



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

Universidad Nacional Autónoma de México



Facultad de Estudios Superiores Iztacala

**PLASTINACIÓN Y ESTUDIO HISTOLÓGICO DE LOS  
ÓRGANOS INTERNOS DEL DELFÍN NARIZ DE  
BOTELLA (*Tursiops truncatus*)**

**T E S I S**

Que para obtener el título de:

**BIÓLOGA**

Presenta

**Ma. Dolores Contreras Villanueva**

Directora de Tesis

**M. en D. Gabriela Sánchez Fabila**

*Laboratorio de Anatomía  
Animal Comparada*



Los Reyes Iztacala, Edo. de México

JUNIO, 2012



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## **AGRADECIMIENTOS**

Gracias madre por haber alimentado mis pasiones guiándolas hasta este punto con la indudable agudeza a la que debo todo cuanto puedo ser, con este logro tan tuyo como mío quedan más que demostradas tu capacidad y entrega, basta con que tú creas en mis pasos para que yo sepa que valen la pena distancia y tiempo.

A esa tía que desde el principio me abrió sus brazos de madre, Susana vivo eternamente agradecida por darnos asilo en tu vida sin siquiera pensar en lo que pudo ser sólo tuyo, me condujiste a mi destino en tantos aspectos sin reprochar todas las horas que pudiste descansar, si llegué a tiempo y con bien fue porque me trajiste tú.

Para mi familia en general, Carbajales y Francks, resistieron estoicamente tantas ausencias y fatigas, únicamente han demostrado amor por mí y créanme que son bien correspondidos.

Angélica invariablemente estuviste ahí en cada cierre y apertura, sabes que eres mi referencia obligada cuando de amistad se trata, haber crecido contigo de mi lado aligeró todos los contratiempos. Has sido testigo y partícipe de hasta dónde llegó aquella célula de gelatina. ¿Qué crees que diría Margarita?

Fernanda me haces tan increíblemente sencillo ser escuchada, mi gratitud se queda corta frente a todas las historias, consejos y conceptos que me regalaste, gracias por estar aquí complicando mis holguras.

A ti Raquel te doy gracias por atiborrarme de ocurrencias y brindarme confianza en las aspiraciones que hoy se materializan tal como tu séptimo mugido lo pronosticó. Continuamente me inyectas ese ingenio tuyo tan natural.

Finalmente a los compañeros y maestros que pusieron la sal a la carrera, por todos esos momentos dentro y fuera que hicieron de este proceso mucho más formativo.

## **AGRADECIMIENTOS ESPECIALES**

Dr. Jorge Ricardo Gersenowies Rodríguez por compartir con su instrucción más que un método, le agradezco que se haya involucrado hasta en la charla más espontánea, sus aclaraciones y disponibilidad fueron vitales para la mayor parte de este estudio.

M. en D. Gabriela Sánchez Fabila gracias por poner en mis manos esta idea y ayudarme sin limitaciones a concretarla como una tesis, fue la confianza que depositaste en mí tu mejor guía para delimitar los objetivos y motivos que perseguimos con este trabajo.

A los sinodales Dr. Rodolfo Cárdenas Reygadas y M. en C. Mónica Chávez Maldonado cuyas indicaciones y comentarios resultaron fundamentales para la sección histológica de esta tesis, agradezco el apoyo constante y cordial que demostraron al formar parte activa de cada proceso que me expusieron.

Al Dr. Sergio Cházaro Olvera por ser parte del convenio colaborativo que hizo posible esta tesis.

Así mismo a la FES - Iztacala por brindarme la oportunidad de ver realizado el sueño de dar el primer paso hacia el desarrollo profesional.

🎗️ A María Dolores Almanza Elías y Jesús Eugenio Villanueva Ayala.

Todo es culpa suya, si nos hubiesen dejado palabras su ejemplo no estaría presente arrastrándome en los momentos de mayor adversidad. Si alguien me ampara de mi ignorancia definitivamente son ustedes.



## CONTENIDO

<b>Abstract</b> .....	<b>1</b>
<b>I. Introducción</b> .....	<b>2</b>
I.1. Preservación Anatómica.....	3
I.2. Histología Animal.....	4
I.3. Mamíferos.....	4
I.4. Cetáceos.....	5
I.5. Delphinidaea.....	7
I.6. <i>Tursiops truncatus</i> .....	10
<b>II. Antecedentes</b> .....	<b>12</b>
<b>III. Justificación</b> .....	<b>16</b>
<b>IV. Objetivos</b> .....	<b>17</b>
<b>V. Materiales y Método</b> .....	<b>18</b>
Ruta Crítica.....	18
V.1. Técnica Modificada de Plastinación.....	19
V.2. Técnica Histológica.....	22
<b>VI. Resultados</b> .....	<b>23</b>
VI.1. Lengua.....	27
VI:2: Corazón.....	31
VI:3: Pulmón.....	36
VI.4. Hígado.....	40
VI.5. Bazo.....	46
VI.6. Estómago.....	50
VI.7. Riñones.....	54
VI.8. Tracto Reproductor Femenino.....	59

<b>VII. Análisis y Discusión .....</b>	<b>61</b>
<b>VIII. Conclusión.....</b>	<b>68</b>
<b>IX. Literatura Citada .....</b>	<b>70</b>
<b>X. Anexo .....</b>	<b>79</b>
X.1. Técnica Histológica (deshidratación).....	80
X.2. Tinción H y E.....	81

## **ABSTRACT**

Some internal organs of a bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) were plastinated to obtain durable teaching and showcase specimens that could be used as well to extol the relation between organ and tissue in their undisturbed context which is of major interest in the borderline area between gross anatomy and histology.

With this aim some internal organs (tongue, heart, lung, liver, kidneys, spleen, stomach and reproductive tract) of *T. truncatus* were plastinated replacing water and lipids in biological tissue by a polyester type crystal resin (mc-40) previously taking a small sample of tissue in regard to the histological analysis. All this resulting in opaque, hardened (but not unbreakable), dry, odorless and durable specimens with a natural look and surface detail that even retain structural details down to the histological level. The properties of the finished specimen are determined by the class of polymer used.

Anatomical and histological analysis of the organs in this study agrees with those presented in the background. That said descriptions given here should then illustrate the statement that structural elements are similar in all vertebrates, considering that mammal histology reveals great parallel between them.

---

---

**Key words:** plastination – histology - *Tursiops truncatus* - bottlenose dolphin - organs.



## I. INTRODUCCIÓN

El estudio de la anatomía animal se inicia con el conocimiento del Bauplan de los organismos, al interpretar y comparar estructuras entre varios taxa, deduciendo así las leyes que rigen su organización<sup>[35]</sup>. En un principio y debido a las limitantes de la época, los estudios anatómicos se realizaban únicamente por disección<sup>[41]</sup>, por lo que las descripciones anatómicas eran exclusivamente macroscópicas.

Dichos estudios llevaron a la preocupación por la preservación de los cuerpos y piezas anatómicas<sup>[15]</sup> para su colección o posterior estudio, por lo cual el desarrollo de métodos de preservación apropiados fue sumamente importante para el estudio de la anatomía humana que había estado obstaculizado por la descomposición<sup>[72]</sup>.

Fijación, conservación y preservación son los pilares fundamentales para que una pieza anatómica permanezca semejante al órgano fresco<sup>[41]</sup>. En la actualidad la tecnología y los avances científicos contribuyen al progreso y perfección del conocimiento anatómico orientándose hacia lo funcional y clínico. La preservación y demostración de especímenes anatómicos que retengan la mayoría de sus características naturales ha sido un objetivo a largo plazo de los anatomistas, médicos, patólogos y otros estudiosos del área<sup>[8]</sup>.

Por estas razones se han desarrollado numerosas técnicas de preservación mediante el empleo de diversas sustancias químicas, siendo el formaldehído una de las más eficaces; y pese a que los egipcios habían aportado al conocimiento médico y de la industria funeraria el uso de sustancias químicas y técnicas para embalsamar<sup>[41]</sup> con el uso del formol se produjo una innovación en las técnicas de fijación de tejidos, sin embargo, ha planteado graves problemas referentes tanto a la seguridad de los usuarios y manipuladores como a los precarios resultados obtenidos en la calidad de los tejidos conservados<sup>[15]</sup>, lo anterior aunado al hecho de que el formol puede deteriorar los tejidos hasta degenerarlos con el transcurso del tiempo. Estos aspectos fundamentales en el análisis de la problemática acerca de la preservación de tejidos motivaron la búsqueda de técnicas modernas y el uso de otras

sustancias químicas durante todo el proceso de preservación de los cuerpos humanos y animales al servicio de la ciencia<sup>[41]</sup>.

Uno de los avances más relevantes en la preservación de organismos fue realizado mediante el remplazo de los fluidos remanentes en un cuerpo por medio de un polímero. Esta técnica fue ideada en 1977 por el Dr. Gunther von Hagens, que llamó a este proceso “plastinación”; el modelo final obtenido con esta técnica conserva flexibilidad y un color realista sin olor ni toxicidad<sup>[63]</sup> además de presentar ventajas como que permite disponer y utilizar todo el material de preparados para distintos fines con una mayor durabilidad y limpieza sin tener que descartar piezas que se deterioran con el transcurso de los años cuando son mantenidas con técnicas convencionales<sup>[14]</sup>.

En comparación con la desecación el plastinado preserva su apariencia natural en estado vivo; en comparación con el almacenaje en alcohol el espécimen plastinado se mantiene seco, manejable y es más vistoso; y en relación con el embalsamamiento remueve factores como el olor y la humedad<sup>[63]</sup>. Este método es principalmente aplicado para la preservación macroscópica y microscópica del material biológico destinado tanto para su exhibición museográfica como en la docencia de morfología en las facultades de salud del mundo<sup>[78]</sup>. La disposición de dichos especímenes plastinados con fines de instrucción, ha asistido ampliamente a los estudiantes en la comprensión de la anatomía y la correlación de estos especímenes con imágenes radiográficas<sup>[22]</sup>; ya que estas muestras naturales son muy valiosas para la comprensión cabal de las complejas estructuras tridimensionales del sistema locomotor o de los órganos en sus respectivas posiciones e interrelaciones, tarea ardua con el uso exclusivo de libros o fotografías por buena que sea su calidad<sup>[72]</sup> mientras que dichas muestras plastinadas permiten el arreglo de todos los componentes del tejido para ser estudiados en un contexto inalterado, lo cual es de sumo interés para la línea entre la anatomía de tejido grueso e histología<sup>[86]</sup>.

Los órganos preservados se pueden estudiar de dos maneras: macroscópica y microscópica. La anatomía microscópica se subdivide en Citología (células), Histología (tejidos) y Organología (órganos)<sup>[5]</sup>.

La Histología por su parte estudia la estructura microscópica de los seres vivos desde un nivel celular hasta tisular relacionando forma y función. La histología de los vertebrados revela un bauplan similar en las diversas clases; sin embargo puede haber variaciones considerables en la estructura de los órganos<sup>[5]</sup>.

Para posibilitar el estudio histológico de un organismo se debe someter al tejido a un conjunto de operaciones que permitan su observación microscópica, a este procedimiento se le denomina Técnica Histológica. La fijación es la etapa esencial de dicha técnica<sup>[5]</sup>, ya que debe tenerse presente la velocidad de penetración del fijador en los diversos tejidos para conseguir y asegurar una máxima fijación. Así mismo no existe un fijador universal ya que todas las combinaciones tienen sus ventajas e inconvenientes<sup>[52]</sup>.

Para el estudio histológico normalmente se adopta como modelo a los vertebrados, dentro de los cuales es frecuente la elección de mamíferos (principalmente roedores); sin embargo en este proyecto se trabajó con algunos órganos internos de delfín como objeto de estudio.

Los mamíferos deben su espectacular triunfo biológico a muchas características adaptativas<sup>[18]</sup>. Los órganos internos de los mamíferos son más grandes que en los reptiles, así mismo el área superficial de las membranas mitocondriales en el corazón, riñones y encéfalo es mucho mayor en los mamíferos. Estas diferencias se relacionan claramente con su capacidad de generar una alta energía.

Para sostener su vida activa y sus propiedades endotérmicas los mamíferos disponen de un aparato circulatorio muy eficaz; en estos animales existe una total separación entre la circulación general y la pulmonar. El corazón de cuatro cavidades funciona como una bomba doble<sup>[18]</sup>.

Los pulmones son grandes, y junto con el corazón virtualmente llenan la cavidad torácica; el aire penetra en los pulmones gracias a que la actividad muscular del tórax aumenta el volumen de la cavidad torácica y reduce la presión en su interior<sup>[85]</sup>.

Acerca del aparato reproductor, los dos ovarios son funcionales y la fecundación de los óvulos tiene lugar en los oviductos. El embrión se desarrolla en el útero y luego permanece en dentro de un saco amniótico lleno de líquido. La estructura del útero puede ser: doble, bilocular, bicorne o simple<sup>[18]</sup>.

El estómago es un compartimiento único, en forma de saco en la mayoría de las especies, aunque tiene subdivisiones complejas en los artiodáctilos rumiantes, cetáceos y sirenios<sup>[18]</sup>.

El orden de los cetáceos está formado por un conjunto de mamíferos adaptados a la vida marina, gracias a la morfología, anatomía y fisiología tan específicas adquiridas a lo largo del camino evolutivo<sup>[18]</sup>. Se compone de tres grupos (subórdenes): Archaeoceti, Odontoceti, y Miysticeti. Los cetáceos existentes se agrupan en 38 géneros y 90 especies distribuidas en 8 familias<sup>[88]</sup>.

Todos son por completo acuáticos, así pues, su cuerpo es fusiforme<sup>[85]</sup> con los miembros torácicos convertidos en aletas y los pelvianos atrofiados total o parcialmente. La parte dorsal del cuerpo presenta una aleta y la región posterior acaba en una aleta caudal colocada en posición horizontal<sup>[18]</sup>.

Las dimensiones de los cetáceos son variables, tienen un peso errátil que en los delfines oscila entre los 250 y 300kg. mientras que en las ballenas y cachalotes va de 100 a 120 Toneladas<sup>[18]</sup>.

La caja torácica alberga y protege a los órganos internos como el aparato digestivo que también presenta adaptaciones a la vida en el mar. Una de las más peculiares es la faringe la cual se encuentra en posición transversal a la laringe, posición que determina una independencia entre las vías respiratorias y digestivas<sup>[85]</sup>.

Muchos cetáceos tienen la capacidad de alternar periodos de eupnea y apnea. La capacidad de los cetáceos para seguir activos durante los largos periodos de apnea depende quizá de varias adaptaciones en las vías respiratorias<sup>[85]</sup>, las cuales pueden ser o tubos sencillos (dos en Mysticetos) o tubos con cámaras y cavidades bien diferenciadas y distribuidas a lo largo de su recorrido (Odontocetos); dichos conductos se cierran durante la inmersión. Los pulmones no presentan ni un tamaño excesivamente grande ni excesivas modificaciones mientras que los alvéolos son muy grandes y existen esfínteres musculares que permiten dividirlos en compartimentos independientes<sup>[18]</sup>.

El aparato circulatorio de los cetáceos es el típico de los mamíferos con el añadido de una rete mirabilis intercalada en el trayecto de las arterias<sup>[18]</sup>. Durante las inmersiones profundas el ritmo cardiaco disminuye hasta la mitad de la frecuencia normal en superficie, mientras que hay especializaciones vasculares que permiten que la sangre no pase a través de ciertas masas musculares<sup>[85]</sup>.

Se observa un estómago anterior que carece de glándulas digestivas; un estómago medio, más pequeño, con paredes plisadas y glándulas digestivas, y finalmente un estómago pilórico replegado en "U" que comunica con el intestino, que es largo y uniforme con una dilatación próxima al estómago en la que desembocan el canal colédoco procedente del hígado y el pancreático<sup>[85]</sup>.

Con respecto al aparato excretor se sabe que los cetáceos presentan riñones de gran tamaño y aspecto granuloso; cada uno de estos gránulos es una pequeña esfera con una constitución histológica y funcionamiento semejante al de un riñón individual, con su propio sistema de arteriolas y vénulas<sup>[85]</sup>.

Las hembras poseen dos ovarios lisos, el oviducto es fino y largo y el útero bicorne con el cuerno izquierdo más desarrollado que el derecho; la vagina es larga, cilíndrica y en ella desemboca directamente, en amplio agujero, el útero. La cavidad vulvar es larga, amplia e interna<sup>[85]</sup>.

Los Odontocetos (ballenas dentadas, marsopas y delfines) (Fig. 1) constituyen el suborden de mayor importancia entre los cetáceos en términos de abundancia, diversidad de especies y distribución<sup>[85]</sup>. Existen 74 especies comprendidas en 34 géneros y 8 familias<sup>[39]</sup>.

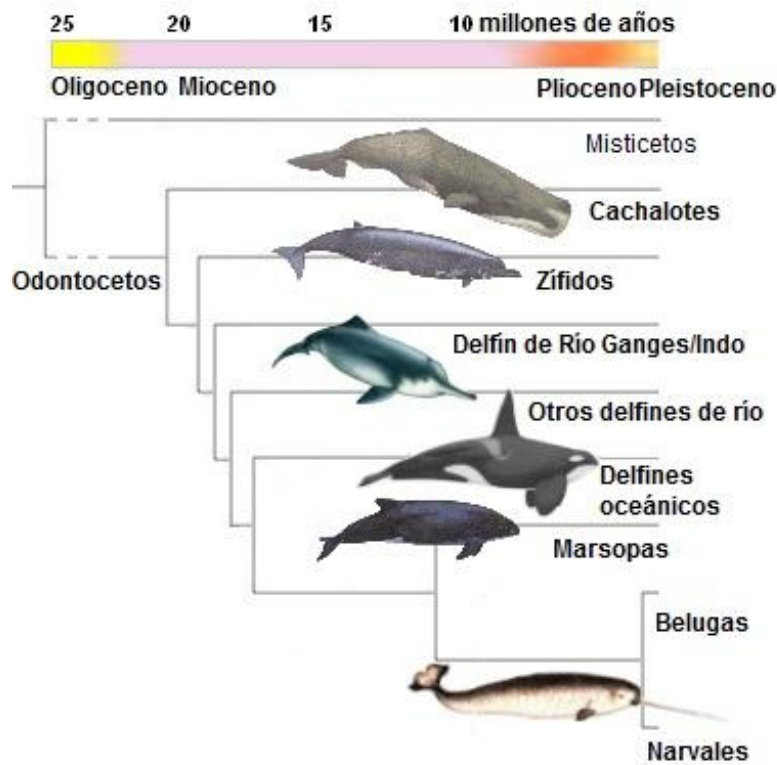


Figura 1. Árbol filogenético de los Odontocetos. Por Timothy Morbey y Felix G. Marx, (imágenes de los Cetáceos tomadas de Whales on the Net-Discovering Whales, Administración Nacional Oceánica y Atmosférica de E.U.A. por Alessio Marrucci). Traducido de Cetacean Palæobiology, University of Bristol.

La familia Delphinidae es el grupo más abundante y diverso de los cetáceos. Se conocen unas 37 especies agrupadas en 17 géneros<sup>[39]</sup>.

El nombre común “delfín” (Fig. 2) es generalmente aplicado a cetáceos pequeños con un hocico en forma de pico y un cuerpo delgado y aerodinámico, aunque el propósito del nombre se refiere a cetáceos pequeños con hocico embotado y con un fuerte cuerpo de forma achaparrada<sup>[88]</sup>.



Figura 2. Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) Fuente: Charlie Phillips Images.

Los definidos pequeños miden apenas 1.5m de largo y sólo pesan 50 kg. La depresión facial del cráneo es profunda y los huesos frontal y maxilar integran un techo encima de la fosa temporal reducida<sup>[85]</sup>.

El melón, un depósito de grasa con forma de lente que se ubica en la depresión facial, está muy bien desarrollado y confiere a la cabeza de muchos delfínidos una frente que asoma de modo notable detrás del hocico aguzado. El número de dientes varía desde 65/58 hasta 0/2. Hay de dos a seis vértebras cervicales fusionadas. Los machos suelen ser más grandes que las hembras, y en algunas especies existe un considerable dimorfismo sexual en cuanto a la forma de las aletas pectorales y dorsal. La coloración de estos animales es variada<sup>[85]</sup>.

Los definidos se alimentan mediante inmersiones poco profundas y saliendo a respirar varias veces por minuto, algunas especies saltan en forma regular fuera del agua cuando cazan o viajan<sup>[85]</sup>.

Son muy gregarios y se han llegado a observar manadas hasta de 100,000 individuos, esta conducta aumenta la eficiencia en la caza y la evasión ante los depredadores, además de que también puede incrementar la sincronización y eficacia reproductiva<sup>[85]</sup>.

