



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR
ÁREA DE CONOCIMIENTO DE CIENCIAS DEL MAR Y DE LA TIERRA
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS

TESIS

**“ANÁLISIS DE ESTRUCTURAS SENSORIALES DE TIBURONES Y RAYAS
(Chondrichthyes: Elasmobranchii) PELÁGICOS Y BENTÓNICOS”**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
BIÓLOGO MARINO

PRESENTA:

LEONARDO MORA GARCÍA

DIRECTOR:

M. en C. CARLOS AUGUSTO AGUILAR CRUZ

LA PAZ, BAJA CALIFORNIA SUR, JUNIO 2018



UABCS

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR

DEPARTAMENTO ACADÉMICO
DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS

Gaceta Universitaria 11/12/2016



Fecha: 13/06/2018

DR. ENRIQUE ALEJANDRO GÓMEZ GALLARDO UNZUETA,
JEFE DEL DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS,
PRESENTE.

Los abajo firmantes, Miembros de la Comisión Revisora del **TRABAJO DE TESIS TERMINADO** titulado:
"ANÁLISIS DE ESTRUCTURAS SENSORIALES DE TIBURONES Y RAYAS (Chondrichthyes: Elasmobranchii)
PELÁGICOS Y BENTÓNICOS"; que presenta el (la) pasante de la Carrera de Biólogo Marino C. LEONARDO
MORA GARCÍA, comunicamos a usted, que otorgamos nuestro **voto aprobatorio** y consideramos que
dicho trabajo está listo para su defensa a fin de obtener el título de Biólogo Marino.

E. Alejandro Gómez Gallardo U. [Firma] PRESIDENTE
Nombre Completo Firma

Carlos Alberto Salomón Aguilera [Firma] SECRETARIO
Nombre Completo Firma

Carlos Augusto Aguilera Cruz [Firma] VOCAL
Nombre Completo Firma

Carlos Augusto Aguilera Cruz [Firma] DIRECTOR DE TESIS
Nombre Completo Firma

C.c.p. Dirección de Servicios Escolares.
C.c.p. Interesado
C.c.p. Archivo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR
RECIBIDO
13 JUN 2018
CIENCIAS MARINAS Y COSTERAS
FIRMA _____ HORA _____

11:50

DEDICATORIA

A mis padres y mi hermana, porque sin ellos nunca habría alcanzado este sueño, por creer siempre en mí.

A mi familia y amistades.

A todos quienes compartan el amor y la pasión por los elasmobranquios, y a los que no, también.

A los futuros biólogos marinos, no se den por vencidos y luchen por alcanzar sus sueños y metas, el camino está lleno de obstáculos, pero la recompensa vale la pena.



AGRADECIMIENTOS

A mis padres, María Guadalupe y Luis Fernando, quienes me otorgaron su apoyo y amor incondicional para alcanzar uno de mis más grandes sueños. Ellos que me proporcionaron las herramientas para enfrentarme al mundo, que me enseñaron a no darme por vencido y seguir luchando sin importar qué tan grande sea el obstáculo. Ellos que buscan la forma de darnos a mi hermana y a mí lo necesario para alcanzar nuestras metas.

A mi hermana Violeta por su apoyo, las pláticas y consejos (especialmente para la cocina), a pesar de los momentos difíciles el amor de hermanos siempre ha sido mucho más fuerte. A Salvador, mi cuñis Chavita! Porque aun tienes un largo camino frente a ti, sigue adelante con todo.

A mi familia moreliana, mamá Martha, papá Joaquín, tías Martha, Eri, Chely, Lety, Sandra, Lancho, mi tío Millo, a mis primos, especialmente a mi primate Pau!; a mi familia moreliana que está en Estados Unidos, mi tata, mi tío Saúl, a mi tía Morruña, mi primo Carlitos por todo el amor y cariño que me han dado.

A Adal mi primer amigo de verdad en Baja, mi carnalin, esta gran amistad que inició con aquella plática en la jardinera de Biología Marina, gracias por aceptarme en el bunker por un tiempo! Por las locuras y aventuras que hemos vivido, y las que faltan. Arriba los tiburones!

A Rosa, por todas las pláticas, jalones de orejas, consejos y tu gran apoyo durante y fuera de la carrera. Me has demostrado que puedo contar contigo en cualquier momento. Yo te dije que hiciéramos la tesis juntos, pero no me hiciste caso. Bacterias!

Alfredo! A ti y a tu familia les agradezco de todo corazón por haberme aceptado en su casa, a ti gracias por tu amistad, tu apoyo, y aunque hayamos tenido nuestras diferencias, no ha sido suficiente romper esa amistad tan fuerte que nos une, eres como un hermano para mí.

A Perla, por haberme acompañado en la mitad de la carrera, por tanto amor y cariño que me has dado, el apoyo en momentos difíciles, aunque creo que te estresabas por los dos, aprovechando el espacio también agradezco a tu familia por todo su apoyo.

Sara, May, Marianne, José Enrique, Miriam. Rouslam, Xóchitl, Jessica, Karen, porque ya forman parte de mi persona, porque he aprendido muchas cosas de y con ustedes, y por pasar agradables momentos con ustedes. A mis amigos morelianos Rubén, Fany, Wendy, por hacerme pasar gratos momentos cada que los visito.



Mafer, fortaleciste mi amor por los elasmobranquios! Por esos días de películas tan malas que se me hacían buenas.

A Tannia por las pláticas, tu amistad y cariño; no solo compartimos tierra de origen, sino también compartimos un gran amor por los elasmobranquios. Porque contigo aprendí muchas cosas y me ayudaste a crecer un poco más como persona, has llegado a ocupar un espacio especial en mi memoria, gracias.

Al profesor M. en C. Carlos Augusto por aceptarme como su tesista y apoyarme en este proyecto, por las pláticas y consejos, por sus enseñanzas desde aquellas clases de Histología Animal, es usted de los pocos profesores que en sus clases, y fuera de ellas, muestran tanta pasión y amor por lo que hace, y por ser un guía en el mundo colorido de la Histología.

Al profesor Dr. Carlos Salomón por sus observaciones, consejos, el compartir sus conocimientos de forma que inspira y motiva a seguir adelante y perseverar en todo momento.

Al B.M. Marco Medina, el máster de los invertebrados! Tu forma de impartir clases es lo máximo! Aun no se me olvidan tus clases. Queremos más profesores como tú!

A Edgar Becerril, Alexis, y al Dr. Mauricio Hoyos por ser mis principales guías en el mundo de los elasmobranquios!

A los profesores que comparten sus conocimientos y son un ejemplo para las nuevas generaciones de biólogos marinos, así como en su momento fue conmigo. Este trabajo es producto de sus enseñanzas, les estoy inmensamente agradecido por todo.

A la Universidad Autónoma de Baja California Sur, especialmente al Departamento Académico de Ciencias Marinas y Costeras por permitirme llevar a cabo mis estudios en la carrera de Biología Marina y así alcanzar uno de mis más grandes sueños. A Bety por apoyarme en cada trámite que necesitara.

A todos muchas gracias!



ÍNDICE

| | |
|--|-----|
| GLOSARIO | i |
| LISTA DE TABLAS | iii |
| LISTA DE FIGURAS | iv |
| RESUMEN | vi |
| ABSTRACT | vii |
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. ANTECEDENTES | 4 |
| 3. JUSTIFICACIÓN | 7 |
| 4. HIPÓTESIS | 8 |
| 5. OBJETIVO GENERAL | 8 |
| 5.1 Objetivos particulares | 8 |
| 6. ÁREA DE ESTUDIO | 9 |
| 7. METODOLOGÍA | 10 |
| 8. RESULTADOS | 12 |
| 8.1 Electrorreceptores: ámpulas de Lorenzini | 12 |
| 8.2 Sistema olfativo: Narinas | 28 |
| 8.3 Ámpulas de Lorenzini, Análisis estadísticos | 35 |
| 8.4 Narinas, Análisis estadísticos | 39 |
| 9. DISCUSIÓN | 40 |
| 10. CONCLUSIONES | 46 |
| 11. LITERATURA CITADA | 47 |
| 12. ANEXO I | 53 |
| 13. ANEXO II | 57 |



GLOSARIO

Ámpulas de Lorenzini. Órganos especializados ubicados debajo de la piel, especializados en percibir impulsos eléctricos, empleados en la localización de presas principalmente. Se tiene la teoría de que son capaces de percibir los campos magnéticos de la Tierra y apoyar al organismo en la navegación (Ballantyne y Robinson, 2011).

Bentónico. El término se refiere a aquellos organismos que viven en el fondo de un cuerpo de agua, como ríos, lagos y océanos. En el océano esta definición se extiende a los organismos que habitan el fondo del punto más profundo hasta la zona intermareal, incluyendo organismos que viven sobre y en el sedimento, y aquellos que conforman la biodiversidad de los arrecifes rocosos y coralinos (Steele *et al.*, 2009).

Cartílago. El tejido cartilaginoso es un tejido a vascular compuesto por condrocitos y una matriz extracelular abundante (Ross y Pawlina, 2012).

Células caliciformes. Son células secretoras de moco ubicadas entre otras células cilíndricas. Las células caliciformes se encuentran en el revestimiento superficial y en las glándulas del intestino y en ciertos segmentos de las vías respiratorias (Ross y Pawlina, 2012).

Chondrichthyes. Clase taxonómica en la cual se encuentran los peces cuyo esqueleto está compuesto por cartílago flexible, con ausencia de hueso (Compagno *et al.*, 2005).

Elasmobranchii. Subclase taxonómica en la que se incluyen tiburones y rayas, se caracterizan por múltiples aberturas branquiales pareadas (Ballantyne y Robinson, 2011).

Hábitat. Es el área con características específicas que utilizan los organismos para cumplir sus funciones biológicas como alimentarse y reproducirse principalmente (Simpfendorfer y Heupel, 2004).



Holocephali. Subclase taxonómica que incluye a las quimeras, también llamados pez rata, pez conejo, pez fantasma o pez espectro. Anatómicamente presentan una extraña mezcla de caracteres, tanto de escualos como de peces óseos (Hickman *et al.*, 1998).

Image J. Programa para el procesamiento y análisis de imágenes, de dominio público (Ferreira y Rasband, 2012).

Línea lateral. Canal que corre por debajo de la piel a lo largo del organismo, y que conecta con la superficie por medio de pequeños poros llenos de gel (Compagno *et al.*, 2005).

Neuromasto. Son grupos de células ciliadas que se encuentran en pequeños grupos ubicados entre las escamas o alrededor de la cabeza, y contienen una cúpula gelatinosa (Ballantyne y Robinson, 2011).

Norma Oficial Mexicana NOM-029-PESC-2006. Norma que maneja los lineamientos para la pesca responsable de tiburones y rayas, al igual que sus especificaciones para aprovechamiento (DOF, 2007).

Palangre. Es un equipo de pesca de tipo pasivo (para que el ejemplar sea capturado, éste debe nadar hasta el equipo de pesca) construido con líneas y anzuelos para la captura de especies pelágicas. Consta de una línea principal desde la cual penden líneas secundarias (DOF, 2007).

Pelágico. Término que se aplica a aquellos organismos que habitan la columna de agua, limitando el contacto con el fondo del cuerpo de agua, generalmente de vida libre que pueden movilizarse flotando o impulsándose con sus propios medios (Sarmiento, 2000).



LISTA DE TABLAS

Tabla I. Tabla con el listado de especies recolectadas, separadas por pelágicas y bentónicas. 11

Tabla II. Tabla comparativa de presencia-ausencia de estructuras sensoriales de las ámpulas de Lorenzini: Pelágica (P) o Bentónica (B). ----- 34

Tabla III. Tabla comparativa de presencia-ausencia de estructuras sensoriales de las narinas: Pelágica (P) o Bentónica (B). ----- 35



LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Ubicación de los sitios donde se realizaron las colectas de muestras (Google Earth). ----- | 10 |
| Figura 2. Canal ampular de Tiburón piloto (<i>Carcharhinus falciformis</i>). Hematoxilina de Gil - Eosina-Floxina: Objetivo 10X. ----- | 13 |
| Figura 3. Neuromasto y nervio de Tiburón piloto (<i>Carcharhinus falciformis</i>). Herovici: Objetivo 40X.----- | 13 |
| Figura 4. Canal ampular de Tiburón tigre (<i>Galeocerdo cuvier</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 4X. ----- | 14 |
| Figura 5. Células piramidales de Tiburón tigre (<i>Galeocerdo cuvier</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.----- | 15 |
| Figura 6. Neuromasto de Tiburón tigre (<i>Galeocerdo cuvier</i>). Herovici: Objetivos 40X.----- | 15 |
| Figura 7. Detalle de canales de ámpulas de Lorenzini de la Cornuda común (<i>Sphyrna lewini</i>). ----- | 17 |
| Figura 8. Detalle de células piramidales de la Cornuda común (<i>Sphyrna lewini</i>). Herovici: Objetivo 40X.----- | 18 |
| Figura 9. Detalle del fondo del canal ampular de la Cornuda común (<i>Sphyrna lewini</i>). Herovici: Objetivo 40X. ----- | 18 |
| Figura 10. Detalle de la cámara ampular de la Cornuda común (<i>Sphyrna lewini</i>).----- | 19 |
| Figura 11. Corte transversal de canal ampular de la Cornuda prieta (<i>Sphyrna zygaena</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.----- | 20 |
| Figura 12. Corte transversal del fondo del canal ampular de la Cornuda prieta (<i>Sphyrna zygaena</i>). Herovici: Objetivo 10X.----- | 21 |
| Figura 13. Canales de las ámpulas de Lorenzini del Tiburón renacuajo (<i>Cephalurus cephalus</i>). PAS: Objetivo 10X.----- | 22 |
| Figura 14. Epitelio sensorial del Tiburón renacuajo (<i>Cephalurus cephalus</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.----- | 22 |
| Figura 15. Canal del ámpula de Lorenzini de la Raya de Vélez (<i>Raja velezi</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 10X.----- | 23 |
| Figura 16. Detalle del neuromasto de la Raya de Vélez (<i>Raja velezi</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.----- | 24 |



| | |
|--|----|
| Figura 17. Par de canales ampulares de la Raya mariposa de California (<i>Gymnura marmorata</i>). Herovici: Objetivo 4X.----- | 25 |
| Figura 18. Detalle del neuromasto de la Raya mariposa de California (<i>Gymnura marmorata</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.----- | 25 |
| Figura 19. Detalle del neuromasto del Tiburón angelito (<i>Squatina californica</i>). Hematoxilina de Gill-Eosina (10x). ----- | 26 |
| Figura 20. Detalle de neuromastos del Tiburón angelito (<i>Squatina californica</i>)..----- | 27 |
| Figura 21. Lamelas olfativas del Tiburón Mako (<i>Isurus oxyrinchus</i>). Azul de Toluidina: Objetivo 40X.----- | 28 |
| Figura 22. Lamelas olfativas de la Cornuda prieta (<i>Sphyrna zygaena</i>). Azul de Toluidina: Objetivo 10X.----- | 29 |
| Figura 23. Detalle del epitelio sensorial de la Cornuda prieta (<i>Sphyrna zygaena</i>). Azul de Toluidina: Objetivo 40X. ----- | 29 |
| Figura 24. Lamelas olfativas de la Raya mariposa de California (<i>Gymnura marmorata</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X. ----- | 30 |
| Figura 25. Detalle del pliegue secundario de la Raya mariposa de California (<i>Gymnura marmorata</i>).----- | 31 |
| Figura 26. Detalle del epitelio mucoso de la Raya mariposa de California (<i>Gymnura marmorata</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X. ----- | 32 |
| Figura 27. Roseta olfativa de la Raya redonda de Cortés (<i>Urobatis maculatus</i>). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X. ----- | 33 |
| Figura 28. Detalle de pliegue secundario de la Raya redonda de Cortés (<i>Urobatis maculatus</i>). Azul de Toluidina: Objetivo 40X. ----- | 33 |
| Figura 29. Profundidad del canal ampular por hábitat. ----- | 36 |
| Figura 30. Diámetro del canal ampular por hábitat.----- | 37 |
| Figura 31. Altura del neuromasto por hábitat. ----- | 38 |
| Figura 32. Altura de las células de soporte por hábitat. ----- | 39 |
| Figura 33. Altura del epitelio de la lamela olfativa por hábitat. ----- | 40 |



RESUMEN

Los tiburones pertenecen a la clase taxonómica denominada Chondrichthyes, la cual significa “peces cartilagosos”, debido a que su esqueleto está compuesto por cartílago flexible. Dentro de esta clase se encuentran dos grupos: Elasmobranchii (tiburones y rayas) y Holocephali (quimeras o peces rata). La subclase Elasmobranchii se caracteriza por la presentar múltiples aberturas branquiales pareadas; las especies incluidas en este grupo son especies longevas, con crecimiento lento, madurez sexual tardía, largos periodos de gestación y baja fecundidad. Los elasmobranquios pueden encontrarse en casi todos los océanos del planeta, desde el fondo marino hasta la superficie. El sistema sensorial de los elasmobranquios está bastante desarrollado permitiendo la detección de su presa por medio del olfato o audición a varios kilómetros de distancia. Pero, ¿qué tan efectivos son estos sentidos desde una perspectiva ecológica y/o etológica? Los estudios sobre los órganos sensoriales de tiburones y rayas, principalmente histológicos, son escasos alrededor del mundo, y específicamente en México no existen. Se obtuvieron muestras de 42 organismos mediante palangre en campos pesqueros en las localidades de Punta Lobos, La Paz, El Sargento y mediante redes en Bahía Magdalena, B.C.S., y por medio del proceso histológico se realizó una descripción detallada de las células y estructuras que componen las ámpulas de Lorenzini y narinas tanto de tiburones como de rayas, enfocándonos en el hábitat de cada organismo. Las mediciones fueron tomadas de la altura del epitelio sensorial en narinas, altura máxima de los pliegues secundarios, diámetro y profundidad de los canales ampulares y altura de los neuromastos y células de soporte, cada uno contra el hábitat, estas medidas no siguieron una distribución normal, por lo que se recurrió a la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis, el cual demostró que si existe diferencia en la profundidad del canal ampular ($X^2=17.852$, $P<0.001$), diámetro del canal ampular ($X^2=$, $P<0.001$), altura del neuromasto ($X^2=83.976$, $P<0.001$), altura de células de soporte ($X^2= 7.921$, $P<0.005$), y altura del epitelio sensorial en narinas ($X^2=9.780$, $P<0.002$). La especialización pelágica les permite a los organismos detectar presas en la columna de agua donde el alimento tiende a encontrarse más disperso, y para la navegación, ya que las especies pelágicas tienden a realizar migraciones. En cambio la especialización bentónica les permite una detección más precisa de presas potenciales cercanas al fondo o enterradas en él, pero no para realizar grandes desplazamientos.

Palabras clave: Hábitat, ámpulas de Lorenzini, proceso histológico, narinas, neuromasto.



ABSTRACT

Sharks belong to the taxonomic class denominated Chondrichthyes, which means “cartilaginous fish”; this means the skeleton is composed of flexible cartilage. There can be found two main groups within: Elasmobranchii (sharks and rays) and Holocephali (chimaeras or rat fish). The subclass Elasmobranchii is characterized for the presence of multiple paired gill openings, species included in this group are long-lived, with slow growth, late sexual maturity, long gestation periods and low fertility. Elasmobranchs can be found in nearly all oceans of the planet, from the sea bottom to the surface. The sensory system in elasmobranchs is quite developed, allowing them to detect the scent of potential preys with their nostrils or even hear them several kilometers away. But, how effective these senses really are from an ecological and ethological perspective? Studies of sensory organs in sharks and rays, mainly histological, are scarce around the world, and specifically in Mexico there are none. Samples of 42 individuals were collected in fishing fields in the localities of Punta Lobos, La Paz, El Sargento, and through fishing nets in Bahía Magdalena, B.C.S. Through the standard histological process cells and structures that form the ampullae of Lorenzini and nostrils were described with detail, focusing in the species habitat. We measured the height of the sensory epithelium of the nostrils, maximum height of the secondary folds, depth and diameter of the ampullary canal, and neuromast and support cells height, each one against the species habitat, these measures didn't follow a normal distribution, and so the non-parametric test Kruskal-Wallis was applied, resulting in a significative difference in the canal depth ($X^2=17.852$, $P<0.001$), canal diameter ($X^2=$, $P<0.001$), neuromast height ($X^2=83.976$, $P<0.001$), support cells height ($X^2= 7.921$, $P<0.005$), and sensory epithelium of the nostrils ($X^2=9.780$, $P<0.002$). The pelagic specialization allows the organism to detect preys in the water column where food can be scarce, and it enhances the navigation ability of the sharks and rays, since pelagic species tend to migrate long distances. In the other hand, the benthic specialization allows the organism to detect preys that dwell near the bottom or buried beneath the sand more accurately, but not for long migrations.

Key words: Habitat, ampullae of Lorenzini, histological process, nostrils, neuromast.



1. INTRODUCCIÓN

Los tiburones pertenecen a una clase taxonómica denominada Chondrichthyes, la cual significa “peces cartilagosos”, debido a que su esqueleto está compuesto por cartílago flexible, con ausencia de hueso. Los condríctios son el grupo de peces con mayor permanencia en el planeta ya que existen registros fósiles desde hace 400 millones de años. Dentro de la clase Chondrichthyes se encuentran dos grupos: Elasmobranchii y Holocephali, siendo el mayor en número de especies la subclase Elasmobranchii (Compagno *et al.*, 2005). La subclase Elasmobranchii incluye a tiburones y rayas, y son reconocidos, entre otras características, por la presencia de múltiples aberturas branquiales pareadas. Son especies longevas, con crecimiento lento, madurez sexual tardía, largos periodos de gestación y baja fecundidad (Ballantyne y Robinson, 2011).

