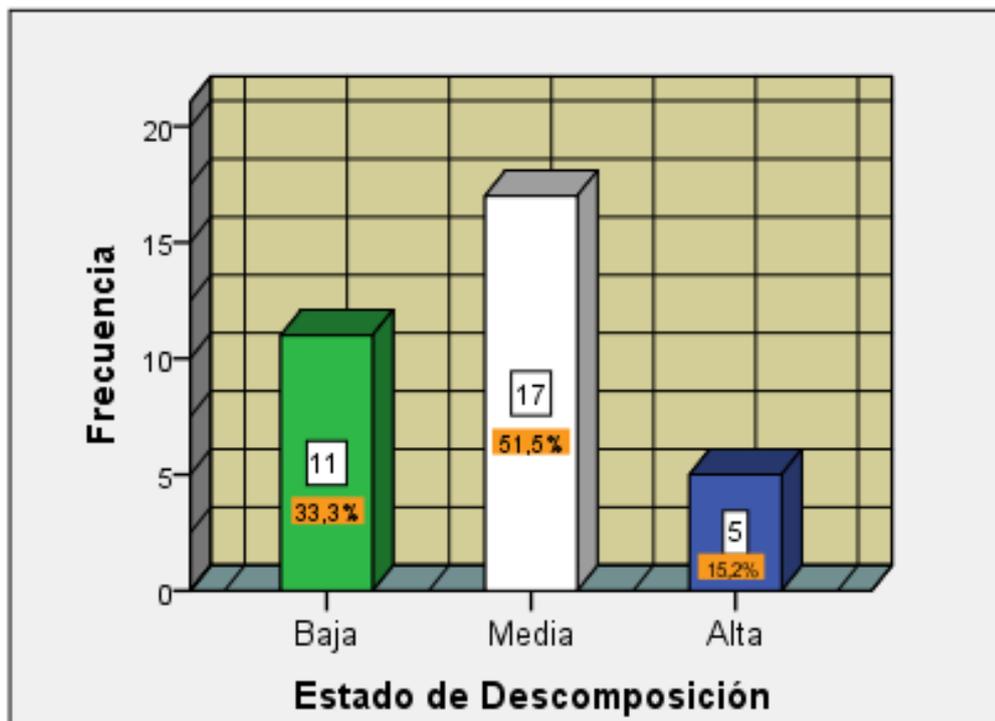


Gráfico. 7 Frecuencia nominal y porcentual del estado de descomposición de las tortugas marinas.

3.8. Registro del estado de descomposición de hembras, machos y organismos no identificados de cada una de las especies de tortugas marinas.

La especie que más se encontró en estado de descomposición bajo y alto fue *L. olivácea*, mientras que en estado de descomposición medio sobresalió la especie *Ch. agassizii*. Se observa que la especie *L. olivácea* en estado de descomposición bajo, registró 1 macho y 4 hembras, mientras que en estado de descomposición medio se encontraron 2 machos y 3 hembras, 3 organismos no pudieron ser identificados debido a su alto estado de descomposición. Para la especie *E. imbricata* en estado de descomposición bajo se encontró 1 macho y 2 hembras, en estado de descomposición medio se halló 1 macho y 3 hembras, solo 1 organismos no puedo ser identificado debido a su alto estado de degradación. De la especie *Ch. agassizii* se encontraron 3 hembras en estado de descomposición bajo, no se encontraron machos, en estado de descomposición medio se hallaron 2 machos y 6 hembras, solo 1 organismo de esta especie no puedo ser identificado.

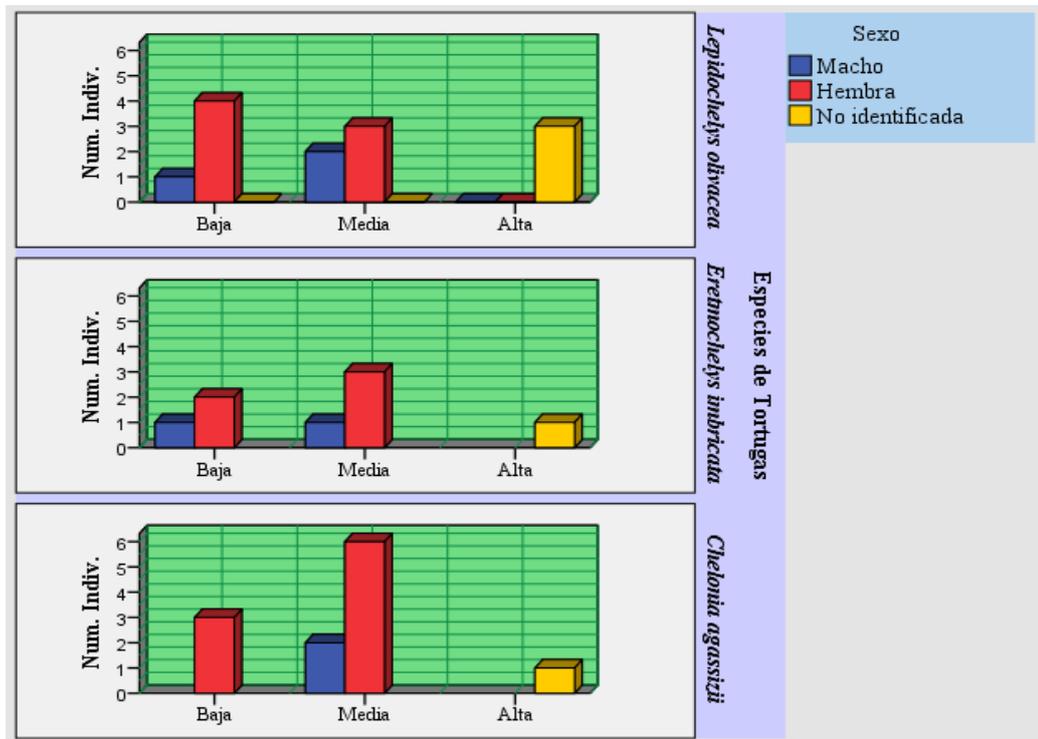


Gráfico. 8 Estado de descomposición de cada una de las especie de tortugas marinas registradas en la playa de Mar Bravo.

3.9. Comparación entre las variables Largo Curvo del Caparazón (LCC) y el Largo Máximo del hueso (LMh).

El Gráfico 9 muestra la dispersión entre los datos obtenidos de la LCC y el LMh. Se observa que los datos se acercan mucho a la línea de tendencia. Los valores fueron expresados de forma numérica para una mejor interpretación, mostrando un valor de intersección de 28,269, con una pendiente de 2,547, siendo el coeficiente de determinación de 0,5324, y el valor de correlación de 0,729 muy cercano a la constante 1, y según los rangos de correlación establecidos, se puede decir que existe una correlación lineal positiva.

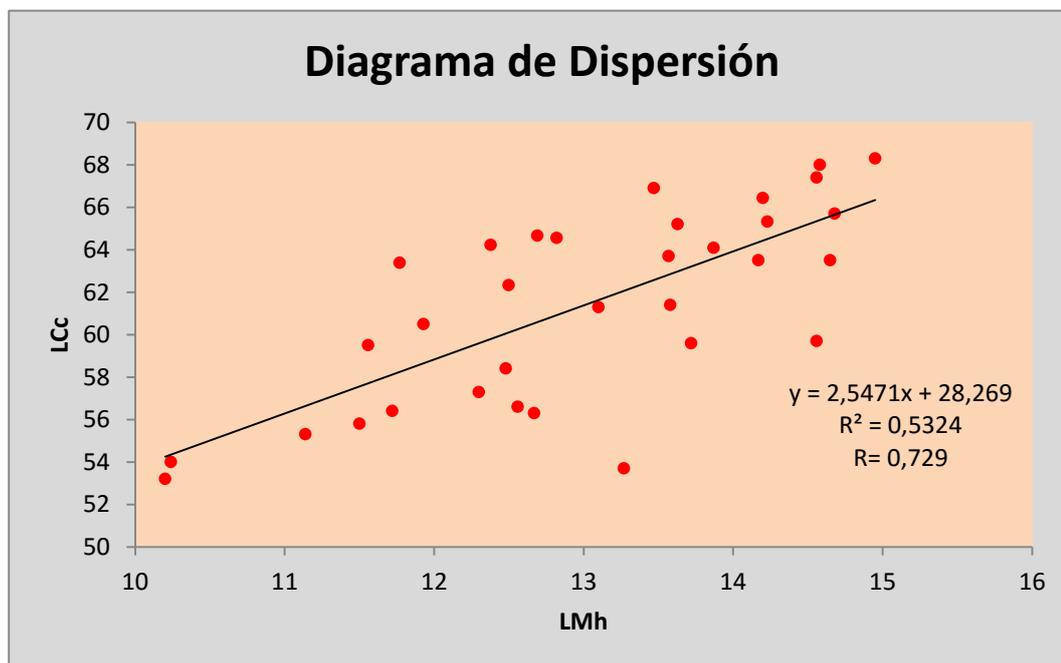


Gráfico. 9 Diagrama de dispersión entre el LCc y LMh de las 3 especies de tortugas marinas varadas registradas durante los meses de monitoreo en las playas de Mar Bravo (2015).

3.10. Correlación entre las variables LCc y LMh.

Tabla IV. Valores de Correlación de Pearson e índices de significancia entre las variables LCc y LMh

		LCc (cm)	LMh (cm)
LCc	Correlación de Pearson	1	,730**
	Sig. (bilateral)		,000
	N	33	33
LMh	Correlación de Pearson	,730**	1
	Sig. (bilateral)	,000	
	N	33	33

** . La correlación es significativa al nivel 0,05 (bilateral).

En la Tabla IV se observa que la correlación de Pearson entre estas dos variables es de 0,73 lo que nos da una correlación media, se puede decir que los datos que se

registraron del LCC predicen en un 73% los datos de la LMh. Para demostrar la confiabilidad de los datos, se determinó el nivel de significancia, obteniendo un valor menor a la constante 0,05, por lo que en términos estadísticos este valor es altamente significativo para estas dos variables y que los datos que se registraron no fueron al azar sino que ambos están correlacionados.

3.11. Edad Calculada y el Largo Curvo del caparazón, promedio, edad máxima y mínima.

Se determinó mediante el análisis osteocronológico las edades estimativas para cada una de las tortugas registradas en la zona de Mar Bravo. Existe un promedio de la LCc de 61,4 cm con una edad de 13 años, la longitud mínima es de 53,2 cm con una edad de 11 años, la longitud máxima del caparazón fue de 68,3 cm a una edad de 16 años. Con una desviación típica para las tallas del caparazón de 4,49 y 1,51 para las edades estimadas en el análisis osteocronológico.

Tabla V. Longitud del caparazón y la edad estimada de las tortugas registradas.

