



**POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

**“Descripción anatómica e histológica del aparato digestivo del caracol marino
Distorsio clathrata (Lamarck, 1816) (Personidae: Caenogastropoda)”**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE

MAESTRA EN CIENCIAS

(B i o l o g í a M a r i n a)

P R E S E N T A:

Biól. Terencia Tirado Ceciliano

Director de Tesis: Dr. Edgar P. Heimer de la Cotera

Comité Tutor: Dra. María del Carmen Uribe Aranzabal (Fac. de Ciencias-UNAM)
Dr. Carlos Rosas Vázquez (Fac. de Ciencias-Campus Sisal)
Dr. Federico Andrés García Domínguez (CICIMAR-IPN)
Dr. Sergio Antonio Guzmán del Proó (CICIMAR-IPN)

México, D. F., 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.

México, D. F., 2011.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Edgar P. Heimer de la Cotería por permitirme formar parte de su grupo de investigación, sus consejos y compartir su experiencia. Agradezco por ser mi tutor de esta tesis y darme la oportunidad de formarme académicamente.

Al Posgrado de Ciencias del Mar y personal que lo compone por permitirme ser parte de su posgrado y abrigar esta maestría que hace posible preparar alumnos para el estudio del mar. A la Dra. Gloria Vilaclara Fatjó. Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por haberme apoyado económicamente en mis estudios de maestría. (No. de becaria 226148).

A los miembros del comité tutor por sus observaciones y sus acertados comentarios, Dra. Ma. Del Carmen Uribe Aranzabal, Dr. Carlos Rosas Vázquez, Dr. Federico García Domínguez, Dr. Sergio A. Guzmán del Proó; así como a mis asesores externos que me apoyaron incansablemente en esta tesis, Biól. Esperanza Ortiz, Dra. Ma. Esther Diupotex Chong; muy en especial a la Dra. Eréndira Gorrostieta de Medina por su tiempo y sus asesorías en este trabajo.

Al Dr. Manuel B. Aguilar Ramírez por su paciencia y dedicación que le impone al laboratorio y por su perseverancia en los estudios de la ciencia.

Muy en especial al Biólogo Experimental Andrés Falcón Alcántara por su apoyo en la elaboración y redacción de esta tesis, y por sus comentarios siempre bien acertados.

A mis compañeros de laboratorio por su compañía, amistad, consejos; Alejandro (Alex), Miguel Alejandro, Artemisa, Raymundo, Esmeralda, Verito, Jesús, Yúlita, Daniel, Alma, Rosalina y amigos que hicieron amena la estancia en otros laboratorios, Norma y Rodrigo. A mis amigos del camino que siempre están ahí en cada etapa de mi vida; Gaby por su incansable amistad, especialmente por permitirme compartir su casa, a Dianita González por su apoyo y a Dulce América por su amistad.

Al personal del Instituto de Neurobiología, Campus Juriquilla y del laboratorio de Neurofarmacología Marina por permitirme usar sus instalaciones y equipo. A Lorena Sánchez y Lourdes Palma de la Unidad de microscopía del Instituto de Neurobiología. A la Dra. Alicia Del Real por permitirme el uso del Microscopio de barrido. A la Maestra María del Carmen Mora del Mercado de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas por sus asesorías. A los que hicieron posible las videoconferencias en los exámenes semestrales. Muy especialmente a Diana Bustos, Lupita Godoy, Gabriela Almaraz y Chantal G. Ruiz por sus apoyos en la parte administrativa de esta maestría.

A mis maestros de mis asignaturas por la dedicación en enseñarnos lo maravilloso y sorprendente que es la vida en el mar.

Dedicatorias

A Terencia, mi mamá, por apoyarme en cada momento de mi vida, por su gran amor. A Gilberto, mi papá, por su ejemplo de empeño y fuerza. A los dos por ser el motor del ejemplo incansable del esfuerzo que me hace ser mejor día a día.

A mis hermanas;

Lorena, por su apoyo incansable; Mirella, por su perseverancia; Mirian, por su apoyo de toda la vida; Perla por escucharme siempre. A todas ellas por apoyarme y confiar en mí.

A Frida, Chucho y Jesús.

A mi abuelita Beatriz Rubio Hernández con mucho cariño.

*“...más tú inmortal, aun cuando ya no
te festejen, ¡oh dios del mar! resuena a
menudo con tus olas en mi alma”.*

Friedrich Hölderlin

Índice General

	Pág.
Agradecimientos	i
Dedicatorias	ii
Índice general	iv
Índice de figuras	vi
Resumen	1
Abstract	2
I. Introducción	3
I.1 Phylum Mollusca.....	3
I.2 Clase Gastropoda	3
I.3 Tejidos principales de los gasterópodos	5
I.4 Usos de los gasterópodos	6
I.5 Superfamilia Tonnoidea	7
II. <i>Distorsio clathrata</i> (Lamarck, 1816)	9
II.1 Ubicación taxonómica	9
II.2 Diagnósis	10
II.3 Distribución	11
III. Antecedentes	12
III.1 Superfamilia Tonnoidea	13
III.2 Género <i>Distorsio</i>	14
IV. Justificación	16
V. Hipótesis	17
VI. Objetivos	18
IV.1 Objetivo general	18
IV.2 Objetivos particulares	18
VII. Materiales y Métodos	19
VII. 1 Metodología de campo	19
VII.1.1 Características del área de recolecta	19
VII.2 Metodología de laboratorio	20
VII.2.1 Observación anatómica	20
VII.2.2 Montaje de los dientes radulares para microscopía electrónica de barrido ...	21
VII.2.3 Proceso histológico	21
VII.2.4 Análisis de residuos del aparato digestivo	22
VIII. Resultados	23
VIII.1 Observación de la concha	23
VIII.2 Descripción anatómica.....	23

VIII.3 Rádula	28
VIII.4 Descripción histológica	30
VIII.4.1 Cavidad bucal	30
VIII.4.2 Probóscide	31
VIII.4.3 Esófago	32
VIII.4.4 Estómago	36
VIII.4.5 Glándula digestiva	37
VIII.4.6 Intestino y recto	38
VIII.5 Análisis de residuos del aparato digestivo	38
IX. Discusión	40
IX.1 Anatomía	40
IX.2 Histología	44
IX.3 Hábitos alimenticios	46
X. Conclusiones	50
XI. Literatura citada	51
XII. Anexos	57
XII.1 Anexo 1. Poliquetos del Caribe noroccidental	57
XII.2 Anexo 2. Familias de bivalvos colectados de 0 a 60 m de profundidad	58
XII.3 Anexo 3. Técnicas de tinción	60
XII.3.1. Técnica hematoxilina-eosina	60
XII.3.2. Técnica tricrómica de Masson	62
XII.3. 3 Técnica de Papanicolaou o hematoxilina de Harris	64

Índice de Figuras

No. de figura		Pág.
1	<i>Distorsio clathrata</i> recolectado al NE de la Isla Contoy, Quintana Roo, México, por el personal del Laboratorio de Neurofarmacología Marina, Instituto de Neurobiología, UNAM, Campus Juriquilla. A) Concha de <i>Distorsio clathrata</i> . B) Opérculo.....	10
2	Distribución geográfica de <i>D. clathrata</i> (Imagen de Google Earth, 2011).....	11
3	Esquema de corte longitudinal en la parte anterior de la probóscide de <i>Ficus subintermedia</i> (Golding, 2009)	12
4	Probóscide retraída de <i>Distorsio perdistorta</i> (Lewis, 1972)	15
5	Mapa que muestra la zona donde se recolectaron los ejemplares de <i>Distorsio clathrata</i> frente a las costas de la Península de Yucatán, México (Google Earth, 2011)	20
6	Vista izquierda del caracol <i>D. clathrata</i> removido de su concha	23
7	Aparato digestivo de <i>D. clathrata</i>	24
8	Probóscide extendida de <i>D. clathrata</i> . La concha de este ejemplar midió 8.3 cm de longitud y la probóscide tuvo una longitud de 15 cm	25
9	Boca y rádula de <i>D. clathrata</i> . A) Cavidad bucal donde se muestra la rádula envuelta en el saco radular. B) Mandíbulas. C) Rádula acoplada al odontóforo extraída de la probóscide. D) Fragmento de la rádula tomada en microscopio de luz	25
10	Partes en que se divide el esófago.	26
11	Glándula esofágica y estómago de <i>D. clathrata</i> . A) Glándula esofágica. B) Estómago	27
12	Glándula digestiva de <i>D. clathrata</i> . A la izquierda se muestra la parte superior del cuerpo del caracol; se muestra en la parte media la glándula digestiva de color oscuro y en la parte derecha las gónadas del mismo color	27
13	Parte final del aparato digestivo de <i>D. clathrata</i> . Intestino y recto con heces y ano	28
14	Rádula de <i>D. clathrata</i> . A) Fotomicrografía de la rádula que muestra dientes maduros y dientes inmaduros, tomada en un microscopio de barrido	29

15	Porción de la rádula de <i>D. clathrata</i> . Acercamiento de los dientes maduros de la rádula que muestra los detalles de los mismos	29
16	Cortes transversales de la parte anterior de la cavidad bucal de <i>D. clathrata</i> . A) Panorámica de la boca donde se observa una gran cantidad de fibras colágenas y fibras musculares lisas. Tricrómica de Masson. 10x. B) Epitelio cilíndrico simple cuticularizado de la cavidad bucal. Técnica de H-E. 40x. C) Parte media de la cavidad bucal donde se encuentra el odontóforo. Tricrómica de Masson. 10x. D) Odontóforo, compuesto de cartílago. Tricrómica de Masson. 40x	30
17	Corte transversal de probóscide de <i>D. clathrata</i> . A) Se observan los componentes de la probóscide, plexos nerviosos, conductos salivales y esófago anterior. H-E. 10x. B) Conducto de la glándula salival. Tricrómica de Masson. 40x	31
18	Cortes transversales del esófago anterior. A) Epitelio cilíndrico simple ciliado y membrana basal. H-E. 10x. B) Anillo nervioso. Papanicolaou. 40x	32
19	Cortes transversales de la glándula esofágica de <i>D. clathrata</i> . A) Panorámica del corte histológico obtenido a la altura de la parte anterior del esófago medio en la parte anterior donde se observa la glándula esofágica, tejido glandular de tipo seroso y tejido glandular de tipo mucoso. H-E. 1.6x. B) Acercamiento de un corte de la parte media de la glándula esofágica. H-E. 40x. C) Parte media de la glándula esofágica que muestra el compartimento que forma el tejido conectivo. H-E. 4x. D) Parte posterior de la glándula esofágica. H-E. 4x	33
20	Cortes transversales de la glándula serosa y mucosa de <i>D. clathrata</i> . A) Acinos de la glándula serosa. Tricrómica de Masson. 60x. B) Conductos de la glándula alveolar mucosa. Tricrómica de Masson 60x	34
21	Cortes transversales del esófago posterior. A) Parte dorsal y ventral del esófago posterior. Tricrómica de Masson. 4x. B) Parte dorsal mostrando los pliegues anchos del epitelio cilíndrico pseudoestratificado vacuolado con chapa estriada. Tricrómica de Masson. 40x. C) Parte ventral que presenta epitelio cúbico simple con células mucosas entre el epitelio. Tricrómica de Masson. 40x. D) Pliegues del epitelio ventral. Tricrómica de Masson. 40x	35
22	Cortes transversales del estómago de <i>D. clathrata</i> . A) Panorama del estómago, en que se observan pliegues del epitelio. Papanicolaou 10x. B) Acercamiento del epitelio cilíndrico simple. Papanicolaou 40x. C) Glándula mucosa que se encuentra en uno de los tiflosoles del estómago. Papanicolaou 40x	36
23	Cortes transversales de la glándula digestiva de <i>D. clathrata</i> . A) Conducto de	

	la glándula digestiva revestido por epitelio cilíndrico simple. Tricrómica de Masson. 10x. B) Adenómeros. Tricrómica de Masson. 40x. C) Gránulos de secreción y parásitos	37
24	Cortes transversales del intestino y recto de <i>D. clathrata</i> . A) Pliegues del epitelio cilíndrico simple del intestino. Tricrómica de Masson. 40x. B) Recto. Tricrómica de Masson. 10x	38
25	Restos de microorganismos encontrados en ductos digestivos, intestino y heces de <i>D. clathrata</i> . A) Estructura de poliquetos. B) Quetas de poliquetos. C) Concha de gasterópodo. D) Fragmento de una concha de bivalvo	39

Resumen

Algunos gasterópodos de la superfamilia Tonnoidea utilizan toxinas para poder alimentarse de poliquetos, diversas clases de equinodermos y otros gasterópodos; las toxinas se han encontrado en las glándulas digestiva, hipobranquiales y salivales, aunque las estrategias de alimentación han sido poco estudiadas. Los estudios se han centrado en la purificación de toxinas, dejando de lado los estudios anatómicos e histológicos que ayudan a identificar órganos secretores y tejido glandular de los organismos. En este trabajo se ha estudiado la anatomía e histología del tubo digestivo del caracol marino *Distorsio clathrata* (Personidae: Caenogastropoda), además se ha analizado el contenido del intestino, divertículos digestivos y heces. Los ejemplares de *D. clathrata* fueron recolectados frente a las costas de la península de Yucatán, México. El estudio histológico se hizo con tres técnicas de tinción: hematoxilina-eosina, tricrómica de Masson y Papanicolaou; se realizaron cortes transversales y longitudinales de 8 μm de grosor. Los organismos presentan un aparato digestivo formado por: boca, cavidad bucal, aparato radular, probóscide, esófago, glándulas esofágica y salival, estómago, glándula digestiva, intestino, recto y ano. La rádula es tenioglosa, típica de los organismos que pertenecen a la superfamilia Tonnoidea, con un par de dientes marginales y un diente lateral a cada lado y un diente central. Histológicamente se observó que la composición del epitelio de la boca es similar a otros organismos de la misma superfamilia. La boca está revestida por epitelio simple queratinizado; los conductos de la glándula salival se presentan a los lados y largo de la probóscide. El esófago tiene regiones diferenciadas por el tipo de epitelio que presenta, a la altura del esófago medio se encuentra dos regiones de tejido glandular uno de tipo mucoso y otro de tipo seroso. El estómago está revestido por epitelio cilíndrico simple. El intestino se recubre por epitelio cilíndrico simple bajo. Los restos del contenido se componen de: microgasterópodos, fragmentos de conchas de gasterópodos y bivalvos, además restos de estructuras de poliquetos. Con los datos obtenidos, se concluye que *D. clathrata* posee una anatomía e histología similar a otros organismos de la superfamilia Tonnoidea. De acuerdo a los restos encontrados en el tracto digestivo *D. clathrata* es un caracol carnívoro.

Palabras clave: *Distorsio clathrata*, Tonnoidea, histología, anatomía, rádula.

Abstract

Some gastropods of the superfamily Tonnoidea use toxins to feed on polychaetes, various types of echinoderms and other gastropods; the toxins have been found in digestive, salivary and hipobranchial glands, although feeding strategies have been little studied. Studies have focused on the purification of toxins, leaving aside anatomical and histological studies of organisms that help to identify secretory organs and glandular tissue of organisms. In this work we have studied the anatomy and histology of the digestive tract of sea snail *Distorsio clathrata* (Personidae: Caenogastropoda) and analyzed the content of intestine, digestive diverticula and feces. Specimens of *D. clathrata* were collected NE of Isla Contoy, Quintana Roo, México. Histological examination was made with three staining techniques: hematoxylin-eosin, Masson trichrome and Papanicolaou, on longitudinal and cross sections of 8 μm thick. The digestive system of the organisms consists of: mouth, oral cavity, radular apparatus, proboscis, esophagus, esophageal and salivary glands, stomach, digestive gland, intestine, rectum and anus. The radula is of the tenioglosa type, typical of organisms belonging to the superfamilia Tonnoidea with two pairs of marginal teeth, one lateral tooth on each side and a central tooth. Histologically it was found that the composition of the lining of the mouth is similar to other organisms of the same superfamily. The mouth is lined by simple keratinized epithelium; at the sides and along the proboscis are the salivary gland ducts; the esophagus has distinct regions differentiated by the type of epithelium. In the esophagus there are two types of glands, mucous and serous. The stomach is lined by simple columnar epithelium; the intestine is covered by a simple low columnar epithelium. The remains of food found in gut contents, feces and digestive diverticula consist of: microgastropods, shell fragments of gastropods and bivalves, as well as remains of structures of polychaetes. With these data, this study concluded that *D. clathrata* has, in general, anatomy and histology similar to other organisms reported for the Tonnoidea superfamily, to which it belongs, and that the remains found in the digestive tract suggest that *D. clathrata* is a carnivorous snail.

Keywords: *Distorsio clathrata*, Tonnoidea, histology, anatomy, radula

I. INTRODUCCIÓN

I.1 Phylum Mollusca

El phylum Mollusca es el segundo grupo más diverso de los invertebrados después de los artrópodos. Se han descrito aproximadamente 100,000 especies vivas, además de 35,000 especies fósiles. Los moluscos están adaptados a vivir casi en cualquier lugar; habitan en ambientes dulceacuícolas, marinos y terrestres (Sabelli, 1980; Barnes y Ruppert, 1995; Lytle y Meyer, 2005). Este phylum posee siete clases Aplacophora, Monoplacophora, Polyplacophora, Gastropoda, Bivalvia, Scaphopoda y Cephalopoda (Barnes y Ruppert, 1995; Lytle y Meyer, 2005). Los moluscos se distinguen por presentar un pie bien desarrollado y tienen una masa visceral que contiene parte del aparato digestivo, excretor, circulatorio y gónadas. Presentan una concha o valva, secretada por el manto, constituida por conchiolina y reforzada con carbonato de calcio, excepto la clase Aplacophora (Barnes y Ruppert, 1995). Todos los moluscos excepto los bivalvos presentan un órgano de alimentación llamado rádula (Sabelli, 1980; Barnes y Ruppert, 1995). El sistema circulatorio de los gasterópodos es abierto y el sistema nervioso consta de un anillo situado alrededor del esófago, del cual surgen un par de cordones que forman ganglios e inervan, el manto, el pie y la masa visceral (Brusca y Brusca, 2006).

I.2 Clase Gasterópoda

La clase Gastropoda es la más diversa de los moluscos; se han descrito aproximadamente 75,000 especies y 15,000 formas fósiles. Esta clase se divide en tres subclases: Prosobranchia, llamada así por tener la o las branquias enfrente del corazón; Opisthobranchia o babosas de mar, por tener las branquias detrás del corazón; y la tercer subclase llamada Pulmonata, que en vez de tener branquias presenta un saco pulmonar (Barnes y Ruppert, 1995).