El hábitat es el área con características específicas que utilizan los organismos para cumplir sus funciones biológicas como alimentarse y reproducirse principalmente. Los elasmobranquios pueden encontrarse en casi todos los océanos del planeta, desde el fondo marino hasta la superficie, e incluso en hábitats estuarinos. Además, algunas especies se han especializado para adentrarse en ríos y lagos conectados con el mar. Sin embargo, los elasmobranquios no se distribuyen en todos los hábitats dentro de su alcance, en su lugar, tienen hábitats específicos donde pasan la mayor parte del tiempo (Simpfendorfer y Heupel, 2004).

El sistema sensorial de los tiburones está bastante desarrollado permitiendo la detección de su presa por medio del olfato o audición a varios kilómetros de distancia. La interrogante que más sobresale en el campo de la biología de elasmobranquios es qué tan efectivos son estos sentidos desde una perspectiva ecológica o etológica (Hueter *et al.*, 2004). Un punto que cabe destacar es que los tiburones son depredadores altamente complejos, pero cabe señalar que los tiburones martillo (Sphyrnidae) y las rayas diablo (Myliobatidae) son los que presentan la mayor complejidad sensorial de todos (Compagno *et al.*, 2005).

Antiguamente se decía que los tiburones carecían de una buena vista, por lo que les llamaron “narices nadadoras”, pero algunos científicos reconocían que la anatomía ocular es altamente desarrollada (Ballantyne y Robinson, 2011), lo que les proporciona casi 360° de campo visual. En relación al tamaño corporal, los tiburones y rayas bentónicas tienen ojos pequeños, en cambio los tiburones pelágicos tienen ojos de mayor tamaño (Hueter *et al.*,



2004). En las retinas de los elasmobranquios se ha encontrado la presencia de dos tipos de células sensoriales sensibles a la luz, los conos y los bastones (Logiudice y Laird, 1994).

Es amplio el arsenal de sentidos que utilizan los elasmobranquios; presentan todos los sentidos que un ser humano tiene más aparte la habilidad de percibir campos eléctricos, magnéticos y vibraciones por medio de células especializadas (Ballantyne y Robinson, 2011). Sin embargo, las señales eléctricas tienen un corto alcance, lo que solamente les permite localizar una presa potencial a corta distancia con gran precisión (Hueter *et al.*, 2004).

A pesar de que las creencias tradicionales colocan a los tiburones como organismos primitivos, los elasmobranquios modernos presentan especializaciones para una forma de vida completamente diferente. Una diferencia entre los primeros tiburones y los modernos es el rostro sobresaliente de los últimos. Esta característica resulta en un incremento del área del rostro que resguarda estructuras olfativas de mayor tamaño, y proporcionando espacio adicional para ser ocupado por más canales de las ámpulas de Lorenzini (Helfman *et al.*, 2009).

Las ámpulas de Lorenzini fueron descubiertas por Lorenzini en el siglo XVII; sin embargo, su función se mantuvo desconocida hasta que en 1971 se demostró que eran electrorreceptores, muy probablemente usados para detectar presas. Todos los elasmobranquios tienen estas ámpulas que son muy sensibles a bajas frecuencias de estímulos eléctricos. Se cree que las ámpulas de Lorenzini no sólo son utilizadas por los tiburones y rayas para la detección de sus presas, sino que de igual manera son usadas para la navegación por medio del campo magnético del planeta (Hueter *et al.*, 2004). También las ámpulas de Lorenzini se han visto implicadas en sentir los gradientes térmicos, ya que son muy sensibles a la temperatura. Una sola ámpula de Lorenzini consiste en una pequeña cámara y un canal subdermal que alcanza la superficie de la piel; esta cámara está compuesta por pequeños sacos bulbosos conocidos como alveolos, dentro de cada uno hay células ciliadas sensoriales y células piramidales de soporte (Bone y Moore, 2008).

El sistema olfativo es de gran importancia para los elasmobranquios, no solo para la detección de presas potenciales, sino que es útil para captar feromonas provenientes de otros individuos de su especie para encontrar pareja (Compagno *et al.*, 2005). Se considera que los peces elasmobranquios cuentan con un sistema olfativo superior al de los peces óseos, ya que presentan estructuras olfativas, incluyendo el área de superficie epitelial y volumen del bulbo



olfativo, de mayor tamaño (Meredith y Kajiura, 2010). Los órganos olfativos, llamados rosetas olfativas, se encuentran dentro de cápsulas nasales formadas de cartílago, las cuales tienen su apertura en la región ventral del morro, pero independiente de la boca. La roseta olfativa consiste en dos hileras de lamelas sobresalientes de una estructura central; la lamela posee pliegues recubiertos con epitelio sensorial, dicho epitelio presenta células receptoras con microvellosidades, células de soporte con cilios y microvellosidades, células basales y células caliciformes (Zeiske *et al.*, 1987).

Para obtener información acerca de su entorno, la dirección de las corrientes marinas y grandes turbulencias en el agua, los peces recurren al sistema de la línea lateral (Gardiner y Atema, 2007; Goulet *et al.*, 2007). La mecanorrecepción está presente en todos los peces y anfibios (Maruska, 2001). Los receptores de la línea lateral se encuentran en canales bajo la epidermis en la región cefálica y un canal que recorre todo el cuerpo (Bone y Moore, 2008), la unidad funcional de la línea lateral es el neuromasto (Maruska, 2001), los neuromastos son grupos de células ciliadas que se encuentran en pequeños grupos entre las escamas o alrededor de la cabeza, y contienen una cúpula gelatinosa. Dentro de los canales, las células ciliadas se ubican en pequeños colchones espaciados a lo largo del canal (Ballantyne y Robinson, 2011).

En condrictios se presentan diferentes tipos de órganos mecanorreceptores de la línea lateral clasificados de acuerdo a su morfología y ubicación: neuromastos superficiales (órganos de fosa) localizados en la superficie (en batoideos) o entre escamas modificadas (tiburones); los neuromastos de canal se encuentran en canales dérmicos, los cuales tienen poros que conectan con el exterior o pueden estar aislados en canales sin poros; las Vesículas de Savi consisten en neuromastos encerrados en pequeñas bolsas dermales que se ubican en la región ventral de algunas rayas pertenecientes a las familias Torpedinidae, Narcinidae, y Dasyatidae; y los órganos espirales que se encuentran en divertículos (Maruska, 2001). Los neuromastos de la línea lateral se ven estimulados por los distintos movimientos entre el cuerpo del animal y el agua circundante, lo cual proporciona la habilidad de detectar los movimientos del agua para evitar depredadores, detección de presas e incluso comunicación social y reproductiva (Hueter *et al.*, 2004). En teleósteos el sistema de la línea lateral es utilizado adicionalmente para recrear una imagen hidrodinámica, formar escuelas de peces y localizar individuos de su especie (Jordan, 2008).



2. ANTECEDENTES

Electrorreceptores: ámpulas de Lorenzini

Tras haber comprobado la función de las ámpulas de Lorenzini como electrorreceptores, se propone la teoría sobre la navegación por medio del sistema sensorial en los elasmobranquios, por medio de cálculos para estimar si existe suficiente sensibilidad en los órganos o no (Paulin, 1995).

En el tiburón toro, *Carcharhinus leucas* (Müller y Henle, 1839), el canal ampular consta de células en forma de montículo que secretan grandes cantidades de gel hacia el canal ampular, cada ámpula de Lorenzini contiene aproximadamente seis sacos alveolares, dentro de los cuales hay cientos de células receptoras que tienen forma similar a una pera con un núcleo central (Whitehead, 2002). Al realizar un análisis biofísico del gel secretado dentro del canal ampular se explica que actúa como conductor térmico (Fields *et al.*, 2007). Aplicando la técnica PAS (Ácido Peryódico de Schiff) de histoquímica se demostró que la secreción gelatinosa que llena el canal ampular consiste en polisacáridos (Fishelson y Baranes, 1998), esta secreción gelatinosa presenta poca resistencia y permite una fácil transmisión de impulsos eléctricos (Theiss *et al.*, 2011).

Se propone que las ámpulas de Lorenzini juegan un rol importante, no solo para detectar presas potenciales, sino también en la socialización de las rayas redondas, *Urobatis halleri* (Cooper, 1863), por ejemplo, el provocar descargas para comunicación en encuentros sociales y de reproducción en una población de rayas del Atlántico, *Dasyatis sabina* (Lesueur, 1824) (Tricas *et al.*, 1995), y en la detección de depredadores en los primeros estadios de vida de los individuos (Sisneros y Tricas, 2002).

Una vez conocidas las principales funciones de las ámpulas de Lorenzini se realizan trabajos para identificar la distribución de los canales ampulares en el cuerpo de los organismos: se trabaja en ubicar y describir las ámpulas de Lorenzini en tiburones ángel, *Squatina guggenheim* (Marini, 1936) y *Squatina oculata* (Bonaparte, 1840), encontrando las ámpulas de Lorenzini a lo largo de todo el cuerpo, teniendo una mayor concentración cerca de la boca, pero en la región dorsal (Schäfer *et al.*, 2012).

Se llevó a cabo un estudio sobre la morfología y distribución de los órganos electrorreceptores en cuatro especies pertenecientes a la familia Orectolobidae. Las ámpulas de Lorenzini en estas especies son similares en morfología a otras especies de



elasmobranquios marinos; el número de alvéolos por ámpula no presenta diferencia significativa entre las cuatro especies; sin embargo, si hay diferencias en el tamaño de las células sensoriales. En cuanto a la ubicación de los poros del ámpula de Lorenzini las especies en estudio presentan una mayor concentración en la región dorsal de la cabeza. Cabe destacar que los orectolóbidos permanecen enterrados bajo la arena del fondo marino y se alimentan principalmente de peces demersales, por lo que sus presas son fácilmente detectables por los poros dorsales cuando nadan cerca del tiburón (Theiss *et al.*, 2011). En una raya de agua dulce, *Himantura signifer* (Compagno and Roberts, 1982) se realizaron observaciones sobre la ubicación de las ámpulas de Lorenzini, siendo la región ventral cerca del rostro la zona con mayor número de poros ampulares, y disminuyendo conforme se alejan de la boca (Raschi *et al.*, 1997). Dos especies de rayas, la raya de estuario, *Dasyatis fluviorum* (Ogilby, 1908) y la raya de manchas azules, *Neotrygon kuhlii* (Müller y Henle, 1841), presentan órganos ampulares similares morfológicamente a la mayoría de elasmobranquios que se han estudiado: la ámpula de Lorenzini consiste en un poro en la superficie de la piel y un canal ampular lleno de gel, con una concentración de poros mayor en la región ventral cerca de la boca (Asch *et al.*, 2013).

Al realizar una comparación en el número y ubicación de los poros ampulares en cuatro especies de tiburones, la cornuda común, *Sphyrna lewini* (Griffith y Smith, 1834), el tiburón cabeza de pala, *Sphyrna tiburo* (Linnaeus, 1758), el tiburón trozo, *Carcharhinus plumbeus* (Nardo, 1827), y el tiburón puntas negras o sardinero, *Carcharhinus limbatus* (Müller y Henle, 1839), se ha demostrado que la cornuda común posee un mayor número de poros en la superficie de la cabeza, seguido por el tiburón trozo, tiburón puntas negras y el tiburón cabeza de pala. Sin embargo, en cuanto a la ubicación de los poros en la cabeza, son ambas especies de esfírnidos los que presentan un mayor número de poros ampulares en la región ventral de la cabeza, mientras que el tiburón trozo y puntas negras cuentan con una distribución similar, tanto en la región dorsal como la ventral (Kajiura, 2001).

Después de estudiar la morfología del ámpula de Lorenzini en 40 especies de rayas verdaderas (Rajiformes) se observó que una estructura ampular más grande puede proveer de un mayor número de células receptoras, lo que mejora la sensibilidad y la relación señal/ruido (Raschi, 1986), así como que los canales ampulares más profundos son más sensibles a estímulos eléctricos débiles que los canales ampulares cortos (Obara y Bennett, 1972).



Sistema Olfativo: Narinas

Para tratar de entender mejor la morfología y el funcionamiento de la estructura olfativa en elasmobranquios se realizó un estudio con dos especies pertenecientes a la familia Carcharhinidae, el tiburón limón, *Negaprion brevirostris* (Poey, 1868) y el tiburón sedoso, *Carcharhinus falciformis* (Müller y Henle, 1839), en el que se describió que los órganos olfativos de ambas especies se localizan dentro de cápsulas de cartílago nasales, y que carecen completamente de una conexión con la boca; mediante el uso de técnicas histológicas se observó que las lamelas olfativas presentan pliegues revestidos por un epitelio sensorial, en donde se encuentran células receptoras con microvellosidades, células de soporte con cilios y microvellosidades, células basales y células caliciformes (Zeiske *et al.*, 1987). El tiburón mielga, *Squalus acanthias* (Linnaeus, 1758) y el tiburón pintarroja, *Scyliorhinus canicula* (Linnaeus, 1758) comparten una composición similar en cuanto al acomodo de la estructura olfativa y ambas especies presentan los órganos olfativos ubicados en la región ventrolateral de la cabeza, justo por enfrente de la boca, cada órgano se encuentra envuelto por una cápsula de cartílago y con una forma elipsoide. La diferencia más sobresaliente entre estas especies es que en el tiburón pintarroja la apertura del órgano olfativo se encuentra más cercana a la boca (Theisen *et al.*, 1986).

En el tiburón martillo de ojo pequeño, *Sphyrna tudes* (Valenciennes, 1822) se describió la morfología de la región nasal y se encontró que, a diferencia de las demás especies de tiburones martillo, presentan un nostrilo incurrente en forma de cerradura de llave, y mediante un modelo de flujo del agua, se obtuvo la primera simulación del flujo interno dentro de una cámara olfativa (Abel *et al.*, 2010).

Tras realizar una comparación de las narinas en elasmobranquios pelágicos y bentónicos, se encontró que dichas estructuras en organismos pelágicos son más alargadas y ovaladas y carecen de conexión con la cavidad oral, mientras que las especies bentónicas tienen estructuras más amplias y con conexión con la cavidad oral (Timm y Fish, 2012). Al comparar los bulbos olfativos de tiburones martillos, batoideos y otras especies de tiburones se encontró que los tiburones martillos y los batoideos comparten la forma alargada en el bulbo olfativo, mientras que las demás especies de tiburones presentan una forma elipsoide, aunque



con gran diferencia de tamaño. Las especies migratorias de tiburón, presentan órganos olfativos de mayor tamaño (Yopak *et al.*, 2015).

Se realiza el primer estudio sobre la morfología general e histología de los órganos olfativos en el tiburón de Groenlandia, *Somniosus microcephalus* (Bloch y Schneider, 1801), en el cual se encontró que la roseta olfativa de esta especie presenta características similares a las presentes en otras especies de elasmobranquios, la cual catalogan como del tipo II presente en organismos preferentemente bentónicos y de desplazamiento lento. Aunque basándose en la capacidad olfativa deducida por el total del área recubierta por el epitelio sensorial, se dice que esta especie es más parecida a una especie bentopelágica, y no estrictamente bentónica. La extensión del epitelio olfativo sugiere que posee un sentido del olfato altamente desarrollado, el cual ha jugado un papel importante en la alimentación y migraciones de largas distancias de esta especie (Ferrando *et al.*, 2015).

3. JUSTIFICACIÓN

Los estudios sobre los órganos sensoriales de tiburones y rayas, principalmente histológicos, son escasos alrededor del mundo, y específicamente en México no existen. Si bien, en nuestro país la pesca de elasmobranquios se encuentra regulada por la NOM-029-PESC-2006, y las Áreas Marinas Protegidas han demostrado ser efectivas para la protección de gran número de especies, sin embargo, no muestran la misma eficacia para proteger especies altamente migratoria, como túnidos, tortugas y algunas especies de tiburones (White *et al.*, 2017).

La pesca no es el único problema que enfrentan las especies migratorias, otro obstáculo que se presenta actualmente es la actividad turística. Estudios realizados sobre el buceo en jaula con el tiburón blanco, *Carcharodon carcharias* (Linnaeus, 1758) en las Islas Neptuno, Australia, han mostrado indicios sobre cambios en el comportamiento de esta especie con la presencia de embarcaciones que prestan el servicio de buceo en jaula, de momento estos cambios han sido a corto plazo, aunque no se sabe con certeza si pueden llegar a ser a largo plazo (Bruce y Bradford, 2012; Huvaneers *et al.*, 2013).

Por lo anterior, el aporte de estudios sobre el sistema sensorial que presentan los elasmobranquios puede sentar bases para futuras investigaciones sobre la ecología y etología de estos organismos, los cuales a su vez fortalecerán el conocimiento básico del recurso y



podría servir como línea base para la elaboración de mejores planes de manejo y conservación, principalmente para especies que son objetivo de pesquerías y son migratorias (Hueter *et al.*, 2004; Dulvy *et al.*, 2008), como las especies pelágicas que se utilizaron en este estudio.

En el presente trabajo se pretende realizar una descripción detallada de las células y estructuras que componen las ámpulas de Lorenzini y narinas tanto de tiburones como de rayas. Enfocándonos en el hábitat de cada organismo, se pretende realizar una comparación celular y estructural con el fin de determinar si existe o no una diferencia significativa entre las estructuras de los organismos de hábitat pelágico y los de hábitat bentónico que les permitan una mayor especialización para facilitar la su orientación, obtención del alimento, encontrar pareja, detectar depredadores y realizar migraciones, principalmente.

4. HIPÓTESIS

La composición de los órganos sensoriales varía en especies de hábitos pelágicos y bentónicos.

5. OBJETIVO GENERAL

Analizar la composición celular de los órganos sensoriales de elasmobranquios con hábitos pelágicos y bentónicos.

5.1. Objetivos particulares

- Describir las células y tejidos que componen los órganos sensoriales correspondientes al olfato y electrorrecepción de especies de elasmobranquios pelágicos y bentónicos.
- Describir la morfometría de las estructuras celulares de las ámpulas de Lorenzini y narinas.
- Establecer si existen diferencias morfométricas en los órganos sensoriales que corresponden al olfato y electrorrecepción de especies de elasmobranquios pelágicos y bentónicos.



6. ÁREA DE ESTUDIO

El Golfo de California una cuenca alargada, aproximadamente 1,000 km, y estrecha, aproximadamente 200 km, que construye un mar marginal del Océano Pacífico. El Golfo de California se encuentra limitado por la península de Baja California en el oeste y por la costa continental hasta la línea que une Cabo Corrientes (Jalisco) con Cabo San Lucas (B.C.S.). Las costas pertenecientes a la península de Baja California son, en su mayoría, rocosas. El Golfo de California presenta una gran variación térmica: en el norte (Puerto Peñasco, Sonora) la variación media anual es de 18°C, mientras que en su porción meridional (Los Cabos) esta variación es de 9°C en invierno, y en verano es de 28°C. En La Paz se presenta una temperatura promedio superficial del mar en invierno de 14°C y la en verano de 26°C, estas variaciones se ven reflejadas hasta los 200 m de profundidad. Por esta razón presenta un sistema de corrientes marinas complejo; las primeras observaciones indicaron que las corrientes superficiales cambian de dirección estacionalmente y fluyen hacia el sureste con máxima intensidad durante el invierno y hacia el noroeste en verano (Barajas *et al.*, 1994).

Una de las características de la dinámica del golfo es la presencia de giros, los cuales influyen en la distribución de las masas de agua, particularmente las superficiales (Castro *et al.*, 1995). La circulación superficial en el Golfo de California es predominantemente estacional, el agua entra durante primavera y verano y sale durante otoño e invierno (Soto *et al.*, 1999). En el Golfo de California ocurren procesos de mezcla por mareas y surgencias estacionales; vientos del noroeste causan surgencias en la costa este durante invierno y primavera, y vientos del sur causan surgencias en la costa oeste durante el verano (Lara y Valdez, 1988).

La costa occidental de la península se ve influenciada por la Corriente de California, la cual es una de las grandes corrientes limítrofes que transporta agua fría sub ártica hacia los trópicos de manera paralela a la costa, desplazando las aguas superficiales hacia la zona oceánica dando lugar a un cinturón de surgencias a gran escala (Cabrera, 2003). Es reconocida biogeográficamente como una entidad particular muy compleja que contiene su propia biota cálido-templada y subtropical (Trujillo *et al.*, 2001).



Los muestreos se realizaron en las siguientes localidades de Baja California Sur: Punta Lobos ($23^{\circ}24'51.33''\text{N}$ $110^{\circ}13'50.69''\text{O}$), La Paz ($24^{\circ} 9'8.05''\text{N}$ $110^{\circ}19'41.56''\text{O}$), El Sargento ($24^{\circ} 4'57.49''\text{N}$ $109^{\circ}59'32.12''\text{O}$), y Bahía Magdalena ($24^{\circ}34'50.74''\text{N}$ $111^{\circ}56'31.03''\text{O}$) (Figura 1).

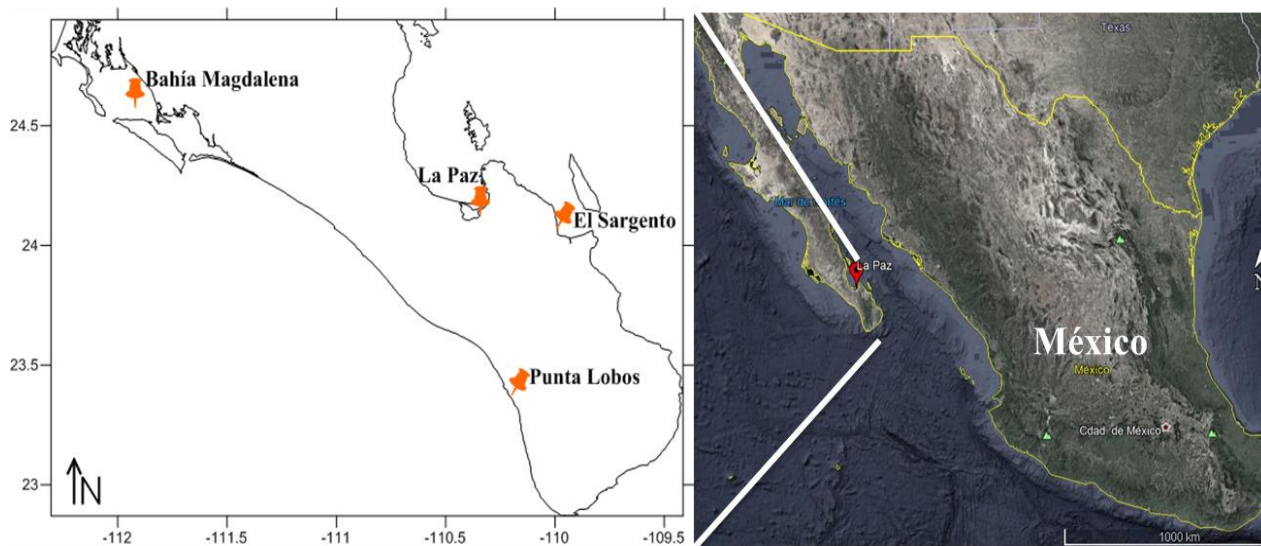


Figura 1. Ubicación de los sitios donde se realizaron las colectas de muestras (Google Earth).