Nombre C.	LCc	ECt
<i>Lepidochelys olivácea</i>	55,8	13
<i>Lepidochelys olivácea</i>	63,5	15
<i>Eretmochelys imbricata</i>	56,3	13
<i>Lepidochelys olivácea</i>	61,4	14
<i>Lepidochelys olivácea</i>	56,4	13
<i>Eretmochelys imbricata</i>	61,3	14
<i>Chelonia agassizii</i>	54	11
<i>Lepidochelys olivácea</i>	53,2	12
<i>Eretmochelys imbricata</i>	65,7	16
<i>Eretmochelys imbricata</i>	57,3	13
<i>Lepidochelys olivácea</i>	53,7	12
<i>Lepidochelys olivácea</i>	59,7	14
<i>Eretmochelys imbricata</i>	58,4	13
<i>Lepidochelys olivácea</i>	59,6	14
<i>Eretmochelys imbricata</i>	56,6	13
<i>Chelonia agassizii</i>	55,3	11
<i>Lepidochelys olivácea</i>	63,5	15
<i>Eretmochelys imbricata</i>	59,5	14
<i>Chelonia agassizii</i>	68	16
<i>Chelonia agassizii</i>	66,9	15
<i>Lepidochelys olivácea</i>	68,3	16
<i>Chelonia agassizii</i>	67,4	15
<i>Chelonia agassizii</i>	60,5	12
<i>Chelonia agassizii</i>	62,3	12
<i>Lepidochelys olivácea</i>	63,7	15
<i>Chelonia agassizii</i>	64,1	12
<i>Chelonia agassizii</i>	65,3	13
<i>Lepidochelys olivácea</i>	64,2	15
<i>Chelonia agassizii</i>	66,4	14
<i>Eretmochelys imbricata</i>	64,7	16
<i>Lepidochelys olivácea</i>	65,2	16
<i>Chelonia agassizii</i>	63,4	12
<i>Chelonia agassizii</i>	64,6	13
Promedio	61,4	13,69
Mínima	53,2	11
Máxima	68,3	16

3.12. Valor estimativo de las edades de cada una de las tortugas marinas varadas en la playa de mar Bravo.

En este gráfico se observa de forma detallada de la curva de las edades estimadas para cada una de las muestras registradas durante los periodos de muestreo. Se puede observar que en las muestras 7 y 16 se estima una edad de 11 años, mientras que la edad más avanzada fue de 16 años para las muestras 9, 19, 21 y 30.

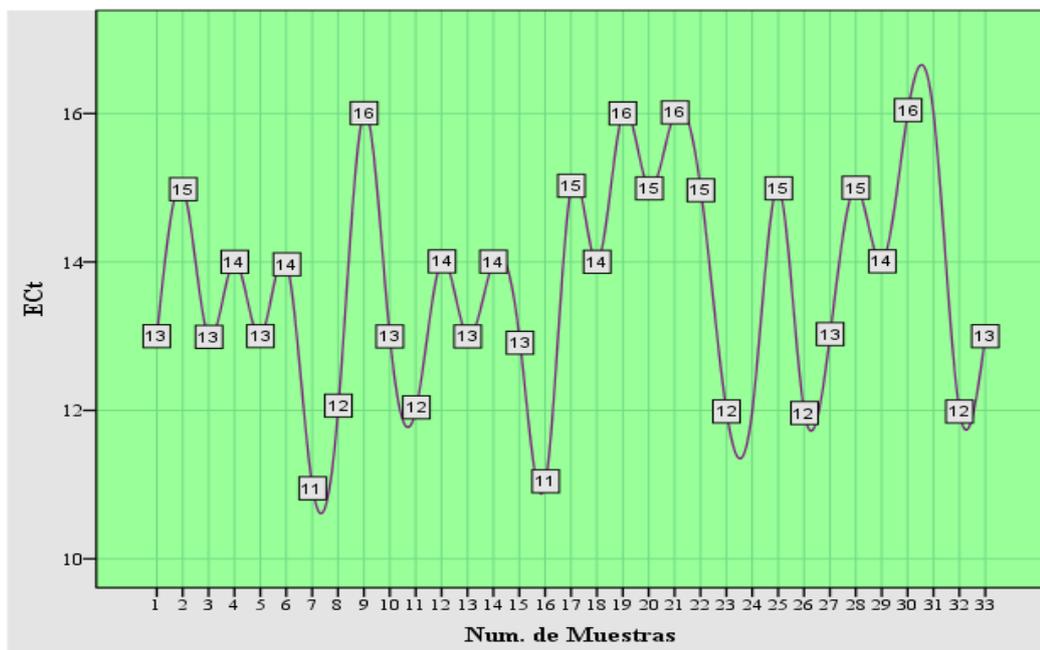


Gráfico. 10 Modelo gráfico de la estimación de las edades de las tortugas marinas registradas en las playas de Mar Bravo (2015).

3.13. Recuento de las especies de tortugas marinas en relación a la edad estimada.

Se muestran las variaciones que presentaron las diferentes especies de tortugas marinas durante los meses de monitoreo. Los análisis osteocronológicos mostraron que las tres especies de tortugas registradas estuvieron entre los 11 a 16 años de edad (*L. olivácea*, *E. imbricata*, *Ch. agassizii*), se registró la especie *L. olivácea*, con 2 organismos para las edades de 12, 13 y 16 años, 3 organismos de 14 años y 4 individuos de 15 años. De la especie *E. imbricata* se registraron 2 individuos para la edad de 12, 13 y 16 años, 3 organismos de 14 años y 4 individuos de 15 años, para la especie *Ch. agassizii* se registraron varamientos de 1 organismo para las edades de 14 y 15 años, 2 individuos en las edades de 11, 13 y 15 años, y 4 organismos de 12 años.

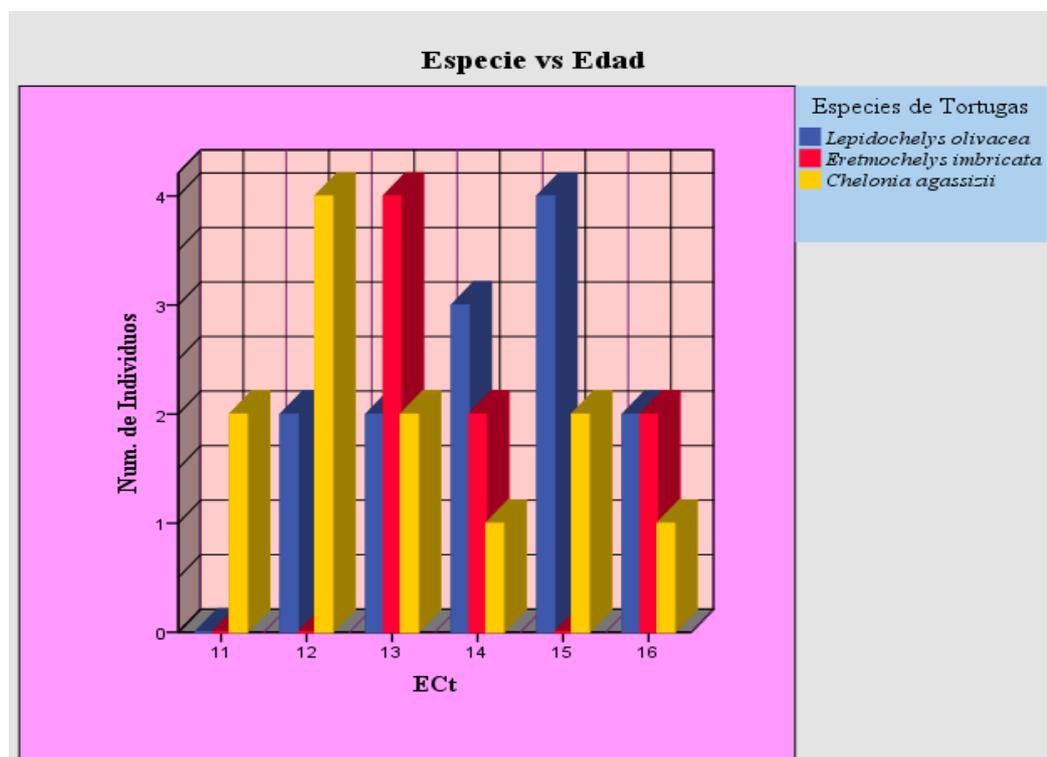


Gráfico. 11 Estimación nominal agrupada de las especies de tortugas marinas en relación a la edad cronológica.

3.14. Frecuencia de las edades durante los mes de monitoreo.

Se muestra la frecuencia de las edades de los 33 individuos de tortugas marinas que se registraron durante los meses de monitoreo, los resultados obtenidos en los análisis osteocronológicos mostraron que la edad de 11 años fue la menos frecuente con 2 individuos que corresponden al 6,1 %, las tortugas marinas con una edad de 13 años fue la más frecuente con 8 individuos, equivalente al 24,2 %, seguido de la edad de 16 años con una frecuencia de 5 individuos que corresponden al 15,2 %, las edades de 12, 14 y 15 años con 6 individuos representa el 18,2% del 100% total.

Tabla VI. Frecuencia de las Edad Estimativa de las Tortugas Marinas Registradas.

		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válidos	11	2	6,1	6,1	6,1
	12	6	18,2	18,2	24,2
	13	8	24,2	24,2	48,5
	14	6	18,2	18,2	66,7
	15	6	18,2	18,2	84,8
	16	5	15,2	15,2	100,0
	Total	33	100,0	100,0	

3.15. Comparación entre la edad y el sexo de las tres especies de tortugas marinas registradas.

Se observa que para la especie *L. olivácea*, se mostraron mayores mortalidades en las hembras, registrándose 7 individuos en total, 3 fueron de 15 años, 2 de 13 años y un solo individuo en las edades de 14, 16 años, en machos se observó 1 individuo de 12 años y 2 organismos de 14 años. Al igual que la especie anterior, para *E. imbricata* se registraron mayores mortalidades en hembras, con un total de 5 individuos, 3 fueron de 13 años 1 de 14 años y 1 de 16 años, se observaron 2 individuos machos de 13 y 16 años. Para la especie *Ch. agassizii* se registró una mayor mortalidad en hembras con un total de 9 individuos, 4 fueron de 12 años, 2 de 15 años y 1 en las edades de 11, 14, 16 años de edad, se registraron 2 machos de 13 años.