Los gasterópodos son micrófagos, detritívoros, herbívoros, carnívoros, omnívoros, carroñeros y parásitos (Taylor *et al.*, 1980; Voltzow, 1994; Barnes y Ruppert, 1995). El comportamiento de las especies carnívoras involucra varios pasos como son: búsqueda, evaluación, persecución, captura, inmovilización, penetración y consumo; su alimentación se basa en otros gasterópodos, bivalvos,

ascidias, anélidos, equinoideos, etc. Existen varios mecanismos usados por estos gasterópodos carnívoros para obtener a la presa. Uno de ellos es introducir la probóscide dentro de las estructuras donde viven las presas, como tubos de poliquetos sedentarios o gasterópodos verméticos y bivalvos.

Algunas familias como Buccinidae y Muricidae usan el labio externo como cuña para abrir bivalvos y meter su probóscide. Otras familias como la Volutidae presentan un pie bien desarrollado con el que envuelven a la presa que puede ser un gasterópodo o un bivalvo (Taylor *et al.*, 1980). Algunas especies que pertenecen a las familias Muricidae y Naticidae perforan las conchas de gasterópodos o bivalvos, para alimentarse del tejido blando. El proceso de la perforación puede ser mecánico o químico; algunos usan la rádula para raspar la concha y hacer un orificio por el cual meten la probóscide y llegan hasta la carne; otros usan secreciones que incluyen ácidos (H_2SO_4 y HCl) para disolver la concha de la presa; también existen los mecanismos mixtos que usan la descalcificación enzimática acompañada de la perforación radular (Voltzow, 1994; Brusca y Brusca, 2006). Los miembros del género *Conus* usan un diente en forma de arpón cargado de veneno para inyectarlo a sus presas, que pueden ser gusanos, gasterópodos o peces; cuando la presa queda inmobilizada el caracol la mete en su probóscide y la empieza a digerir (Marshall *et al.*, 2002).

El aparato digestivo es de gran importancia debido a que le permite al organismo obtener la fuente de energía necesaria para la subsistencia y reproducción. Aunque no hay un gasterópodo típico en términos de hábitos de alimentación, es posible reconocer varias características. La mayoría de los caracoles marinos poseen un sistema digestivo conformado por una masa bucal que contiene un aparato radular; un par de glándulas salivales conectadas con la masa bucal por medio de conductos extensos (Golding, 2009); un esófago dividido en tres regiones: anterior, medio y posterior; un estómago el cual está formado por varios pliegues interiores; un intestino recto y corto (Houbriek y Fretter, 1969); un recto y finalmente el ano (Fretter y Graham, 1994; Voltzow, 1994). Las enzimas para la digestión extracelular son producidas por las glándulas salivales, bolsas esofágicas y divertículos digestivos (Salvini-Plawen, 1984). Las glándulas salivales accesorias pueden ser modificadas como glándulas venenosas, como en el caso de las

especies del género *Conus* (Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Kohn *et al.*, 1999; Barnes y Ruppert, 1995).

Una de las estructuras del aparato digestivo que presenta importancia para la clasificación e identificación es la rádula, que es una estructura que le ayuda mecánicamente a alimentarse; se encuentra en la cavidad bucal y puede actuar como raspador y cortador; está constituida por dientes quitinosos y se pueden presentar de uno a miles arreglados en una cinta longitudinal de hileras transversas, llamada listón radular. El arreglo de los dientes radulares es específico de cada especie (Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Kohn *et al.*, 1999; Barnes y Ruppert, 1995).

I.3 Tejidos principales de los gasterópodos

Los órganos que componen a los gasterópodos se organizan en cuatro tejidos básicos: epitelial, conectivo, muscular y nervioso. El tejido epitelial está constituido de células contiguas que cubren al cuerpo del caracol en su superficie externa y lo revisten en su interior; los epitelios están delimitados por una membrana basal. Los tres tipos de células más comunes del epitelio de los gasterópodos son células epidérmicas, ciliadas y secretoras. El tejido epitelial sirve de protección al ambiente contra abrasiones y lesiones, interviene en el transporte celular de moléculas a través de las capas epiteliales, secreción de moco, hormonas y enzimas, así como en la absorción de materiales (Voltzow, 1994; Gartner y Hiatt, 2008). El epitelio de los gasterópodos secreta una gran variedad de proteínas, polisacáridos, ácidos, sales y otras sustancias como el moco, el opérculo, el periostraco y la concha (Voltzow, 1994).

El tejido conectivo o conjuntivo se compone por células fibrosas, células estrelladas, células alargadas, células redondeadas y células de Leydig; estas últimas están presentes alrededor del tracto digestivo (Voltzow, 1994). Forma una unión entre el tejido epitelial, tejido muscular y tejido nervioso para mantener a un cuerpo funcionalmente integrado. De este modo, las funciones principales del tejido conectivo son el dar soporte estructural, además de servir como medio de intercambio y proveer sitios de depósitos de grasa (Gartner y Hiatt, 2008). El tejido conectivo del tracto alimentario de los gasterópodos tiene fibroblastos fusiformes que tienen un núcleo elongado o elíptico y el citoplasma es acidofílico (Voltzow, 1994).

El tejido muscular constituye gran parte de la pared del cuerpo de los gasterópodos, como el manto, además de muchas de las vísceras, especialmente el estómago, el músculo radular, y el pene; el músculo más grande es el pie. Estos organismos utilizan la contracción de las células musculares y la disposición de los componentes extracelulares del músculo para posibilitar la locomoción, constricción, bombeo y otros movimientos de propulsión (Gartner y Hiatt, 2008). Los gasterópodos han desarrollado un conjunto de músculos para manipular la boca y la rádula (Voltzow, 1994).

El tejido nervioso se compone de neuronas y células neurogliales. Las neuronas se encargan de las funciones de recepción, integración y movimientos; mientras que las células neurogliales se encargan de apoyar y proteger a las neuronas (Gartner y Hiatt, 2008). En prosobranquios el tejido nervioso se integra en un anillo nervioso llamado anillo circumesofágico con dos cordones longitudinales; el cordón ventral es el que va hacia el pie, el cordón dorsal se dirige hacia las vísceras (Voltzow, 1994).

I.4 Usos de los gasterópodos

Los gasterópodos han tenido valor para los humanos desde los tiempos prehistóricos hasta la actualidad, ya que se han utilizado como fuente de alimento y la mayoría son explotados con fines ornamentales. Otro de los campos en el que se usa a los gasterópodos es la farmacología, ya que como en el caso del género *Conus*, se ha encontrado actividad neurofarmacológica en sus toxinas (West *et al.*, 1994). Muchas neurotoxinas de *Conus*, así como algunos de sus derivados tienen potencial como agentes terapéuticos para enfermedades tales como epilepsia y dolores crónicos de cáncer y SIDA. En este género, los trabajos se han centrado principalmente en estudios bioquímicos y los estudios anatómicos (Marshall *et al.*, 2002) e histológicos han sido limitados.

También se han realizado estudios bioquímicos en familias como Buccinidae, Muricidae, Naticidae y Ranellidae, en donde se han encontrado compuestos bioactivos como serotonina, murexina y tetramina; así, en el área de la farmacología, el conocimiento de la anatomía e histología detallada en un organismo son importantes debido a que facilita la ubicación de tejidos que pueden presentar sustancias de interés farmacológico. En el caso de gasterópodos que poseen

glándulas con potencial farmacológico los trabajos sobre descripciones anatómicas e histológicas son escasos, a pesar de que son necesarios para estudios posteriores de bioquímica y/o electrofisiología.

I.5 Superfamilia Tonnoidea

Los miembros de la superfamilia Tonnoidea son gasterópodos marinos carnívoros (Houbrick y Fretter, 1969; Beu, 2001) que presentan un par de glándulas salivales, cuyas secreciones se ha reportado que inactivan a sus presas (Houbrick y Fretter, 1969). Las familias que componen a esta superfamilia son Tonnidae, Bursidae, Laubierinidae, Personidae, Pisanianuridae, Cassidae y Ranellidae (Beu, 2001). Estos gasterópodos son depredadores de una amplia variedad de presas que incluyen ascidias, anélidos, moluscos y equinodermos. Los miembros de esta superfamilia son conocidos por agujerar estructuras calcáreas de equinoideos, gasterópodos y bivalvos (West *et al.*, 1998); como el caso de *Cassis* sp. y *Tonna* sp. que se alimentan de erizos de mar, poliquetos, bivalvos y otros gasterópodos. El extracto de las glándulas salivales de algunos organismos de esta superfamilia, presenta actividad farmacológica tanto en invertebrados, como en vertebrados, como se ha observado en las especies de la familia Ranellidae, como *Cymatium intermedium* el cual se alimenta de pepinos de mar y bivalvos (West *et al.*, 1998). La glándulas salivales de *Charonia rubicunda* inducen parálisis instantánea a la estrella de mar *Patiriella regularis* y en *Fusitriton oregonensis* se ha identificado la toxina tetramina en secreciones de la glándula salival (West, 1997).

Algunos trabajos que se han realizado con especies de la superfamilia Tonnoidea estudian de manera general su anatomía e histología y son importantes debido a que las diferencias morfológicas entre especies son de interés particular en la sistemática de los tonnoideos (Lopes de Simone, 1995). Los estudios que se han realizado abarcan las especies de las familias Tonnidae, Bursidae, Cassidae y Ranellidae. En la familia Personidae no se ha estudiado este aspecto. La familia Personidae, presenta cuatro géneros: *Personopsis*, *Distorsomina*, *Distorsionella* y *Distorsio*. El género *Distorsio* representa el 73% de la diversidad de la familia, con aproximadamente 19 especies (WoRMS, 2011). Una de estas especies es *D. clathrata* que es un caracol carnívoro que vive en aguas tropicales y es común en el Mar Caribe mexicano, donde

presenta una amplia distribución batimétrica (Abbott y Dance, 1998). Su presencia en cultivos de almejas hace suponer que se alimenta de ellas (Geiger *et al.*, 2006). Ya que no existen trabajos sobre la biología de los organismos de la familia Personidae, el presente estudio describe la anatomía, histología y contenido alimenticio del aparato digestivo de *D. clathrata* para contribuir a la descripción de su morfología y al conocimiento de sus hábitos alimenticios.

II. *Distorsio clathrata* (Lamarck, 1816)

II.1 Ubicación taxonómica

Clase: GASTROPODA

Subclase: CAENOGASTROPODA

Orden: LITORINIMORPHA

Suborden: HETEROPODA

Superfamilia: TONNOIDEA

Familia: PERSONIDAE

Género: *Distorsio*

Especie: *clathrata* (Lamarck, 1816)

Sinonimia:

Distorsio (Rhysema) robinsoni Petuch, 1987;

D. acuta occidentalis Mörch, 1977;

Triton ridens Reeve 1844;

T. clathrata Lamarck 1816 (WoRMS, 2011).

Emerson y Sage, en 1990, consideran a *D. ridens* sinónimo de *D. clathrata* de acuerdo a estudios morfológicos de conchas de estos organismos.

II.2 Diagnosis

La concha de *D. clathrata* tiene una talla de 0.8 a 8.9 cm (Abbott, 1954; Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Abbott y Dance, 1998) y presenta el eje de las vueltas asimétrico, lo que le da una apariencia de que está torcido, es decir, que las espiras no son simétricas. Las vueltas son regularmente convexas, con una incisión en las suturas, y la abertura es pequeña con un contorno irregular. El labio externo es muy grueso y dentado, el diente central es más grueso y más alto que los demás. La parte superior del labio se extiende y forma bandas delgadas en la primera vuelta del cuerpo. Las líneas transversales llamadas varices se cruzan con las líneas longitudinales y forman pequeños nódulos puntiagudos (Fig. 1A). El opérculo es pequeño, calloso y grueso (Fig. 1B). El cuerpo se caracteriza por tener un pie moderadamente desarrollado, una probóscide larga, un sifón corto y dos tentáculos con un ojo en la base de cada uno. La rádula de *D. clathrata* es de tipo tenioglosa (Sabelli, 1980).

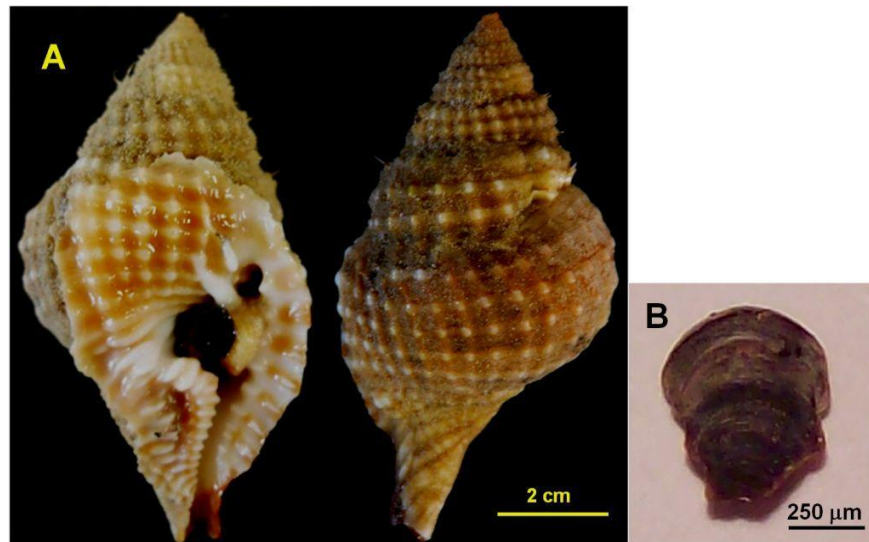


Figura 1. *Distorsio clathrata* recolectado al NE de la Isla Contoy, Quintana Roo, México, por el personal del Laboratorio de Neurofarmacología Marina, Instituto de Neurobiología, UNAM, Campus Juriquilla. A) Concha de *Distorsio clathrata*. B) Opérculo.

II.3 Distribución

Distorsio clathrata tiene una distribución geográfica amplia que abarca desde los 35.03° N a los 20° S y de los 97° W a los 30° E. Batimétricamente se distribuye desde la zona intermareal hasta 300 m de profundidad. Su distribución geográfica abarca desde Carolina del Norte a Florida, Norte de Texas, el Caribe y Brasil (Fig. 2) (Abbott, 1954; Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Abbott y Dance, 1998; Rehder, 2002).

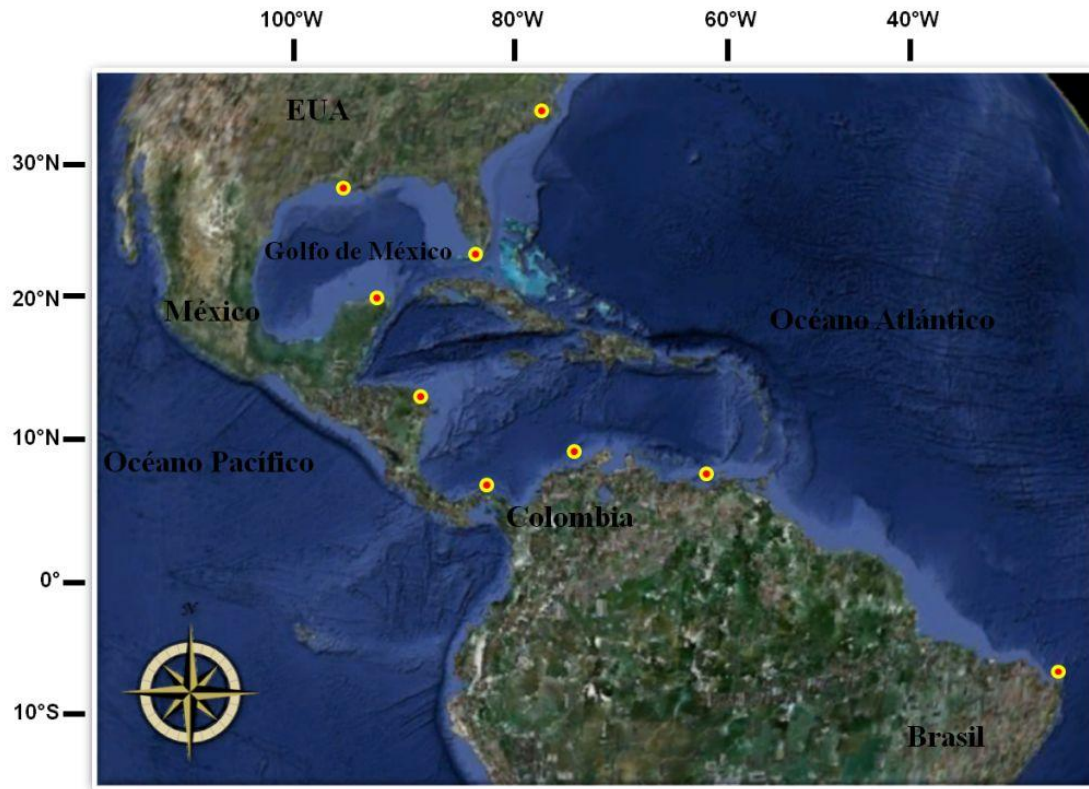


Figura 2. Distribución geográfica de *D. clathrata* (Imagen de Google Earth, 2011). Los círculos rojos muestran la localización de *D. clathrata* (Abbott, 1954; Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Abbott y Dance, 1998; Rehder, 2002).

III. ANTECEDENTES

La anatomía e histología del esófago medio ha sido comparada entre diferentes grupos de gasterópodos, así como sus modificaciones, donde muestran la formación de estructuras nuevas como la glándula de Leiblen (Andrews y Thorogood, 2005). Este tipo de estructuras se ha observado en diferentes especies de prosobranquios como lo describen Fretter y Graham (1994), quienes realizaron un estudio referente a la anatomía del grupo al cual pertenece la superfamilia Tonnoidea. Volztow (1994) realizó un trabajo amplio sobre revisiones bibliográficas de la histología de prosobranquios.

Uno de los estudios más completos sobre la anatomía del aparato digestivo de un gasterópodo prosobranquio fue el trabajo realizado con el caracol marino *Ficus subintermedia*, en el que se describe que esta especie presenta una probóscide larga de 2 a 3 veces la longitud del esófago con un par de nervios que corren lateralmente en su interior. Tiene una glándula esofágica que se expande posterior al anillo nervioso (Fig. 3). La rádula de *F. subintermedia* es tenioglosa, con siete dientes triangulares, con cúspides largas y medianas en los dientes centrales y laterales. La histología que se reporta en el esófago de esta especie es que presenta tejido muscular en la parte externa, revestido con epitelio columnar ciliado entre el que se encuentran células mucosas (Golding, 2009).

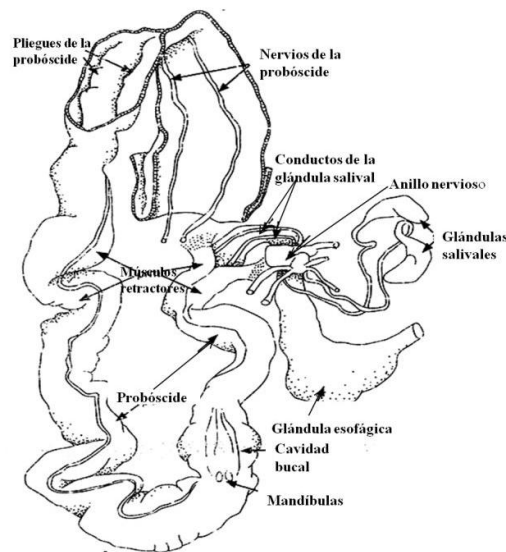


Figura 3. Esquema de corte longitudinal en la parte anterior de la probóscide de *Ficus subintermedia* (Golding, 2009).