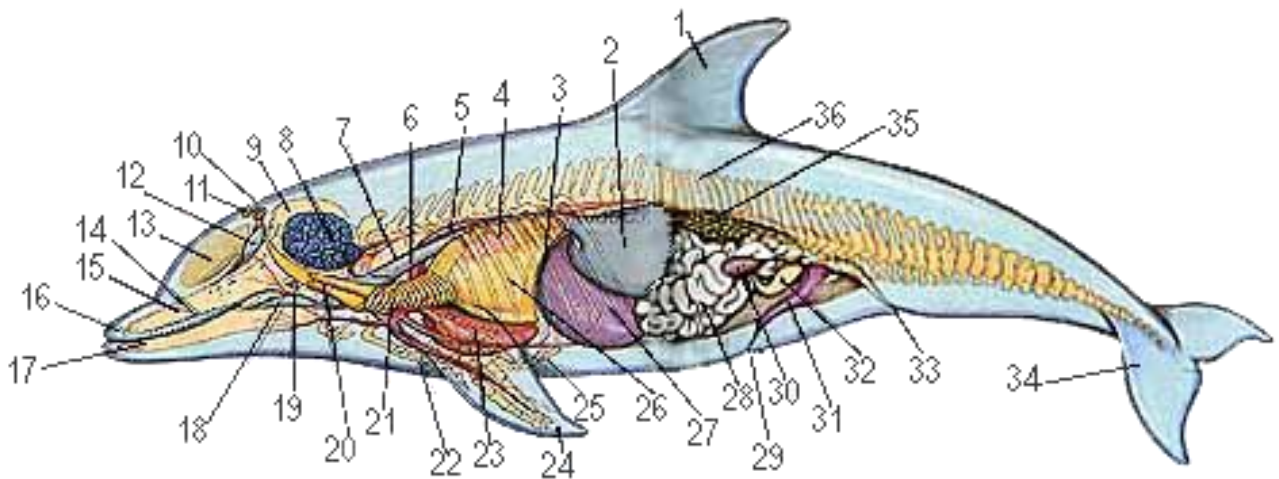


Figura 3. Anatomía general interna de la familia Delphinidae. Traducido de Dolphin Assistance<sup>[28]</sup>.

- |                           |                        |                           |
|---------------------------|------------------------|---------------------------|
| 1. Aleta dorsal           | 13. Melón              | 25. Costillas articuladas |
| 2. Estómago               | 14. Dientes            | 26. Pulmón                |
| 3. Diafragma              | 15. Mandíbula superior | 27. Hígado                |
| 4. Retia mirabilia        | 16. Morro              | 28. Intestinos            |
| 5. Aorta                  | 17. Mandíbula inferior | 29. Orificio urogenital   |
| 6. Esófago                | 18. Hueso              | 30. Testículos            |
| 7. Vértebras fusionadas   | 19. Ojo                | 31. Pene                  |
| 8. Cerebro                | 20. Nasofaringe        | 32. Vejiga                |
| 9. Cráneo                 | 21. Tráquea            | 33. Ano                   |
| 10. Orificio respiratorio | 22. Esternón           | 34. Aleta caudal          |
| 11. Fosas nasales         | 23. Corazón            | 35. Riñón                 |
| 12. Tapón nasal           | 24. Aleta pectoral     | 36. Columna vertebral     |



## **Tursiops truncatus (Montagü, 1821)**

El nombre *Tursiops* puede ser traducido como “apariencia de delfín”, derivado del Latín “Tursio” (delfín) y el sufijo griego –ops (apariencia); a su vez *truncatus* deriva del Latín “trunco-” (truncado), aparentemente en referencia a los dientes aplanados utilizados por Montagü como característica identificativa<sup>[89]</sup>.

DOMINIO: Eukarya

REINO: Animalia

SUBREINO: Eumetazoa

SUPERFILO: Deuterostomia

FILO: Chordata

SUBFILO: Vertebrata

INFRAFILO: Gnathostomata

CLASE: Mammalia

ORDEN: Cetacea

SUBORDEN: Odontoceti

FAMILIA: Delphinidae

GENERO: *Tursiops*

ESPECIE: *truncatus*



Figura 4. Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) con cría.

Fuente: Dolphin Quest Hawaii.

*Tursiops truncatus* (Fig. 4) es una especie cosmopolita distribuida en todos los océanos templados y tropicales del mundo (Fig. 5) siendo la especie de mamífero marino costal más común en el Golfo de México<sup>[12]</sup>. Como podría esperarse de una especie polimórfica y tan ampliamente distribuida sus nombres comunes son numerosos, siendo reconocido en Hispanoamérica como: delfín negro, tursión, tonina, delfín de las islas, delfín mular y delfín nariz de botella<sup>[89]</sup>. Presentan una coloración gris oscuro en la parte dorsal y un tono gris pálido en la región ventral, las crías presentan una coloración más pálida que con la edad se va oscureciendo. Los adultos miden típicamente entre 3 y 4m de longitud; los machos crecen un poco más que las hembras. Las crías recién nacidas miden alrededor de 1m de longitud y se mantienen en asociación cercana con las madres por 3 o 4 años, lactando al menos los primeros 18 meses<sup>[75]</sup>.

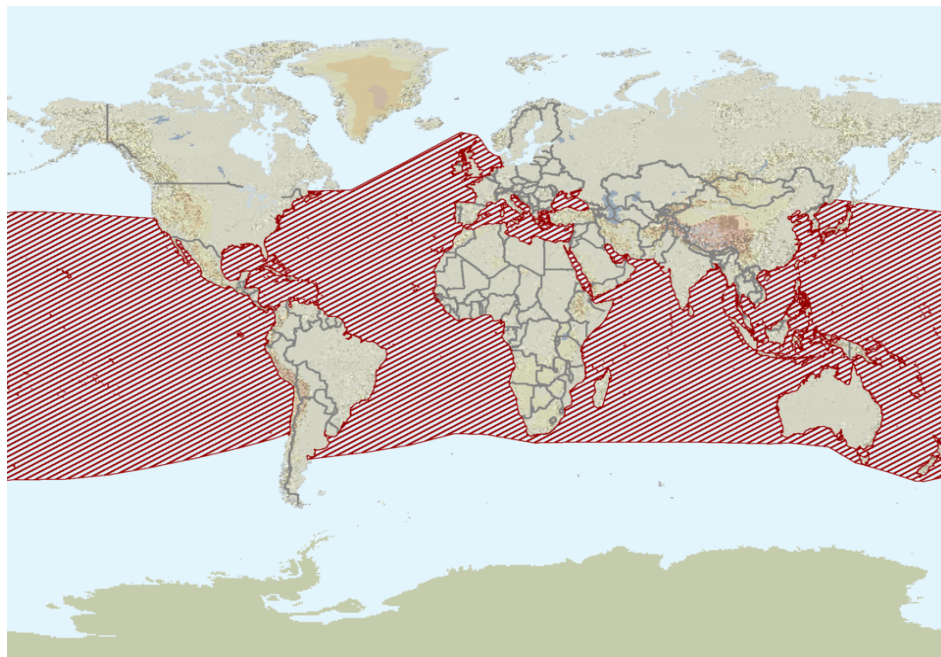


Figura 5.  Rango de distribución mundial de *Tursiops truncatus*.  
Fuente: International Union for Conservation of Nature<sup>[40]</sup>.

Se trata de un delfín con morro relativamente robusto y rollizo, posee mayor flexibilidad en su cuello que otros delfines oceánicos debido a que 5 de 7 vértebras del cuello no se encuentran fusionadas entre sí. Presenta de 18 a 26 pares de afilados dientes cónicos a cada lado de la mandíbula. La aleta dorsal es alta y curva ubicada cerca de la mitad de la región dorsal, la aleta caudal presenta una separación a la mitad donde cada lóbulo es amplio y curvado con una muesca media y profunda. Las aletas pectorales son aguzadas y de longitud moderada (Fig. 6). Se les halla frecuentemente en puertos, bahías, lagunas, estuarios y en bocas de ríos. Al menos existen dos ecotipos de este delfín, uno oceánico y otro de plataforma; estas formas tienen diferencias morfológicas, hemoquímicas, hábitos alimentarios, cargas de parásitos, etcétera<sup>[11]</sup>. El que se estudia en el presente trabajo pertenece al segundo grupo. Viven en sociedades de fisión-fusión, en donde los individuos tienden a asociarse en grupos pequeños, y la composición del grupo varía durante el día<sup>[53]</sup>.

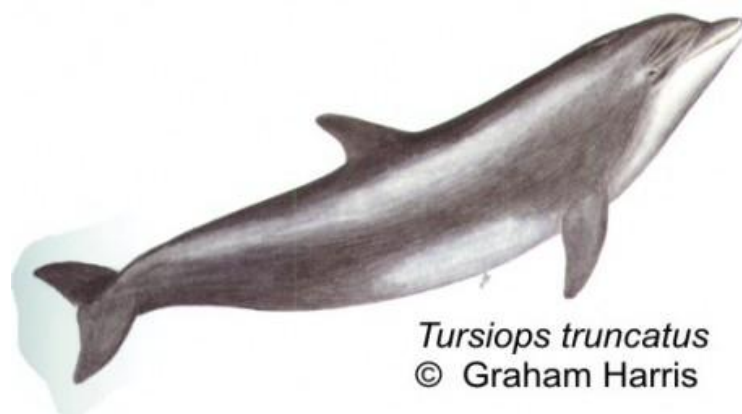


Figura 6. Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*). Dibujo.  
Fuente: "A Guide to the Birds and Mammals of Coastal Patagonia"<sup>[38]</sup>.

Los trabajos experimentales de Herman y colaboradores (1975), sobre la agudeza visual de este animal demostraron que es idéntica fuera y dentro del agua. Las investigaciones experimentales indican que éstos delfines son capaces de producir sonidos cuya intensidad equivale a umbrales mortales para algunos peces marinos, y cercanos a los que matan calamares de tamaño mediano<sup>[85]</sup>. Son mamíferos gregarios que muestran una marcada propensión al comportamiento de juego mediante objetos físicos<sup>[55]</sup>.

## II. ANTECEDENTES

Von Hagens *et.al.* (1987) enuncian algunas técnicas y aplicaciones del método de plastinación, describiendo las características generales adquiridas por los especímenes después del proceso. Ya desde aquí se especifica que dichas propiedades son determinadas por la clase de polímero utilizado.

La técnica de Von Hagens resulta tan atractiva como funcional, por lo que pocos años después (1989) Baptista y Conran presentan una técnica de preparación de corazón humano que maximiza la visualización de las válvulas cardíacas y sus estructuras adyacentes, para su posterior plastinación. Removiendo la sangre residual y modelando con algodón, resultando un espécimen que gracias a la posición de sus estructuras ofrece una serie de oportunidades para demostrar la anatomía y patología cardíaca.

Por su parte Ripani y colaboradores (1994) comparan las secciones plastinadas de un carcinoma apócrino invasivo de las glándulas perineales de una mujer con las tomografías previas a la intervención quirúrgica; explicando los detalles ambiguos demostrados por la TAC; concluyendo así que la plastinación es una herramienta útil para verificar sofisticadas imágenes clínicas e instrumentales.

Yoo y colaboradores (1998) plastinaron 40 tumores humanos obteniendo especímenes inodoros, relativamente secos, durables, no tóxicos, de apariencia natural, que no requirieron de mantenimiento y no se deterioraron con el tiempo. Dichos especímenes resultaron útiles en la enseñanza de Patología y Anatomía, siendo preferidos tanto por estudiantes como por maestros dado su alto poder ilustrativo.

Para 2007 Ali y Al-Thnaian plastinan diversos órganos internos de equinos y rumiantes con el método convencional de Von Hagens, estableciendo los requerimientos óptimos para cada etapa del proceso. Como en anteriores estudios, también obtuvieron especímenes secos, durables, no tóxicos e inodoros; y aunque la mayoría de los órganos mantuvo su forma original algunos mostraron ligera disminución en su tamaño y cierto grado de

contracción, atribuyendo esto al polímero utilizado del mismo modo que apuntaba Von Hagens (1987).

Ese mismo año (2007) Silva aplica la técnica modificada de plastinación a corazones de cerdo, comparándolos con los preservados en formol, y evaluando su calidad y uso potencial dentro de la docencia. También reporta una reducción dimensional atribuible a la deshidratación así como un cambio de tonalidad, a pesar de lo cual los especímenes obtenidos alcanzaron opiniones favorables de profesores y alumnos, mostrando que esta técnica resulta eficaz para la preservación y demostración de estructuras, haciendo de estos, materiales altamente instructivos en la docencia.

Sobre la lengua de *T. truncatus*, existen varios estudios que detallan musculatura, histología e inervación lingual como es el caso de Sokolov y Volkova (1973) que fijaron en formol 10% las lenguas de *Stenella coeruleoalba*, *Delphinus delphis*, *T. truncatus* y *Phocaena phocaena* L.; describiendo este órgano como de forma típica para los mamíferos, poco móvil y de punta poco desarrollada con un grueso epitelio queratinizado. No encuentran papilas gustativas en alguna de las especies estudiadas, pero concluyen que la abundancia de glándulas mucosas así como el tipo de estructura encontrados en las paredes y fondo de los poros de la lengua sugieren que existe una función sensorial gustativa. Similares fueron los resultados obtenidos por Donaldson (1977) que señala la condición paraqueratótica del epitelio lingual y la presencia de ciertas estructuras en los surcos liguofaríngeos en una posición apropiada para fungir como receptores del gusto. En lo macroscópico tampoco encuentra las papilas típicas presentes en la mayor parte de los mamíferos, sin embargo nuevamente describe numerosos poros desde la raíz hasta el cuerpo de la lengua exceptuando su margen, por lo que argumenta que el sentido del gusto sería de tipo quimiorreceptor.

La ausencia de papilas gustativas, nula movilidad labial y musculatura lingual de estas especies genera especulaciones sobre el proceso de succión en dichas especies, encontrando una posible respuesta en la presencia de papilas

marginales; por lo que Kastelein y Dubbledam (1990) examinan a nivel macroscópico y microscópico las papilas marginales presentes en las lenguas de tres especies de odontoceto de diversas edades, proponiendo una función de las mismas como barrera para impedir la entrada o salida de líquidos. Demostrando que en el caso de marsopas y delfines nariz de botella la presencia o ausencia de dichas papilas se relaciona con la edad del espécimen, desapareciendo alrededor de los 16 años en el caso de *T. truncatus*.

Pérez y Lima (2006) describieron la conformación interna y externa e irrigación del corazón del delfín franciscana de la Plata (*Pontoporia blainvillei*), observando que los corazones descritos tipifican al corazón de mamífero en aspectos generales, difiriendo en cuanto a disposición y topografía en la cavidad torácica. Igualmente detallan que la cara auricular es ventral, la que en mamíferos domésticos se dirige hacia el lado izquierdo de la pared torácica; y la cara atrial es dorsal mientras que en los mamíferos domésticos es derecha.

En cuanto al aparato digestivo, ya para 1972 Smith había descrito por medio de disecciones y preparaciones histológicas de 59 especímenes las características morfológicas y citológicas del estómago de marsopa (*Phocoena phocoena* (L.)), ubicando tres compartimientos estomacales e interpretando sus características macroscópicas y microscópicas en relación a su función. Posteriormente en 1993 Mead examinó y comparó los estómagos de 29 especímenes de diversos cetáceos para encontrar una relación clara entre los miembros de la familia Ziphiidae, encontrando que el estómago de los cetáceos es generalmente uniforme en cuanto a su anatomía, consistiendo en estómago anterior, estómago principal, canal de conexión y dos compartimientos pilóricos.

Mead (2007) continúa con sus observaciones acerca de los estómagos de la familia Ziphiidae para dilucidar relaciones sistemáticas entre los zífidos. Separando los estómagos de zífido en por lo menos tres grupos principales: estómago zífido generalizado y estómagos derivados tipo I y II. Concluyendo que los zífidos claramente forman un grupo distinto de cetáceos en su utilización de las diferencias en la morfología del estómago, y por tanto se

necesitan estudios adicionales para establecer si estas diferencias se correlacionan con las adaptaciones especializadas relacionadas con el medio acuático.

Knieriem y García (2001) compararon los cambios patomorfológicos en los pulmones de delfines capturados incidentalmente con los hallazgos forenses en patología humana sobre casos de ahogamiento. Todos los ejemplares estudiados mostraron cambios histológicos, que van desde distensión hasta rotura de las fibras reticulares, por lo cual afirman que la técnica Gomori de tinción de fibras resulta adecuada para detectar estos cambios, y finalmente proponen la clasificación Reh como criterio adicional para la descripción y cuantificación de dichas alteraciones.

Recientemente Concha (2011) insufla y pigmenta pulmones de marsopa (*Phocoena spinipinnis*) para su posterior descripción anatómica, no encuentra fisuras interlobulares en alguno de los dos pulmones contrario a lo observado en animales domésticos; y pese a que señala una notoria impresión cardiaca tampoco halla muesca cardiaca en la superficie medial.

### III. JUSTIFICACIÓN

La preservación de órganos y tejidos es particularmente útil para demostraciones *in situ* de ganglios, ligamentos, órganos, huesos, y tejido en general, que nos permita ubicarles dentro de un contexto inalterado permitiendo una capacitación didáctica del personal de laboratorio y estudiantes acerca de las relaciones anatómicas<sup>[31]</sup>, evitando la depredación innecesaria de organismos específicamente con el fin de diseccionarlos con este propósito<sup>[25]</sup>. Por otra parte el desarrollo de técnicas alternativas para la preservación de dichos órganos u organismos permite un manejo integral y didáctico de este tipo de materiales; ya que el manipular los órganos y organismos favorece y refuerza el aprendizaje y sensibilización del organismo y su entorno, en este caso, el del delfín nariz de botella.

Estudios recientes relacionan la exposición al formaldehído y compuestos relacionados con varios males incluyendo dermatitis alérgica, cambios del comportamiento neurológico, trastornos oculares y de vías respiratorias, y carcinogénesis. Por lo que cualquier método que disminuya la exposición al formaldehido debe ser explorada<sup>[25]</sup>.

Así pues, que en el presente trabajo se describen en lo general determinados órganos internos plastinados de *T. truncatus* así como algunos de los tejidos que los forman, ya que este delfín es el más popular y el que se encuentra en la mayoría de los acuarios por su gran capacidad de adiestramiento y adaptación a la vida en cautiverio<sup>[65]</sup>. Así mismo, gran parte de los estudios con estos delfines son de corte conductual con pocos trabajos de anatomía no patológica, y si bien es cierto que se les han realizado varios estudios morfométricos, aún puede decirse que muchos de los rasgos biológicos de los delfines nariz de botella quedan por ser descritos<sup>[11]</sup>.



## IV. OBJETIVOS

### General:

Plastinar y describir morfológica e histológicamente algunos órganos internos de *Tursiops truncatus*.

### Particulares:

1. Elaborar preparaciones anatómicas de algunos órganos internos (corazón, pulmón, tráquea, hígado, lengua, trompas de falopio, útero, riñón, bazo y estómago) del delfín *T. truncatus*, por medio de la plastinación para su posterior descripción macroscópica.
2. Realizar diferentes cortes histológicos de dichos órganos internos para su observación y descripción.
3. Elaborar, fotografiar y describir en lo general las laminillas histológicas obtenidas.
4. Elaborar un compendio fotográfico de los órganos internos de *T. truncatus* para su estudio y orientación.

## V. MATERIAL Y MÉTODO

### Ruta Crítica:



### **V.1. Técnica modificada de plastinación<sup>A</sup>:**

Se trabajó con 11 órganos internos del delfín *T. truncatus* (1 pulmón, 1 tracto reproductor (♀), 1 lengua, 1 bazo, 3 riñones, 1 hígado, 2 corazones y 1 estómago) colectados y etiquetados por el Dr. Alberto Delgado Estrella y el Biol. Arturo Romero Tenorio gracias a un convenio de colaboración entre la Facultad de Estudios Superiores Iztacala U.N.A.M y el Instituto Vía Delphi para la Investigación de los Mamíferos Acuáticos A.C. (del parque ecológico Xcaret). Dichas muestras se recibieron directamente en el Laboratorio de Anatomía Animal Comparada (FES-I) por medio de paquetería en contenedores de plástico envueltos e impregnados con formol (Fig. 6).



Figura 6. Pulmón y aleta pectoral de *T. truncatus* en formol al 4% a su llegada al LAAC<sup>B</sup>.

Los órganos se lavaron en agua corriente dentro de cubetas para en seguida tomar las medidas morfométricas de cada uno (Fig. 7); posteriormente fueron sumergidos en formaldehído al 4% durante 7 días en recipientes de plástico a temperatura ambiente con el fin de fijarlos y evitar su descomposición.

---

<sup>A</sup> Técnica original por Gunther von Hagens, 1977.

<sup>B</sup> Laboratorio de Anatomía Animal Comparada, Facultad de Estudios Superiores Iztacala UNAM.

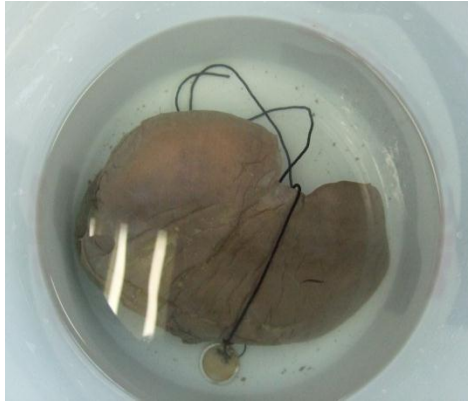


Figura 7. Lavado de hígado en agua corriente.

### *Deshidratación*

Transcurrido este tiempo nuevamente se sumergieron en agua corriente durante 2 días para seguidamente comenzar con el periodo de deshidratación de un mes en acetona al 100% a  $-30^{\circ}\text{C}$  (Fig. 8); durante este tiempo se realizaron varios cambios de acetona con el fin de eliminar residuos de grasa y agua del órgano, siendo remplazados por acetona, la cual funge como intermediaria para que penetre el polímero a cambio de ésta.



Figura 8. Deshidratación en acetona al 100% a  $-30^{\circ}\text{C}$ .