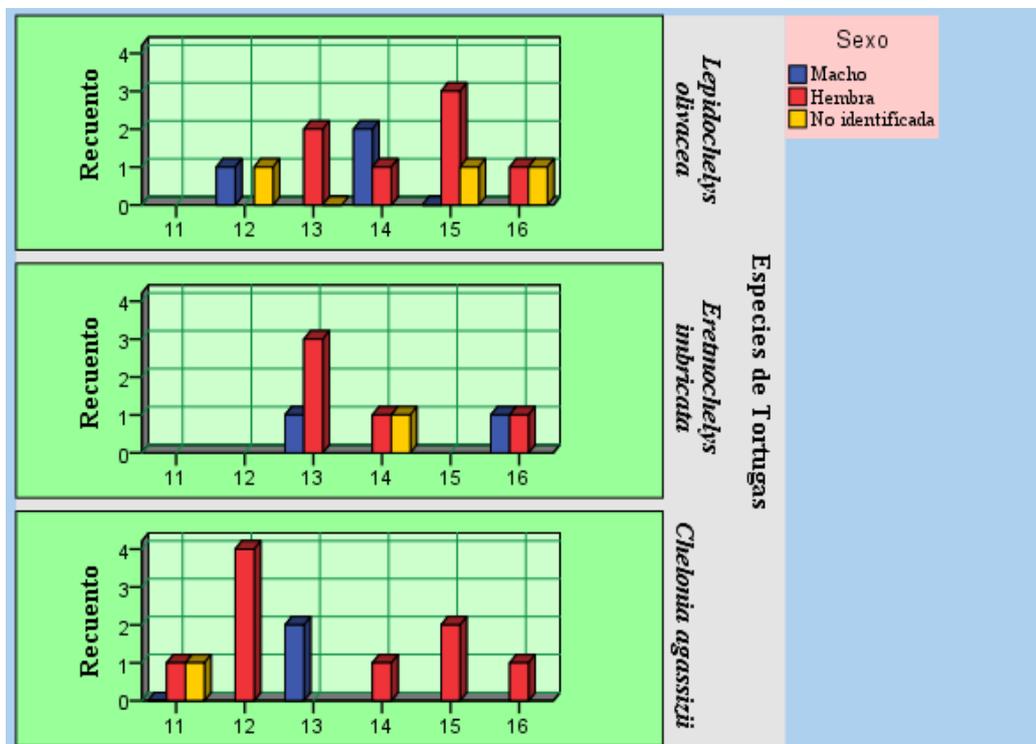


Gráfico. 12 Comparación entre las edades y el sexo que registraron las tres especies tortugas marinas registradas en Mar Bravo.

3.16. Comparación entre las variables Longitud Curvo del caparazón (LCC) y Edad Cronológica de la tortuga (ECt).

Se muestra la dispersión entre las variables obtenidas del LCc y la ECt. Se puede observar que los datos siguen un mismo patrón de distribución. Los valores fueron expresados de forma numérica para una mejor interpretación, mostrando un valor de intersección (y) de 32,49, una pendiente (x) de 2.11, con un coeficiente de determinación (R^2) de 0,503 y un valor de correlación (R) de 0,709, que se acerca a la constante 1, y según los rangos de correlación establecidos, se puede decir que existe una correlación lineal positiva alta entre los valores de las variables del LCc (Largo Curvo del caparazón) y ECt (Edad Cronológica de la tortuga), con esto la hipótesis de correlación planteada en este proyecto no se anula y es aceptada.

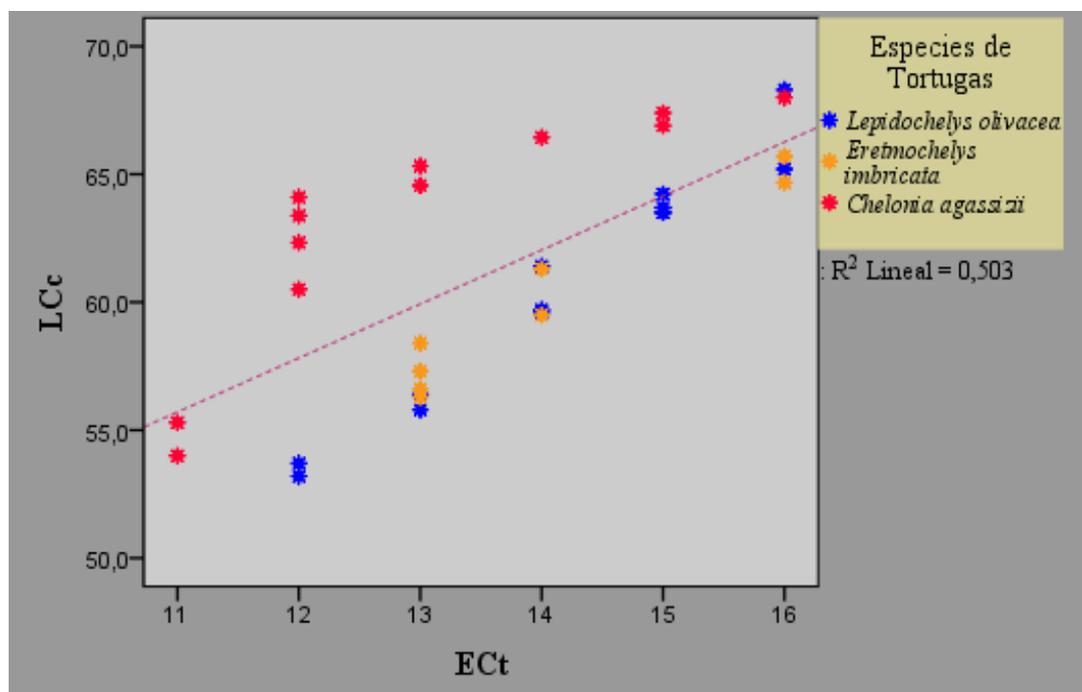


Gráfico. 13 Diagrama de dispersión entre el LCc y ECt de las 3 especies de tortugas marinas varadas registradas durante los meses de monitoreo en las playas de Mar Bravo (2015).

3.17. Correlación entre las variables LCc y ECt

Para validar los datos obtenidos en el diagrama de dispersión, se determinó la correlación que existe entre las variables LCc y la ECt aplicando los estatus de Pearson, Obteniendo una correlación de 0,709, lo que nos da una correlación alta, se puede decir que los datos que se registraron del LCc predicen en un 71% la edad cronológica de las tortugas marinas. Para demostrar la confiabilidad de los datos, se determinó el nivel de significancia, obteniendo un valor menor a la constante 0,05, por lo que en términos estadísticos estos valores son altamente significativos para estas dos variables y que los datos que se registraron no fueron al azar sino que ambos están correlacionados. Por lo que una vez más queda demostrado que la hipótesis planteada resulto afirmativa.

Tabla VII. Correlación de Pearson e índice de significancia entre las variables Longitud Curva del caparazón (LCc) y Edad Cronológica de la tortuga (ECt).

		LCc	ECt
LCc	Correlación de Pearson	1	,709**
	Sig. (bilateral)		,000
	N	33	33
ECt	Correlación de Pearson	,709**	1
	Sig. (bilateral)	,000	
	N	33	33

** . La correlación es significativa al nivel 0,05 (bilateral).

CAPITULO IV

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

- ❖ Se identificaron tres especies diferentes de tortugas marinas en las playas de Mar Bravo: *Lepidochelys olivácea*, *Chelonia agassizii* y *Eretmochelys imbricata*. La especie con mayor número de mortalidad durante los meses de Enero a Julio fue la *L. olivácea*, esto puede deberse a que el área de estudio y zonas cercanas es sitio de anidación para esta especie y debido a la interacción que tiene con los pescadores artesanales existe una mayor probabilidad de mortalidad y varamientos.
- ❖ Mediante los análisis osteocronológicos se determinó que las edades de las tortugas marinas varadas oscilo en el rango entre los 11 a 16 años de edad, registrando organismos juveniles para las especies *L. olivácea* y *Ch. agassizii* e individuos maduros para *E. imbricata*. Esto puede deberse a que los juveniles buscan zonas de forrajeo para su alimentación, lo que provoca que estos organismos se concentren en zonas costeras e interactúen con diferentes factores antrópicos y provoquen mortalidades y varamientos.

- ❖ En base a los resultados obtenidos de la Correlación de Pearson y Diagrama de dispersión se establece que si se manifiesta una relación directamente proporcional entre el Largo Curvo del caparazón y la Edad Cronológica de la tortuga.

- ❖ En este estudio se registró la biometría del caparazón, hueso (húmero), además de la determinación del sexo, especie, edad y estado de maduración, por lo que queda establecida una base de datos que puede ser usada como línea base para futuros trabajos en tortugas marinas.

4.2. Recomendaciones

- ❖ Es necesario que se realicen estudios anuales que determinen el estado poblacional de las tortugas marinas en las costas de la provincia de Santa Elena, con el fin de hacer comparaciones sobre su dinámica poblacional.
- ❖ Es necesario que se realice nuevamente este estudio con un intervalo de dos años con el propósito de comparar y verificar si las edades de las tortugas marinas varadas se mantiene en el rango establecido o ha existido alguna alteración durante este tiempo, también se podría verificar si existe una maduración con una talla menor a la establecida.
- ❖ Se deben realizar estudios que vinculen a las embarcaciones de pesca artesanal de los puertos cercanos y el consumo per-cápita de carne de tortuga, con el fin de establecer el impacto que tienen estos factores sobre las poblaciones de tortugas.
- ❖ Se deben realizar eventos o charlas con carácter informativos dirigidas principalmente a las personas que desempeñan actividades pesqueras, con el fin de darles a conocer el impacto que generan sus actividades hacia las poblaciones de tortugas y el cuidado que se debe tener para tratar de mitigar dicho impacto.

BIBLIOGRAFÍA.

- Agardy, T. (1992). Last Voyage of the Ancient Marine. BBC Wildlife December. 30 - 37 pp.
- Abella, E. (2010). *Factores ambientales y de manejo que afectan al desarrollo embrionario de la tortuga marina Caretta caretta. Implicaciones en programas de incubación controlada*. Tesis Doctoral. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria. Las Palmas de Gran Canaria. España.
- Attademo, A., Bionda, C., Peltzer, P., Lajmanovich, R., Seib, S., Basso, A. & Junges, C. (2013). Edad, tamaño corporal en la madurez sexual, longevidad y potencial reproductivo de *Leptodactylus latinasus* y *Leptodactylus mystacinus* en un cultivo de soja y un bosque nativo del centro este de Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85: 315-317.
- Avendaño, I., Muñoz, A. & Varela, N. (2002). *Aproximación al Conocimiento sobre la reproducción de los quelonios* (Grupos de Estudio de Animales Silvestres) Colombia: Universidad Nacional de Colombia.
- Bretones, D. (2009), *Osteocronología aplicada a la tortuga mediterránea (I)*, Tesis Doctoral. Universidad Central de Barcelona. Cataluña. España.

Camposano, F., Soto, K., & Parrales, C. (2007). *Caracterización y propuesta técnica de la acuicultura en el sector de Mar Bravo Salinas*. Tesis para optar por el Título de Acuicultor, Escuela Superior Politécnica del Litoral, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar, Guayaquil, Ecuador.