III.1 Superfamilia Tonnoidea

Respecto a la especie *D. clathrata* existen pocos trabajos sobre su anatomía e histología, por lo que se hará referencia a algunos trabajos que se han realizado con especies de la superfamilia Tonnoidea. Como en el caso de las especies *Tonna galea* y *Tonna maculosa* (familia Tonnidae) donde la anatomía del aparato digestivo es típica de los tonnoideos, las glándulas salivales rodean en la parte posterior a la probóscide, la rádula es tenioglosa y el diente raquidido presenta tres cúspides. En un estudio comparativo de estas especies se encontró que sus diferencias consisten en el grosor del manto, las manchas en la epidermis y el desarrollo de la glándula hipobranquial. La probóscide extendida de *T. galea* es aproximadamente la mitad de su longitud; al igual que *T. maculosa*, *T. galea* presenta dos conductos salivales a lo largo de la probóscide que desembocan en la cavidad bucal. Estas descripciones sirven de apoyo en la sistemática de esta superfamilia (Lopes de Simone, 1995). *Bursa granularis* (familia Bursidae) posee una probóscide provista de músculos que le ayudan a tener versatilidad en sus movimientos y en la cavidad bucal presenta un par de pliegues a cada lado donde se abren los ductos de la glándula salival. En este género no se han encontrado mandíbulas; sin embargo, en *Bursa granularis* se encontraron pequeños dentículos (Houbrick y Fretter, 1969). Otra de las especies estudiadas es *Cassis tuberosa* (familia Cassidae), que presenta una rádula tenioglosa y se alimenta de erizos de mar. Se ha observado que las secreciones bucales contienen 3-4% de ácido sulfúrico; secreta una sustancia que inactiva al erizo de mar y corta su testa con la rádula para poder meter la probóscide y llegar hasta la carne (Hughes y Hughes, 1971).

Dentro de la familia Ranelliade se han hecho diferentes estudios de anatomía, histología y hábitos alimenticios. Como el estudio con la especie *Cymatium nicobaricum* que presenta un sistema de músculos en la pared de la boca que dan versatilidad en los movimientos; además, la cavidad bucal presenta un par de pliegues laterales uno a cada lado, con la apertura de los ductos salivales (Houbrick y Fretter, 1969). La probóscide está inervada por un par de nervios. El esófago anterior de *Cabestana spengleri* está bordeado dorsalmente por pliegues de epitelio columnar ciliado con núcleo centralmente posicionado con células mucosas intercaladas, lo que le permite el transporte del bolo alimenticio hacia el estómago; además, presenta epitelio cilíndrico

pseudoestratificado vacuolado, donde las células secretan sustancias que le ayudan a la digestión (Golding y Ponder, 2010).

Los miembros de la familia Ranellidae *Cymatium muricinum*, *C. aquatile*, *C. nicobaricum* y *C. pileare* se han encontrado como depredadores de larvas de la almeja gigante en estanques de cultivo; se estima que esta depredación representa la principal causa de mortalidad para la almeja *Tridacna gigas*. Estos miembros de la familia Ranellidae usan toxinas inyectadas por su probóscide para inmovilizar a sus presas (Govan, 1995).

III.2 Género *Distorsio*

Los trabajos sobre el género *Distorsio* son limitados, por lo que se sabe poco; sin embargo, existe un trabajo taxonómico en base a la conquiología, donde se hace una revisión de varias especies del género *Distorsio* (Lewis, 1972). Además, se hace una descripción de la anatomía externa de *D. perdistorta*, mostrando la protoconcha, el opérculo, los tentáculos y la probóscide que cuando es retraída se encuentra dentro de la cavidad llamada rincodeum (Fig. 4), cuyas paredes están formadas por las paredes del cuerpo (Miller, 1989; Ball *et al.*, 1997); también se presenta un esquema de la rádula tenioglosa, la cual consta de un par de dientes marginales y un diente lateral a cada lado y un diente central puntiagudo con cúspides a los lados. Petuch y Harasewych (1980) describen a *Distorsio kurzi* como una nueva especie, encontrada entre 120-150 m de profundidad en aguas de Filipinas, y muestran sus características morfológicas externas de la concha.

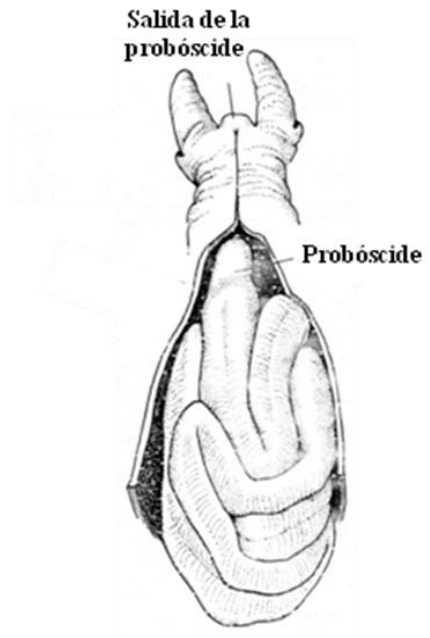


Figura 4. Probóscide retraída de *Distorsio perdistorta* (Lewis, 1972).

No se ha realizado ningún trabajo que aborde aspectos anatómicos, histológicos ni de hábitos alimenticios de *Distorsio clathrata* a pesar de la importancia que pueden tener en la sistemática del grupo, biología en general y farmacología. Respecto a hábitos alimenticios se ha observado, en cultivos de almejas, a varias especies de gasterópodos, entre ellos a *Distorsio clathrata*, que se pudieran alimentar de estos bivalvos, pero se desconoce si realmente los están consumiendo (Geiger *et al.*, 2006), debido a que se carece de estudios específicos en este tema.

IV. JUSTIFICACIÓN

Distorsio clathrata ha sido considerado como depredador de los cultivos comerciales de almejas (Govan, 1995; Geiger *et al.*, 2006), pero se desconocen las estrategias que utiliza para capturar a sus presas y la morfología de su aparato digestivo. El conocimiento de la anatomía del aparato digestivo de *D. clathrata* puede servir para la sistemática del grupo, biología en general y el estudio de sus glándulas que poseen biomoléculas que pudieran tener funciones sobre el sistema nervioso de otros organismos, como se ha demostrado en investigaciones farmacológicas en gasterópodos de la superfamilia Tonnoidea (Houbrick y Fretter, 1969; West *et al.*, 1996; West *et al.*, 1998). Por estas razones es necesario conocer la morfología e histología del aparato digestivo, así como los hábitos alimenticios de este caracol, con el fin de ampliar el conocimiento de la especie.

V. HIPÓTESIS

Distorsio clathrata es considerado depredador de almejas, por lo cual es posible que presente glándulas accesorias en el aparato digestivo que le ayuden a cazar a sus presas.

VI. OBJETIVOS

IV.1 Objetivo general

Caracterizar la estructura del aparato digestivo de *Distorsio clathrata* (Personidae: Caenogastropoda).

IV.2 Objetivos particulares

- Describir la anatomía macroscópica del aparato digestivo de *Distorsio clathrata*.
- Describir la anatomía microscópica del aparato digestivo de *Distorsio clathrata*.
- Determinar las regiones del aparato digestivo de *Distorsio clathrata* que presenten tejido glandular por medio de la descripción histológica.
- Analizar y describir el contenido alimenticio del tubo digestivo de *Distorsio clathrata*.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

VII. 1 Metodología de campo

VII. 1.1 Características del área de recolecta

El área de recolecta se encuentra frente a las costas de la Península de Yucatán, México, dentro de la zona pesquera entre las coordenadas 22°00'50" N y 87°01'34" W (Fig. 5); en la zona de recolecta pasa la corriente de Yucatán, la cual presenta temperaturas promedio de 16 a 20 °C y la salinidad promedio es de 36.1 a 36.5 UPS (Gyory *et al.*, 2008). En esta zona se presentan cinco ambientes sedimentarios principales: 1) complejo arrecifal; 2) playa de alta energía en mar abierto; 3) megarrizaduras de fondo; 4) dunas litorales y 5) lagunas restringidas. Los sedimentos de carbonatos son depositados en camas texturales, más o menos de manera paralela a la línea de costa. En aquellos sitios donde el sustrato está formado principalmente por roca calcárea, la comunidad bentónica se caracteriza por la presencia de algas laminares, algas calcáreas, así como, esponjas masivas e incrustantes y corales hermatípicos y gorgonáceos; en las zonas donde el sustrato es predominante arenoso se desarrollan grandes extensiones de pastos marinos. También se encuentran bancos de moluscos que son explotados comercialmente como: *Strombus gigas*, *S. costatus*, *Pinna carnea* y *Cassis tuberosa* (INE, 1997; Ortiz, 2003). La fauna epibentónica está representada principalmente por diferentes especies de poliquetos (Anexo 1) (Bastida-Zavala y Salazar-Vallejo, 2000), bivalvos representados por 23 familias, encontrados en un rango de profundidad de 0 a 60 m, (Anexo 2) (Ekdale, 1974), gasterópodos y equinodermos (Ortiz, 2003).

Los ejemplares de *Distorsio clathrata* fueron recolectados el 7 de abril de 2001 a una profundidad promedio de 50 m. Las recolectas fueron hechas por medio de una red de arrastre tipo Texana de 35 a 40 pies de longitud, con una abertura de malla de 3.5 cm en el copo colector y de 5 cm en el cuerpo de la red, a una velocidad de 2.5 nudos. Los ejemplares de *D. clathrata* fueron fauna acompañante de la pesca de camarón.

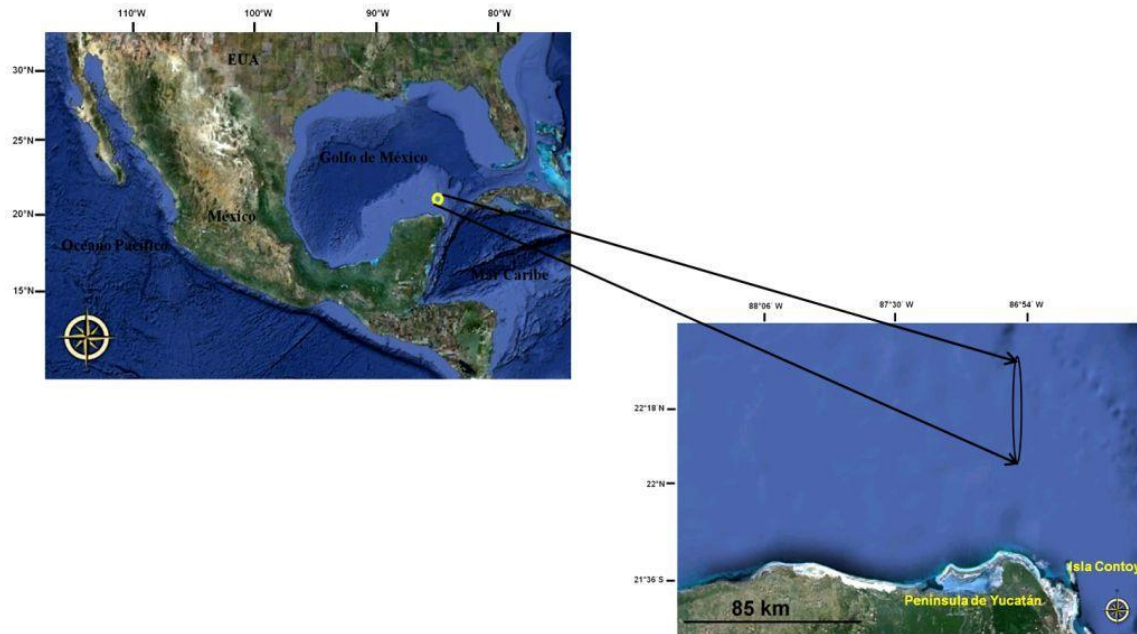


Figura 5. Mapa que muestra la zona donde se recolectaron los ejemplares de *Distorsio clathrata* frente a las costas de la Península de Yucatán, México (Google Earth, 2011).

Los caracoles fueron congelados en hielo seco y transportados al Laboratorio de Neurofarmacología Marina, del Instituto de Neurobiología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Campus Juriquilla, Querétaro, donde fueron congelados a -70°C , hasta su estudio.

VII.2 Metodología de laboratorio

Se hizo una revisión bibliográfica con descripciones e ilustraciones de la concha para verificar que los ejemplares que se usaron en este estudio fueran la especie de *Distorsio clathrata* (Abbott, 1954; Abbott, 1974; Sabelli, 1980; Abbott y Dance, 1998). Se usaron en total 11 caracoles, cinco para la descripción anatómica y seis para el proceso histológico.

VII.2.1 Observación anatómica

Se usaron cinco ejemplares para analizar su anatomía macroscópica. Se descongelaron a temperatura ambiente y se desconcharon con una prensa para obtener sus partes blandas. La anatomía del aparato digestivo de estos ejemplares fue descrita mediante la observación en un

estereoscopio modelo Stemi 2000 marca Zeiss con base a Lewis (1972), Fretter y Graham (1994), Barnes y Ruppert (1995) y Brusca y Brusca (2006).

VII.2.2 Montaje de los dientes radulares para microscopía electrónica de barrido

La rádula se extrajo de la parte anterior de la probóscide de uno de los ejemplares y se eliminó la membrana de la rádula con ayuda de dos pinzas de disección de punta fina; posteriormente se sumergió durante 10 minutos en una solución de hipoclorito de sodio al 5%, con el objetivo de deshacer el tejido que se quedaba pegado a la rádula y que no se pudo quitar con las pinzas.

Las rádula se montó en placas metálicas con cinta adherible de carbón y fue rociada con oro para formar una diferencia de potencial entre la muestra y una solución blanco (oro). Las imágenes se obtuvieron en un Microscopio Electrónico de Barrido modelo Jeol JSM-6060 LV.

VII.2.3 Proceso histológico

Se extrajeron seis caracoles de sus conchas para procesarlos histológicamente; se fijaron en formaldehído al 10% en amortiguador de fosfatos 0.1 M (pH 7.4). Se procesó el cuerpo entero de tres de los ejemplares; a los tres ejemplares restantes se les extrajo el aparato digestivo el cual se fraccionó en trozos pequeños de aproximadamente 1 cm³. Ya que es un tejido muy delicado, se realizaron pruebas preliminares para obtener el tiempo adecuado de fijación entre 72 y 120 h. El primero resultó ser el más adecuado, por lo cual fue utilizado en el procesamiento de las muestras.

Después de fijar las muestras, éstas se lavaron con agua corriente durante 24 h con el fin de eliminar el fijador y posteriormente se deshidrataron utilizando un deshidratador Histoquinet Leica TP 1020. Durante la deshidratación, los tejidos se pasaron por diferentes concentraciones de alcohol, desde 60% hasta alcohol absoluto (Humason, 1979).

Una vez deshidratados los tejidos se inició el proceso de transparentación, para lo cual se colocó el tejido en una mezcla de 1:1 de xilol-alcohol absoluto (dos cambios de una hora) y finalmente se pasó a dos cambios de xilol por una hora y media cada uno; posteriormente se colocó una hora y media en paraplast marca Mc Cormick Scientific con punto de fusión de 56°C.

Después de la transparentación el tejido se preparó para la inclusión en paraplast con ayuda de un incluidor Leica modelo EG 1160. Durante la inclusión se llenó una canastilla de metal con el vertedor de paraplast líquido; el tejido se colocó de manera vertical dentro de la canastilla y se dejó endurecer en la plataforma de hielo del incluidor. Cuando el paraplast estuvo frío y endurecido se separó el casete de la canastilla.

A continuación se realizaron cortes histológicos seriados de 8 μm de espesor en un micrótopo de rotación manual Leica modelo RM2135 y se colocaron en un baño de flotación a 37°C al cual se le agregó gelatina comercial. Los cortes obtenidos se colocaron en los portaobjetos y se secaron en una plancha caliente a 50°C. Los portaobjetos fueron denominados con números pares y nones. Los cortes longitudinales y transversales pares de cuatro ejemplares fueron teñidos con modificaciones de tiempo de la técnica de hematoxilina-eosina (H-E) (Humason, 1979) (Anexo 3), mientras que los cortes nones fueron teñidos mediante la técnica tricrómica de Masson (Uría y Mora, 1996) (Anexo 3). Los cortes seriados de otro de los ejemplares usados para histología fueron teñidos con la técnica de Papanicolaou (Luna, 1960) (Anexo 3). Una vez montadas con resina sintética Entellan®, se observaron al microscopio y se obtuvieron fotomicrografías con un fotomicroscopio Leica modelo ATC 2000 y se hicieron mediciones con el programa ImageJ. La descripción histológica se realizó en base a Voltzow (1994), Fretter y Graham (1994), Gartner y Hiatt (2008) y Golding y Ponder (2010).

VII.2.4 Análisis de residuos del aparato digestivo

Los tubos digestivos disecados de cinco ejemplares de *D. clathrata* se abrieron longitudinalmente para observar el contenido de los mismos. Los restos encontrados se lavaron con agua destilada y se etiquetaron para ser identificados por separado. Se tomaron fotografías con un estereoscopio modelo Stemi 2000 marca Zeiss y fueron identificados a nivel de clase por medio de comparaciones fotográficas y con la literatura de Barnes y Ruppert (1995), Brusca y Brusca (2006) y Rozbaczylo *et al.* (2006).

VIII. RESULTADOS

VIII.1 Observación de la concha

La concha de *D. clathrata* es fusiforme, de color café claro con nódulos en la superficie y tricomas gruesos, huecos, débiles y de diferente tamaño. Presenta un periostraco de color transparente con pequeñas vellosidades que sobresalen. Los labios externo e interno son dentados. El labio interno tiene una continuación hacia la parte posterior de la primera vuelta de la concha y forma una muesca o concavidad. El canal sifonal está bien definido y curvado.

Las tallas de los ejemplares usados para los estudios anatómicos e histológicos fueron de una longitud promedio de 6.84 cm con una desviación estándar de 3.08 cm y un peso promedio de 37.3 g con una desviación estándar de 14.7 g. El caracol de mayor talla tenía una longitud de 8.9 cm y un peso de 61.36 g, y el de menor talla midió 4.7 cm de longitud y pesó de 12.9 g.

VIII.2 Descripción anatómica

Al extraer el cuerpo del caracol con longitud y peso de la concha de 7.4 cm y 41.4 g respectivamente, se ubicaron diferentes estructuras externas como: el opérculo, el pie, las branquias, los tentáculos y el sifón. El caracol extendido fuera de su concha midió alrededor de 7 cm de longitud (Fig. 6).



Figura 6. Vista izquierda del caracol *D. clathrata* removido de su concha.

El tubo digestivo se disecó del resto del cuerpo del caracol y se observó que la probóscide se encuentra introvertida dentro del cuerpo del caracol; la abertura por donde sale se localiza a la mitad de la base de los tentáculos en la región cefálica dentro del ríncodeum. La boca se encuentra en la parte anterior de la probóscide y después de la boca se encuentra el esófago anterior; enseguida de éste se encuentra la glándula esofágica, sobre la cual pasa el conducto de la glándula salival. Delante de la glándula esofágica continúa el esófago posterior que está conectado con el estómago, mismo que se conecta a la glándula digestiva e intestino y por último se ubican el recto y el ano (Fig. 7).



Figura 7. Aparato digestivo de *D. clathrata*. Simbología: a, ano; b, boca; ge, glándula esofágica; p, probóscide; re, recto.

La probóscide es una estructura tubular delgada y muy larga; cuando está extendida mide en promedio 12 cm de longitud (Fig. 8), aproximadamente dos veces más larga que la longitud de la concha. A lo largo, la probóscide presenta dos conductos de la glándula salival que corren longitudinalmente a través de ella y desembocan en la cavidad bucal situada en la parte anterior. La cavidad bucal mide aproximadamente 5 mm de longitud y es de coloración rojiza (Fig. 9A); en el interior contiene las mandíbulas (Fig. 9B) ubicadas en la base del labio y el aparato radular en donde se observa el saco radular (Fig. 9C), el odontóforo y la rádula (Fig. 9D).

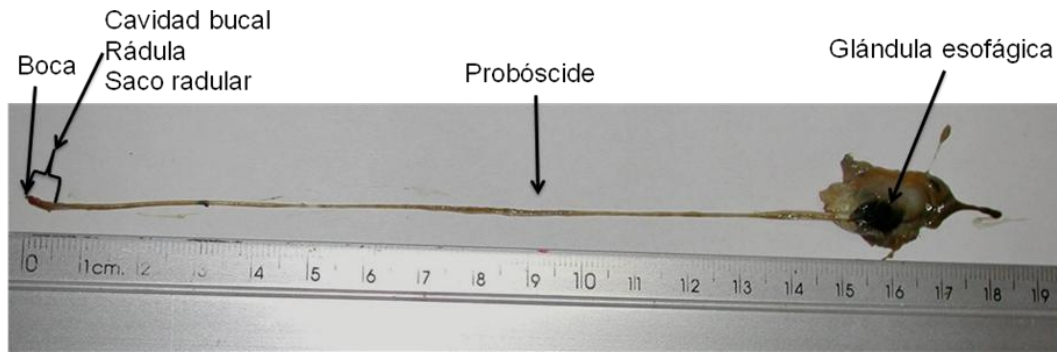


Figura 8. Probóscide extendida de *D. clathrata*. La concha de este ejemplar midió 8.3 cm de longitud y la probóscide tuvo una longitud de 15 cm.

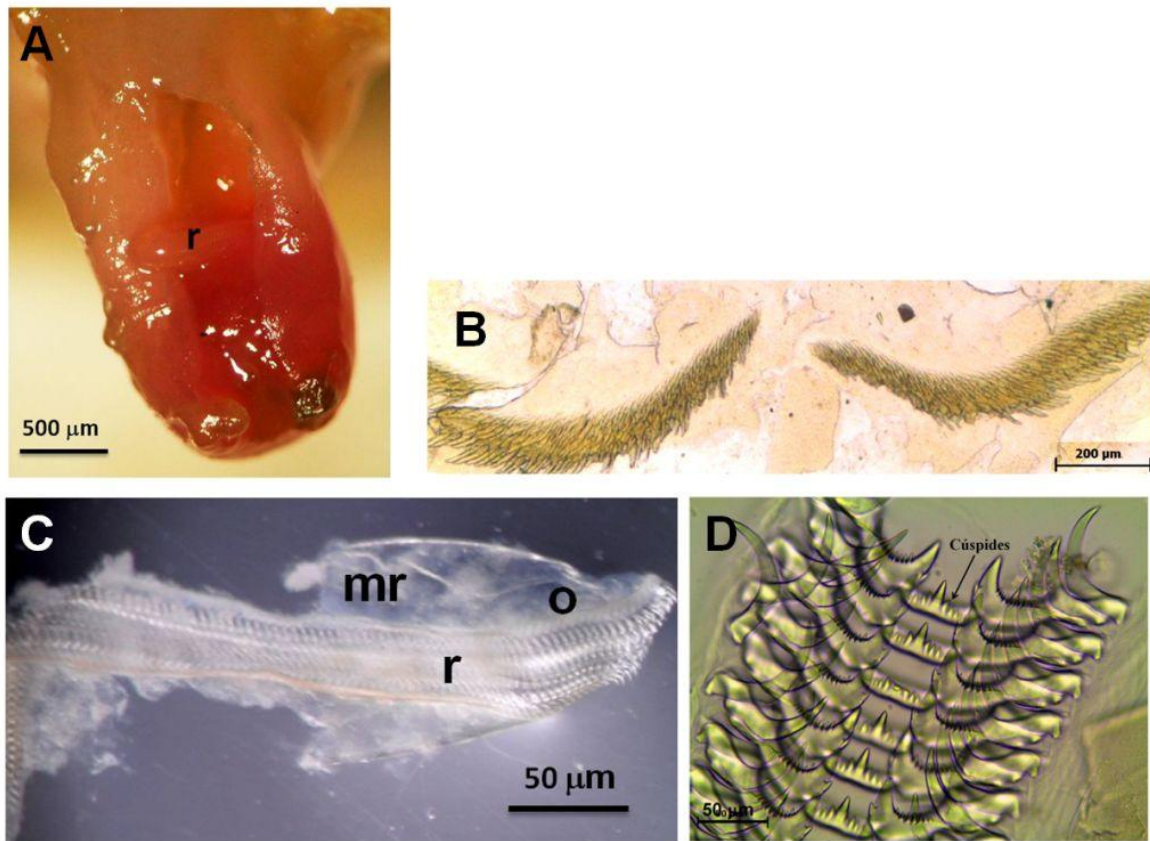


Figura 9. Boca y rádula de *D. clathrata*. A) Cavity bucal donde se muestra la rádula envuelta en el saco radular. B) Mandíbulas. C) Rádula acoplada al odontóforo extraída de la probóscide. D) Fragmento de la rádula fotografiado en un microscopio óptico. Simbología: mr, membrana radular; o, odontóforo; r, rádula.

El esófago de *D. clathrata* se divide en esófago anterior, medio y posterior (Fig. 10). El esófago anterior se encuentra dentro de la probóscide; al término del esófago anterior se encuentra el anillo nervioso, que inerva a todo el organismo; el esófago medio está constituido por la glándula esofágica; el esófago posterior inicia al finalizar la glándula digestiva y termina al llegar el estómago. El organismo al que le pertenecieron estas estructuras midió 7.4 cm de longitud.

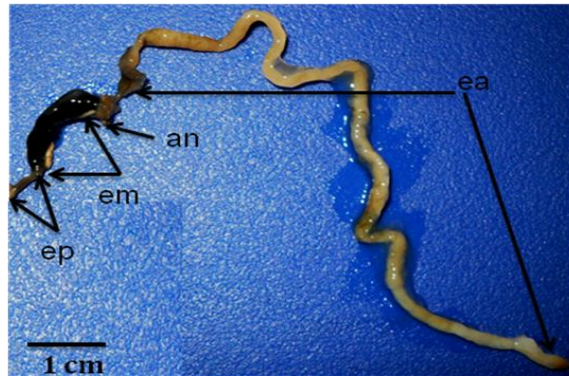


Figura 10. Partes en que se divide el esófago. Simbología: an, anillo nervioso; ea, esófago anterior; em, esófago medio; ep, esófago posterior.

El esófago medio está ocupado por la glándula esofágica que es una estructura ovoide alargada, de color negro; enseguida de ésta se encuentra el esófago posterior que se presenta como un tubo conectado con el estómago (Fig. 11A). El estómago, localizado en la base de la masa visceral en la parte izquierda del organismo (Fig. 11B), es un saco ovoide de color café que mide alrededor de 1 cm y está embebido en la glándula digestiva; se compone en su interior de pliegues que le ayudan a clasificar la comida y está conectado a la glándula digestiva e intestino.

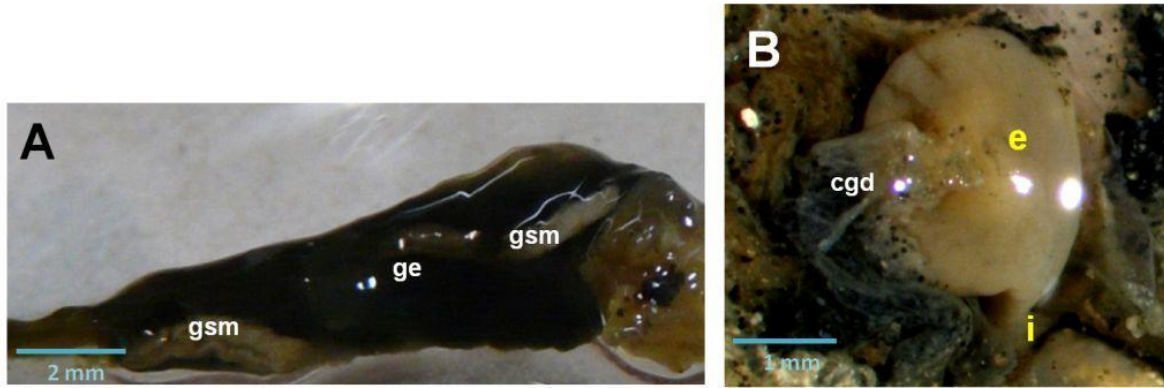


Figura 11. Glándula esofágica y estómago de *D. clathrata*. A) Glándula esofágica. B) Estómago. Simbología: cgd, conducto de la glándula digestiva; e, estómago; ge, glándula esofágica; gsm, glándula salival mucosa; i, intestino.

La glándula digestiva se puede ver superficialmente cuando se extrae el caracol de la concha (Fig. 12), envuelve al estómago y está compuesta por dos lóbulos de diferente tamaño; cada lóbulo contiene ramificaciones de conductos de diferente grosor, los más anchos contienen material indigerible. Los conductos se unen en la base de la glándula y forman un sólo conducto que entra al estómago. Puede ser confundida con las gónadas que se encuentran en la parte superior de la glándula digestiva.

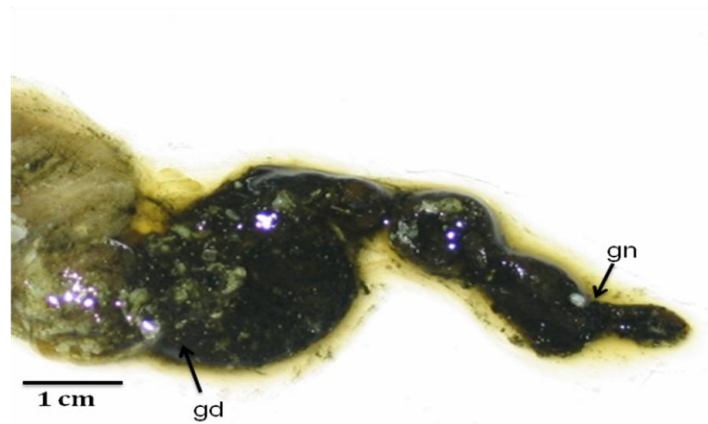


Figura 12. Glándula digestiva de *D. clathrata*. A la izquierda se muestra la parte superior del cuerpo del caracol; se muestra en la parte media la glándula digestiva de color oscuro y en la parte derecha las gónadas del mismo color. Simbología: gd, glándula digestiva; gn, gónadas.

El estómago se une con el intestino, que es una estructura tubular corta. El intestino continúa hasta el recto donde se encuentran las heces que forman un conducto lleno de desechos, cubierto de moco (Fig. 13); las heces se pueden presentar en una fila de pequeñas esferas en que se encuentran compactados los desechos, o simplemente se presenta el conducto lleno de material de desecho con moco. El ano presenta una abertura que se encuentra al lado de la cabeza.



Figura 13. Parte final del aparato digestivo de *D. clathrata*. Intestino y recto con heces y ano. Simbología: a, ano; he, heces; i, intestino.

VIII.3 Rádula

El ejemplar al que se le extrajo la rádula midió 6.2 cm de longitud y pesó 30.2 g; la rádula midió 250 μm aproximadamente, lo cual representa el 0.4% respecto a la longitud total del organismo. La rádula de *D. clathrata* es de tipo tenioglosa, ya que presenta una fila de siete dientes, cuatro marginales (dos de cada lado), dos laterales (uno a cada lado) y uno central. La parte anterior de la rádula está compuesta por dientes maduros que están listos para raspar o rasgar y la parte posterior por los dientes inmaduros que se van formando (Fig. 14).

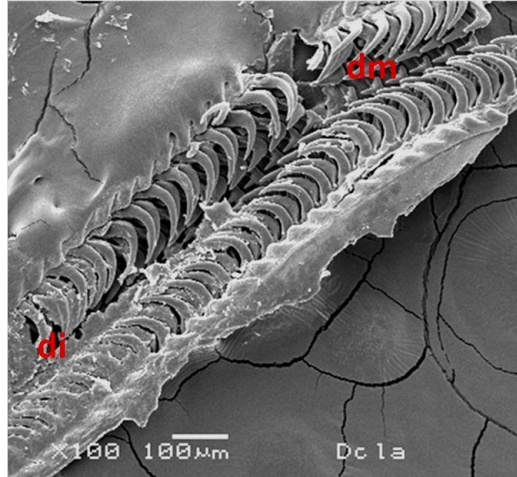


Figura 14. Rádula de *D. clathrata*. A) Fotomicrografía de la rádula que muestra dientes maduros y dientes inmaduros, tomada en un microscopio de barrido. Simbología: di, dientes inmaduros; dm, dientes maduros.

El diente central, llamado diente raquidido, tiene una cúspide alta en el centro y otras cúspides más pequeñas a cada lado. Los dientes laterales tienen forma de un gancho curvado, lisos por un lado y con pequeños dienteccillos en forma de garra en el otro lado. Los dos dientes marginales de cada lado son lisos y curvados (Fig. 15).

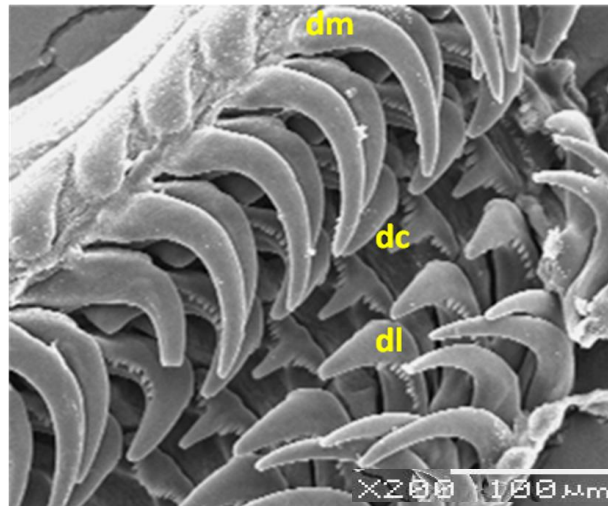


Figura 15. Porción de la rádula de *D. clathrata*. Acercamiento de los dientes maduros de la rádula que muestra los detalles de los mismos. Simbología: dc, dientes centrales; dl, dientes laterales; dm, dientes marginales.

VIII. 4 Descripción histológica

VIII.4.1 Cavidad bucal

La cavidad bucal está rodeada por gran cantidad de haces de fibras musculares y fibras colágenas (Fig. 16A). Está revestida por un epitelio cilíndrico simple cuticularizado que forma pliegues delgados y descansa sobre una membrana basal fina (Fig. 16B). En la parte media de la cavidad bucal se encuentra un odontóforo (Fig. 16C) constituido por cartílago formado por dos grandes lóbulos (Fig. 16D), rodeados de tejido muscular.

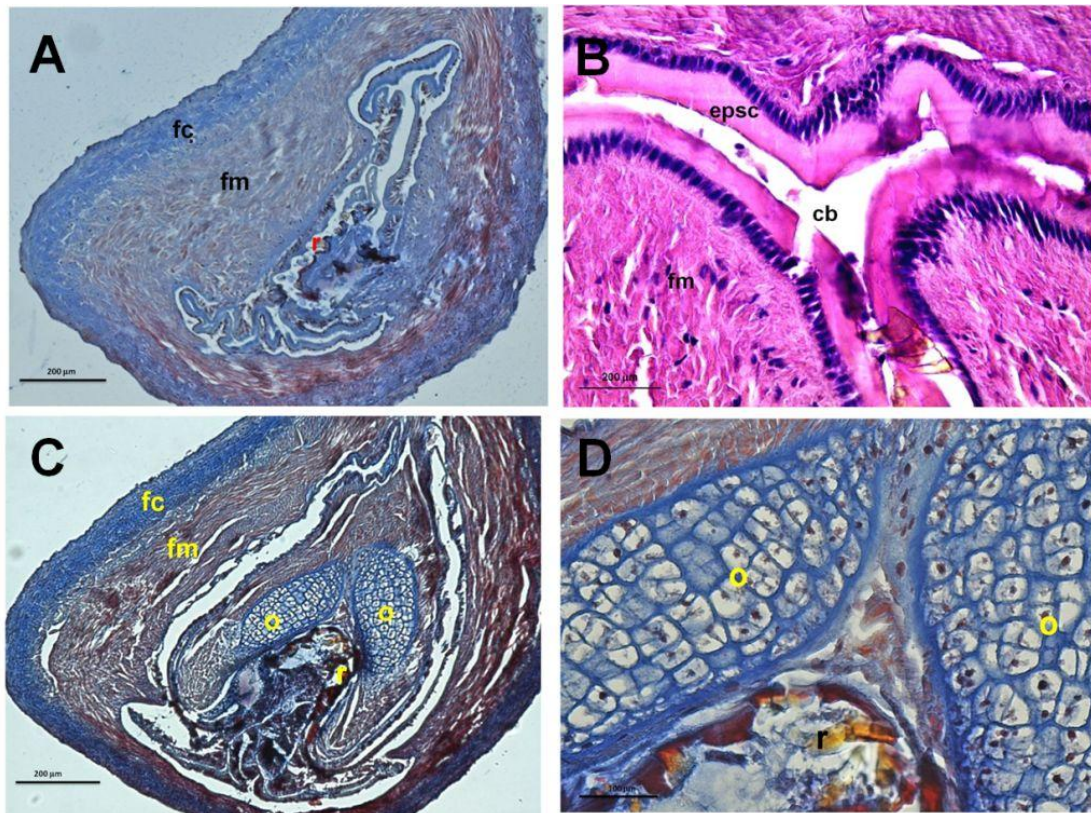


Figura 16. Cortes transversales de la parte anterior de la cavidad bucal de *D. clathrata*. A) Panorámica de la boca donde se observa una gran cantidad de fibras colágenas y fibras musculares lisas. Tricrómica de Masson. 10x. B) Epitelio cilíndrico simple cuticularizado de la cavidad bucal. Técnica de H-E. 40x. C) Parte media de la cavidad bucal donde se encuentra el odontóforo. Tricrómica de Masson. 10x. D) Odontóforo, compuesto de cartílago. Tricrómica de Masson. 40x. Simbología: cb, cavidad bucal; epsc, epitelio cilíndrico simple cuticularizado; fc, fibras colágenas; fm, fibras musculares; o, odontóforo; r, rádula. Escala A, B, C: 200 µm, D: 100 µm.

VIII.4.2 Probóscide

La extensa probóscide de *D. clathrata* está constituida por gran cantidad de paquetes musculares que forman haces longitudinales y circulares; además, presenta tres estructuras importantes, un par de plexos nerviosos, un par de conductos de la glándula salival y el esófago anterior (Fig. 17A). Los conductos de las glándulas salivales están revestidos por un epitelio cúbico simple ciliado (Fig. 17B).

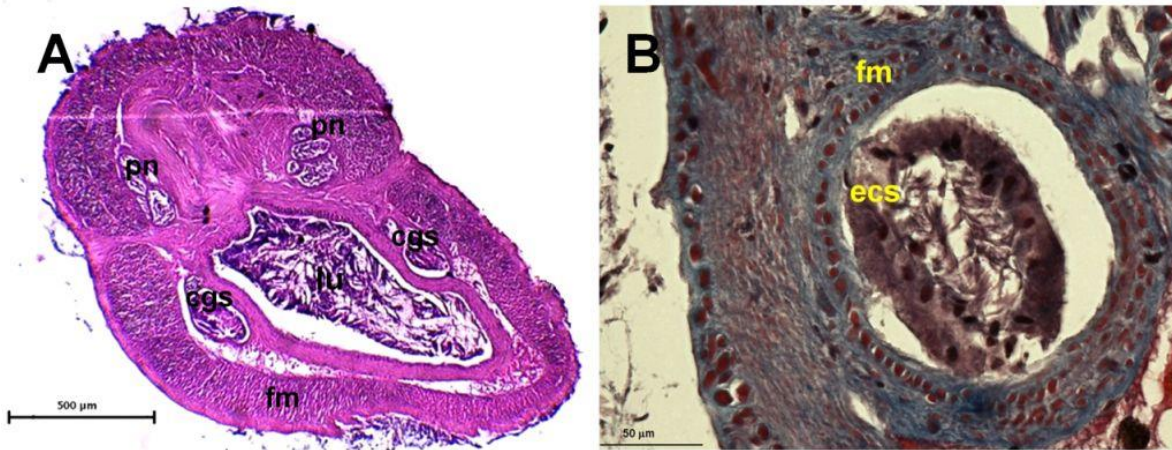


Figura 17. Corte transversal de la probóscide de *D. clathrata*. A) Se observan los componentes de la probóscide, plexos nerviosos, conductos salivales y esófago anterior. H-E. 10x. B) Conducto de la glándula salival. Tricrómica de Masson. 40x. Simbología: cgs, conductos salivales; ecs, epitelio cúbico simple; fm, fibras musculares; lu, luz de esófago anterior; pn, plexos nerviosos.

VIII.4.3 Esófago

El esófago se divide en tres partes, anterior, media y posterior, y cada una se caracteriza por el tipo de epitelio que presenta. El esófago anterior se ubica al centro de la probóscide y está constituido por un epitelio cilíndrico simple ciliado, que forma pliegues y descansa sobre una membrana basal (Fig. 18A). El anillo nervioso o anillo circum-esofágico rodea al esófago, y se encuentra situado al final del esófago anterior y principio del esófago medio (Fig. 18B).

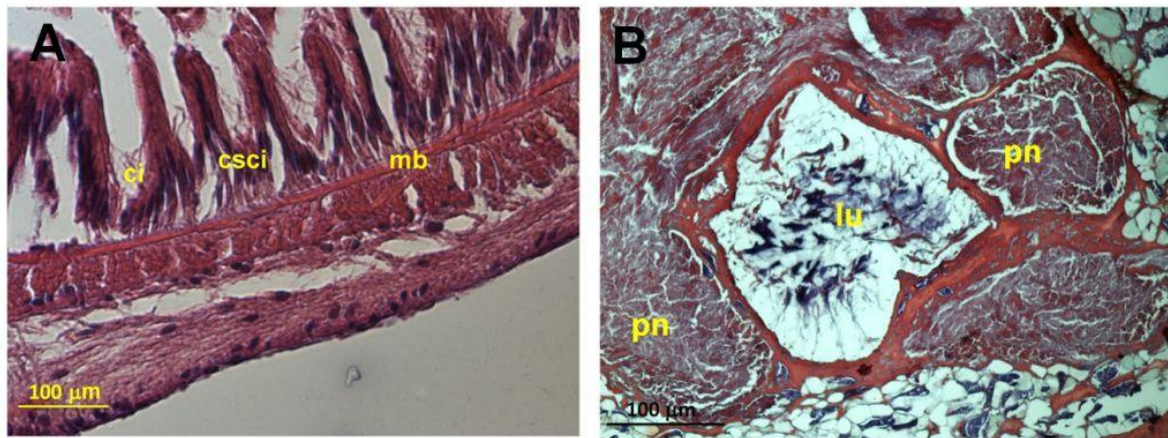


Figura 18. Cortes transversales del esófago anterior. A) Epitelio cilíndrico simple ciliado y membrana basal. H-E. 10x. B) Anillo nervioso. Papanicolaou. 40x. Simbología: ci, cilios; csci, epitelio cilíndrico simple ciliado; mb, membrana basal; lu, luz del esófago anterior; pn, plexos nerviosos.

El esófago medio está constituido por la glándula esofágica y a esta altura en la parte ventral se observaron dos tipos de tejido glandular, uno de tipo seroso y otro de tipo mucoso (Fig. 19A). La glándula esofágica mide 5 mm de ancho, está constituida por tejido conectivo principalmente y en la parte central o lumen presenta producto de secreciones de la misma. A lo largo de la glándula esofágica presenta diferencias proporcionales entre el tejido conectivo y el lumen, por lo que se pueden diferenciar tres partes: anterior, media y posterior.

La parte anterior presenta una capa gruesa de tejido conectivo en la parte dorsal, que cubre el 37.1% de la glándula, y en la parte ventral el tejido conectivo cubre el 6.1%. El resto es ocupado por el lumen (56.8% del área total de la glándula) (Fig. 19A).

La parte media mide 5 mm de ancho y cambian las proporciones de sus componentes; el tejido conectivo dorsal ocupa el 37.8%, el tejido conectivo ventral ocupa el 1.5% y el área de las secreciones ocupa el 60.6% (Fig. 19B) del área total de la glándula. Las prolongaciones dorsales del tejido conectivo forman una cámara o compartimento dorsal (Fig. 19C) hacia el centro de la glándula.

El ancho de la parte posterior de la glándula esofágica mide solamente 3 mm de ancho. El tejido conectivo ocupa la mayor parte del área, con un 80%, mientras que el contenido de secreciones ocupa solo el 20% (Fig. 19D).

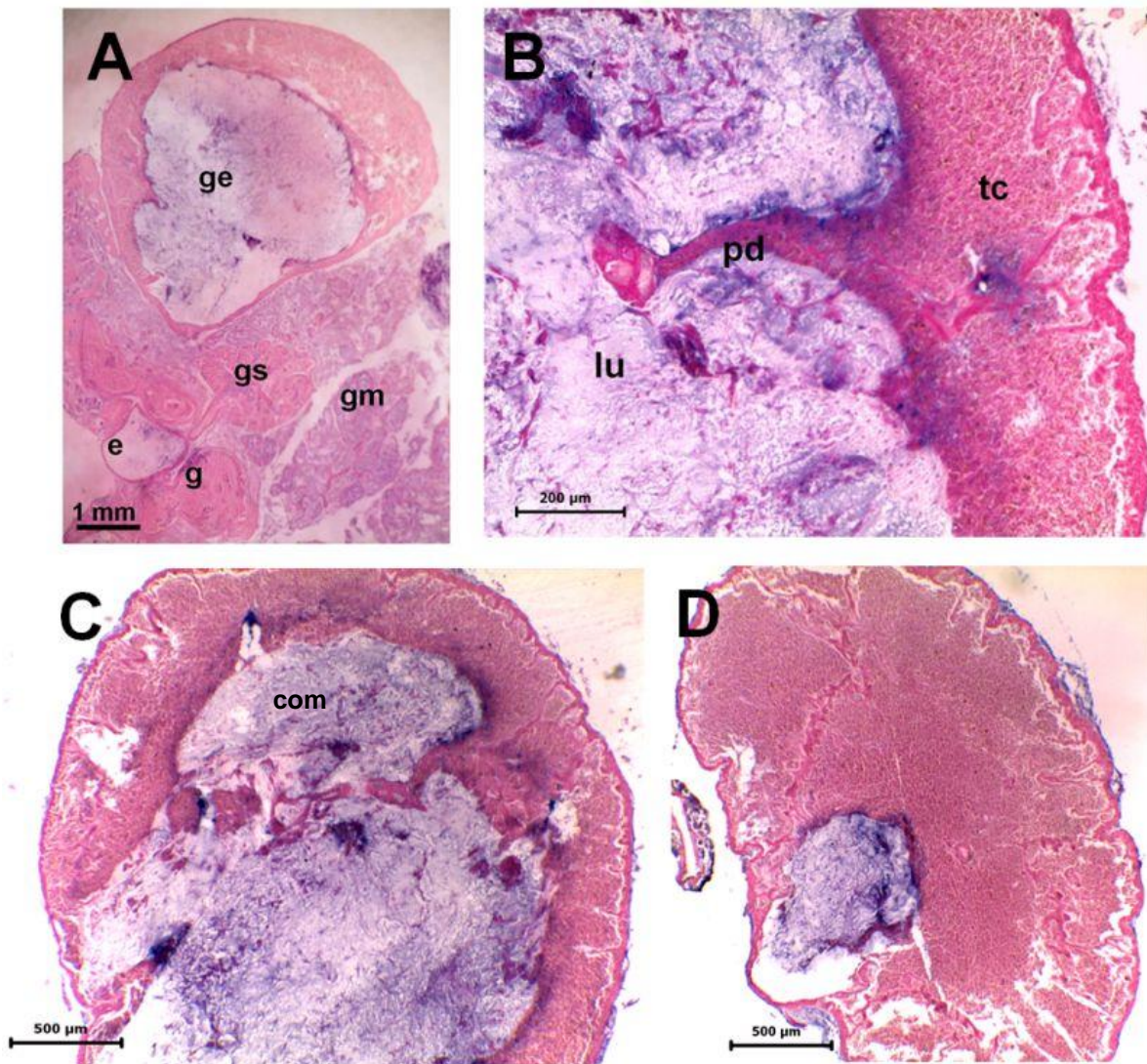


Figura 19. Cortes transversales de la glándula esofágica de *D. clathrata*. A) Panorámica del corte histológico obtenido a la altura de la parte anterior del esófago medio donde se observa la

glándula esofágica, tejido glandular de tipo seroso y tejido glandular de tipo mucoso. H-E. 1.6x. B) Acercamiento de un corte de la parte media de la glándula esofágica. H-E. 40x. C) Parte media de la glándula esofágica que muestra el compartimento que forma el tejido conectivo. H-E. 4x. D) Parte posterior de la glándula esofágica. H-E. 4x. Simbología: com, compartimento de la glándula esofágica; e, esófago; g, ganglio nervioso; gs, glándula serosa; ge, glándula esofágica; gm, glándula mucosa; lu, lumen de la glándula esofágica; pd, pliegue dorsal; tc, tejido conectivo.

En la base del esófago medio anterior se encuentran dos tipos de tejido glandular, el primero es una glándula acinosa ramificada serosa que presenta adenómeros que contienen material proteico (Fig. 20A). El segundo corresponde a los conductos de la glándula salival mucosa, que es una glándula alveolar de tipo acinar ramificada mucosa (Fig. 20B).

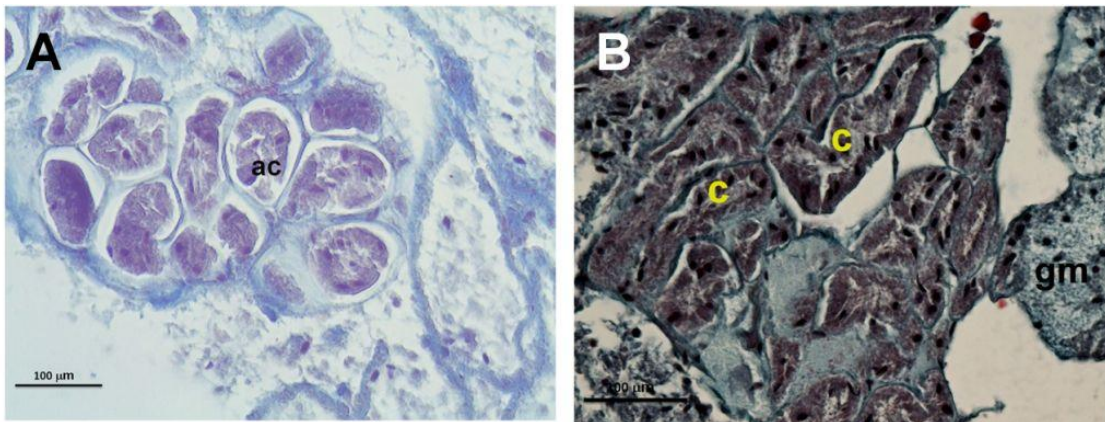


Figura 20. Cortes transversales de la glándula serosa y mucosa de *D. clathrata*. A) Acinos de la glándula serosa. Tricrómica de Masson. 60x. B) Conductos de la glándula alveolar mucosa. Tricrómica de Masson 60x. Simbología: ac, acinos serosos; c, conductos de la glándula salival mucosa; gm, glándula mucosa. Escala A y B: 100 µm.

El esófago posterior presenta a lo largo de su longitud diferentes tipos de epitelio en la parte dorsal y en la parte ventral (Fig. 21A). La parte dorsal está compuesta por epitelio cilíndrico pseudoestratificado vacuolado con chapa estriada formando pliegues anchos (Fig. 21B). La parte ventral presenta epitelio cúbico simple con células mucosas entre el epitelio; además presenta una chapa estriada gruesa con su correspondiente membrana basal la cual está rodeada de tejido

muscular con fibras musculares longitudinales y transversales (Fig. 21C). En algunas zonas de la parte ventral se forman pliegues (Fig. 21D).

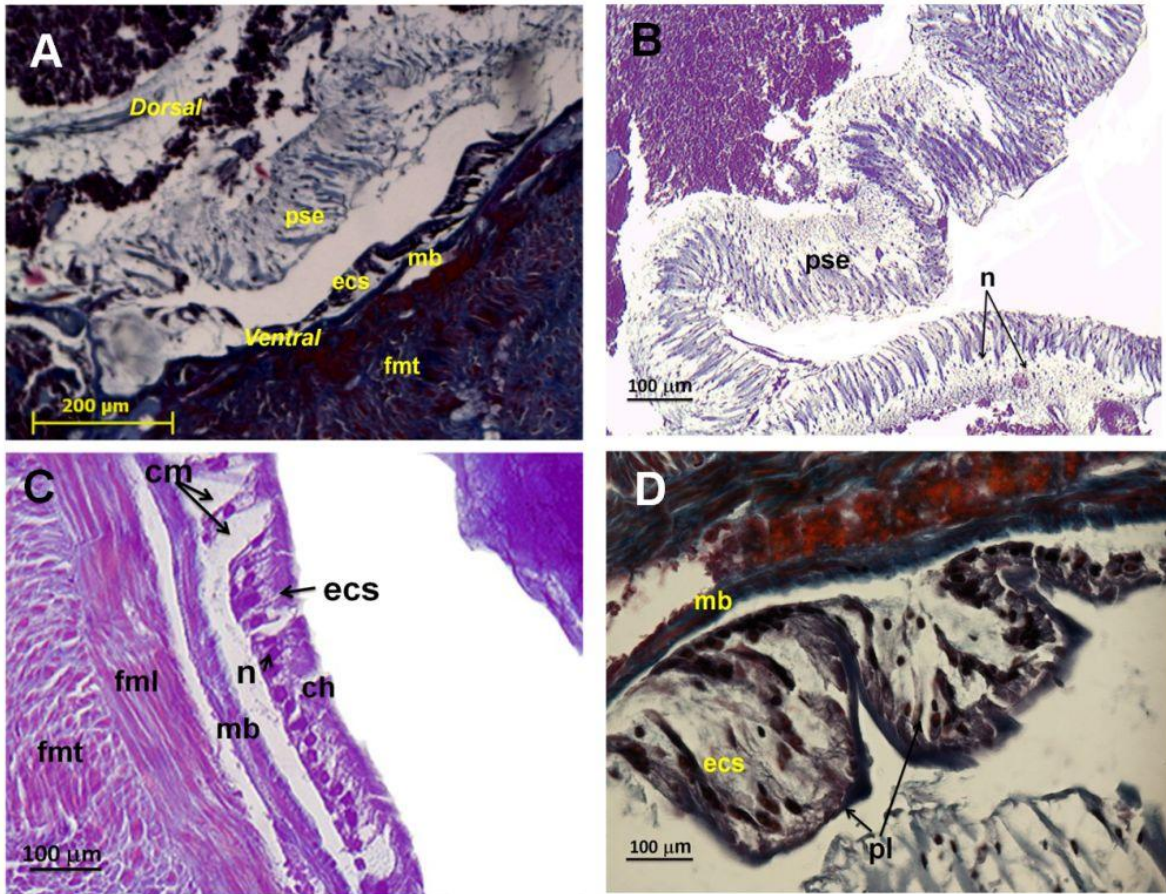


Figura 21. Cortes transversales del esófago posterior. A) Parte dorsal y ventral del esófago posterior. Tricrómica de Masson. 4x. B) Parte dorsal mostrando los pliegues anchos del epitelio cilíndrico pseudoestratificado vacuolado con chapa estriada. Tricrómica de Masson. 40x. C) Parte ventral que presenta epitelio cúbico simple con células mucosas entre el epitelio. Tricrómica de Masson. 40x. D) Pliegues del epitelio ventral. Tricrómica de Masson. 40x. Simbología: cm, células mucosas; ch, chapa estriada; ecs, epitelio cúbico simple; fml, fibras musculares longitudinales; fmt, fibras musculares transversales; mb, membrana basal; n, núcleo; pl, pliegues; pse, epitelio cilíndrico pseudoestratificado.

VIII.4.4 Estómago

El estómago está revestido por un epitelio cilíndrico simple alto ciliado (Fig. 22A), que forma pliegues anchos; este epitelio descansa sobre la membrana basal y células musculares lisas (Fig. 22B). El estómago contiene pliegues internos llamados tiflosoles, en los cuales se pueden encontrar glándulas mucosas (Fig. 22C).

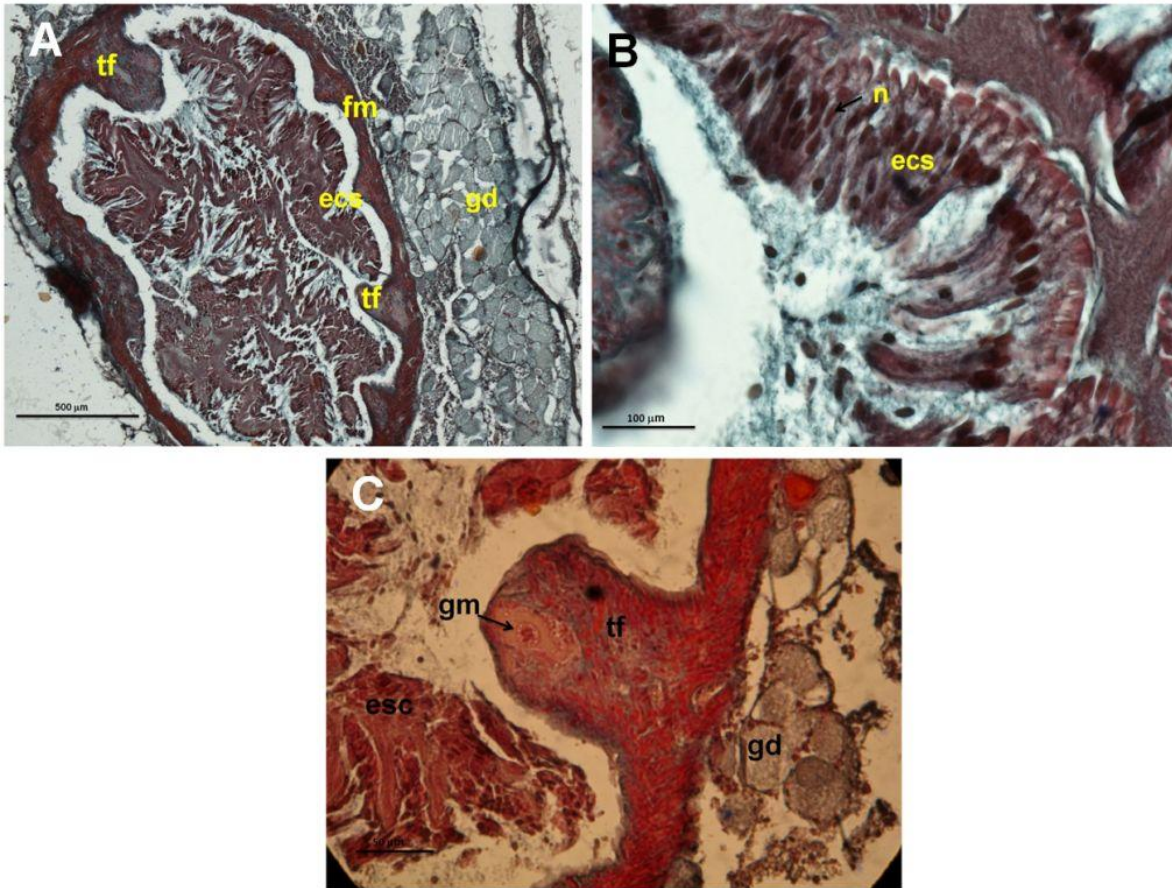


Figura 22. Cortes transversales del estómago de *D. clathrata*. A) Panorama del estómago, en que se observan pliegues del epitelio. Papanicolaou 10x. B) Acercamiento del epitelio cilíndrico simple. Papanicolaou 40x. C) Glándula mucosa que se encuentra en uno de los tiflosoles del estómago. Papanicolaou 40x. Simbología: ecs, epitelio cilíndrico simple; fm, fibras musculares; gd, glándula digestiva; gm, glándula mucosa; n, núcleo; tf, tiflosole. Escala A: 500 µm, B: 100 µm, C: 50 µm.

VIII.4.5 Glándula digestiva

En cada lóbulo, la glándula digestiva presenta un túbulo rodeado de células digestivas. Los túbulos están revestidos por epitelio cilíndrico simple (Fig. 23A); el túbulo de este corte mide 194 μm . A lo largo de la glándula digestiva se observan acinos que miden 244 μm de ancho (Fig. 23B). Las células digestivas están separadas por tejido conectivo y presentan gránulos de secreción (Fig. 23C). En uno de los ejemplares analizados se observaron estructuras esféricas en toda la glándula digestiva que posiblemente sean huevecillos de parásitos con un diámetro de 24 μm (Fig. 23C).

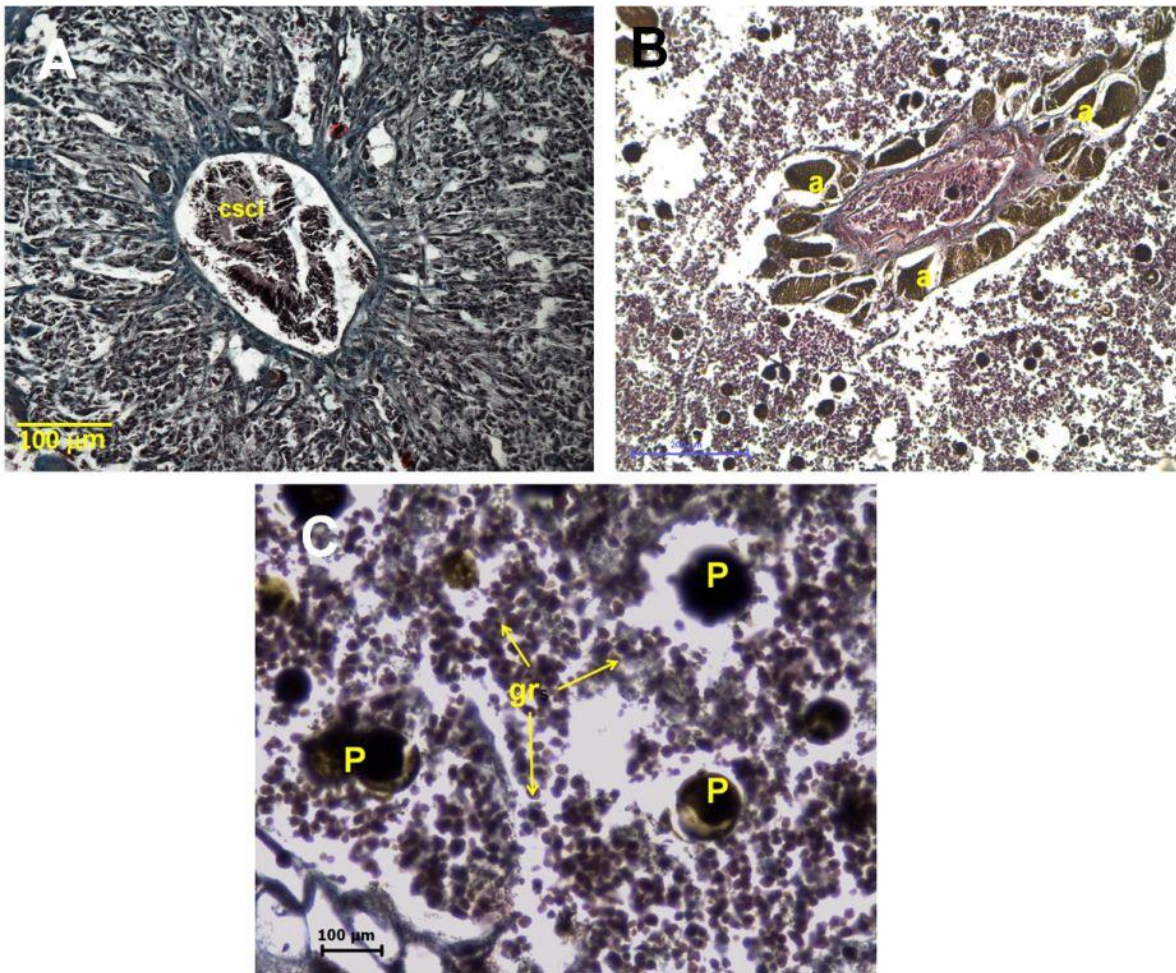


Figura 23. Cortes transversales de la glándula digestiva de *D. clathrata*. A) Conducto de la glándula digestiva revestido por epitelio cilíndrico simple. Tricrómica de Masson. 10x. B) Adenómeros. Tricrómica de Masson. 40x. C) Gránulos de secreción y parásitos. Simbología: a, acinos; cscl, epitelio cilíndrico simple ciliado; gr, gránulos de secreción; P, parásito. Escala B: 200 μm .

VIII.4.6 Intestino y recto

El intestino es corto y está constituido por un epitelio cilíndrico bajo con chapa estriada, que forma pliegues y descansa sobre una membrana basal (Fig. 24A). El recto presenta dos capas de fibras musculares; la externa es de fibras longitudinales de colágena y la interna es de fibras musculares longitudinales y transversales; además, en la parte central se observan pliegues delgados y anchos de un epitelio cilíndrico simple que descansa sobre su membrana basal y una capa gruesa de fibras musculares lisas (Fig. 24B).

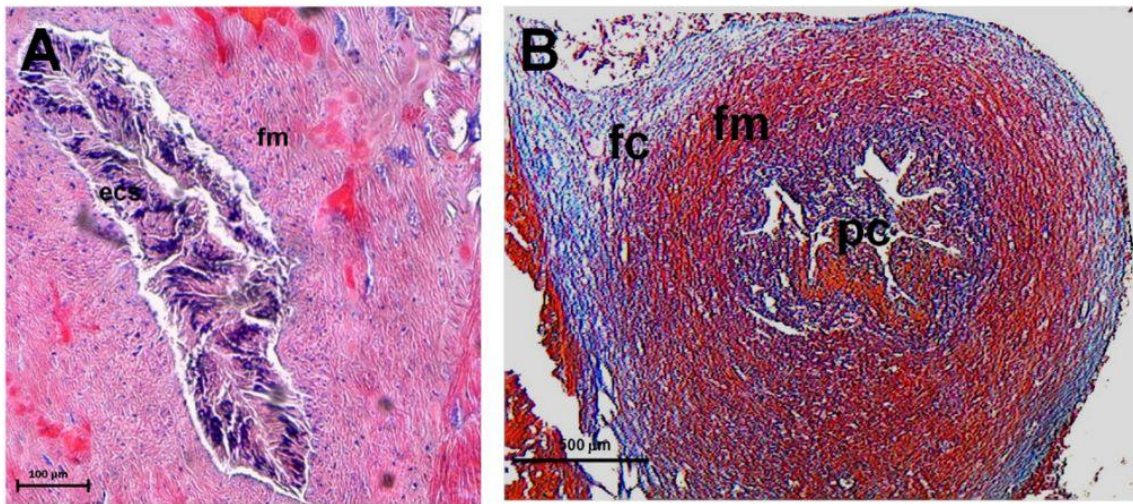


Figura 24. Cortes transversales del intestino y recto de *D. clathrata*. A) Pliegues del epitelio cilíndrico simple del intestino. Tricrómica de Masson. 40x. B) Recto. Tricrómica de Masson. 10x. Simbología: ecs, epitelio cilíndrico simple; fc, fibras colágenas; fm, fibras musculares; pc, pliegues.

VIII.5 Análisis de residuos del aparato digestivo

Se observaron restos de microorganismos en los conductos de la glándula digestiva, en el intestino y en las heces. Las estructuras y quetas de poliquetos predominaron en las muestras analizadas (Fig. 25A y B); también se encontraron fragmentos de conchas de gasterópodos (Fig. 25C) y bivalvos (Fig. 25D) y en menor cantidad esqueletos de briozoarios, foraminíferos y diatomeas; éstas últimas se encontraron postradas sobre los esqueletos de briozoarios. Los restos duros, como conchas de gasterópodos y bivalvos y esqueletos de briozoarios, se encontraron

dentro de los conductos de la glándula digestiva, a diferencia de las quetas de poliquetos las cuales se encontraron empaquetadas en las heces del recto.

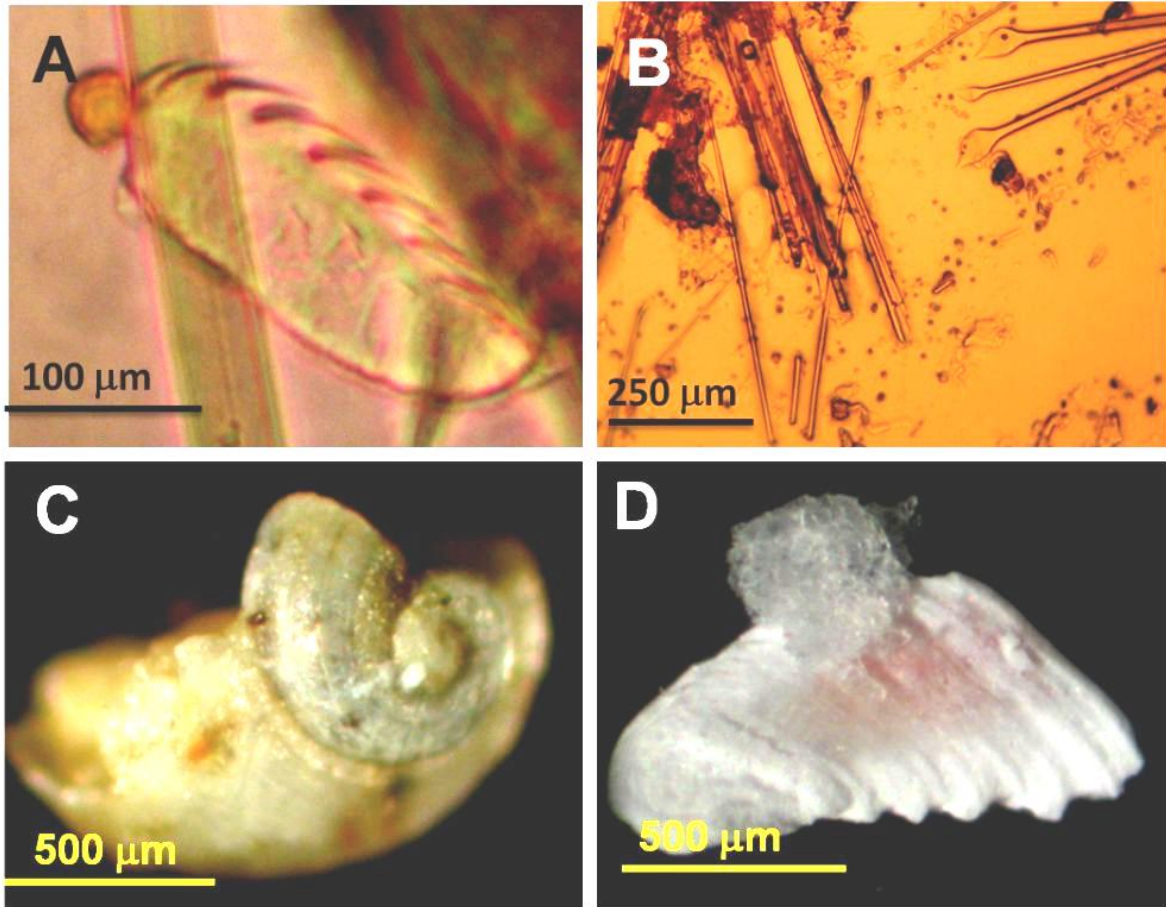


Figura 25. Restos de microorganismos encontrados en ductos de la glándula digestiva, intestino y heces de *D. clathrata*. A) Estructura de poliquetos. B) Quetas de poliquetos. C) Concha de gasterópodo. D) Fragmento de una concha de bivalvo.

IX. DISCUSIÓN

Las glándulas del caracol marino *Distorsio clathrata* descritas anatómica e histológicamente en este trabajo fueron las glándulas salivales, la glándula esofágica y la glándula digestiva. La función principal de estas glándulas es la digestión del alimento. La ausencia de glándulas accesorias en el aparato digestivo le atribuye una función importante a las glándulas salivales para inactivar, paralizar y obtener las presas de *D. clathrata*, como lo reportado en las secreciones de las glándulas salivales de otros Caenogasterópodos que inactivan a sus presas (West *et al.*, 1996; West *et al.*, 1998; Andrews *et al.*, 1999). Los restos del contenido alimenticio encontrados en el aparato digestivo de *D. clathrata* estuvieron constituidos principalmente de quetas de poliquetos y conchas de gasterópodos y bivalvos, lo que confirma que es un gasterópodo carnívoro. No presenta glándulas accesorias y con las que presenta puede obtener sus. En este trabajo se observó que se alimenta de almejas, gasterópodos y poliquetos.

IX.1 Anatomía

La cavidad bucal de *D. clathrata* contiene a las mandíbulas en la base del labio y al aparato radular; la cavidad bucal se distingue por un ensanchamiento de la probóscide; estas características son muy similares en *D. perdistorta* como lo reporta Lewis (1972). La cavidad bucal de *D. clathrata* presenta una coloración rojiza en la boca, al igual que en las especies *Busycon canaliculatum* (Buccinidae) y *Cryptonatica clausa* (Naticidae). La presencia de hemoglobina acompañada de hierro en tejidos radulares de gasterópodos carnívoros es una condición que se presenta para el funcionamiento normal del sistema radular al favorecer la difusión del oxígeno en los tejidos radulares lo que hace más eficaz la función de este sistema (Alyakrinskaya, 2002).

Las mandíbulas son una extensión de la cutícula que cubre la parte anterior de la cavidad bucal y son secretadas por las células del epitelio cuticularizado (Fretter y Graham, 1994). Son estructuras quitinosas que se encuentran entre el labio externo y el interno; pueden estar presentes en par, una sola o estar ausentes en algunas especies (Voltzow, 1994), como en *Bursa granularis* en que solo se encuentran diminutos dentículos en la misma posición de las mandíbulas, a

diferencia de *Cymatium nicobaricum* que sí las presenta (Houbrick y Fretter, 1969). Cuando están presentes se encuentran a la derecha o izquierda, en la línea media o se fusionan para formar una sola pieza. Su función puede variar, dependiendo de si es solo una mandíbula o están en par, pero por lo general sirven para evitar que la comida resbale de la cavidad bucal (Fretter y Graham, 1994).

La rádula de *Distorsio clathrata* es de tipo tenioglosa, típica de las especies pertenecientes a la superfamilia Tonnoidea. Por lo tanto, es muy probable que *D. clathrata* use la estrategia de disolver la concha y rasparla para meter la probóscide, ya que este tipo de rádula ayuda a raspar la concha de otros caracoles, una vez que se haya perforado la concha, y meter la probóscide para obtener la carne (Andrews y Thorogood, 2005) y desgarrar a sus presas, como erizos de mar, moluscos y gusanos (Houbrick y Fretter, 1969; Brusca y Brusca, 2006). La descripción de esta estructura ha servido para el estudio sistemático y estudio de hábitos alimenticios; este trabajo aporta la descripción de la rádula para las comparaciones con otras especies de la misma superfamilia.

La extensión de la probóscide en algunos mesogasterópodos es posible debido a la elongación de los conductos salivales (Barber, 1983; Fretter y Graham, 1994), como se observa en las especies que presentan los conductos a lo largo de la probóscide, como *D. clathrata*. La probóscide de algunos Tonnoideos es clasificada como pleurembólica atípica, como en el caso de *Argobuccinum argus* que retrae la probóscide, pero ésta no es invertida para albergarla (Day, 1969). Aunque varios autores mencionan que la probóscide de los persónidos es pleurembólica (Houbrick y Fretter, 1969; Fretter y Graham, 1994; Andrews y Thorogood, 2005), Lewis (1972) señala que el género *Distorsio* tiene modificaciones en este tipo de probóscide, sin puntualizar estas diferencias. Tomando en cuenta que la probóscide pleurembólica la presentan los mesogasterópodos más evolucionados y los neogasterópodos, y que una de sus características principales es que se invagina sobre sí misma y hace una cavidad o rincontecium, se considera que *D. clathrata* tampoco presenta una probóscide pleurembólica. Golding *et al.* (2009) utilizan el término de probóscide teinoembólica en la descripción de *Cabestana spengleri* (Ranellidae). Esta probóscide puede representar una condición derivada de la probóscide pleurembólica con modificaciones, como lo había observado Lewis (1972) con *D. perdistorta* y como también se

observó en este estudio con *D. clathrata*, por lo que se considera que esta especie presenta una probóscide teinoembólica como lo sugiere Golding *et al.* (2009) para *C. spengleri*.

La probóscide de *D. clathrata* está rodeada por fibras musculares, como la de *Cymatium intermedium*, lo que le permite tener una actividad peristáltica (Golding y Ponder, 2010). Los dos conductos provenientes de la glándula salival que corren a lo largo de toda la probóscide, desembocan en la cavidad bucal; esta descripción es muy similar a las especies de *Bursa granularis* (Bursidae) (Houbrick y Fretter, 1969), *Tonna galea* y *T. maculosa* (Tonnididae) (Lopes de Simone, 1995). Entre el final del esófago anterior y el esófago medio se encuentra el anillo nervioso, en la misma posición que en *Bursa granularis* (Houbrick y Fretter, 1969), *Tonna galea* y *T. maculosa* (Lopes de Simone, 1995). Este anillo inerva la región bucal, el pie y las vísceras, como en la mayoría de los moluscos (Brusca y Brusca, 2006).

En varios organismos de la superfamilia Tonnoidea las secreciones de la glándula salival representan una función principal para obtener y digerir su alimento. Las secreciones de la glándula salival de *Cymatium* spp. y otros ranélidos generalmente son una mezcla de cinco componentes como son ácidos (excepto en Personidae), agentes quelantes, toxinas, enzimas y moco (Andrews *et al.*, 1999). Se ha reportado que los lóbulos de las glándulas accesorias de *Cymatium intermedium* y *Linatella* spp. secretan ácidos con un pH de 0.13 y mucinas. Varios autores clasifican a las glándulas salivales según las secreciones de los lóbulos anteriores (parte anterior) y lóbulos posteriores (parte posterior). También los lóbulos anteriores de las glándulas salivales han sido reportadas como glándulas accesorias o glándulas de la probóscide en algunas especies como en *Argobuccinum argus* (Andrews *et al.*, 1999) y *Tonna* spp. Se ha reportado que las glándulas salivales de algunas especies del género *Tonna* producen secreciones ácidas (Andrews *et al.*, 1999). Las secreciones de estas especies pueden representar importancia en la farmacología, como los extractos salivales de *Cymatium echo* que presentan una toxina peptídica con actividad farmacológica (Shiomi *et al.*, 1994).

El esófago de los prosobranquios se divide en tres partes, anterior, media y posterior (Voltzow, 1994; Fretter y Graham, 1994), como en el caso de *D. clathrata*. El esófago anterior de *D. clathrata* ocupa la parte central del tubo de la probóscide y no está afectado por la torsión

(Voltzow, 1994). El esófago medio es muy importante ya que presenta el tejido glandular (Fretter y Graham, 1994) y puede estar afectado por la torsión (Voltzow, 1994). En esta parte el esófago se encuentra la glándula esofágica que secreta enzimas digestivas, y es aquí el primer lugar donde la comida se encuentra con este tipo de enzimas encargadas de la digestión extracelular (Fretter y Graham, 1994). El esófago posterior es corto (Voltzow, 1994) como en *Tonna galea* y *Tonna maculosa* (Lopes de Simone, 1995) y se encuentra conectado al estómago, que presenta pliegues donde la comida es dividida como desecho que va hacia el intestino o digerible que va hacia la glándula digestiva que puede servir como sitio de absorción, secreción de enzimas, almacén de nutrientes y liberación de comida indigerible para ser eliminada (Voltzow, 1994). Los restos alimenticios se envían al intestino donde se empiezan a empacar para ser excretados; estos restos pasan al recto.

Las heces presentan diferentes formas dependiendo la especie (Houbrick y Fretter, 1969; Fretter y Graham, 1994; Voltzow, 1994). En los ejemplares usados para este estudio se observaron dos formas de heces: una de ellas alargada, constituida de restos duros empaquetados, como quetas de poliquetos o pedazos de conchas; la otra forma, estaba constituida de material de desecho lleno de moco. El tipo de alimentación, así como el proceso de digestión hace que las heces tengan diferencias de forma cuando se encuentran en el recto (Fretter y Graham, 1994), por lo que las variantes que se observaron en distintos ejemplares de *D. clathrata* se pudieron deber al tipo de alimentación, o a las etapas de digestión en las que se encontraba el alimento.

La morfología del aparato digestivo de *Ficus subintermedia* (Ficidae) y de *D. clathrata* es muy parecida; sin embargo, *F. subintermedia* no pertenece a la superfamilia Tonnoidea. La familia Ficidae ha estado en estudio debido a las sinapomorfias que presenta con los tonnoideos en cuanto al aparato digestivo; como la rádula que es tenioglosa, al igual que en los tonnoideos y una probóscide dos veces más larga que la concha; una diferencia notoria que presenta *F. subintermedia* es que la posición de la cavidad bucal se encuentra en la base de la probóscide (Golding, 2009).

IX.2 Histología

La histología es un campo que se ha investigado poco en gasterópodos pero que nos da mucha información, como lo menciona Marshall *et al.* (2002) sobre los estudios del género *Conus*. Son pocos los trabajos de histología que se han hecho en organismos de la superfamilia Tonnoidea; en este estudio se hará referencia a algunos de ellos y a trabajos histológicos realizados con organismos que pertenecen a otras superfamilias.

La cavidad bucal de *D. clathrata* está revestida por un epitelio cilíndrico simple cuticularizado cuya función es de protección (Fretter y Graham, 1994); este tipo de epitelio lo presentan los tonnoideos como *Cymatium* spp. y *Bursa* spp. (Houbrick y Fretter, 1969) y otros caenogastropodos (Golding, 2009). La probóscide presenta tejido muscular en la parte exterior y dentro de ésta se encuentran los conductos salivales revestidos por epitelio cúbico simple ciliado; además, se pueden observar los plexos nerviosos que inervan a la probóscide, como también se ha observado en *Ficus subintermedia* (Golding, 2009).

El lumen de la probóscide se encuentra ocupado por el esófago anterior que está constituido por epitelio cilíndrico simple ciliado, lo que le permite pasar el bolo alimenticio con ayuda del moco que secreta (Houbrick y Fretter, 1969), como se ha observado en *Ficus subintermedia* (Ficidae) (Golding, 2009) y *Cymatium intermedius* (Ranellidae) (Golding, 2010).

Day (1969) reporta que la superfamilia Tonnacea tiene tres pares de glándulas asociadas al esófago medio: la glándula de la probóscide, la glándula salival verdadera y una pequeña glándula de función desconocida. En esta tesis se observó que en el esófago medio de *D. clathrata* se encuentra la glándula esofágica y dos tipos de tejido glandular, uno de tipo mucoso que corresponde a la glándula salival y otro de tipo seroso.

Golding y Ponder (2010) reportan que el esófago medio secreta enzimas. La glándula esofágica de *D. clathrata* presenta secreciones en el lumen, teñidas de color morado con la técnica H-E, lo que muestra que son secreciones ácidas, ya que con esta técnica los componentes ácidos se tiñen de azul o púrpura y los componentes básicos, como el citoplasma, se tiñen de rosa (Humason,

1979). Esto también se ha observado en la glándula esofágica de *Argobuccinum argus* (Ranellidae) que presenta secreciones tanto de proteasas como de amilasas.

La glándula salival de *D. clathrata* se tiñe de azul fuerte con las técnicas H-E y tricrómica de Masson, lo que indica que las secreciones son de naturaleza ácida. Andrews *et al.* (1999) reportan que los lóbulos anteriores de *Cymatium intermedius* (Cymatidae) secretan mucinas y proteínas, y el lóbulo posterior se especializa en producir ácidos y probablemente una toxina peptídica. El componente tóxico tetramina ha sido identificado en glándulas salivales de *Argobuccinum oregonense* (Ranellidae), *Buccinum leucostoma*, *Neptunea antiqua*, *N. arthritica*, *N. intersculpa* y *N. curioso* (Buccinidae) (Andrews *et al.*, 1999).

En *D. clathrata*, además de la glándula esofágica y la glándula salival, a la altura del esófago medio se presenta tejido glandular de tipo seroso, el cual no se ha descrito propiamente en la literatura, por lo que no se sabe su función. Este tejido glandular se tiñe de rosa con la técnica H-E, lo que indica que es de una estructura básica, y con la técnica de tricrómica de Masson se tiñe de color café o rojo, lo que indica que posee gránulos de secreción proteica. Este tejido, según la descripción de Fretter y Graham (1994), está constituido por acinos de naturaleza proteica de la glándula salival.

La composición del epitelio del esófago posterior sugiere que este tejido tiene la función de digestión extracelular, ya que presenta vacuolas de gran tamaño que secretan enzimas para la digestión, como lo reportan Golding y Ponder (2010) para *Cabestana spengleri* (Ranellidae) que presenta un epitelio pseudoestratificado vacuolado, como lo encontrado en *D. clathrata*.

Al igual que en otros gasterópodos de la superfamilia Tonnoidea (Houbrick y Fretter, 1969), el estómago de *D. clathrata* presenta un solo tipo de epitelio cilíndrico simple ciliado con tiflosoles. El estómago presenta glándulas unicelulares y también recibe enzimas de la glándula digestiva. La histología de la glándula digestiva varía considerablemente de animal a animal entre los prosobranquios (Fretter y Graham, 1994). Entre las células digestivas de *D. clathrata* se presenta tejido conectivo poco visible y los adenómeros no están bien definidos ya que los acinos presentan una consistencia granulosa y no se observa una estructura celular con núcleo. Según Kohn (1983) en Voltzow (1994), los mesogasterópodos que se alimentan de otros moluscos,

cnidarios y equinodermos son más propensos a contagiarse de los parásitos que puedan tener sus presas; por lo tanto, si se considera que *D. clathrata* es un gasterópodo con hábitos carnívoros es muy probable que las estructuras circulares observadas en la glándula digestiva sean parásitos, como lo reportan Gros *et al.* (2009), quienes encuentran estructuras similares en la glándula digestiva de *Strombus gigas* y mencionan que el parásito puede estar completando su ciclo de vida dentro de la célula digestiva.

El intestino de prosobranquios ha sido estudiado en pocas especies, desde el punto de vista histológico (Fretter y Graham, 1994). Voltzow (1994) refiere que el intestino, en lugar de ser el sitio de absorción de nutrientes, tiene como función primaria empezar a empaquetar las heces. El intestino de *D. clathrata* es corto y presenta un epitelio cilíndrico simple; estas características indican que en *D. clathrata* podría ocurrir lo sugerido por Voltzow (1994).

No hay información sobre descripciones del recto de especies de la superfamilia Tonnoidea, pero existen estudios en otros organismos como *Littorina saxatilis* que presenta una capa de epitelio glandular que forma varios pliegues y secreta componentes hacia el lumen del recto. En el caso de *Diodora mamillata* el recto consiste en capas de músculo con fibras longitudinales y oblicuas (Voltzow, 1994). El epitelio glandular y las fibras longitudinales son características similares que presenta el recto de *D. clathrata*.

IX.3 Hábitos alimenticios

A pesar de no haber reportes de la forma de alimentarse de *D. clathrata*, en los estanques de cultivos de almejas se han encontrado conchas vacías con agujeros, por lo que no se sabe la estrategia que usa *D. clathrata* para meter la probóscide y obtener la carne. Los organismos de la superfamilia Tonnoidea tienen hábitos alimenticios carnívoros; entre sus presas, se encuentran ascidias, pepinos de mar, erizos de mar, poliquetos, bivalvos y otros gasterópodos (Houbrick y Fretter, 1969).

Varios autores describen que *D. clathrata* se alimenta de invertebrados: Kangas *et al.* (2007) lo reportan como carnívoro de invertebrados, Buitrago *et al.* (2006), mencionan que es un depredador carnívoro y Geiger *et al.* (2006) observaron a *D. clathrata* en estanques de almejas y

otros gasterópodos que se pudieran haber alimentado de estas almejas, ya que se observaron conchas de bivalvos abiertas y sin el organismo dentro; sin embargo estos trabajos no describen cómo es la estrategia que usa este caracol para alimentarse. Este estudio confirma que *D. clathrata* es un caracol carnívoro por los restos conchas de gasterópodos, bivalvos y quetas de poliquetos encontrados en su aparato digestivo. Así mismo, se encontraron en menor cantidad restos de otros organismos como diatomeas, foraminíferos, esqueletos de briozoarios y gasterópodos microscópicos. Los organismos examinados en este trabajo se alimentaron principalmente de gusanos poliquetos, ayudados por la estructura de su probóscide, que es más larga que su concha, como lo observado por Alyakrinskaya (2002) y Golding (2009) en miembros de las familias Buccinidae y Muricidae, lo que les permite alcanzar a gusanos que viven en tubos o rocas horadadas. Es posible que la probóscide de *D. clathrata*, tan larga y delgada, le ayude para que pueda alcanzar presas como los poliquetos, aunque habiten en lugares de difícil acceso, ya que el sustrato donde habita puede ser arenoso pero también se sabe que el fondo de la plataforma del Caribe es una capa gruesa y dura de tipo calcáreo donde los poliquetos pueden vivir dentro de agujeros. De acuerdo a la bibliografía, los géneros de los que se pudiera alimentar son *Hydroides* spp. y *Serpula* spp, ya que estas son algunas de las familias de poliquetos que se distribuyen en el área (Bastida-Zavala y Salazar-Vallejo, 2000).

Los restos alimenticios comprueban que *D. clathrata* se alimenta de almejas y otros caracoles, pero no se sabe la estrategia que usa. Algunos autores como Govan (1995) y Perron *et al.* (1985) observaron la estrategia de alimentación de *Cymatium muricinum* y *C. pileare* sobre la almeja *Tridacna gigas*. Reportaron que estos organismos meten su probóscide por los huecos de las valvas de la almeja, por lo que el tamaño de la probóscide es importante y las secreciones salivales son importantes para paralizar o para matar a la presa; así como *Argobuccinum argus* que posee una larga probóscide y se alimenta de poliquetos tubícolas (Day, 1969). Govan (1995) prueba que en condiciones experimentales la probóscide de *Cymatium muricinum* llega a medir 140% más de la longitud de la concha; por ejemplo si el ejemplar mide 50 mm la probóscide llega a medir 80 mm.

Se sugiere que *D. clathrata* usa la estrategia de reblandecer las conchas de bivalvos y otros gasterópodos tomando en cuenta los restos encontrados en los ductos de la glándula digestiva;

este reblandecimiento está dado por las secreciones de la glándula salival, a diferencia de los miembros de la familia Cassidae que secretan ácido sulfúrico para hacer los hoyos en las testas de los erizos de mar y equinoideos (Hughes y Hughes, 1971; Andrews *et al.*, 1999), además *D. clathrata* no deshace los restos ya que los pedazos de conchas y los paquetes de quetas se encuentran completos, es decir, no están disueltos en el aparato digestivo de este caracol.

En el contenido alimenticio del aparato digestivo se observaron organismos como foraminíferos, diatomeas y esqueletos de briozoarios, pero en baja cantidad. Estos organismos probablemente fueron ingeridos por la corriente de agua o como en el caso de las diatomeas están adheridos a los esqueletos de briozoarios; lo que hace suponer que este tipo de organismos no son la fuente principal de la alimentación de *D. clathrata*; además, en la literatura se hace mención de que los tonnoideos son carnívoros.

Por la falta de glándulas accesorias y la presencia de los conductos de la glándula salival en la cavidad bucal, las secreciones salivales juegan un papel importante en la obtención y digestión de las presas de *D. clathrata*, como lo observado por Houbriek y Fretter (1969) en especies de la familia Ranellidae, donde las secreciones de la saliva de *Cassis*, *Tonna* y *Charonia* (superfamilia Tonnoidea) inactivan a la presa, como lo hace también *Cymatium intermedium*, que se alimenta de pepinos de mar y bivalvos (West *et al.*, 1998).

El extracto de las glándulas salivales de estos organismos presenta actividad farmacológica tanto en invertebrados como vertebrados (Salvini-Plawen, 1984). Hay una gran variedad de toxinas que han sido aisladas de otros caenogasterópodos (West *et al.*, 1996), como la tetramina en *Fusitriton oregonensis* (Tonnoidea) (Andrews *et al.*, 1999). Existen otros gasterópodos que contienen glándulas con posible actividad farmacológica y que no se han estudiado hasta el momento, al igual que el estudio de otras glándulas accesorias que podrían tener la función de secretar toxinas es insuficiente (West *et al.*, 1994; Shiomi *et al.*, 1994). La ubicación taxonómica (Tonnoidea), la presencia de glándulas y el tipo de restos encontrados en el aparato digestivo sugieren a *D. clathrata* como una especie con potencial para la producción de componentes con uso farmacológico.

Por todo lo anterior se presentan las siguientes recomendaciones:

- Realizar estudios anatómicos e histológicos con las especies del género *Distorsio* que se encuentren en México para tener un conocimiento más amplio de este género que ha sido poco estudiado.
- Realizar un estudio ecológico y observar en campo la estrategia de alimentación y el ambiente donde viven estos organismos, para saber la estrategia para la captura de sus presas que usa *D. clathrata*; por ejemplo, si tienen algún mecanismo para abrir las valvas de las almejas o si *D. clathrata* es una especie que horada las conchas de bivalvos y gasterópodos.
- Se sugiere analizar la naturaleza de las glándulas salival y esofágica, mediante estudios bioquímicos, histoquímicos y/o electrofisiológicos.

X. CONCLUSIONES

- El aparato digestivo de *D. clathrata* está constituido por: cavidad bucal, rádula tenioglosa, probóscide, esófago, glándula esofágica, estómago, glándula digestiva, intestino, recto y ano.
- *D. clathrata* presenta una probóscide larga, delgada y dos veces más grande que la longitud de su cuerpo.
- El esófago de *D. clathrata* se divide anatómica e histológicamente en tres zonas anterior, medio y posterior.
- El tipo de epitelio es diferente a lo largo del aparato digestivo, lo cual permitió distinguir las regiones en que éste se divide.
- El aparato digestivo de *D. clathrata* presenta cuatro tipos de glándulas: la glándula esofágica, la glándula salival, la glándula serosa y la glándula digestiva.
- *D. clathrata* es carnívoro.
- La dieta de *D. clathrata* consiste principalmente de poliquetos, además de otros gasterópodos y bivalvos.

XI. LITERATURA CITADA

- Abbott** T. 1954. American seashells. A guide to the shells of Atlantic, Pacific and Gulf shores of the United States and Canada, Central America, and the Islands of the Caribbean. Van Nostrand Reinhold Company, Nueva York. 541 pp.
- Abbott** T. 1974. American seashells, the marine Mollusca of the Atlantic and Pacific coast of North America. 2^a ed. Van Nostrand Reinhold Company, Nueva York. 663 pp.
- Abbott** T. y **Dance** P. 1998. Compendium of seashells. Odyssey, Hong Kong. 411 pp.
- Alyakrinskaya** I. O. 2002. Morphofunctional properties of nutrition of certain predatory gastropod. *Biology Bulletin of the Russian Academy of Sciences*. 29: 589-600.
- Andrews** E., **Page** A. M. y **Taylor** J. D. 1999. The fine structure and function of the anterior foregut glands of *Cymatium intermedium* (Cassoidea: Ranellidae). *The Journal of Molluscan Studies*. 65: 1-19.
- Andrews** E. y **Thorogood** K. 2005. An ultrastructural study of the gland of Leiblein of Muricid and Nassarid Neogastropods in relation to function, with a discussion on its homologies in other Caenogastropods. *Journal of Molluscan Studies*. 71:269-300.
- Ball** A. D., **Andrews** E. B. y **Taylor** J. D. 1997. The ontogeny of the pleurembolic proboscis in *Nucella lapillus* (Gastropoda: Muricidae). *The Journal of Molluscan Studies*. 63: 87-99.
- Barber** A. 1983. Nervous control of the salivary glands of the carnivorous mollusk *Philine aperta*. *Journal of Experimental Biology*. 107: 331-348.
- Barnes** R. D. y **Ruppert** E. E. 1995. Zoología de los invertebrados. 3^a ed. McGraw-Hill Interamericana, México, D. F. 1089 pp.

- Bastida-Zavala J. R.** y Salazar-Vallejo S. I. 2000. Serpúlidos (Polychaeta: Serpulidae) del Caribe noroccidental: *Hydroides* y *Serpula*. *Revista de Biología Tropical*. 48: 841-858.
- Beu A. G.** 2001. Gradual miocene to pleistocene uplift of the central american isthmus: evidence from tropical american tonnoidean gastropods. *Journal of Paleontology*. 75: 706-720.
- Brusca R.** y Brusca G. 2006. Invertebrados, filo moluscos. 2^a ed. McGraw Hill, Madrid. pp. 757-832.
- Buitrago J.,** Capelo J., Gutierrez J., Rada M., Hernández y Grune S. 2006. Living macromolluscs from a paleo-reef region on the northeastern Venezuelan continental shelf. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. 66: 634-642.
- Day J. A.** 1969. Feeding in the cymatiid gastropod *Argobuccinum argus*, in relation to the structure of the proboscis and secretions of the proboscis glands. *American Zoologist*. 9: 909-916.
- Ekdale A. A.** 1974. Marine mollusks from shallow-water environments (0 a 60 meters) off the Northeast Yucatan coast, Mexico. *Bulletin of Marine Science*. 24: 638-667.
- Emerson W. K.** y Sage W. E. III. 1990. *Distorsio ridens* (Reeve, 1844): A synonym of *Distorsio clathrata* (Lamarck, 1816) (Gastropoda:Personidae). *The Nautilus*. 103:131-135.
- Fretter V.** y Graham A. 1994. British prosobranch molluscs. Their functional anatomy and ecology. Ray Society, Londres. 820 pp.
- Gartner L.P.** y Hiatt J. L. 2008. Texto atlas de histología. 3^a ed. McGraw Hill, México. 574 pp.
- Geiger S. P.,** Cobb J. C. y Pittinger B. 2006. Is habitat availability limiting recruitment of calico scallops (*Argopecten gibbus*)?. *Journal of Shellfish Research* 25: 729-730.

- Golding R.** 2009. Proboscis and foregut morphology of *Ficus subintermedia* (D'Orbigny, 1852) (Caenogastropoda: Ficidae). *The Nautilus*. 123: 211-219.
- Golding R. E., Ponder W. F. y Byrne M.** 2009. The evolutionary and biochemical implications of snout and proboscis morphology in Caenogastropoda (Mollusca: Gastropoda). *Journal of Natural History*. 43: 2723-2763.
- Golding R. y Ponder W. F.** 2010. Homology and morphology of the neogastropod valve of *Leiblein* (Gastropoda: Caenogastropoda). *Zoomorphology*. 129: 81-91.
- Google Earth.** 2011. <http://earth.google.com>. Consultada en febrero de 2011.
- Govan H.** 1995. *Cymatium muricinum* and other ranellid gastropods: Major predators of cultured tridacnid clams. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila. 136 pp.
- Gros O., Frenkiel L. y Aldana A. D.** 2009. Structural analysis of the digestive gland of the queen conch *Strombus gigas* Linnaeus, 1758 and its intracellular parasites. *Journal of Molluscan Studies*. 75:59-68.
- Gyory J., Mariano A. J. y Ryan E. H.** 2008. The Yucatan Current. Ocean Surface Currents. <http://oceancurrents.rsmas.miami.edu/caribbean/yucatan.html>. Consultada en febrero de 2011.
- Houbrick J. y Fretter V.** 1969. Some aspects of the functional anatomy and biology of *Cymatium* and *Bursa*. *The Journal of Molluscan Studies*. 38: 415-429.
- Humason G.** 1979. Animal tissue techniques. 4^a ed. W. H. Freeman and Company, San Francisco. 655 pp.

- Hughes R.** y Hughes H. 1971. A study of the gastropod *Cassis tuberosa* (L.) preying upon sea urchins. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 7: 305-314.
- INE** (Instituto Nacional de Ecología). 1997. Programa de Manejo del Parque Nacional Isla Contoy, México. Coordinación de Publicaciones y Participación Social del INE. México, D. F. 126 pp.
- Kangas M. I.**, Morrison S., Unsworth P., Lai E., Wright I. y Thomson A. 2007. Development of biodiversity and habitat monitoring systems for key trawl fisheries in Western Australia. Fisheries Research Report No. 160, Department of fisheries, Western Australia. 334 pp.
- Kohn A.**, Nishi M. y Pernet B. 1999. Snail spears and scimitars: a character analysis of *Conus* radular teeth. *Journal Molluscan Studies*. 65: 461-481.
- Lewis H.** 1972. Notes on the genus *Distorsio* (Cymatiidae) with descriptions of new species. *The Nautilus*. 86: 27-50.
- Lopes de Simone L. R.** 1995. Anatomical study on *Tonna galea* (Linné, 1758) and *Tonna maculosa* (Dillwyn, 1817) (Mesogastropoda, Tonnoidea, Tonnidae) from Brazilian region. *Malacologia*. 37: 23-32.
- Luna L. G.** 1960. Manual of Histological Staining Methods of the Armed Forces Institute of Pathology. 3^a ed. The Blakiston Division, McGraw Hill. Nueva York. 258 pp.
- Lytle C.** y Meyer J. 2005. General Zoology Laboratory Guide. 14 Edition. Mc Graw Hill Education Inc. Boston, Massachusetts. pp. 159-169.
- Marshall J.**, Kelley P., Rubakhin S., Bingham J-P., Sweedler V. y Gilly F. 2002. Anatomical correlates of venom production in *Conus californicus*. *The Biological Bulletin*. 203: 27-41.

- Miller J. A.** 1989. The toxoglossan proboscis: structure and function. *The Journal of Molluscan Studies*. 55: 167:181.
- Ortiz M. A.** 2003. Ficha informativa de los humedales de Ramsar: Parque Nacional Isla Contoy, Quintana Roo, México. <http://ramsar.conanp.gob.mx/documentos/fichas/11.pdf> . Consultada en agosto de 2010.
- Perron F. E., Heslinga G. A. y Fagolimul J. O.** 1985. The gastropod *Cymatium muricinum*, a predator on juvenile tridacnid clams. *Aquaculture*. 48: 211-221.
- Petuch E. J. y Harasewych M. G.** 1980. *Distorsio kurzi*, a new Cymatiid gastropod from the central Philippines. *The Nautilus*. 94: 6-7.
- Rehder H.** 2002. Field guide to shells. 20^a edición. Alfred A. Knopf. New York. 894 pp.
- Rozbaczylo N., Moreno R., Díaz-Díaz O. y Martínez S.** 2006. Poliquetos bentónicos submareales de fondos blandos de la región de Aysén, Chile: clado Terebellida (Annelida, Polychaeta). *Ciencia y Tecnología Marina*. 29: 71-90.
- Sabelli B.** 1980. Guide to shells. Simon and Schuster. New York. 512 pp.
- Salvini-Plawen L.** 1984. Capítulo VI.- Gastropoda, The structure and function of Molluscan digestive systems. In: Wilbur, K. (Editor). *The Molluscan*. Academic Press, London. pp. 207-266.
- Shiomi K., Mizukami M., Shimakura K. y Nagashima Y.** 1994. Toxins in the salivary gland of some marine carnivorous gastropods. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 107: 427-432.
- Taylor J. D., Morris N. J., y Taylor C. N.** 1980. Food specialization and the evolution of predatory prosobranch gastropods. *Palaentology*. 23: 375-409.

- Uría E.** y Mora C. 1996. Apuntes para el curso teórico práctico de histología animal. Instituto Politécnico Nacional, México. 275 pp.
- Voltzow J.** 1994. Gastropoda: Prosobranchia. In: Harrison F. W. y Kohn A. J. (Editores). Microscopic Anatomy of Invertebrates. Volume 5 Mollusca I. Wiley-Liss, New York. pp 112-252.
- West D. J.** 1997. Neuroactive secretions from the marine snails *Nucella lapillus* and *Neptunea antiqua*: A biochemical and pharmacological study. Tesis de doctorado. University of London. 180 pp.
- West D., Andrews E., McVean A., Osborne D. y Thorndyke C.** 1994. Isolation of serotonin from the accessory salivary glands of the marine snail *Nucella lapillus*. *Toxicon*. 32: 1261-1264.
- West D. J., Andrews E. B., Bowman D., McVean A. R. y Thorndyke M. C.** 1996. Toxins from some poisonous and venomous marine snails. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 113: 1-10.
- West D., Andrews E., McVean A. R., Thorndyke M. C. y Taylor J.** 1998. Presence of a toxin in the salivary glands of the marine snail *Cymatium intermedium* that targets nicotinic acetylcholine receptors. *Toxicon*. 36: 25-29.
- WoRMS** (2010). *Distorsio clathrata*. Accessed through: World Register of Marine Species at <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=419785>. Consultada en julio de 2011.

XII. ANEXOS

XII.1 Anexo 1. Poliquetos del Caribe noroccidental: *Hydroides* y *Serpula* (Bastida-Zavala y Salazar-Vallejo, 2000).

Serpulidae Risso, 1826

Serpulinae Risso, 1826

Hydroides Gunnerus, 1768

Hydroides bispinosus

Hydroides decorus

Hydroides dianthus

Hydroides diramphus

Hydroides elegans

Hydroides gairacensis

Hydroides mongeslopezi

Hydroides mucronatus

Hydroides cf. Mucronatus

Hydroides parvus

Hydroides protulicola

Hydroides spongicola

Hydroides sp.

Serpula Linnaeus, 1758

Serpula sp.

XII.2 Anexo 2. Familias de bivalvos recolectados por Ekdale (1974) a profundidades de 0 a 60 m.

Clase Bivalvia

Orden Filibranchia

Suborden Taxodonta

Familia Arcidae

Familia Glycymeridae

Suborden Anisomyaria

Familia Mytilidae

Familia Isognomonidae

Familia Pteriidae

Familia Pinnidae

Familia Plicatulidae

Familia Pectinidae

Familia Spondylidae

Familia Limidae

Familia Anomiidae

Familia Ostreidae

Orden Eulamellibranchia

Suborden Heterodonta

Familia Crassatellidae

Familia Carditidae

Familia Corbiculidae

Familia Trapeziidae

Familia Diplodontidae

Familia Lucinidae

Familia Chamidae

Familia Erycinidae

Familia Cardiidae

Familia Veneridae

Familia Petricolidae

Familia Tellinidae

Familia Semelidae

Familia Donacidae

Familia Sanguinolariidae

Suborden Adapedonta

Familia Mactridae

Familia Mesodesmatiidae

Familia Hiatellidae

Familia Corbulidae

Suborden Anomalodesmacea

Familia Lyonsiidae

XII.3 Anexo 3. Técnicas de tinción

XII.3.1 Técnica hematoxilina-eosina

Fundamento: es una coloración regresiva en la que intervienen dos colorantes: la hematoxilina que tiene un color morado a violeta oscuro (básico) es un colorante nuclear pero que también tiñe ribonucleoproteínas citoplásmicas, mielina, etc. y la eosina que es de color rosa (ácido) se emplea para teñir el citoplasma dando contraste al corte.

Pasos de la técnica:

Desparafinación:

Xileno	20 minutos
Alcohol absoluto-Xileno (1:1)	20 minutos
Alcohol de 96°	20 minutos
Alcohol de 70°	20 minutos
Agua corriente	10 minutos

Tinción:

Hematoxilina de Harris	90 segundos
Agua corriente	Lavado rápido
Alcohol ácido	5 segundos
Agua corriente	Lavado rápido
Agua amoniacal	5 segundos
Agua corriente	Lavado rápido
Eosina	30 segundos
Alcohol de 96°	Lavado rápido
Alcohol absoluto	Lavado rápido
Alcohol absoluto-Xileno (1:1)	Lavado rápido
Xileno	15 minutos

Montaje con resina sintética Entellan®.

Reactivos:

Hematoxilina de Harris:

Hematoxilina cristalizada	1.0 g
Alcohol etílico absoluto	10 ml
Alumbre de potasio	20 g
Óxido de mercurio	0.5 g
Agua destilada	200 ml

Alcohol ácido:

Alcohol 70°	100 ml
HCl concentrado	1 ml

Agua amoniacal:

Hidróxido de amonio concentrado	6 gotas
Agua destilada	50 ml

Eosina:

Eosina Y	1 g
Alcohol 70°	100 ml

ORGÁNULOS

COLOR

Núcleos

Azul oscuro

Citoplasma

Rosa

XII.3.2 Técnica tricrómica de Masson

Fundamento: emplea un mordente ácido (Bouin) el cual acidifica el medio y suministra coloración de contraste para el músculo y citoplasma.

Pasos de la técnica:

Desparafinar:

Xileno	20 minutos
Alcohol absoluto-Xileno (1:1)	20 minutos
Alcohol de 96°	20 minutos
Alcohol de 70°	20 minutos
Agua corriente	10 minutos

Tinción:

Sumergir en la solución de Bouin por 24 horas mínimo.

Lavar hasta eliminar el color amarillo.

Hematoxilina de Groat	30 segundos
Agua corriente	30 minutos
Rojo Ponceau	2-5 minutos
Agua corriente	Lavado rápido
Orange G	30 segundos
Agua corriente	Lavado rápido
Azul de anilina	35 segundos
Agua acética	Lavado rápido
Alcohol absoluto	Lavado rápido
Alcohol Absoluto-Xileno (1:1)	Lavado rápido
Xileno	Lavado rápido

Montaje con resina sintética Entellan®.

Reactivos:

Solución de Bouin

Ácido pícrico al 1-2% en agua destilada	750 ml
Formalina concentrada	250 ml
Ácido acético glacial	50 ml

Hematoxilina de Groat:

Alumbre de fierro	4 g
Agua bidestilada	200 ml
Ácido sulfúrico	3.2 g
Hematoxilina	2 g
Alcohol de 96°	200 ml

Rojo Ponceau:

Rojo Ponceau	90 g
Fucsina ácida al 1%	10 g
Ácido acético glacial	1 ml

Orange G:

Ácido fosfotúngstico	5 g
Orange G	2 g
Agua destilada	100 ml

Azul de anilina:

Azul de anilina	2.5 g
Ácido acético glacial	2.0 ml
Agua destilada	100 ml

Agua acética:

Agua destilada	80 ml
----------------	-------

Ácido acético glacial al 1% 8-10 gotas

Con esta técnica se obtendrán los siguientes resultados:

ORGÁNULOS	COLOR
Núcleos	Café oscuro
Fibras musculares	Rojo
Fibras colágenas	Azul
Eritrocitos	Naranja
Gránulos de secreción proteica	Naranja o rojo
Gránulos de secreción con glucoproteínas ácidas	Azul

XII.3. 3 Técnica de Papanicolaou o hematoxilina de Harris

Pasos de la técnica:

Desparafinar:

Xileno	20 minutos
Alcohol Absoluto-Xileno (1:1)	20 minutos
Alcohol de 96°	20 minutos
Alcohol de 70°	20 minutos
Agua corriente	10 minutos

Tinción:

Hematoxilina de Harris	3 min
Agua corriente	3 lavados
Alcohol ácido	3 lavados
Agua corriente	3 lavados
Agua amoniacal	3 lavados
Agua corriente	3 lavados
Agua destilada	3 lavados

Alcohol 50%	10 lavados
Alcohol 70%	10 lavados
Alcohol 96%	10 lavados
Orange G-6	2 min
Alcohol 96%	20 lavados
Alcohol 96%	20 lavados
Alcohol 96%	20 lavados
Eosina amarillenta 50	3 min
Alcohol 96%	10 lavados
Alcohol 96%	10 lavados
Alcohol 96%	10 lavados
Alcohol Absoluto	3 lavados
Alcohol Absoluto	3 lavados
Xilol	3 lavados

Montaje con resina sintética Entellan®.

Reactivos

Hematoxilina de Harris

Hematoxilina cristalizada	1.0 g
Alcohol etílico absoluto	10 ml
Alumbre de potasio	20 g
Óxido de mercurio	0.5 g
Agua destilada	200 ml

Orange G-6

Orange G, 0.5% solución en 95% de alcohol	100 ml
Ácido fosfotúngstico	0.015 g

Eosina amarillenta (EA 50)

EA 50, 0.5% solución en 95% de alcohol	100 m
Ácido fosfotúngstico	0.015 g

Con esta técnica se obtendrán los siguientes resultados:

ORGÁNULOS

COLOR

Núcleo

Azul

Citoplasma

Varía desde rosa, azul, amarillo, verde o gris