### *Impregnación*

Posteriormente se dio inicio a la impregnación pasiva, realizada gradualmente con los órganos saturados en acetona llevándolos a resina poliéster mc-40 en dos etapas que duraron de uno a tres meses cada una a temperatura ambiente:

- Inmersión en una solución 1:1 de resina y acetona (en cubetas de plástico con tapa) (Fig. 9).
- Impregnación en resina 100% (en frascos de vidrio).



Figura 9. Inmersión en solución 1:1 resina/acetona.

### *Secado*

Cumplido este lapso se removió el exceso de resina lavando los órganos en acetona pura, una vez secos se rociaron con esmalte acrílico de secado rápido dándoles de 2 a 3 aplicaciones con un periodo de secado de 3 a 15 días. Finalmente plastinados los distintos órganos se tomaron nuevamente sus medidas (Fig. 10) y se les fotografió para ilustrar las descripciones anatómicas.



Figura 10. Medición del corazón #2 posterior a su plastinación.

## V.2. Técnica Histológica y Tinción Hematoxilina-Eosina<sup>C</sup>:

Se preparó cada órgano lavándolo en agua corriente durante 2 días para posteriormente tomar muestras superficiales y profundas de sus tejidos. A las muestras obtenidas se les fijó en formol dentro de tubos de recolección de sangre (Fig. 10) durante 1 día y posteriormente se lava el fijador bajo chorro de agua igualmente durante 1 día. Las muestras se procesaron con la técnica histológica de rutina para ser teñidas con la técnica H-E<sup>D</sup> (Fig. 11). Finalmente fueron montadas con Entellan (Fig. 12) para su posterior observación al microscopio y obtención de fotografías.



Figura 10. Cortes de los órganos.



Figura 11. Tren de tinción.

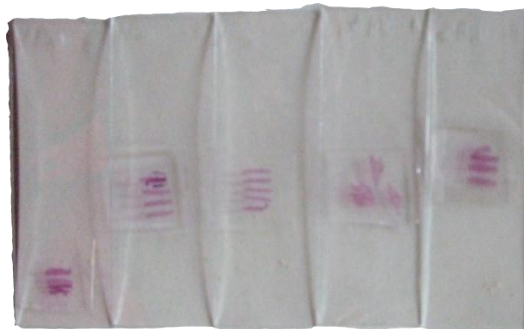


Figura 12. Laminillas montadas con Entellan.

<sup>C</sup> En adelante referida como tinción H-E (Luna, 1968).

<sup>D</sup> Ver anexo.

## VI. RESULTADOS

Se obtuvieron las medidas morfométricas de algunos órganos internos (Fig. 13) del delfín nariz de botella (*T. truncatus*), antes y después del proceso. Hecho esto, se obtuvieron las siguientes muestras para la descripción de aquellas que mejor representaran la histología general de ese órgano:

- 3 cortes de hígado (superficial, profundo, endotelio)
- 4 cortes de pulmón (superficial, profundo, tráquea, pleura)
- 5 cortes de corazón (atrio, superficial, medio, profundo, cámara interna)
- 3 cortes de estómago (cámaras)
- 3 cortes de lengua (punta, media, profunda)
- 3 cortes de riñón (panales)
- 6 cortes de tracto reproductor (trompa [superficial, medio, profundo], superficial, medio profundo)
- 3 cortes de bazo (superficial, medio, profundo)

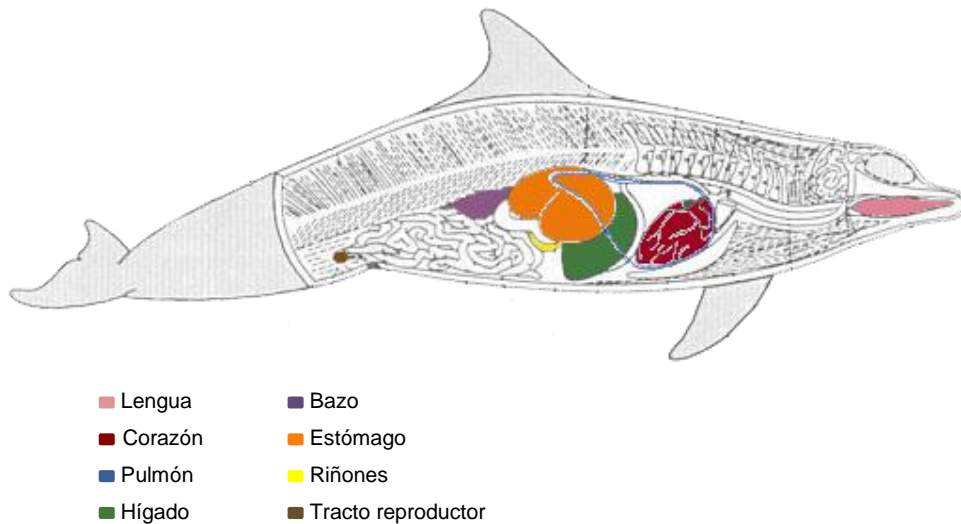


Figura 13. Órganos internos de *T. truncatus* descritos.

Con las medidas morfométricas conseguidas se calculó el porcentaje de deformación de cada órgano (Tabla 1) por medio de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de deformación} = \frac{y_0 - y_f}{y_0} \times 100$$

En donde:

$y_0$  = medida inicial

$y_f$  = medida final

ÓRGANO	Largo	Ancho
Lengua	4%	16%
Corazón 1	11%	6%
Corazón 2	8%	6%
Hígado	9%	9%
Riñón 1	9%	12%
Riñón 2	7%	16%
Riñón 3	8%	8%
Bazo	8%	11%
Tracto Reprodutor (♀)	7%	13%

Tabla 1. Cálculo del porcentaje de deformación de los órganos.

Se observó la retención de varias características posteriores al proceso, como: color, rigidez, estructura anatómica, tamaño, flexibilidad y detalle de superficie (Tablas 1 y 2).

El detalle de superficie se refiere a la calidad del aspecto externo del órgano una vez plastinado. Mientras que la estructura anatómica se relaciona con la conservación de la morfología de los especímenes después de la plastinación<sup>[54]</sup>.



ÓRGANO	COLOR	RIGIDEZ	DETALLE DE SUPERFICIE	ESTRUCTURA ANATÓMICA
Lengua	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Corazón 1	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Corazón 2	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Hígado	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Riñón 1	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Riñón 2	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Riñón 3	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Bazo	Negruzco	Sí	Bueno	Normal
Tracto Reproductor (♀)	Negruzco	Sí	Bueno	Normal

Tabla 2. Características de los órganos internos de *T. truncatus* plastinados.

En todos los casos se observó un cambio de tonalidad de rosado/rojizo a café obscuro que ocurrió durante el proceso de impregnación pasiva (Figs. 14-17); así mismo, se advierte la reducción del tamaño original de los órganos de 4% hasta 11% de largo y de 6% hasta 16% de ancho (Tabla 1). En cuanto a la forma cabe mencionar que todos los órganos conservaron su aspecto original (Figs. 14-17), y pese a que adquirieron notable rigidez mantuvieron una textura cercana a la del órgano en fresco.

Una vez concluido el proceso de plastinación se realizó el análisis descriptivo de los órganos mediante la comparación de sus estructuras y tejidos con relación a lo señalado en diversos atlas de Anatomía Animal e Histología Normal.

## CAMBIO DE COLORACIÓN EN LOS ESPECÍMENES



**A**



**B**

Figura 14. Lengua de *T. truncatus* fijada en formol 4% (A) y plastinada (B).



**A**



**B**

Figura 15. Estómago de *T. truncatus* fijado en formol 4% (A) y plastinado (B).



**A**



**B**

Figura 16. Hígado de *T. truncatus* fijado en formol 4% (A) y plastinado (B).



**A**



**B**

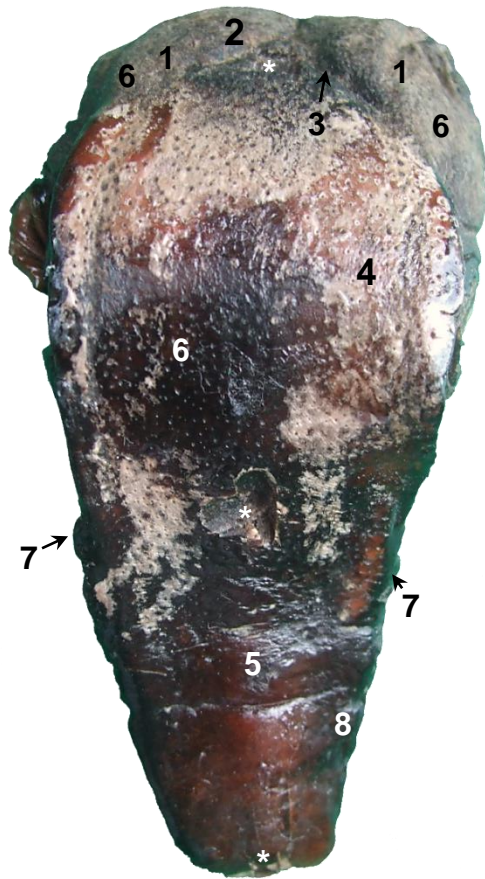
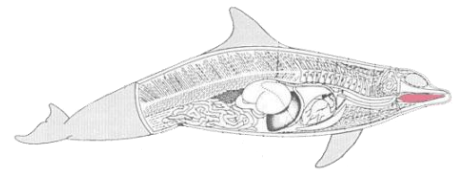
Figura 17. Riñón #1 de *T. truncatus* fijado en formol 4% (A) y plastinado (B).

## **VI.1. LENGUA**

Tiene un tamaño de 13.7cm de largo por 4.3cm de ancho, un peso de 92.7g, y de forma cónica. Presenta remanentes de papilas gustativas marginales (8; Fig. 18)<sup>[42]</sup>.

La superficie de la lengua (B; Fig. 19) es lisa, pero se encuentra jaspeada por multitud de pequeños poros gustativos (6; Fig. 18) exceptuando en el margen<sup>[82]</sup>. En la raíz de la lengua (A; Fig. 19) se encuentran los surcos terminales (3; Fig. 18), que son dos surcos linguo-faríngeos angulados de manera que forman una amplia V con el ápice dirigido hacia la farínge. No se observa un orificio ciego (foramen caecum)<sup>[30]</sup>.

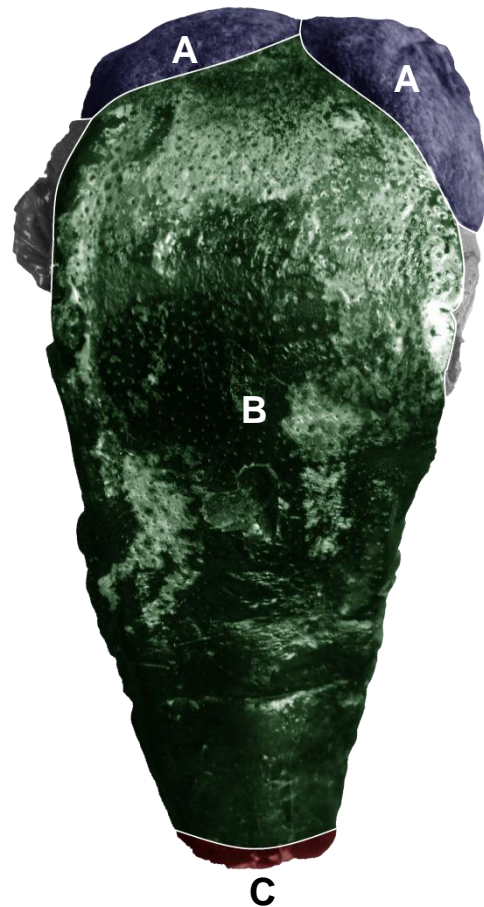
Se observan entre otros, a los músculos hiogloso y estilogloso (4,2; Figs. 20-22) encargados de la retracción de la lengua, así como al músculo longitudinal inferior (10; Fig. 22) responsable del acortamiento y ensanchamiento lingual<sup>[30]</sup>.



\* Áreas de donde se tomaron las muestras

1. Tonsilas linguales (foliculos linguales)
2. Dorso de la lengua; porción postsulcal (post.)
3. Surco terminal (sulcus terminalis)
4. Dorso de la lengua; porción presulcal (ant.)
5. Surco medio
6. Poros gustativos
7. Remanentes de papilas marginales
8. Borde de la lengua

Figura 18. Vista superior del dorso y la raíz de la lengua.



- A. Raíz
- B. Cuerpo
- C. Vértice (ábex)

Figura 19. Vista superior del dorso y la raíz de la lengua.

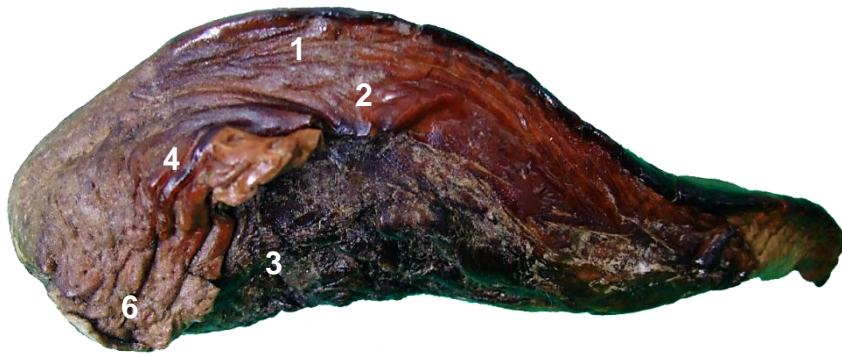
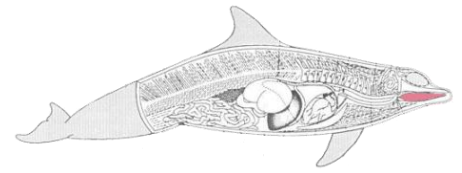


Figura 20. Vista lateral derecha de los músculos linguales.



Figura 21. Vista lateral izquierda de los músculos linguales.



- 1. Músculo palatogloso
- 2. Músculo estilogloso
- 3. Músculo geniogloso
- 4. Músculo hiogloso
- 5. Músculo genioidio
- 6. Músculo constrictor medio de la faringe
- 7. Frenillo lingual
- 8. Pliegue fimbriado
- 9. Tabique lingual
- 10. Músculo longitudinal inferior

Figura 22. Vista inferior de los músculos linguales.

Las secciones teñidas indican que el cuerpo de la lengua está cubierto por un varias capas de epitelio plano queratinizado (EQ; Fig. 23)<sup>[82]</sup> con una densa dermis de tejido conectivo irregular. Así mismo un bucle capilar (F; Fig. 23) ocurre en cada papila submucosa<sup>[30]</sup>.

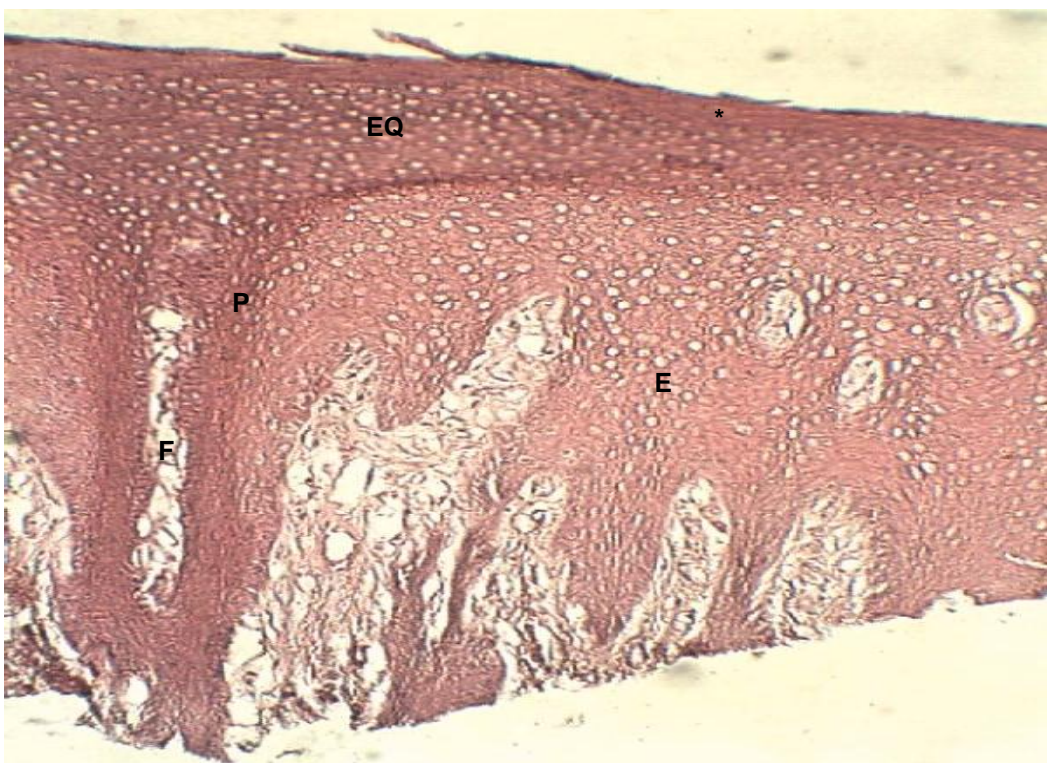


Figura 23. Sección del epitelio de la superficie dorsal de la lengua. Se aprecia al epitelio plano estratificado queratinizado (EQ), epitelio plano estratificado no queratinizado (E), foso (F) y pared externa (P) formando un bucle capilar. La superficie del órgano está revestida por la mucosa bucal (\*) que, en la cara superior presenta los poros gustativos 100x. Contratinción H-E.

## **VI.2. CORAZÓN**

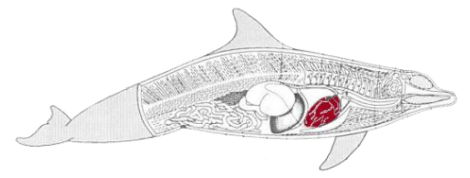
El corazón #1 (Figs. 24-25) es ancho, corto y romo; con 8.7cm de largo por 10.8cm de ancho; y un peso de 122.1g. El corazón #2 (Figs. 26-27) difiere en cuanto a forma y dimensiones, ya que tiene un tamaño de 14.8cm de largo por 11.2cm de ancho; y un peso de 273.1g. Se les describen dos caras, dos bordes y un ápex.

Los corazones están comprimido dorsoventralmente, su cara ventral es convexa y su cara dorsal plana (Figs. 24-27). Dorsalmente y a la derecha llegan las venas cavas al atrio derecho y tres venas pulmonares unidas en un tronco común al atrio izquierdo (3; Fig. 25).

La cara ventral del corazón (Figs. 24, 26) se halla dividida por el surco interventricular paraconal (7; Figs. 24, 26) que surge del surco coronario hacia la izquierda y que divide completamente a la parte ventricular de esta cara en los dos ventrículos, hacia la derecha el ventrículo derecho y hacia la izquierda el ventrículo izquierdo (1, 2; Figs. 24, 26)<sup>[68]</sup>.

El surco coronario se encuentra interrumpido en el nivel de emergencia del tronco pulmonar (5; Figs. 24, 26). En la cara atrial (Fig. 25) este surco divide completamente atrios de ventrículos. El surco interventricular subsinusal (8; Fig. 25) divide completamente la parte ventricular de la cara atrial en los dos ventrículos situados hacia los costados respectivos del animal<sup>[68]</sup>.

Ambos surcos interventriculares se continúan entre sí en el ápex del corazón. Los bordes ventriculares derecho e izquierdo se sitúan, respectivamente, a la derecha y a la izquierda del animal. Ambos constituyen los bordes derecho e izquierdo del contorno cardiaco y son ligeramente oblicuos de lateral a medial llegando al ápex. La longitud promedio de estos bordes es de 6.0cm, desde el surco coronario hasta el ápex, que corresponde a ambos ventrículos<sup>[68]</sup>.



**A**

Figura 24. Corazón #1, vista anterior (Cara auricular).

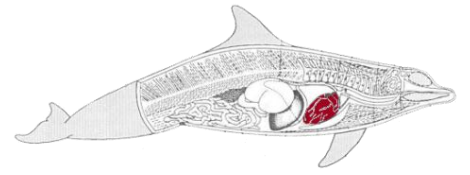


**A**

Figura 25. Corazón #1, vista posterior (Cara atrial).