Caribbean Conservation Corporation (2002). *Tortugas Marinas*. (Segunda Edición en español). El Caribe. Silman, R., Vargas, I., & Troëng, S.

CIT (2005), Secretaría Pro Tempore de la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas (Tortuga Carey (*Eretmochelys imbricata*)). Costa Rica, San José: Dick, B.

CIT (2004, Secretaría *Pro Tempore* de la Convención Inter-americana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas). Una Introducción a las Especies de Tortugas Marinas del Mundo. Costa Rica, San José: Dick, B., Montes de Oca, J., Zúñiga, E.

Ecuador, Instituto Nacional de Pesca (2011). *Línea Base de Conocimiento sobre el Estado Actual de las Tortugas Marinas en el Ecuador*. Guayaquil: Coello, D., & Herrera, M.

Eckert, K., Bjorndal, K., Abreu-Grobois, A., & Donnelly, M. (2000). (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.

Harold, S., & Eckert, K. (2005), *Tortugas Marinas del Caribe en Peligro: Un Manual para Educadores*. Red de Conservación de Tortugas Marinas en el Gran Caribe (WIDECAS) Informe Técnico No. 3. Beaufort, North Carolina. 176 pp.

Hinestroza, L., & Páez, V. (2001). Anidación y Manejo de la Tortuga Golfina (*lepidochelys olivácea*) en la Cuevita, Bahía Solano, Chocó, Colombia, *Cuad. herpetol.*, 14 (2), 131-144.

Instituto Nacional para la Conservación de la Naturaleza (1990). Vida Silvestre, La Esqueletocronología, una técnica para la determinación de la edad de los animales silvestres. (Editorial ICONA, EGRAF, S. A N^o 68). España: Hernández, R.

Márquez, R. (1996). *Las Tortugas Marinas y Nuestro Tiempo*. México, D.F. Fondo de Cultura Económica. Secretaría de Educación Pública y del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Edición I.

México, España, U. S. Geological Survey National Wildlife Health Center Hawaii Field Station (2000). *Manual de Necropsia de Tortugas Marinas para Biólogos en Refugio o Áreas Remotas*. Thierry, M., Work, DVM.

México, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (2008). *Programa de Monitoreo de la Tortuga Golfina (*Lepidochelys olivácea*) en el Parque Nacional Lagunas de Chacahua*. Disponible en: Google: conanp.gob.mx Directory: [acciones/fichas/chacahua](http://conanp.gob.mx/acciones/fichas/chacahua), File: [info.pdf](#). [Consulta: 4 de febrero de 2015]

Mosquera, M., Gallegos, A., Pérez, J., Jiménez, F., Álvarez, V. & Noroña, X. (2009). *El Parque Nacional Machalilla: zona crítica de anidación para la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*) y verde (*Chelonya mydas*) en el Ecuador y el Pacífico Oriental*. Quito: Universidad de San Francisco de Quito.

Montalvo Arenas C. (2010). Técnica Histológica. Rev. Ecology Vol. IV Pág. 8

Oliván, A. (2010). *Mecanismos de determinación sexual*. (Fundamentos de Genética). Santiago: Escuela de Psicología, Pontificia Universidad Católica de Chile.

Parra, J. (2012). *Análisis esqueletocronológicos de tortugas marinas varadas en el centro-norte del estado de Sinaloa y su relación con la actividad pesquera*. Tesis para obtener el Grado de Maestría en Recursos Naturales y Medio Ambiente.

Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Sinaloa. Guasave, Sinaloa, México.

Pérez, E., Ruiz, A., Espinosa, G. & Lee, I. (2010). Histología gonadal y criterios fenotípicos de maduración en las tortugas marinas *Chelonia mydas* y *Eretmochelys imbricata* (Testudines: Cheloniidae). *Revista Biológica*, Vol. 58, 287-298.

Pérez, J. (2009). *Identificación y Estudio Preliminar de los sitios para Anidación, Forrajeo y Descanso de las Tortugas Marinas en la Costa Centro y Norte del Ecuador*. Tesis de Grado previo a la obtención del Título de Licenciatura (*Baccalaureus Scientiae*) en Ecología y Recursos Naturales, Mención Ecología Aplicada. Colegio de Ciencias Biológicas y Ambientales. Universidad San Francisco de Quito. Quito. Ecuador.

Prieto, A. (2009). *Osteocronología aplicada a la tortuga mediterránea (II)*, Tesis Doctoral. Universidad Central de Barcelona. Cataluña. España.

Prieto, A., Martínez, A., Soler, J., Bretones, D., Pascual, E. & Marí, J. (2013). Aportaciones al estudio osteocronológico en un ejemplar de *Testudo hermani*. *Bol. Asoc. Herpetol. Esp.* 24(1), 1-4.

- Quintero, A. (2010). *Descripción del desarrollo embrionario en condiciones de cautiverio de la tortuga hicoetea Trachemys callirostris callirostris (Testudinata: Emydidae) en el parque recreativo y zoológico piscilago (Girardot, Colombia)*. Tesis de Grado previo a la obtención del Título de Biólogo Marino. Carrera de Biología, Facultad Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
- Seminoff, J., Hidalgo, A., Jiménez, B., Nichols, W. & Todd, T. (2008). *Tortugas Marinas en el Golfo de California*. Los Ángeles. California.
- Valdecantos, S., Lobo, F. & Martínez, V. (2007). Estimación de edades, tamaño corporal y adquisición de la madurez sexual en dos especies de Liolaemus (Iguana: Liolaemidae). *Cuad, herpetol.*, 21 (1): 31-44.
- Vallejo, A., & Campos, F. (1997), Centro de Datos para la Conservación . *Anidación de Tortugas Marinas y Éxito de los Nidos en las Playas del Parque Nacional Machalilla y Zonas Aledañas*. Ecuador, Quito.
- Vera, D. (2009). *Establecimiento de una base de información biológica sobre los varamientos de tortugas marinas ocurridos en la playa de Mar Bravo*. Tesis de Grado previo a la obtención del Título de Biólogo Marino, Escuela de Biología Marina, Facultad Ciencias del Mar, Universidad Estatal Península de Santa Elena (UPSE). Santa Elena, Ecuador.

Páginas Web.

www.eco-bahia.org Fundación Ecológica Eco-Bahía Rivera Maya [Consultada el 2 de Febrero del 2015].

www.iacseaturtle.org Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas [Consultada el 2 de Febrero del 2015].

www.encyclopediapr.org Programa de Manejo de la Zona Costanera Educación Ambiental [Consultada el 2 de Febrero del 2015].

www.cites.org Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre [Consultada el 4 de Marzo del 2015].

www.euroturtle.org Biología y Conservación de las Tortugas Marinas del mediterránea [Consultada el 4 de Marzo del 2015].

Anexos

Tabla VIII. Ubicación Geográfica de las Estaciones de Monitoreo en la Playa de Mar Bravo.

Núm. de Estación	Latitud	Longitud
1	2°16'14.36"S	80°55'29.63"O
2	2°16'5.28"S	80°55'37.54"O
3	2°15'57.00"S	80°55'45.60"O
4	2°15'48.23"S	80°55'53.70"O
5	2°15'39.61"S	80°56'1.82"O
6	2°15'31.39"S	80°56'11.03"O
7	2°15'23.93"S	80°56'20.39"O
8	2°15'15.36"S	80°56'29.20"O
9	2°15'7.39"S	80°56'38.01"O
10	2°14'58.98"S	80°56'46.61"O
11	2°14'50.49"S	80°56'54.87"O
12	2°14'42.28"S	80°57'3.60"O
13	2°14'33.55"S	80°57'11.99"O
14	2°14'24.84"S	80°57'20.44"O
15	2°14'15.94"S	80°57'28.45"O
16	2°14'7.66"S	80°57'37.21"O
17	2°14'1.35"S	80°57'43.24"O
18	2°13'52.90"S	80°57'51.81"O
19	2°13'44.18"S	80°57'59.89"O
20	2°13'35.32"S	80°58'7.98"O
21	2°13'26.68"S	80°58'16.60"O

Tabla IX. Localización Geográfica de las Tortugas Marinas Varadas.

Estación	Latitud	Longitud	Nombre Científico	Nombre. Común	Hueso	Fecha
1	2°16'14.24"S	80°55'32.04"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	11/01/2015
7	2°15'20.78"S	80°56'25.40"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	11/01/2015
9	2°15'7.71"S	80°56'39.75"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	23/01/2015
7	2°15'17.77"S	80°56'28.61"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	31/01/2015
1	2°16'7.80"S	80°55'37.64"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	01/02/2015
19	2°13'42.81"S	80°58'1.68"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	14/02/2015
20	2°13'32.61"S	80°58'11.74"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	28/02/2015
18	2°13'51.19"S	80°57'54.41"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	01/03/2015
13	2°14'29.98"S	80°57'16.58"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	14/03/2015
15	2°14'13.26"S	80°57'32.56"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	28/03/2015
9	2°15'2.28"S	80°56'45.31"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	28/03/2015
17	2°13'57.66"S	80°57'47.67"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	04/04/2015
15	2°14'8.61"S	80°57'37.71"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	12/04/2015
12	2°14'38.85"S	80°57'8.84"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	30/04/2015
11	2°14'49.30"S	80°56'57.99"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	30/04/2015
5	2°15'35.67"S	80°56'8.11"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	09/05/2015
3	2°15'53.16"S	80°55'50.96"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	16/05/2015
14	2°14'20.69"S	80°57'25.20"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	30/05/2015
2	2°16'5.94"S	80°55'39.60"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	07/06/2015
21	2°13'25.58"S	80°58'18.84"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	08/06/2015
3	2°15'56.10"S	80°55'48.49"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	08/06/2015
20	2°13'30.16"S	80°58'14.46"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	09/06/2015
1	2°16'15.26"S	80°55'31.59"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	20/06/2015
1	2°16'10.87"S	80°55'35.48"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	20/06/2015
4	2°15'48.07"S	80°55'56.06"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	20/06/2015
9	2°15'1.56"S	80°56'46.86"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	28/06/2015
1	2°16'12.32"S	80°55'33.88"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	04/07/2015
3	2°15'57.67"S	80°55'47.01"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	04/07/2015
18	2°13'50.23"S	80°57'56.02"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	04/07/2015
9	2°15'3.62"S	80°56'44.42"O	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	Humero	10/07/2015
12	2°14'41.65"S	80°57'6.35"O	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	Humero	10/07/2015
18	2°13'46.90"S	80°57'59.29"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	12/07/2015
1	2°16'13.05"S	80°55'33.25"O	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	Humero	12/07/2015

Tabla X. Registros de Organismos Encontradas en Cada Estación.