7. METODOLOGÍA

Se obtuvieron muestras de 42 organismos mediante palangre en campos pesqueros en las localidades de Punta Lobos, El Sargento y La Paz, y mediante redes en Bahía Magdalena, Baja California Sur. Los métodos de captura fueron el palangre o cimbra de deriva que son unos de los equipos autorizados en la NOM-029-PESC-2006 (DOF, 2007). De cada organismo se tomaron cuatro biopsias de distintas partes de la región cefálica para los electrorreceptores, y en diferentes partes del bulbo olfativo de las narinas.

Las muestras de órganos sensoriales tomadas en campo (narinas y ámpulas de Lorenzini) corresponden a las siguientes especies (ANEXO II (Compagno *et al.*, 2005 y Santana *et al.*, 2004)):



Tabla I. Tabla con el listado de especies recolectadas, separadas por pelágicas y bentónicas.

| <u>Pelágicos:</u> | <u>Bentónicos:</u> |
|---|---|
| Tiburón mako – <i>Isurus oxyrinchus</i> (Rafinisque, 1810) | Tiburón angelito - <i>Squatina californica</i> (Ayres, 1859) |
| Tiburón piloto/tunero - <i>Carcharhinus falciformis</i> (Müller y Henle, 1839) | Raya de Vélez - <i>Raja velezi</i> (Chirichigno, 1973) |
| Tiburón tintorera/tigre - <i>Galeocerdo cuvier</i> (Peron y LeSueur, 1822) | Raya mariposa/mantita de California - <i>Gymnura marmorata</i> (Cooper, 1863) |
| Cornuda prieta/cruz - <i>Sphyrna zygaena</i> (Linnaeus, 1758) | Raya redonda de Cortés - <i>Urobatis maculatus</i> (Garman, 1913) |
| Cornuda común - <i>Sphyrna lewini</i> (Griffith y Smith, 1834) | |
| Tiburón renacuajo – <i>Cephalurus cephalus</i> (Gilbert, 1892) | |

Una vez realizada la toma y etiquetado de las muestras éstas se colocaron en una solución de formol 10% en agua de mar para su fijación y posterior traslado al Laboratorio de Histología de la Unidad Académica Pichilingue de la Universidad Autónoma de Baja California Sur (UABCS). Las muestras se dejaron una noche en goteo de agua para el lavado del formol, posteriormente las muestras se descalcificaron para retirar la calcificación que recubre el cartílago y las escamas epidérmicas.

Una vez completado el proceso de descalcificación de las muestras se procedió a la disección de las mismas, tomando tres pequeñas porciones de cada muestra para colocar dentro de histocassettes. Los histocassettes fueron colocados en el Procesador Automático de Tejidos, se deshidrataron con alcohol etílico e isopropílico de forma gradual y ascendente, se aclararon con *Citrisolv* e infiltraron en Paraplast. Seguido se incluyeron en Paraplast y se realizaron cortes con un micrótopo Leica RM 2125RT a 4-7 µm de grosor (Anexo I). Se



realizaron cuadruplicados por muestra. El paso siguiente fue la tinción mediante cuatro técnicas diferentes (Anexo I):

- Hematoxilina de Gill-Eosina-Floxina
- Tinción de Herovici
- Azul de Toluidina
- PAS (Ácido Peryódico de Schiff)

Una vez teñidas todas las laminillas, se obtuvieron fotografías con una cámara Leica ICC50E montada en un Microscopio Leica DM500 y por medio del programa Leica LAS EZ en su versión 3.2.0. Con el procesador digital de imágenes *ImageJ* se midieron las siguientes estructuras en todas sus ocurrencias hasta en 20 ocasiones: altura del epitelio sensorial de las narinas, altura máxima de los pliegues secundarios, diámetro y profundidad de los canales de las ámpulas de Lorenzini, altura de los neuromastos y células de soporte.

Se realizaron comparaciones para la profundidad del canal, diámetro del canal, altura del neuromasto, altura de las células sensoriales y altura del epitelio de la lamela olfativa con sus respectivas desviaciones estándar, cada uno contra el hábitat (asignando el número 1 a pelágicos y el número 2 a bentónicos). Se aplicó la prueba de Levene para homocedasticidad, la prueba de Kolmogorov-Smirnov para normalidad. Cuando no se encontró normalidad u homocedasticidad se aplicó la prueba de comparación de medianas no paramétricas de Kruskal-Wallis, con el programa *Statistical Product and Service Solutions* (IBM SPSS) (Zar, 2010).

8. RESULTADOS

8.1 Electrorreceptores: ámpulas de Lorenzini

Organismos pelágicos

Tiburón piloto/sedoso (*Carcharhinus falciformis*)

Los canales de las ámpulas se encuentran distantes uno de otro, hay presencia de canales tanto angostos como amplios, con una profundidad de 2.5 ± 0.019 mm (IC 95%) desde la superficie de la epidermis hasta el fondo del canal; los canales se encuentran rodeados por una cápsula de tejido conjuntivo. El epitelio que recubre el fondo del canal del ámpula está formado en su mayoría por células de soporte que forman un epitelio cilíndrico simple con una



altura de $13.3 \pm 0.2 \mu\text{m}$ (IC 95%) (Figura 2). El neuromasto con el epitelio sensorial es más alto que las células de soporte, con una altura de $22.2 \pm 0.5 \mu\text{m}$ (IC 95%) (Figura 3).

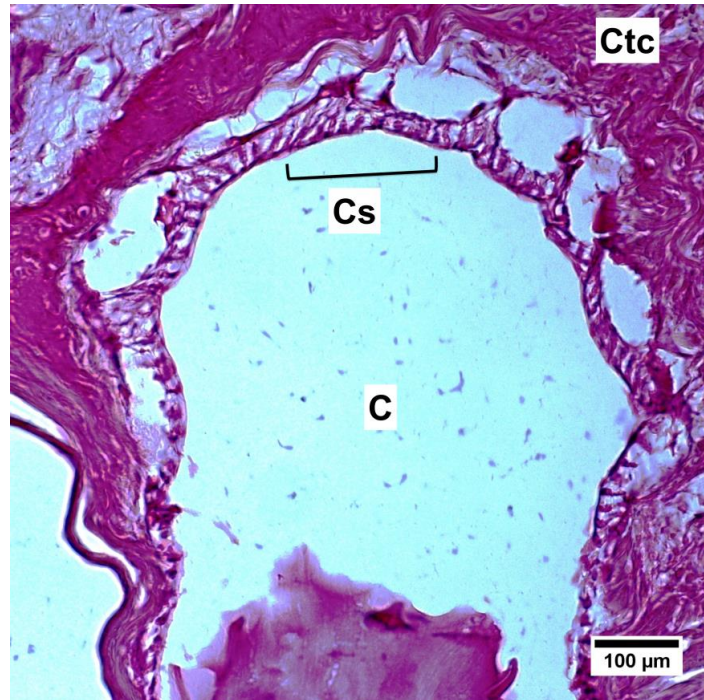


Figura 2. Canal ampular de Tiburón piloto (*Carcharhinus falciformis*). Células de soporte (Cs), Cápsula de tejido conjuntivo (Ctc), Luz del canal ampular (C). Hematoxilina de Gil - Eosina-Floxina: Objetivo10X.

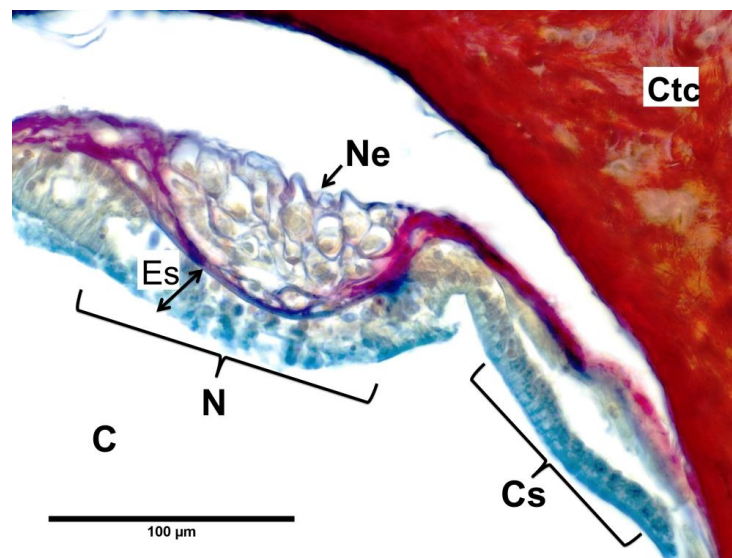


Figura 3. Neuromasto y nervio de Tiburón piloto (*Carcharhinus falciformis*). Neuromasto (N), Células de soporte (Cs), Epitelio sensorial (Es), Luz de canal ampular (C), Nervio (Ne), Cápsula de tejido conjuntivo (Ctc). Herovici: Objetivo 40X.



Tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*)

Los canales de las ámpulas se encuentran distantes uno de otro, y presentan una profundidad de 3.1 ± 0.008 mm (IC 95%) (Figura 4). Sus paredes están cubiertas por un epitelio cilíndrico simple compuesto por células piramidales de sostén desde la apertura del poro del canal del ámpula hasta el fondo donde se encuentra el epitelio sensorial. Las células piramidales tienen forma triangular en el ápice de la célula y terminan en punta, y cuentan con 5.4 ± 0.18 μ m (IC 95%) de altura (Figura 5). Las células de soporte son más altas que anchas formando un epitelio cilíndrico simple, alcanzando 3.6 ± 0.08 μ m (IC 95%) de altura, mientras que el epitelio del neuromasto es más alto que el resto del epitelio, alcanzando 32.5 ± 1.2 μ m (IC 95%) de altura, y está compuesto por células cilíndricas muy delgadas. Debajo del neuromasto se observan capilares sanguíneos (Figura 6).

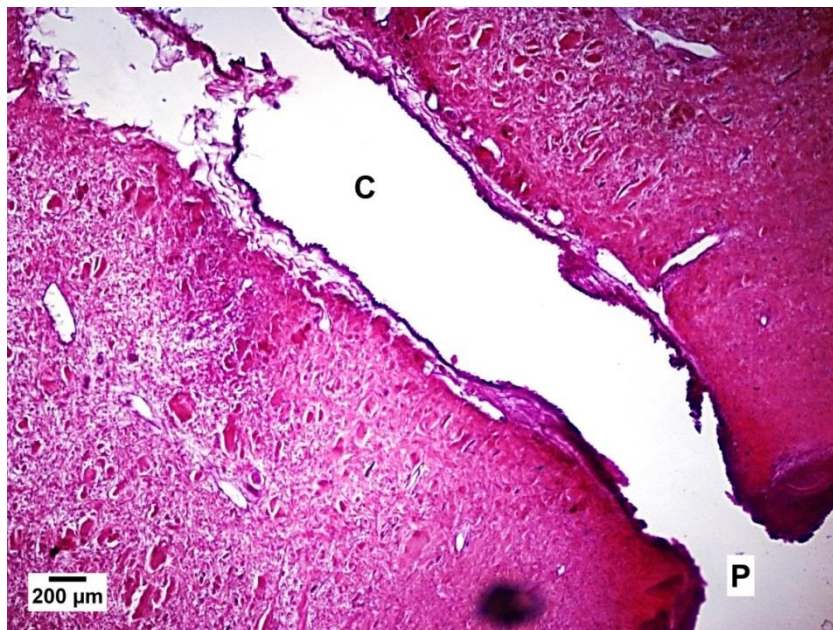


Figura 4. Canal ampular de Tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*). Luz de canal ampular (C), Poro del canal ampular (P). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 4X.



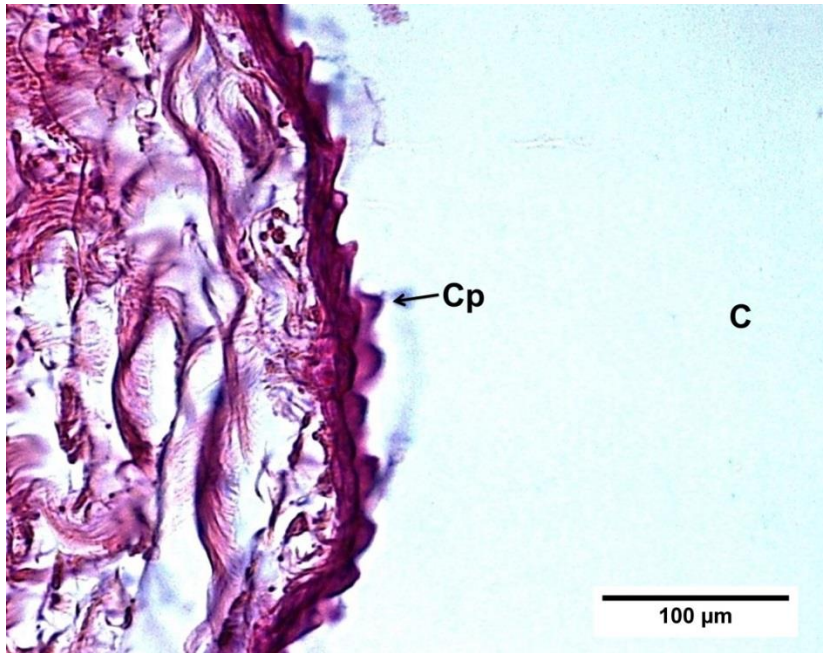


Figura 5. Células piramidales de Tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*). Células piramidales (Cp), Luz de canal ampular (C). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.

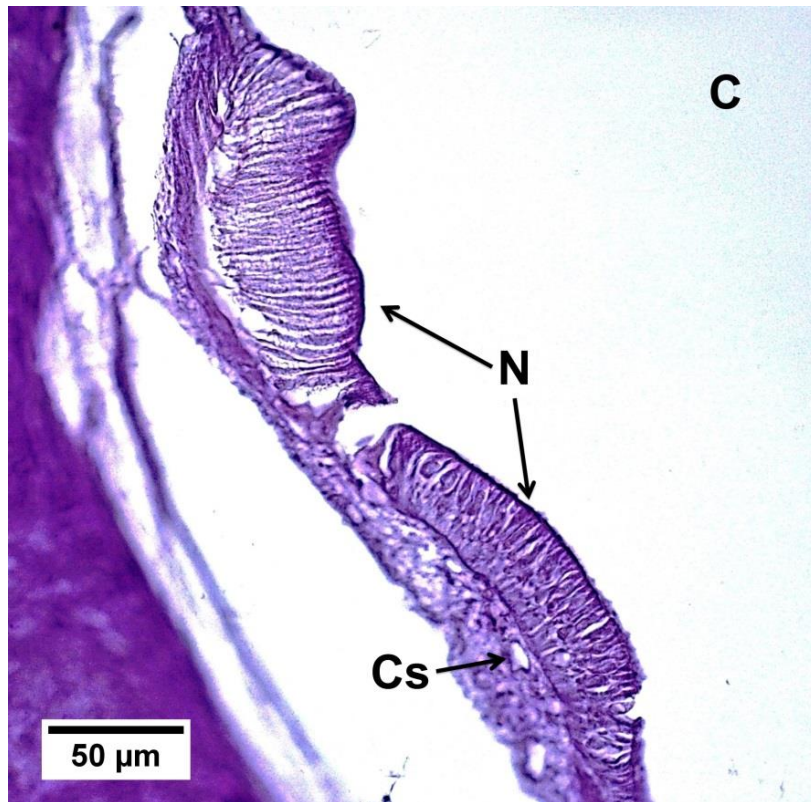


Figura 6. Neuromasto de Tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*). Neuromasto (N), Capilares sanguíneos (Cs), Luz de canal ampular (C). Herovici: Objetivos 40X.



Cornuda común (*Sphyrna lewini*)

Presenta un gran número de canales ampulares que varían de tamaño, forma y profundidad desde la superficie de la epidermis hasta el fondo del canal, alcanzando $896.4 \pm 2.3 \mu\text{m}$ (IC 95%); y con un diámetro de $254 \pm 3.8 \mu\text{m}$ (IC 95%). Los canales de las ámpulas están rodeados por tejido conjuntivo denso (Figura 7). Las paredes de los canales de las ámpulas están cubiertas por células piramidales con una altura de $5.3 \pm 0.2 \mu\text{m}$ (IC 95%); así como algunos paquetes nerviosos (Figura 8). Al fondo de cada canal ampular se encuentra el epitelio sensorial del neuromasto, el cual alcanza $16.5 \pm 0.3 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura y cubre todo el fondo del canal ampular con células altas y polimórficas (Figura 9). Debajo de los canales se encuentran las cámaras ampulares, de $508 \pm 0.44 \mu\text{m}$ (IC 95%) de ancho, que son el conjunto de seis o siete alvéolos con un diámetro promedio de $72.6 \pm 0.02 \mu\text{m}$ (IC 95%). Cada una de estas cámaras presenta epitelio sensorial con epitelio cilíndrico simple. Al centro de la cámara ampular se encuentran capilares sanguíneos, mientras que alrededor se ubican paquetes nerviosos (Figura 10).



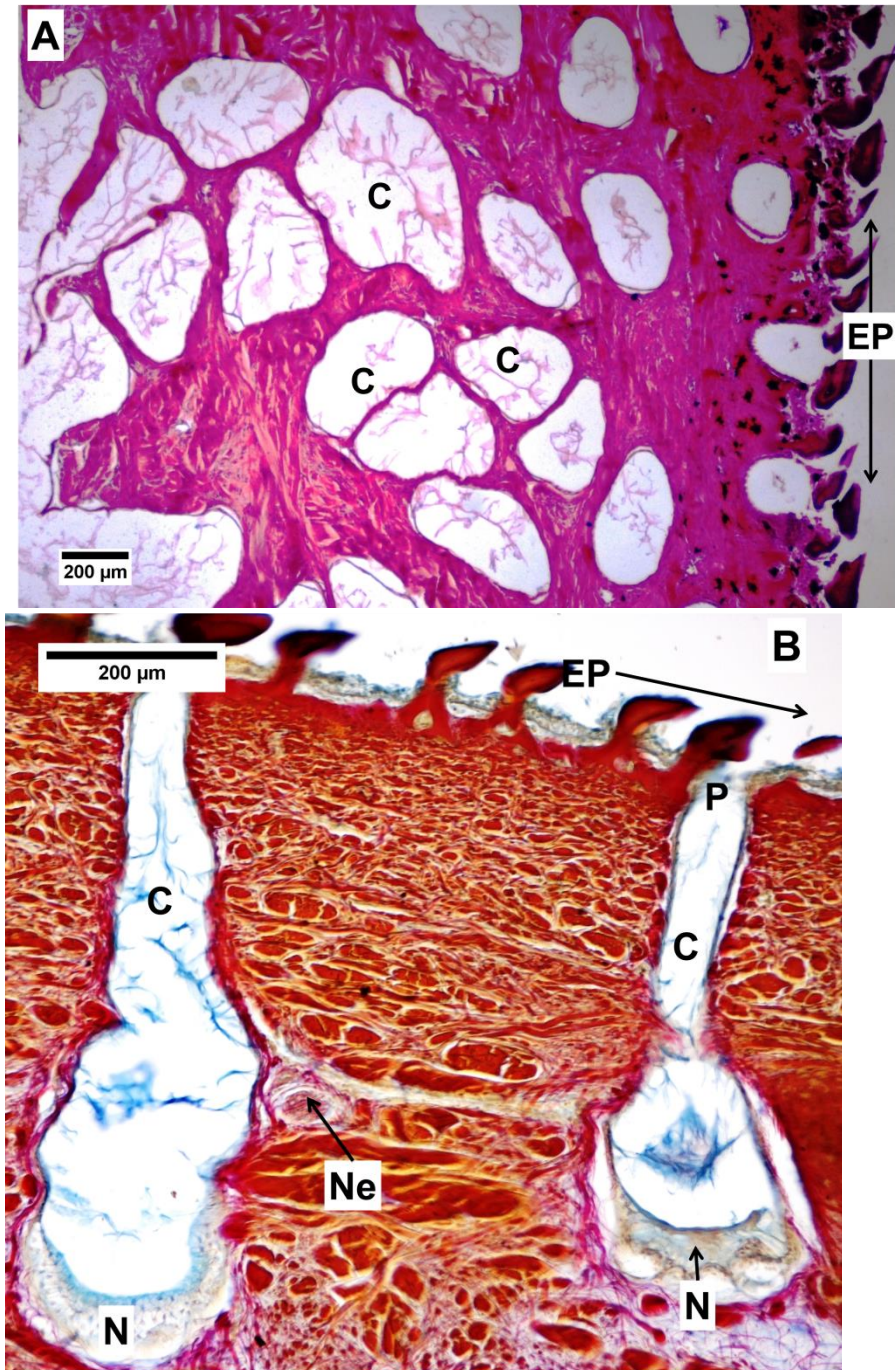


Figura 7. Detalle de canales de ámpulas de Lorenzini de la Cornuda común (*Sphyrna lewini*). A) Corte oblicuo de canales que conforman el sistema de ámpulas de Lorenzini. Epidermis (EP), Canales de las ampulares (C). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 4X. B) Corte longitudinal de canales que conforman el sistema de ámpulas de Lorenzini. Epidermis (EP), Poro del canal ampular (P), Canales ampulares (C), Nervio (Ne), Neuromasto (N). Herovici: Objetivo 10X.