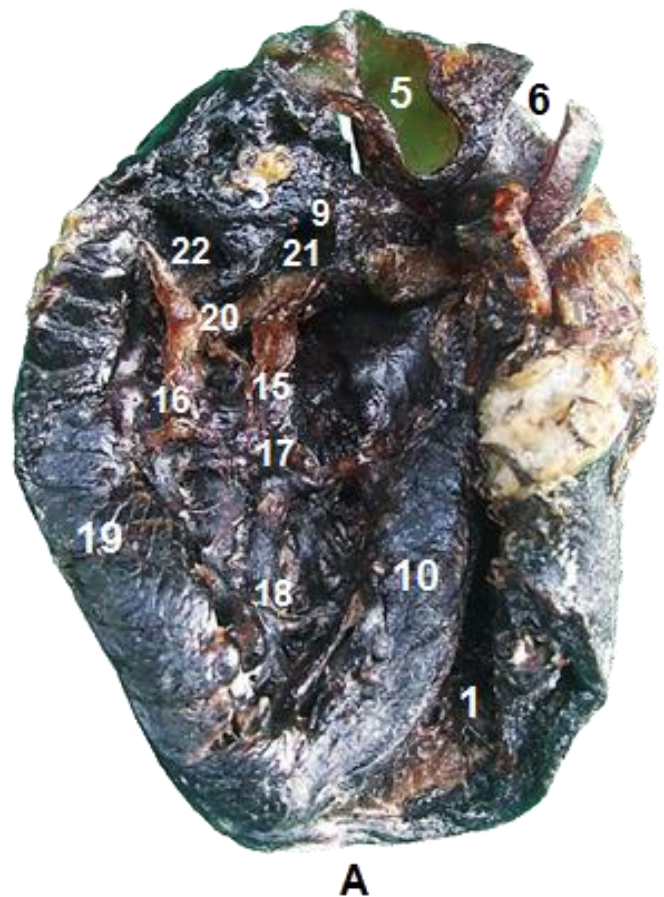
- A Ápex
1. Ventrículo derecho
  2. Ventrículo izquierdo
  3. Aurícula izquierda
  4. Aurícula derecha
  5. Tronco pulmonar
  6. Aorta ascendente
  7. Surco y rama interventricular paraconal
  8. Surco y rama interventricular subsinual
  9. Orificio atrioventricular izquierdo
  10. Septo interventricular
  11. Surco terminal
  12. Orejuela derecha
  13. Orejuela izquierda
  14. Venas cardiacas anteriores





**A**

Figura 26. Corazón #2, vista anterior (Cara auricular).



**A**

Figura 27. Corazón #2, configuración interna, corte frontal, segmento anterior.

- 15. Músculo papilar anterior
- 16. Músculo papilar posterior
- 17. Trabécula septomarginal (banda moderadora)
- 18. Ramas subendocárdicas (fibras de Purkinje)
- 19. Pared del ventrículo izquierdo
- 20. Cuerdas tendinosas de la válvula mitral
- 21. Cúspide anterior de la válvula mitral (bicúspide)
- 22. Cúspide posterior de la válvula mitral (bicúspide)

La estructura básica de la pared cardíaca es común a todo el corazón. Está formada por tres capas. El endocardio, la capa más interna, forma el revestimiento íntimo del corazón (E; Fig. 28). Está formado por un endotelio apoyado en un tejido conjuntivo fibro-elástico. Por fuera del endocardio e íntimamente unido a este se encuentra el miocardio (M; Figs. 28, 29). Es la capa más desarrollada de la pared cardíaca y de ella depende el mayor grosor de la pared ventricular. Está formado por tejido muscular cardíaco (Figs. 30, 31). La tercera capa de la pared cardíaca es el pericardio, desdoblado en dos hojas: la hoja visceral (epicardio), unida al miocardio y formada por un tejido conjuntivo vascularizado y con lobulillos adiposos. Este conjuntivo está revestido por un mesotelio. La hoja parietal (pericardio), está separada de la anterior por el espacio pericárdico. Está formada por tejido conjuntivo rico en fibras colágenas y revestido por un mesotelio orientado hacia la cavidad pericárdica<sup>[13]</sup>.

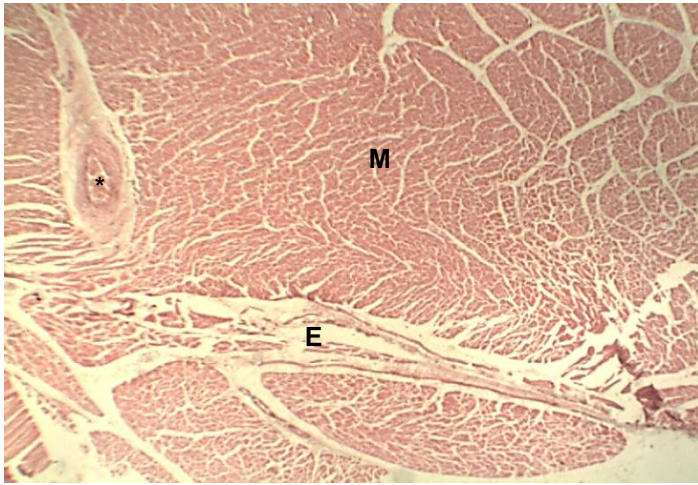


Figura 28. Observación a bajo aumento del miocardio (M), endocardio (E) y arteria (\*). Nótese su disposición en fascículos separados por tabiques conjuntivos 40x. Contratinción H-E.

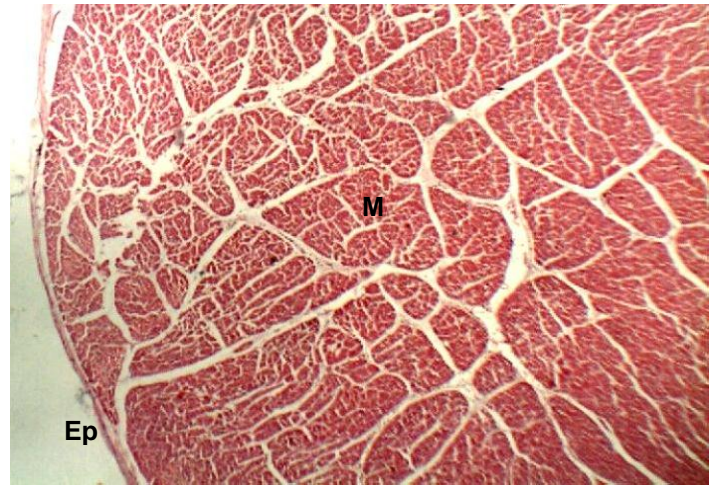


Figura 29. Sección del miocardio (M) y el epicardio (Ep) 40x. Contratinción H-E.

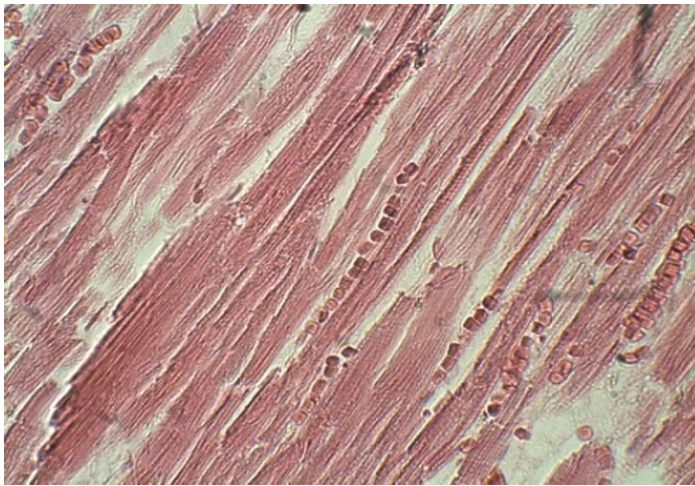


Figura 30. Miocardio formado por tejido muscular cardíaco que muestra su característica estriación transversal y los discos intercalares 400x. Contratinción H-E.

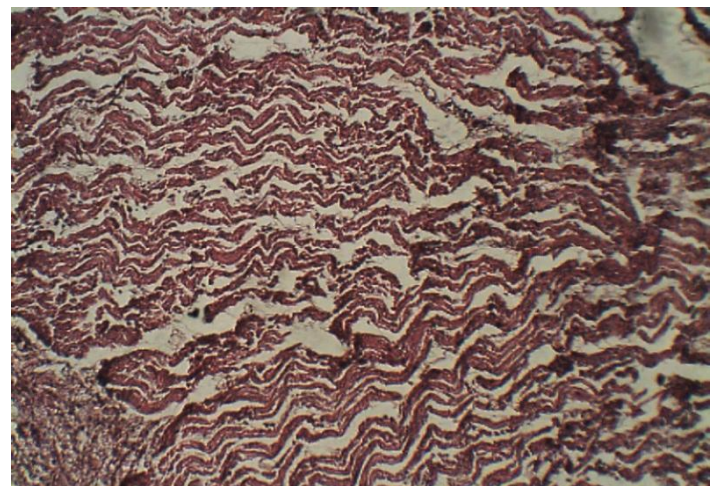


Figura 31. Tejido muscular cardíaco en contracción del miocardio 100x. Contratinción H-E.

### **I.3. PULMÓN**

Los pulmones son estructuras elásticas, esponjosas, que se encuentran fijos al mediastino (área determinada entre los pulmones) por el hilio pulmonar, a través del cual entran y salen los vasos arteriales y venosos y los grandes bronquios.

Se describe un pulmón con peso de 2.13kg, longitud de 31.3cm y ancho de 23.5cm. Muestra una forma elíptica, con un ápex agudo craneal (A; Figs. 32-35) y un extremo caudal en punta (11; Fig. 35).

Se reseñan tres superficies: costal, medial y diafragmática. La superficie costal (4,6; Figs. 32-35) exhibe una cara lisa y sin fisuras interlobulares; esta superficie presenta un margen longitudinal obtuso cráneo-caudal (5,1; Fig. 32) que separa una cara dorsal horizontal plana de una cara lateral convexa. Mientras que la superficie medial (Fig. 35) presenta las piezas mediales y mediastinales; en ella se observa una impresión cardiaca (9; Fig. 35) pero no así la muesca cardiaca. En tanto que la superficie diafragmática (3; Figs. 32, 35) es oblicua<sup>[21]</sup>.

Dado que se trata del pulmón derecho, se advierte un surco para el esófago y la vena cava caudal y craneal así como cuatro procesos papilares dos de ellos relacionados con el hilio craneal (traqueal) (14; Fig. 35) y los dos restantes con el hilio principal (13; Fig. 35)<sup>[21]</sup>.

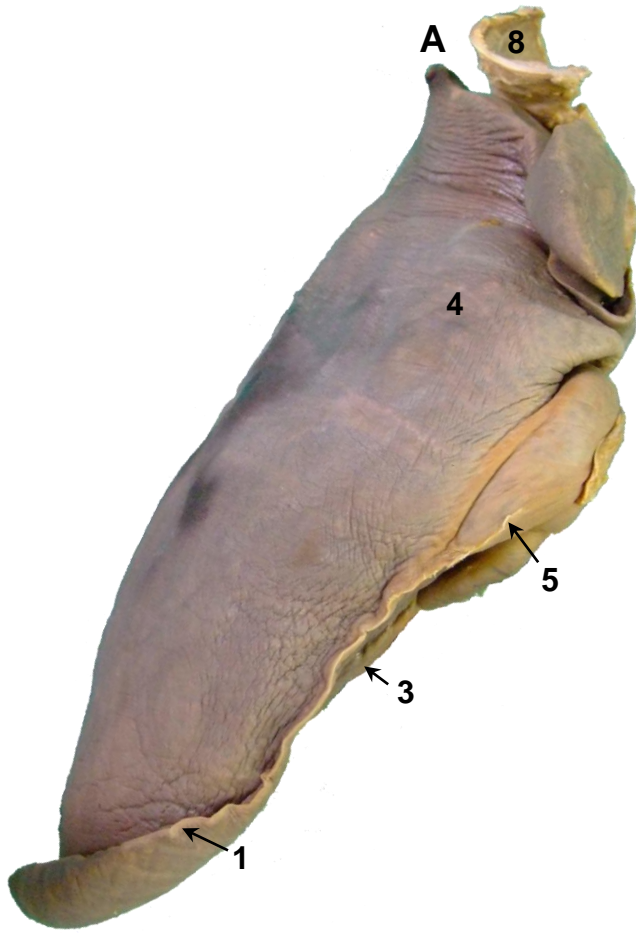
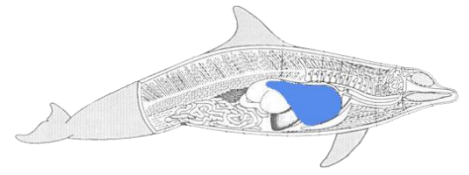


Figura 32. Pulmón derecho, vista ventral.

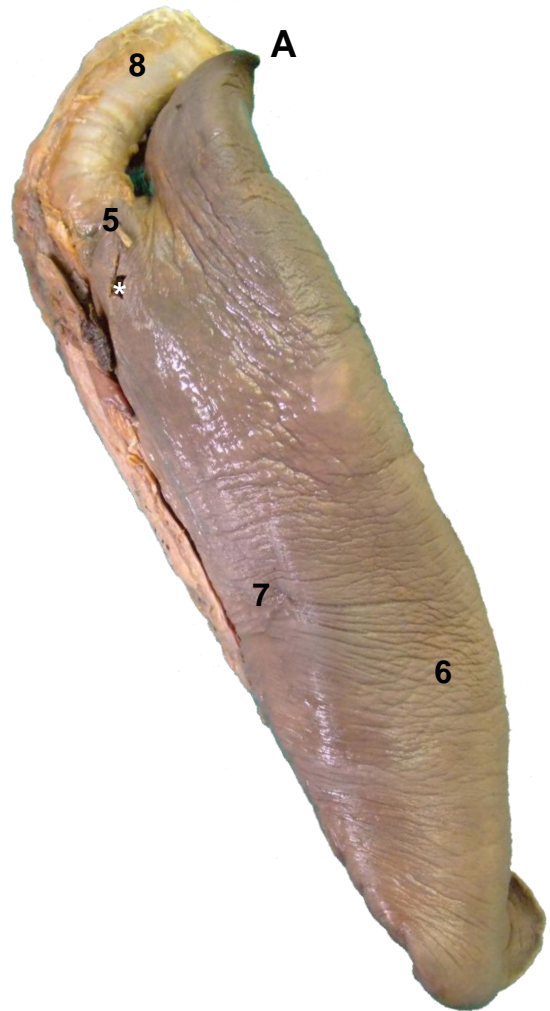
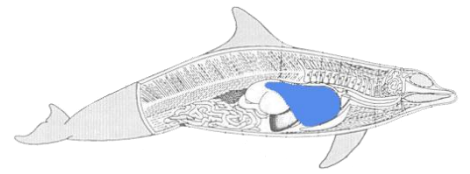


Figura 33. Pulmón derecho, vista dorsal.

- ..\* Área de donde se tomó la muestra
- A Ápex
- 1. Margen basal
- 2. Margen ventral
- 3. Superficie diafragmática
- 4. Cara lateral de la superficie costal
- 5. Bronquio traqueal
- 6. Cara horizontal de la superficie costal
- 7. Impresión esofágica
- 8. Tráquea



- 9. Impresión cardiaca
- 10. Margen dorsal
- 11. Borde caudal
- 12. Impresión vascular
- 13. Procesos papilares relacionados con los bronquios
- 14. Procesos papilares relacionados con los bronquios traqueales

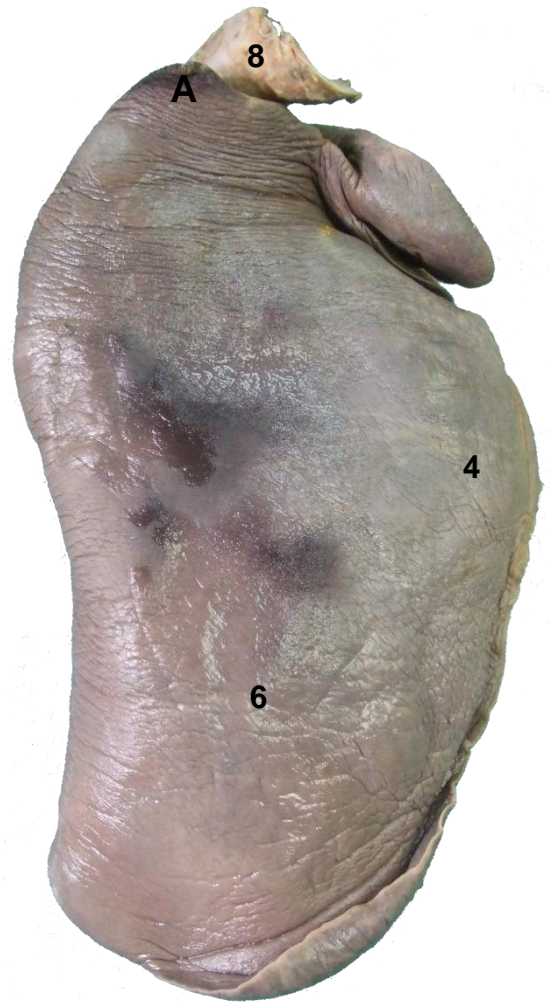


Figura 34. Pulmón derecho, cara lateral.

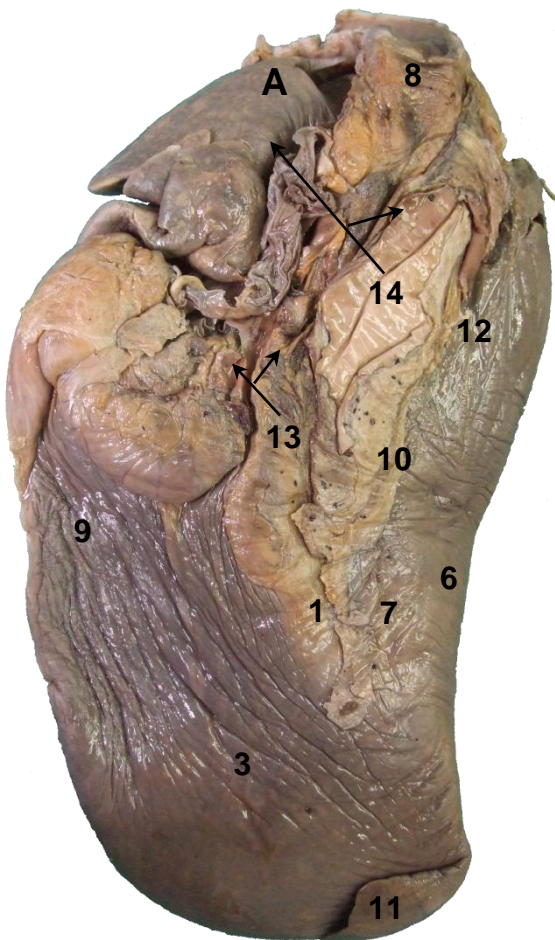


Figura 35. Pulmón derecho, cara interna.

La estructura general de las vías aéreas es muy parecida sea cual sea el segmento que se estudie; está formada por una mucosa respiratoria (M; Fig. 36) que se apoya en un soporte que unas veces es hueso, otras cartílago o tejido fibroso (C; Fig. 36, 37). La mucosa respiratoria tiene dos partes: una superficial, el epitelio respiratorio y otra profunda, la lámina propia (L; Fig. 36). En determinadas partes como en la tráquea, debajo de la lámina propia se encuentra una submucosa bien desarrollada. El epitelio respiratorio es pseudoestratificado, la mayor parte de las células son ciliadas, y entre ellas se disponen células calciformes. La lámina propia contiene, en el seno de un tejido conjuntivo laxo con numerosos capilares, glándulas y tejido linfoide<sup>[34]</sup>.

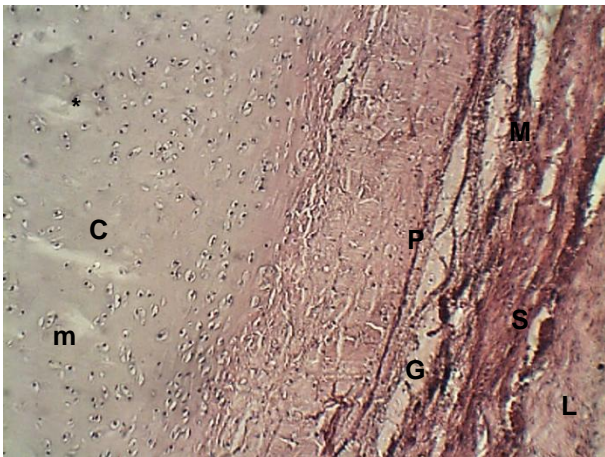


Figura 36. Detalle de la pared traqueal. El elemento más desarrollado es el esqueleto cartilaginoso formado por anillos incompletos de cartílago hialino (C), condrocitos (\*) y matriz cartilaginosa (m), por dentro y delimitado la luz encontramos la mucosa respiratoria (M); así como la submucosa (S), lámina propia (L), glándulas mixtas (G) y pericondrio (P) 100x. Contratinción H-E.

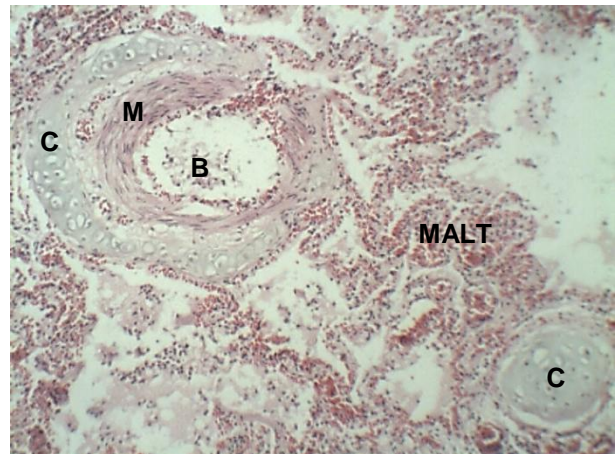


Figura 37. Sección transversal de un bronquio (B) en donde se aprecian el cartílago hialino (C), músculo liso (M) y tejido linfoide asociado a vías aéreas (MALT) 100x. Contratinción H-E.

#### **VI.4. HÍGADO**

Es una glándula de secreción mixta, en él se elaboran bilis y glucosa. Presenta forma semiovoidea, de 26.5cm de longitud transversal, 13.8cm en sentido dorso ventral y un peso de 945g.