Especies	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21
<i>Careta careta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lepidochelys olivácea</i>	2	0	3	0	0	0	2	0	1	0	0	2	0	0	0	0	1	1	0	0	0
<i>Dermochelys coriácea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chelonia agassizii</i>	4	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	1
<i>Eretmochelys imbricata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	0	1	1	2	0	0	0	1	0	0
Total	6	1	3	0	1	0	2	0	4	0	1	2	1	1	2	0	1	3	1	2	1

Tabla XI. Comparación del número de individuos que se registraron en cada mes.

Meses de Monitoreo					
		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válidos	Enero	4	12,1	12,1	12,1
	Febrero	3	9,1	9,1	21,2
	Marzo	4	12,1	12,1	33,3
	Abril	4	12,1	12,1	45,5
	Mayo	3	9,1	9,1	54,5
	Junio	8	24,2	24,2	78,8
	Julio	7	21,2	21,2	100,0
	Total	33	100,0	100,0	

Tabla XII. Frecuencia de registro de hembras, machos y especies no identificadas durante los meses de monitoreo.

Sexo					
		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válidos	Macho	7	21,2	21,2	21,2
	Hembra	21	63,6	63,6	84,8
	No identificada	5	15,2	15,2	100,0
	Total	33	100,0	100,0	

Tabla XIII. Frecuencia del estado de descomposición de las tortugas marinas durante los meses de monitoreo.

Estado de Descomposición					
		Frecuencia	Porcentaje	Porcentaje válido	Porcentaje acumulado
Válidos	Baja	11	33,3	33,3	33,3
	Media	17	51,5	51,5	84,8
	Alta	5	15,2	15,2	100,0
	Total	33	100,0	100,0	

Tabla XIV. Numero de Tortugas Marinas encontradas en cada estación de monitoreo, el sexo y el estado de descomposición del individuo.

Estación	N	Sp. de Tortugas	Sexo	Descomposición
1	2	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Hembra	Media
3	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	No identificado	Alta
5	1	<i>Chelonia agassizii</i>	No identificado	Alta
7	2	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Hembra	Baja
9	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Hembra	Media
9	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Macho	Baja
11	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Macho	Baja
12	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Macho	Media
13	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Macho	Media
14	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Hembra	Media
15	2	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Hembra	Baja
17	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Macho	Media
18	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	No identificado	Alta
19	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	No identificado	Alta
20	1	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Baja
2	1	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Media
21	1	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Baja
3	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	No identificado	Alta
20	1	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Baja
1	2	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Media
4	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Hembra	Baja
9	1	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Media
1	2	<i>Chelonia agassizii</i>	Macho	Media
3	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Hembra	Baja
18	2	<i>Chelonia agassizii</i>	Hembra	Media
9	1	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Hembra	Media
12	1	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Hembra	Media

Tabla XV. Informe descriptivo de las principales medidas de dispersión en relación al estado de descomposición de las tortugas Marinas varadas.

Descriptivos					
	Estado de Descomposición		Estadístico	Error típ.	
Meses de Monitoreo	Baja	Media		3,91	,639
		Intervalo de confianza para la media al 95%	Límite inferior	2,49	
			Límite superior	5,33	
		Media recortada al 5%		3,90	
		Mediana		4,00	
		Varianza		4,491	
		Desv. típ.		2,119	
		Mínimo		1	
		Máximo		7	
		Rango		6	
		Amplitud intercuartil		4	
		Asimetría		-,010	,661
		Curtosis		-1,381	1,279
		Media	Media		5,06
	Intervalo de confianza para la media al 95%		Límite inferior	3,95	
			Límite superior	6,17	
	Media recortada al 5%		5,18		
	Mediana		6,00		
	Varianza		4,684		
	Desv. típ.		2,164		
	Mínimo		1		
	Máximo		7		
	Rango		6		
	Amplitud intercuartil		4		
Asimetría		-,882	,550		
Curtosis		-,589	1,063		

	Alta	Media	4,20	,735	
		Intervalo de confianza para la media al 95%	Límite inferior	2,16	
			Límite superior	6,24	
		Media recortada al 5%	4,22		
		Mediana	5,00		
		Varianza	2,700		
		Desv. típ.	1,643		
		Mínimo	2		
		Máximo	6		
		Rango	4		
		Amplitud intercuartil	3		
		Asimetría	-,518	,913	
		Curtosis	-1,687	2,000	

Tabla XVI. Medición de los Caparazones de las 3 Especies de Tortugas Marinas.

Código de M.	Nombre Científico	Nombre C.	LCC	ACC	LRC	ARC
01;01;11-01-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	55,8	50,5	51,6	47,3
02;07;11-01-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	63,5	58,2	49,4	45,2
03;09;23-01-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	56,3	51,6	46,5	43,7
04;07;31-01-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	61,4	56,2	47,4	43,5
05;01;1-02-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	56,4	51,3	44,6	39,5
06;19;14-02-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	61,3	65,4	57,5	53,5
07;20;28-02-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	54	49,5	51	42,5
08;18;1-03-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	53,2	50,3	50,5	40
09;13;14-03-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	65,7	69,5	62,4	57,5
10;15;28-03-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	57,3	52,3	53,2	49,4
11;09;28-03-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	53,7	48,3	51,4	43,8
12;17;4-04-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	59,7	54,7	45,8	41,3
13;15;12-04-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	58,4	53,7	54,8	50,4
14;12;30-04-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	59,6	54,5	55,2	51,8
15;11;30-04-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	56,6	51,6	52,7	48,6
16;05;9-05-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	55,3	50,6	51,4	47,8
17;03;16-05-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	63,5	67,4	60,2	55,3
18;14;30-05-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	59,5	54,5	55,4	51,6
19;02;07-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	68	70,5	63,5	57,5
20;21;07-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	66,9	86,3	61,2	55,3
21;03;10-06-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	68,3	68,5	65,4	59,5
22;20;09-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	67,4	68,8	62,5	56,4
23;01;20-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	60,5	60	56,4	48
24;01;20-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	62,33	62,4	58,44	51,37
25;04;20-06-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	63,7	71,4	56,3	55,7
26;09;28-06-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	64,1	72,57	57,22	56,33
27;01;04-07-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	65,32	74,46	58,33	59,45
28;03;04-07-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	64,23	73,22	56,54	57,33
29;18;04-07-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	66,44	75,76	57,42	60,32
30;09;10-07-15	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Tortuga Carey	64,67	74,1	56,97	57,4
31;12;10-07-15	<i>Lepidochelys olivácea</i>	Tortuga Golfina	65,2	74,2	57,45	59,1
32;18;12-07-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	63,38	71,78	55,56	57,67
33;01;12-07-15	<i>Chelonia agassizii</i>	Tortuga Prieta	64,56	72,87	56,63	58,72

Tabla XVII. Informe de la Media y Desviación Típica de la Morfometría del Caparazón.

Informe						
Sp. de Tortugas	Sexo		LCC	ACC	LRC	ARC
<i>Lepidochelys olivácea</i>	Macho	Media	57,667	52,500	50,800	45,633
		N	3	3	3	3
		Desv. típ.	3,4356	3,6387	4,7286	5,4848
	Hembra	Media	61,461	62,146	51,899	49,661
		N	7	7	7	7
		Desv. típ.	3,8402	10,4703	5,0261	7,6491
	No identificada	Media	61,667	62,067	58,700	51,600
		N	3	3	3	3
		Desv. típ.	7,7151	10,2051	7,5624	10,2630
	Total	Media	60,633	59,902	53,215	49,179
		N	13	13	13	13
		Desv. típ.	4,7041	9,6012	5,9900	7,5211
<i>Eretmochelys imbricata</i>	Macho	Media	61,150	60,550	57,550	53,050
		N	2	2	2	2
		Desv. típ.	6,4347	12,6572	6,8589	6,2933
	Hembra	Media	59,234	57,240	53,374	50,500
		N	5	5	5	5
		Desv. típ.	3,2659	9,4936	4,0728	4,9061
	No identificada	Media	61,300	65,400	57,500	53,500
		N	1	1	1	1
		Desv. típ.
	Total	Media	59,971	59,088	54,934	51,513
		N	8	8	8	8
		Desv. típ.	3,6121	9,1176	4,5644	4,6243
<i>Chelonia agassizii</i>	Macho	Media	64,940	73,665	57,480	59,085
		N	2	2	2	2
		Desv. típ.	,5374	1,1243	1,2021	,5162
	Hembra	Media	63,672	68,623	58,138	53,932
		N	9	9	9	9

	No identificada	Desv. típ.	4,4214	10,4360	3,8604	5,6310	
		Media	55,300	50,600	51,400	47,800	
		N	1	1	1	1	
	Total	Desv. típ.	
		Media	63,186	67,962	57,467	54,280	
		N	12	12	12	12	
Total	Macho	Desv. típ.	4,5442	10,6300	3,8320	5,5856	
		Media	60,740	60,847	54,637	51,596	
		N	7	7	7	7	
	Hembra	Desv. típ.	4,6414	10,9981	5,3309	7,3382	
		Media	61,879	63,754	54,924	51,691	
		N	21	21	21	21	
	No identificada	Desv. típ.	4,1993	10,8010	5,0308	6,2535	
		Media	60,320	60,440	57,000	51,220	
		N	5	5	5	5	
	Total	Desv. típ.	6,1369	9,1877	6,2181	7,5496	
		Media	61,401	62,635	55,178	51,600	
		N	33	33	33	33	
		Total	Desv. típ.	4,4940	10,4124	5,1580	6,4569
			Media	61,401	62,635	55,178	51,600
			N	33	33	33	33

Tabla XVIII. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm) (orden en el que fueron registradas).

Medidas Registradas	<i>L. olivácea</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>L. olivácea</i>
longitud máxima (Lmax)	11,5	14,17	12,67	13,58	11,72	13,1	10,24	10,2
longitud longitudinal (Ll)	10,65	13,33	11,78	12,81	10,83	12,24	9,43	9,49
Longitud del proceso cubital (LPC)	2,54	2,91	3,29	2,57	2,12	2,64	2,18	2,09
Longitud proximal (LP)	4,1	5,53	5,36	4,79	4,05	3,56	2,94	3,51
Anchura proximal (LP)	5,27	6,27	6,83	5,25	5,23	4,96	4,52	4,54
Longitud radial del procedimiento (LRP)	2,34	2,81	3,51	2,34	2,11	1,77	1,66	1,55
Ancho de la cresta deltopectoral (ACDlp)	3,37	3,98	4,28	3,39	3,36	3,45	3,1	2,69
La anchura media (AM)	2,5	2,95	3,42	2,4	2,05	2,54	2,29	2,14
Anchura distal (AD)	4,42	5,14	5,48	4,79	4,29	5,05	4,07	3,82
Diámetro máximo de la cabeza (DCMax)	3,47	4,21	4,61	3,49	3,49	3,17	2,84	3,08
Diámetro mínimo de la cabeza (DCMin)	3	3,3	4	2,72	2,79	2,6	2,57	2,53

Tabla XIX. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm) (orden en el que fueron registradas).