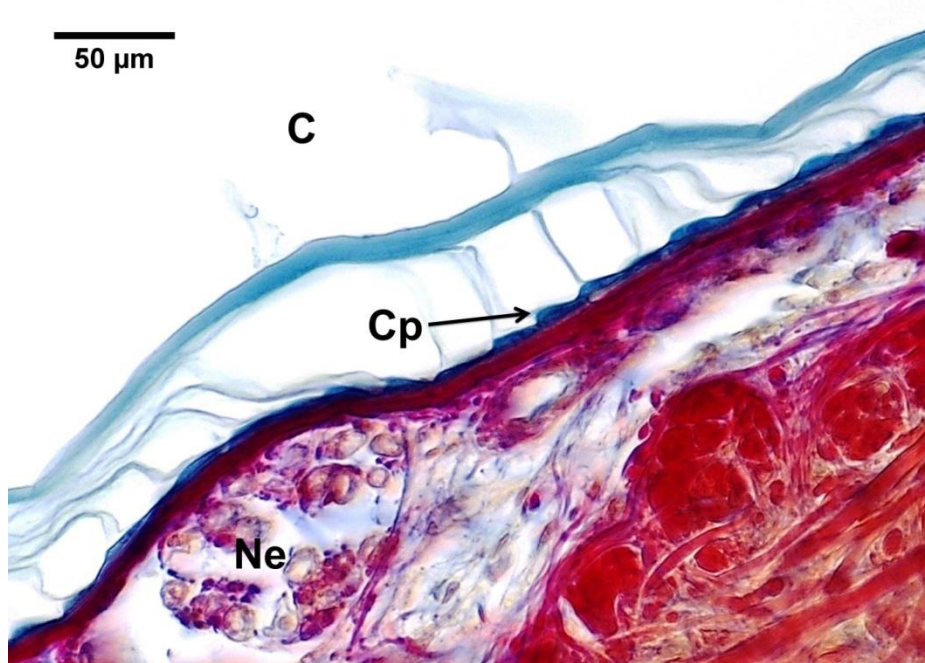


Figura 8. Detalle de células piramidales de la Cornuda común (*Sphyrna lewini*). Luz de canal ampular (C), Células piramidales (Cp), Nervio (Ne). Herovici: Objetivo 40X.

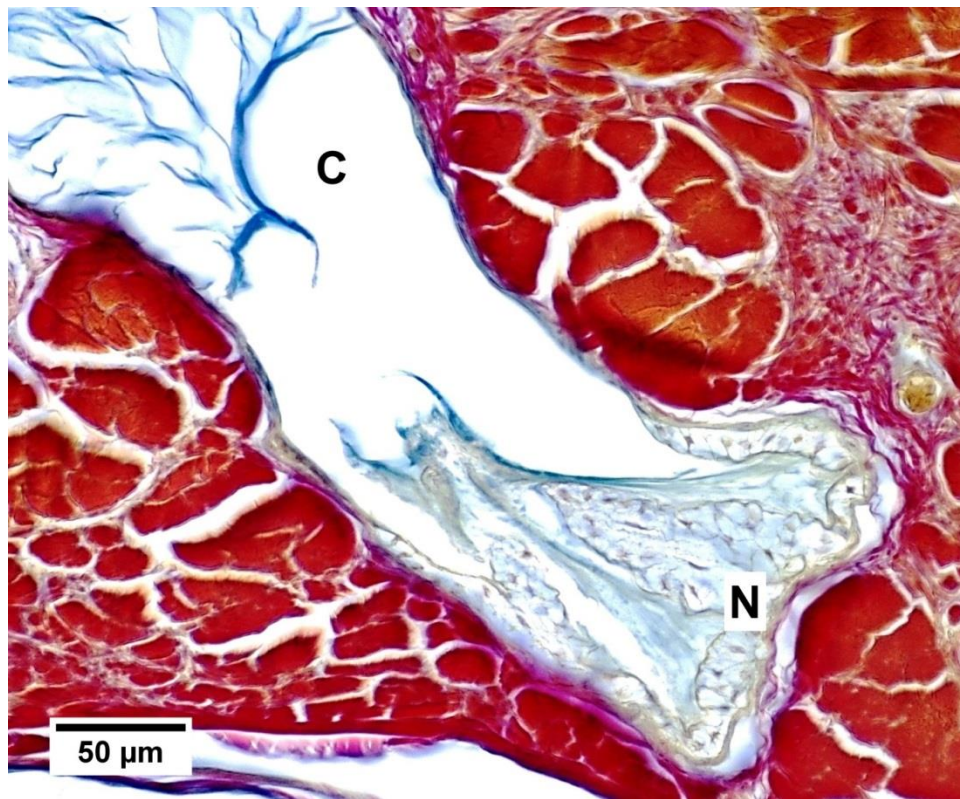


Figura 9. Detalle del fondo del canal ampular de la Cornuda común (*Sphyrna lewini*). Luz de canal ampular (C), Neuromasto (N). Herovici: Objetivo 40X.



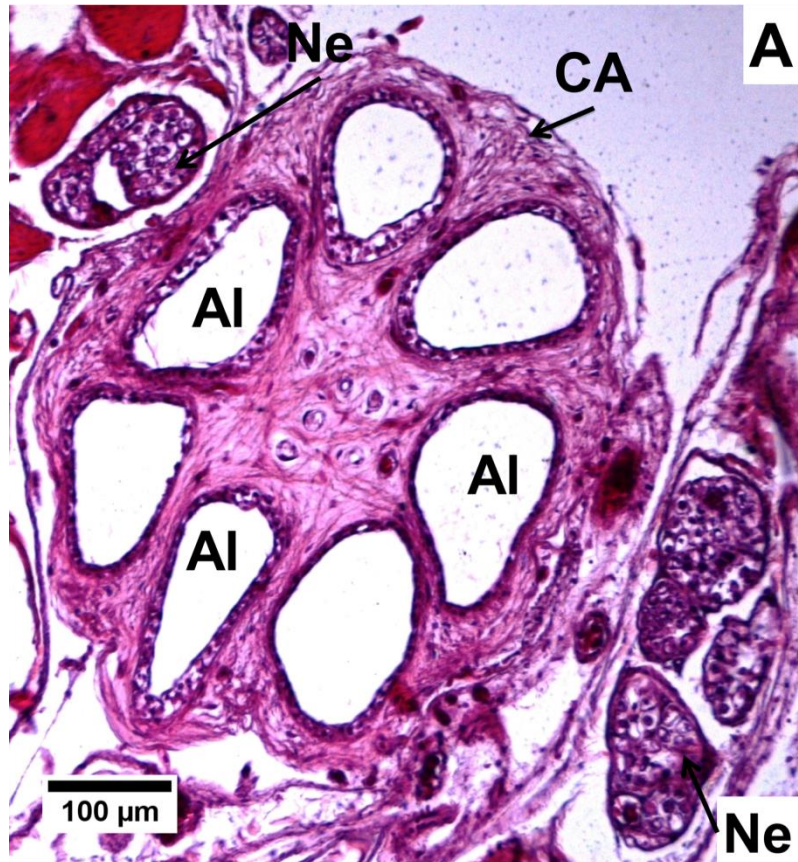


Figura 10. Detalle de la cámara ampular de la Cornuda común (*Sphyrna lewini*). A) Corte transversal de cámara ampular. Cámara ampular (CA), Nervios (Ne), Alvéolo (Al). Hematoxilina de Gil – Eosina-Floxina: Objetivo 10X. B) Capilares sanguíneos (Cs), Nervios (Ne). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.



Cornuda prieta/cruz (*Sphyrna zygaena*)

Esta especie presenta un gran número de canales en la superficie ventral de la cabeza, al igual que *Sphyrna lewini*, que varían de tamaño y forma, alcanzando $895.1 \pm 7.5 \mu\text{m}$ (IC 95%) de profundidad desde la superficie de la epidermis hasta el fondo del canal, el cual se vuelve más amplio con un diámetro de $606.8 \pm 3.8 \mu\text{m}$ (IC 95%) en su parte más profunda. Los canales de las ámpulas están rodeados por una cápsula de tejido conjuntivo. Las paredes de los canales están cubiertas por células piramidales de 6.7 ± 0.1 (IC 95%) μm de altura; así como algunos paquetes nerviosos (Figura 11). Al fondo de cada canal se encuentra el neuromasto, el cual presenta $37.8 \pm 3.2 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura y cubre todo el fondo del canal con células polimórficas (Figura 12).

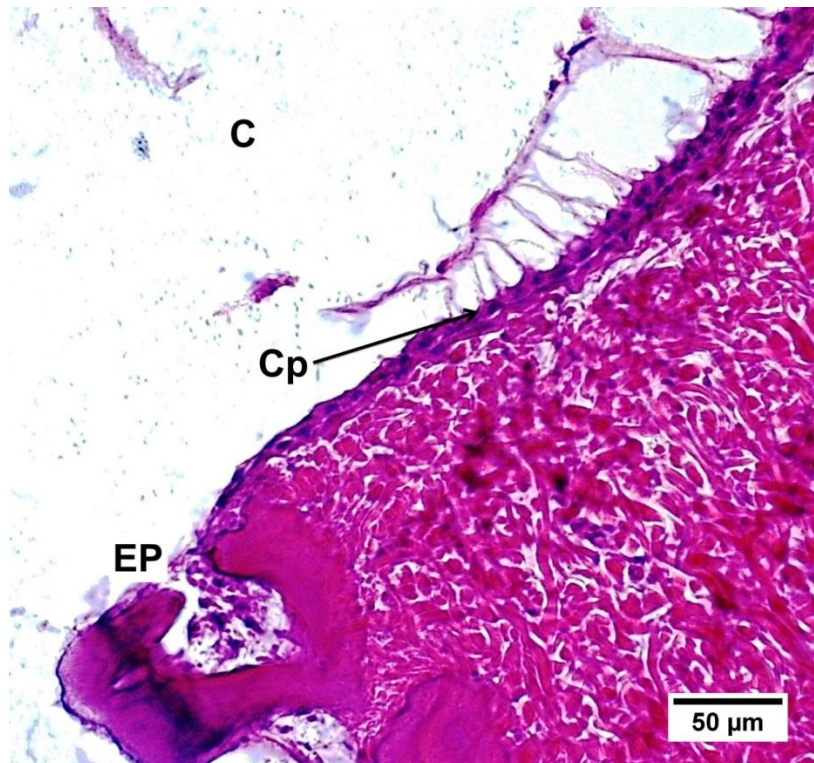


Figura 11. Corte transversal de canal ampular de la Cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*). Luz de canal ampular (C), Epidermis (EP), Células piramidales (Cp). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.



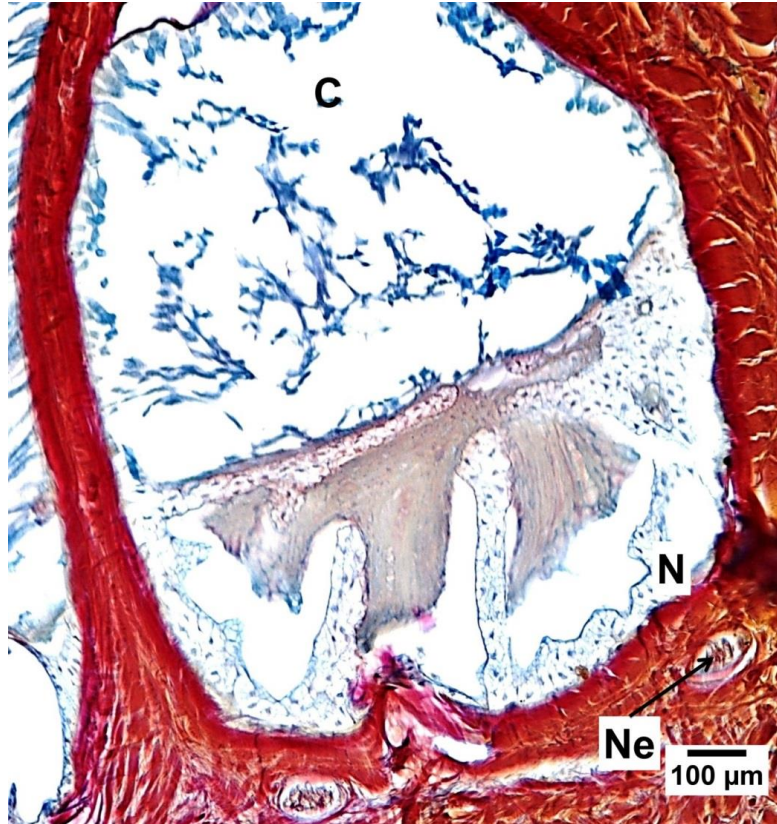


Figura 12. Corte transversal del fondo del canal ampular de la Cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*). Luz de canal ampular (C), Neuromasto (N), Nervios (Ne). Herovici: Objetivo 10X.

Tiburón renacuajo (*Cephalurus cephalus*)

Los canales ampulares se encuentran cerca uno de otro y alcanzan un diámetro de $153.6 \pm 0.019 \mu\text{m}$ (IC 95%); se ubican a $434.8 \pm 1.3 \mu\text{m}$ (IC 95%) de profundidad desde la epidermis hasta el fondo del canal (Figura 13). El epitelio en el neuromasto es muy alto, alcanzando $23.8 \pm 0.4 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura, y está conformado por un epitelio cilíndrico simple, llegando a ocupar alrededor de la mitad del volumen del canal ampular. El canal ampular está rodeado por una cápsula de tejido conjuntivo (Figura 14). Debajo del epitelio cilíndrico simple que conforma el neuromasto se observa vascularización con numerosos eritrocitos.



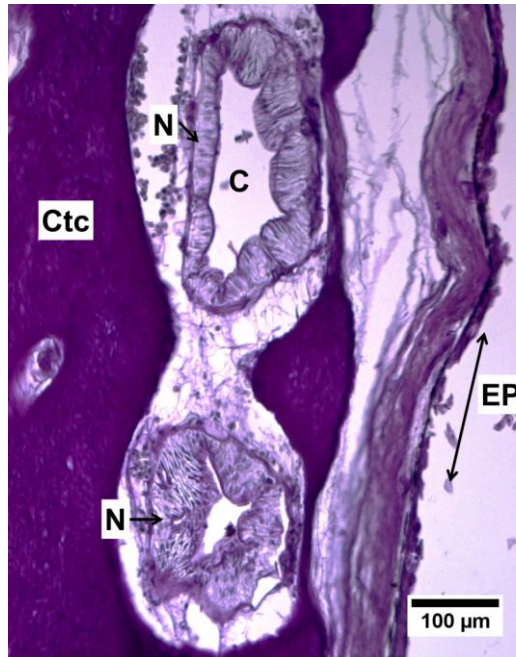


Figura 13. Canales de las ámpulas de Lorenzini del Tiburón renacuajo (*Cephalurus cephalus*). Neuromasto (N), Epidermis (EP), Cápsula de tejido conjuntivo (Ctc), Luz de canal ampular (C). PAS: Objetivo 10X.

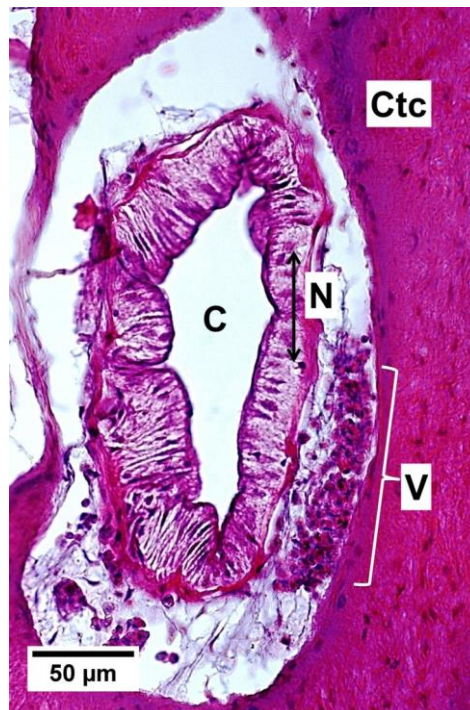


Figura 14. Epitelio sensorial del Tiburón renacuajo (*Cephalurus cephalus*). Neuromasto (N), Cápsula de tejido conjuntivo (Ctc), Vascularización (V), Luz de canal ampular (C). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.



Organismos bentónicos

Raya de Vélez (*Raja velezi*)

Los canales de las ámpulas son amplios, alcanzando $831 \pm 0.21 \mu\text{m}$ (IC 95%) de diámetro, con poca distancia entre canales de las ámpulas y cercanos a la superficie de la epidermis. Cada canal ampular se encuentra rodeado por una cápsula de tejido conjuntivo (Figura 15). Dentro del canal ampular se encuentra un epitelio plano simple formado por células de soporte con $3.3 \pm 0.06 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura, y en el neuromasto, una transición a epitelio cilíndrico simple con $10.6 \pm 0.3 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura; debajo del neuromasto se observan capilares sanguíneos (Figura 16).



Figura 15. Canal del ámpula de Lorenzini de la Raya de Vélez (*Raja velezi*). Luz de canal ampular (C), Células de soporte (Cs), Neuromasto (N). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 10X.



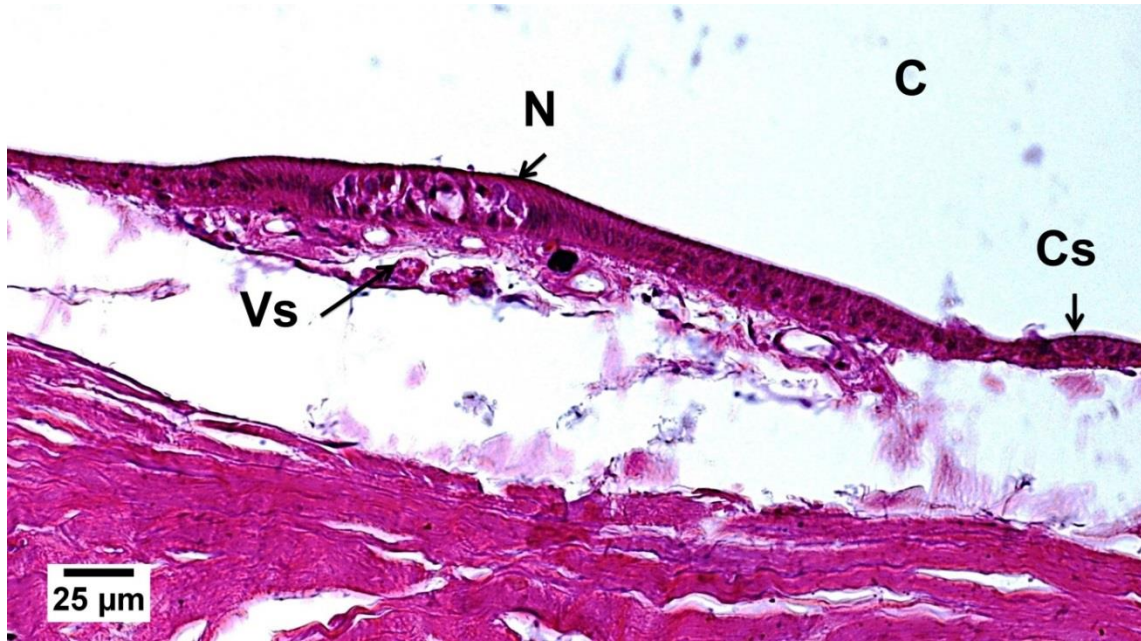


Figura 16. Detalle del neuromasto de la Raya de Vélez (*Raja velezi*). Luz de canal ampular (C), Células de soporte (Cs), Neuromasto (N), Vaso sanguíneo (Vs). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.

Raya mariposa/mantita (*Gymnura marmorata*)

Los canales de las ámpulas de esta especie son de $141 \pm 0.01 \mu\text{m}$ (IC 95%) de diámetro, y se encuentran rodeados de una cápsula de tejido conjuntivo, y algunas inervaciones. Los canales ampulares se presentan en pares y están ubicados a $522 \pm 3.95 \mu\text{m}$ (IC 95%) de la superficie de la epidermis. Debajo de los canales se observa muy cerca una capa de músculo estriado esquelético en corte transversal (Figura 17). La pared del canal ampular está revestida por un epitelio plano simple de $6.3 \pm 0.1 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura, formado por células de soporte; y por el neuromasto que es un epitelio cilíndrico simple con $13.8 \pm 0.08 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura (Figura 18).



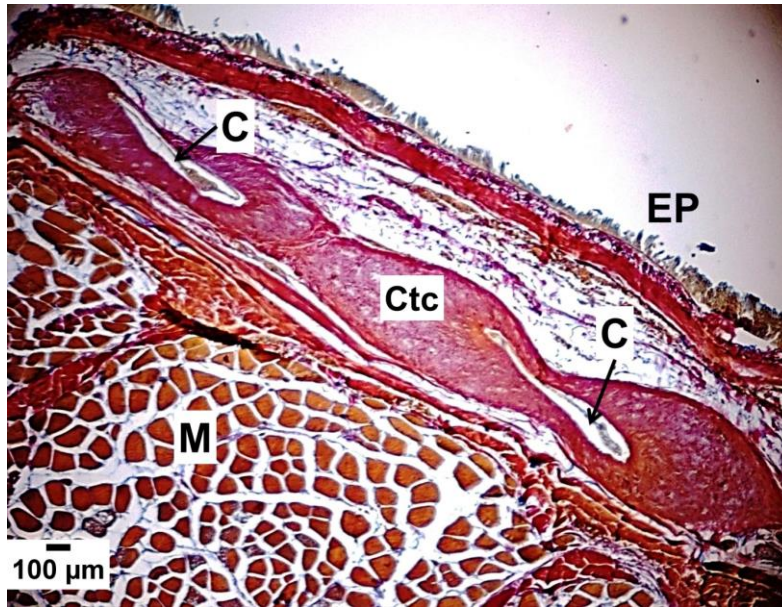


Figura 17. Par de canales ampulares de la Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*). Luz de canales ampulares (C), Cápsula de tejido conjuntivo (Ctc), Epidermis (EP), Músculo estriado esquelético (M). Herovici: Objetivo 4X.

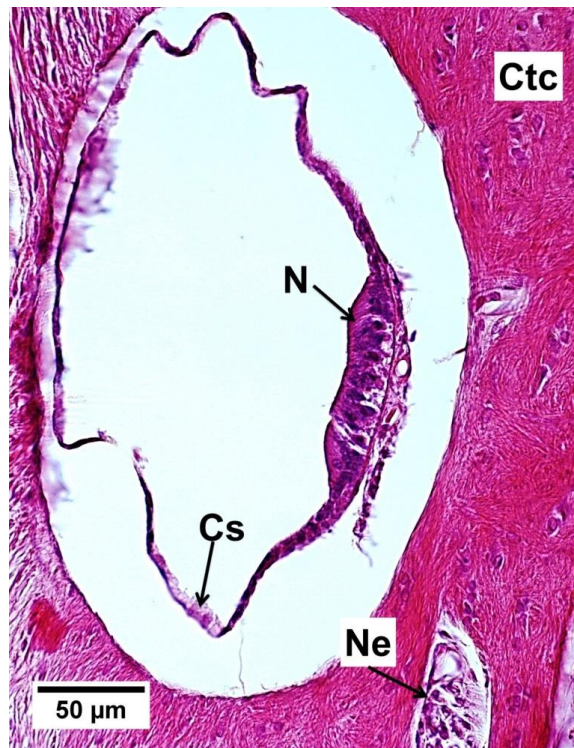


Figura 18. Detalle del neuromasto de la Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*). Cápsulas de tejido conjuntivo (Ctc), Células de soporte (Cs), Neuromasto (N), Nervio (Ne). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.



Angelito (*Squatina californica*)

Los canales ampulares alcanzan $918.6 \pm 0.13 \mu\text{m}$ (IC 95%) de diámetro, se ubican cerca de la epidermis, y están rodeados por una cápsula de tejido conjuntivo (Figura 19). En el interior de cada canal ampular se observan células de soporte formando un epitelio plano simple, con $6.5 \pm 0.1 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura. En el neuromasto se observa un epitelio cilíndrico simple, con $18.9 \pm 0.1 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura (Figura 20B); debajo del neuromasto se observan nervios (Figura 20A), así como también se observaron neuromastos sin inervaciones (Figura 20B).

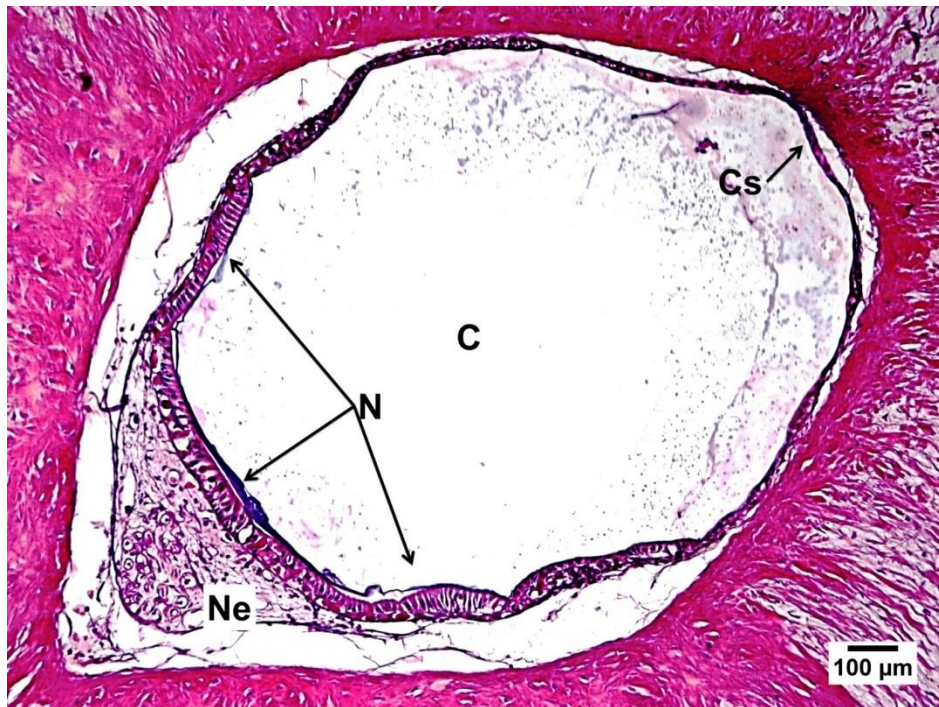


Figura 19. Detalle del neuromasto del Tiburón angelito (*Squatina californica*). Luz de canal (C), Dermis (D), Neuromasto (N), Células de soporte (Cs), Nervio (Ne). Hematoxilina de Gill-Eosina (10x).



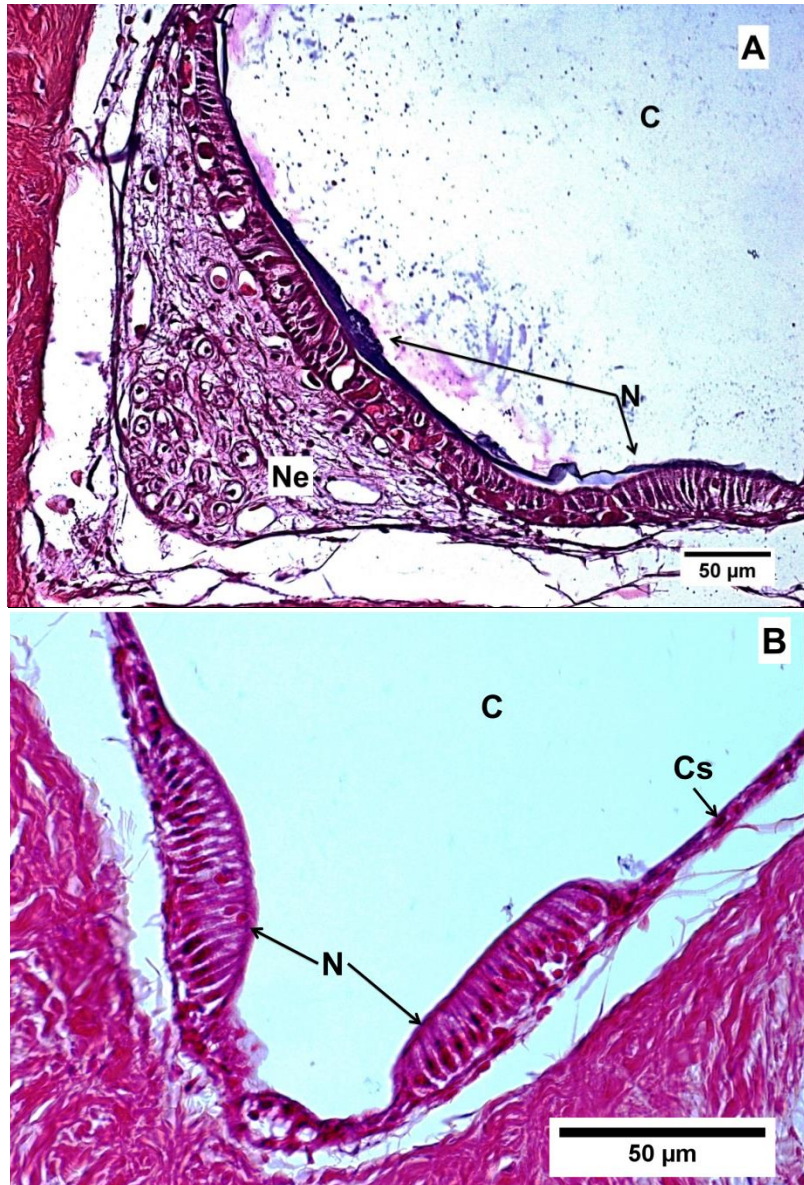


Figura 20. Detalle de neuromastos del Tiburón angelito (*Squatina californica*). A) Neuromasto con inervación. Luz de canal ampular (C), Neuromasto (N), Nervio (Ne). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X. B) Neuromastos sin inervación. Células de soporte (Cs), Luz de canal ampular (C), Neuromastos (N). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X.



8.2 Sistema olfativo: Narinas

Organismos pelágicos

Tiburón Mako/alecrín (*Isurus oxyrinchus*)

Las lamelas olfativas que se observan en el tiburón Mako son estructuras alargadas compuestas por tejido conjuntivo en el centro donde se encuentran numerosos capilares sanguíneos, las lamelas olfativas están revestidas por un epitelio cilíndrico pseudoestratificado con células sensoriales que mide $50.8 \pm 2.3 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura (Figura 21), las lamelas olfativas de esta especie son lisas, es decir, carentes de pliegues.

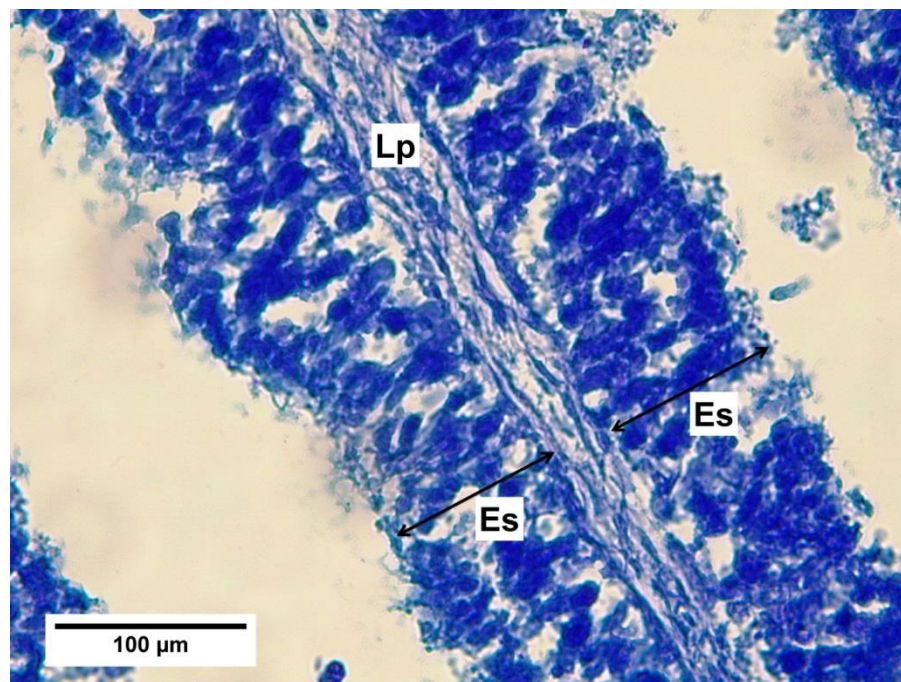


Figura 21. Lamelas olfativas del Tiburón Mako (*Isurus oxyrinchus*). Lámina propia (Lp), Epitelio sensorial (Es). Azul de Toluidina: Objetivo 40X.

Cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*)

Las lamelas olfativas que se observan en la cornuda prieta son estructuras alargadas compuestas por tejido conjuntivo en el centro donde se encuentran numerosos capilares sanguíneos (Figura 22), la lamela olfativa está revestida por un epitelio cilíndrico pseudoestratificado con células sensoriales, que mide $71.3 \pm 0.6 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura



(Figura 23). Al igual que el tiburón mako, la cornuda prieta presenta lamelas olfativas sin pliegues.

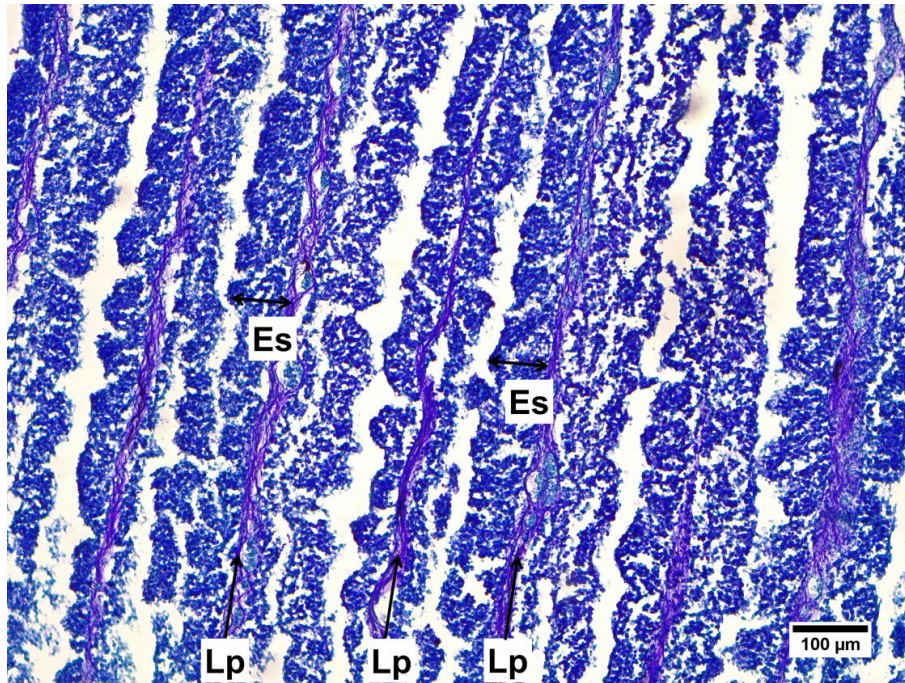


Figura 22. Lamelas olfativas de la Cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*). Lámina propia (Lp), Epitelio sensorial (Es). Azul de Toluidina: Objetivo 10X.

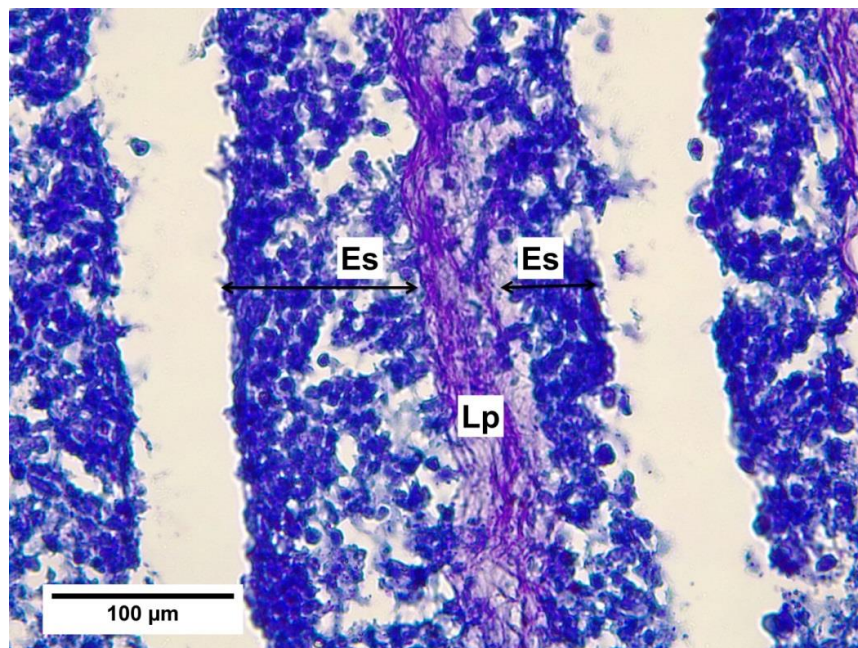


Figura 23. Detalle del epitelio sensorial de la Cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*). Lámina propia (Lp), Epitelio sensorial (Es). Azul de Toluidina: Objetivo 40X.



Organismos bentónicos

Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*)

En la raya mariposa de California las lamelas olfativas que se observan son estructuras alargadas compuestas por tejido conjuntivo en el centro donde se localizan numerosos capilares sanguíneos (Figura 24), cada lamela olfativa se encuentra revestida por un epitelio cilíndrico pseudoestratificado donde se encuentran células receptoras, de soporte y basales, que mide $112.3 \pm 0.8 \mu\text{m}$ (IC 95%) de altura. En cada lamela olfativa se observan pliegues conformados por tejido conjuntivo y epitelio, estos pliegues alcanzan una altura de $216.4 \pm 0.7 \mu\text{m}$ (IC 95%) desde el centro de la estructura principal hasta el punto máximo del pliegue (Figura 25). Conforme se avanza hacia el bulbo olfativo las lamelas el epitelio presenta un mayor número de células caliciformes (Figura 26).

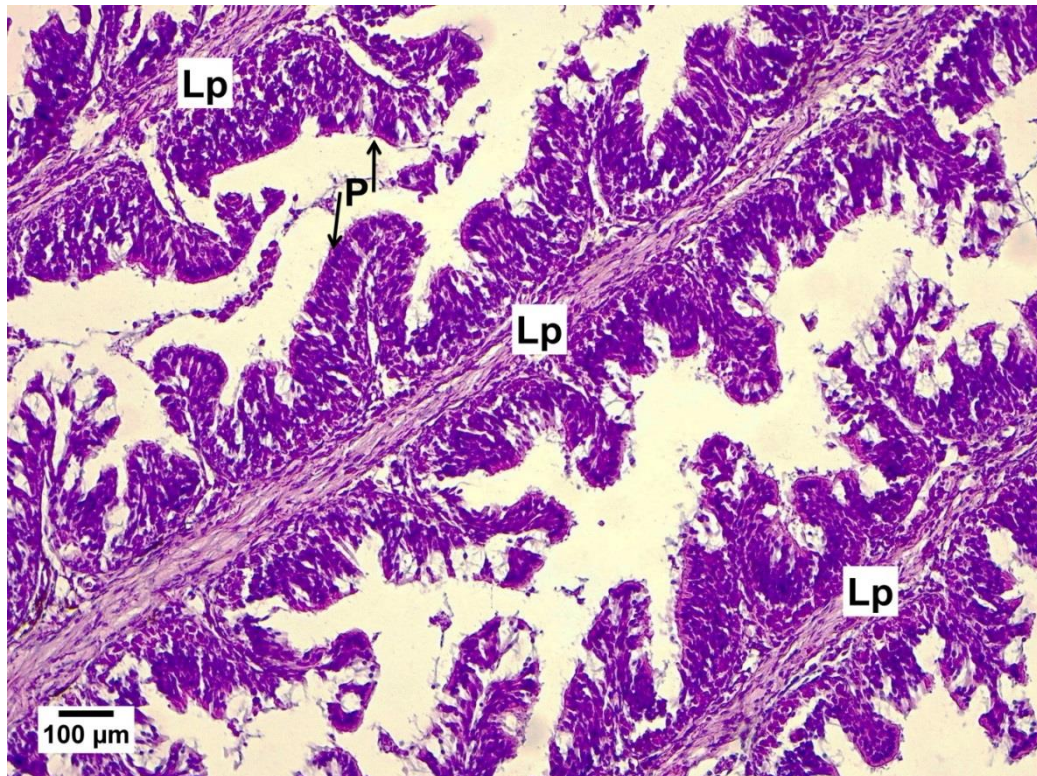


Figura 24. Lamelas olfativas de la Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*). Lámina propia (Lp), Pliegues (P). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X.



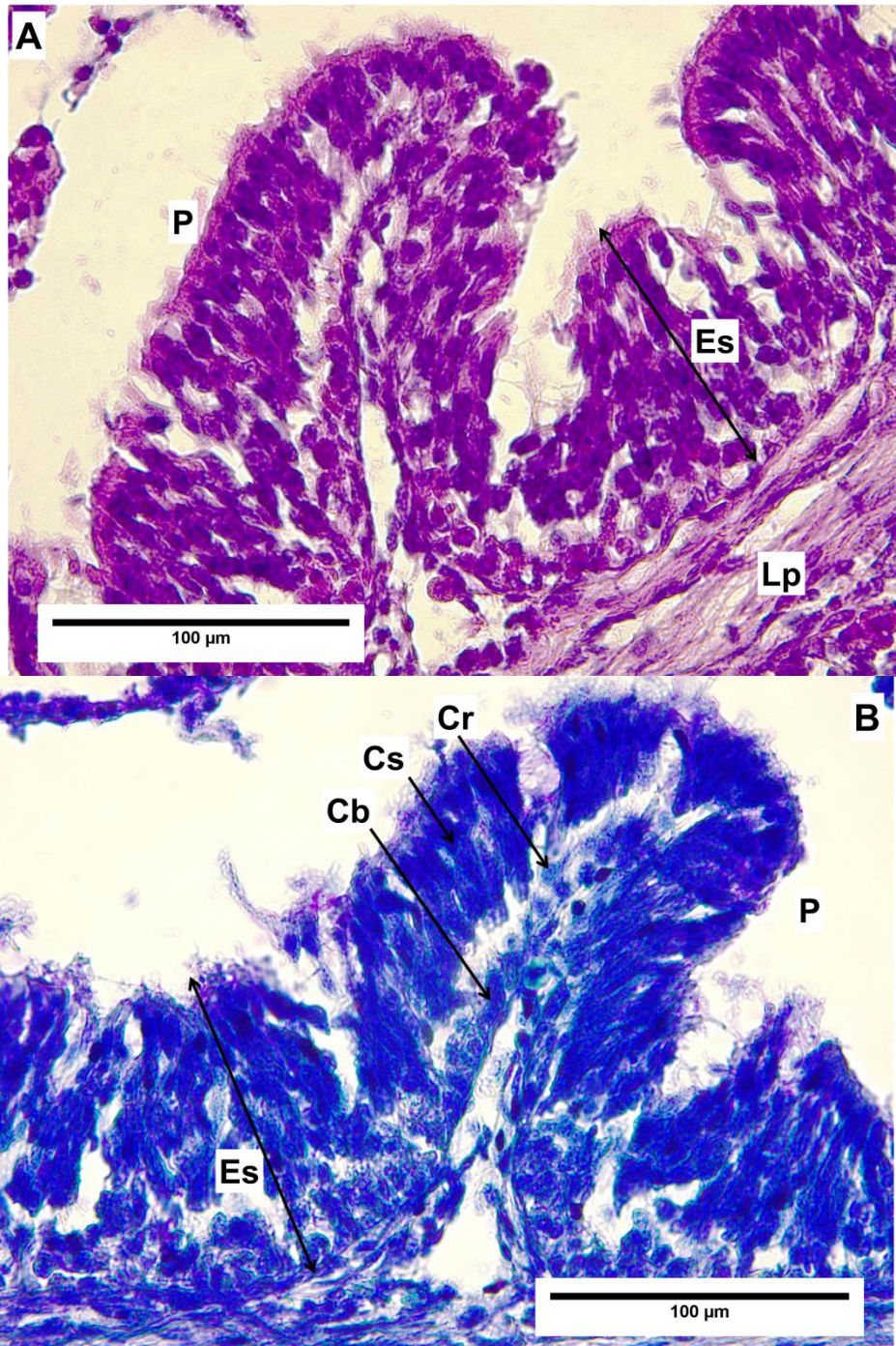


Figura 25. Detalle del pliegue secundario de la Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*). A) Pliegue. Lámina propia (Lp), Epitelio sensorial (Es), Pliegue (P). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina: Objetivo 40X. B) Célula receptora. Pliegue (P), Epitelio sensorial (Es), Célula receptora (Cr), Células basales (Cb), y Células de soporte (Cs). Azul de Toluidina: Objetivo 40X.