Su cara diafragmática es convexa en toda su extensión (Fig. 38); sin embargo, presenta una depresión en su parte superior llamada impresión cardiaca, ya que es causada por la presencia de corazón y pericardio, con los que se relaciona por intermedio del diafragma. En la parte derecha, la cara diafragmática es fuertemente convexa, se relaciona con el diafragma, al adaptarse a la columna vertebral, la parte posterior describe una amplia concavidad transversal.

La cara visceral corresponde a la superficie del corte del semiovoide, es más o menos plana y se orienta en sentido dorsocaudal y un poco a la izquierda. Hacia la unión de sus dos tercios izquierdos presenta la fisura del ligamento redondo un surco dorsoventral, que aloja al ligamento redondo (17; Fig. 40) y termina adelante en la fisura del ligamento redondo que interrumpe al borde inferior. Este surco corresponde a la inserción del ligamento falciforme (1; Fig. 40) en la cara diafragmática; entre ambos dividen al hígado en lóbulos derecho e izquierdo (2,15; Fig. 40). A la derecha de este surco, casi en el centro, la cara visceral presenta otro surco más ancho, formado por dos segmentos: uno ventral, iniciado en el borde inferior, que se llama fosa de la vesícula biliar (fosa cística); y otro dorsal, que es una prolongación del surco de la vena cava.

El lóbulo izquierdo presenta en toda su superficie una ligera excavación, recibe el nombre de impresión gástrica (16; Fig. 41) debido a que en su mayor parte se relaciona con la cara anterior y fondo del estómago.

El lóbulo derecho está ocupado por tres depresiones amplias y poco profundas causadas por las vísceras vecinas. La ventral es la impresión cólica, la media es la impresión renal y la posterior es la impresión suprarrenal, que se continúa dorsalmente con el área desnuda (3, 4, 6, 8; Fig. 41).



El lóbulo cuadrado (18; Fig. 41) presenta una superficie ligeramente convexa, su borde posterior forma el labio ventral de la puerta hepática y a menudo se prolonga, por medio de un puente de tejido hepático que lo une al lóbulo izquierdo, cubriendo al ligamento redondo.

El borde inferior (19; Fig. 41), más o menos agudo, se dirige hacia abajo y a la derecha<sup>[32]</sup>.

## SEGMENTOS DE LOS LÓBULOS HEPÁTICOS

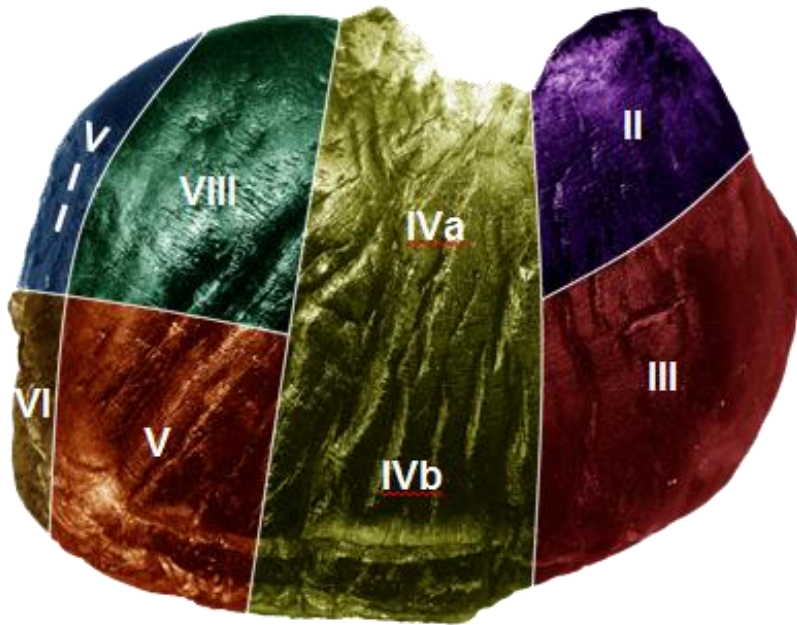
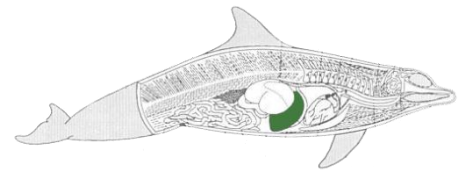


Figura 38. Cara anterior (diafragmática) del hígado.

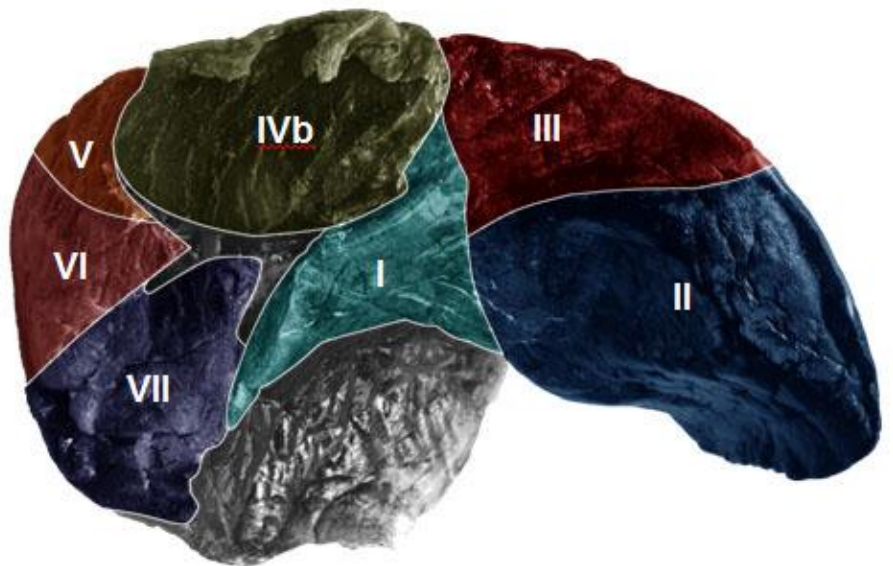
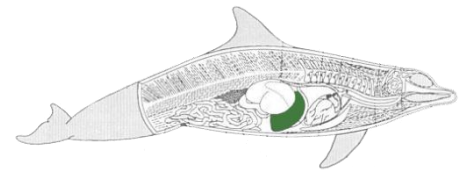


Figura 39. Visión posteroinferior del hígado.

- I. Segmento posterior
- II. Segmento postero lateral izq.
- III. Segmento antero lateral izq.
- IV. Segmento medial izq.
- V. Segmento antero medial der.
- VI. Segmento antero lateral der.
- VII. Segmento postero lateral der.
- VIII. Segmento postero medial



17

Figura 40. Cara anterior (diafragmática) del hígado.

\* Área de donde se tomó la muestra

1. Ligamento falciforme
2. Lóbulo derecho
3. Impresión cólica
4. Impresión renal
5. Impresión duodenal
6. Impresión suprarrenal
7. Hoja inferior del ligamento coronario
8. Área desnuda
9. Proceso caudado
10. Proceso papilar
11. Conducto hepático común
12. Vena porta
13. Arteria hepática
14. Cava inferior
15. Lóbulo izquierdo
16. Impresión gástrica
17. Ligamento redondo
18. Lóbulo cuadrado
19. Borde inferior

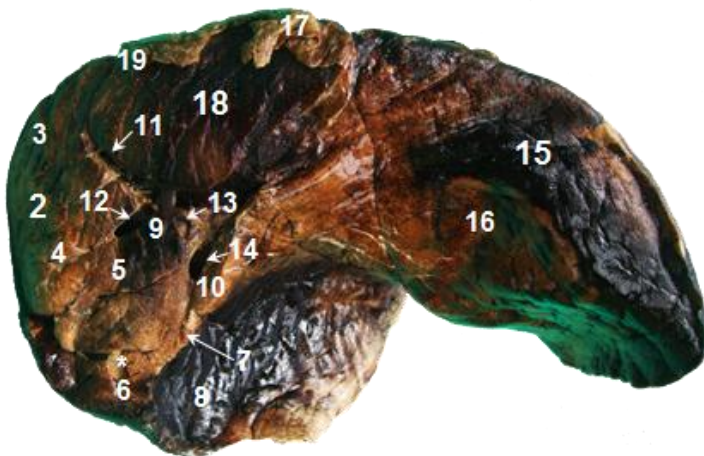


Figura 41. Visión posteroinferior del hígado.

Es la glándula más grande del organismo y realiza múltiples funciones. Está envuelto por una fina cápsula conjuntiva, la cápsula de Glisson, que presenta recubrimiento mesotelial (G; Figs. 42, 44). La célula parenquimatosa, el hepatocito (H; Fig. 45), que realiza todas las funciones de la glándula, se organiza en cordones para formar las unidades fundamentales, los lobulillos hepáticos. Estas unidades están delimitadas incompletamente por los espacios porta, y centralizados por una vena, la vena centrolobulillar. El espacio porta se caracteriza por presentar siempre un componente arterial (rama de la arteria hepática), un componente venoso (rama de la vena porta) y un componente de las vías biliares (A, V, B; Fig. 42).

Los hepatocitos están sustentados dentro del lobulillo por una fina malla de fibras reticulares. Se disponen formando cordones (formados siempre por dos hepatocitos), son los cordones de Remak (R; Fig. 43) que, aunque muy ramificados y anastomosados, tienden a la disposición radial. En los huecos que quedan en esta red de cordones, se sitúan los sinusoides hepáticos (S; Figs. 43, 44) que poseen abundantes macrófagos en su pared (células de von Kupffer)<sup>[13]</sup>.

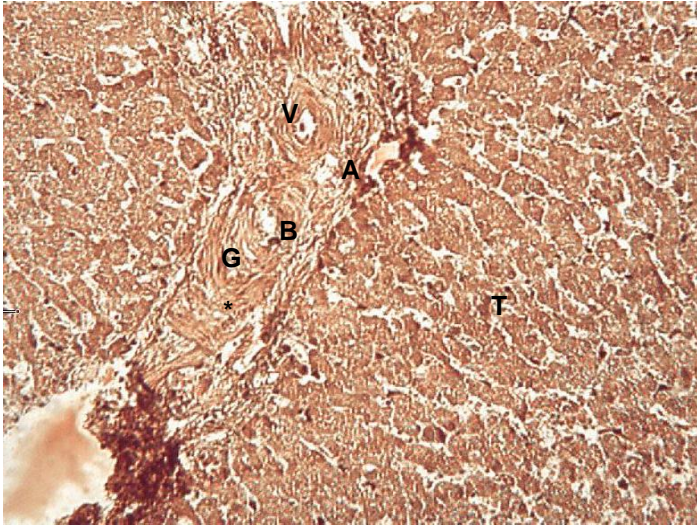


Figura 42. Sección en donde se aprecia la triada o portal de Glisson rodeado por tejido conectivo (\*), y formado por una rama del conducto biliar (B), una rama de la arteria hepática (A) y una rama de la vena porta (V). Así mismo se aprecia el tejido hepático (T) 100x. Contratinción H-E.

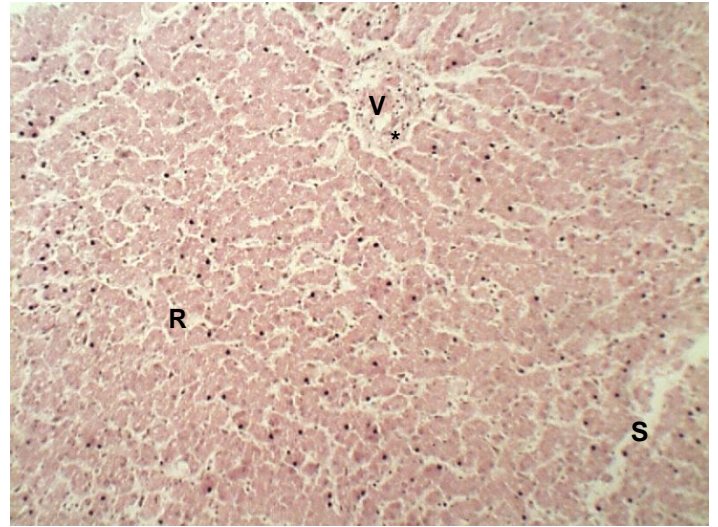


Figura 43. Parénquima hepático dispuesto formando cordones de Remak (R) entre los cuales se sitúan los sinusoides (S). También se observa una pequeña vena porta (V) con tejido conectivo circundante (\*) 100x. Contratinción H-E.

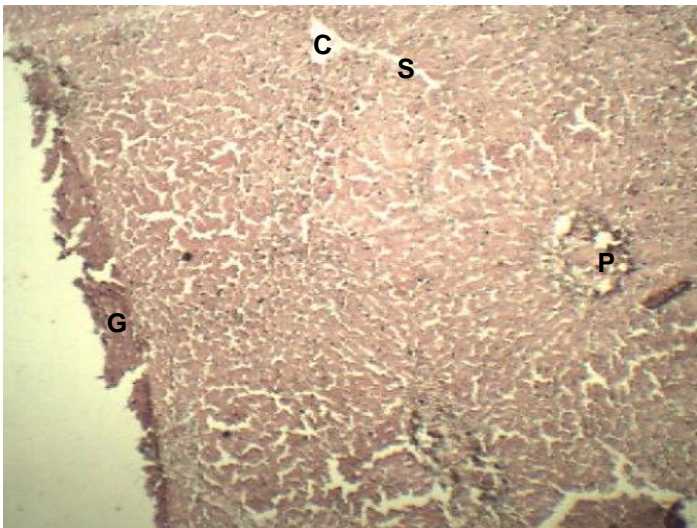


Figura 44. Porción en la cual se distingue la cápsula de Glisson (G), una vena central (C) y un sinusoides abriéndose hacia la misma (S) así como una triada portal (P) 40x. Contratinción H-E.

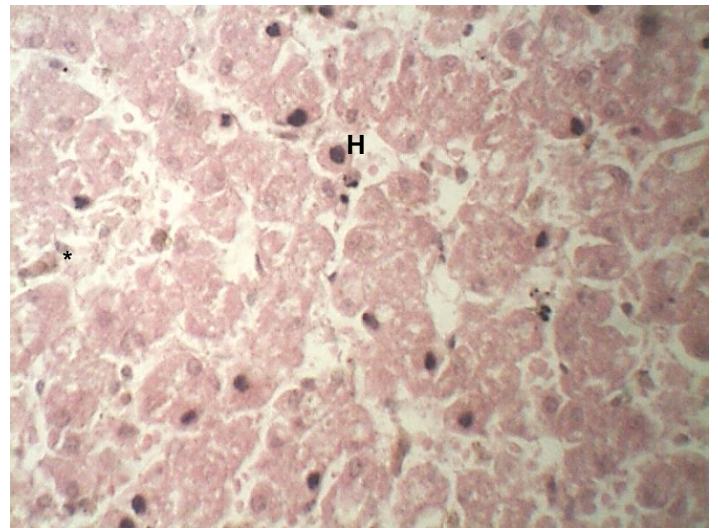


Figura 45. Vista a mayor aumento de los hepatocitos (H) con núcleos redondos y las células de von Kupffer (\*) con núcleos en forma de huso 400x. Contratinción H-E.

### **VI.5. BAZO**

Aplanado y oblongo, con 8.0cm de largo por 5.6cm de ancho y un peso de 26.3g. Posee tres depresiones y dos bordes (el superior un poco plegado hacia la cara posterior).

Se le describen dos caras. En la cara anterior (diafragmática por tener relación con tal músculo), lisa y convexa (Fig. 46), se puede apreciar la muesca o mella de 0.97cm (5; Fig. 46), mientras que en la cara posterior (visceral), cóncava y lisa (Fig. 47), se localizan las tres depresiones: impresión gástrica, renal y cólica, así como restos de la cola del páncreas y de los ligamentos gastroesplénico y frenoesplénico (7, 8, 6, 9; Fig. 47).

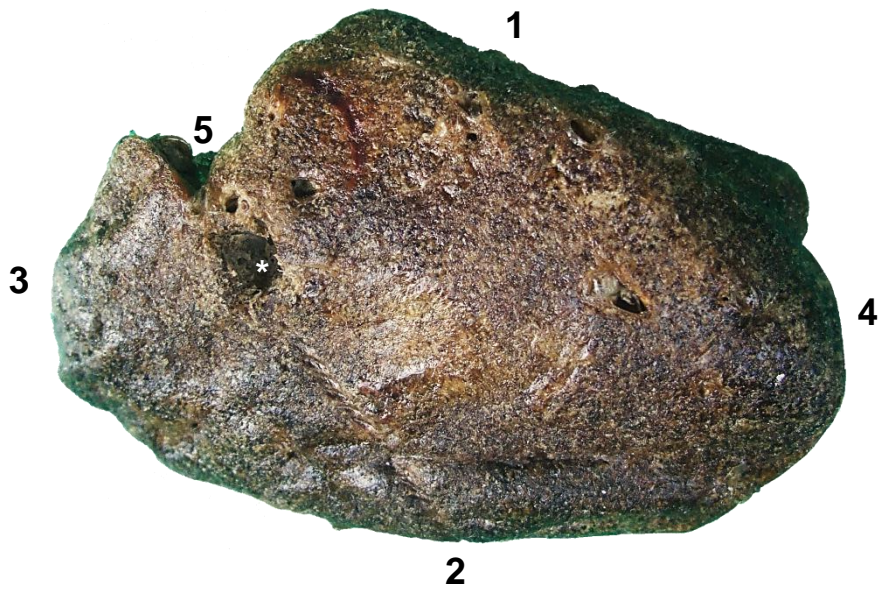
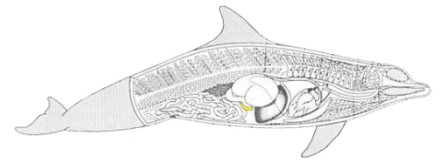
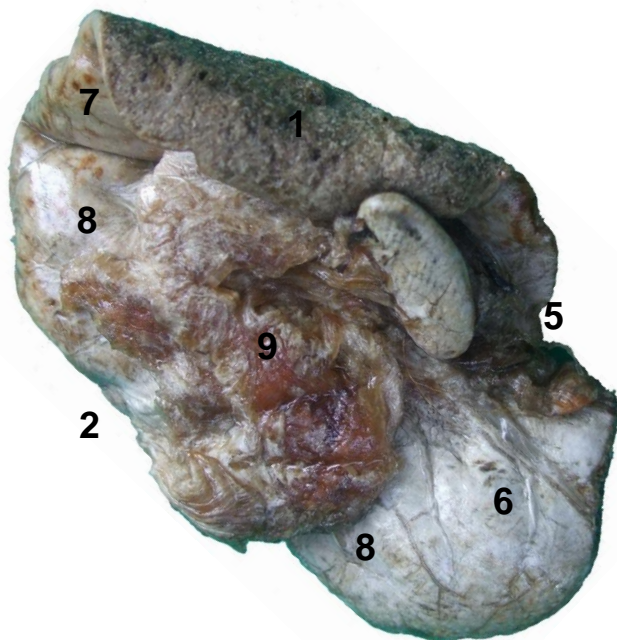


Figura 46. Cara anterior (diafragmática) del bazo.



\* Área de donde se tomó la muestra

- 1. Borde superior
- 2. Borde inferior
- 3. Extremidad anterior
- 4. Extremidad posterior
- 5. Muesca
- 6. Impresión cólica
- 7. Impresión gástrica
- 8. Impresión renal
- 9. Restos de la cola del páncreas y ligamentos gastroesplénico y frenoesplénico

Figura 47. Cara posterior (visceral) del bazo.

El bazo es el órgano linfoide más grande, y principalmente está constituido por las células responsables de la respuesta inmunitaria: los linfocitos y las células derivadas de ellos, como son las células plasmáticas<sup>[34]</sup>. Está situado en la circulación sanguínea, por lo que no tiene vasos linfáticos aferentes. Realiza las funciones de producción de linfocitos y anticuerpos, filtración de la sangre, y destrucción de células sanguíneas, principalmente hematíes.

Dos partes se distinguen en el bazo: la pulpa roja formada principalmente por el componente sanguíneo (senos venosos y cordones de Billroth) y la pulpa blanca formada por el componente linfoide<sup>[13]</sup> (PR, PB; Fig. 50).



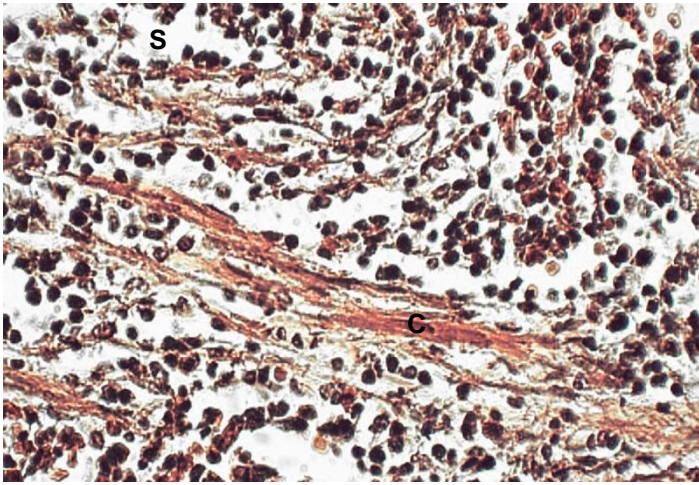


Figura 48. Sección que ilustra el aspecto general de la pulpa roja; en donde se pueden señalar: capilares, sinusoides (S) y cordón esplénico (C) 400x. Contraintinción H y E.