Medidas Registradas	<i>E. imbricata</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>C. agassizii</i>
longitud máxima (Lmax)	14,68	12,3	13,27	14,56	12,48	13,72	12,56	11,14
longitud longitudinal (Ll)	13,7	11,55	12,13	13,24	11,71	11,73	11,87	10,23
Longitud del proceso cubital (LPC)	2,93	3,51	1,85	3,83	2,22	2,49	2,45	3,25
Longitud proximal (LP)	3,93	5,3	4,43	5,39	3,85	4,86	3,93	3,03
Anchura proximal (LP)	5,63	6,33	5,17	6,21	4,67	5,28	4,72	5,31
Longitud radial del procedimiento (LRP)	1,82	3,42	1,71	3,27	3,76	2,45	3,72	1,87
Ancho de la cresta deltopectoral (ACDlp)	3,54	4,32	2,88	4,62	2,59	3,47	2,63	4,1
La anchura media (AM)	2,41	3,2	1,85	3,38	1,58	2,56	1,63	3,33
Anchura distal (AD)	5,33	5,32	4,04	5,74	3,65	4,82	3,68	5,15
Diámetro máximo de la cabeza (DCMax)	3,57	4,45	3,15	4,63	2,73	3,59	2,78	3,22
Diámetro mínimo de la cabeza (DCMin)	3,58	4	2,2	3,94	1,96	2,74	2,1	3,21

Tabla XX Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm) (orden en el que fueron registradas).

Medidas Registradas	<i>L. olivácea</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>C. agassizii</i>
longitud máxima (Lmax)	14,65	11,56	14,58	13,47	14,95	14,56	11,93	12,5
longitud longitudinal (LI)	8,24	10,23	13,21	12,56	13,74	13,25	11,13	11,89
Longitud del proceso cubital (LPC)	2,56	2,13	2,69	1,77	2,87	2,45	2,18	3,2
Longitud proximal (LP)	5,64	2,56	4,83	3,69	4,71	4,23	4,01	4,67
Anchura proximal (LP)	6,24	3,49	6,3	5,35	6,52	6,19	5,27	5,76
Longitud radial del procedimiento (LRP)	2,67	1,45	2,4	1,79	2,28	1,68	2,18	3,98
Ancho de la cresta deltopectoral (ACDlp)	3,67	2,67	3,74	3,2	3,58	3,12	3,37	4,04
La anchura media (AM)	2,67	2,4	2,76	2,45	2,74	2,58	2,47	2,97
Anchura distal (AD)	5,78	4,67	4,8	3,5	5,14	4,97	4,56	4,99
Diámetro máximo de la cabeza (DCMax)	4,36	3,13	4,09	3,82	4,61	4,37	3,49	4,2
Diámetro mínimo de la cabeza (DCMin)	3,85	2,35	3,34	2,59	3,46	3,22	3,2	3,78

Tabla XXI. Morfometría de Humeros de las Tortugas Marinas (cm) (orden en el que fueron registradas).

Medidas Registradas	<i>L. olivácea</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>E. imbricata</i>	<i>L. olivácea</i>	<i>C. agassizii</i>	<i>C. agassizii</i>
L máx.	13,57	13,87	14,23	12,38	14,2	12,69	13,63	11,77	12,82
LI	12,65	12,98	13,26	11,56	13,36	11,8	12,86	10,92	11,56
LPC	2,33	2,67	3,28	3,12	2,93	3,33	2,63	2,17	3,4
LP	4,19	4,89	5,67	4,56	5,56	5,37	4,84	4,13	4,56
LP	5,27	5,78	6,56	5,66	6,29	6,85	5,32	5,32	6,33
LRP	2,1	2,56	3,42	3,87	2,85	3,55	2,41	2,19	3,36
ACDlp	3,54	3,85	4,63	4,1	4	4,33	3,44	3,43	3,48
AM	2,17	2,9	3,69	3,02	2,98	3,45	2,47	2,14	3,38
AD	4,9	5,47	6,52	5,11	5,18	5,52	4,84	4,37	5,76
DCMax	3,63	3,98	4,37	4,25	4,25	4,63	3,53	4,55	5,67
DCMin	2,76	3,16	4,73	3,87	3,35	4,04	2,79	2,88	3,78



Figura 24 Mapa Satelital de la ubicación de las estaciones y organismos encontrados durante los meses de monitoreo en la Playa de Mar Bravo-Salinas (Google Heart, 2015).

Playa de Mar Bravo.



Figura 25. Reconocimiento de la zona Intermareal (Yagual, J. 2015).

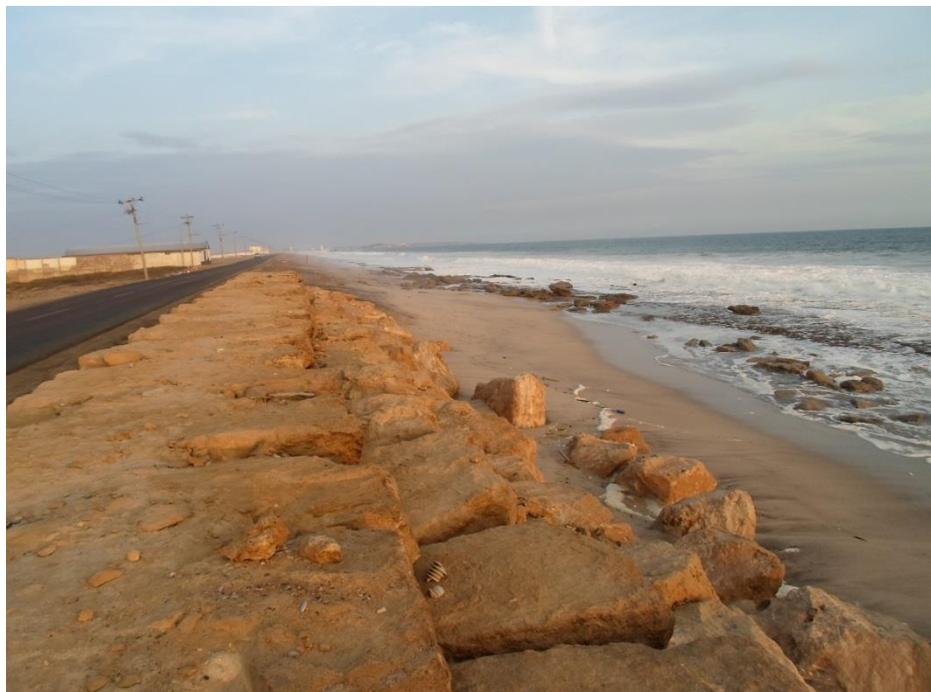


Figura 26. Delimitación de las estaciones destinadas al monitoreo (Yagual, J. 2015).

Reconocimiento de Especies de Tortugas Marinas.



Figura 27. *Lepidochelys olivacea* (Yagual, J. 2015).



Figura 28. *Lepidochelys olivacea* (Yagual, J. 2015).



Figura 29. *Lepichelys olvacea* (Yagual, J. 2015).



Figura 30. *Chelonia agassizii* (Yagual, J. 2015).



Figura 31. *Chelonia agassizii* (Yagual, J. 2015).



Figura 32. *Chelonia agassizii* (Yagual, J. 2015).

Marcaje de Tortugas Marinas.



Figura 33. Marcaje de las tortugas marinas en el caparazón (Yagual, J. 2015).



Figura 34. Código Marcaje para cada especie de tortuga marina (Yagual, J. 2015).

Incidentes Observados.



Figura 35. Tortuga marina faltándole una de sus placas dorsales (Yagual, J. 2015).



Figura 36. Muestra la cabeza de este individuo con un agujero (Yagual, J. 2015).

Morfometría de los Caparazones.



Figura 37. Medida del Largo Curvo del caparazón (LCc) (Yagual, J, 2015).



Figura 38. Medida del Ancho Curvo del Caparazón (ACc) (Yagual, J, 2015).

Obtención de las Muestras (Huesos)



Figura 39. Separación de las extremidades (Yagual, J. 2015).



Figura 40. Extracción de los huesos (Yagual, J. 2015).



Figura 41. Separación del tejido muscular de los huesos (Yagual, J. 2015).



Figura 42. Recolección de las muestras (huesos) en fundas plásticas (Yagual, J. 2015).

Método Orgánico de Secado.



Figura 43. Humeros en proceso de putrefacción (Yagual, J. 2015).



Figura 44. Humeros totalmente limpios de tejidos blandos (Yagual, J. 2015).

Método Inorgánico de Secado.



Figura 45. Humeros después de la emersión de agua hirviendo (Yagual, J. 2015).



Figura 46. Separación de los restos de tejido muscular adheridos al hueso (Yagual, J. 2015).



Figura 47. Periodo de Secado de los humeros de tortugas marinas (Yagual, J. 2015).



Figura 48. Secado al ambiente de los huesos (Yagual, J. 2015).

Etiquetado de las Muestras.



Figura 49. Etiquetado de las muestras de cada una de las especies de tortugas marinas (Yagual, J. 2015).



Figura 50. Etiqueta colocada en cada una de las muestras de huesos (Yagual, J. 2015).

Morfometría de los Huesos.



Figura 51. Medición de huesos mediante el uso del Vernier (Yagual, J. 2015).



Figura 52. Medición de hueso de la especie *Lepidochelys olivácea* (Yagual, J. 2015).