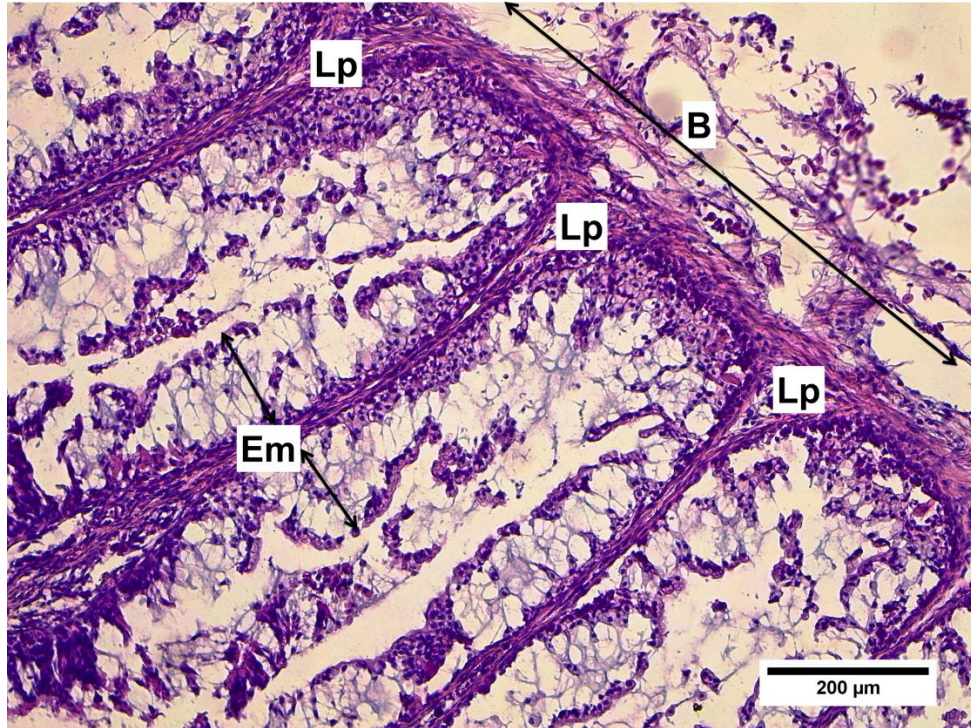


Figura 26. Detalle del epitelio mucoso de la Raya mariposa de California (*Gymnura marmorata*). Lámina propia (Lp), Bulbo olfativo (Bo), Epitelio mucoso (Em). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X.

Raya redonda de Cortés (*Urobatis maculatus*)

En la raya redonda de Cortés las lamelas olfativas son estructuras alargadas compuestas por tejido conjuntivo en el medio de la estructura donde se observan numerosos capilares sanguíneos (Figura 27), cada lamela olfativa se encuentra revestida por un epitelio cilíndrico pseudoestratificado que mide $53.4 \pm 1.2 \mu\text{m}$ (IC 95%), donde se localizan las células receptoras, de soporte y basales. De la estructura principal se observan pliegues conformados por tejido conjuntivo y epitelio sensorial, estos pliegues alcanzan una altura de $59.2 \pm 0.3 \mu\text{m}$ (IC 95%) (Figura 28).



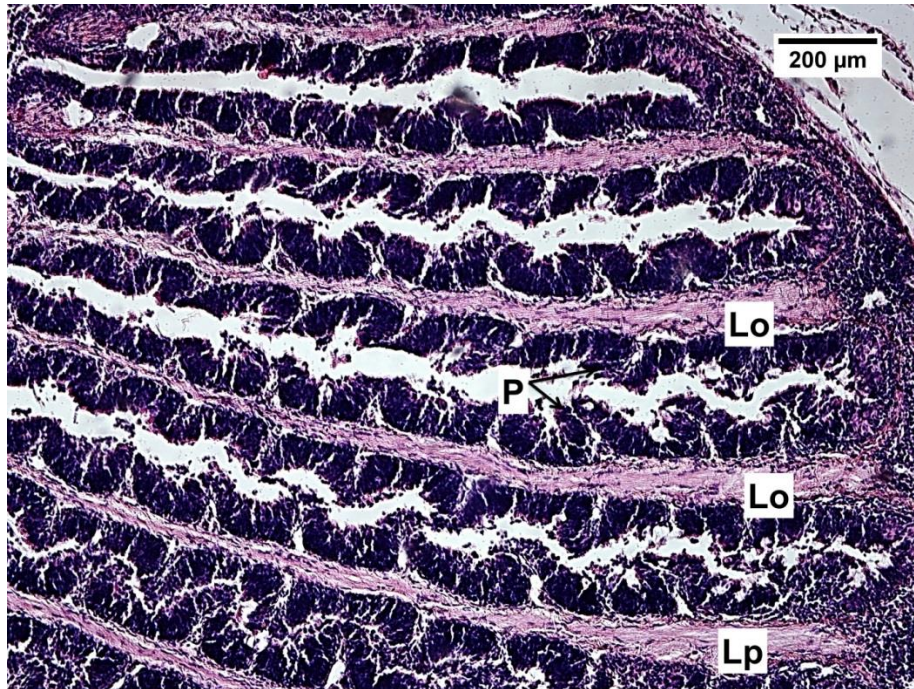


Figura 27. Roseta olfativa de la Raya redonda de Cortés (*Urobatis maculatus*). Lámina propia (Lp), Pliegue (P). Hematoxilina de Gill – Eosina-Floxina 10X.

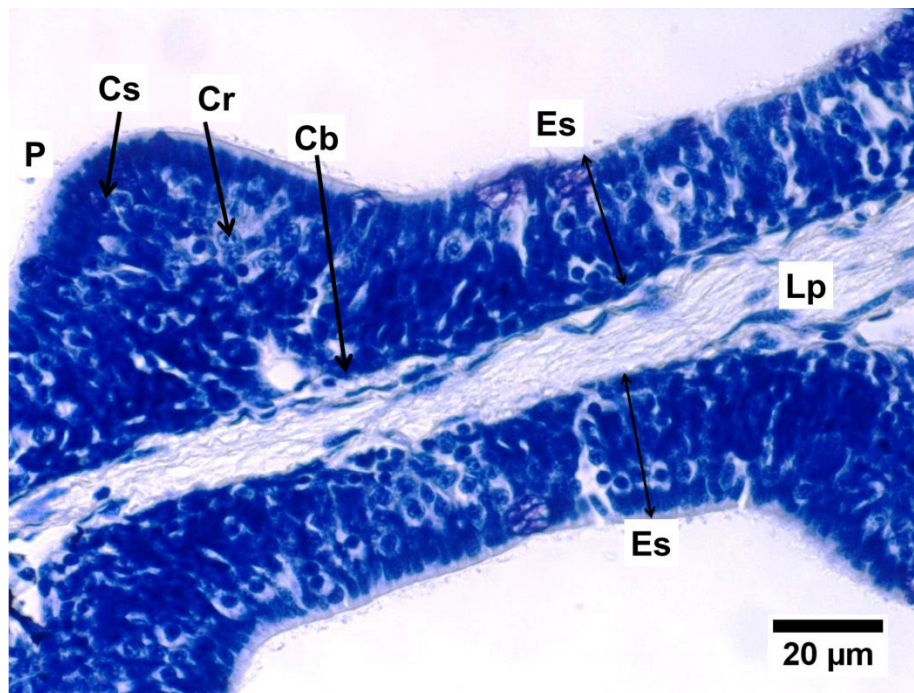


Figura 28. Detalle de pliegue secundario de la Raya redonda de Cortés (*Urobatis maculatus*). Lámina propia (Lp), Pliegue (P), Epitelio sensorial (Es), Célula receptora (Cr), Células de soporte (Cs), y Células basales (Cb). Azul de Toluidina: Objetivo 40X.



Tomando en cuenta la presencia y ausencia de estructuras de las ámpulas de Lorenzini se obtuvo la Tabla I, en donde se aprecia la segregación de ambos grupos basándose en la profundidad de los canales ampulares, siendo los canales ampulares profundos característicos de las especies pelágicas, y los canales poco profundos característicos de las especies bentónicas; de igual manera se observa que hay una característica compartida entre especies de ambos grupos, el epitelio sensorial alto, tratándose de especies bentopelágicas.

Tabla II. Tabla comparativa de presencia-ausencia de estructuras sensoriales de las ámpulas de Lorenzini: Pelágica (P) o Bentónica (B).

| | Hábitat de especie | Canales de las ámpulas profundos | Canales de las ámpulas cercanos a epidermis | Células piramidales | Epitelio sensorial alto | Epitelio sensorial bajo | Diámetro de canal amplio |
|---------------------------------|--------------------|----------------------------------|---|---------------------|-------------------------|-------------------------|--------------------------|
| <i>Carcharhinus falciformis</i> | P | X | | | X | | |
| <i>Sphyrna lewini</i> | P | X | | X | | X | |
| <i>Sphyrna zygaena</i> | P | X | | X | X | | X |
| <i>Galeocerdo cuvier</i> | P | X | | X | X | | |
| <i>Cephalurus cephalus</i> | B | | X | | X | | |
| <i>Squatina californica</i> | B | | X | | | X | X |
| <i>Raja velezi</i> | B | | X | | | X | X |
| <i>Gymnura marmorata</i> | B | | X | | | X | |

Al tomar en cuenta la presencia y ausencia de estructuras de las narinas se obtuvo la Tabla II, se observa una clara segregación para ambos grupos de organismos, teniendo que el epitelio de la lamela olfativa alto es característico de especies bentónicas, y el epitelio de la lamela olfativa bajo característico de especies pelágicas; así como la presencia de pliegues secundarios en especies bentónicas, y estando ausentes en especies pelágicas.



Tabla III. Tabla comparativa de presencia-ausencia de estructuras sensoriales de las narinas: Pelágica (P) o Bentónica (B).

| | Hábitat de especie | Epitelio de lamela olfativa alto | Epitelio de lamela olfativa bajo | Pliegues secundarios presentes | Pliegues secundarios ausentes |
|---------------------------|--------------------|----------------------------------|----------------------------------|--------------------------------|-------------------------------|
| <i>Isurus oxyrinchus</i> | P | | X | | X |
| <i>Sphyrna zygaena</i> | P | | X | | X |
| <i>Gymnura marmorata</i> | B | X | | X | |
| <i>Urobatis maculatus</i> | B | X | | X | |

8.3 Ámpulas de Lorenzini, Análisis estadísticos

Profundidad del canal ampular VS Hábitat

Comparando la profundidad del canal ampular en las especies de los dos hábitats, la prueba de Levene demostró diferencia significativa ($F=161.134$, $dF_2=118$, $P<0.001$), y la prueba de Kolmogorov-Smirnov mostró que los organismos bentónicos no siguen una distribución normal ($K-S=0.291$, $gl=100$, $P<0.001$), en organismos pelágicos si resultó normal ($K-S=0.88$, $gl=20$, $P=0.200$), por lo que se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis, dando como resultado una diferencia significativa ($X^2=17.852$, $P<0.001$).

En los organismos pelágicos la profundidad del canal ampular fue mayor profundidad que la de los organismos bentónicos (Figura 29).





Figura 29. Profundidad del canal ampular por hábitat.

Diámetro del canal ampular VS Hábitat

Comparando el diámetro del canal ampular en las especies de los dos hábitats, la prueba de Levene demostró diferencia significativa ($F=312.589$, $dF_2=138$, $P<0.001$), y la prueba de Kolmogorov-Smirnov mostró que en organismos pelágicos no se sigue una distribución normal ($K-S=0.276$, $gl=80$, $P<0.001$), de igual manera los datos de los organismos bentónicos no se sigue una distribución normal ($K-S=0.383$, $gl=60$, $P<0.001$), por lo que se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis, dando como resultado una diferencia significativa ($X^2=25.533$, $P<0.001$).

El diámetro del canal ampular fue mayor en los organismos bentónicos que en los organismos pelágicos (Figura 30).



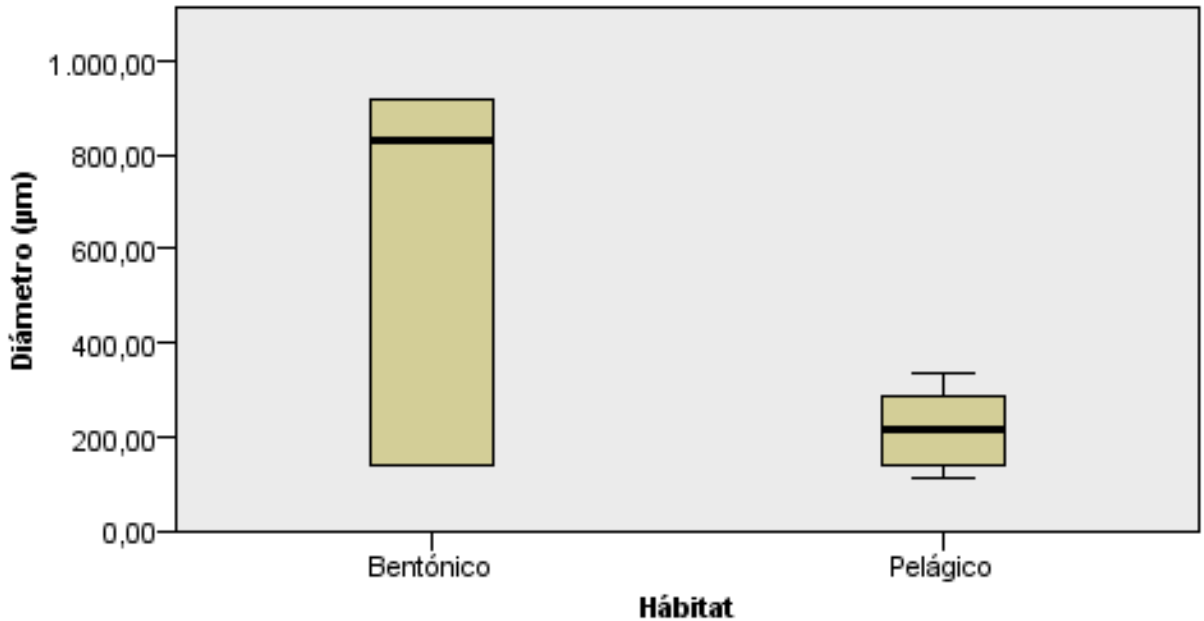


Figura 30. Diámetro del canal ampular por hábitat.

Altura del neuromasto VS Hábitat

Comparando la altura del neuromasto en las especies de los dos hábitats, la prueba de Levene mostró diferencia significativa ($F=36.527$, $df_2= 158$, $P<0.001$), y la prueba de Kolmogorov-Smirnov mostró que en organismos pelágicos no se sigue una distribución normal ($K-S =0.202$, $gl= 100$, $P<0.001$), de igual manera en organismos bentónicos no se sigue una distribución normal ($K-S =0.266$, $gl=60$, $P<0.001$), por lo que fue aplicada la prueba de Kruskal-Wallis, dando como resultado una diferencia significativa ($X^2=83.976$, $P<0.001$).

La altura del neuromasto fue mayor en las especies pelágicas que en las especies bentónicas (Figura 31).



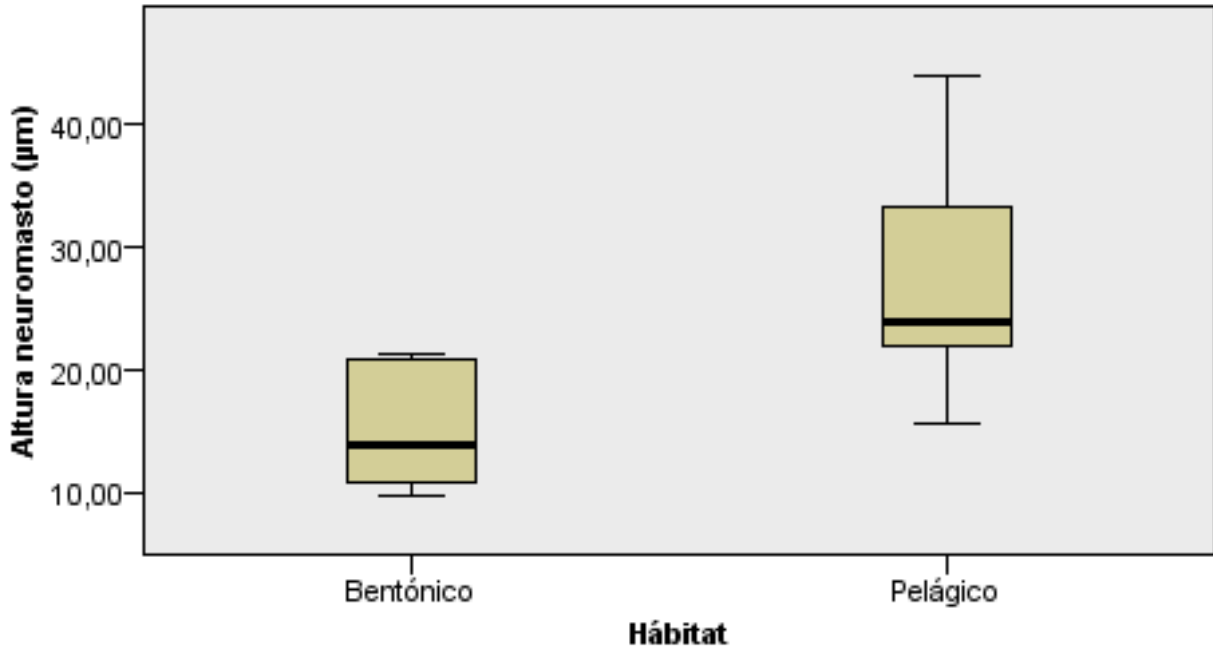


Figura 31. Altura del neuromasto por hábitat.

Altura de las células de soporte VS Hábitat

Comparando la altura de las células de soporte en las especies de los dos hábitats, la prueba de Levene demostró diferencia significativa ($F=1616.509$, $dF_2=98$, $P<0.001$), y la prueba de Kolmogorov-Smirnov mostró que en organismos pelágicos no se sigue una distribución normal ($K-S=0.330$, $gl=40$, $P<0.001$), de igual manera en organismos bentónicos no se sigue una distribución normal ($K-S=0.345$, $gl=60$, $P<0.001$), por lo que se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis, dando como resultado una diferencia significativa ($X^2=7.921$, $P=0.005$).

La altura de las células de soporte fue mayor en las especies pelágicas que en las especies bentónicas (Figura 32).



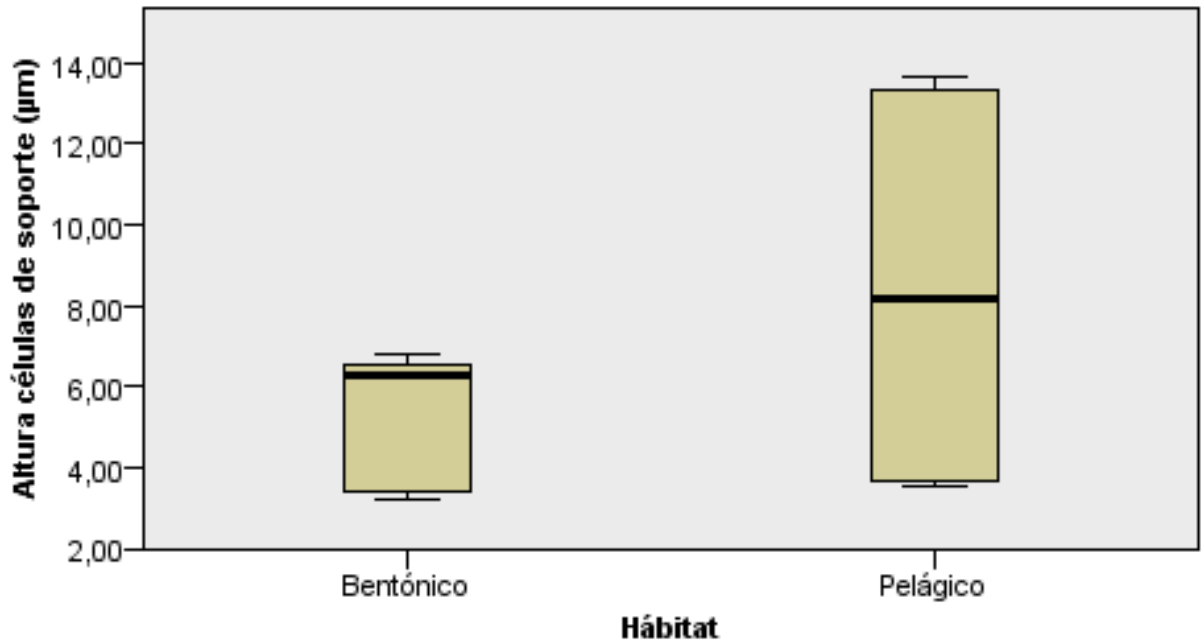


Figura 32. Altura de las células de soporte por hábitat.

8.4 Narinas, Análisis estadísticos

Altura de epitelio VS Hábitat

Comparando la altura del epitelio en las especies de los dos hábitat, la prueba de Levene demostró diferencia significativa ($F=3788.741$, $dF_2=78$, $P<0.001$), y la prueba de Kolmogorov-Smirnov mostró que en organismos pelágicos no se sigue una distribución normal ($K-S = 0.311$, $gl=40$, $P<0.001$), de igual manera en organismos bentónicos no se sigue una distribución normal ($K-S = 0.325$, $gl=40$, $P<0.001$), por lo que fue aplicada la prueba de Kruskal-Wallis, dando como resultado una diferencia significativa ($X^2=9.780$, $P= 0.002$).

La altura del epitelio sensorial en las lamelas olfativas fue mayor en las especies bentónicas que en las especies pelágicas (Figura 33).





Figura 33. Altura del epitelio de la lamela olfativa por hábitat.

9. DISCUSIÓN

Ámpulas de Lorenzini

El tiburón piloto (*Carcharhinus falciformis*) presenta un canal ampular profundo recubierto por células de soporte con forma cúbica, las cuales tienen una transición hacia células cilíndricas dando lugar al epitelio sensorial en el fondo del canal, similar a lo encontrado en estudios en otras especies del género *Carcharhinus* (Whitehead, 2002; Kajiura, 2001), con las cuales comparte hábitos oceánicos (Compagno, 1984), característica que ayuda mejorando la sensibilidad de la estructura para navegar en mar abierto en busca de alimento.

El tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*) cuenta con canales ampulares con la mayor profundidad de las especies pelágicas de este estudio, mejorando así la sensibilidad de la estructura ampular ante los impulsos eléctricos (Raschi, 1986), y un epitelio sensorial alto con posibilidad de albergar más células receptoras, dando a esta especie ventaja al cazar en zonas con gran turbidez en el agua, donde el sentido de la vista le es poco útil para alimentarse (Castro y Peebles, 2011), y en ocasiones se le ha observado nadando muy cerca del fondo marino y desplazándose grandes distancias (Holland *et al.*, 1999), lo cual es indicativo de que presenta características de ambos grupos, siendo una especie bentopelágica. Además la cabeza



del tiburón tigre es más ancha que las demás especies de tiburones pertenecientes a la familia Carcharhinidae (Compagno *et al.*, 2005), teniendo así una superficie amplia en la región ventral de la cabeza donde albergar mayor número de ámpulas de Lorenzini, y a su vez incrementar el área de búsqueda en el fondo marino (Kajiura, 2001) a diferencia de otros carcarínidos. Las paredes del canal ampular están revestidas por células secretoras desde el poro hasta el fondo del canal ampular donde ocurre una transición a células de soporte con forma cúbica y células receptoras cilíndricas (Asch *et al.*, 2013).

Ambas especies de cornudas (*Sphyrna lewini* y *Sphyrna zygaena*) presentaron un mayor número de canales ampulares en la región ventral de la cabeza que en la región dorsal, esta característica es una ventaja al momento de buscar alimento, ya que el tiburón puede buscar en un área más amplia en el fondo marino, principalmente en su etapa juvenil cuando habitan zonas con poca visibilidad (deltas de río), que utilizan como áreas de crianza (Kajiura, 2001; Salomón-Aguilar *et al.*, 2009). Presentaron un epitelio sensorial abundante al fondo del canal ampular, lo que les permite albergar más células receptoras, característica similar al tiburón renacuajo, para mejorar la sensibilidad del ámpula de Lorenzini (Theiss *et al.*, 2011).

En el tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*) y en ambas especies de cornudas (*S. lewini* y *S. zygaena*) se observaron células con forma de montículo o piramidal recubriendo las paredes del canal ampular desde el poro hasta casi al fondo donde entra en contacto con el epitelio sensorial del neuromasto, similar a lo reportado para el tiburón toro (*Carcharhinus leucas*) (Whitehead, 2002). El gel secretado por las células piramidales está presente en todo el canal y cámara ampular en todos los elasmobranquios ya sea con hábitos pelágicos o bentónicos, y tiene poca resistencia lo que facilita la transmisión de los impulsos eléctricos (Theiss *et al.*, 2011), el gel consiste en polisacáridos, el resultado fue obtenido haciendo uso de la técnica histoquímica del Ácido Peryódico de Schiff (PAS) (Fishelson y Baranes, 1998).

El tiburón renacuajo (*Cephalurus cephalus*) presenta un epitelio sensorial que llena casi por completo la cámara ampular, y canales ampulares cercanos a la superficie, similar a lo observado en las especies bentónicas analizadas. Esta especie tiende a alimentarse de crustáceos y moluscos que se encuentran en el fondo marino a grandes profundidades (Castro y Peebles, 2011; Compagno *et al.*, 2005), ya que al tener un epitelio sensorial que cubre una mayor superficie puede albergar un mayor número de células receptoras, un incremento de células receptoras ayuda a mejorar la sensibilidad de la estructura ampular y le permite



localizar presas enterradas que generan impulsos eléctricos en bajas densidades (Theiss *et al.*, 2011), compensando así la distancia corta entre el fondo del canal ampular con la superficie de la piel, lo cual es indicativo de que, al habitar zonas con poca luz, recurre a otras estructuras sensoriales, como las ámpulas de Lorenzini y las narinas, en lugar de los ojos; un caso similar se ha reportado para el tiburón de Groenlandia (*Somniosus microcephalus*), el cual presenta parasitismo de un copépodo, *Ommatokoita elongata* (Grant, 1827), el cual se ancla en la córnea del tiburón provocándole ceguera parcial e incluso total al organismo, por lo que para alimentarse el tiburón recurre a otras estructuras sensoriales, principalmente al olfato, las cuales tiene altamente desarrolladas para la vida de profundidad y poca luz (MacNeil *et al.*, 2012; Ferrando *et al.*, 2015).

En la raya de Vélez (*Raja velezi*) y la raya mariposa (*Gymnura marmorata*) el epitelio que recubre el canal ampular se compone por células de soporte cúbicas y ocurre una transición a células cilíndricas para formar una pequeña porción de epitelio sensorial debajo del cual se observan capilares sanguíneos, similar a la raya de agua dulce (*Himantura signifer*) (Raschi *et al.*, 1997). De igual manera que las otras especies de elasmobranquios bentónicos de este estudio los canales ampulares se ubican cercanos a la superficie de la piel y están rodeados por una cápsula de tejido conectivo.

El tiburón angelito (*Squatina californica*) cuenta con canales ampulares ubicados alrededor de la boca y ojos, y a lo largo del cuerpo. Los canales ampulares están revestidos de un epitelio plano simple o epitelio escamoso simple, y se encuentran muy cercanos a la epidermis, y llegan a alcanzar hasta 1 mm de diámetro, lo cual ha sido descrito para otras dos especies de tiburón angelito (*Squatina oculata* y *Squatina guggenheim*) (Schäfer *et al.*, 2012). La ubicación de los canales ampulares les proporciona una ventaja al momento de conseguir alimento, adoptando la emboscada como método de caza al enterrarse parcialmente en el fondo arenoso (Motta, 2004), y detectar presas potenciales (Sisneros y Tricas, 2002). Esta táctica de caza les da una gran ventaja tratándose de la sensibilidad de sus electrorreceptores: los tiburones y rayas generan impulsos eléctricos al igual que los peces teleósteos por medio del movimiento, es por ello que la mejor forma de minimizar estos impulsos generados por el mismo tiburón es evitando el movimiento (Montgomery y Bodznick, 1999) hasta el momento oportuno.



La concentración de canales ampulares es diferente en especies bentónicas y pelágicas, los organismos pelágicos presentan una concentración similar de poros tanto en la región ventral como dorsal de la cabeza, exceptuando a los tiburones martillo quienes presentan una mayor concentración en la región ventral de la cabeza (Kajiura, 2001), y las especies bentónicas poseen mayor concentración de estructuras ampulares en la región ventral, principalmente alrededor de boca (Raschi *et al.*, 1997).

La profundidad de los canales dependerá del hábitat de la especie y a la conductividad del agua; en elasmobranquios marinos (pelágicos) se requiere un canal profundo para producir una diferencia eléctrica significativa con el medio para estimular las células receptoras; al mejorar la relación señal/ruido, lo que provee de una diferencia de voltaje eficiente en el ambiente marino (Asch *et al.*, 2013).

En las especies de elasmobranquios bentónicos estudiados el canal ampular se encuentra rodeado por una gruesa capa a manera de cápsula compuesta por tejido conectivo desde el poro hasta el fondo de la estructura ampular, en esta capa están presentes vascularizaciones y algunos paquetes nerviosos, esto ha sido reportado para otras especies bentónicas como dos especies de tiburones angelito (*Squatina oculata* y *Squatina guggenheim*) (Schäfer *et al.*, 2012), la raya de estuario (*Dasyatis fluviatorum*), y la raya de manchas azules (*Neotrygon kuhlii*) (Asch *et al.*, 2013), y cuatro especies pertenecientes a la familia Orectolobidae (Theiss *et al.*, 2011); mientras que en las especies pelágicas esta cápsula está ausente.

Narinas

Tanto el tiburón mako (*Isurus oxyrinchus*) como la cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*) presentan una configuración especial en las lamelas olfativas. Cada lamela olfativa está recubierta por epitelio sensorial y epitelio no sensorial, con pocas células caliciformes, similar al tiburón limón y tiburón sedoso (Zeiske *et al.*, 1987). Ambas especies carecen de pliegues en la lamela olfativa, al igual que algunos carcarínidos y tiburones martillo (Abel *et al.*, 2010; Meredith y Kajiura, 2010), lo que limita la superficie disponible para albergar células receptoras. La presencia de células caliciformes en el epitelio de las narinas es indicativo de que existe mucosidad en la cavidad lo cual facilita la captación de químicos disueltos en el agua que entran a través del canal incurrente y sale por el canal excurrente (Timm y Fish, 2012).



En las dos especies de rayas, la raya mariposa (*Gymnura marmorata*) y la raya redonda de Cortés (*Urobatis maculatus*), se observa que la cápsula de cartílago que contiene el órgano olfativo se encuentra cercano a la boca, similar a lo reportado para el tiburón pintarroja (*Scyliorhinus canicula*) (Theisen *et al.*, 1986). En cuanto al epitelio que reviste la lamela olfativa, se trata de un epitelio cilíndrico pseudoestratificado con microvellosidades, coincidente con la descripción del tiburón pintarroja, en el cual se presentan los tres tipos de células descritos para otras especies de elasmobranquios (tiburón limón y tiburón sedoso por Zeiske *et al.*, 1987; tiburón mielga y tiburón pintarroja por Theisen *et al.*, 1986): células de soporte, receptoras y basales; además de gran cantidad de células caliciformes en todo el epitelio de la lamela olfativa.

La roseta olfativa se encuentra envuelta por una cápsula de cartílago, lo cual es característico de la gran mayoría de los elasmobranquios (Yopak *et al.*, 2015). Aunque la estructura olfativa es distinta en forma y tamaño entre las cuatro especies de elasmobranquios analizados, el tiburón mako (*Isurus oxyrinchus*) cuenta con una roseta olfativa con forma elipsoide, característica de organismos pelágicos como algunos carcarínidos (tiburón limón *Negaprion brevirostris* y el tiburón piloto *Carcharhinus falciformis*) (Zeiske *et al.*, 1987), mientras que la cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*) presenta una roseta olfativa más alargada, morfología que comparte con las dos especies de rayas (*Gymnura marmorata* y *Urobatis maculatus*), pero de mayor tamaño, similar a lo observado en el tiburón martillo de ojo pequeño (*Sphyrna tudes*) (Abel *et al.*, 2010), y algunas especies de rayas (*Raja eglanteria* (Bosc in Lacepède, 1800), *Urobatis jamaicensis* (Cuvier, 1816) y *Dasyatis sabina*) (Meredith y Kajiura, 2010). La diferencia de formas, tamaño y ubicación de las narinas en el rostro puede llegar a influenciar el cómo el agua fluye dentro de la cavidad y, por consecuencia, afectar la recepción del animal a estímulos químicos (Timm y Fish, 2012).

En las cuatro especies de elasmobranquios las rosetas olfativas se componen por las lamelas, las cuales están recubiertas por epitelio sensorial y epitelio no sensorial (Meredith y Kajiura, 2010). El epitelio que recubre las lamelas es epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado y con microvellosidades, donde todas las células se originan de una lámina basal. La lámina propia contiene fibras olfatorias, fibras de colágeno y vasos sanguíneos. El epitelio está compuesto por células receptoras, células de soporte y células basales (Schluessel *et al.*, 2008), estos tres tipos de células son claramente visibles en la raya mariposa (*Gymnura*



marmorata) y la raya redonda de Cortés (*Urobatis maculatus*), a diferencia del tiburón mako (*Isurus oxyrinchus*) y la cornuda prieta (*Sphyrna zygaena*).

En dos especies de elasmobranquios pelágicos (tiburón mako y cornuda prieta) se observaron pocas células caliciformes en el epitelio de la lamela, similar a lo reportado para dos especies de carcarínidos pelágicos, el tiburón limón y sedoso (Zeiske *et al.*, 1987), mientras que en las especies bentónicas (raya mariposa y raya redonda de Cortés) se observó un mayor número de células caliciformes en el epitelio de la lamela, similar a lo reportado para una especie bentónica, el tiburón pintarroja (Theisen *et al.*, 1986), lo cual indica que existe una mayor cantidad de geles que les ayudan a captar de forma más eficiente las moléculas que entran con el agua.

La composición de las estructuras sensoriales de las especies del estudio (profundidad del canal ampular, diámetro del canal ampular, altura del neuromasto y de las células de soporte, altura del epitelio de la lamela olfativa y la presencia de células receptoras en la lamela olfativa) presenta en su mayoría los componentes mencionados en bibliografía para otras especies de elasmobranquios, sin embargo, las diferencias observadas entre las especies de hábitos bentónicos y de hábitos pelágicos nos indican una tendencia de especialización para cada tipo de hábitat.

La especialización pelágica tiende a tener canales ampulares profundos, las paredes del canal ampular recubiertas con células secretoras, un epitelio sensorial del neuromasto alto, y en caso de las estructuras olfativas un epitelio de la lamela olfativa bajo, y la ausencia de pliegues secundarios, características que les permiten detectar presas en la columna de agua donde el alimento tiende a encontrarse más disperso, y para la navegación, ya que las especies pelágicas tienden a realizar migraciones.

Se tienen diversas teorías sobre los mecanismos que emplean algunos animales para navegar el planeta por medio del campo magnético del mismo (Lohmann, 2010), una inducción electromagnética, un mecanismo que involucra la magnetita y una magnetorrecepción química; en el caso de elasmobranquios se propone que emplean el mecanismo de inducción electromagnética, pero solo siendo útil en organismos con estructuras sensoriales grandes (Kirschvink *et al.*, 2001), es aquí donde encajan las especies pelágicas de este estudio: tiburón piloto, ambas especies de tiburón martillo y el tiburón tigre, principalmente con el canal ampular profundo.



Un claro ejemplo de migración en especies pelágicas es el tiburón martillo (*Sphyrna lewini*), esta especie tiende a realizar agregaciones de hasta cientos de individuos, todos compartiendo una dirección en particular, se ha reportado un alto grado de desplazamiento entre las islas Malpelo, Cocos (627 km de distancia de Malpelo), y Galápagos (710 km de distancia de Cocos), esto con la finalidad de trasladarse a áreas de alimentación y/o de alumbramiento (Bessudo *et al.*, 2011). Un caso similar es el del tiburón tigre (*Galeocerdo cuvier*) en aguas de Hawaii, los cuales mostraron patrones de desplazamiento fijos hacia un banco poco profundo, Penguin Banks, ubicado a 35 km de las costas de la isla de Oahu (Holland *et al.*, 1999).

En cambio la especialización bentónica tiende a presentar canales ampulares cercanos a la superficie de la piel, un canal ampular amplio, epitelio sensorial del neuromasto bajo, y en caso de las estructuras olfativas un epitelio de la lamela olfativa bajo y presencia de pliegues secundarios, características que les permite una detección más precisa de las presas cercanas al fondo o enterradas en la arena, pero no para realizar grandes desplazamientos.

10.CONCLUSIONES

- La composición histológica de los órganos sensoriales (electrorreceptores y olfativos) fue diferente entre especies de hábitos pelágicos y hábitos bentónicos.
- Las especies de hábitos pelágicos presentaron ámpulas de Lorenzini con canales ampulares profundos, paredes del canal ampular recubiertas con células secretoras, y un epitelio sensorial alto, lo que les permite realizar grandes desplazamientos a lo largo de la costa e incluso en mar abierto; en el caso de las estructuras olfativas presentaron estructuras alejadas de la boca, así como un epitelio de la lamela olfativa bajo, y no presentaron pliegues secundarios.
- Las especies de hábitos bentónicos presentaron ámpulas de Lorenzini con canales ampulares cercanos a la superficie de la piel, un canal ampular amplio, y un epitelio sensorial bajo; en el caso de las estructuras olfativas presentaron estructuras cercanas a la boca, así como un epitelio de la lamela olfativa alto, y presentaron pliegues secundarios, este conjunto de características, tanto en ámpulas de Lorenzini como en narinas, les permite detectar presas potenciales que se encuentran enterradas en el fondo marino, y desplazarse en zonas con poca luz, donde la visibilidad es nula.



11.LITERATURA CITADA

- Abel, R.L., Maclaine, J.S., Cotton, R., Xuan, V.B., Nickels, T.B., Clark, T.H., Wang, Z. y Cox, J.P.L. 2010. Functional morphology of the nasal region of a hammerhead shark. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A* 155: 464 – 475.
- Asch, V.C., Kempster, R.M., Collin, S.P., Johnstone, R.W. y Theiss, S.M. 2013. A Comparison of the Electrosensory Morphology of a Euryhaline and a Marine Stingray. *Zoology*. 116: 270 – 276.
- Ballantyne, J.S. y Robinson, J.W. 2011. Physiology of Sharks, Skates, and Rays. En: *Encyclopedia of fish physiology: from genome to environment*, Vol. 3: 1807-1818.
- Barajas, Ma.E.F., Gómez, Ma.A.M. y Cruz, A.M. 1994. Estructura Termohalina y flujo geostrófico en el Golfo de California durante 1992. México. *Ciencias Marinas*. ISSN: 0185-3880. 20(2): 267-286.
- Bessudo, S., Soler, G.A., Kimley, A.P., Ketchum, J.T., Heam, A. y Arauz, R. 2011. Residency of the scalloped hammerhead shark (*Sphyrna lewini*) at Malpelo Island and evidence of migration to other islands in the Eastern Tropical Pacific. *Environmental Biology of Fishes* 91:165-176.
- Bone, Q. y Moore, H.R. 2008. Biology of Fishes. Tercera Edición. U.S.A. 497 pp.
- Bruce, B.D. y Bradford, R.W. 2012. The effects of shark cage-diving operations on the behaviour and movements of white sharks, *Carcharodon carcharias*, at the Neptune Islands, South Australia. *Marine Biology*. 160: 889-907.
- Cabrera, C.C.A.A. 2003. Hábitos alimenticios del tiburón piloto *Carcharhinus falciformis* (Bribon, 1839) en la costa occidental de Baja California Sur. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S., México. 110 pp.
- Castro, J. y Peebles, D. 2011. The sharks of North America. Oxford University Press. E.U.A. 560 pp.
- Castro, A.J.L., Balart, E.F. y Arvizu, M.J. 1995. Contribución al conocimiento del origen y distribución de la ictiofauna del Golfo de California, México. *Hidrobiológica*. Vol. 5 (1-2): 57-78.
- Compagno, L.J.V. 1984. FAO species catalogue, Vol. 4, Sharks of the world, an annotated and illustrated catalogue of shark species known to date, Part 2, Carcharhiniformes. FAO Fish Synop. (125) Vol. 4. Pt. 2:251-655.



- Compagno, L., Dando, M. y Fowler, S. 2005. *Sharks of the World*. Princeton University Press. U. S. A. 368 pp.
- DOF. 14 de febrero de 2007. Norma Oficial Mexicana NOM-029-PESC-2006, Pesca responsable de tiburones y rayas. Especificaciones para su aprovechamiento. SAGARPA. México.
- Dulvy, N.K., Baum, J.K., Clarke, S., Compagno, L.J.V., Cortés, E., Domingo, A., Fordham, S., Fowler, S., Francis, M.P., Gibson, C., Martínez, J., Musick, J.A., Soldo, A., Stevens, J.D. y Valenti, S. 2008. You can swim but you can't hide: the global status and conservation of oceanic pelagic sharks and rays. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 18: 459-482.
- Ferrando, S., Gallus, L., Ghigliotti, L. y Vacchi, M. 2015. Gross Morphology and histology of the olfactory organ of the Greenland shark *Somniosus microcephalus*. *Polar Biology*. Diciembre 2015. DOI 10.1007/s00300-015-1862-1.
- Ferreira, T. y Rasband, W. 2012. *ImageJ User Guide*. 187 pp.
- Fields, R.D., Fields, K.D. y Fields, M.C. 2007. Semiconductor gel in shark's organs? *Neuroscience Letters* 426: 166 – 170.
- Fishelson, L. y Baranes, A. 1998. Distribution, Morphology, and Cytology of Ampullae of Lorenzini in the Oman Shark, *Iago omanensis* (Triakidae), from the Gulf of Aqaba, Red Sea. *Anatomical Record* 251 (4): 417-430.
- Gardiner, J.M. y Atema, J. 2007. Sharks need the lateral line to locate odor sources: rheotaxis and eddy chemotaxis. *The Journal of Experimental Biology*. 210, 1925-1934.
- Goulet, J., Engelmann, J., Chagnaud, B.P., Fransosch, J.M.P., Suttner, M.D. y van Hemmen, J.L. 2007. Object localization through the lateral line system of fish: theory and experiment. *Journal of Comparative Physiology A*. 194:1-17.
- Helfman, G.S., Collete, B.B., Facey, D.E. y Bowen, B.W. 2009. *The diversity of fishes: Biology, evolution, and ecology*. Wiley-Blackwell. E.U.A. 720 pp.
- Hickman Jr, C.P., Roberts, L.S. y Parson, A. 1998. *Zoología*. 10a Edición. McGraw Hill Interamericana. España. 993 pp.
- Holland, K.N., Wetherbee, B.M., Lowe, C.G. y Meyer, C.G. 1999. Movements of tiger sharks (*Galeocerdo cuvier*) in coastal Hawaiian waters. *Marine Biology*. 134: 665-673.



- Hueter, R.E., Mann, D.A., Maruska, K.P., Sisneros, J.A. y Demski, S.L. 2004. Biology of Sharks and their relatives: Sensory Biology of Elasmobranchs. CRC Press. U.S.A. 666 pp.
- Hueter, R.E., Heupel, M.R., Heist, E.J. y Keeney, D.B. 2004. Evidence of Philopatry in Sharks and Implications for the Management of Shark Fisheries. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science* Vol. 35: 239-247.
- Huvaneers, C., Rogers, P.J., Beckmann, C., Semmens, J.M., Bruce, B.D. y Seuront, L. 2013. The effects of cage-diving activities on the fine-scale swimming behaviour and space use of white sharks. *Marine Biology* 160: 2863-2875.
- Jordan, L.K. 2008. Comparative Morphology of Stingray Lateral Line Canal and Electrosensory Systems. *Journal of Morphology*. 269:1325-1339.
- Kajiura, S.M. 2001. Head morphology and electrosensory pore distribution of carcharhinid and sphyrnid sharks. *Environmental Biology of Fishes*. 61: 125-133.
- Kirschvink, J.L., Walker, M.M. y Diebel, C.E. 2001. Magnetite-based magnetoreception. *Current opinion in Neurobiology*, Vol. 11, issue 4, pp. 462-468.
- Lara, J.R.L y Valdez H, J. E. 1988. Biomasa y productividad primaria del Golfo de California por fracción de tamaños durante primavera de 1984. *Ciencias Marinas*. 14(1): 1-14.
- Logiudice, FT y Laird, R.J. 1994. Morphology and Density Distribution of Cone Photoreceptor in the Retina of the Atlantic Stingray, *Dasyatis sabina*. *Journal of Morphology* 221:277 – 289.
- Lohmann, K.J. 2010. Magnetic-field perception. *Nature*. Vol. 464 pp. 1140-1142.
- MacNeil, M.A., McMeans, B.C., Hussey, N.E., Vecsei, P., Svayarsson, J., Kovacs, K.M., Lydersen, C., Treble, M.A., Skomal, G.B., Ramsey, M. y Fisk, T. 2012. Biology of the Greenland Shark *Somniosus microcephalus*. *Journal of Fish Biology*. 80, 991-1018.
- Maruska, K.P. 2001. Morphology of the mechanosensory lateral line system in elasmobranch fishes: ecological and behavioral considerations. *Environmental Biology of Fishes* 60: 47-75.
- Meredith, T.L. y Kajiura, S.M. 2010. Olfactory morphology and Physiology of Elasmobranchs. *The Journal of Experimental Biology* 213, 3449-3456.
- Montgomery, J.C. y Bodznick, D. 1999. Signals and Noise in the Elasmobranch Electrosensory System. *The Journal of Experimental Biology*. 202: 1349-1355.



- Motta, P. J. 2004. Biology of Sharks and their relatives: Prey Capture Behavior and Feeding Mechanics of Elasmobranchs. CRC Press. U.S.A. 666 pp.
- Obara, S. y Bennett, M.V.L. 1972. Mode of Operation of Ampullae of Lorenzini of the Skate, *Raja*. *Journal of General Physiology*. 60: 534 – 557.
- Paulin, M.G. 1995. Electroreception and the Compass Sense of Sharks. *Journal of Theoretical Biology*, 174: 325 – 339.
- Raschi, W.G. 1986. A Morphological analysis of the Ampullae of Lorenzini in selected skates (Pisces, Rajoidei). *Journal of Morphology*. 189: 225 – 247.
- Raschi, W., Keithan, E.D. y Rhee, W.C.H. 1997. Anatomy of the Ampullary Electroreceptor in the Freshwater Stingray, *Himantura signifer*. *Copeia*, 1:101-107.
- Ross, M.H. y Pawlina, W. 2012. Histología: texto y atlas color con biología celular y molecular. 6ª Edición. Médica Panamericana. Argentina. 992 p.
- Salomón-Aguilar, C., Villavicencio-Garayzar, C. y Reyes-Bonilla, H. 2009. Shark breeding grounds and seasons in the Gulf of California: Fishery management and conservation strategy. *Ciencias Marinas*, 35(4): 369-388.
- Santana, M.O., Geniz, J.E.C., Nishizaki, O.S. y Medrán, C.R. 2004. Catálogo de tiburones, rayas y quimeras (Chondrichthyes) que habitan en las aguas del norte del Golfo de California. *CICESE*. México. 119 pp.
- Sarmiento, F.O. 2000. Diccionario de ecología: paisajes, conservación y desarrollo sustentable para Latinoamérica. Editorial Abya Yala. Ecuador. 226 pp.
- Schäfer, B.T., Malavasi, C.E., Favaron, P.O., Ambrósio, C.E., Miglino, Ma. A., de Amorim, A. F. y Rici, R. E. G. 2012. Morphological Observations of Ampullae of Lorenzini in *Squatina guggenheim* and *Squatina oculata* (Chondrichthyes, Elasmobranchii, Squatinidae). *Microscopy Research and Technique*.
- Schluessel, V., Bennett, M.B., Bleckmann, H., Blomberg, S. y Collin, S.P. 2008. Morphometric and Ultrastructural Comparison of the Olfactory System in Elasmobranchs: The Significance of Structure-Function Relationships Based on Phylogeny and Ecology. *Journal of Morphology* 268:1365 – 1386. 22 pp.
- Simpfendorfer, C.A. y Heupel, M.R. 2004. Biology of Sharks and their relatives: Assessing Habitat Use and Movement. CRC Press. U.S.A. 666 pp.



- Sisneros, J.A. y Tricas, T.C. 2002. Neuroethology and life history adaptations of the elasmobranch electric sense. *Journal of Physiology*, 96: 379 – 389.
- Soto M, L, Marioni, S. y Pares, S. A. 1999. Variabilidad espaciotemporal de la temperatura superficial del mar en el Golfo de California. *Ciencias Marinas*. Vol. 25, núm. 1, pp. 1-30.
- Steele, J.H., Thorpe, S.A. y Turekian, K.K. 2009. Physical Oceanography: A derivative of the Encyclopedia of Ocean Sciences. Academic Press. USA. 647 p.
- Theisen, B., Zeiske, E. y Breucker, H. 1986. Functional Morphology of the Olfactory Organs in the Spiny Dogfish (*Squalus acanthias*) and the Small-spotted catshark (*Scyliorhinus canicula*). *Acta Zoologica*. 67 (2): 73 – 86.
- Theiss, S.M., Collin, S.P. y Hart, N.S. 2011. Morphology and distribution of the Ampullary electroreceptors in wobbegong sharks: implications for feeding behaviour. *Marine Biology*, 158:723-735.
- Timm, L.L. y Fish, F.E. 2012. A comparative morphological study of head shape and olfactory cavities of sharks inhabitin benthic and coastal/pelagic environments. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 414 – 415: 75 – 84.
- Tricas, T.C., Michael, S.W. y Sisneros, J.A. 1995. Electrosensory optimization to conspecific phasic signals for mating. *Neuroscience Letters* 202: 129 – 132.
- Trujillo, S.H., Ochoa, F.G. y Díaz, G.V. 2001. Dinámica del plancton en la región sur de la Corriente de California. *Revista de Biología Tropical*. Vol. 49 No. 1. ISSN 0034-7744.
- White, T.D., Carlisle, A.B., Kroodsma, D.A., Block, B.A., Casagrandi, R., De Leo, G.A., Gatto, M., Micheli, F. y McCauley, D.J. 2017. Assessing the effectiveness of a large marine protected área for reef shark conservation. *Biological Conservation*. 207: 64-71.
- Whitehead, D. L. 2002. Ampullary organs and electroreception in freshwater *Carcharhinus leucas*. *Journal of Physiology*, 96: 391 – 395.
- Yopak, E.K., Lisney, T.J. y Collin, S.P. 2015. Not all sharks are “swimming noses”: variation in olfactory bulb size in cartilaginous fishes. *Brain Structure and Function*. 220: 1127 – 1143.
- Zar, JH. 2010. Biostatistical analysis. 5th edn. Pearson Prentice-Hall, Upper Saddle River, NJ, USA. 944 p.



Zeiske, E., Theisen, B. y Gruber, S.H. 1987. Functional morphology of the olfactory organ of two carcharhinid shark species. *Canadian Journal of Zoology*, 65 (10): 2406 – 2412.
DOI: 10.1139/z87-362



12. ANEXO I

Proceso histológico estándar:

Una vez realizada la toma y etiquetado de las biopsias éstas serán colocadas en Formol 10% para su fijación y un paso adicional, la descalcificación de las muestras, las cuales se dejan durante 2-4 horas en una solución de ácido clorhídrico (HCl) al 10% con 0.7 g de EDTA, 0.008 g de tartrato de sodio y potasio ($\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6$), y 0.14 g de tartrato de sodio ($\text{C}_4\text{H}_4\text{Na}_2\text{O}_6$) por cada litro; una vez transcurrido el tiempo se someten a lavado con agua corriente durante aproximadamente 6 horas para así remover el exceso de la solución descalcificante; y posteriormente su traslado al Laboratorio de Histología de la UABCS en la unidad Pichilingue donde se harán tres cambios de agua a las muestras. Las muestras se dejarán una noche en goteo de agua para el lavado del formol desde el fondo del frasco. Todas las muestras se colocarán en el Procesador Automático de Tejidos, para los pasos de deshidratación gradual de forma ascendente con alcohol etílico, aclarado con Citrisolv e infiltración en Paraplast. Para el paso de deshidratación, los histocassettes se someterán a baños de alcohol etílico en diferentes concentraciones durante 1 hora por proceso, primero: alcohol etílico al 70%, pasando al segundo: alcohol etílico al 80%, siguiendo con alcohol etílico al 90%, luego alcohol etílico al 96%, y finalmente las muestras son sometidas a tres baños de alcohol absoluto, agregando Eosina para que la muestra sea visible. En el paso del aclarado se utilizará Citrisolv, que tiene el mismo efecto que el Xilol, durante aproximadamente 30 minutos. La infiltración se realizará en parafina líquida caliente, sin extraer las muestras de los histocassettes. Se procede a la inclusión de las muestras en parafina, extrayendo la muestra del histocassette para colocarla dentro de un cubo de parafina dependiendo del tamaño de la muestra. Una vez finalizado el paso se espera durante unos minutos hasta media hora (dependiendo de las condiciones ambientales de la habitación) hasta que la parafina se solidifique. Si los cubos de parafina quedan de mayor tamaño que la muestra, se utiliza una navaja para rebajar los bordes o el exceso de parafina. En seguida se procede a realizar los cortes de la muestra; con el Micrótopo (Leica RM 2125RT) de 4-7 μm haciendo hileras de 3-5 cortes y colocándolas en portaobjetos, y colocando sobre ellas unas gotas de alcohol al 30%. Posteriormente las laminillas son llevadas a un baño de agua corriente para quitar las ondulaciones a los cortes y ponerlos a secar sobre una plancha durante algunos días. Se realizaron triplicados por muestra. El paso siguiente es el de la tinción, para



esto se separarán todas las laminillas en grupos homogéneos y se utilizarán cuatro técnicas diferentes, una para cada grupo:

Hematoxilina de Gill – Eosina:

Se colocará el juego de laminillas correspondiente dentro de una cajita de cristal. Para la desparafinación será sometido el juego de laminillas a baños de Xilol, iniciando con Xilol I durante 10 minutos, pasando a Xilol II por 5 minutos o 15 baños, y finalizando con Xilol III de igual manera por 5 minutos o 15 baños. En la parte de hidratación, las laminillas se someterán a alcohol etílico al 100% por 5 minutos o 15 baños, seguido de alcohol etílico al 95% durante 5 minutos o 15 baños, pasando a alcohol etílico al 70% de igual manera durante 5 minutos o 15 baños, y finalizando este paso con agua destilada durante 5 minutos o 15 baños. En seguida se procederá a la tinción de las laminillas; colocando Hematoxilina de Gill en la caja con las laminillas durante 10 minutos, regresando el colorante a su lugar una vez pasado este tiempo. Se lavarán las laminillas en agua corriente por 2 minutos y pasándolas por 2 baños rápidos (sin exceder 1 segundo) en agua acetificada al 1%; pasando al uso de bicarbonato de sodio con 5 baños rápidos (sin exceder los 5 segundos), lavando después en agua corriente por 1 minuto y finalmente se colocará Eosina-Floxina por 40 segundos. Para deshidratar, se usará alcohol etílico de forma gradual, iniciando con 15 baños de alcohol etílico al 95%, seguido de 15 baños de alcohol al 100% I y acabando con alcohol etílico al 100% con 15 baños. En el aclaramiento de las laminillas se utilizarán 15 baños de Citrisolv I, siguiendo con Citrisolv II y terminando con Citrisolv III. Finalmente se procederá al montaje permanente con Cytoseal XYL y colocando los cubreobjetos del tamaño que sean requeridos dependiendo del tamaño del corte, dejando secar las laminillas.

Tinción de Herovici

Se colocará el juego de laminillas correspondiente dentro de una cajita de cristal. Para la desparafinación será sometido el juego de laminillas a baños de Xilol, iniciando con Xilol I durante 10 minutos, pasando a Xilol II por 5 minutos o 15 baños, pasando a Xilol III de igual manera por 5 minutos o 15 baños, y finalizando con 15 baños en agua destilada. En la parte de hidratación, las laminillas se someterán a alcohol etílico al 100% por 5 minutos o 15 baños, seguido de alcohol etílico al 95% durante 5 minutos o 15 baños, pasando a alcohol etílico al



70% de igual manera durante 5 minutos o 15 baños, y finalizando este paso con agua destilada durante 5 minutos o 15 baños. En seguida se procederá a la tinción de las laminillas; colocando hematoxilina férrica dentro de la caja con las laminillas durante aproximadamente 5 minutos para después regresar el colorante a su recipiente original; le sigue un buen lavado en agua corriente durante 2 minutos; se colocará agua acetificada en la caja con las laminillas durante 2 minutos aproximadamente, procurando no exceder el tiempo y regresar a su recipiente original; en seguida se verterá una solución modificada de Van Gieson en la caja con laminillas y se dejará durante 3 minutos aproximadamente y con un lavado posterior. Para finalizar la parte de tinción se someterán las laminillas a un baño de ácido acético al 1% durante 5 minutos. Para deshidratar, se aplicarán 15 baños de alcohol etílico de forma gradual, iniciando con alcohol etílico al 95%, seguido de alcohol al 100% I y acabando con alcohol etílico al 100%. En el aclaramiento de las laminillas se utilizarán 15 baños de Citrisolv I, siguiendo con Citrisolv II y terminando con Citrisolv III. Finalmente se procederá al montaje permanente con Cytoseal XYL, colocando los cubreobjetos del tamaño que sean requeridos dependiendo del tamaño del corte y dejando secar las laminillas.

Azul de Toluidina

Se colocará el juego de laminillas correspondiente dentro de una cajita de cristal. Para la desparafinación será sometido el juego de laminillas a baños de Xilol, iniciando con Xilol I durante 10 minutos, pasando a Xilol II por 5 minutos o 15 baños, y finalizando con Xilol III de igual manera por 5 minutos o 15 baños. En la parte de hidratación, las laminillas se someterán a alcohol etílico al 100% por 5 minutos o 15 baños, seguido de alcohol etílico al 95% durante 5 minutos o 15 baños, pasando a alcohol etílico al 70% de igual manera durante 5 minutos o 15 baños, y finalizando este paso con agua destilada durante 5 minutos o 15 baños. En seguida se procederá a la tinción de las laminillas; colocando Azul de Toluidina al 0.2% dentro de la caja con las laminillas durante 2 minutos para después regresar el colorante a su recipiente original; le sigue un buen lavado en agua corriente durante 2 minutos. Para el paso de deshidratación se colocará acetona en dos cajitas de cristal (Acetona I y Acetona II), las laminillas se sumergen en acetona I durante 3 minutos y se pasan a acetona II igualmente por 3 minutos. En el aclaramiento de las laminillas se utilizarán 15 baños de Citrisolv I, siguiendo con Citrisolv II y terminando con Citrisolv III. Finalmente se procederá al montaje permanente



con Cytoseal XYL, colocando los cubreobjetos del tamaño que sean requeridos dependiendo del tamaño del corte y dejando secar las laminillas.



13.ANEXO II

Especies de tiburones y rayas

Tiburones (Compagno *et al.*, 2005):

- Mako - *Isurus oxyrinchus* (Rafinesque, 1810): Se caracterizan por una coloración azul oscuro o brillante; tienen una distribución cosmopolita en aguas templadas y tropicales. Son organismos costeros y oceánicos, alcanzando profundidades de alrededor de 500 m. Los adultos se alimentan de peces y calamares, llegando a alimentarse de pequeños cetáceos.
- Angelito - *Squatina californica* (Ayres, 1859): Se caracterizan por una coloración café rojizo o café oscuro con lunares claros en todo el cuerpo, se distribuyen principalmente en el noreste del Pacífico, posiblemente también en el sudeste del Pacífico. Se mantienen enterrados en la arena o fango durante el día para emboscar a su presa, mientras que durante la noche presentan mayor actividad.
- Piloto/sedoso - *Carcharhinus falciformis* (Müller y Henle, 1839): Se caracterizan por presentar una coloración gris oscuro principalmente, se distribuyen ampliamente en aguas tropicales. Son de hábitos principalmente oceánicos y epipelágicos, llegando a profundidades de 500 m. Son bastante activos, intrépidos y en ocasiones agresivos. Se alimenta principalmente de peces, cefalópodos y cangrejos pelágicos.
- Cornuda prieta/cruz - *Sphyrna zygaena* (Linnaeus, 1758): Se caracterizan por no presentar una muesca en el centro de la cabeza y una coloración gris-oliva; se distribuyen ampliamente en aguas tropicales y templadas, son de hábitos continentales; los jóvenes (≤ 1.5 m) se congregan en cardúmenes migratorios, y se alimentan de peces, pequeños tiburones y rayas.
- Cornuda común - *Sphyrna lewini* (Griffith y Smith, 1834): Se caracterizan por presentar una cabeza arqueada con una muesca central y otro par más pequeño a los costados, de coloración gris claro con vientre blanco; se distribuyen de manera cosmopolita, en aguas cálidas y tropicales. Son de hábitos continentales e insulares llegando a profundidades mayores a 275 m, existen avistamientos cerca de la costa y en bahías y estuarios. Se alimentan de peces, tiburones, rayas e invertebrados.
- Tintorera/tigre - *Galeocerdo cuvier* (Peron y LeSueur, 1822): Se caracterizan por una coloración grisácea con franjas y manchas oscuras, bien definidas en jóvenes pero



desvanecidas en adultos; se distribuyen de manera cosmopolita, en aguas templadas y tropicales. Se mantienen en la plataforma continental, alcanzan los 140 m de profundidad, tienen hábitos nocturnos, acercándose a la costa por la noche, prefieren aguas turbias. Recibe el nombre de “basurero con aletas” ya que su dieta consiste en peces, otros elasmobranquios, tortugas marinas, serpientes marinas, iguanas marinas, aves marinas, mamíferos marinos, y escombros.

- Tiburón renacuajo – *Cephalurus cephalus* (Gilbert, 1892): Se conoce muy poco acerca de esta especie. Se caracteriza por su pequeño tamaño y cabeza aplanada y redondeada; se distribuye al sur de la península de Baja California y dentro del Golfo de California, México. Permanece en el talud continental, preferentemente en el fondo alcanzando profundidades de 155 a 930 m. El área expandida de las branquias de esta especie sugiere una adaptación a fondos marinos con niveles de oxígeno disuelto muy bajos.

Rayas (Santana *et al.*, 2004):

- Raya de Vélez - *Raja velezi* (Chirichigno, 1973): Se caracteriza por presentar una coloración dorsal café, en las aletas pectorales cuentan con un ocelo central (anillo oscuro rodeado de un área amarilla) y vientre blanco; se distribuye principalmente en aguas del Golfo de California hasta Perú. Es una especie de hábitos bentónicos y se alimenta principalmente de crustáceos, poliquetos y peces.
- Raya mariposa de California - *Gymnura marmorata* (Cooper, 1863): Presenta un cuerpo romboide y aplanado, una coloración café oscuro y con manchas reticuladas y vientre blanco; se distribuye desde las costas de California, EU, hasta Perú, incluyendo el Golfo de California. Es una especie de hábitos bentónicos, que se puede localizar desde la zona intermareal hasta los 150 m de profundidad, y se alimenta principalmente de peces, crustáceos y cefalópodos.
- Raya redonda de Cortés - *Urobatis maculatus* (Garman, 1913): Se caracteriza por una coloración café o café grisáceo, con manchas irregulares y de tamaño variable de color café oscuro; endémica del Golfo de California. Es una especie bentónica de aguas tropicales que habita en zonas someras, se alimenta principalmente de poliquetos, crustáceos y bivalvos.