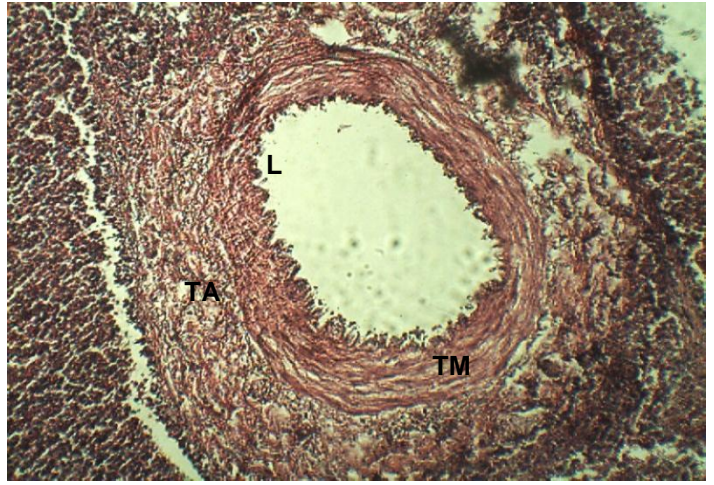


Figura 49. Trabécula en donde se distinguen: lámina elástica interna (L), túnica media (TM) y túnica adventicia (TA) 100x. Contraintinción H y E.

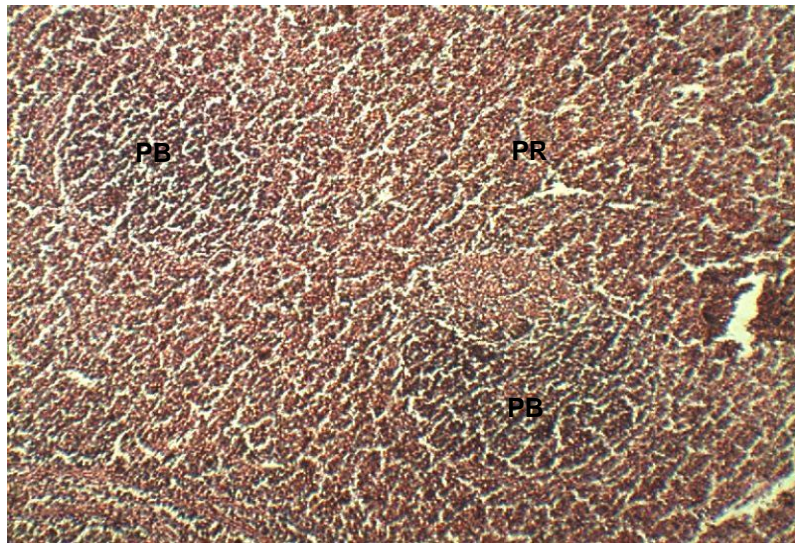


Figura 50. Porción superficial en la cual se reconocen la pulpa roja (PR) y la pulpa blanca (PB) 100x. Contraintinción H y E.

## **VI.6. ESTÓMAGO**

Presenta peso de 432g y una longitud total de 34.2cm. Se divide en las siguientes cámaras:

1. Ante-estómago (1; Fig. 51): también llamado estómago esofágico, con 10.6cm de largo por 15.3cm ancho. Cámara ubicada entre el esófago y el estómago principal, su capa muscular es distensible, prominente y gruesa, funciona como un compartimento de soporte. Alguna actividad digestiva se lleva a cabo aquí debido al reflujo de jugos gástricos del estómago principal. Es homóloga al ante-estómago de ungulados<sup>[58,59]</sup>.
2. Estómago principal (3; Fig. 51): también llamado estómago cardiaco o estómago secundario; cámara digestiva activa; con una longitud de 7.7cm por 12.1cm de ancho. Su capa muscular es relativamente delgada. Es la porción secretora activa del complejo estomacal, produciendo moco, enzimas digestivas y ácido hidroclorehídrico. Se comunica con los canales de conexión por una pequeña apertura que puede ser cerrada por acción muscular<sup>[58,59]</sup>.
3. Cámaras de conexión (4; Fig. 51): también llamadas canales de conexión, mide 4.3cm de largo y 2.6cm de ancho; conocido también como estómago intermedio o estómago terciario. Se trata de un paso estrecho y tortuoso, provisto de una válvula y esfínter en ambos extremos y usualmente un tercero en el medio. Se comunican con el compartimento pilórico por un estrecho esfínter ubicado en la pared distal de la última cámara de conexión; y a menudo es ligeramente evertido dentro del compartimento pilórico. Su función en la mayoría de los cetáceos parece ser valvular<sup>[58,59]</sup>.
4. Compartimentos pilóricos (5; Fig. 51): también llamados tercero/cuarto estómago, estómago distal y estómago pilórico, mide 11.6cm de largo por 10.2cm de ancho. Su pared muscular es más delgada que cualquiera de los otros compartimentos. Se comunica con la ámpula duodenal por un esfínter pilórico. En la mayoría de los cetáceos parece ser una cámara de sostén y neutralización para la comida parcialmente digerida<sup>[58,59]</sup>.

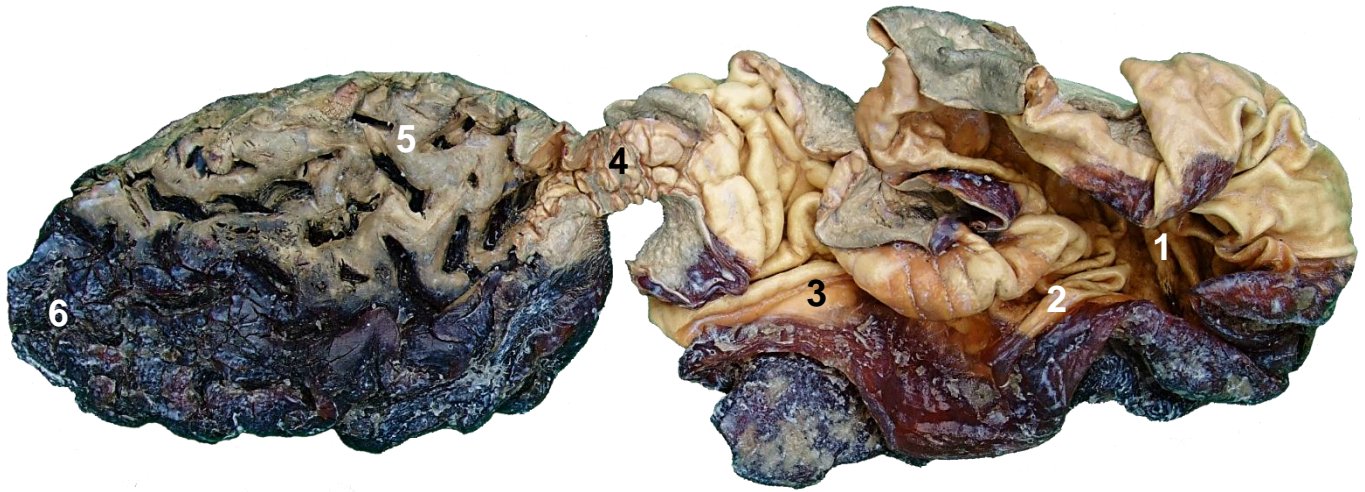
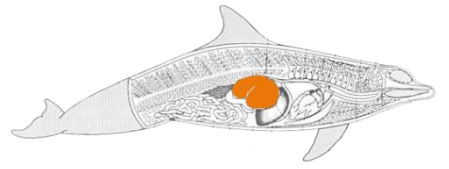


Figura 51. Vista de la apariencia interna del estómago.



Figura 52. Cara dorsal del estómago.

1. Ante-estómago
2. Apertura entre el ante-estómago y el estómago principal
3. Estómago principal
4. Cámaras de conexión
5. Compartimentos pilóricos
6. Dilatación proximal del duodeno

A excepción de la cavidad bucal, la pared del tubo digestivo está constituida por cuatro capas superpuestas: mucosa, submucosa, muscular y serosa o adventicia<sup>[34]</sup>.

Por la estructura histológica de su mucosa, el estómago se divide en cardias, cuerpo o fundus, y píloro. Toda luz gástrica está delimitada por un epitelio prismático simple mucoso (mucositos gástricos), cuya secreción protege al órgano de la autodigestión. Este epitelio de revestimiento se invagina formando las fosetas gástricas (fovéolas) (C; Fig. 53) donde desembocan las glándulas gástricas: cardiales, fúndicas y pilóricas (G; Fig. 54). El estómago es la zona del tubo digestivo que presenta un mayor desarrollo de la capa muscular, que se encarga por su contracción de mezclar los alimentos con los jugos gástricos<sup>[13]</sup>.



Figura 53. Porción de la región pilórica del estómago superficial en donde se observan criptas gástricas (C) y lámina propia (L) 100x. Contratinción H y E.

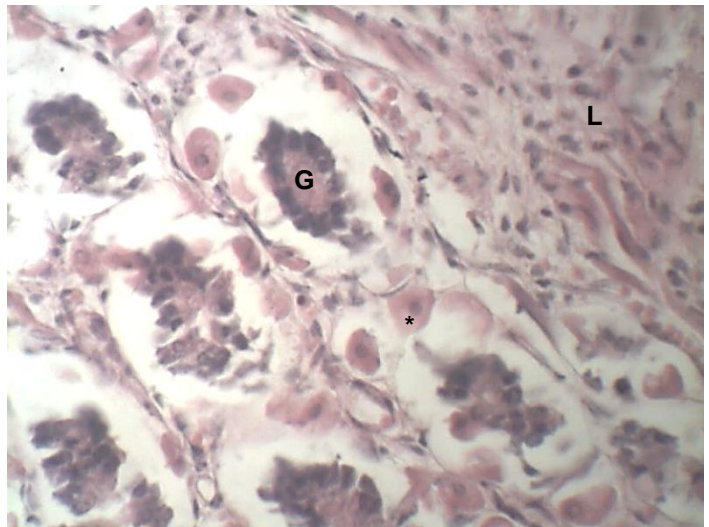


Figura 54. Aumento de las glándulas pilóricas (G) en donde también se aprecian las células G secretoras de gastrina (\*) así como la lámina propia (L) 400x. Contratinción H y E.

## **VI.7. RIÑONES**

Se describen 3 riñones, difiriendo cada cual en cuanto a forma y medidas (Tabla 3). Presentan dos caras, anterior y posterior, un borde externo convexo y un borde interno cóncavo en su centro, el cual alberga una muesca llamada hilio renal, así como dos polos redondeados, superior e inferior (1, 2; Fig. 55).

Rodeados por la cápsula adiposa renal y la fascia de Gerota, se observan en cantidad desigual (Tabla 3), una serie de renículos empaquetados firmemente (\*; Fig. 55), que colectivamente forman cada riñón.

RIÑÓN	FIGURA	POSICIÓN	LARGO (CM)	ANCHO (CM)	PESO (G)	NÚMERO DE RENÍCULOS	RENÍCULO MÁS PEQUEÑO		RENÍCULO MÁS GRANDE	
							Largo (cm)	Ancho (cm)	Largo (cm)	Ancho (cm)
1	55, 56	Izquierda	12.5	9.0	88.9	220	0.50	0.45	1.15	0.33
2	57	Derecha	12.6	8.2	111.5	284	0.10	0.07	1.07	0.27
3	58	Derecha	23.0	12.6	361.3	300	0.50	0.37	1.50	1.14

Tabla 3. Datos obtenidos de 3 riñones de *T. truncatus*.

En el riñón #2 (Fig. 57) se observa al ureter, el cual se aleja del hilus del riñón y cumple la función de transportar la orina desde el riñón hasta la vejiga.

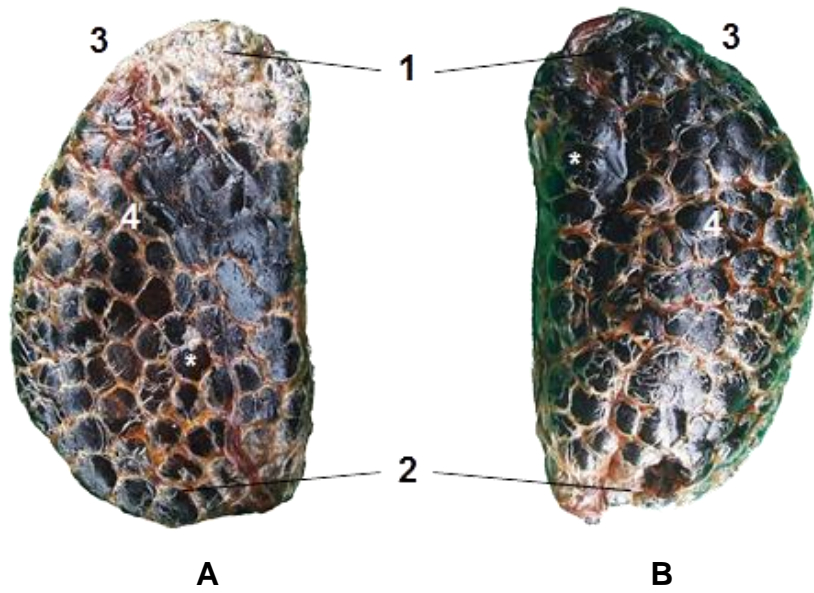
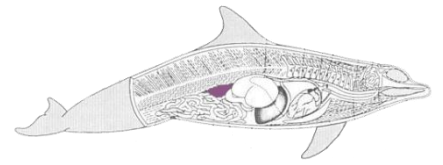


Figura 55. Riñón #1: (A) vista posterior; (B) vista anterior.

- \* Renículo
- 1. Polo superior
- 2. Polo inferior
- 3. Borde medial
- 4. Borde lateral

### SEGMENTOS VASCULARES

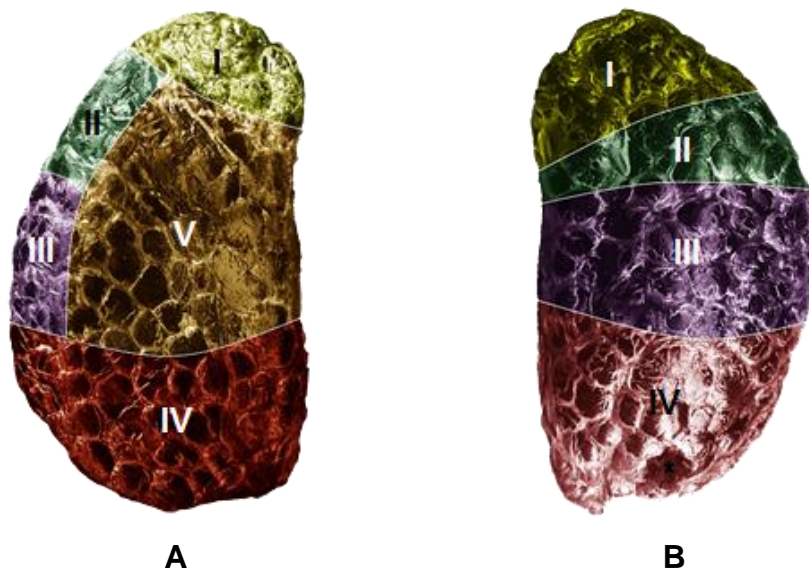
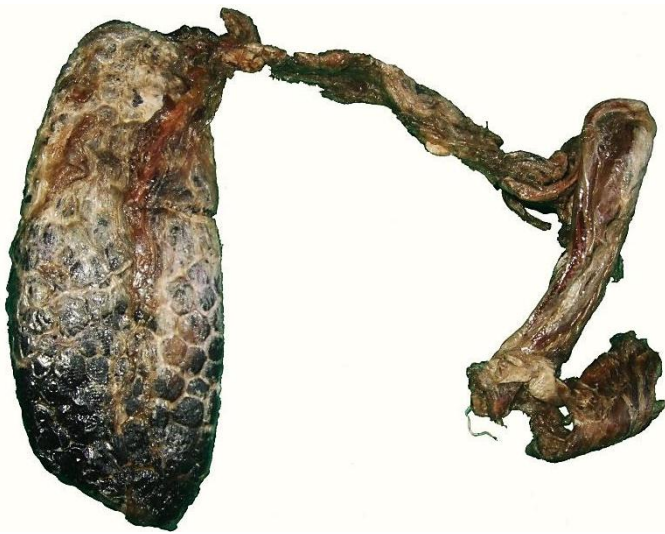
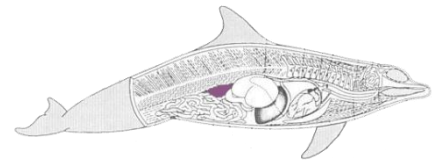


Figura 56. Riñón #1: (A) vista posterior; (B) vista anterior.

- \* Área de donde se tomó la muestra
- I. Segmento superior
- II. Segmento anterosuperior
- III. Segmento anteroinferior
- IV. Segmento interior
- V. Segmento posterior



**A**



**B**

Figura 57. Riñón #2: (A) vista posterior; (B) vista anterior.



**A**



**B**

Figura 58. Riñón #3: (A) vista posterior; (B) vista anterior.



La unidad funcional del riñón es la nefrona; los renículos son semejantes a los riñones unilobulados y, al igual que estos constan de una corteza, constituida principalmente por corpúsculos renales, glomérulos encerrados en la Cápsula de Bowman, túbulos contorneados proximales y distales de la nefrona, una zona en la que se localizan las asas de Henle (G, B, TCP, TCD, H; Fig. 59) y los túbulos colectores, cuyo vértice constituye la papila medular. Mientras que la mayoría de los componentes de la nefrona son corticales, las asas de Henle y los segmentos próximos, descendente y ascendente, de los tubos contorneados proximales y distales respectivamente, se sitúan en la médula<sup>[34]</sup>.

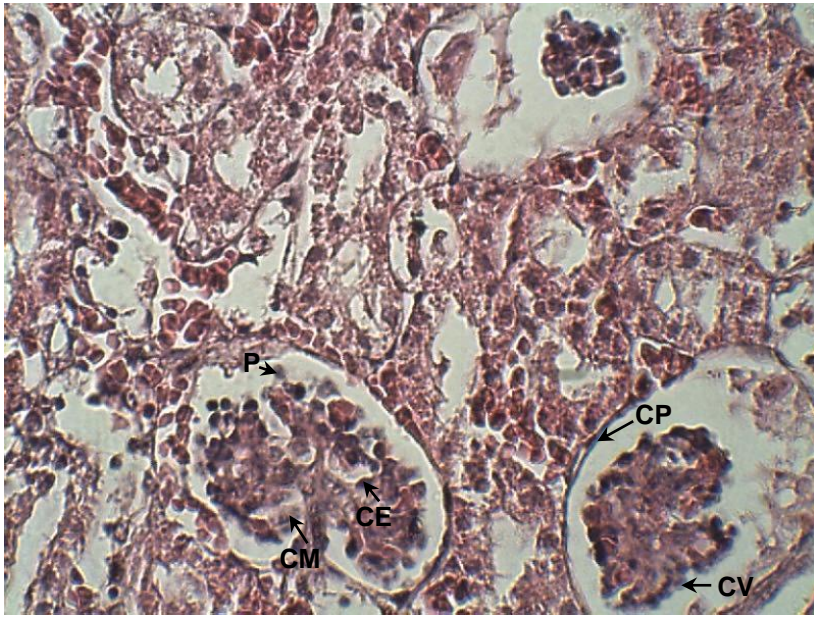


Figura 58. Detalle de la corteza renal en la que se aprecian célula mesangial (CM), célula endotelial (CE), podocito (P), capa parietal (CP), capa visceral (CV) 400x. Contratinción H y E.

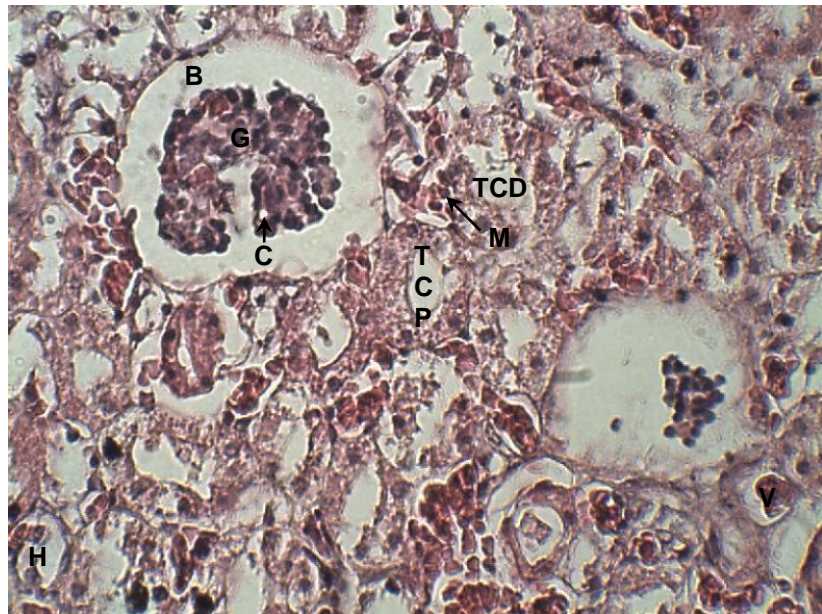


Figura 59. Sección en de la corteza renal en la que se señalan glomérulo vascular (G), espacio de Bowmann (B), asa de Henle (H), capilar glomerular (C) y un vaso sanguíneo (V), túbulo contorneado proximal (TCP), túbulo contorneado distal (TCD), mácula densa (M) 400x. Contratinción H y E.

