



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Descripción histológica del aparato
reproductor del caracol canelo *Strombus pugilis*
del Puerto de Veracruz, México

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGA

P R E S E N T A:

María Renata Cao de la Fuente



DIRECTORA DE TESIS:
M. en C. María del Pilar Torres García
2011



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Hoja de datos del jurado

1. Datos del alumno

Cao
de la Fuente
María Renata
17180259
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Biología
406068963

2. Datos del tutor

M en C
María del Pilar
Torres
García

3. Datos del sinodal 1

Dra
María Martha
Reguero
Reza

4. Datos del sinodal 2

M en C
Brian
Urbano
Alonso

5. Datos del sinodal 3

Biól
Erika Samantha
Palacios
Ávila

6. Datos del sinodal 4

Dr
Erick Raúl
Baqueiro
Cárdenas

7. Datos del trabajo escrito

Descripción histológica del caracol canelo *Strombus pugilis* del Puerto de Veracruz, México
56 p
2011

*“Cuando se es muy joven y se sabe un poco,
las montañas son montañas, el agua es agua,
y los árboles son árboles. Cuando se ha estudiado
y se es leído, las montañas ya no son montañas,
el agua ya no es agua, y los árboles ya no son árboles.
Cuando se es sabio, nuevamente las montañas
son montañas, el agua es agua, y los árboles
.....son árboles”*

Antiguo refrán del Budismo Zen

Agradezco a:

Dios, por darme salud y llenarme de bendiciones.

Mis padres que siempre me han sabido apoyar y que, con paciencia, han estado a mi lado en las buenas y en las malas.

Los pescadores de la playa Mocambo: La Gringa, el Chicano, el Boxer y a aquellos que me compartieron durante las partidas de dominó sus experiencias. A todos ellos se las dedico, espero algún día poder retribuirles su ayuda.

La Maestra Pilar Torres, por darme la oportunidad de realizar con ella este trabajo y alentarme a participar en los congresos. **Gracias.**

Al Doctor Erick Baqueiro, que desde el primer momento que pedí su apoyo estuvo dispuesto, quien por largas pláticas en internet asesoró este trabajo. Le agradezco de todo corazón su paciencia, y sus sugerencias siempre oportunas.

La Bióloga Eva Muñoz, por enseñarme todas las técnicas del laboratorio para la realización de esta tesis.

La Maestra Ana Isabel Bieler, por sus agradables pláticas y, sobre todo, por las fotos que me ayudó a tomar y que ilustran los resultados de este trabajo.

Al Biólogo Brian Urbano y a la Maestra Martha Reguero, por ser los primeros en escuchar mis “fantastideas” sobre los caracoles y apoyarme en mi primer acercamiento hacia esta tesis. Además, por revisarla y aceptar formar parte de mi jurado, **muchas gracias.**

La Maestra Julia Carabias, por alentarme a terminar esta tesis, por creer en mí y darme la oportunidad de realizar mis sueños. Por ser un ejemplo a seguir y ser mi maestra en la siguiente etapa de mi vida.

Mi amigo David Buchanan, por estar conmigo desde la distancia en la etapa inicial de este proceso y por llevarme a bucear para ver a los caracoles en su hábitat natural.

No quiero olvidar a nadie, pero no me alcanzarían las páginas para agradecer a todas aquellas personas que mediante su amistad me han guiado por los caminos que he tomado, a veces sencillos y a veces no tanto. A mis compañeros y compañeras de la facultad: Nor, Rafa, Timi (q.e.p.d.), Sil, Ju, Nat, Andreita, Val, Ro, a mi equipo naturesco, a todos ellos y a los que no menciono, **muchas gracias.** Agradezco también a los excelentes profesores de la Facultad de Ciencias de la UNAM, que no sólo saben enseñar, sino que además me brindaron su amistad y despertaron en mí las ganas de trabajar duro para ser una mejor persona, en especial a Zenón Cano.

Contenido

RESUMEN	1
I.-INTRODUCCIÓN.....	2
1. Generalidades de los moluscos.....	2
2. Generalidades de la anatomía de los gasterópodos	2
3. La Familia Strombidae	4
4. Taxonomía y sistemática	6
5. Morfología de <i>Strombus pugilis</i>	6
6. Distribución geográfica	10
II.-ANTECEDENTES.....	12
1. Situación pesquera de <i>Strombus pugilis</i> en el Caribe.	12
2. Situación pesquera de <i>Strombus pugilis</i> en México.....	14
3. Medidas de conservación de <i>Strombus pugilis</i> en México	15
4. Biología reproductiva de <i>Strombus pugilis</i>	16
Anatomía del aparato reproductor femenino.....	16
Anatomía del aparato reproductor masculino.....	20
5. Ciclo gonádico.	23
6. Conductas y patrones reproductores.....	25
7. La masa ovígera.....	25
III.-JUSTIFICACIÓN	27
IV.-OBJETIVOS.....	28
1. Objetivo general.....	28
2. Objetivos particulares	28

V.-ÁREA DE ESTUDIO	29
VI.-MATERIALES Y MÉTODOS	31
1. Trabajo de campo.....	31
2. Trabajo de laboratorio	31
Procesamiento histológico.....	32
Corte.....	33
Tinción.....	33
Observación, descripción y toma de fotomicrografías	33
VII.-RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
1. Descripción histológica del aparato reproductor masculino	34
2. Descripción histológica del aparato reproductor femenino	43
VIII.-CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	47
IX.-BIBLIOGRAFIA.....	49
X.-ANEXOS	53
Técnica de Hematoxilina-Eosina	53
Técnica Tricrómica de Masson.....	53
Técnica Tricrómica de Mallory	54
Tricrómica de Gallego.....	54
Formulación de colorantes.....	55
Simbología.....	56

RESUMEN

El presente trabajo es una descripción histológica del aparato reproductor de *Strombus pugilis*. Se colectaron 10 organismos en el Puerto de Veracruz, 5 hembras y 5 machos los cuales se extrajeron de la concha. Se realizaron cortes de 6-8µm de la gónada, del conducto deferente, la próstata y el pene para el caso de los machos, mientras que para las hembras fueron realizados los cortes de la gónada y el canal ovígero únicamente. Los cortes se tiñeron utilizando los métodos de Gallego, Hematoxilina-eosina, Mallory y Masson.

Para el caso de los machos se identificaron a lo largo del aparato reproductor epitelios de tipo: germinal en los túbulos seminíferos, epitelio cúbico simple para el caso del conducto deferente, un epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado para el caso de la próstata y el pene. Mientras que para las hembras se identificó un epitelio germinativo para el caso de los folículos en la gónada y un epitelio columnar ciliado para el canal ovígero.

Palabras clave: histología, gónada, canal ovígero, próstata, conducto deferente, túbulos seminíferos, pene, folículos, *Strombus pugilis*.

I.-INTRODUCCIÓN

1. Generalidades de los moluscos.

El phylum Mollusca está dividido en siete diferentes clases: Aplacophora, Monoplacophora, Polyplacophora, Bivalvia, Gastropoda, Scaphopoda y Cephalopoda (Brusca y Brusca, 2003).

Los moluscos son invertebrados no segmentados (Lindner, 1978), protóstomados y celomados (Brusca y Brusca, 2003). Dos estructuras únicas de los moluscos son: el manto y la rádula. El manto es un velo que cubre la masa visceral y se encarga de secretar las conchas. Este se extiende hacia afuera y hacia abajo formando una cavidad conocida como la cavidad del manto (Solem, 1974).

Dentro de la boca se encuentra la rádula que es una estructura para la alimentación que cumple las funciones de lengua y dentadura (Solem, 1974), la cual mediante movimientos hacia adelante y hacia atrás raspan pequeñas partículas de su alimento. Existen diferentes tipos de rádula adaptados a los diferentes hábitos alimenticios, por ello aquellos moluscos que se alimentan por filtración carecen de ésta (Lindner, 1978).

El phylum Mollusca está caracterizado por poseer un plan corporal muy flexible. Muy pocos elementos están combinados de una manera tan sensacional para permitir tan diferentes formas de vida, y distintos métodos de locomoción (Solem, 1974). Dentro de este phylum, la clase de los gasterópodos, en la cual se ubican los caracoles y babosas, marinos, terrestres y de agua dulce, es la más diversa con aproximadamente 105,000 especies conocidas (Lindner, 1978).

2. Generalidades de la anatomía de los gasterópodos

Los gasterópodos son la primera clase de la cual se tiene registro Fósil. Aparecieron en el Cámbrico hace 450 millones de años (García-Cubas *et al.*, 1994; Clarkson, 2008). Son moluscos asimétricos con la concha univalvia, generalmente enrollada en espiral dentro de la cual el cuerpo puede retraerse. Durante el desarrollo, la masa visceral y el manto rotan 90°- 180° sobre el pie (torsión), de manera que el tubo digestivo y el sistema nervioso quedan girados y en forma de U. El canal excretor así como los ductos reproductivos se abren en la cavidad del manto, misma que proporciona una superficie de respiración (Lindner, 1978). En el agua, los cilios de las branquias bombean el agua hacia adentro de la cavidad propiciando la respiración al mismo tiempo que se eliminan los desechos de las aberturas anal y renal (Solem, 1974). Tienen el pie muscularizado y en

forma de suela reptante. En la cabeza se localizan los ojos y uno o dos pares de tentáculos (Brusca y Brusca, 2003).

La concha de los gasterópodos resulta de un enrollamiento helicoidal en torno al eje del cuerpo. Cada giro del helicoide se llama vuelta y a los puntos de contacto entre las vueltas se les denomina sutura. Internamente, la rotación alrededor del eje produce una columna central, la columela, que puede ser hueca o sólida (Boffi, 1979). La columela actúa como punto de apoyo para el músculo columelar que sujeta al organismo a la concha y sirve para empujarlo hacia adentro de la misma. La última vuelta producida es donde se encuentra alojada la mayor parte del animal y se le llama vuelta corporal, y al conjunto de vueltas, con excepción de la última, se le conoce como espira; la cúspide de la espira, muchas veces constituida por la concha larvaria es llamado ápice (Boffi, 1979).

La rádula, que es un órgano raspador a manera de lengua, consta desde pocos hasta cerca de medio millón de dientes individuales posicionados sobre un odontóforo. Los dientecillos más viejos se encuentran en la parte anterior de la membrana y éstos se reponen con dientes nuevos que van saliendo en la parte posterior de la membrana (Solem, 1974).

El corazón se encuentra en la región dorsal y consiste de un ventrículo y una o dos aurículas, el número corresponde con el número de branquias en la cavidad del manto. La cavidad alrededor del corazón es conocida como el pericardio (Lindner, 1978).

El sistema nervioso consiste de ganglios interconectados que proyectan nervios hacia diferentes órganos. El esófago se encuentra rodeado por un anillo de seis ganglios. Así, los órganos de los sentidos en la cabeza se encuentran conectados al ganglio cerebroide, los músculos del pie al ganglio pedal y los del manto a los ganglios pleurales. Hay también ganglios bucales que sirven a la región de la boca y a la rádula y otros ganglios más posteriores que inervan las vísceras (Lindner, 1978).

Los gasterópodos son muy diversos tanto en especies como en hábitats. Se dividen en tres subclases reconocidas, esto basándose en su anatomía, reproducción y la explotación de su hábitat. Los Prosobranchia que es la más primitiva de todas, con sexos separados y en su mayoría con una concha pesada. Son los más abundantes en el océano, sin embargo, hay especies que han colonizado tanto el agua dulce como la tierra (Solem, 1974).

Los Opisthobranchia, que derivan de los Prosobranchia, pero en donde las especies son en su mayoría hermafroditas, generalmente con una reducción en la concha o sin ella, y los Pulmonata que también derivan de los Prosobranchia pero son hermafroditas, respiran con pulmones y viven mayormente en la tierra o en agua dulce (Solem, 1974).

La mayoría de los prosobranquios son gonocóricos en donde hay solo una gónada en la parte apical derecha de la torsión. En los diotocardios, la gónada está conectada al riñón derecho por medio de un conducto y los gametos son liberados al exterior por medio de la abertura renal, por lo tanto la fertilización es externa. Los monotocardios tienen un ducto genital que corre paralelo al recto, la gónada se encuentra usualmente pegada a la columela junto a la glándula digestiva y la fertilización es interna (Voltzow, 1994).

Los gonoductos de los monotocardios son de origen mesodermal e histológicamente consisten de un epitelio cúbico o columnar ciliado simple, con capas de tejido conjuntivo y muscular liso. La principal función de estos conductos es transportar los gametos desde la gónada hasta la cavidad palial (Fretter, 1984; Voltzow, 1994). Los conductos genitales del macho (la testis) se encuentran enrollados para ocupar menor espacio del ápice de la concha. Usualmente consta de muchos túbulos que se abren en un ducto común (Voltzow, 1994).

3. La Familia Strombidae

Los miembros de esta familia de gasterópodos son caracoles que comúnmente habitan los bancos de arena o fangosos con camas de algas. Son muy apreciados por el hombre como alimento y como objetos ornamentales (Solem, 1974).

Este tipo de caracoles posee una concha muy pesada, lo que provee de una mejor protección, pero también causa un problema en cuanto al movimiento. El pie del caracol *Strombus gigas* está dividido en su parte anterior en el propodio que tiene forma de hoz, separado por una región estrecha en la parte posterior, el metapodio, que termina en el opérculo (Fig. 1; Solem, 1974).

Las conchas de los strombidos tienen la abertura alargada y cuentan con el canal sifonal, el opérculo es córneo y se alarga en las proximidades del margen. Una característica propia de esta familia es la presencia de una depresión en el margen del labio externo que sirve para su identificación (Boffi, 1979).

Estos gasterópodos se mueven por deslizamiento, pero cuando se encuentran asustados pueden dar saltos usando su opérculo como punto de apoyo (Boffi, 1979). Tienen ojos bien desarrollados que se encuentran instalados en la parte apical de los pedúnculos. El ojo es de colores brillantes y tiene hasta 5 anillos concéntricos muy coloridos. Usualmente la parte superficial de la concha de un estrómbido es un jardín de algas, briozoos y pequeñas esponjas (Solem, 1974).

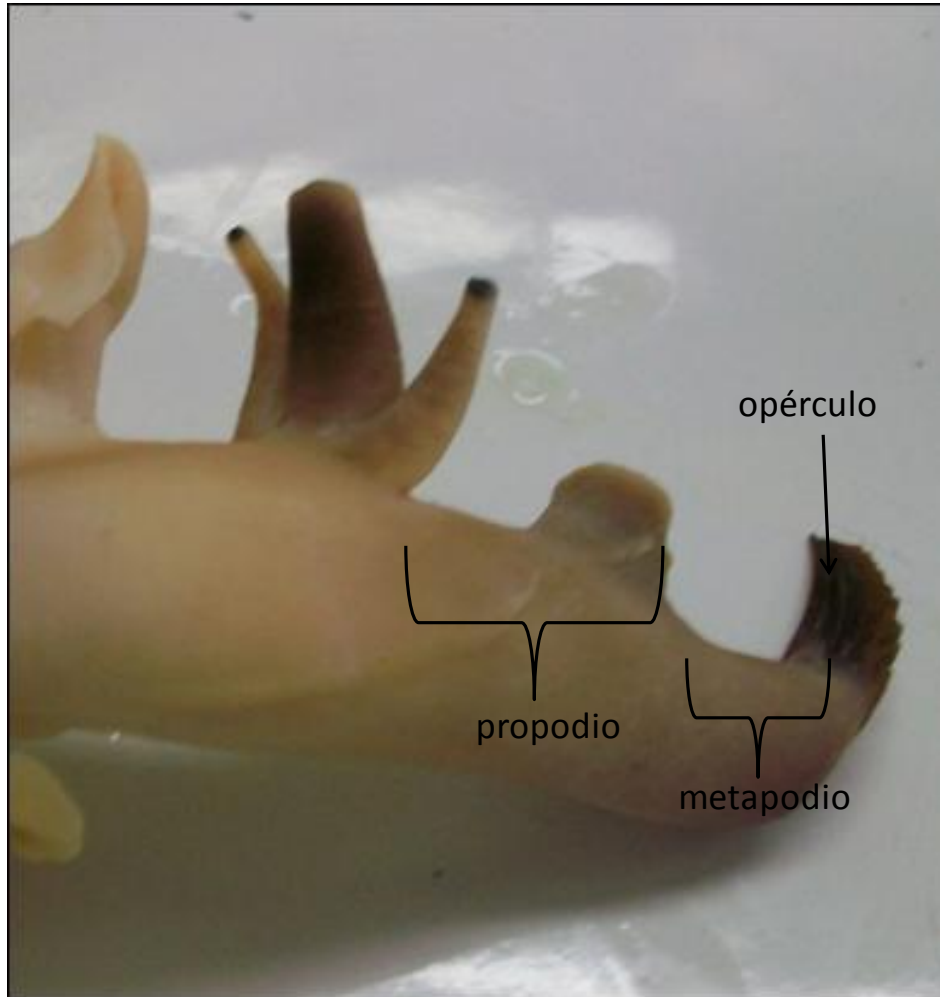


Figura 1. Pie de *Strombus pugilis*. (Archivo personal)

4. Taxonomía y sistemática

A continuación se presenta la sistemática filogenética más reciente recopilada por Bouchet y Rocroi (2005). Esta sistemática considera que las jerarquías taxonómicas clásicas: Subclase Prosobranchia, Ordenes Archaeogastropoda, Mesogastropoda y Neogastropoda son grupos artificiales separados por comparación de semejanzas fenotípicas, es decir no monofiléticos. Por lo que propone la utilización de clados para toda clasificación por arriba de Superfamilia.

Clasificación:

Clase: Gastropoda Cuvier, 1795

Clado: Littorinimorpha Golikov & Starobogatov, 1975

Superfamilia: Stromboidea Rafinesque, 1815

Familia: Strombidae Rafinesque, 1815

Subfamilia: Strombinae Rafinesque, 1815

Género: *Strombus* Linnaeus, 1785

Especie: *Strombus pugilis* Linnaeus, 1758

5. Morfología de *Strombus pugilis*

A pesar del amplio conocimiento de la biología de la especie hermana *Strombus gigas*, la especie *Strombus pugilis* casi no se ha estudiado. La especie *S. pugilis* es una de las seis especies de caracoles del género *Strombus* distribuidos a lo largo de toda la franja sobre las costas del Caribe con algunos representantes en el Golfo de México (Berg, 1976; Brownell *et al.*, 1981; Berg *et al.*, 1983 en Brito Manzano *et al.*, 1998).

La concha de *S. pugilis* tiene un tamaño aproximado de 7.5 a 10 cm de longitud, su color es café rojizo oscuro y frecuentemente moteado con café-naranja, o tiene barras en zigzag en la parte externa parietal (Fig. 2; García-Cubas *et al.*, 1994).



Figura 2. Observación de la concha de *Strombus pugilis*. **A** Vista dorsal. **B** Vista ventral. **C** Vista frontal. **D** Vista ventral mostrando la longitud de la concha (Archivo personal).

La concha es sólida, pesada y de forma cónica, la espiral está formada por ocho vueltas, la vuelta del cuerpo es muy grande, ocupa la mayor parte de la longitud total de la concha, el hombro de cada vuelta es amplio y las suturas son fácilmente observables. Las primeras vueltas pueden o no llevar espinas cortas, sin embargo, siempre se encuentran presentes en la última vuelta; en las primeras vueltas generalmente se observan dos várices que unen a las espiras postnucleares. La abertura es larga y amplia, el labio externo es grueso, con el interior pulido, el canal sifonal tiene forma de embudo en su base y con un canal terminal en el labio, justamente por debajo de él (Fig. 3). El opérculo de consistencia córnea, es aserrado y no cierra la abertura completamente. (García-Cubas *et al.*, 1994).

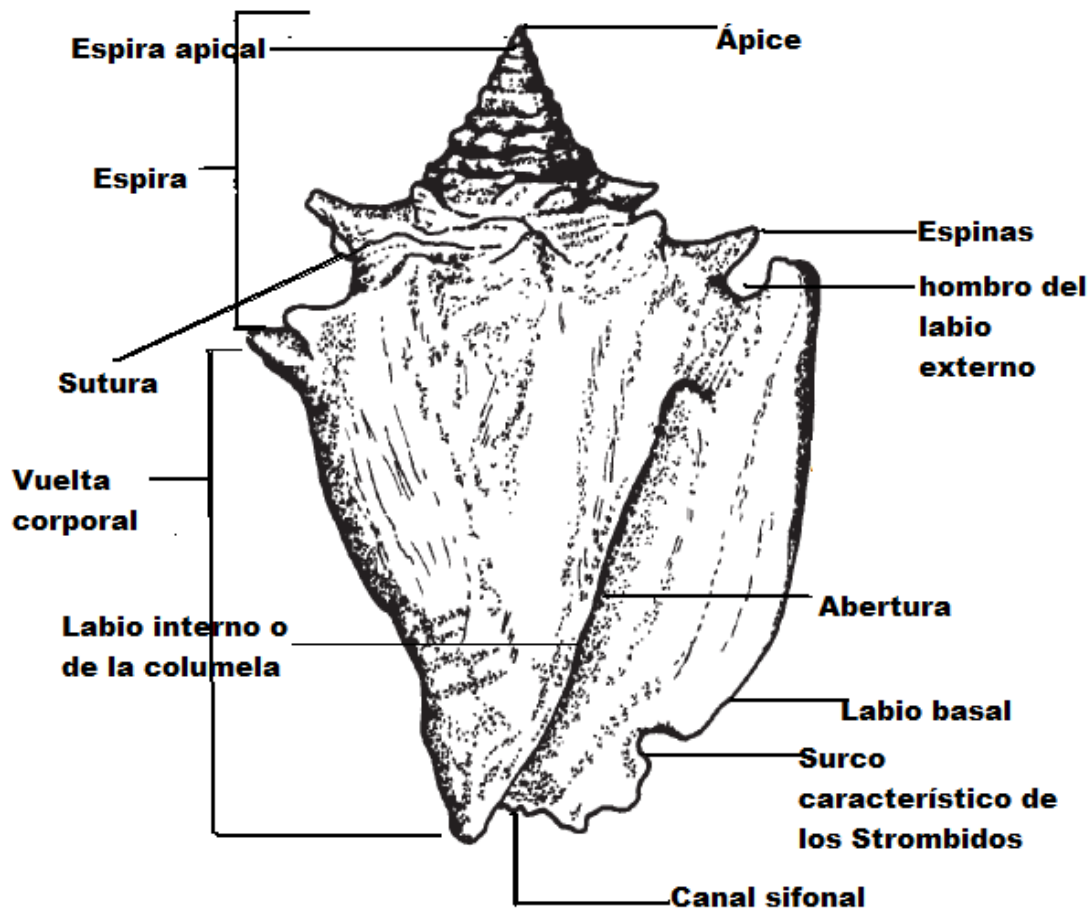


Figura 3.- Morfología de la concha de *Strombus pugilis*, vista ventral (Archivo personal).

Se distingue de una especie muy parecida, el *Strombus alatus* (Gmelin, 1791) porque *S. pugilis* muestra en su abertura un filo azul metálico.

El color, tanto de la cabeza como del pie, es beige claro con un café más oscuro en algunas áreas expuestas. La cabeza se encuentra claramente visible, el tamaño de la proboscis es aproximadamente de la misma longitud que el pie, es cilíndrica y altamente muscularizada (Simone, 2005), en el extremo anterior de la proboscis se encuentra un abultamiento en el cual se encuentra la rádula (Fig. 4). Las paredes externas de la proboscis tienen una capa delgada de fibras musculares oblicuas con una capa intermedia muy gruesa de fibras musculares longitudinales, mientras que la capa interna está formada por fibras musculares circulares, solo con un pequeño espacio para el esófago (Simone, 2005). La proboscis tiene la capacidad de estirarse o contraerse.

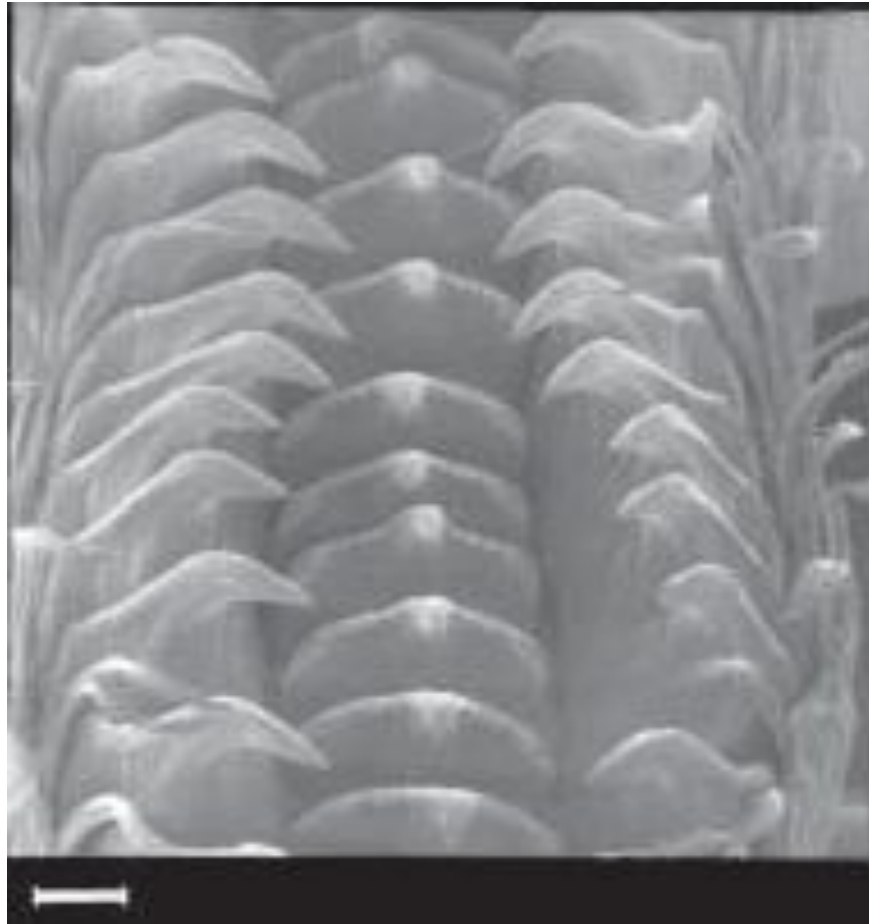


Figura 4.- Rádula de *Strombus pugilis* a una escala de =0.2mm. Imagen tomada de Simone, 2005.

Tiene los pedúnculos más largos que la proboscis situados por atrás de ésta, se bifurcan cerca de las puntas, sostienen a los ojos que son muy complejos, el ojo es muy oscuro pero el iris es colorido. El pie es cilíndrico y con una proyección en la región antero-ventral (propodio) (Simone, 2005).

Los machos tienen el pene insertado en la parte lateral derecha de la cabeza, cerca del borde del manto, mientras las hembras tienen un canal ovífero (Fig. 5) que va desde el borde del manto hasta el propodio, estas características permiten sexarlos (Simone, 2005; Baqueiro com. pers.)

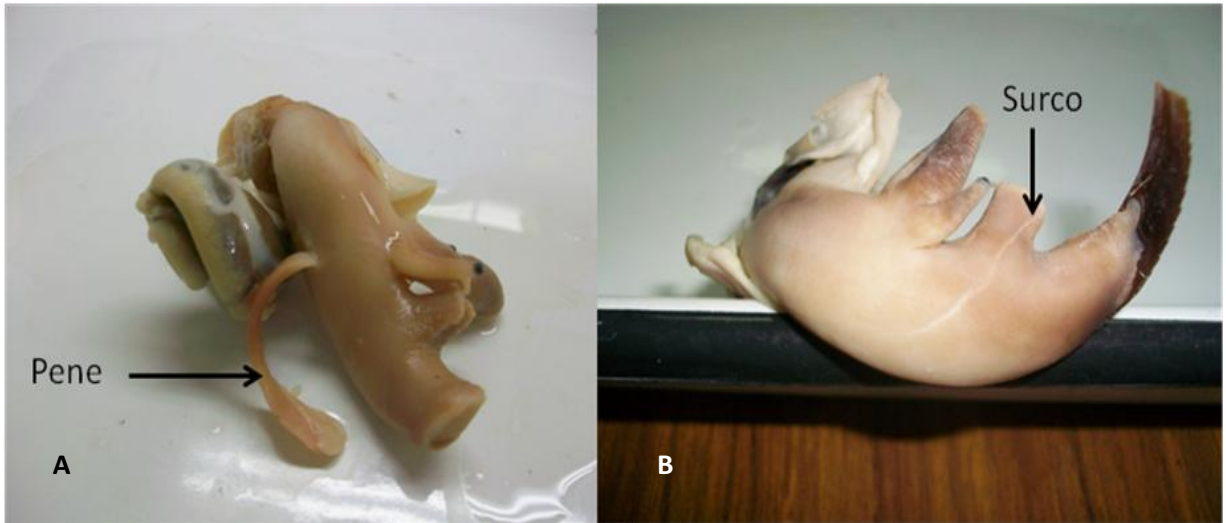


Figura 5. A Macho de *Strombus pugilis* mostrando su órgano copulador. B hembra de *Strombus pugilis* donde se exhibe el surco dorsal.

6. Distribución geográfica

La distribución geográfica de *Strombus pugilis* va desde los Estados Unidos (Florida), hasta Santa Catarina Brasil (Fig. 6; Boffi, 1979; Simone, 2005). En México se localiza en las costas de Veracruz, Tabasco, Campeche, Yucatán y Quintana Roo.

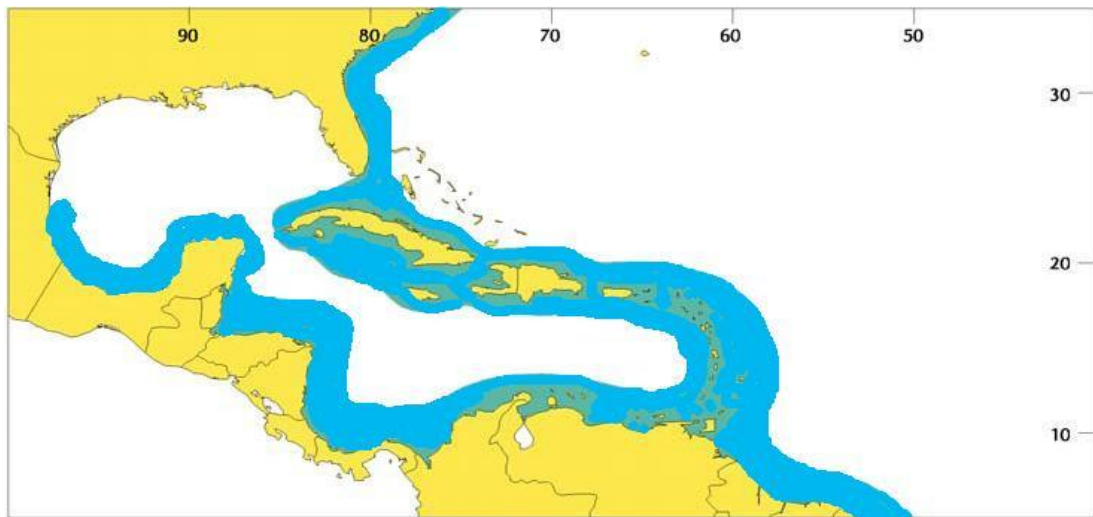


Figura 6.- Distribución de *Strombus pugilis* en las costas de América (Archivo personal).

Su hábitat es en aguas marinas poco profundas o cerca de *Zostera marina* (Linnaeus, 1753) y otros pastos como *Thalassia sp.*, en las entradas de lagunas, entre los ceibadales o en fondos arenosos o arcillo-arenosos. Su distribución vertical puede llegar hasta aguas de 15 m de profundidad. *S. pugilis* se encuentra formando grupos grandes y densos (Boffi, 1979; Simone, 2005). Se alimenta continuamente de algas durante el día para dejar de hacerlo durante la noche. Toma una posición típica cuando se alimenta, los ojos son dirigidos hacia arriba para que al más mínimo movimiento en las proximidades el animal pueda saltar violentamente para protegerse al interior de la concha (Boffi, 1979).

II.-ANTECEDENTES

1. Situación pesquera de *Strombus pugilis* en el Caribe.

Los intereses prácticos de los seres humanos hacia los moluscos como fuente de alimento o como objetos incorporados en arte y religión preceden cualquier estudio científico sobre estos organismos. Las personas se dedicaban al comercio de moluscos mucho tiempo antes que en la historia se registrara esta actividad. Las conchas eran cambiadas entre tribus, terminando cientos de kilómetros lejos de las costas como tributos u ofrecimientos en funerales. Objetos artísticos de muchas culturas en todas partes del mundo han incorporado estas conchas a sus diseños (Figs. 7 y 8; Solem, 1974). En Brasil, así como en varias islas caribeñas este caracol es utilizado como alimento y la concha es acumulada para producir cal (Boffi, 1979).



Figura 7. Conchas de *Strombus pugilis* para su venta en el Puerto de Veracruz (Archivo personal).



Figura 8. Artesanías realizadas con las conchas de *Strombus pugilis* (Archivo personal).

2. Situación pesquera de *Strombus pugilis* en México

El caracol canelo (*S. pugilis*) es una de las especies de caracol comercializada en México. Es la más abundante y tiene un alto valor de cotización en el mercado en el Puerto de Veracruz, lo que repercute en un número no establecido de pescadores. La extracción de *Strombus pugilis* se realiza a través del buceo libre o con equipo autónomo escuba.

No existen registros históricos de las capturas, así mismo no se conoce el esfuerzo pesquero, pero mediante muestreos realizados por el Centro Regional de Investigación Pesquera de Veracruz (CRIP-Veracruz) frente a la punta de Antón Lizardo se estima que el tiempo de buceo para localización del recurso es de 90 minutos aproximadamente. El tiempo total de buceo efectivo (extracción) es de 927 minutos, durante el cual se extraen 25 costales harineros de 60 kg cada uno en un área de 186 ha, estimando 728 caracoles por costal, y el tiempo promedio de extracción por costal es de 37 minutos (CRIP-Veracruz, datos no pub.).

En los registros obtenidos de los arrecifes localizados frente a Veracruz se tiene que el tiempo de buceo es de 80 minutos por buzo, durante el cual se extraen 8 costales harineros de 50 kg cada uno (4 costales por buzo), estimándose 548 caracoles por costal, el tiempo promedio de extracción por costal por buzo es de 20 minutos. Se utilizaron en promedio de 4 a 5 tanques de buceo. Cada costal rinde aproximadamente 5.5 kg de pulpa y el precio fluctúa entre \$32 y \$42 pesos por kilogramo que abastece al mercado regional. En 1993 existían cinco permisos y actualmente existen tres, dos en Antón Lizardo y uno en el Puerto de Veracruz. La pesca de este molusco es de importancia alimentaria, se comercializa en el mercado para la elaboración de platillos típicos como es el ceviche de caracol y la concha se vende como recuerdo o en artesanías en la zona del malecón en el Puerto de Veracruz (CRIP-Veracruz, datos no pub.).

En cuanto a la zona de Campeche, se estima que son extraídas 700 toneladas al año de 8 especies de caracoles, de las cuales el 20% pertenecen a *S. pugilis* (Baqueiro y Aldana, 2005). La producción de pulpa de *S. pugilis* en 1983 alcanzó un máximo de 1,250 ton en Yucatán lo que generó ingresos de \$200,000 dólares a los pescadores de la región (Góngora *et al.*, 2007).

Según la Carta Nacional Pesquera publicada en el Diario Oficial de la Federación por la Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA), con fecha del 2 de diciembre del 2010, Campeche contribuye con el 95%, Quintana Roo con el 4%, Tabasco con el 0.7% y Veracruz con el 0.3% de la

producción total de la pulpa de caracol para el Golfo de México y Mar Caribe. Para Campeche el 5% corresponde a *Strombus costatus*, *Pleuroploca gigantea*, *Strombus pugilis*, *Melongena corona* y *Fasciolaria tulipa*. En Veracruz, *S. pugilis* es el caracol más explotado (CONAPESCA, 2010).

La Norma Oficial Mexicana NOM-013-PESC-1994 solo contempla 2 especies de estrombidos para la regulación de su pesquería: el caracol rosado (*S. gigas*) y al caracol lanceta (*S. costatus*).

3. Medidas de conservación de *Strombus pugilis* en México

El CRIP-Veracruz participó en la elaboración del Programa de Manejo del Parque Natural “Sistema Arrecifal Veracruzano” (SAV), en el cual se propusieron estrategias para el manejo de los moluscos y demás recursos pesqueros, de tal forma que su aprovechamiento pudiese continuar bajo un estricto esquema de ordenamiento, protegiendo tanto los recursos como el ecosistema.

Con base en investigaciones biológico pesqueras desarrolladas por la Secretaría de Desarrollo Social, en coordinación con la SEMARNAP, el 25 de noviembre de 1994 se reformó el Artículo Sexto del Decreto Presidencial de fecha 21 de agosto de 1992, sobre la situación de las especies de moluscos, particularmente de pulpo, caracol y almeja, indicándose que se permite el aprovechamiento controlado y reglamentado de algunas de estas especies (CRIP-Veracruz, datos no pub.).

Sin embargo, la pesquería de caracol canelo no está reglamentada y las medidas regulatorias al respecto se han concretado a establecer talla mínima de captura y en algunas ocasiones a recomendar una cuota de extracción así como la temporada de veda.

La época de veda comprende del 1º de octubre al 31 de marzo y la temporada de pesca va del 1º de abril al 30 de septiembre. Esta temporada de veda coincide con la temporada de nortes, época en la que disminuye el esfuerzo pesquero y no se toma en cuenta la temporada de reproducción, la cual Baqueiro y Aldana (2005) la ubican entre abril y octubre, con un periodo de máxima intensidad entre mayo y agosto. Las tallas mínimas de captura recomendadas de 1991 a la fecha se localizan entre los 80 y 84 mm.

4. Biología reproductiva de *Strombus pugilis*

Anatomía del aparato reproductor femenino.

A nivel macroscópico la apariencia de la gónada en reposo es lisa con un color que va del crema a amarillo claro (Fig. 9), al madurar el tejido toma apariencia granular y el color pasa a café naranja (Reed, 1995b; Baqueiro y Aldana, 2005). El ovario se encuentra en la parte más distal del cuerpo del animal sobrepuesta a la glándula digestiva, localizada en la última espira de la concha. Oviductos corren a lo largo del ovario para terminar en un solo conducto, el de Falopio (Fig. 10; Reed, 1995b).

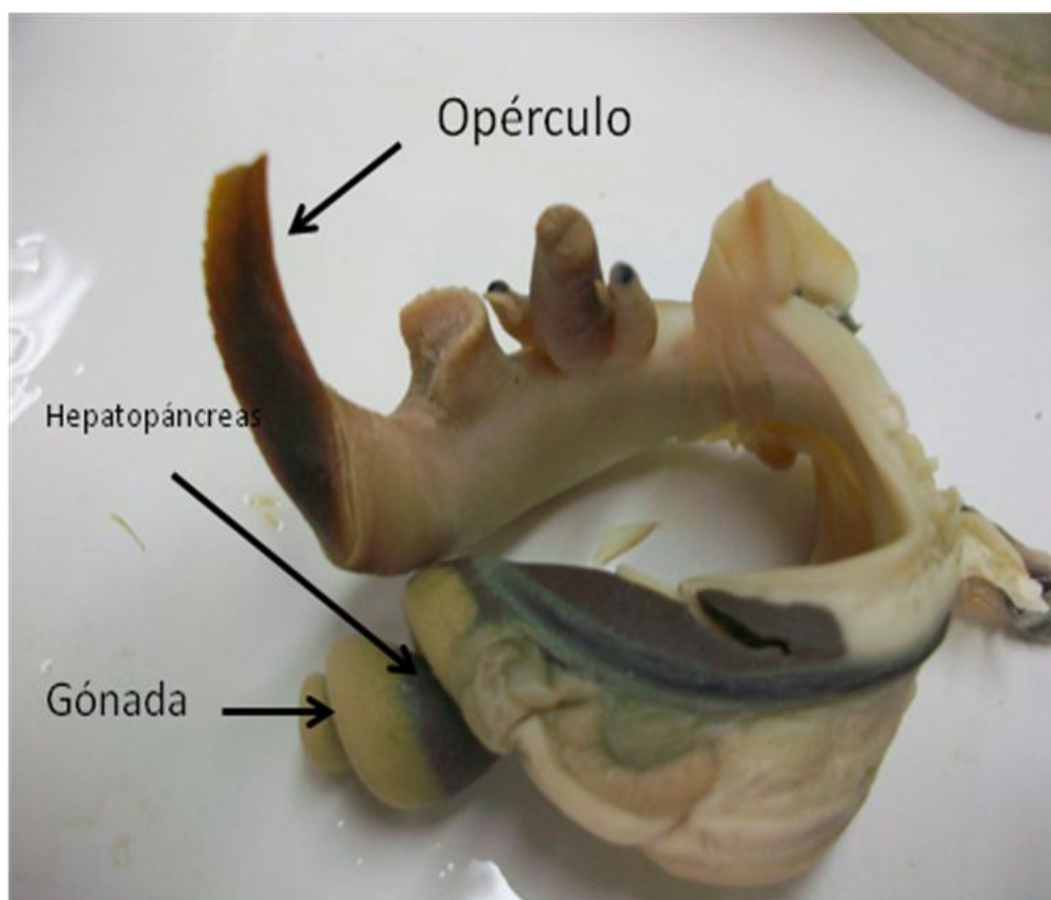


Figura 9. Se muestra la anatomía externa de *Strombus pugilis* con énfasis en la gónada y su coloración (Archivo personal).

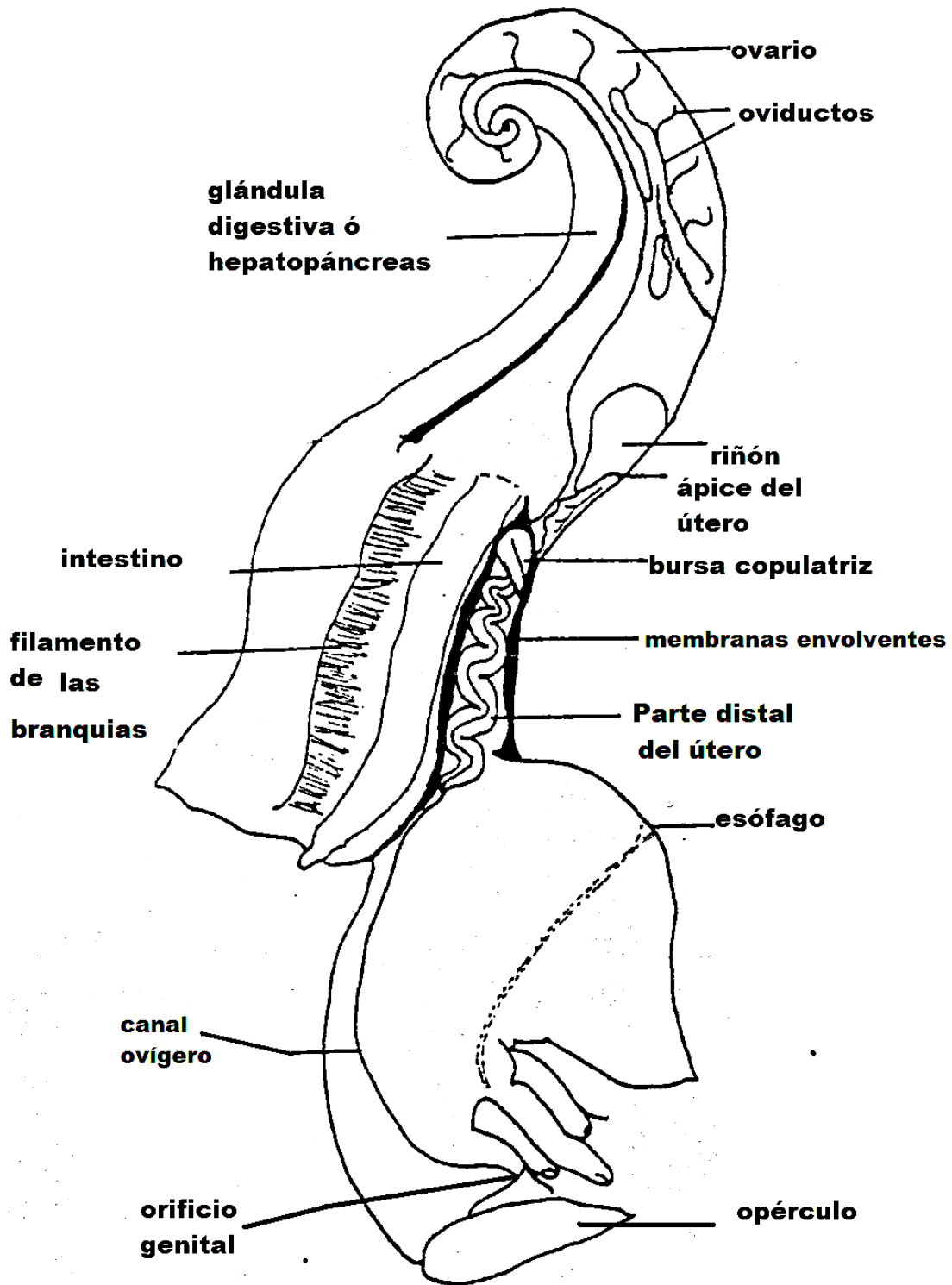


Figura 10. Anatomía interna de las hembras de *Strombus pugilis* con la ubicación de algunos de sus órganos, tomada de Reed (1995b).

El conducto de Falopio entra al útero en posición posterior a la bursa copulatriz, en la cual el macho introduce el pene durante la copulación. En la bursa copulatriz el macho deposita el esperma (Reed, 1995b).

El tracto espermático está formado por una membrana envolvente y la pared de la parte más distal del útero, va desde la bursa copulatriz hasta la abertura de la espermateca por donde el semen es transportado (Reed, 1995b).

La capacidad de almacenamiento de esperma en *Strombus pugilis* es de 0.5 ml aproximadamente. La directa deposición del esperma en la espermateca es imposible debido a que la apertura es muy pequeña para que el macho la penetre (Reed, 1995b).

La primera porción del útero es una ranura cerrada que se enrolla en sí misma varias veces, con muchas paredes adyacentes fusionadas, lo forma una invaginación que se le designa la “bola del útero”. La porción principal del útero tiene forma de una “U”, que se sitúa posterior y paralelamente a la primera sección del útero, para después virar paralela a sí misma y al intestino. Otra porción denominada ápice del útero se proyecta desde la U que forma la porción principal del útero (Fig. 11; Reed, 1995b).

La parte más distal del útero es una ranura sencilla, flanqueada por los dos lados por membranas denominadas “membranas envolventes” formadas por extensiones del manto. El útero termina con el manto y continúa sólo como un surco hasta el pie como un doblez del epitelio (canal ovígero) que es visible cuando el animal sale de la concha (Reed, 1995b).

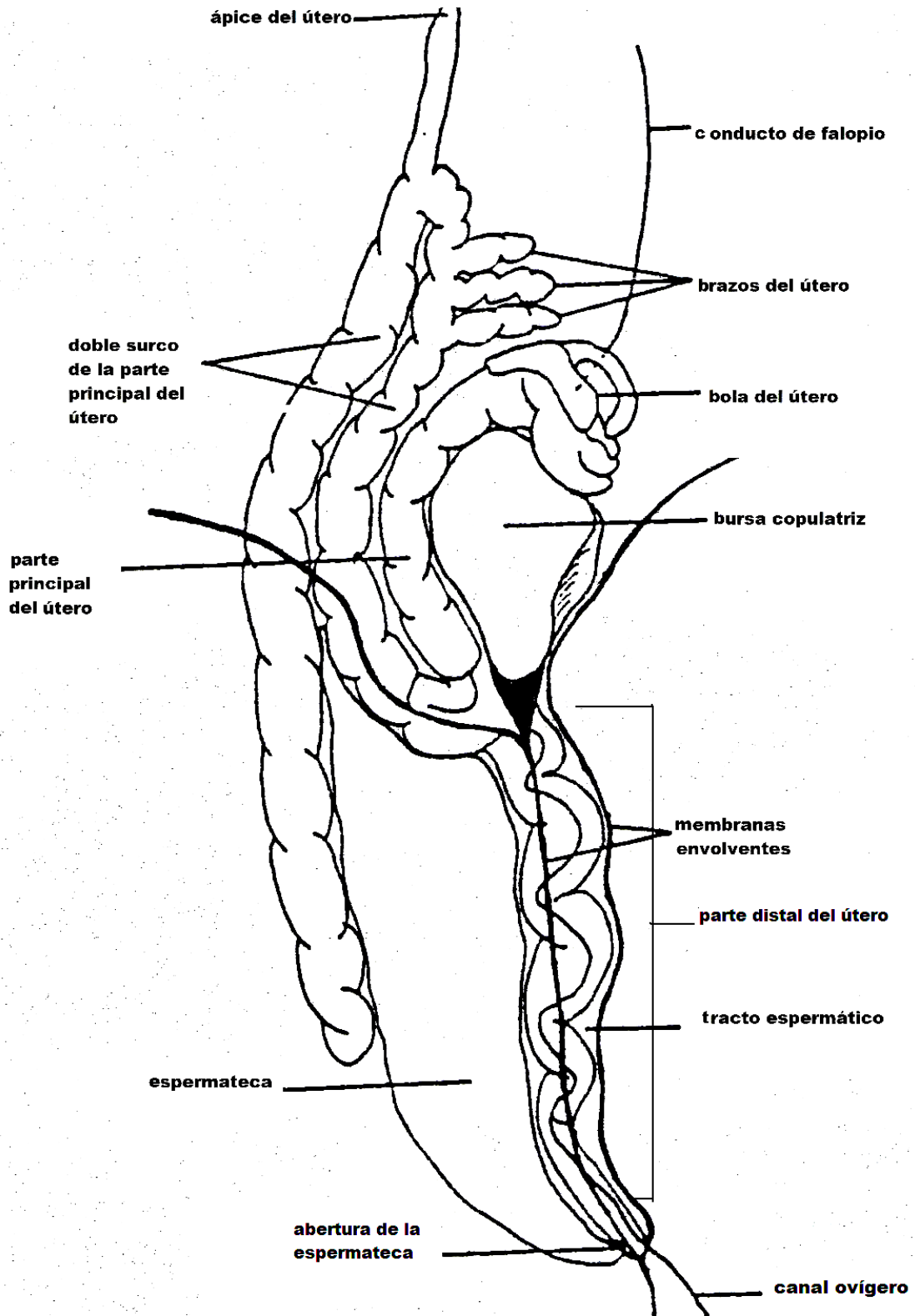


Figura 11. Anatomía interna del aparato reproductor femenino de *Strombus pugilis*, tomada de Reed (1995b).

Anatomía del aparato reproductor masculino.

La gónada de los machos se localiza, al igual que en las hembras, adyacente a la glándula digestiva, también conocida como hepatopáncreas. En estado de reposo la gónada es lisa, y conforme madura pasa de color crema a naranja brillante (Fig. 12). La gónada está compuesta por la *testis*, que es una red de túbulos seminíferos que contienen a las células espermáticas.



Figura 12. Fotografía en la que se puede observar la coloración naranja brillante de la gónada de un macho de *Strombus pugilis*.

Los túbulos seminíferos corren a lo largo de la gónada para posteriormente fusionarse en un solo tubo hasta la glándula prostática. Este vaso deferente simple se abre en una ranura formada por la pared del manto y la glándula prostática. La glándula prostática se encuentra compuesta casi en su totalidad por células secretoras que se arreglan en capas simples alrededor del lumen.

La glándula prostática se sitúa en paralelo al intestino en la masa visceral tomando una coloración verde olivo en los organismos maduros, mientras que en los inmaduros es blanca (Reed, 1995a).

Al final de la glándula prostática el surco espermático continúa hasta el pie formada por una extensión del epitelio del manto, para terminar en la parte más distal del pene (Reed, 1995a).

El pene tiene una proyección en el ápice (Fig. 13). En esta proyección se observan filas de papilas secretoras de mucus. El pene puede estirarse hasta seis veces su tamaño para alcanzar el órgano copulador de las hembras. Los machos poseen penes que en caso de perderse pueden regenerarse (Reed, 1995a).

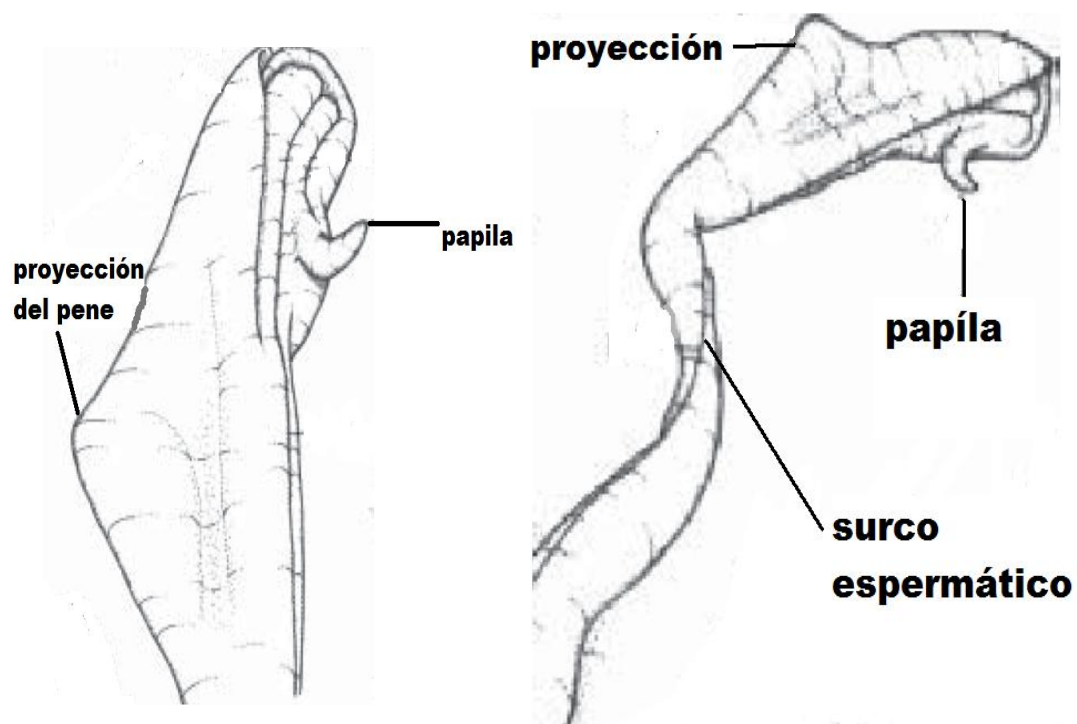


Figura 13.- Esquema del pene de *Strombus pugilis*, tomada de Simone (2005).

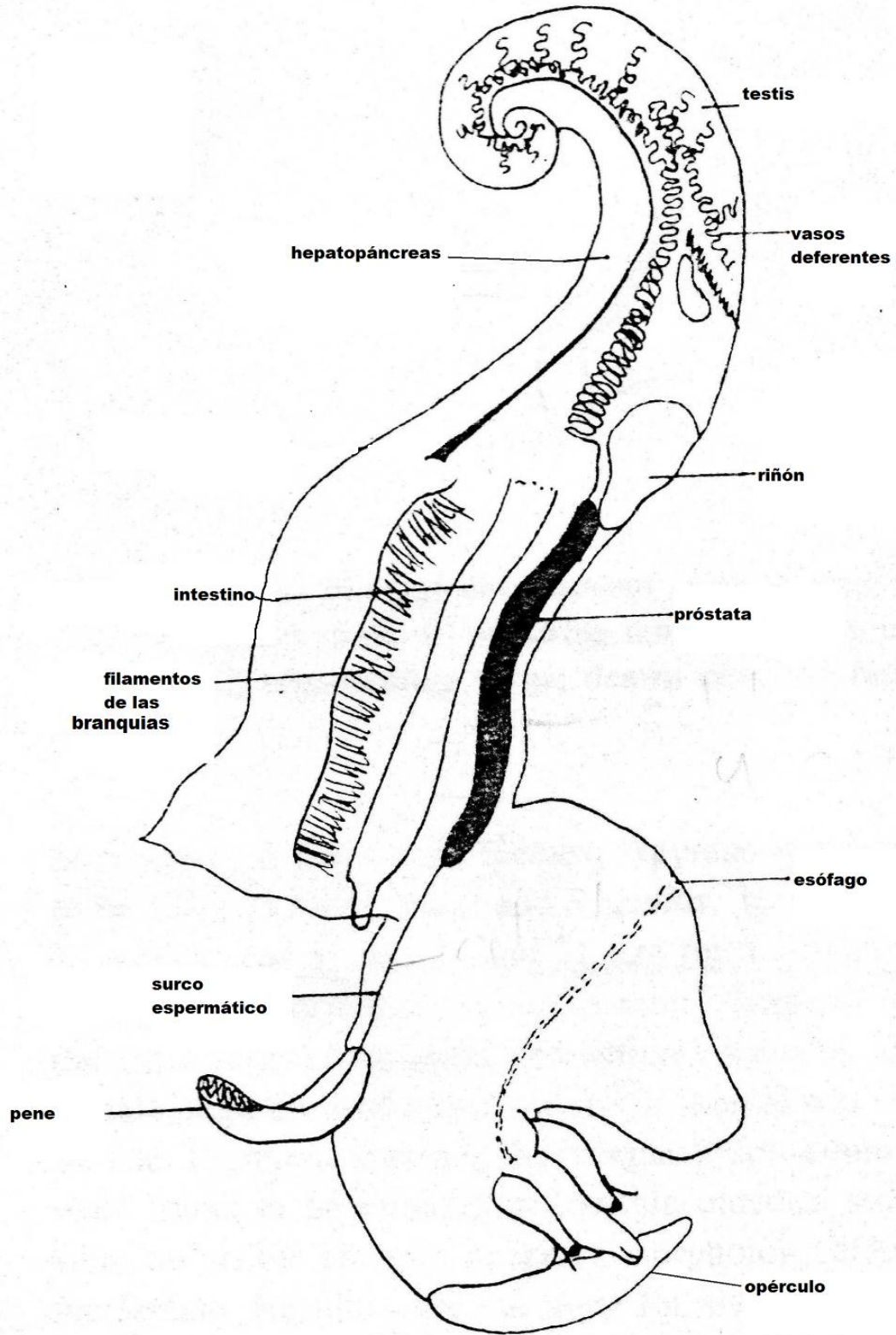


Figura 14.- Esquema de la anatomía interna del aparato reproductor masculino de *Strombus pugilis* (Reed, 1995a).

5. Ciclo gonádico.

En cuanto a la biología reproductiva, Bradshaw-Hawkins (1982) describió el ciclo gonádico de *Strombus pugilis* en Barbados, mientras que Baqueiro y Aldana (2005) lo hicieron para la zona de Campeche en México.

El ciclo gonádico de esta especie está determinado por el ambiente (Baqueiro, 1998), por lo que varía según el lugar y el año. Baqueiro y Aldana (2005) reportaron para la zona de Campeche que tanto las hembras como machos presentan dos periodos de reposo después de la expulsión de gametos; en las hembras ocurre de mayo a octubre, con un 40% en julio, mientras que para los machos se extiende de marzo a octubre, con un máximo del 20% en julio. En el mismo estudio se registró que las hembras entran en gametogénesis en dos pulsos, uno de febrero a junio, con un pico del 60% en abril, mientras que el otro ocurre de septiembre a octubre con un máximo del 70% en septiembre. Un porcentaje muy grande de la población fue encontrado maduro durante todo el año con un máximo del 80% en agosto. La expulsión de gametos fue discontinua con cuatro pulsos de baja intensidad (Fig. 15). Para el caso de los machos la gametogénesis se presenta en un porcentaje bajo de mayo a octubre con un máximo de 20% para el mes de Julio. La madurez solo fue observada para el 10% en el mes de julio mientras que la expulsión de gametos se presentó en un 70% a lo largo del año con un máximo del 100% en el mes de agosto. La etapa de post-desove se registró en 3 pulsos con picos en febrero, julio y octubre (Fig. 16).

S. pugilis de las costas de Campeche ha mostrado tener una rápida recuperación en la gónada, lo que posibilitaría a los organismos para reproducirse durante todo el año (Baqueiro y Aldana, 2005).

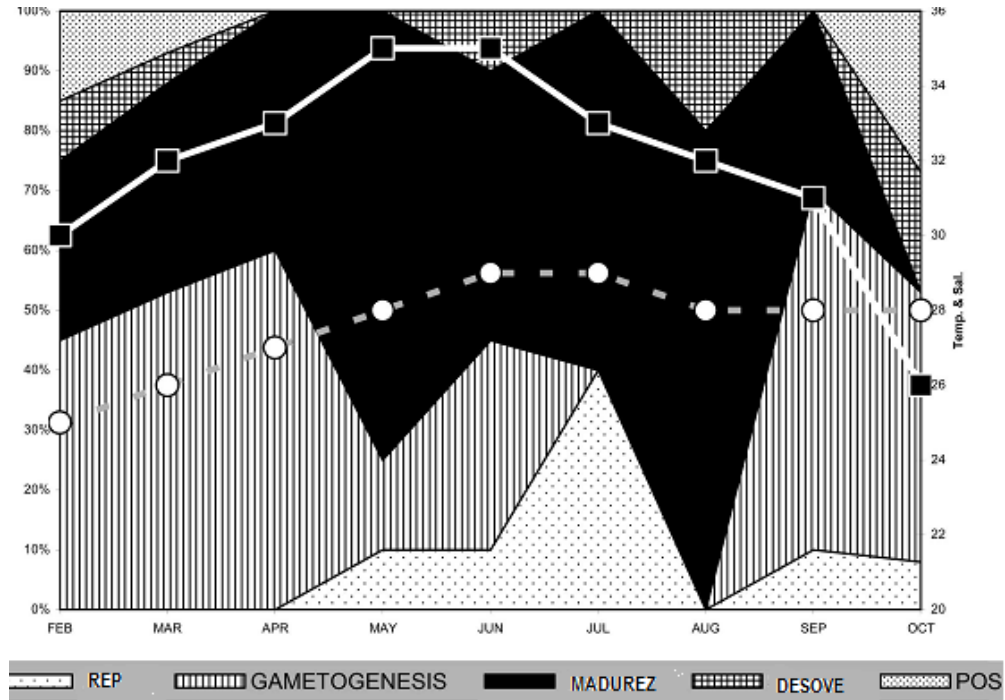


Figura 15. Ciclo gonádico de hembras de *Strombus pugilis* para la zona de Campeche Mex. Baqueiro et al. (2005)

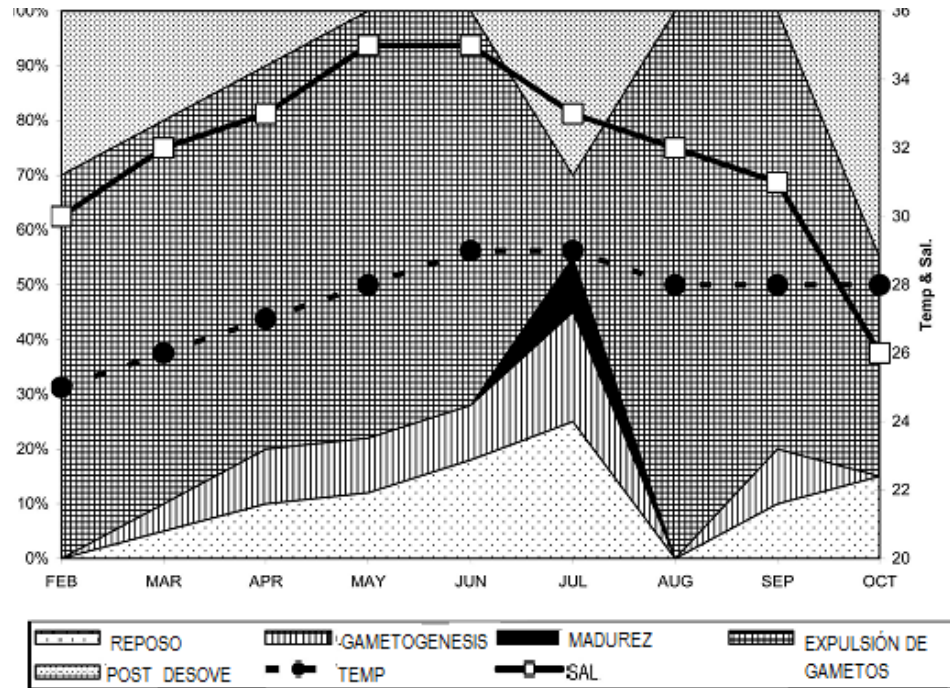


Figura 16. Ciclo gonádico de los machos de *Strombus pugilis* para la zona de Campeche, Mex. Baqueiro et al., (2005).

6. Conductas y patrones reproductores.

El caracol canelo no muestra dimorfismo sexual, la única característica externa que presentan no es en la concha, sino que los machos presentan un órgano copulador “pene”, mientras que las hembras presentan un surco que conduce a un poro en la superficie dorsal para la copulación (Reed 1995a; Baqueiro y Aldana, 2005).

La época reproductora de los estrómbidos es prolongada con múltiples desoves (Weil y Laughlin, 1984; Reed, 1995b). La actividad reproductora decrece o cesa durante los meses de invierno debido al descenso de la temperatura, lo que provoca que los organismos tomen una conducta de entierro en los fondos fangosos en los que habitan, en donde permanecen por lo menos dos meses al año (Reed, 1995c).

La cópula durante la temporada de oviposición en esta especie es muy frecuente. El ciclo de reproducción de estos gasterópodos parece estar relacionada con los ciclos lunares, ya que los picos de oviposición son más frecuentemente observados después de la luna llena y, la actividad reproductora es mucho más grande durante la segunda semana después de una luna llena en comparación con las otras tres semanas (Reed, 1995c).

Percharde (1968, 1970) al igual que Reed (1995c), notaron que la conducta de enterrarse así como la conducta reproductora sugieren una periodicidad dependiente de la luna, actuando como una señal para el desove.

Las conductas reproductoras en esta especie son muy particulares. En un estudio realizado por Reed (1995a), se observó que en un 99% de los casos los machos copulan con las hembras mientras que éstas se encuentran desovando. También se observó a un macho copulando con otro macho mientras éste copula con una hembra o, a dos o más machos intentando copular con una hembra a la vez.

7. La masa ovígera.

El procesamiento de los huevos a través del tracto reproductor no ha sido estudiado. Bradshaw-Hawkins (1982) menciona que la fertilización de los huevos ocurre aproximadamente 45 minutos después de la cópula. Se sabe también que las hembras pueden almacenar el esperma por semanas, ya que se les ha visto poniendo huevos en ausencia de machos, varias semanas después de la última cópula (Reed, 1995a).

Reed (1995b) nunca encontró huevos dentro de los oviductos a menos que la hembra estuviera en la puesta. Las hembras depositan la masa ovígera en el sustrato, formando una freza cubierta con granos de arena para protegerla de sus depredadores (Fig. 17).

La puesta de estos gasterópodos es de cientos de huevos contenidos en cápsulas, éstos se desarrollarán a los pocos días en unas larvas véliger que pueden desplazarse eficientemente con unas pequeñas aletas llamadas velum. La diminuta concha formada por la véliger se denomina protoconcha y posee características diferentes a la concha del adulto en la que se desarrollará (López, 1987).

El tiempo de eclosión registrado por Góngora *et al.*, (2007) fue de 70 h a una temperatura de 28° C, el peso promedio de la masa ovígera de una hembra fue de 1.031 g, presentando un número de embriones de aproximadamente 264 en 2 cm de masa.



Figura 17. Masa ovígera de *Strombus pugilis*. (De Anne Du Pont 2008)

III.-JUSTIFICACIÓN

El caracol canelo (*Strombus pugilis*) es una de las especies de gasterópodo comercializada en la zona del Puerto de Veracruz y por lo tanto representa la existencia de demanda de este recurso en el área. En México se extrae de manera intensiva en las costas del Golfo de México (Aldana y Patiño, 1998). La alta demanda del recurso y otros factores alternos, como es el desarrollo de la actividad turística en la región han propiciado que estos organismos disminuyan en abundancia (Brito et al., 1998).

La actividad pesquera en la zona del Golfo de México no es tan productiva como en la zona del Pacífico Mexicano, por lo que los pescadores complementan sus ingresos con la captura del caracol y, en muchos casos, la extracción de este recurso representa la principal fuente de ingresos. Esto repercute en que la época de veda en muchos casos no sea respetada al igual que la talla mínima de captura, por lo que la pesca del caracol se practica de una manera insustentable.

El caracol canelo ha venido a sustituir a otras especies de caracoles que anteriormente eran capturadas y que debido a la sobre-explotación se han convertido en una pesquería que ya no es redituable debido a su difícil localización y al gran esfuerzo pesquero. Dada la abundancia de *S. pugilis* se le ha considerado con una pesquería con grandes potencialidades (Baqueiro, 1998; Navarrete et al., 2000).

El caracol canelo es un recurso importante del que dependen algunas familias de pescadores del Puerto de Veracruz, además es un recurso que bien podría ser aprovechado de modo sustentable en muchas otras regiones de la costa del Caribe. Por lo anterior, resulta importante la realización de estudios relacionados con la biología reproductiva y la producción en cautiverio de la especie, así como estudios histológicos que nos permitan establecer un marco teórico para conocer el estado de salud del recurso.

IV.-OBJETIVOS

1. Objetivo general

- Describir histológicamente el aparato reproductor de hembras y machos de *Strombus pugilis*.

2. Objetivos particulares

- Describir histológicamente las diferentes estructuras del aparato reproductor de *Strombus pugilis*.
- Dar bases científicas que, junto con estudios de otros autores, puedan ayudar a establecer medidas regulatorias en la pesquería de este caracol, así como en el desarrollo de proyectos de acuicultura de esta especie.

V.-ÁREA DE ESTUDIO

Las colectas se realizaron en el Sistema Arrecifal Veracruzano (SAV), frente a las costas del Puerto de Veracruz, específicamente en el canal que se forma entre la Isla Sacrificios y el Arrecife de Pájaros con las siguientes coordenadas: 19° 10' 59" N y 96° 06' 03" O a una profundidad de 10m.

El Sistema Arrecifal Veracruzano se encuentra en el Golfo de México entre las siguientes coordenadas geográficas 19° 00' 00" y 19° 16' 00" de Latitud Norte y 95° 45' 00" y 96° 12' 00" de Longitud Oeste, aproximadamente a 1.5 millas sobre la costa en la plataforma continental (Fig. 18).

Dicho sistema se encuentra formado por dos grupos de arrecifes: el primero, situado frente al Puerto de Veracruz (área norte), formado por los arrecifes Ingeniero, Sacrificios, Pájaros, Isla Verde, Anegada de Adentro, Blanquilla, Galleguilla, Gallega y Punta Gorda y Hornos; el segundo situado frente a la Punta de Antón Lizardo (área sur), formado por los arrecifes: Anegada de Afuera, Santiaguillo, Anegadilla, Topatillo, Cabezo, En medio, Rizo, Chopas, Polo, Blanca, Giote y Punta Coyol (De la Lanza-Espino y Gómez., 2004).

Este sistema arrecifal se encuentra en la cuenca del Golfo de México, cuenta con 1.6 millones de kilómetros cuadrados de superficie y un volumen aproximado de 2.3 millones de kilómetros cúbicos. El tipo de mareas en esta región se caracteriza por su homogeneidad, predominando la marea diurna. Es un mar interior que se rige por una estacionalidad determinada por la época de secas (primavera), lluvias (verano, otoño) y nortes (invierno) (De la Lanza-Espino y Gómez., 2004).

En la zona del Golfo de México, la temperatura está determinada por el flujo de las aguas cálidas de la Corriente del Lazo. La temperatura superficial es de 28 a 29° C durante el verano y en invierno disminuye hasta los 19 o 20°C, ya que los vientos fríos provenientes del Norte ponen resistencia a las aguas cálidas procedentes del Sureste (De la Lanza-Espino y Gómez, 2004). La salinidad también está fuertemente relacionada con la Corriente del Lazo, la cual tiene una salinidad mayor a 36.4 ppm por arriba de los 200m. El oxígeno disuelto superficial es homogéneo en el transcurso del año, manteniendo niveles de 4 a 5ml/l. (De la Lanza-Espino y Gómez., 2004).

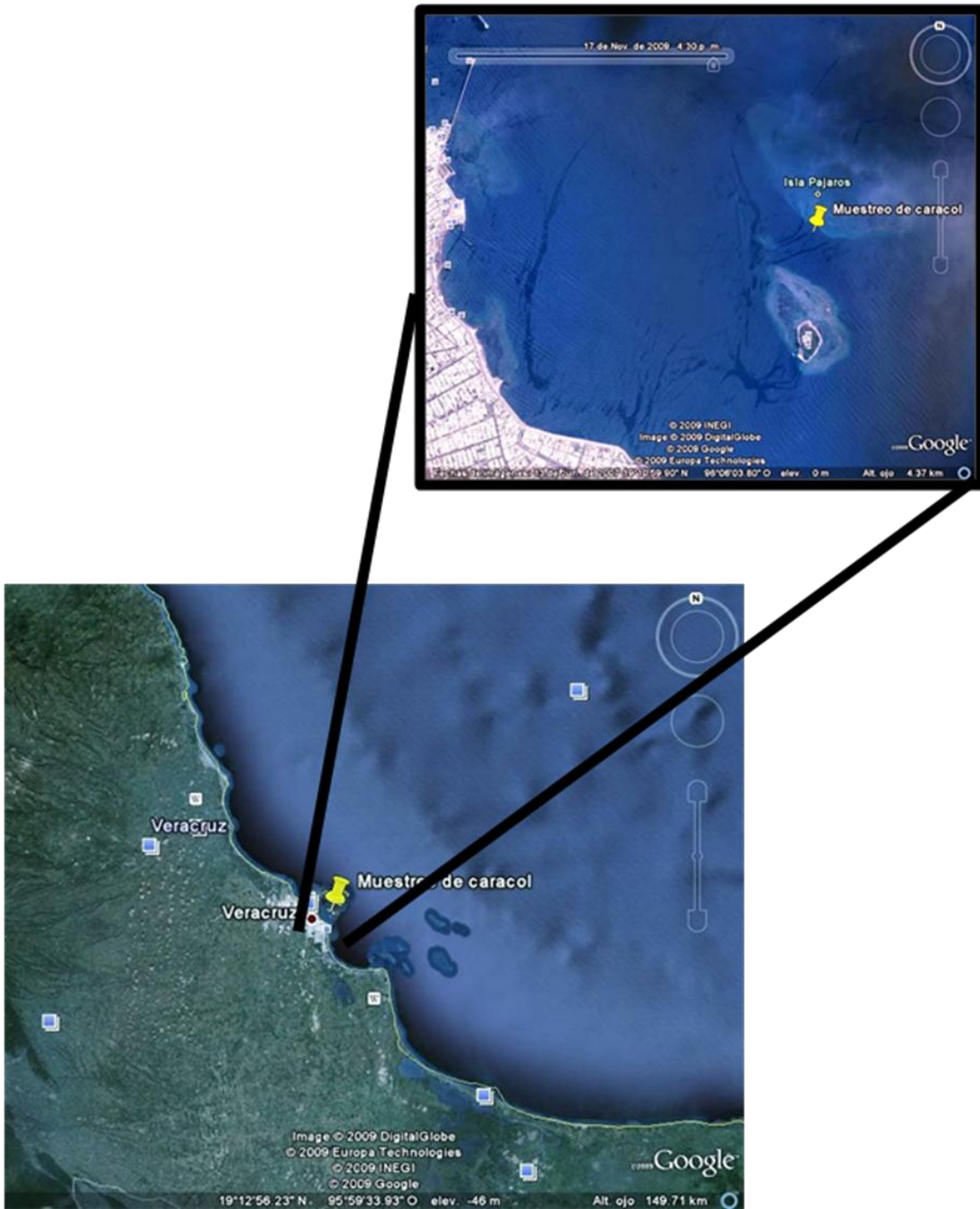


Figura 18. Zona de estudio, Puerto de Veracruz, México. (Tomada de Google maps)

VI.-MATERIALES Y MÉTODOS

1. Trabajo de campo

Para este estudio se realizaron 3 colectas, la primera el 20 de Marzo del año 2009 (se colectaron dos hembras y dos machos), la segunda el 16 de abril del 2010 (se colectaron una hembra y un macho) y la última el 18 de agosto del 2010 (se colectaron dos hembras y dos machos). Se colectaron 10 especímenes del caracol canelo *S. pugilis* en total.

Las colectas se realizaron por medio de buceo libre a una profundidad de 10 metros sobre arena fangosa, para la extracción se utilizó una embarcación mediana con motor fuera de borda, la selección de los organismos se realizó a simple vista localizando a los de mayor tamaño al interior de un costal con varios ejemplares, el resto de los caracoles se llevaron a puerto para su venta en el mercado local.

En campo se procedió a la extracción de los organismos de la concha. Se colocaron en un recipiente con agua salina y se metieron al horno de microondas por 15 segundos a máxima potencia (Berg y Adams, 1984), jalándolos cuidadosamente del opérculo se extrajeron a los animales de su concha y se colocaron en formol neutro al 10% con agua salina para fijarlos. Se guardaron por una semana en esta solución antes de pasarlos a alcohol al 70% para su conservación (Baqueiro com. pers.).

2. Trabajo de laboratorio

Se llevaron los ejemplares al Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México para su procesamiento histológico. Se tomaron las medidas del ancho, largo y alto de la concha y se fotografió el procedimiento.

Se realizaron cortes de aproximadamente 1cm a lo largo de todo el cuerpo del caracol para mantener una secuencia de los órganos reproductores. Los segmentos se colocaron en histocassettes para su posterior aclaración y deshidratación del tejido, se fotografió todo el proceso (Fig. 19).



Figura 19. Procesamiento de las muestras. **A.** Corte de los órganos reproductores, **B** y **C** los cortes se etiquetaron y posteriormente se colocaron en histocassettes para su deshidratación, y **D,** toma de fotografías de las partes disectadas.

Procesamiento histológico

Se utilizó un histokinette American Optical ^{MR}, que a base de alcoholes graduales y xilol aclara y deshidrata el tejido. A continuación se indica la secuencia utilizada en el laboratorio de invertebrados de la facultad de ciencias para la deshidratación.

Secuencia de deshidratación para inclusión

Alcohol 70°	12hrs
Alcohol 83° (en 2 cambios)	1hr
Alcohol 96° (en 2 cambios)	1hr
Alcohol 100° (en 2 cambios)	1hr
50% alcohol abs. 50% xilol	15min
Xilol 100%	15min
Parafina (56°C-58°C)	(en 2 cambios) 1hr

Corte

Una vez extraídos del histokinette, se procedió a su inclusión en parafina (56°C-58°C). Los cortes histológicos se hicieron a un grosor de 6-8µm, de espesor con una orientación transversal al órgano, con la ayuda de un micrótopo de rotación Leica RM 2125RT. Se colocaron en un baño de flotación a una temperatura de 30°C-37°C, con grenetina disuelta en el agua, para su montaje en el portaobjetos.

Tinción

Se aplicaron diversas técnicas histológicas para definir las estructuras de los tejidos. Hematoxilina-Eosina (H-E) (Tabla 1), técnica que da un panorama general de los tejidos. La técnica tricrómica de Masson (Tabla 2), que permite diferenciar tejidos. La técnica tricrómica de Mallory (Tabla 3), técnica en la que se identifica muy bien la colágena. La tricrómica de Gallego (Tabla 4), que permite diferenciar tejidos epiteliales. Todas las técnicas histológicas y la preparación de las soluciones compuestas se basaron en el manual de Aguilar-Morales *et al.*, (1996), con algunas modificaciones en los tiempos dependiendo de la efectividad de tinción de los colorantes.

Observación, descripción y toma de fotomicrografías

Las preparaciones fueron observadas en microscopía de campo claro, en un microscopio Nikon SE serie 860006. Las fotomicrografías fueron tomadas en un microscopio Olympus Provis AX70, del Laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México con ayuda de la M. en F.C. Ana Isabel Bieler. Por medio de las observaciones al microscopio y con ayuda de las fotografías se llevó a cabo la descripción de los tejidos observados. El tratamiento final y maquetación de las fotomicrofotografías fue efectuado con el programa PowerPoint.

VII.-RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1. Descripción histológica del aparato reproductor masculino

Los gónada de los machos de *Strombus pugilis* se encuentra conformada por una serie de túbulos seminíferos que forman la rete testis. Estos túbulos se encuentran rodeados de tejido conjuntivo laxo y, es este mismo tejido el que separa a la gónada del hepatopáncreas. Al interior de estos túbulos se observa una espermatogénesis centrípeta y, en general, todos los organismos muestreados en este estudio se encontraban en un estadio gonadal de madurez según lo reportado para *Strombus gigas* por Ávila-Poveda (2004), ya que el tejido tubular ocupa hasta el 80% del área de la gónada. En la gónada madura, se observan túbulos compactos al igual que túbulos vacíos hacia la luz.

Al igual que en la especie hermana *S. gigas*, *S. pugilis* presenta túbulos de forma alargada de 500µm aunque Baqueiro y Aldana (2005), reportan túbulos de hasta 800µm y en muchos casos, estos túbulos se encuentran unidos entre sí. Los túbulos se encuentran formados por un epitelio germinativo constituido por células en diferentes estadios de desarrollo denominadas “series espermatogénicas”, en las cuales, las espermatogonias y espermatoцитos se distribuyen en la periferia mientras las espermatidas y los espermatozoides típicos y atípicos en el lumen (Figs. 20-22).

Las espermatogonias que se encuentran adheridas a la membrana basal miden entre 5-7µm de diámetro (Baqueiro y Aldana, 2005) y tienen un núcleo que va de redondo a elongado. Los espermatoцитos primarios son células redondas u oblongas de 12-15µm de diámetro y se encuentran muy cerca a la pared del tubo. Los espermatoцитos secundarios miden entre 8-10µm (Baqueiro y Aldana, 2005) y contienen poco citoplasma. Los espermatozoides que son de forma cónica con cabeza curva, miden entre 6-7µm, se encuentran en paquetes en forma de penacho con el flagelo dirigido hacia la luz del tubo (Figs. 23-24).

Los túbulos seminíferos desembocan en un conducto de gran tamaño, el “conducto deferente”. El conducto deferente está formado por un epitelio cúbico simple con núcleos centrales, circulares, bien definidos. Este tipo de epitelio es muy común en los pequeños conductos excretores de muchas glándulas. El conducto deferente se pliega en sí mismo varias veces y corre en paralelo al músculo columelar hasta alcanzar a la próstata. El conducto deferente se encuentra

rodeado por tejido conjuntivo. Al interior del conducto se observan espermatozoides en grandes paquetes rodeados por secreción (Figs. 25-27). Este conducto deferente es el equivalente al vaso deferente y a la vesícula seminal (Reed, 1995a).

La próstata es un tubo redondeado, rodeado por la glándula digestiva que tiene apariencia glandular acinosa. La próstata corre paralelo al intestino. El epitelio de la próstata se encuentra formado casi en su totalidad por células secretoras. Este epitelio es un epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado, descansando sobre una membrana basal (Figs. 29-30). Esto concuerda con lo reportado por Reed, (1995a), aunque ella no reporta que tipo de epitelio es.

La próstata desemboca en un surco espermático que se encuentra a lo largo del pie y descarga en la punta del pene. El surco espermático se encuentra rodeado por capas de fibras musculares lisas, circulares y, transversales (Fig. 31).

El cuerpo del pene se encuentra conformado mayormente por fibras musculares longitudinales y una gran cantidad de terminaciones nerviosas. Cuenta también con un sistema de irrigación formado por vasos de gran tamaño, rodeados por fibras musculares circulares. El pene se encuentra recubierto por un epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado con gran cantidad de células caliciformes encargadas de proveer de lubricación al pene del animal. El epitelio reposa sobre una membrana basal y sobre tejido conectivo denso irregular con fibras de colágena dispuestas en diferentes direcciones (Figs. 32-34).

La gran presencia de células caliciformes en el epitelio del pene sugiere Reed, (1995a, 1995b), podría servir además de lubricar la zona y facilitar la transferencia del esperma, aumentando la adhesión a la superficie del tracto espermático de la hembra para mantenerse dentro de ella durante la copulación.

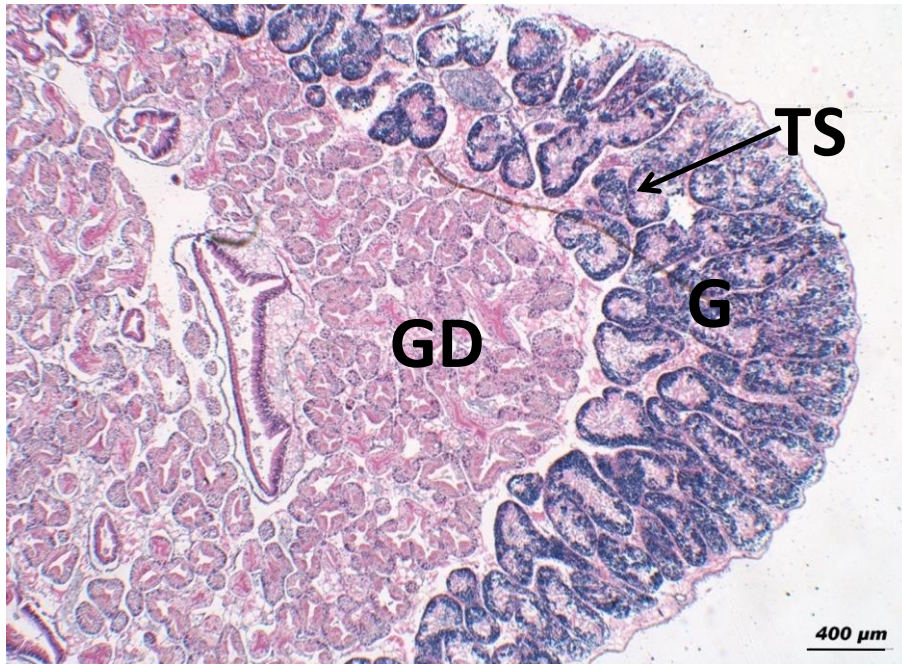


Figura 20. Corte transversal en el que se observa la gónada (G) conformada por los túbulos seminíferos (TS), bordeando a la glándula digestiva (GD). H-E 5x

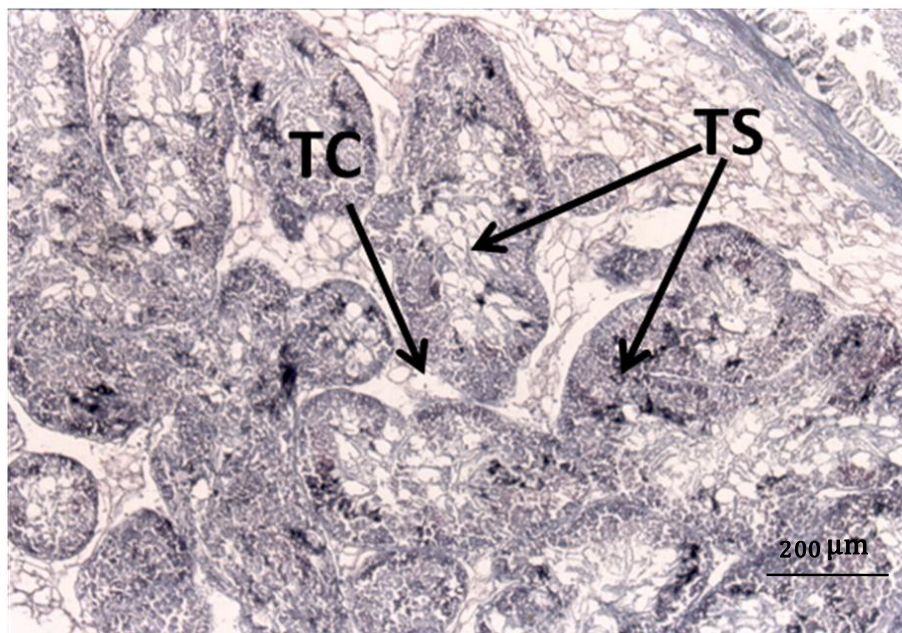


Figura 21. Corte transversal de la gónada. Se observan diferentes túbulos seminíferos (TS) embebidos en una capa de tejido conjuntivo laxo o areolar (TC) que los rodea y separa H-E. 25x

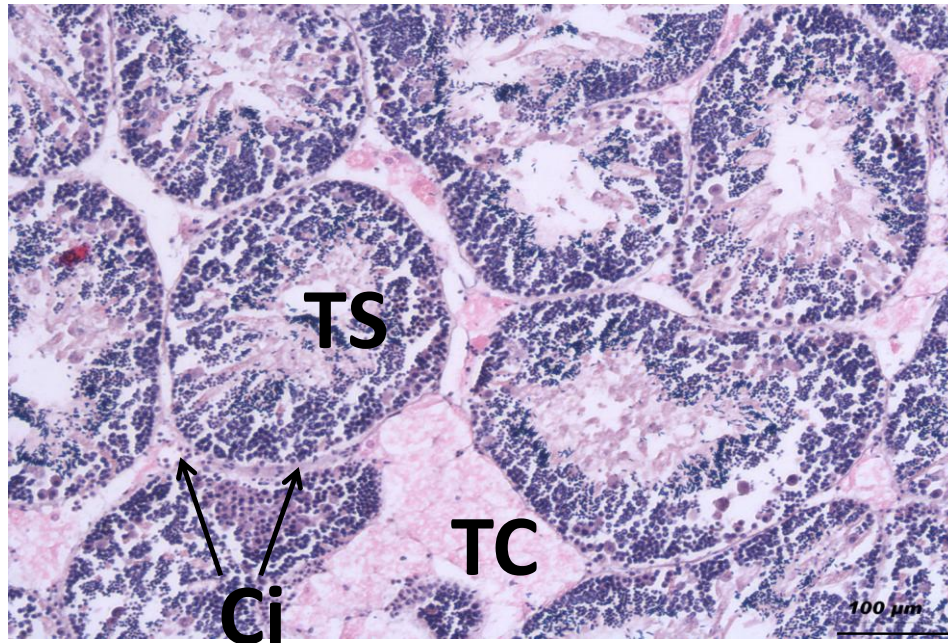


Figura 22. Corte transversal de los túbulos donde se observan rodeados de tejido conjuntivo (TC) y células intersticiales (Ci).
H-E. 25x

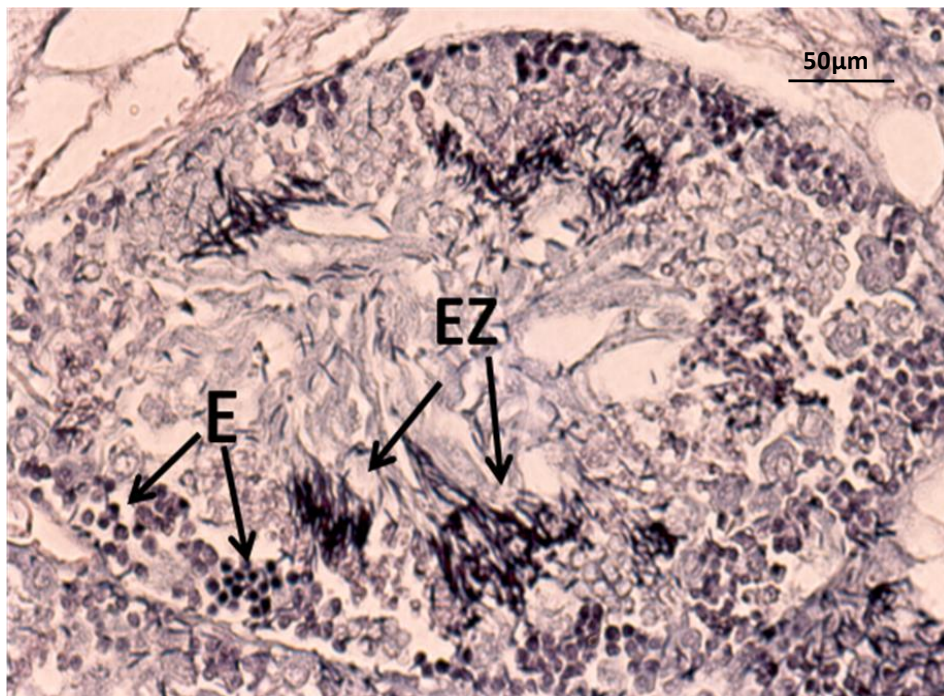


Figura 23. Acercamiento a un túbulo seminífero donde se observan a los espermatozoides en diferentes estadios de desarrollo, dónde son más claramente observables los espermatozoides (EZ) hacia la luz del túbulo y las espermátidas (E). H-E. 100x

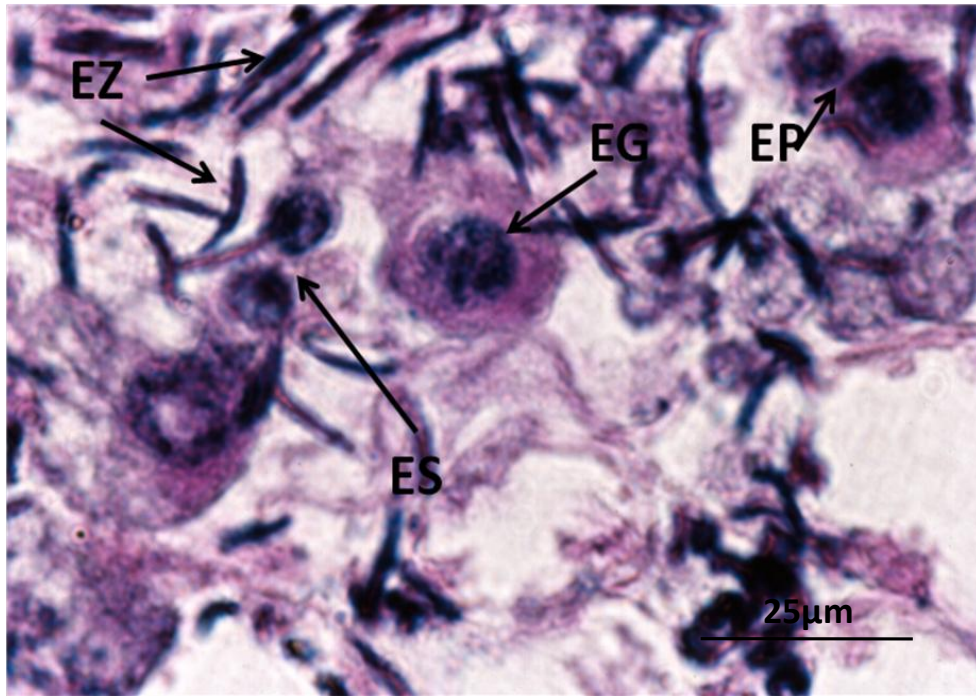


Figura 24. A mayor acercamiento se diferencian las células espermáticas en sus diferentes estadios, espermatogonias (EG) de mayor tamaño, espermatocitos primarios (EP) y secundarios (ES) y los espermatozoides (EZ). H-E. 500x

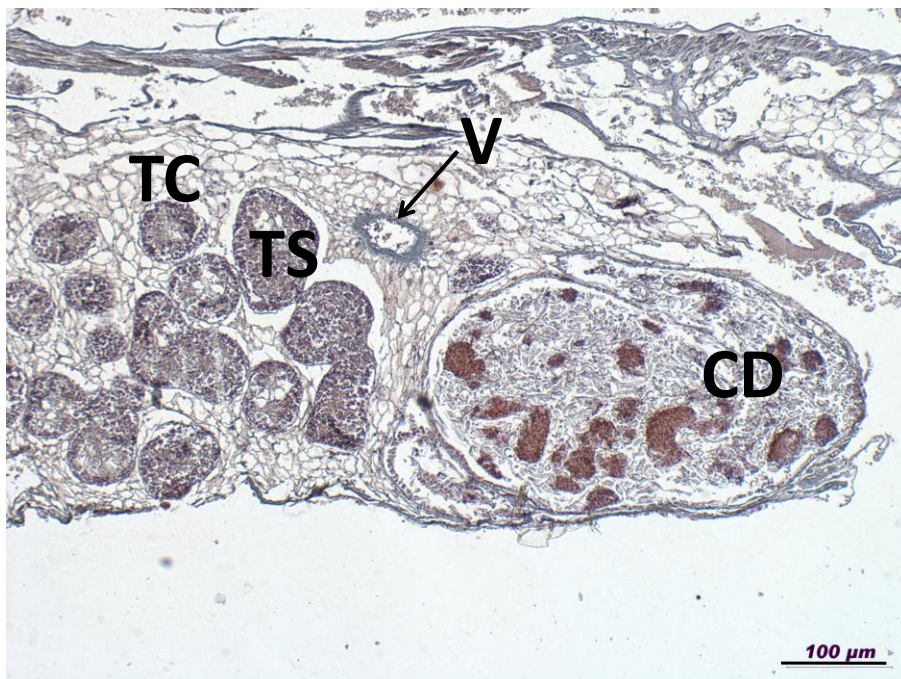


Figura 25. Imagen de la porción primaria del conducto deferente (CD), se observan también los túbulos seminíferos (TS) y un vaso de irrigación (V). Masson 5x

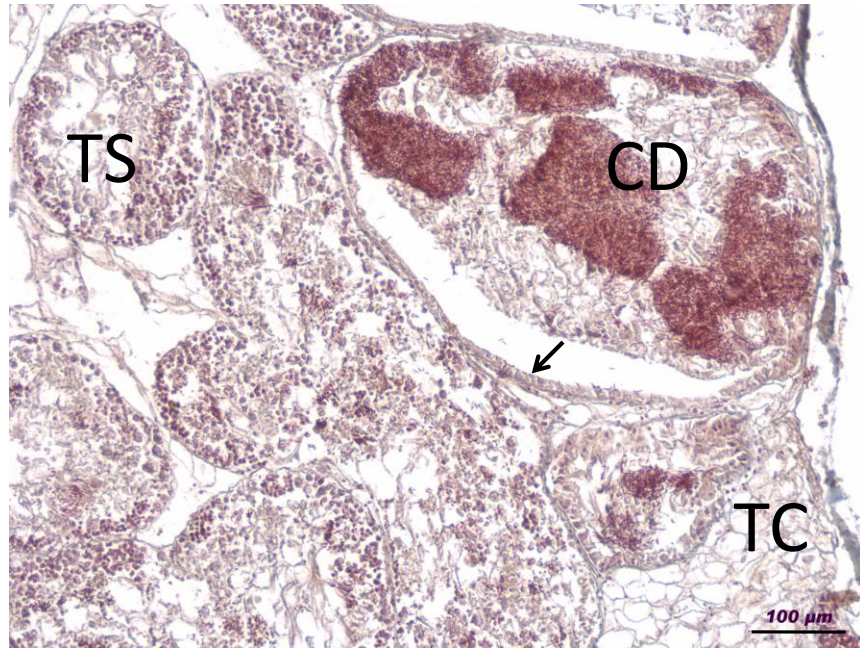


Figura 26. Acercamiento al conducto deferente (CD), se observan los espermatozoides al interior de éste. Se observa el epitelio del conducto (→) y algunos túbulos seminíferos (TS) rodeados por tejido conjuntivo (TC).
Gallego 25x

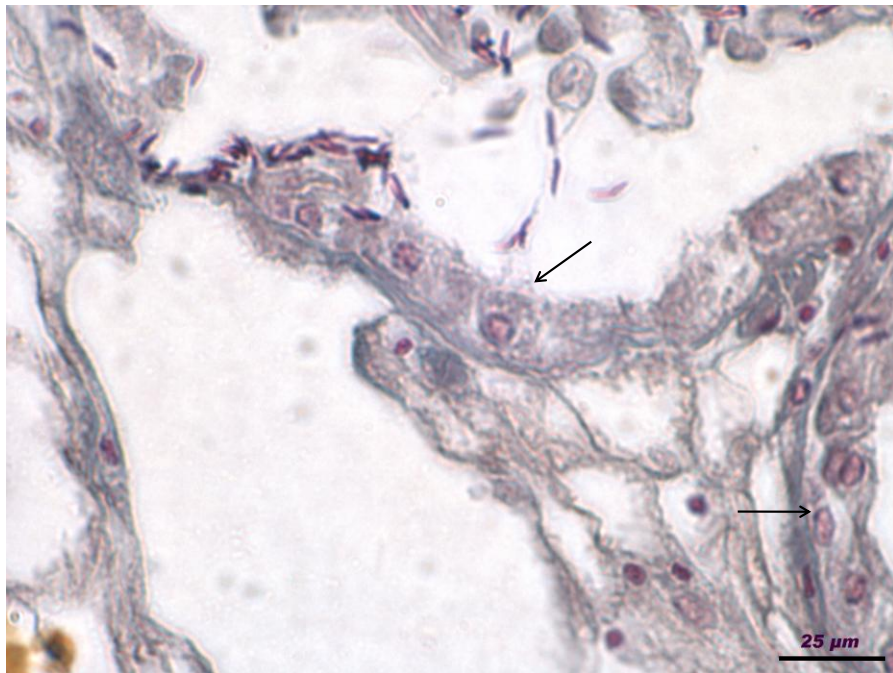


Figura 27. Acercamiento al epitelio del conducto deferente, se observa un epitelio cúbico simple con núcleos centrales circulares bien definidos (→)

Gallego 150x

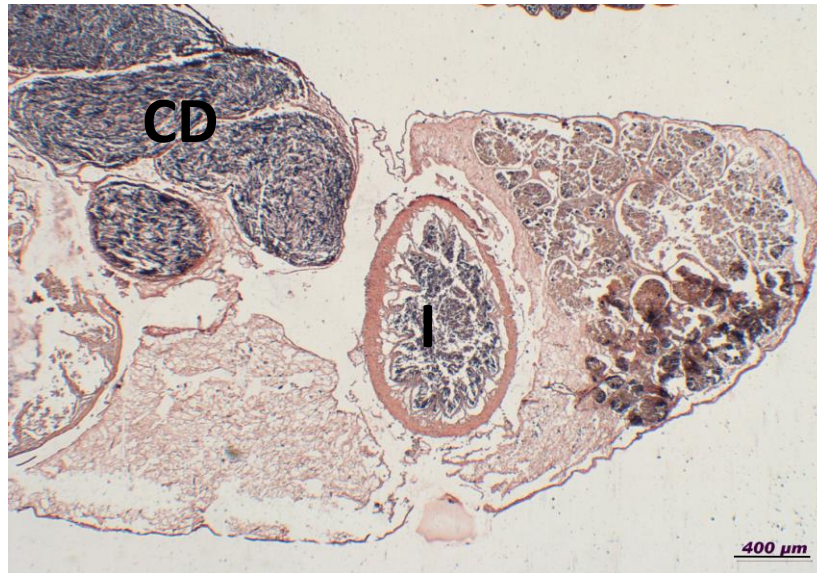


Figura 28. En esta imagen se observa el vaso deferente o espermiducto (CD), plegado en sí mismo varias veces, rodeado por tejido conjuntivo. A la derecha se observa el intestino (I) lo que indica cercanía de la unión del vaso deferente con la próstata. H-E. 5x

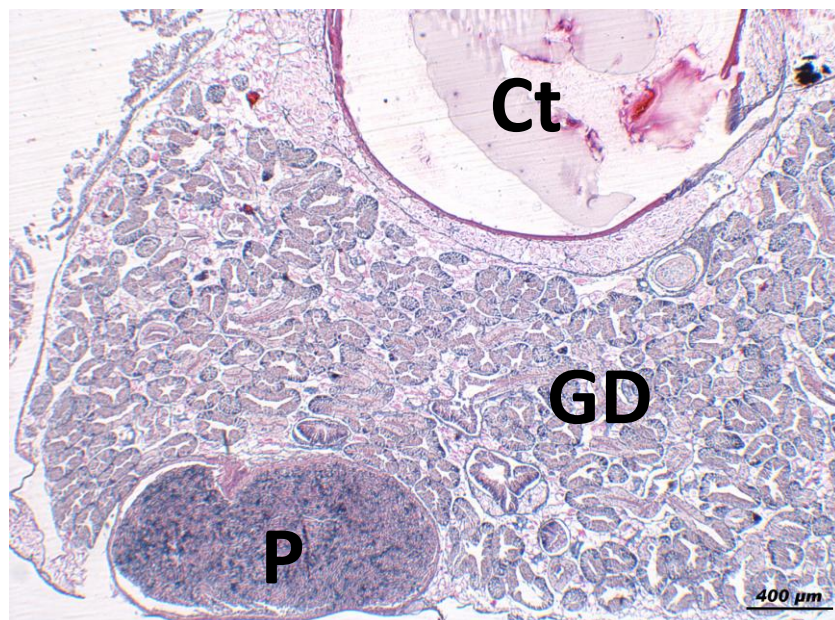


Figura 29. La próstata (P) que en esta imagen aparece como un tubo elongado y redondeado. Se encuentra también rodeado por la glándula digestiva (Gd) en la que se puede apreciar su estructura glandular acinosa. En esta imagen se observa también el saco del cristalino (Ct) encargado de la secreción de productos enzimáticos (Baqueiro com pers). H-E. 2.5x

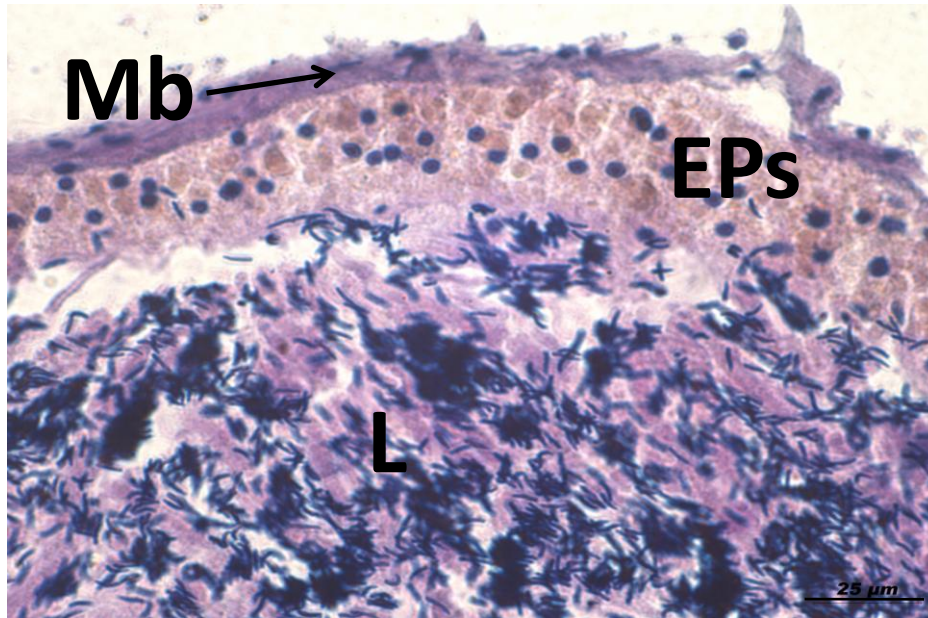


Figura 30. Se observa el epitelio cilíndrico pseudoestratificado (EPs) de la glándula prostática sobre una membrana basal (Mb). En el lumen (L) de la glándula se observan los espermatozoides.

H-E 100x

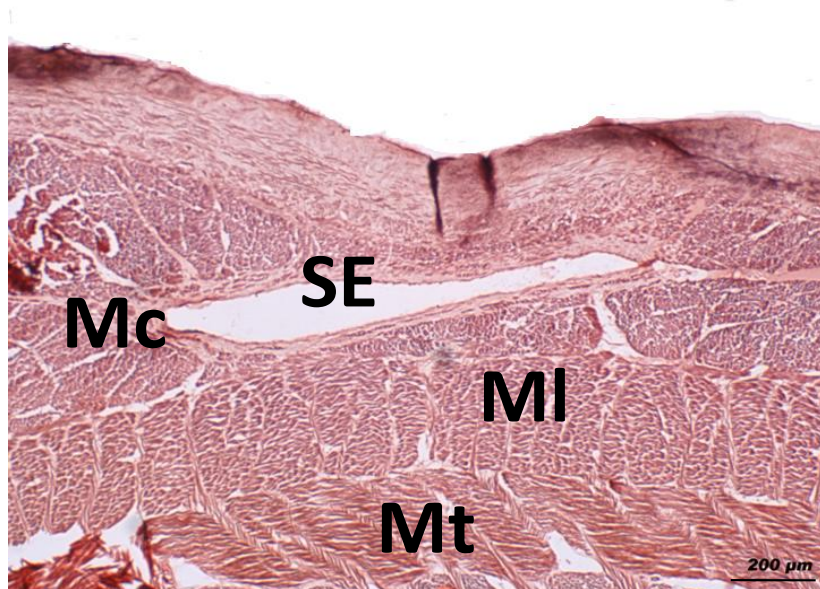


Figura 31. Corte del pie, se observa el surco espermático (SE) que se encuentra rodeado por fibras musculares en disposición circular (Mc) alrededor de la cavidad. Se observan también capas de fibras musculares longitudinales (MI) y transversales (Mt)

H-E 15x

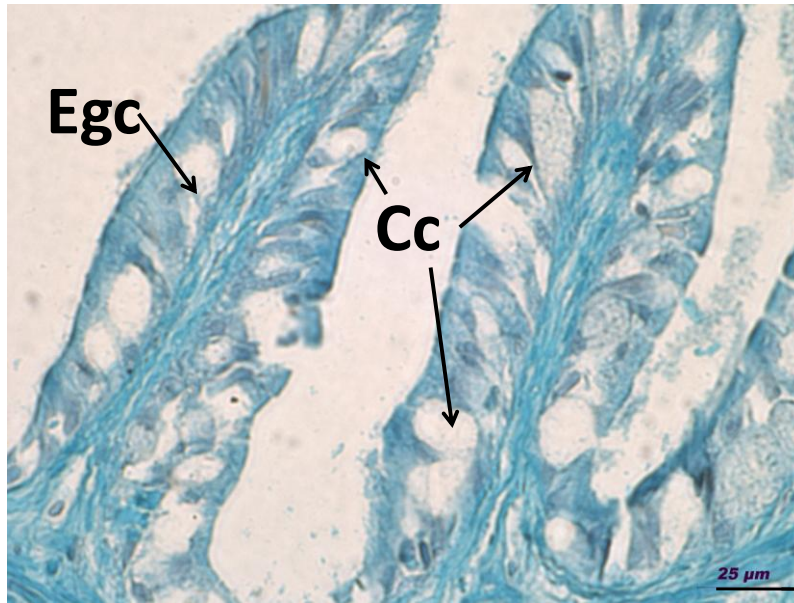


Figura 32. Detalle del epitelio glandular ciliado (Egc) del surco espermático en el pene. Se observan células caliciformes (Cc), lo anterior confirma lo reportado para la especie *Strombus gigas* por Avila-Poveda *et al.*, (2005).

Mallory 100x

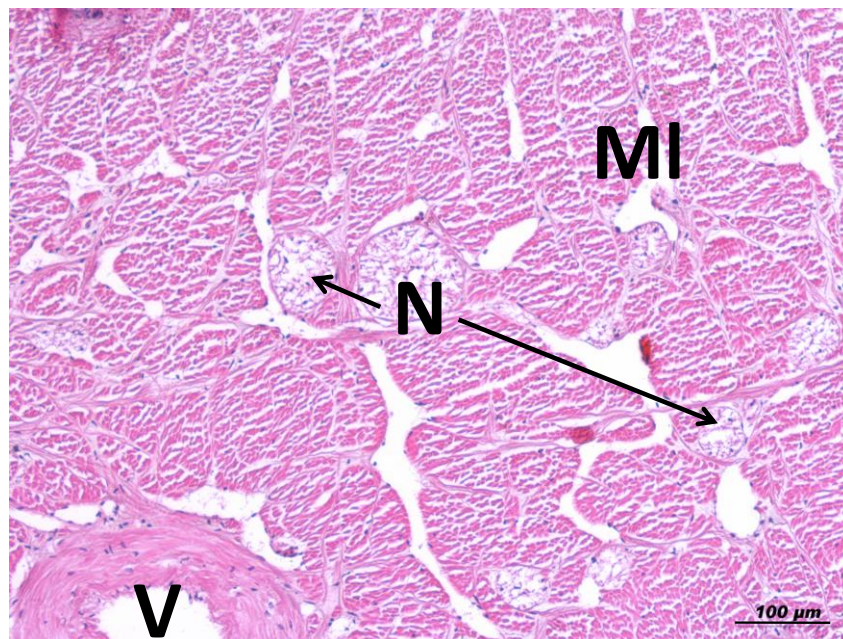


Figura 33. Cuerpo muscular del pene, donde se observan ganglios nerviosos (N) en el estroma

H-E 15x

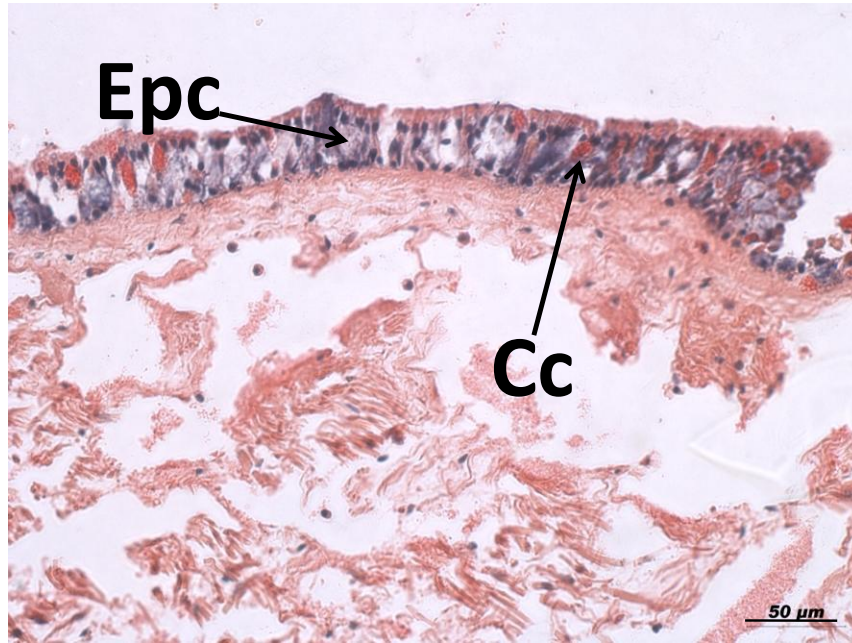


Figura 34. Imagen del epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado (Epc) del pene, se observan células caliciformes (Cc).

H-E 50x

2. Descripción histológica del aparato reproductor femenino

La gónada de las hembras se encuentra conformada por folículos de forma ovalada e irregular. Los folículos se encuentran rodeados por tejido conjuntivo escaso y fibras musculares que participan en el proceso de liberación de los ovocitos maduros a través de su contracción. Todas las hembras muestreadas se encuentran en etapa de madurez (Avila-Poveda, 2004), ya que el tejido folicular ocupa hasta el 90% del área de la gónada y en ocasiones su pared folicular no se distingue por la unión de los folículos (Figs. 35-36).

El folículo está delimitado por el epitelio germinativo formado por los ovocitos en distintos estadios de desarrollo. Al centro del folículo se observan los óvulos con un diámetro de 135-250μm (), en ellos el citoplasma se encuentra totalmente lleno de macro y micro-vitelo que sirve de material de reserva. Las oogonias se encuentran adheridas a la pared del folículo, tienen forma oval y su núcleo ocupa la mayor parte de la célula. Tienen un diámetro de 5-40μm (Baqueiro y Aldana., 2005). Los ovocitos de primer orden se encuentran cercanos a la pared del folículo y tienen el citoplasma vacuolado dando una apariencia granular. Tienen un diámetro de 40-85μm

(Baqueiro *et. al.*, 2005). Los ovocitos de segundo orden tienen un citoplasma igualmente granular por la presencia de macro y micro-vitelo. Su diámetro es de 90-130 μ m (Figs. 37-38; Baqueiro y Aldana., 2005).

El canal ovígero en el pie de la hembra se encuentra formada por un doblez del epitelio del pie de la hembra según lo reporta Reed, (1995b). El epitelio es columnar ciliado sobre fibras musculares longitudinales (Fig.39).

Debido a la fragilidad de los tejidos y a lo difícil que es acceder a ellos en esta especie, el marco histológico de la hembra no pudo ser completado.

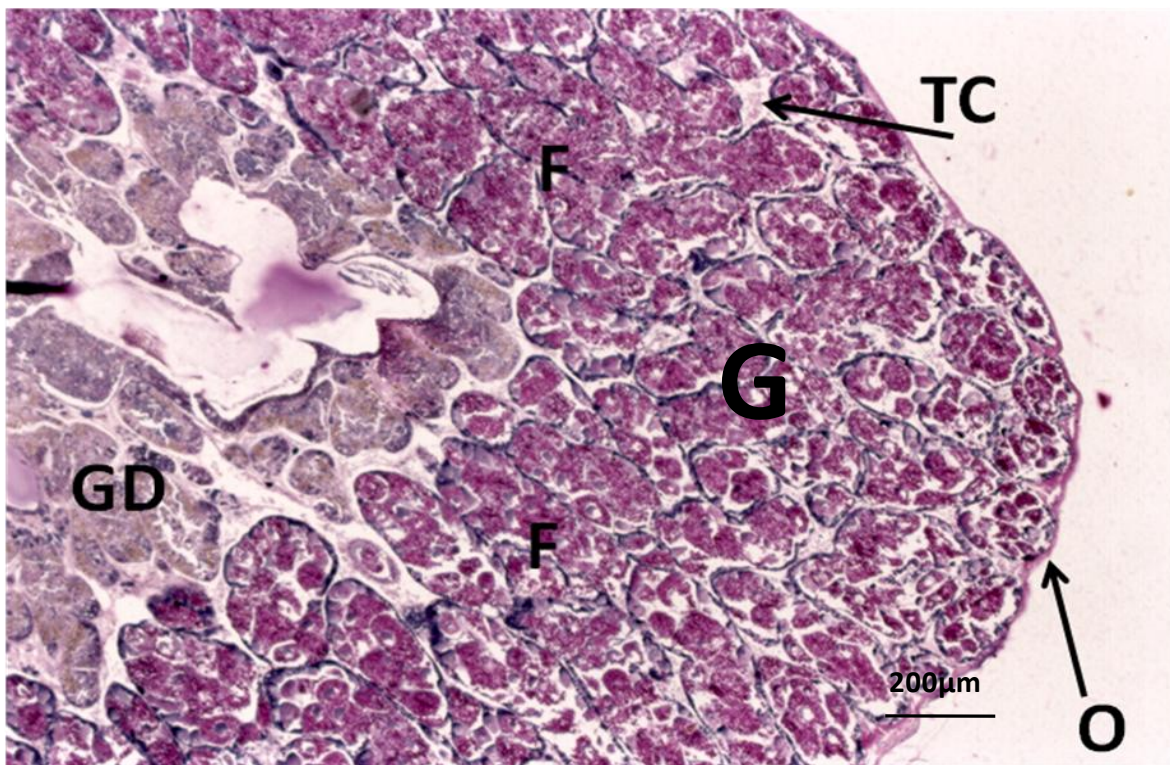


Figura 35. Gónada (G) de una hembra, rodeando a la glándula digestiva o hepatopáncreas (GD). Se observan los folículos (F) con los ovocitos (O) llenos de gránulos de vitelo, rodeados de tejido conjuntivo (TC) escaso.

H-E 10x

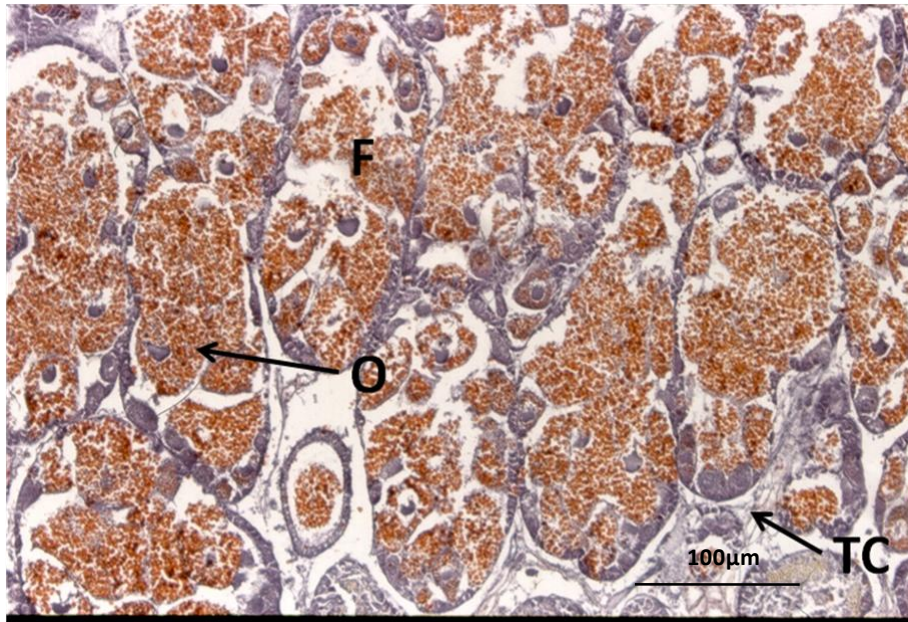


Figura 36. El ovario formado por folículos (F) ovígeros, delimitados por una delgada capa de tejido conjuntivo (TC). Al interior del folículo se encuentran los ovocitos (O) en diversas fases de desarrollo con sus núcleos bien definidos.

Masson 25x

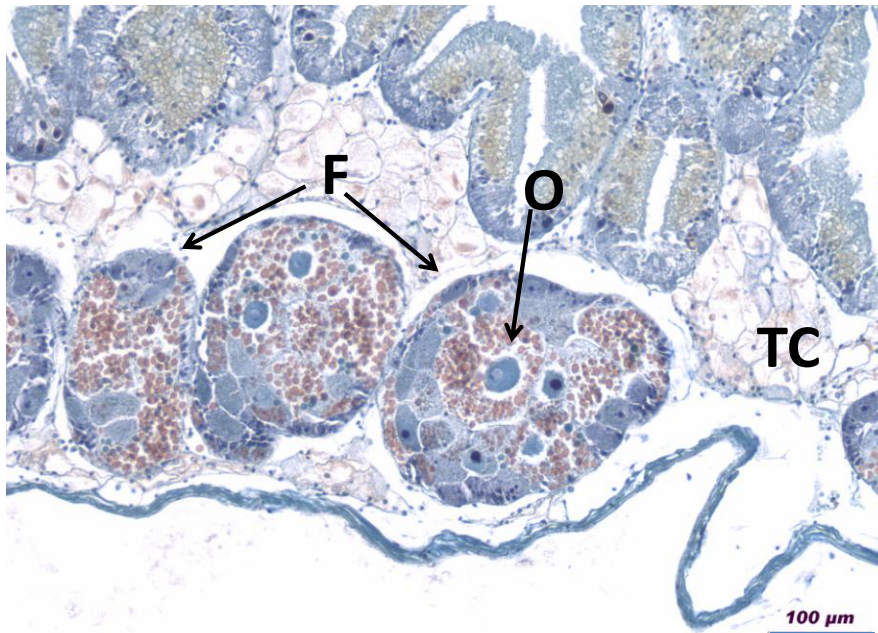


Figura 37. Parte terminal de la gónada, en la cual se pueden apreciar algunos folículos (F), éstos se encuentran colindantes a la glándula digestiva de forma acinosa. Los ovocitos (O) se encuentran en diferentes estadios de desarrollo. El tejido conjuntivo (Tc) puede ser visto entre los folículos. **Masson 15x**

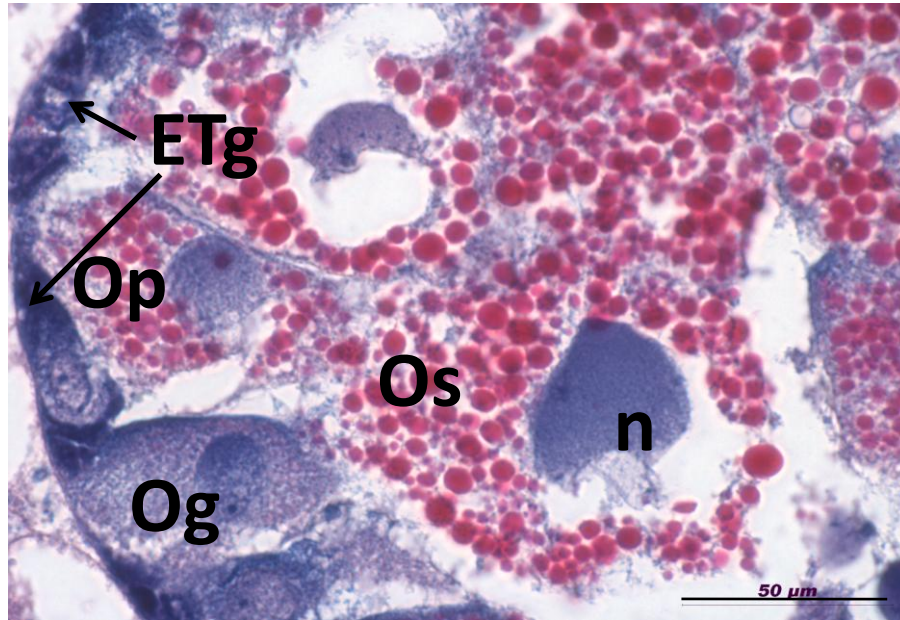


Figura 38. Acercamiento al interior del folículo, se observa el epitelio germinativo (ETg). Las ovogonias (Og) adheridas a la pared del folículo. Los ovocitos de primer orden (Op) cercanos a la pared del folículo con citoplasma vacuolado dando la apariencia granular por la presencia de vitelo. Los ovocitos de segundo orden (Os) con presencia de macro y micro vitelo en su citoplasma y núcleo bien definido (n). **H-E 100x**

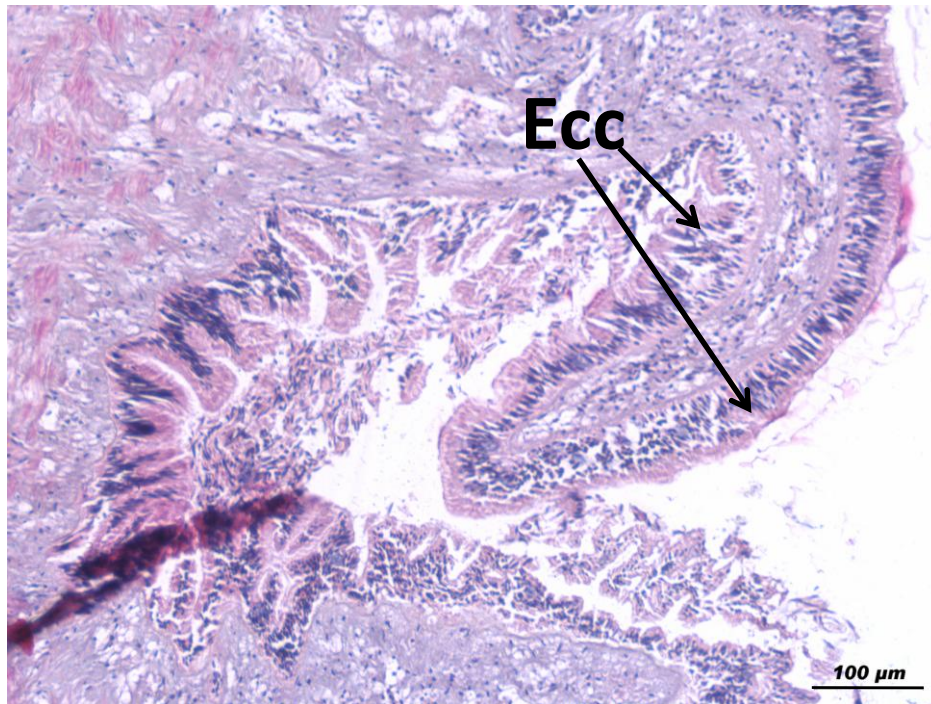


Figura 39. Corte transversal del canal ovigero en el pie de la hembra. Se observa un epitelio columnar ciliado (Ecc) sostenido tejido conjuntivo y reforzado por fibras musculares lisas en diferentes direcciones.

H-E 25x

VIII.-CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El ritmo actual de crecimiento progresivo en la explotación y cultivo de recursos naturales marinos, y su capacidad para satisfacer la demanda del mercado nacional de alimentos de una población creciente, depende del logro de un modelo sostenible que minimice el impacto ambiental en los ecosistemas.

Hoy en día, la importancia económico-comercial y social del cultivo y explotación de moluscos como fuente de recursos naturales es todavía destacada en los núcleos de población costera, incluida su explotación en Parques Nacionales, debido a sus condiciones naturales favorables. Sin embargo, los ecosistemas naturales donde se explotan estos recursos vivos, pueden ser un sumidero de residuos de todo tipo, destacando por su impacto ambiental los de origen antropogénico que, paralelamente, se incrementa con el desarrollo urbano, agrícola e industrial. El impacto ambiental puede ser debido al aumento de la densidad poblacional, a la introducción de especies exóticas que favorecen la presencia de nuevos depredadores y patógenos, y a la modificación física de las zonas estuáricas mediante dragados, construcción de diques y escolleras o por el vertido de fertilizantes, contaminantes etc. Además del impacto ecológico que puedan producir determinadas actividades antrópicas a largo plazo (ecosistemas, comunidades, poblaciones), sus efectos pueden evidenciarse a corto plazo en los organismos, a través del estudio de biomarcadores o respuestas moleculares, bioquímicas, celulares etc.

Para estudios biológicos integrados de reproducción, ontogenia, desarrollo, crecimiento, patología e impacto ambiental, la histología es una herramienta muy útil y un excelente biomarcador de efecto, ya que permite identificar estructuras normales y alteraciones celulares, tisulares y sistémicas que se produzcan, tanto por causas genéticas desconocidas, como por agentes etiopatogénicos o inducidos por factores decadentes de estrés ambiental. Paralelamente, mediante el uso de estas aproximaciones celulares, se pueden obtener datos de referencia relacionados con aspectos de edad, crecimiento, reproducción, talla mínima de captura, y manejo del recurso, etc. Extracto obtenido de (Cargnin-Ferreira et al., 2008).

El presente estudio histológico describe de manera general el aparato reproductor de los machos del caracol canelo *Strombus pugilis*; mientras que, para el caso de las hembras habría que afinar algunas técnicas para completar el marco histológico.

El caracol canelo *S. pugilis* es el recurso caracol más abundante en el Puerto de Veracruz. En los estados de Veracruz, Tabasco y Campeche este recurso está administrado por permisos expedidos a pescadores, sin que se aluda a alguna cuota de captura. La recomendación para estos Estados es no incrementar el esfuerzo pesquero mientras no se cuente con información disponible que permita establecer medidas para el manejo del recurso, así como conducir investigaciones que identifiquen la talla mínima de madurez sexual y proporcionen información sobre la abundancia de este recurso. De manera que la regulación de las cuotas de captura se sustenten en el conocimiento de la biología de este gasterópodo.

Se recomienda la realización de estudios sobre el impacto ambiental que se genera al interior del ecosistema con la construcción del nuevo puerto en la ciudad de Veracruz y cuáles serán sus repercusiones en las especies acuáticas.

Actualizar la Norma Oficial Mexicana para el aprovechamiento de caracol. Realizar estudios descriptivos del mercado de la artesanía de la concha de caracol. Establecer estas medidas y otras consideradas pertinentes, en un Plan de Manejo Pesquero específico para este recurso.

IX.-BIBLIOGRAFIA

- Aguilar-Morales, M., B. Coutiño-Bello y P. Salinas-Rosales. 1996. Manual General de Técnicas Histológicas y Citoquímicas. Las Prensas de Ciencias, Facultad de Ciencias, UNAM. 130pp.
- Aldana-Aranda D. y V. Patiño. 1998. Overview of diets used in larviculture of three Caribbean conchs: queen conch *Strombus gigas*, milk conch *Strombus costatus* and fighting conch *Strombus pugilis*. *Aquaculture* 167: 163-178.
- Avila-Poveda, Omar. 2004. Ciclo reproductivo del Caracol pala *Strombus gigas* Linnaeus 1758 (Gastropoda: Caenogastropoda: Strombidae) del Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, Caribe insular colombiano. Tesis de maestría, CINVESTAV-IPN, Unidad Mérida, Yucatán, México, 95 pp.
- Avila-Poveda, O., D. Aldana-Aranda y E. Baqueiro-Cárdenas. 2005. Histological structure of *Strombus gigas* Linnaeus, 1758 (Gastropoda: Caenogastropoda: Strombidae). *Gulf and Caribbean Fisheries Institute*, 56:725-739.
- Baqueiro-Cárdenas, E. R. y D. Aldana-Aranda. 2005. Gonad development and reproductive pattern of the fighting conch *Strombus pugilis* (Linnaeus, 1758) (Gastropoda, Prosobranchia) from Campeche, México, *Journal of Shellfish Research*, 24:1127-1133.
- Baqueiro-Cárdenas, E. R. 1998. Patrones en la dinámica poblacional y ciclo reproductivo de moluscos bivalvos y gasterópodos de importancia comercial en México, Tesis Doctoral, CINVESTAV, IPN, Unidad Mérida, Yucatán, México, 298 pp.
- Berg, J. C. y N. L. Adams. 1984. Microwave fixation of marine invertebrates. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 74:195-199.
- Bradshaw-Hawkins, V. I. 1982. Contributions to the natural history of the West Indian fighting conch, *Strombus pugilis* Linnaeus 1758, with emphasis on reproduction. Tesis de Maestría, McGill Univ. Montreal, Canadá, 131 pp.
- Brito Manzano, N., A. Aldana y T. Brulé, 1998, Effects of the photoperiod on development, growth and survival of larvae of the fighting conch *Strombus pugilis* in the laboratory, *Aquaculture* 167: 27-34.
- Boffi, A. V. 1979. Moluscos Brasileiros de Interesse Médico e Econômico. Hucitec. Sao Paulo. 175pp.

- Bouchet, P. y J. P. Rocroi. 2005. Classification and Nomenclator of Gastropod Families. Malacología: Internacional Journal of Malacology, 47(1-2), ConchBooks: Hackenheim, Alemania. ISBN 3-925919-72-4. 397 pp.
- Brusca, C. R. y G. J. Brusca. 2003. Invertebrados. McGraw-Hill Interamericana, España. 1005pp.
- Cargnin-Ferreira, E. y C. Sarasquete. 2008. Histofisiología de los moluscos bivalvos marinos. Consejo superior de investigaciones científicas, Madrid, 2008.
- Carta Nacional Pesquera, 2010, CONAPESCA. En. Diario Oficial de la Federación, 2-dic-2010. Segunda sección. 319pp. En: CONAPESCA [publicado en línea] disponible en internet en: http://www.conapesca.sagarpa.gob.mx/wb/cona/actualizacion_de_la_carta_nacional_pesquera_2010
- Clarkson, E. 2008. Invertebrate paleontology and evolution. Blackwell Science, cuarta edición. Inglaterra. 452pp.
- De La Lanza-Espino, G. y J. C. Gómez-Rojas. 2004. Características físicas y químicas del Golfo de México. En: Caso, M., I. Pisanty y E. Ezcurra (Comp.). Diagnóstico ambiental del Golfo de México. Volumen I. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología. Instituto de Ecología, A. C. y Harte Research Institute for Gulf of Mexico Studies. p. 105-134.
- Fretter, V. 1984. Prosobranchs. En: Tompa, A. S. T. (Ed.) Reproduction. Vol. 7. En: Wilbur, K. M. (Ed.) The Mollusca. p. 1-45.
- García-Cubas, A., M. Reguero y L. Jácome. 1994. Moluscos Arrecifales de Veracruz, México (Guía de Campo). Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. México. 143pp.
- Góngora, A., A. Domínguez, P. Muñoz, y L. Rodríguez. 2007. Obtención de masas ovígeras del caracol lancetilla, *Strombus pugilis* (Mesogastropoda: Strombidae) en condiciones de laboratorio. *Rev. Biol. Trop.* 55:183-188.

- Lindner, G. 1978. Field guide to seashells of the world. Van Nostrand Reinhold Company. Gran Bretaña. 120pp.
- López, A. 1987. Moluscos de América Tropical (Guía de Campo). Universidad UCA. Managua. Nicaragua. 89pp.
- Navarrete, A., C. García, N. González. Y E. Baqueiro. 2000. Biología y ecología de los gasterópodos del Golfo de México y Mar Caribe. *En*: D. Flores, ed. Recursos relevantes del Golfo de México y Caribe EPOMEX, Univ. Auton. Campeche, México. p. 35-52.
- Percharde, L. 1968. Notes on distribution and underwater observations on the molluscan genus *Strombus* as found in the waters of Trinidad and Tobago. *Caribbean Journal of Science*. 8:47-53.
- Percharde, L. 1970. Further underwater observations on the molluscan genus *Strombus* as found in the waters of Trinidad and Tobago. *Caribbean Journal of Science*. 10:73-77.
- Reed, S. E. 1995a. Reproductive Anatomy and Biology of the Genus *Strombus* in the Caribbean: I Males. *J. Shellfish Res.* 14:325-330.
- Reed, S. E. 1995b. Reproductive Anatomy and Biology of the Genus *Strombus* in the Caribbean: II Females. *J. Shellfish Res.* 14:331-336.
- Reed, S. E. 1995c. Reproductive seasonality, periodicity, and associated behavior in a colony of *Strombus pugilis* (Mollusca: Gastropoda) in Puerto Rico. *American Malacological Bulletin*. 11: 117-121.
- Solem, A. 1974. The shell makers introducing molluscs. John Wiley y Sons, Inc. Nueva York. 183pp.
- Simone, R. 2005, Comparative morphological study of representatives of the three families of stromboidea and the xenophoroidea (Mollusca, Caenogastropoda), with an assessment of their phylogeny. *Archivos de Zoología*. 37:141-267.
- Voltzow, J. 1994. Gastropoda: Prosobranchia. *En*: Harrison, F. W. y A. J. Kohn (eds.) Microscopic Anatomy on Invertebrates. Vol 4. Mollusca I. Wiley-Liss, Inc. Estados Unidos. p 111-252.

Weil, E. y R. Laughlin. 1984. Biology, population dynamics, and reproduction of the queen conch *Strombus gigas* Linné in the Archipiélago de Los Roques National Park. *Journal of Shellfish Research*. 4:45-62.

X.-ANEXOS

Técnica de Hematoxilina-Eosina

Secuencia de tinción de la técnica Hematoxilina-Eosina. Tiñe los núcleos de morado mientras que el citoplasma se tiñe de rosa o naranja.

Estufa	3 min
Xilol	5 min
Alcohol absoluto	20 seg
Alcohol 96°	20 seg
Alcohol 70°	10 seg
Agua corriente	10 seg
Hematoxilina de Harris	3 min
Agua corriente	10 seg
Agua destilada	10 seg
Alcohol al 50°	15 seg
Alcohol al 70°	15 seg
Eosina	15 min
Agua corriente	10 seg
Alcohol 96°	20 seg
Alcohol absoluto	20 seg
Xilol	24 hrs

Montar en resina sintética

Técnica Tricrómica de Masson

Secuencia de tinción de la técnica tricrómica de Masson. Los núcleos se tiñen de negro; el citoplasma y el músculo se tiñen de rojo y la colágena se tiñe de azul.

Estufa	3 min
Xilol	5 min
Alcohol absoluto	20 seg
Alcohol 96°	20 seg
Alcohol 70°	10 seg
Agua corriente	10 seg
Hematoxilina férrica	15 min
Agua corriente	5 min
Escarlata de Biebrich	5 min
Agua destilada	3 min
Solución de ácido fosfomolibdico y ácido fosfotúngtico	15 min
Azul de anilina	15 min
Agua destilada	Lavar
Agua acética al 1%	4 min
Alcohol 96°	3 min
Alcohol absoluto	3 min
Xilol	3 min

Montar en resina sintética

Técnica Tricrómica de Mallory

Secuencia de tinción con tricrómica de Mallory. En donde el músculo se tiñe de azul y la colágena tiñe de rojo.

Estufa	3min
Xilol	5min
Alcohol absoluto	20 seg
Alcohol 96°	20 seg
Alcohol 70°	10 seg
Tiosulfato de sodio 2.5%	5 min
Fucsina ácida 1%	5 min
Agua corriente	15 min
Acido fosfomolibdico 1%	3-5 min
Solución compuesta	3 min
Agua destilada	Lavar
Alcohol 96°	5 min
Alcohol 100°	Lavar de entrada por salida durante 3 min
Xilol	3 min

Montar en resina sintética

Tricrómica de Gallego

Secuencia de tinción con tricrómica de Gallego. Especial para observar el tejido epitelial, diferencia los tipos celulares presentes en el epitelio. Los núcleos se tiñen de rojo violáceo, los haces de colágena de azul verdoso, las fibras musculares de verde amarillento.

Estufa	3 min
Xilol	5 min
Alcohol absoluto	20 seg
Alcohol 96°	20 seg
Alcohol 70°	10 seg
Fucsina	5 min
Virofijador	5 min
Agua destilada	20 seg
Picro-índico-carmín	5 min
Alcohol al 96° (3 cambios)	2 minutos cada uno
Alcohol absoluto	20 seg
Xilol	24 hrs

Montar en resina sintética

Formulación de colorantes

Hematoxilina de Harris:

Hematoxilina	1gr
Oxido rojo de mercurio	0.5gr
Alumbre de amonio	20gr
Alcohol absoluto	10ml
Agua destilada	200ml

Eosina:

Eosina Bluish	1gr
Orange G	1gr
Alcohol al 70%	100ml

Solución de fucsina:

Formol al 1%	10ml
Fucsina fenica de Ziehl	5 gotas
Acido acético glacial	1 gota

Virofijador:

Formol al 1%	10ml
Acido acético	3 gotas

Pico-índigo-carmín:

Solución saturada de ácido pícrico	100ml
Carmín de índigo	0.25 gr
Agua destilada	15 ml

Hematoxilina férrica:

Cristales de hematoxilina	1gr
Alcohol al 95%	100ml
Cloruro férrico al 2%	4ml
Agua destilada	95ml
Acido clorhídrico concentrado	1ml

Solución fosfomolibdica fosfotúngstica:

Naranja G	2gr
Agua destilada	109.9ml
Verde luz	1gr
Acido acético	2ml

Simbología

Células caliciformes	Cc
Células intersticiales	Ci
Conducto deferente	CD
Cristalino	Ct
Epitelio cilíndrico pseudoestratificado	Eps
Epitelio cilíndrico pseudoestratificado ciliado	Epc
Epitelio germinativo	Etg
Epitelio glandular ciliado	Egc
Espermátidas	E
Espermatocitos primarios	EP
Espermatocitos secundarios	ES
Espermatogonias	EG
Espermatozoides	EZ
Fibras musculares circulares	Mc
Fibras musculares longitudinales	MI
Fibras musculares transversales	Mt
Folículo	F
Ganglios nerviosos	N
Glándula digestiva	GD
Gónada	G
Intestino	I
Lumen	L
Membrana basal	Mb
Núcleo	n
Ovocitos de primer orden	Op
Ovocitos de segundo orden	Os
Ovocitos	O
Ovogonia	Og
Próstata	P
Surco espermático	SE
Tejido conjuntivo	TC
Túbulos seminíferos	TS
Vaso de irrigación	V