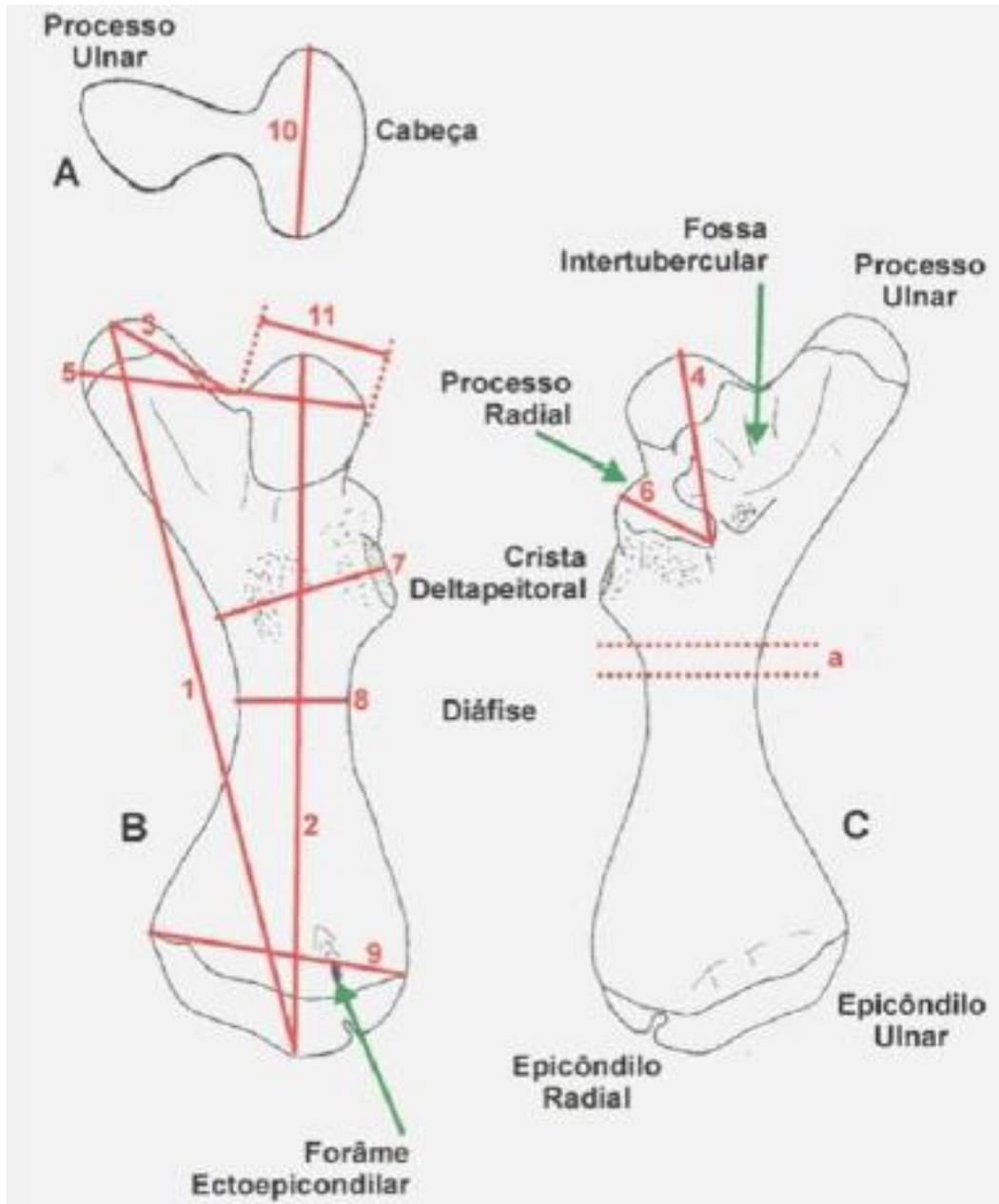


Figura 53 Morfometría ósea del hueso de tortuga marina (Parra, J. 2012).

Corte Transversal del Húmero de la Tortuga Marina.



Figura 54. Corte del humero con las sierras de caladora (Yagual, J. 2015).



Figura 55. Corte transversal del humero de una tortuga marina (Yagual, J. 2015).

Descalcificación.



Figura 56. Inoculación de las muestras de huesos en ácido nítrico al 5% (Yagual, J. 2015)



Figura 57. Cortes de huesos de tortuga marina en reposo durante cuatro días (Yagual, J. 2015).

Deshidratación.

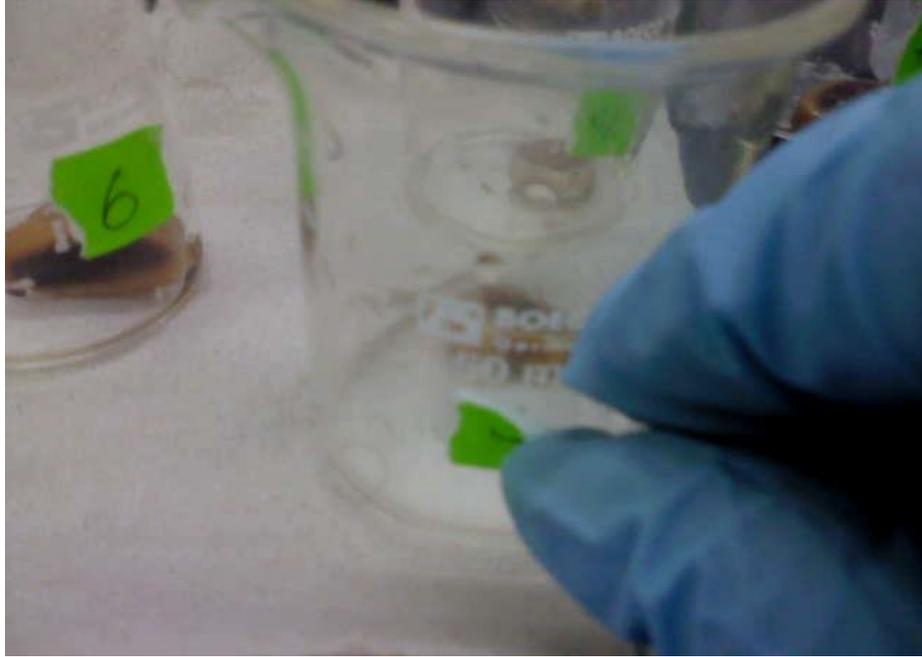


Figura 58. Etiquetado de los recipientes bajo las diferentes concentraciones de alcohol (Yagual, J. 2015).

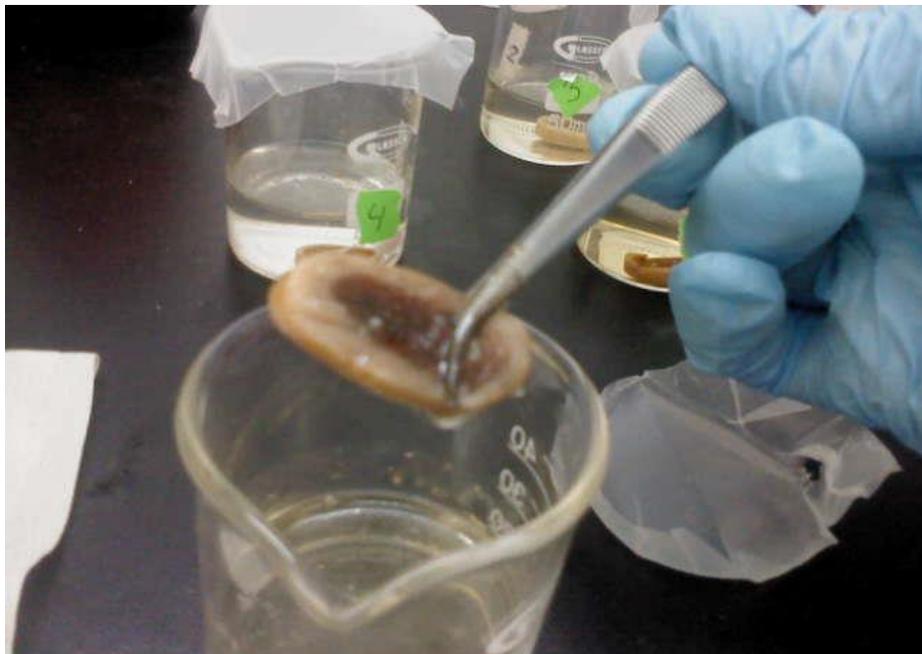


Figura 59. Introduce las muestras de huesos en las diferentes concentraciones de alcohol (Yagual, J. 2015).

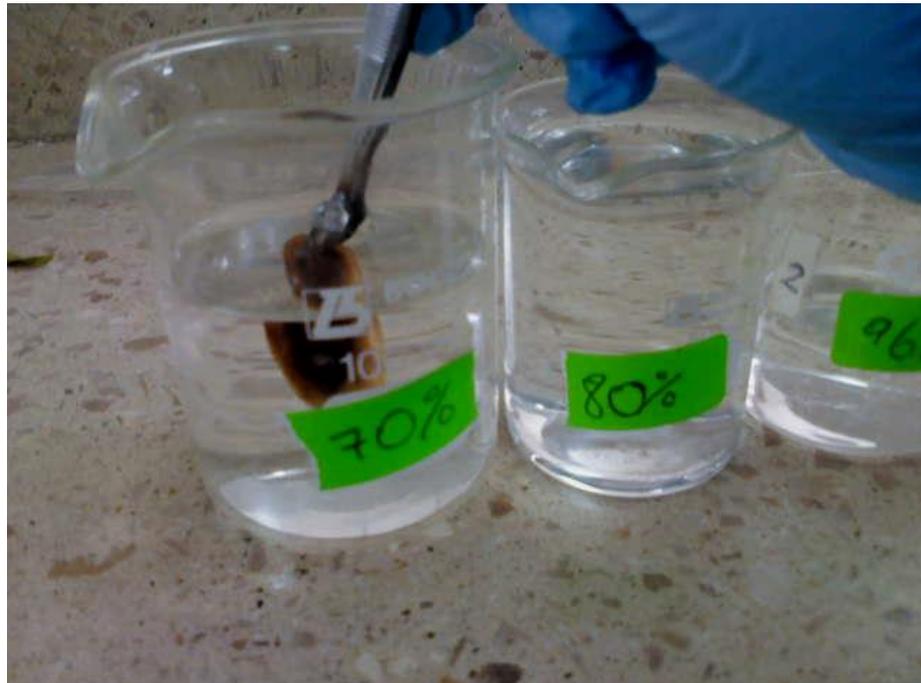


Figura 60. Muestras de huesos deshidratándose en las diferentes concentraciones de alcohol (Yagual, J. 2015).



Figura 61. Se coloca las muestras óseas en las concentraciones de Xileno (Yagual, J. 2015).



Figura 62. Muestras de huesos en las concentraciones de Xileno (Yagual, J. 2015).

Inclusión en Parafina.



Figura 63. Montaje de las muestras óseas en los moldes con parafina (Yagual, J. 2015).



Figura 64. Separación de los bloques de parafina de los moldes metálicos (Yagual, J. 2015).



Figura 65. Bloques de parafina con las muestras óseas (Yagual, J. 2015).



Figura 66. Bloque de parafina con la muestra y el cassette (Yagual, J. 2015).

Corte de Muestras.



Figura 67. Bloque de parafina listo para ser cortado en el Micrótopomo (Yagual, J. 2015).

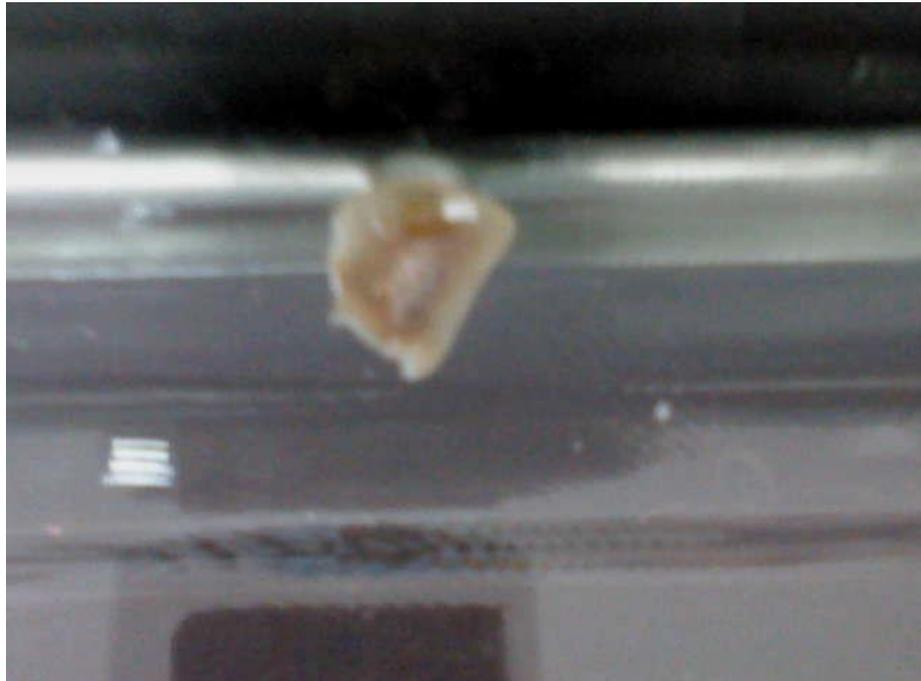


Figura 68. Obtención de los cortes de 10 μ de las muestras óseas en el Micrótopo (Yagual, J. 2015).



Figura 69. Los cortes de las muestras son colocados en el baño de flotación (Yagual, J. 2015).



Figura 70. Selección de los mejores cortes (Yagual, J. 2015).



Figura 71. Muestras óseas colocadas en los cassettes y listas para la fase de tinción (Yagual, J 2015).

Tinción de Muestras.



Figura 72. Vasos de precipitación con el reactivo de tinción Azul de Toluidina (Yagual, J. 2015).



Figura 73. Casette con las muestras óseas teñidas con el reactivo de tinción (Yagual, J. 2015).



Figura 74. Montaje de la muestra en la placa porta objeto (Yagual, J. 2015).

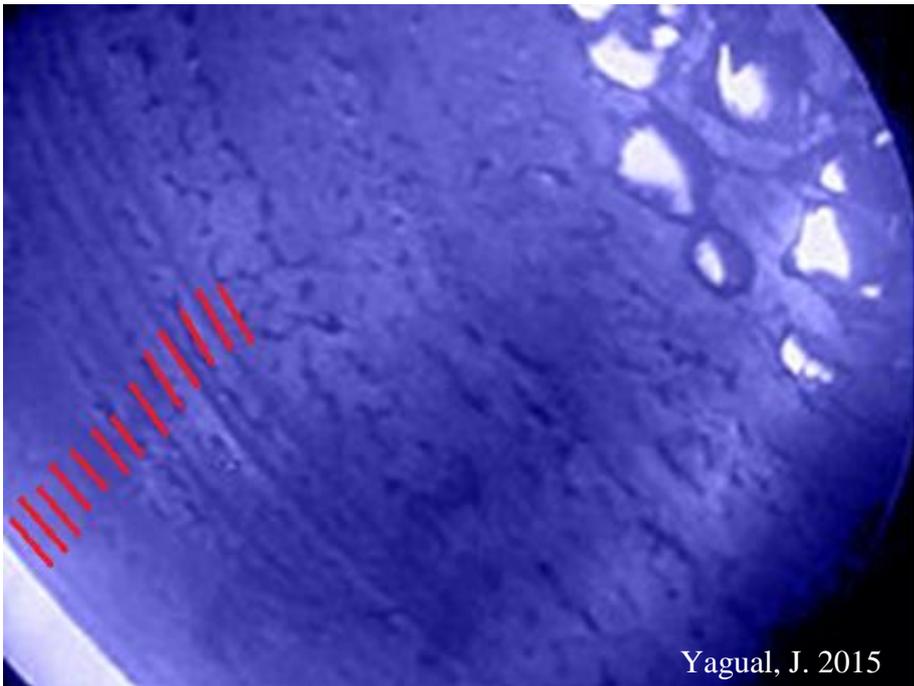


Figura 75. Líneas de crecimiento de la especie *Eretmochelys imbricata* (Yagual, J. 2015).

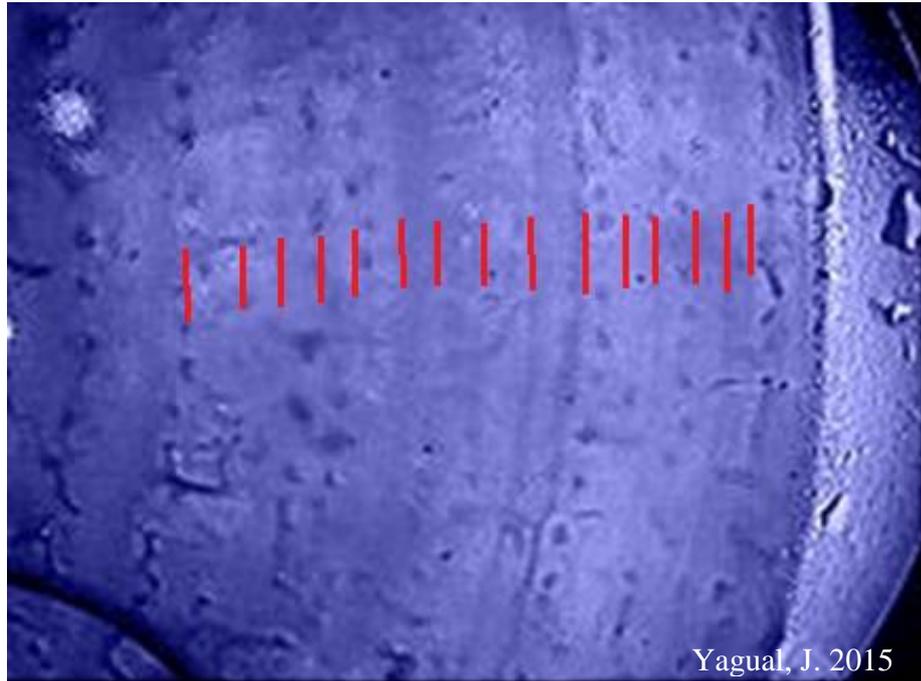


Figura 76. Líneas de crecimiento de la especie *Chelonia agassizii* (Yagual, J. 2015).

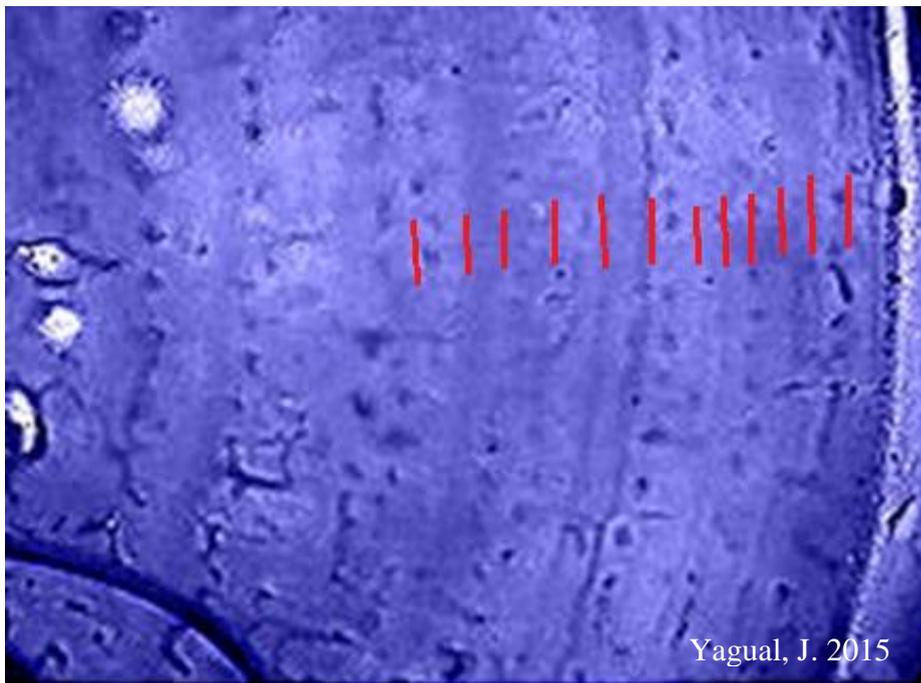


Figura 77. Líneas de crecimiento de la especie *Lepidochelys olivácea* (Yagual, J. 2015).



Figura 78. Líneas de crecimiento de la especie *Lepidochelys imbricata* (Yagual, J. 2015).

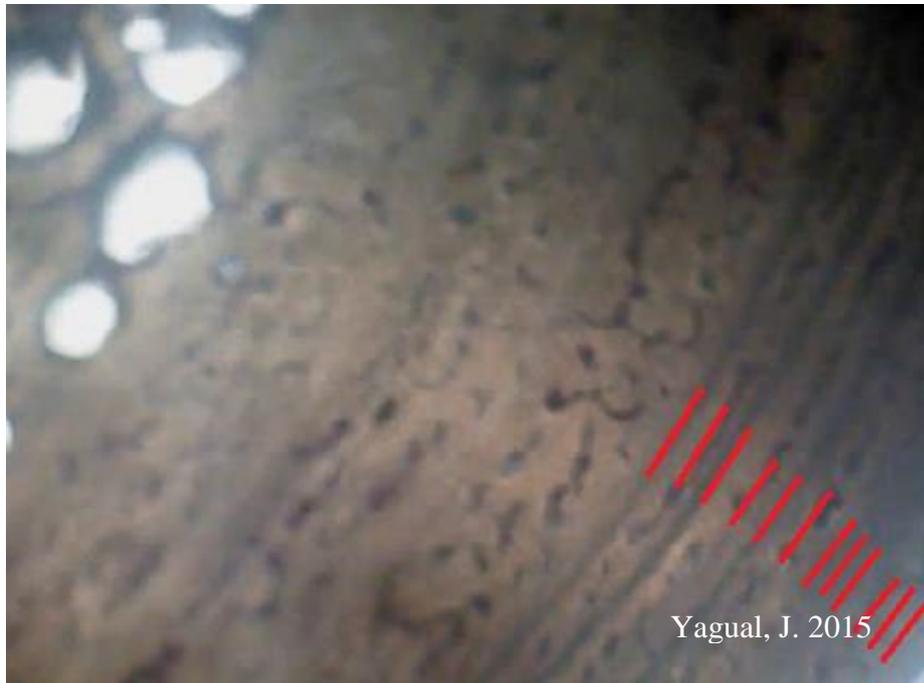


Figura 79. Líneas de crecimiento de la especie *Eretmochelys imbricata* (Yagual, J. 2015).



Figura 80. Líneas de crecimiento de la especie *Chelonia agassizii* (Yagual, J. 2015).