## **VI.8. TRACTO REPRODUCTOR FEMENINO**

Tiene un peso de 452g; como en el caso de todos los cetáceos, se compone de un útero bicorne con un cuerpo uterino comparativamente más pequeño y dos cuernos (1; Fig. 60)<sup>[66]</sup> que se unen posteriormente formando un útero corto<sup>[9]</sup>. Desde el cuerpo uterino estos cuernos se dirigen primero en dirección craneal y después en dirección lateral. Ambos cuernos y cuerpo uterino están provistos de numerosos pliegues longitudinales; los conductos que constituyen los cuernos y trompas de Falopio se encuentran más bien retorcidos<sup>[66]</sup>. La trompa de Falopio derecha tiene una longitud aproximada de 24.6cm mientras que la izquierda es de 27.2cm.

Los ovarios (3; Fig. 61) ovoides y ligeramente suaves<sup>[9]</sup>, están situados en la cara dorsal proximal de la trompa de Falopio (2; Figs. 60-61), que termina en un útero (4; Fig. 60) que desciende sin fusión para abrir justo sobre la os uterina en una pequeña parte de la matriz común a ambos tubos<sup>[60]</sup>.

En la parte inferior de la vagina se observa una pequeña apertura entre esta y la vulva (7; Fig. 60); el esfínter muscular vaginal está bien desarrollado envolviendo el tubo en esta región, y en condiciones usuales prácticamente cierra el pasaje<sup>[60]</sup>.

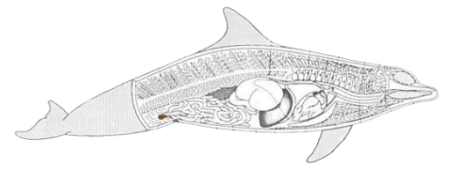


Figura 60. Útero, cara anterior.



Figura 61. Útero, cara posterior.

- \* Área de donde se tomó la muestra
1. Cuernos uterinos
  2. Trompas de Falopio
  3. Ovario
  4. Cuerpo uterino
  5. Cérvix
  6. Vagina
  7. Apertura vaginal

## VII. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN

Se realizó la remoción de los líquidos tisulares de 11 órganos internos de delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) para ser substituidos por una resina plástica. El resultado fueron piezas biológicas que ofrecen las ventajas de ser duraderas, almacenables y manipulables en seco sin alguna medida preventiva, con forma y volumen natural, textura aproximada a la real, inodoros y no desprenden vapores tóxicos. Dichos especímenes no precisan de tratamientos especiales para su mantenimiento y se pueden mantener limpias por métodos tradicionales.

Los órganos plastinados probablemente perdieron su color original durante el proceso debido a que durante la acción del polímero y la acetona, los pigmentos de los cromatóforos fueron expuestos y por consiguiente, diluidos como señalara Silva (2007). Del mismo modo al explicar este ennegrecimiento deben ser consideradas tanto la oxidación de la hemoglobina como la posibilidad de que sea resultado del índice de refracción de la resina que Von Hagens *et.al.*, (2009) destacaron acerca de sus primeros ensayos sobre plastinación. Lo anterior tomando también en cuenta que la fijación es un paso fundamental que no se llevó a cabo de primera instancia en el LAAC, debido a que los órganos fueron enviados envueltos en gasas impregnadas en formol; y ya Miklošova *et.al.*, (2004) menciona que los órganos que no alcanzan a impregnarse en su totalidad tienden a encogerse adquiriendo un color oscuro. Todo esto ligado a la omisión del proceso de curado (Peroxido de metil etil cetona y acetona), durante el cual la emulsificación atenúa el color del espécimen.

La forma de los órganos se mantuvo ya que los especímenes no mostraron diferencias perceptibles en la calidad del detalle de superficie, aunque se produjo una reducción dimensional acaso atribuible al efecto de fijación y deshidratación y quizá a un rápido permeado del espécimen en un solo baño de resina/acetona antes de entrar a resina pura.

La pérdida de flexibilidad de los tejidos se imputa al uso de resina poliéster mc-40 en lugar de alguno de los silicones BIODUR® típicamente utilizados para la técnica estándar de plastinación, esto debido a que como mencionan Daviau *et.al.* (1997) es necesario contar con un permiso para realizar la técnica con los materiales originalmente dispuestos para este fin. Ya Von Hagens (1987) señalaba que los especímenes plastinados con copolímeros epoxi-silicona resultan lo suficientemente rígidos como para ser pulidos pero no son irrompibles; aunque plastinar con este tipo de resinas ofrece la ventaja práctica de poder llevar a cabo la impregnación forzada a temperatura ambiente. Todo esto considerando del mismo modo lo anotado por Ripani *et.al.* (1994) acerca de que el tiempo de deshidratación debe ser el menor posible, para prevenir la fragilidad y pérdida de flexibilidad de los especímenes.

Las estructuras de cada órgano se mantuvieron tal como en los esquemas consultados para su descripción, no obstante, al no haber obtenido los órganos del delfín dentro del LAAC, hay estructuras que no se presentan en la descripción. La única dificultad durante la descripción anatómica inherente al proceso de plastinación se debió al cambio de coloración del órgano que en ocasiones impedía distinguir claramente las estructuras. Otro obstáculo que se presentó fue que algunos órganos tenían ciertas estructuras plegadas incluso antes de comenzar con la técnica (y por tanto ajeno al proceso), ocultando así otras secciones del órgano.

Se presentaron algunos incidentes durante el plastinado de los corazones y el estómago, siendo que la resina se polimerizó antes del término del proceso. Lo anterior sucedió estando los órganos en solución resina/acetona (1:1) y en resina pura; y esto pudiera explicarse tomando en cuenta que la impregnación a temperatura ambiente limita el tiempo de vida de la resina, debido a que la viscosidad del polímero se incrementa después de algunas semanas; y por otra parte, se reduce el tiempo de impregnación como apuntan Ripani *et.al.* (1994). Este problema pudiera resolverse con la sugerencia de Kularbkaewi *et.al.* (1996) mediante la mezcla del polímero con acetona antes de rehusarlo en un nuevo baño de especímenes.

Debido a estos percances los órganos se retiraron de las soluciones en las que se encontraban y se llevaron a un baño de acetona (4 días en el caso de los corazones y 6 en el del estómago), durante el cual se fueron eliminando manualmente los trozos de resina sobrante, cuando fue necesario esto se hizo con ayuda de una fresadora (Dremel) para el corazón #2, así como lijas bastardas y aguja de disección en el estómago, hasta limpiar casi en su totalidad los órganos antes mencionados.

Como mencionan Donaldson (1977) y Sokolov (1973) en relación con lo referente a la lengua de *T. truncatus*, una de sus características más notables es la ausencia de papilas filiformes, fungiformes, foliadas o circunvaladas presentes en la mayoría de los mamíferos, por lo que podría ser que el gusto sea un sentido quimiorreceptor en Odontocetos. De la misma forma que este autor describe, en el presente trabajo también se hallaron surcos terminales que anteriormente no se le describían a *T. truncatus*. El mismo autor ya señala que en estudios anteriores se advierte la existencia de algunos quimiorreceptores que pudieran funcionar como receptores gustativos, siendo la raíz de la lengua el lugar más probable para encontrarlos.

Ahora bien, la presencia de remanentes de papilas marginales sugiere lo apuntado por Kastelein y Dubbeldam (1990) en lo referente a que dichas papilas tienen la función de impedir la filtración de leche hacia la cavidad oral durante el periodo de lactancia así como para evitar que el agua expulsada al ingerir el alimento vuelva a ingresar a la cavidad oral cuando el delfín comienza a alimentarse de peces. Dichas papilas reducen su tamaño con el paso del tiempo, por lo cuál no se observan tan claramente en el espécimen plastinado. Otros mecanismos para limitar el paso del agua hacia el interior pueden ser encontrados como anota Donaldson (1977), en la acción conjunta de los músculos estilogloso, hiogloso y longitudinal inferior que parecen permitirle a la lengua ayudar a sellar la orofaringe; así como en la observación de que los delfines pueden expulsar enérgicamente chorros de agua desde la boca probablemente presionando firmemente la lengua contra la mandíbula superior. Indudablemente la musculatura de la lengua juega un rol fundamental en la alimentación del delfín, ya que la lengua como destaca dicho autor empuja la

comida hacia la orofarínge, orientando el pez para ser tragado siempre comenzando por la cabeza (probablemente para que las aletas y cola no se atoren). Finalmente el hecho de que los labios del delfín no sean móviles aunado a la presencia de papilas marginales en delfines jóvenes hace factible que la lengua sea vital en el proceso de succión.

Acerca del análisis histológico de este órgano, cabe destacar que los datos obtenidos indican que de la misma manera que señalan los ya aludidos autores y Sokolov (1973), existe un alto nivel de división celular en el epitelio lingual de los cetáceos, que es necesario para reemplazar las células rotas debido al uso y desgarrar de las mismas contra el paladar. Otro punto de interés radica en que de la misma forma que indica Donaldson (1977) ninguna de las observaciones histológicas mostró poros gustativos abriéndose hacia la superficie, lo que puede deberse a que estén ausentes en delfines o sean tan pequeños que se perdieran en las secciones histológicas.

La anatomía cardíaca macroscópica del corazón de *T. truncatus* coincide con la descripción hecha sobre el corazón del delfín del Plata (*Pontoporia blainvillei*) por Pérez y Lima (2006) así como con la de los atlas de anatomía humana consultados para el presente estudio. Sin embargo destaca el caso del corazón #2 en el que de la misma manera reseñada por Powell *et.al.* (2009) se observa una transposición de la arteria pulmonar y la aorta, hipertrofia del ventrículo izquierdo, así como una pequeña conexión entre ambos atrios en forma de orificio (defecto ventricular septal) no perceptible en las fotografías exhibidas dentro de los resultados. Y como se menciona en dicho estudio existen pocas condiciones descritas en humanos y animales domésticos que expliquen anomalías cardíacas y vasculares múltiples; siendo una de estas condiciones la llamada Tetralogía de Fallot caracterizada por una aorta predominante, obstrucción del flujo del ventrículo derecho, defecto ventricular septal e hipertrofia del ventrículo derecho. Colectivamente estos defectos causan una reducción del flujo sanguíneo hacia los pulmones permitiendo a la vez la mezcla de sangre proveniente de ambos flancos del corazón, dando lugar a la afluencia de sangre pobre en oxígeno desde el corazón hacia el resto del cuerpo.



Alusivo al pulmón como ya mencionaba Berta (2006) existen diferencias importantes entre los pulmones de mamíferos terrestres y marinos, así pues que la anatomía externa del pulmón de *T. truncatus* se equipara a la que Concha (2011) realizó sobre los pulmones de *Phocoena spinipinnis*, y del mismo modo que dicho autor indica para esta marsopa, el pulmón de *T. truncatus* tampoco presenta fisuras interlobulares en su superficie costal, dato que ya indicaba Berta (2006) en algunos Pinípedos, sugiriendo una tendencia a reducir la lobulación. Lógicamente esta característica impidió identificar y señalar lóbulos en la descripción del presente estudio. Por otra parte hay que estimar lo sugerido por Piscitelli (2010) acerca de que aparentemente el gran tamaño de los pulmones de delfínidos y focoenidos es una condición derivada que parece permitirles funcionar como un almacén de oxígeno para el intercambio gaseoso respiratorio de estos activos buceadores de aguas relativamente someras.

Lo reseñado acerca de la anatomía hepática de *T. truncatus* es similar a lo expuesto en los atlas de anatomía humana consultados. En lo que concierne a su histología los resultados del presente trabajo coinciden con las descripciones de histología humana normal así como con las imágenes de histología hepática normal del delfín nariz de botella presentadas por Gomerčić (2000).

La estructura histológica del bazo de *T. truncatus* asemeja a la descrita por Carvalho *et.al.* (2009) del delfín costero *Sotalia guianensis*. Mientras que su anatomía macroscópica concuerda con la que Berta (2006) realizó con respecto a los Pinípedos y Cetáceos; así como con la reportada en los atlas de anatomía humana consultados para este estudio. Subrayando lo manifestado por Colangelo (2006) relativo a la función del bazo en Cetáceos, que el autor señala como controvertida ya que el pequeño tamaño de este órgano, junto con su típica forma globular y superficie lisa, pueden argumentan en contra de su función de almacenamiento de glóbulos rojos oxigenados. Además, la presencia de megacariocitos en el trabajo de dicho autor sugiere un papel en la hematopoyesis extramedular. Berta (2006) menciona que al contrario de lo

encontrado en Fócidos, en Cetáceos aún no se ha encontrado correlación entre la capacidad de inmersión y el tamaño del bazo.

Los estómagos de los Cetáceos mantienen un sistema uniforme de morfología estomacal con las excepciones anotadas por Mead (1993) de las familias Ziphiidae (zifios) y Platanistidae (delfines de río). Por lo cual sobre el estómago del *T. truncatus*, el mismo autor señala que difiere únicamente en tamaño respecto al de una ballena azul (*Balaenoptera musculus*). Así pues en el caso del delfín nariz de botella, como en todos los Cetáceos, se habla de un estómago plurilocular que consiste en: ante-estómago, estómago principal, cámaras de conexión y dos compartimentos pilóricos. Sin embargo hay que remarcar los señalamientos que hace Mead (2007) acerca de que existe una tendencia de usar la nomenclatura utilizada por anatomistas en humanos, designando así los compartimientos estomacales en los Cetáceos como: cardiaco, fúndico y pilórico; ya que estos parecen estar compuestos histológicamente de tejidos que son muy similares a los encontrados en estas mismas regiones del estómago humano. Por lo que el ya referido autor resalta que el estómago de los Cetáceos es suficientemente diferente en cuanto a su histología con excepción del término pilórico. Así pues con base en estas observaciones los resultados de este estudio sugieren la necesidad de un estudio comparativo detallado de la histología estomacal de *T. truncatus* y otros Cetáceos contra la de humano.

El delfín nariz de botella, como todos los mamíferos marinos, presenta un riñón reniculado tal como señalan Gaskin (1986), Lauria *et.al.* (1994) y Berta (2006), lo que según esta última permite la producción de grandes volúmenes de orina concentrada. Para explicar esta característica debe considerarse lo indicado por Lauria y Klein (1994) al aseverar que los mamíferos marinos desarrollaron esta reniculación como un recurso evolutivo presionados por el medio en cuanto a la economía del agua, permitiéndoles albergar un mayor número de nefronas en un volumen renal menor, además de facilitar el funcionamiento independiente de cada renículo.

La anatomía externa del órgano reproductor femenino de *T. truncatus* corresponde con lo anotado por Meek (1918) sobre la marsopa (*Phocoena communis*), por Berta (2006) sobre los Pinípedos, así como con las descripciones generales sobre el útero no preñado en Cetáceos realizadas por Norris (1977) y Plön *et.al.* (2007). De lo anterior se observa que los órganos genitales son simples y típicos siguiendo el patrón general del útero bicorne en mamíferos. Sin embargo es de interés lo señalado por Meek (1918) acerca de la angosta entrada a la vagina que puede ser una adaptación para ocluir la entrada de agua hacia la cavidad de la vaginal. En cuanto a la histología de este órgano únicamente se obtuvieron imágenes de músculo liso sin alguna característica distintiva (perimetrio, endometrio, miometrio) por lo que no se incluyeron dentro de los resultados.

## VIII. CONCLUSIÓN

Se aplicó la técnica de plastinación modificada en algunos órganos internos de delfín nariz de botella utilizando la resina poliéster mc-40 de obteniendo modelos didácticos inodoros, no tóxicos y perdurables que pueden ser manipulados directamente sin el uso de guantes. Como anotaba Von Hagens (1987) los especímenes resultantes con este tipo de resinas son opacos y firmes pero no irrompibles, técnica adecuada para elaborar piezas de demostración como las del presente estudio.

Dichos especímenes pudieron ser descritos destacando su estructura específica, permitiendo el estudio de la función anatómica, textura y propiedades del tejido que suelen perderse con la técnica de preservación típica en formol. Pese a que los órganos plastinados mantuvieron sus formas y estructuras en la posición anatómica esperada, las desventajas recaen en que sus dimensiones se redujeron de manera poco significativa, perdieron flexibilidad y color original del mismo modo que se reporta en los trabajos de Silva (2007), Ali y Al Thnaian (2007).

Los resultados anatómicos e histológicos estuvieron en conformidad con los de los autores presentados dentro de los antecedentes de este estudio, así como con los encontrados en los atlas de anatomía humana e histología normal que se utilizaron. Lo anterior afianza el conocimiento de que los órganos internos de *T. truncatus* aquí descritos tipifican a los de los mamíferos en aspectos generales; ya que como apuntaba Arey (1972), los elementos estructurales son muy similares en todos los animales, y en el caso de la histología de los mamíferos se revela gran uniformidad entre ellos.

Cabe destacar lo mencionado por Daviau *et.al.* (1997) sobre que el proceso de plastinación está actualmente en uso para la creación de modelos para escuelas médicas y veterinarias, aplicándose en una amplia variedad de especies, con la única limitación del tamaño de la cámara de impregnación; aunque la mayor desventaja radica en la necesidad de obtener licencia de Von Hagens para utilizar la técnica patentada y obtener los materiales; motivo por el cual son necesarias más investigaciones adaptando la técnica original para

crear muestras permanentes, de buena calidad, y de alto caracter ilustrativa con un costo implícito menor. Siendo el caso del presente trabajo con objeto de ayudar a la instrucción de la anatomía general de algunos órganos de *T. truncatus*.

Se elaboraron 58 laminillas histológicas de corazón, pulmón, tráquea, hígado, lengua, trompas de falopio, útero, riñon, bazo y estómago de *T. truncatus*. Tanto los materiales anatómicos plastinados como las laminillas podrán resultar de gran ayuda para realizar un estudio general del órgano y su tejido para lograr una buena relación entre el delfín nariz de botella y algunos de los órganos que le conforman.

Este estudio vincula la técnica modificada de plastinación con la histología de cada órgano considerando que como señala Von Hagens (1987) esto es de utilidad en campos relacionados con el crecimiento de tumores y distribución de tejido patológico, así como en cirugía ya que puede lograrse fácilmente una evaluación completa del tejido debido a que las observaciones resultantes son de suma importancia en la prognosis y el tratamiento de la enfermedad.

Una de las cualidades más interesantes y potencialmente útiles de los tejidos plastinados es la referida por Bickley *et.al.* (1987) en cuanto a que ya que la estructura microscópica se mantiene intacta significa que puede mantenerse indefinidamente en una forma de fácil almacenaje mientras que aún conserva potencial para su examen histológico; y aprovechando esta facultad, el autor refiere el concepto "deplastinación"; la cual toma ventaja de la capacidad inusual de los iones de sodio para despolimerizar. Siendo así que las muestras de tejido a deplastinar son expuestas a una solución saturada de metilato de sodio en metanol anhidro hasta que quede libre del polímero para entonces ser sometidas a las técnicas histológicas estándar, y aunque algunos procedimientos de tinción se ven ligeramente prolongados los resultados son comparables a los obtenidos con métodos más convencionales, lo cual posibilita un nuevo estudio de los órganos aquí descritos para la comparación de sus tejidos antes y después del proceso de plastinación.

## IX. LITERATURA CITADA

1. Acevedo A. (1991) "Behaviour and Movements of Bottlenose Dolphins, *Tursiops truncatus*, in the Entrance to Ensenada de la Paz, Mexico." *Aquatic Mammals*; 17.3: 137-147.
2. Agur A.M.R. y Lee M.J. (1994) "Atlas de Anatomía de Grant." 9ª Ed. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España, 848p.
3. Ali A.M. and Al-Thnaian T.A. (2007) "Preservation of Ruminant and Equine Anatomical Specimens by Silicone Plastination." *Scientific Journal of King Faisal University*; 8(1): 111-119.
4. American Cetacean Society Fact Sheet (2004). "Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*)." American Cetacean Society. <http://www.acsonline.org/factpack/bottlenoseDolphin/bottlenose-dolphin.pdf>
5. Arey L.B. y Laughlin Rea R. (1972) "Histología Humana." 2ª Ed. La Prensa Mexicana, México, 379p.
6. Ávila Portillo L.M., Madero J.I., López C., León M.F., Acosta L., Gómez C., Delgado L.G., Gómez C., Lozano J.M. y Reguero M.T. (2006) "Fundamentos De Criopreservación." *Revista Colombiana de Obstetricia y Ginecología*; 57(4): 291-300.
7. Baptista C.A.C. and Conran P. B. (1989) "Plastination of the Heart: Preparation for the Study of the Cardiac Valves." *J. Int. Soc. Plastination*; Vol. 3(1): 3-7.
8. Baptista C.A.C., Skie M., Yeasting R. A., Ebraheim N. and Jackson W. T. (1989) "Plastination of the Wrist: Potential Uses in Education and Clinical Medicine." *J. Int. Soc. Plastination*; Vol. 3(1):18-21.
9. Berta A., Sumich J.L. and Kovacs K.M. (2006) "Marine Mammals: Evolutionary Biology." 3ª Ed. Academic Press, U.S.A., 547p.
10. Bickley H.C., Conner R.S., Walker A.N. and Jackson R.L. (1987) "Preservation of Tissue by Silicone Rubber Impregnation." *J. Int. Soc. Plastination*; Vol. 1(1): 30-39.
11. Blanco M. y Olaechea A. (2000) "Morfometría del Delfín Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*), en la Costa Norte de la Zona Central de Cuba." *MarCuba 2000, Congreso de Ciencias del Mar*, 5, 4-8 Dic., Ciudad de La Habana, Cuba, 13p.

12. Blaylock R.A., Jain J.W., Hansen L.J., Palka D.L. and Waring G.T. (1995) "U.S. Atlantic and Gulf of Mexico Marine Mammal Stock Assessments." NOAA Tech. Memo. NMFS-SEFSC-3632, 11p.
13. Boya Vegue J. (2004) "Atlas de Histología y Organografía Microscópica." 2ª Ed. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España, 448p.
14. Bravo H. (2006) "Plastinación, una Herramienta Adicional para la Enseñanza de la Anatomía." Int. J. Morphol.; 24(3):475-480.
15. Bustamante A.M.F., Prieto G.R.H. y Binivignat G.O. (2007) "Preservación de Placenta Humana. Técnica Anatómica." Int. J. Morphol.; 25(3):545-548.
16. Carvalho V.L., Alves Motta M.R., Sousa Nunes-Pinheiro, Albuquerque Gomes Nogueira T.N. e Cabral Campello C. (2009) "Ocorrência de baços acessórios em boto-cinza (*Sotalia guianensis*) – aspectos histológicos." Acta Scientiae Veterinariae.; 37(2): 177-180.
17. Casanova D., Figueras J. y Pardo F. (2004) "Cirugía Hepática". Guías Clínicas de la AEC (n.º7). Arán Ediciones, Madrid, España. [http://www.aecirujanos.es/publicados\\_por\\_la\\_AEC/guia\\_cirurgia\\_hepatica\\_editores.php#2](http://www.aecirujanos.es/publicados_por_la_AEC/guia_cirurgia_hepatica_editores.php#2).
18. Castelló-Orvay F. (1976) "Morfología, Anatomía y Biología de los Cetáceos." Inmersión y Ciencia; 10-11: 133-143.
19. Charlie Phillips Images. "Juvenile Bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*)." <http://www.charliephillipsimages.co.uk/>.
20. Colangelo P, Marruchella G., Cozzi B., Mazzariol S., García Hartmann M., Stanzani G., Fichtel L., Olivieri V., Albanese V. and Di Guardo G. (2006) "Accesory spleens in cetaceans: A morpho-pathological study in three bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) and one Risso's dolphin (*Grampus griseus*)." Poster en la Conferencia Internacional de Cetáceos, Tortugas Marinas y Tiburones del Mar Adriático. Cattolica, Octubre 26-28.
21. Concha I. (2011) Oral presentation: "Anatomical description of the lungs of Burmeister's porpoise (*Phocoena spinipinnis*)." Annual meeting of the American Association of Veterinary Anatomists (AAVA). College of Veterinary Medicine, Cornell University, Ithaca, N.Y., U.S.A.

22. Cook P. and Dawson B. (1996) "Plastination Methods Used in Auckland, New Zealand." *J. Int. Soc. Plastination*; 10(1): 32-33.
23. Cowan D.F. and Curry B.E. (2002) "Histopathological Assessment of Dolphins Necropsied Onboard Vessels in the Eastern Tropical Pacific Tuna Fishery." SWFSC Admin Rept LJ-02-24C, 31p.
24. Cupka D. and Murphy M. (s/a) "Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*)."  
<http://www.dnr.sc.gov/cwcs/pdf/bottlenosedolphin.pdf>.
25. Daviau J., Parker J., Parmelee R., Jahn S. and Frank D. (1997) "The use of plastinated specimens as teaching aids of orolaryngeal anatomy in selected laboratory animals." *Contemp Top Lab Anim Sci*; 36: 50-52.
26. De Blasse A.F. and Martin R. E. (1981) "A Manual of Mammalogy with Keys to Families of the World." 2<sup>nd</sup> Ed. Wm. C. Brown Company Publishers, Dubuque, Iowa, U.S.A., 436p.
27. Drake R., Vogl A.W. and Mitchell A.W. M. (2010) "Gray: Anatomía para estudiantes." 2<sup>a</sup> Ed. El Sevier España, Barcelona, España, 1103p.
28. Dolphin Assistance. <http://www.dolphinassistance.org/es/noticias-delfines-anatomia.html>.
29. Dolphin Quest Hawaii. "A mother and baby dolphin cavort underwater in the Dolphin Quest lagoon at Hilton Waikoloa Village."  
<http://www.dolphinquest.com/>.
30. Donaldson B.J. (1977) The Tongue of The Bottlenosed Dolphin (*Tursiops truncatus*). In: Harrison R.J. (ed.) "Functional Anatomy of Marine Mammals". Vol. 3. Academic Press, New York, U.S.A., 428p.
31. Feeback D.L., Holliman J.H. and Papka R.E. (1990) "Plastination Of Whole Animal Preparations Following Histochemistry: In Situ Localization Of The Enzyme Acetylcholinesterase." *J. Int. Soc. Plastination*; Vol. 4(1): 28–32.
32. Fuentes Santoyo R. (1997) "Corpus: Anatomía Humana General." Vol. 2. Editorial Trillas, México, 1122p.
33. Fuentes Santoyo R. (2006) "Anatomía, Fisiología y Ciencias de la Salud." 4<sup>a</sup> Ed. Editorial Trillas, México, 332p.
34. Geneser F. (1990) "Atlas Color de Histología." 3<sup>a</sup> Reimpresión. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España, 237p.



35. Gil Cano F., Vázquez Autón J.M. y Orenes Hernández M. (2003) "Anatomía: Ciencia y Arte." Catálogo de la Exposición. Museo de la Universidad de Murcia, España, 16p.
36. Gomerčić H., Huber Đ, Gomerčić V., Vuković S., Skrtić D., Gomerčić T., Dobranić V., Lucić H., Đuras M., Čurković S., Gomerčić A. and Kardoš L. (2000) "Fatty liver and subcutaneous edema in a free-living bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*, Montagü 1821) from the Adriatic Sea; light - and electron – microscopical study." *Veterinarski Arhiv*; 70(5): 259-277.
37. Gritzmann N. and Friihwald F. (1988) "Sonographic Anatomy of Tongue and Floor of the Mouth." *Dysphagia* 2: 196-202.
38. Harris G. (1998) "A Guide to the Birds and Mammals of Coastal Patagonia." Princeton University Press, New Jersey, U.S.A., 256p.
39. Integrated Taxonomic Information System (ITIS), National Museum of Natural History, Washington D.C., U.S.A.  
[http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=180404](http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=180404).
40. International Union for Conservation of Nature (IUCN). (2011) "The IUCN Red List of Threatened Species™." *Tursiops truncatus*, Range Map.  
<http://www.iucnredlist.org/apps/redlist/details/22563/0>.
41. Jiménez Mejía R. e Isaza Castro O. (2005) "Plastinación, una Técnica Moderna al Servicio de la Anatomía." *IATREIA*.; 18(1): 99-106.
42. Kastelein R.A. and Dubblelam J.L. (1990) "Marginal papillae on the tongue of the Harbour porpoise (*Phocoena phocoena*), Bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and Commerson's dolphin (*Cephalorhynchus commersonii*)." *Aquatic Mammals*; 15.4, 158-170.
43. Knieriem A. and García Hartmann M. (2001) "Comparative histology of lungs from by-caught Atlantic white-sided dolphins (*Leucopleurus acutus*)." *Aquatic Mammals*; 27: 73-81.
44. Kowalski K. (1981) "Mamíferos: Manual de Teriología." Blume Ediciones, Madrid, España, 532p.
45. Kularbkaewi C., Cook P., Yutanawiboonchai W. and Von Hagens G. (1996) "Plastinated Pathology Specimens at Room Temperature in Thailand." *J. Int. Soc. Plastination*; 11(1): 17-20.

46. Lauria de Cidre L. y Klein M. (1994) "Observaciones morfofuncionales en el riñón del lobo marino de un pelo *Otaria flavescens*." Misc. Zool., 17: 213-223.
47. Levin M.J. (1999) "Gross and Microscopic Observations on the Lingual Structure of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus latirostris*)."
- Tesis de Maestría (Medicina Veterinaria y Zootecnia), Faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University, Blacksburg, Virginia, 126p.
48. López Antunez L. (1970) "Atlas de Anatomía Humana." Nueva Editorial Interamericana, D.F., México, 383p.
49. Luna L.G. (1968) "Manual histologic staining methods of the Armed Forces." Institute of Pathology. Mc. Graw Hill, New York, U.S.A., 258p.
50. Mackey E.A., Oflaz R.D., Epstein M.S., Buehler B., Porter B.J., Rowles T., Wise S.A. and Becker P.R. (2003) "Elemental Composition of Liver and Kidney Tissues of Rough-Toothed Dolphins (*Steno bredanensis*)."
- Arch. Environ. Contam. Toxicol.; Vol. 44: 523–532.
51. Marks D.L., Chaney E.J. and Boppart S.A. (2008) "Plastinated Tissue Samples as Three-dimensional Models for Optical Instrument Characterization." J. Opt. Soc. Am. A.; 25(5): 1156-1164.
52. Martoja R. y Martoja-Pierson M. (1970) "Técnicas de Histología Animal." Toray Masson S. A., Barcelona, España, 350p.
53. May-Collado L.J., Wartzok D., Agnarsson I., Palacios J.D. y Taubitz E. (2007) "Estatus Poblacional de los Delfines Nariz de Botella (*Tursiops truncatus*) de Bocas del Toro, Panamá: Resultados Preliminares de un Estudio de Tres Años." Fundacion Keto Internal Report IR-LJMC-KETO01-BOCAS, 26p.
54. Mayoral Robles S. (2010) "Comparación entre la impregnación forzada a -25°C y a temperatura ambiente en el proceso de plastinación de órganos de animales." Tesis de Licenciatura (Medicina Veterinaria y Zootecnia), Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM, México, 39p.
55. McCowan B., Marino L., Vance E., Walke L. and Reiss D. (2000) "Bubble Ring Play of Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*): Implications for Cognition." Journal of Comparative Psychology; 114(1): 98-106.

56. McKenna M., Goldbogen J.A., St. Leger J., Hildebrand J.A. and Cranford T.W. (2007) "Evaluation of Postmortem Changes in Tissue Structure in the Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*)." *The Anatomical Record*; 290: 1023–1032.
57. McMinn R.M.H., Abrahams P.H., Hutchings R.T. y Marks S.C. (1998) "Gran Atlas McMinn de Anatomía Humana." 4ª Ed. Editorial Oceano/Centrum, Barcelona, España, 335p.
58. Mead James G. (1993) "The Systematic Importance of Stomach Anatomy in Beaked Whales." *International Marine Biology Research Institute: IBI Reports*, 4: 75-86.
59. Mead J.G. (2007) "Stomach Anatomy and use in Defining Systemic Relationships of the Cetacean Family Ziphiidae (Beaked Whales)." *The Anatomical Record*, 290: 581-595.
60. Meek A. (1918) "The Reproductive Organs of Cetacea." *J. Anat.*; 52(2): 186-210.
61. Miklošova M. and Mikloš V. (2004) "Plastination With Silicone Method S10 – Monitoring and Analysis Causes of Failure." *Biomed. Papers* 148(2): 237–238.
62. Miquel Feutch M.J., Collado Beneyto I., Negre Muñoz M.C., Gil Pitarch P. y Villalaín Blanco J.D. (s/a) "Técnicas de Embalsamamiento Cerebral: Siglos XVII – XVIII." *Actas V Congreso Nacional AEP, Alcalá la Real*; pp: 314-321.
63. Moore C.M. (2006) "Teaching with the Preserved Body: From Desiccation to Plastination." *International Academy of Pathology. Companion Meetings. History of Pathology Society*, 12 Feb., San Diego Ca. *The Development of Tridimensional Tools in Anatomy and Pathology Teaching*.
64. Morbey T. and Marx F.G. "Phylogenetic tree of the odontocetes." *Cetacean Palæobiology*, Department of Earth Sciences, University of Bristol, U.K.  
<http://palaeo.gly.bris.ac.uk/palaeofiles/whales/odontoceti.htm>.
65. Nieto A. (1991) "Los Delfines una Mente Misteriosa." U.N.A.M. Imprenta Universitaria de México, México, 107p.

66. Norris K.S. (1977) "Whales, dolphins and porpoises." University of California Press, U.S.A., 789p.
67. Pereira Rodríguez J.A. (2009) "Atlas de Anatomía Humana (Medillust)." Editorial Ars Médica, Barcelona, España, 695p.
68. Pérez W. y Lima M. (2006) "Anatomía cardiaca de *Pontoporia blainvillei*." Int. J. Morphol., 24(3): 351-356.
69. Plön S. and Bernard R. (2007) Anatomy with Particular Reference to the Female. In: Miller D.L. (ed.) "Reproductive Biology and Phylogeny of Cetacea: Whales, Dolphins and Porpoises." Science Publishers, Enfield, U.K., 428p.
70. Putz R. y Pabst R. (2006) "Atlas de Anatomía Humana (Sobotta): Tomo 1 Cabeza, cuello y miembro superior." 22ª Ed. Vol. 1. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España, 431p.
71. Putz R. y Pabst R. (2006) "Atlas de Anatomía Humana (Sobotta): Tomo 2 Tronco, vísceras y miembro inferior." 22ª Ed. Vol. 2. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España, 401p.
72. Reyes Aguilar M.E. (2007) "Anatomía Humana y Plastinación." Bol. Mex. His. Fil. Med.; 10(1): 34-39.
73. Ripani M., Bassi A., Perracchio L., Panebianco V., Peraz M., Boccia M.L. and Marinozzi G. (1994) "Monitoring and Enhancement of Fixation, Dehydration, Forced Impregnation and Cure in the Standard S-10 Technique." J. Int. Soc. Plastination; 8(1): 3-5.
74. Ripani M., Bassi A., Perracchio L., Boccoa M.L., Tomaselli G., Giacomelli L., Messinett S. and Marinozzi G. (1994) "Comparative Analysis of a Plastination Specimen and Clinical Diagnostic Images." J. Int. Soc. Plastination; 8(1): 12-14.
75. Rogan E., Ingram S., Holmes B. and O'Flanagan C. (2000) "A Survey Of Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Shannon Estuary." Marine Resource Series, 9.
76. Romero y Huesca A., Ramírez Bollas J., Ponce Landín F.J., Moreno Rojas J.C. y Soto Miranda M.A. (2005) "La Cátedra de Cirugía y Anatomía en el Renacimiento." Cir. Ciruj.; 73: 151-158.
77. Romero R.R. (2007) "Andreas Vesalius (1514-1564). Fundador de la Anatomía Humana moderna." Int. J. Morphol.; 25(4): 847-850.

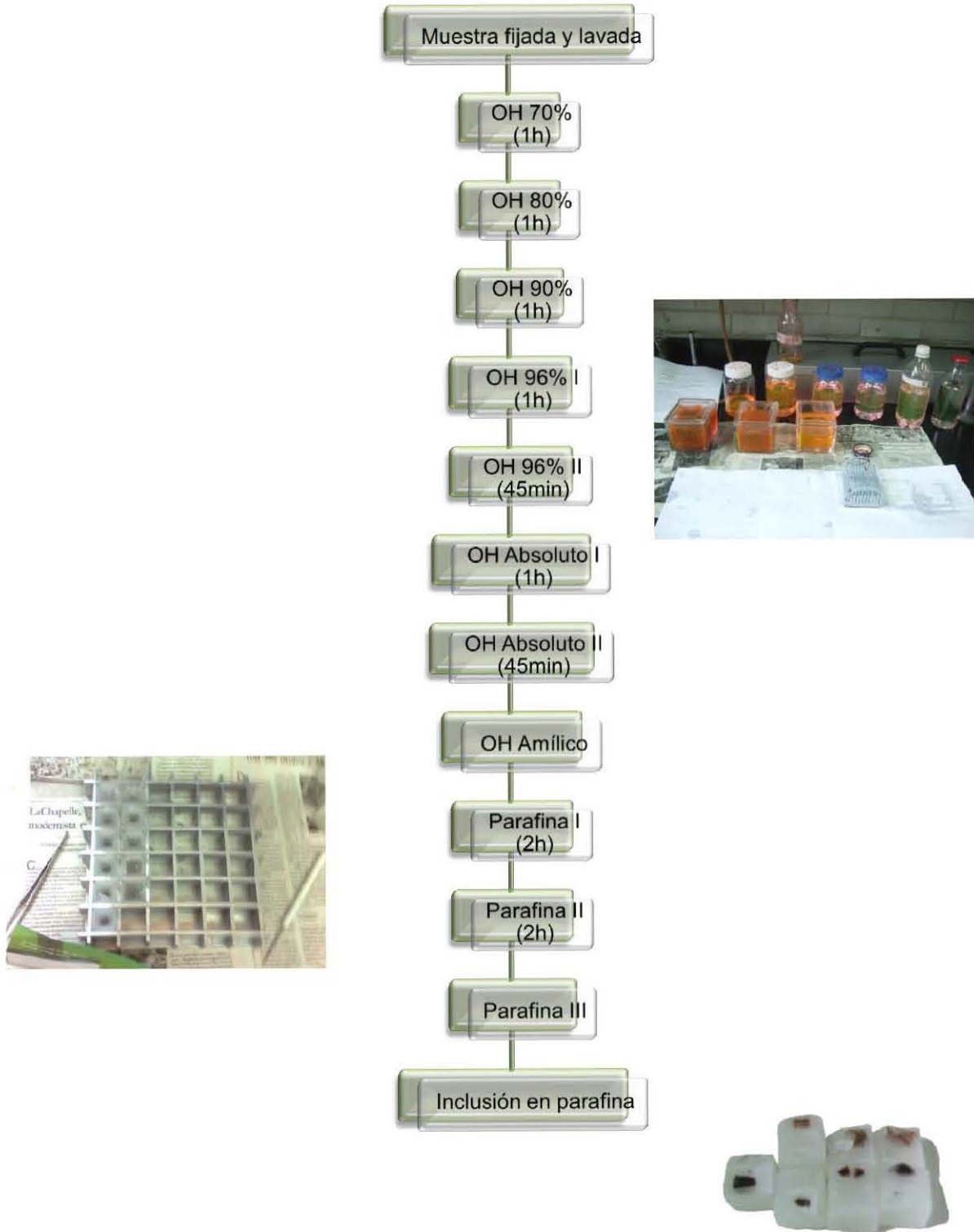
78. Ruíz Rubiano M. y García Luque G. (2003) "Propuesta para la Plastinación de Cortes Anatómicos, No Acetona Temperatura Ambiente." *Revista de la Facultad de Medicina*; 8(2): 36-39.
79. Shindo J., Yamada T.K., Yoshimura K. and Kageyama I. (2008) "Morphology of the Tongue in a Newborn Stejneger's Beaked Whale (*Mesoplodon stejnegeri*)." *Okajimas Folia Anat. Jpn.*; 84(4): 121–124.
80. Silva Pérez E. (2007) "Análisis de la Técnica de Plastinación Aplicada a Corazones de Cerdo." Tesis de Licenciatura (Biología), FES Iztacala, UNAM, México, 42p.
81. Smith G. J. D. (1972) "The stomach of the harbor porpoise *Phocoena phocoena* (L.)." *Can. J. Zool.*; 5: 1611-1616.
82. Sokolov V.E. and Volkova O.V. (1973) Structure of the Dolphin's Tongue In: Chapskii K.K. and Sokolov V.E. (eds.) "Morphology and Ecology of Marine Mammals: Seals, Dolphins, Porpoises." Wiley, New York, U.S.A., 321p.
83. Turner J.P. and Worthy G.A.J. (2003) "Skull Morphometry of Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*) From the Gulf of Mexico." *Journal of Mammalogy*; 84(2): 665–672.
84. Turner J.P., Clark L.S., Haubold E.M., Worthy G.A.J. and Cowan D.F. (2006) "Organ Weights and Growth Profiles in Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*) from the Northwestern Gulf of Mexico." *Aquatic Mammals*; 32(1): 46-57.
85. Vaughan T. A. (1988) "Mamíferos." 3ª Ed. Mc Graw Hill, México, 587p.
86. Von Hagens G., Tiedemann K. and Kriz W. (1987) "The Current Potential Of Plastination." *Anat. Embryol.-Bel.*; 175(4): 411-421.
87. Von Hagens G. and Whalley A. (2009) "BODY WORLDS – The Original Exhibition of Real Human Bodies." Catálogo de la Exhibición. 14ª Reimpresión. Verlagsgesellschaft mbH, Heidelberg, Alemania, 281p.
88. Walker E.P. Nowak R.M. and Paradiso J.L. (1983) "Walker's Mammals of the World." 4ª Ed. Vol. II. The Johns Hopkins University Press, London, p.
89. Wells R.S. and Scott M.D. (1998) Bottlenose Dolphin *Tursiops truncatus* (Montagü, 1821). In: Ridgway S.H. and Harrison R.J. (eds.) "Handbook

of Marine Mammals: The Second Book of Dolphins and the Porpoises.”  
Vol. 6. Academic Press, London, U.K., 486p.

90. Yoshimura K, Shindoh J. and Kobayashi K. (2002) “Scanning Electron Microscopy Study of the Tongue and Lingual Papillae of the California Sea Lion (*Zalophus californianus californianus*).” *The Anatomical Record*; 267: 146-153.
91. Yoo C.W., Choo M.H., Cho S.S., Lee S.K., Chi J.G. and Kim W.H. (1998) “Plastination: An Improved Method for Preservation of Pathology Specimens.” *Korean J. Pathol.*; 32(7): 531-534.

# X. ANEXO

## X.1. Técnica Histológica (deshidratación):





## X.2. Tinción Hematoxilina-Eosina:

