



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOANÁLISIS

HISTOLOGÍA DE LOS MEJILLONES *Perna perna* (LINNAEUS, 1758) y *Perna viridis* (LINNAEUS, 1758) (MOLLUSCA, BIVALVIA, MYTILIDAE).
(Modalidad: Tesis de Grado)

MARTINA NORELYS GONZÁLEZ

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN BIOANÁLISIS

CUMANÁ, 2011

HISTOLOGÍA DE LOS MEJILLONES *Perna perna* (LINNAEUS, 1758) y *Perna viridis* (LINNAEUS, 1758) (MOLLUSCA, BIVALVIA, MYTILIDAE).

APROBADO POR:

Prof(a). Nieves Aguado G.
Asesora

INDICE GENERAL

DEDICATORIA

A:

Dios, Nuestro Señor que me dio la sabiduría y fortaleza para culminar este trabajo de investigación.

La memoria de mis padres: Juan y Ángela y a la de mis hermanos Jesús y Matilde.

Muy especialmente a mis hijos: Ricardo y Samuel, quienes han sido mi mayor motivo de inspiración para la realización de esta investigación.

AGRADECIMIENTOS

A:

La profesora Nieves Aguado, que fue mi asesora, guía y orientadora para la realización y culminación de este trabajo de investigación.

El Laboratorio de Patobiología Acuática, del Departamento de Biología Pesquera del Instituto Oceanográfico de Venezuela, Universidad de Oriente, Núcleo de Sucre.

El profesor Oscar Chinchilla, por ser el mediador para que este trabajo se pudiera realizar.

La Dra. Vanessa Acosta, por su valiosa colaboración en la realización de este trabajo de investigación.

Mis hermanos, especialmente a mi hermana Carmen, quien siempre estuvo pendiente de mí.

Mi amiga Linda, quien me confortó en los momentos difíciles.

Mis amigas y compañeras de aulas: Alfreisa, Martha, Ivis, Beatriz, Migdalis, Katuska, Mari Carmen y en especial a Gloria Planchet.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ejemplar del mejillón <i>P. perna</i> , especie nativa de aguas venezolanas.....	9
Figura 2. Ejemplar del mejillón <i>P. viridis</i> , especie exótica de la región Indopacífico, presente en aguas venezolanas.	9
Figura 3. Endostraco de la valva de <i>P. perna</i> mostrando la huella de inserción de los músculos abductores (flecha).....	9
Figura 4. Endostraco de la valva del mejillón <i>P. viridis</i>	9
Figura 5. Ejemplares del mejillón marrón <i>P. perna</i> estudiados.....	10
Figura 6. Ejemplares del mejillón verde <i>P. viridis</i> estudiados.	10
Figura 7. Estructura anatómica del mejillón <i>Perna</i> spp. (Tomado de Howard y cols., 2004).	10
Figura 8. Borde del manto de una capa de tejido epitelial cilíndrico (Ec), estroma de tejido conectivo (Tc), fibras musculares (Fm), Tejido conectivo iniciando su función de reserva. Individuo joven.HE.40X.....	11
Figura 9. Esquema de los bordes del manto. periostraco (pt), pliegue del manto, (pg) lóbulo exterior (A), medio (B), interno (C).	11
Figura 10. Borde del manto con epitelio externo y sub-epitelio. Secreción de mucus (Sm) hacia la periferia. En la estroma sustancias de reserva (Sr). HE.10X.....	12
Figura 11. Estroma del manto con las glándulas del periostraco (Gp) y fibras musculares (Fm). HE.40X.	12
Figura 12. Pliegue o borde externo del manto. Estroma con abundantes bandas musculares (Bm). HE.40X.....	13
Figura 13. Manto de un mejillón joven. Hemocitos (Hm) y zooxantelas (Zx). Epitelio del manto (Em). HE.10X.....	13
Figura 14. Estroma del manto. Células de reserva (Cr) y adipogranulares (Ca) HE.40X.....	13

Figura 15. Estroma con órganos reproductores en desarrollo. HE.10X....	13
Figura 16. Ovario desovado con ovocitos inmaduros (Oi), manto con poco material de reserva (Tc).HE.10X.....	14
Figura 17. Boca (B) y palpos labiales	Figura 18. Palpo labial. Epitelio liso (El)
	15
Figura 19. Epitelio cilíndrico bordean-	16
Figura 20. Detalle del epitelio de los palpos. Epitelio cilíndrico (Ec).HE.40X	16
Figura 21. Esófago. Canal principal de la glándula digestiva. Túbulos ciegos revestido de celulas epiteliales con abundantes cilios .HE.20X.....	18
Figura 22. Detalle del epitelio del esófago.HE.40X.....	18
Figura 23. Estómago, estructura con pliegues tapizados por las células epiteliales.HE.40X.....	18
Figura 24. Glándula digestiva. Túbulos ciegos de forma ovoides o circulares (Gd).HE.40X.	18
Figura 25. Intestino con material. Señalando la divertícula intestinal en la pared interna (Di).HE.10X.	19
Figura 26. Sección de la divertícula intestinal mostrando epitelio cilíndrico (Ec), tejido conectivo con gránulos de reserva (Gr). 40X.HE.	19
Figura 27. Divertícula intestinal mostrando una delgada lámina basal (Lb), tejido conjuntivo (Tc). HE.40X.....	19
Figura 28. Divertícula intestinal con epitelio cilindrico (Ec), tejido conjuntivo (Tc). HE.40X.	19
Figura 29. Esquema de ctenidio tipo filibranquia propio de lamelibranquios (Cannuel y cols., 2009).	20
Figura 30. Lámina branquial tipo peine con puente interfilamento de cilio (Pi), filamentos (F).HE.40X.	20
Figura 31.Perna Perna. Extremos de los filamentos branquiales (Fb), uniones interfilamentos (Pi).HE.10X.	21
Figura 32. Detalle de la unión interfilamentos (flecha).HE.40X.	21

Figura 33. Extremo del filamento branquial (Fb), tejido conjuntivo (Tc), porción funcional en la filtración. HE.40X.....	21
Figura 34. Detalle del epitelio que reviste el filamento branquial. Epitelio cilíndrico (Ec), Cilios (Ci).HE.40X.....	21
Figura 35. Sección del manto y formación de folículos (Fg), epitelio germinativo (Eg), ovocitos en estadios de desarrollo (Ov), manto con abundantes reserva nutricional (Tc).HE.40X.....	22
Figura 36. <i>P. viridis</i> mostrando el ovario color naranja brillante voluminoso indicando su madurez.	23
Figura 37. <i>P. viridis</i> indicando que ha desovado. Una porción color naranja brillante y el resto del manto pálido.....	23
Figura 38. Fotomicrografía de <i>Perna</i> hembra. Estadio indiferenciado.HE.40X.	23
Figura 39. Estadio inicial. Abundante tejido conectivo (Tc), folículos reducidos con ovocitos adheridos a la pared folicular (F), pared folicular (Pf).HE.10X.....	24
Figura 40. Detalle. Estadio de gametogénesis inicial. Pared folicular (Pf), Ovocito tipo I (Ov I), espacio interfolicular (Ei).HE.40X.	24
Figura 41. Estadio de gametogénesis II madurando.Folículo gonadal (Fg), Ovocitos (Ov).HE.10X.....	25
Figura 42. Estadio de madurez. Folículos gonadales (Fg), que contienen ovocitos en su mayoría maduros (Ov).HE.40X.	25
Figura 43. Estadio de madurez. Espacio entre folículos reducido (Ei), Ovocitos (Ov), folículos gonadales (Fg).HE.40X.....	25
Figura 44. Detalle de gametogénesis III. Ovocito adherido por el pedúnculo a la pared folicular (flecha). HE.40X.....	26
Figura 45. Estadio de desove. Folículo roto (Fr), folículo en restauración (Frs).HE.10X.	27
Figura 46. Estadio de post-desove.HE.10X.....	27

Figura 47. Células germinativas u oogonia adheridas a la pared del folículo (Cg), Núcleo (N), Nucléolo (n).HE.40X.	28
Figura 48. Ovocitos previtelogénicos (Pv), vitelogénicos (Vg).HE.40X.....	28
Figura 49 Ovocitos inmaduros.HE.40X.....	29
Figura 50. Ovocito maduro. Citoplasma (C), Núcleo (N), Nucléolo (n).HE.40X.	29
Figura 51. Observación macroscópica del tejido gonadal.	30
Figura 52. Estadio indiferenciado.HE.40X.	30
Figura 53. Folículos llenos de espermatogonias (Fg), manto lleno de reserva (Rs).HE.40X.	31
Figura 54. Estroma del manto con abundante reservas.HE.10X.	31
Figura 55. Folículos con espermatidas en desarrollo, el manto casi ha consumido sus reservas.HE.40X.	31
Figura 56. Intensa actividad meiótica de las espermatogonias.HE.40X. .	31
Figura 57. Folículos completamente llenos de espermatidas (Fg), se ha reducido el espacio interfolicular (Ei), a alcanzando su máximo diámetro.HE.40X.....	32
Figura 58. Folículos llenos de espermatozoides (Fg).HE.40X.....	32
Figura 59. Folículo vacío (Fv), el manto casi ha consumido sus reservas.HE.40X.....	33
Figura 60. Folículos semivacios o desovados con restos de espermatidas, espermocitos y espermatozoide (Fs), manto también depletado (Md), Conductos espermáticos llenos de espermatozoide (Ce).HE.40X.....	33

RESUMEN

Las especies de mejillones *Perna perna* y *Perna. viridis* son exóticas y su importancia económica, ecológica y biológica ha llevado a realizar el estudio morfo-histológico de los sistemas: respiratorio, digestivo y reproductor, con el fin de enriquecer la información básica de estos recursos. se analizaron 50 ejemplares de ambas especies, juveniles y adultos, recolectadas de la zona de Guaca y otras que fueron encargadas a pescadores artesanales de Cumaná, estado Sucre. Para el análisis histológico se le hicieron cortes transversales y longitudinales, a distinto nivel del individuo, utilizando la coloración hematoxilina-eosina. El manto trilobular es la primera estructura que revela la condición fisiológica del organismo, a través de las células de reserva las cuales se encuentran almacenando sustancias nutricionales requeridas para el crecimiento y reproducción, encontrándose la estroma del manto muy eosinófilo antes de la época de reproducción. El borde del manto presenta una capa de epitelio cilíndrico con algunas células que secretan mucina, al igual que las del sub-epitelio. Muy próximo al borde se localizaron las glándulas del periostraco. Los palpos y labios, están constituidos principalmente por tejido epitelial cilíndrico, en la mayoría de los casos, presentaron un epitelio ciliado muy conspicuo. El epitelio ciliado que cubre a todo el sistema digestivo fue el principal constituyente, cuya altura caracteriza el esófago, estómago y divertículo intestinal. Los mejillones son especies dioicas, así se realiza una descripción de los ovarios y testículos en diferentes estadios de madurez. Las branquias son ctenidios de tipo filibranquias. No se observaron diferencias estructurales ni histológicas entre ambas especies.

INTRODUCCIÓN

De las especies de moluscos bivalvos pertenecientes a la familia Mytilidae, se han sido descritas, cuatro especies del género *Perna*, entre las que podemos nombrar al “mejillón marrón” *Perna perna* (Linnaeus, 1758) y el “mejillón verde” *Perna viridis* (Linnaeus, 1758) (Hicks y Tunnell, 1995). (Acosta, 2009). *Perna perna* tiene una distribución subtropical mientras que, *Perna viridis* es más, tropical.

El mejillón marrón *P. perna* se distribuye naturalmente en el Caribe y Océano Atlántico, extendiéndose por América, incluyendo a Venezuela (Acuña, 1981). Conjuntamente con *P. viridis*, forman extensas poblaciones de mejillones que aportan aproximadamente un 21,00% de la producción pesquera anual (Salaya, 1999).

El mejillón verde *P. viridis* prefiere aguas pocas profundas y se fija sobre sustratos que le permiten adherirse, alejándose del fondo, mientras que *P. perna* se fija en el fondo (Acosta, 2009); ambas especies contribuyen con la producción acuícola (Hicks y cols., 2001). En Venezuela, estos moluscos forman bancos naturales ubicados en la costa norte del estado Sucre y son objeto de explotación comercial (Prieto y cols., 2001).

Perna viridis, especie exótica, y endémica de la región Indo Pacífico, se encuentra distribuida a lo largo de la India y el sureste de las costas asiáticas (Sreenivasan y Poovannan, 1989). Muchos autores creen que ha ingresado a aguas venezolanas adherida a los cascos de barcos extranjeros o como larvas en el agua de lastre de buques mercantes de procedencia internacional (Lodeiros y cols., 2002; Acosta y cols., 2006).

Entre los principales aspectos biológicos de estas dos especies de moluscos, destacan los relacionados con la reproducción. Los miembros del género *Perna* son dioicos, es decir, presentan sexos diferentes y muy notorios en la época de reproducción (Lubet, 1976). El desove se inicia cuando las hembras dispersan sus óvulos maduros en el agua y el macho vierte su esperma en el medio acuático en donde ambos gametos se encuentran y ocurre la fertilización (Stephen y Shetty, 1981). Entre siete a ocho horas después de la fertilización surge la larva trocófora. Luego, a las 16 a 19 horas, alcanza el estado de larva velíger, caracterizada por la presencia de una concha transparente que protege la parte interna del cuerpo y un velo ciliado en desarrollo. Esta larva completa su metamorfosis de ocho a doce días (Tan, 1975). Posteriormente, en 10 a 12 días la larva secreta el biso, que le permite fijarse a un sustrato duro y resistente, para completar su desarrollo e iniciar su crecimiento (Siddall, 1980).

Debido a estas características, ambas especies son potencialmente cultivables por su rápido crecimiento y alta capacidad reproductiva (León, 1997). Según Ragopal y cols. (1998), el mejillón *P. viridis* muestra crecimiento rápido, presentando los adultos tallas que varían entre 80 a 100 mm de largo, pudiendo alcanzar los 165 mm, mientras que *P. perna*, generalmente, presenta una longitud de 90 mm, alcanzando los 120 mm.

En la región Nor-oriental de Venezuela el cultivo de las especies de mejillones ha llegado a constituir un aporte importante en la producción de alimentos para el consumo humano y su pesca artesanal constituye una actividad económica muy importante (Tejera y cols., 2000).

Con miras al cultivo comercial, Vélez (1971) estudió la fluctuación mensual del índice de engorde del mejillón *P. perna*, en estado natural y cultivado, comparando valores de engorde entre sistemas de cultivo.

Prieto y Vásquez (1999) estudiaron la dinámica energética del crecimiento en una población del mejillón *P. perna* procedente de la localidad de Guatapanare, estado Sucre, y encontraron que la relación de producción de biomasa disminuye con la edad, mientras que el esfuerzo reproductivo aumenta, desde 14,81% a los 4 meses, hasta 42,37% a los 14 meses de edad, lo que demuestra la existencia de una estrategia de supervivencia poblacional con individuos de reducida longevidad y un alto potencial reproductivo. En este mismo orden de ideas, Urbano y cols. (2005) evaluaron el crecimiento y supervivencia de los mejillones *P. perna* y *P. viridis*, bajo condiciones de cultivo suspendido, en la localidad de Turpialito, Golfo de Cariaco. Los resultados obtenidos mostraron similar respuesta fisiológica de los mejillones y mayor similitud entre *P. perna* y un morfo-tipo localizado en el golfo de Cariaco.

Lodeiros y cols. (2002) estudiaron la condición fisiológica del mejillón nativo *P. perna* procedente del Morro de Guarapo, estado Sucre, e indicaron que la especie mantuvo una buena condición fisiológica y siempre tienen el mismo contenido de tejidos. Además, señalaron que la explotación de individuos sexualmente maduros, los cuales poseen mayor aceptación en el mercado, no incide negativamente en la producción natural de este organismo debido a la alta fecundidad de la especie.

Por su parte, Acosta y cols. (2006) realizaron estudios sobre índice de condición de los mejillones *P. perna* y *P. viridis*, bajo sistema de cultivo suspendido, en la Ensenada de Turpialito, estado Sucre, concluyeron que *P. perna* presentó el mayor promedio de talla (95,92 mm) e índice de condición (39,89%) respecto a *P. viridis*, cuya talla promedio fue de (73,61mm) con bajo índice de condición (20,62%).

Marcano (2004), realizó el estudio histológico gonadal de *P. viridis* por microscopía de luz y electrónica de transmisión, determinando que, en ambos

sexos, el ancho de la gónada y la cantidad de folículos están relacionados con la madurez sexual, detectándose diferencias altamente significativas entre las variables morfo-métricas de las gónadas entre sexos.

Sánchez y cols. (2004) analizaron la acción de la concentración de toxinas en los moluscos como consecuencia del consumo de algas dinoflagelados como: *Gymnodinium catenatum* y *Alexandrium tamarense*, en las localidades de Manzanillo y Guayacán, estado Nueva Esparta. Este estudio reveló la presencia de las sustancias: saxitoxinas y gonyautoxinas, causantes de un brote de intoxicación a los consumidores en la región isleña.

El cultivo de estos moluscos es atacado por muchos agentes infecciosos, especialmente protozoarios, tales como la gregarina *Nematopsis* sp la cual invade el manto y ha causado mortalidad en los cultivos de *P. perna* en Brasil (Lima y cols., 2001). Otros agentes patógenos de mucha importancia son los haplosporidios: *Uropsoridium*, *Haplosporidium costale*, *Bonamia* y *Minchinia* (Burreson y Ford, 2004). Estos organismos invaden los tejidos epiteliales y conectivos de un amplio número de especies de moluscos bivalvos, causándoles la muerte. Otros protozoarios de consideración lo constituyen organismos del género *Marteilia*, como las especies *M. refringens* y *M. sydney*. Todos estos patógenos son de declaración obligatoria, según la OIE (Organización Internacional de Epizootias, Organización Mundial de Sanidad Animal, 2006).

Respecto a bacterias patógenas, la mayoría de las especies del género *Vibrio* pueden causar severos daños a los bancos naturales o a los cultivos al crearse condiciones estresantes (Snieszko, 1974).

Entre los parásitos metazoarios se encuentran los copépodos de los géneros *Mytilicola* y *Myticola*, que atacan especialmente al intestino de los mejillones

(Hockley, 1951). Éstos atacan especialmente a los mitílidos. Otros helmintos, tales como los tremátodos *Labratrema* sp., *Meiogymnophalus* sp., *Himasthia* sp., *Proisorhynchus* sp y *Renicola* sp., también generan daños, aunque pocos considerables (Hine y Thorne, 2000).

La mayoría de las enfermedades son diagnosticadas mediante el análisis histológico de los órganos más afectados, razón por la cual el método histológico constituye la principal herramienta para examinar los daños ocasionados a los organismos por los diferentes patógenos y acciones de agentes mecánicos y químicos. Los agentes patógenos afectan a los tejidos de manera particular y característica, lo que puede conducir a la identificación, tentativa, del agente causal (Kim y cols., 2006). Igualmente, los agentes químicos se localizan en determinados órganos, donde modifican su estructura, alterando su funcionalidad, evidenciando la presencia de agentes tóxicos en el ambiente acuático que rodea al organismo sésil.

En el medio local, los estudios sobre anatomía e histología de especies de moluscos bivalvos, en general, son muy escasos y más aún de las especies de mejillones de importancia en la pesquería y con potencial cultivable, como las especies objeto de este estudio.

Por esta razón, considerando la necesidad de contar con un patrón histológico normal de organismos de importancia socio-económica con potencial para el cultivo comercial, tales como *P. Perna* y *P. viridis*, esta investigación tiene la finalidad de ofrecer información útil para fines de evaluación sanitaria de los bancos naturales, en casos de contaminación antropogénica o por derrames de petróleo, o sobre los cultivos afectados por cualquier organismo patógeno.

METODOLOGÍA

Procedencia de las muestras

Las muestras de los mejillones *P. perna* y *P. viridis* se obtuvieron manualmente del banco natural ubicado en la localidad de Guaca, estado Sucre. Una vez capturados los ejemplares, fueron colocados en cavas isotérmicas acondicionadas con un aireador a pilas y con agua del mismo lugar de captura, luego, fueron trasladados al laboratorio de Patobiología Acuática de la Universidad de Oriente, Núcleo de Sucre. Otras muestras fueron obtenidas vivas de la pesquería comercial en la ciudad de Cumaná y trasladadas al laboratorio, de la misma manera.

Procesamiento de las muestras

En el laboratorio, los ejemplares de *P. perna* fueron identificados siguiendo las características taxonómicas señaladas por Davenport (1993) y los de *P. viridis* indicadas por Agard y cols. (1992). Todos los ejemplares se pesaron en una balanza digital, se les midió el largo, ancho y altura utilizando un vernier digital y fueron clasificados en tres rangos de talla: 10-39 mm, 40-79 mm y mayores de 80 mm. Esta clasificación se utilizó para el análisis histológico, especialmente para el de las gónadas.

Observaciones macroscópicas

Para comprobar que el tejido a procesar se encontrara sano. A cada ejemplar se le realizó un examen macroscópico, utilizando una lupa estereoscópica marca Southern modelo 501, tomando nota de las características de los órganos, tales como: color y textura de los mismos.

Procedimiento histológico

Se procesaron 25 ejemplares de cada especie, diez individuos con longitud total de 30-

50 mm, diez de 50 a 80 mm y los restantes con longitud mayor de 81 mm. Antes de la fijación, los moluscos fueron anestesiados por hipotermia en agua de mar a 7-9°C por 30 min para relajar el músculo aductor, que permite la penetración del fijador al interior del ejemplar. Se utilizaron como fijadores, formalina al 10,00% y la solución de Davidson.

La fijación fue de 15 días en formalina, como mínimo y en el líquido de Davidson entre 2 a 48 horas, como máximo. Transcurrido el período de fijación, las muestras se colocaron en etanol al 70,00% para ser procesados (Kim y cols., 2006).

Preparación de los fijadores

Formalina 10%

Agua de mar filtrada	900 ml
Formol comercial 37- 39%	100 ml

Líquido de Davidson

Etanol 95- 95%	335 ml
Formaldehído 36-40%	220 ml
Ácido acético glacial	115 ml
Agua de mar filtrada	330 ml

A las muestras conservadas en etanol al 70,00% se les realizaron cortes transversales, longitudinales y sagitales de aproximadamente 6 mm de ancho y fueron colocados en bolsas de gasa, debidamente identificadas. Se inició la deshidratación, pasando las muestras por una serie de etanol en diferentes concentraciones, según la siguiente secuencia: 80,00% → 96,00% → 96,00% → 100,00% → 100,00%, permaneciendo en cada alcohol por una hora.

Para diafanizar las muestras se emplearon dos baños de xilol (xilol 1 y xilol 2), de una hora cada uno, y para la infiltración se empleó parafina con punto de fusión 56°C, colocando la muestra en dos baños consecutivos, de una hora cada uno. Finalmente, se prepararon los bloques de parafina (inclusión), haciendo uso de formas con fondo de metal y torre plástica. Estos moldes fueron seleccionados de acuerdo al tamaño de las muestras. Sobre la torre de plástico se identificó la muestra.

Preparación de láminas histológicas

Los bloques de parafina con la muestra fueron cortados, haciendo uso de un micrótopo manual marca Leitz. Se obtuvieron cortes seriados de 7µm de grosor.

Coloración

Se empleó la coloración básica hematoxilina–eosina (HE). La coloración se inició hidratando los cortes en dos baños de xilol: xilol 1 y xilol 2, por 10 min cada uno; etanol 100,00% 1 y etanol 100,00% 2, durante cinco min cada uno; tres min en etanol, de acuerdo a la siguiente secuencia de graduación: 96,00% → 80,00% → 70,00% → 50,00% y luego agua (cinco enjuagues). Las láminas se colocaron en hematoxilina de Delafield por 5 min y luego fueron colocadas en agua bajo el chorro con hilo de flujo laminar hasta conseguir que el color violeta vire a azul; seguidamente se colocaron en eosina por 2 min, posteriormente, fueron colocadas en etanol a diferentes concentraciones (90,00%, 100,00% y 100,00%), por un min en cada uno, luego en xilol 1 → xilol 2 → xilol 3 durante cinco min en cada uno. Finalmente, se cubrió el corte montando la laminilla, utilizando bálsamo de Canadá (Kim y cols., 2006).

Análisis de las láminas histológicas

Para el análisis microscópico se empleó una cámara digital marca Olympus que permitió tomar fotomicrografías de las áreas de interés y los tejidos seleccionados para tal fin.

El estudio del sistema respiratorio y digestivo se realizó siguiendo lo establecido por Field (1992), quien trabajó con *Mytilus edulis*. El estudio del sistema reproductivo se hizo en base a la clasificación morfológica propuesta por Lubet (1959).

RESULTADOS

El mejillón *Perna perna* se identifica principalmente por el color marrón exterior (periostraco) y el interior (endostraco) de color violáceo, y los bordes (anterior y posterior) rectos (Figuras 1 y 3). *Perna viridis* presenta el periostraco de color verde más conspicuo hacia los bordes, con bordes curvos y el endostraco verde, nacarado (Figuras 2 y 4).



Figura 1. Ejemplar del mejillón *P. perna*, especie nativa de aguas venezolanas.



Figura 2. Ejemplar del mejillón *P. viridis*, especie exótica de la región Indopacífico, presente en aguas venezolanas.



Figura 3. Endostraco de la valva de *P. perna* mostrando la huella de inserción de los músculos abductores (flecha).

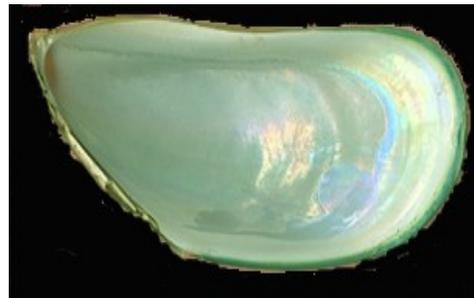


Figura 4. Endostraco de la valva del mejillón *P. viridis*.

El tamaño promedio de los ejemplares de *P. perna* estudiados fue de $6,13 \pm 1,34$ cm, el ancho promedio $3,00 \pm 0,94$ cm; la altura promedio $2,43 \pm 0,78$ cm, con peso promedio de $23,16 \pm 6,39$ g (Figura 5).

El tamaño promedio de los ejemplares estudiados de *P. viridis* fue de $6,15 \pm 1,29$ cm de largo, el ancho promedio de $2,84 \pm 0,51$ cm, altura promedio de $2,03 \pm 0,52$ cm y el peso promedio $25,22 \pm 5,67$ g (Figura 6).

La observación macroscópica permitió ubicar anatómicamente los órganos presentados en la figura 7.



Figura 5. Ejemplares del mejillón marrón *P. perna* estudiados.

Figura 6. Ejemplares del mejillón verde *P. viridis* estudiados.

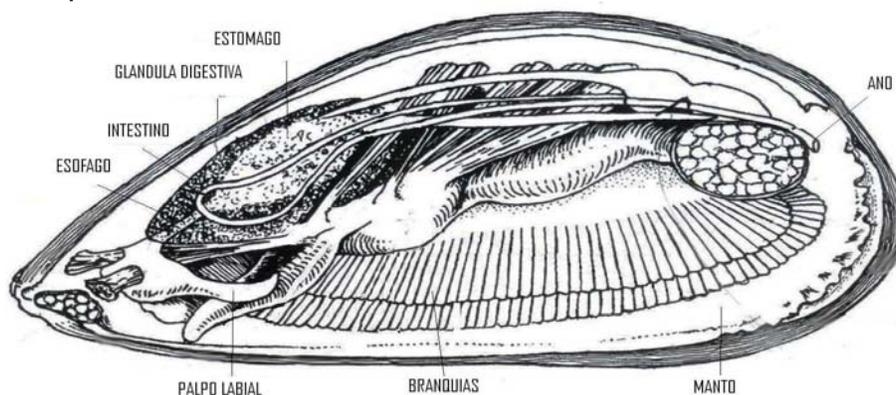


Figura 7. Estructura anatómica del mejillón *Perna* spp. (Tomado de Howard y cols., 2004).

Manto

La masa corporal esta revestida por una capa delgada, a manera de pared que está en contacto directo con la parte interna de las valvas, constituyendo un órgano bilobular y de sostén a la mayor parte del sistema reproductor, respiratorio y glándula digestiva; esta capa constituye el manto (Figura 7).

Histológicamente, el manto está compuesto, principalmente, por una estroma de tejido conectivo y algunas fibras musculares. La estroma del manto forma una red que sostiene las gónadas, branquias y sistema digestivo, encerrando vasos hemolinfáticos y delimitado por tejido epitelial denominado borde del manto (Figura 8). El borde del manto está conformado por tres pliegues recubiertos por tejido epitelial, cuyas células producen dos tipos de mucus que protegen al organismo; los pliegues laterales nutren a las valvas y el medio tiene función sensorial (Figura 9).

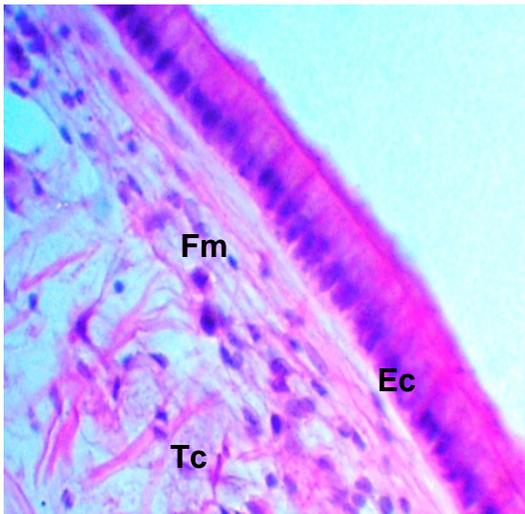


Figura 8. Borde del manto de una capa de tejido epitelial cilíndrico (Ec), estroma de tejido conectivo (Tc), fibras musculares (Fm), Tejido conectivo iniciando su función de reserva. Individuo joven. HE.40X.

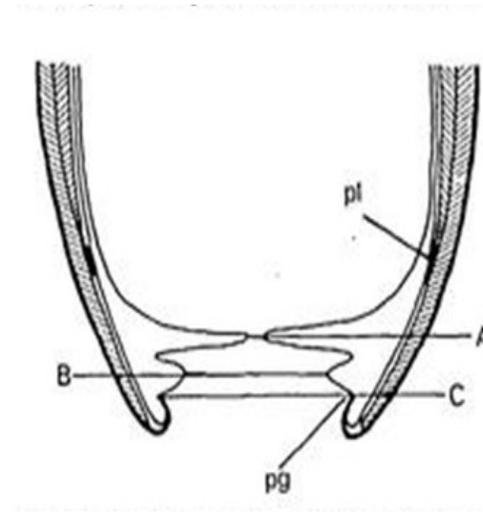


Figura 9. Esquema de los bordes del manto. periostraco (pt), pliegue del manto, (pg) lóbulo exterior (A), medio (B), interno (C).

Desde la región del umbo (región anterior) hacia el ápice (región posterior), puede observarse el epitelio intensamente festoneado. Debajo del epitelio se ubican las células sub-epiteliales (Figura 10) y estas células producen tres tipos de mucus. En la

estroma, pueden observarse las glándulas del periostraco que son las encargadas de nutrir las valvas (Figura 11).

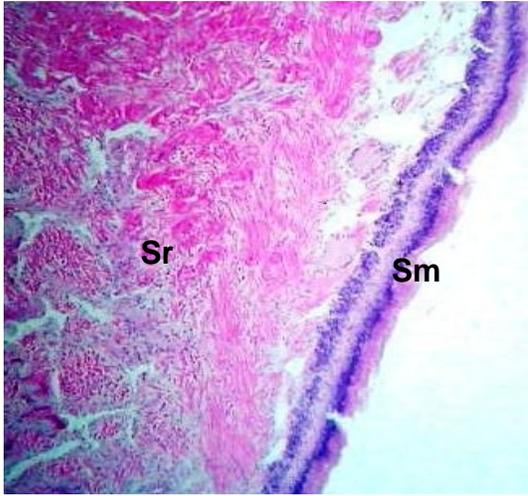


Figura 10. Borde del manto con epitelio externo y sub-epitelio. Secreción de mucus (Sm) hacia la periferia. En la estroma sustancias de reserva (Sr). HE.10X.

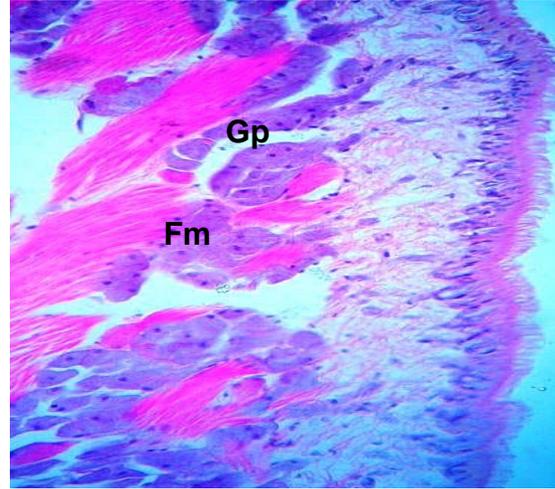


Figura 11. Estroma del manto con las glándulas del periostraco (Gp) y fibras musculares (Fm). HE.40X.

La estroma está integrado por bandas musculares (Figura 12) y abundante tejido conectivo. Las células de tejido conectivo del manto cambian de composición de acuerdo a la edad del animal, estado nutricional y la actividad reproductiva (Figuras 13 y 14). Antes del periodo reproductivo, las células de la estroma son células de reservas de energía, donde se pueden observar dos tipos de células: las vesiculares que almacenan glucógeno y las denominadas adipogranular que almacenan lípidos, proteínas (Figura 14). Este tipo de células (vesiculares y adipogranulares) se encuentran en todo el tejido conectivo que forma parte de los órganos del mejillón (palpos, pie, glándula digestiva, divertículo intestinal) y pueden ser mejor observadas en el estadio de maduración gonadal temprana, debido a la intensa coloración eosinófila que adquieren. Posteriormente, el manto cambia y en la estroma pueden observarse el tejido reproductivo en desarrollo y e intensamente lleno de reservas (Figura 15).

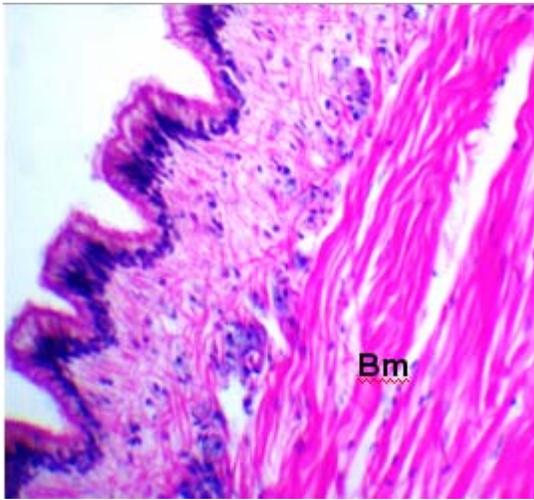


Figura 12. Pliegue o borde externo del manto. Estroma con abundantes bandas musculares (Bm). HE.40X



Figura 13. Manto de un mejillón joven. Hemocitos (Hm) y zooxantelas (Zx). Epitelio del manto (Em). HE.10X.

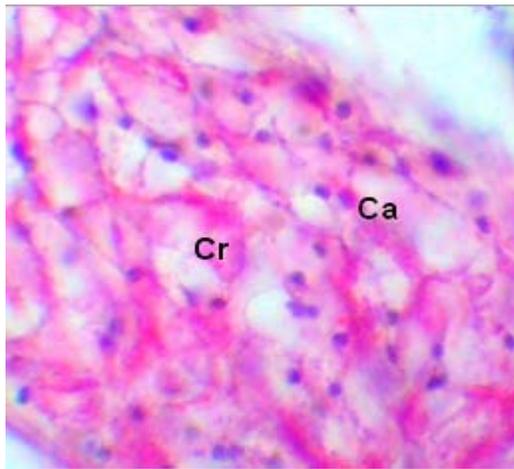


Figura 14. Estroma del manto. Células de reserva (Cr) y adipogranulares (Ca) HE.40X.

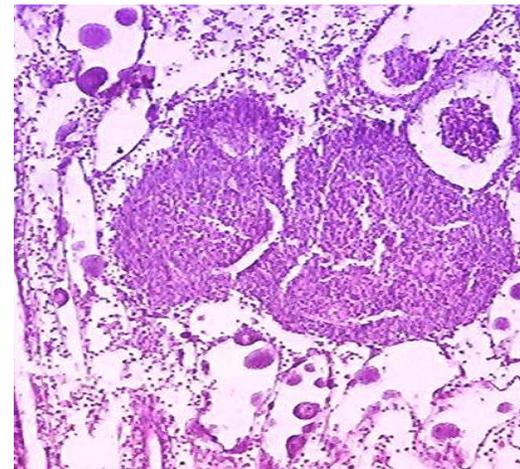


Figura 15. Estroma con órganos reproductores en desarrollo. HE.10X.

Posterior al desove, tanto el manto, como las gónadas se observan consumidas (Figura 16).

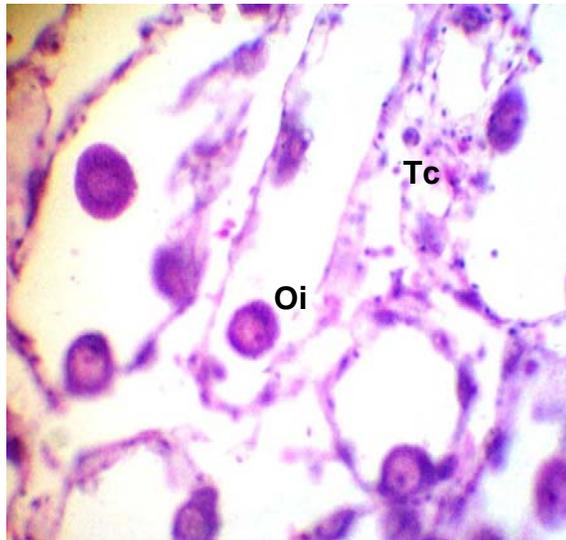


Figura 16. Ovario desovado con ovocitos inmaduros (Oi), manto con poco material de reserva (Tc).HE.10X.

Sistema Digestivo

Todas las estructuras que conforman el intestino están cubiertas por tejido epitelial ciliado encargados de conducir el alimento hacia la glándula digestiva.

El sistema digestivo o tracto alimentario de los mejillones del género *Perna* consta de una boca anterior, dos pares de estructuras accesorias (los palpos labiales), esófago, estómago, intestino, glándula digestiva y ano (Figura 7). La boca se encuentra adjunta a la base del pie y posterior al músculo aductor anterior. Consta de una estructura tubular corta situada entre la parte anterior del músculo aductor. La estructura tubular bucal está constituida por un epitelio simple plano con núcleos centrados (Figura 17).

Labios o palpos

A ambos lados de la boca existen un par de palpos labiales, en la zona anterior del cuerpo, son estructuras largas y lisas Recubiertos por un tejido epitelial ciliado. Son cuatro palpos, encargados de encerrar la cavidad branquial y de llevar el alimento hacia la boca, van disminuyendo de grosor desde la región proximal oral a la distal libre. Histológicamente, el palpo consiste de epitelio ciliado que varía entre dos tipos: epitelio liso, constituido por células cúbicas, y el epitelio anillado formado por células

cilíndricas con núcleos pequeños y redondos, debajo del mismo se encuentra tejido conectivo vesicular atravesado por fibras musculares (Figuras 18, 19 y 20). El epitelio es intensamente coloreado, debido a que algunas células epiteliales secretan mucina (mucositos).

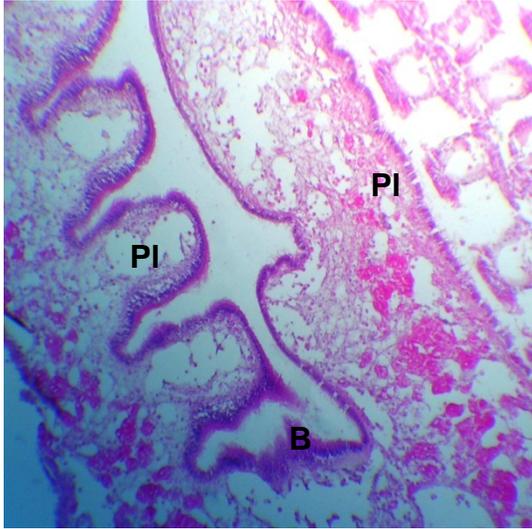


Figura 17. Boca (B) y palpos labiales (PI). HE. 40X

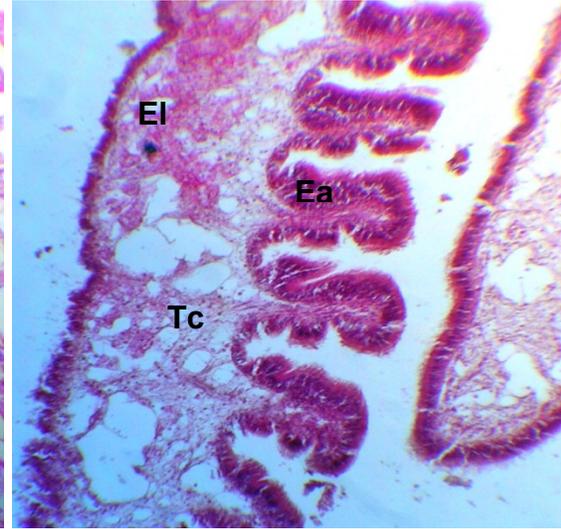


Figura 18. Palpo labial. Epitelio liso (EI) epitelio anillado (Ea). Tejido conjuntivo (Tc).HE.40X.



Figura 19. Epitelio cilíndrico bordeando los palpos. Epitelio cilíndrico (Ec).HE.40X.



Figura 20. Detalle del epitelio de los palpos. Epitelio cilíndrico (Ec).HE.40X

Esófago

Este órgano está localizado inmediatamente después de la apertura de la boca, como un conducto generalmente corto, que se continúa hacia atrás y arriba, ligeramente fuera de la flexión del plano medio para entrar en el extremo anterior del estómago (Figura 7). Un corte transversal que parte desde el lumen al exterior presenta, el epitelio de la mucosa formado por células cilíndricas con núcleo central, abundante citoplasma y cilios; ésta es quizás la principal característica del esófago (Figura 21). Entre estas células epiteliales se observan numerosas células eosinófilas y células mucosas con cilios repartidos uniformemente. La membrana basal del epitelio es pobre en fibrillas musculares (Figura 22).

Estómago

El estómago se encuentra situado dorsalmente, entre la región mediana del ligamento del mejillón (Figura 7). Esta estructura está constituida por un saco membranoso pequeño de forma irregular y aplanada, con apariencia más o menos elíptica, inmerso en el

divertículo digestivo o glándula digestiva. Histológicamente, presenta, de adentro hacia fuera, una capa interna constituida por un epitelio que puede variar de cilíndrico simple con cilios a cilíndrico pseudo-estratificado. La mayoría de las células epiteliales que revisten al estómago presentan citoplasma eosinófilo y núcleo violeta oscuro central, pequeño y esférico y entre ellas, con citoplasma más claro, se encuentran células que secretan enzimas (Figura 23). La membrana basal gruesa posee abundantes elementos celulares y finalmente una fina capa externa. Los pliegues del estómago que se unen al divertículo intestinal presentan estilito cristalino que ocupa todo el estilito del saco estomacal.

Glándula digestiva

La glándula digestiva consiste de conductos primarios que salen del estómago; a medida que avanzan se adelgazan y convierten en canales secundarios ramificados que se abren en el divertículo digestivo. Histológicamente, el conducto principal está revestido por un epitelio de células cilíndricas con cilios.

El divertículo está constituido por túbulos ciegos que se observan circulares, ovoides o cilíndricos, según sea la dirección del corte, consisten, mayormente, de un lumen rodeado por células eosinófilas o células digestivas y células basófilas que descansan sobre una lámina basal (Figura 24). Algunos túbulos presentan el lumen ocluido por células que se han destruido. Las células digestivas son reconocidas por poseer numerosas vacuolas. Las células basófilas se extienden desde la lámina basal al lumen.

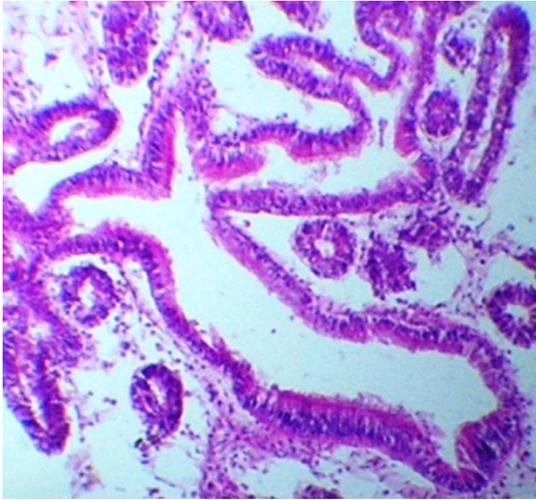


Figura 21. Esófago. Canal principal de la glándula digestiva. Túbulos ciegos revestido de células epiteliales con abundantes cilios .HE.20X.

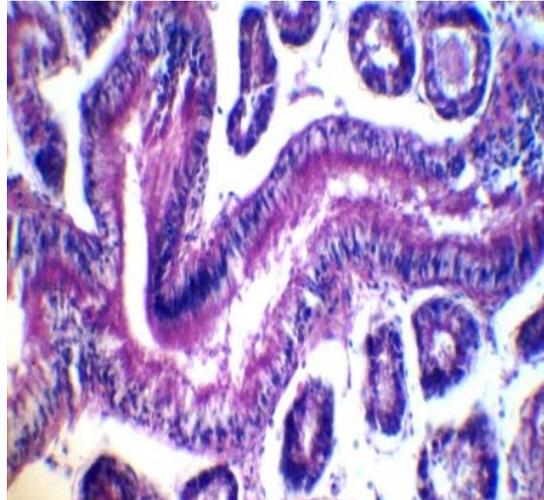


Figura 22. Detalle del epitelio del esófago.HE.40X.



Figura 23. Estómago, estructura con pliegues tapizados por las células epiteliales.HE.40X.

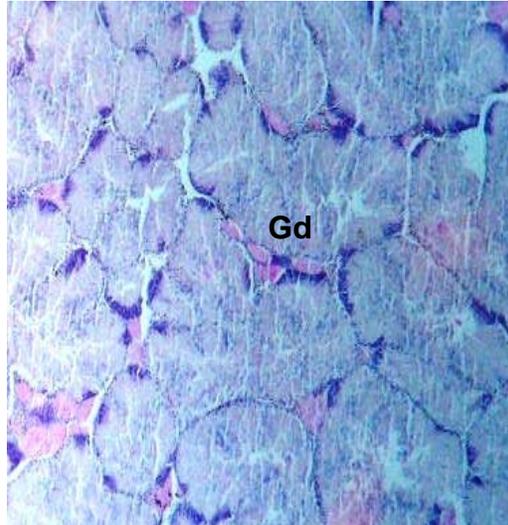


Figura 24. Glándula digestiva. Túbulos ciegos de forma ovoides o circulares (Gd).HE.40X.

Divertículo intestinal

Es un conducto que parte del estómago e internamente presenta dos canales separados por el estilito intestinal. El epitelio que cubre este tubo presenta células epiteliales cilíndricas ciliadas que secretan mucina y ayudan a trasladar las heces hacia

el recto. Estas células varía de altura desde el estómago hacia el recto. La estroma del estilito de tejido conectivo también posee células de reserva de nutrientes (Figuras 25, 26, 27 y 28).



Figura 25. Intestino con material. Señalando la divertícula intestinal en la pared interna (Di).HE.10X.

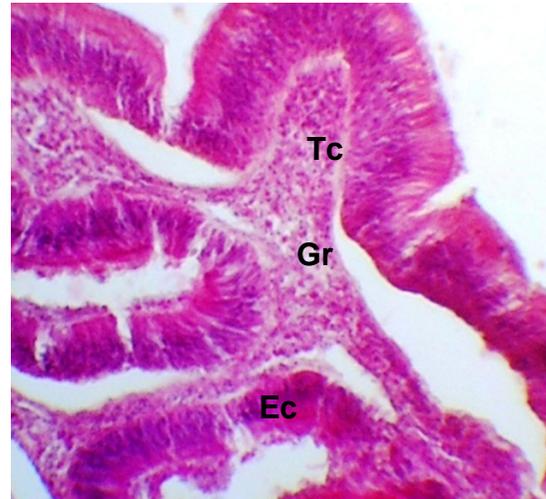


Figura 26. Sección de la divertícula intestinal mostrando epitelio cilíndrico (Ec), tejido conectivo con gránulos de reserva (Gr). 40X.HE.

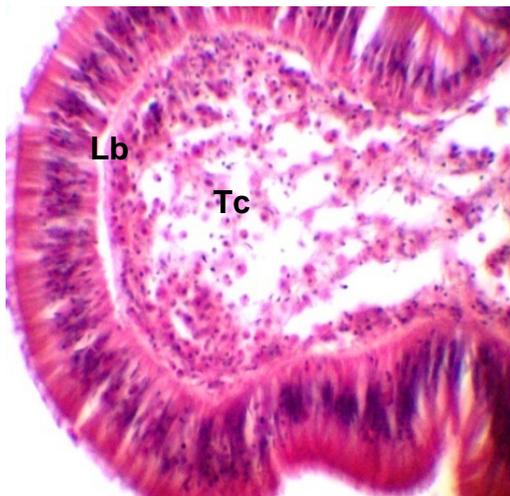


Figura 27. Divertícula intestinal mostrando una delgada lámina basal (Lb), tejido conjuntivo (Tc). HE.40X

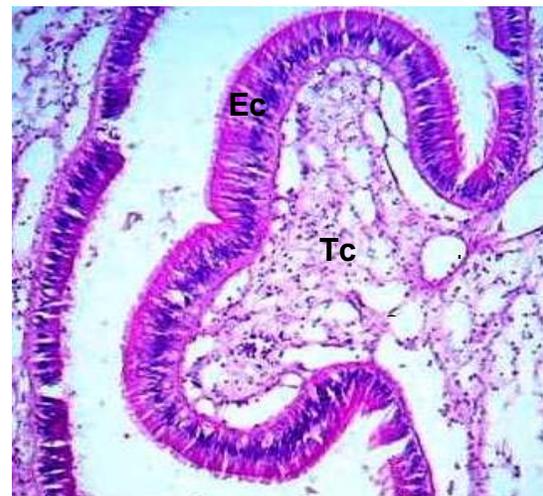


Figura 28. Divertícula intestinal con epitelio cilíndrico (Ec), tejido conjuntivo (Tc). HE.40X.

Sistema respiratorio

Las branquias de los mejillones son denominadas ctenidios por tener forma de peine o pluma y, por lo general, son lamellos laminados de tejido epitelial muy fino adheridos a ambos lados de la masa visceral, proximal a la parte del pie (Figura 7). Los ctenidios del mejillón *Perna* spp., son de tipo filibranquia y se encuentran suspendidos hacia abajo en la cavidad del manto (Figura 29) y tienen dos funciones principales: la respiración y la de filtrar las partículas de alimento (fitoplancton y bacterias) suspendidas en el agua de mar. La función respiratoria se realiza, principalmente, a través de las membranas branquiales. Histológicamente, están formadas por tejido conjuntivo compacto que dan apoyo a los filamentos o unidades respiratorias que están revestidas por un epitelio ciliado simple, variando de cúbico a cilíndrico bajo. Las branquias están compuestas por numerosos filamentos paralelos uno al lado del otro, con un liger interfilamento entre ellos (Figuras 30, 31 y 32). Presencia de cilios muy distinguibles, como estructuras relativamente cortas y de aspecto flexible (Figuras 33 y 34). El epitelio es simple con células ovaladas, en posición basal, núcleo central con abundantes heterocromatinas típicas de células epiteliales corto y rodean los canales branquiales vasos hemolinfáticos eferentes y deferentes. Histológicamente, una sección de corte transversal presenta las siguientes estructuras:

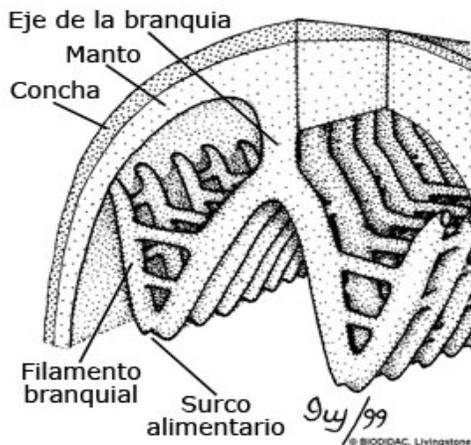


Figura 29. Esquema de ctenidio tipo filibranquia propio de lamelibranchios (Cannuel y cols., 2009).

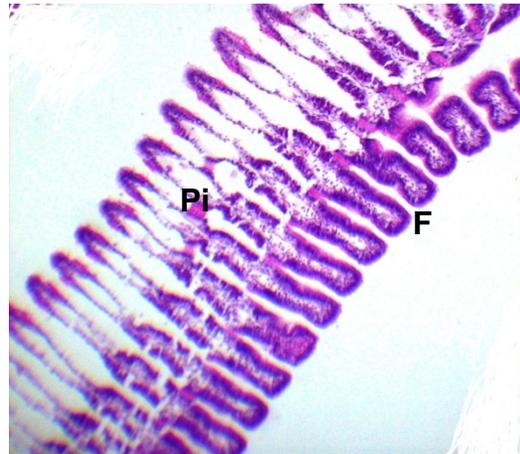


Figura 30. Lámina branquial tipo peine con puente interfilamento de cilio (Pi), filamentos (F).HE.40X.

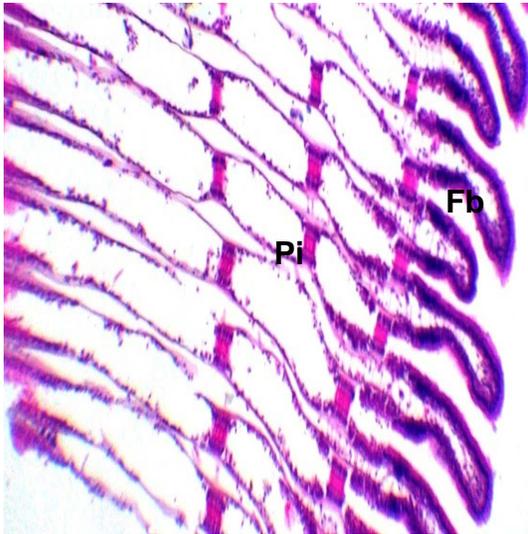


Figura 31. Perna Perna. Extremos de los filamentos branquiales (Fb), uniones interfilamentos (Pi). HE. 10X.

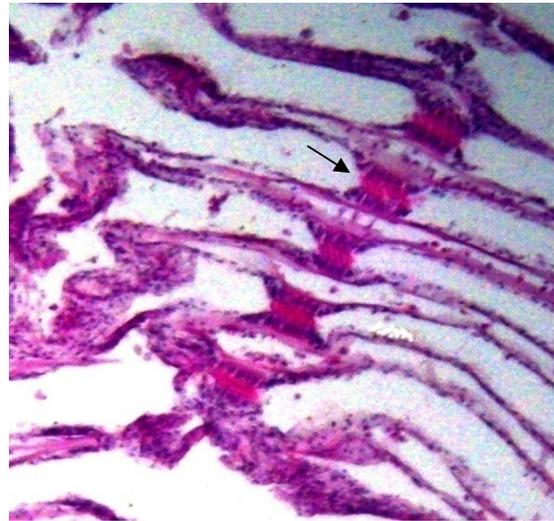


Figura 32. Detalle de la unión interfilamentos (flecha). HE. 40X.

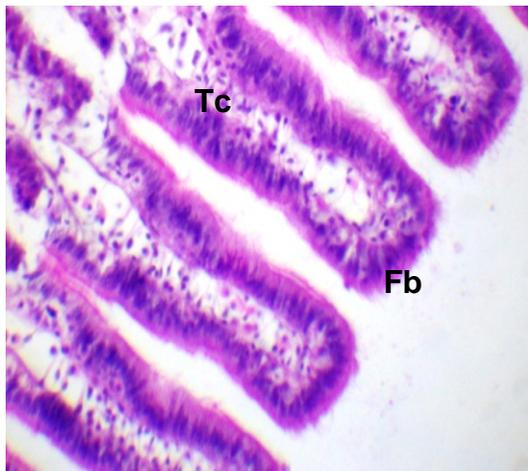


Figura 33. Extremo del filamento branquial (Fb), tejido conjuntivo (Tc), porción funcional en la filtración. HE. 40X.

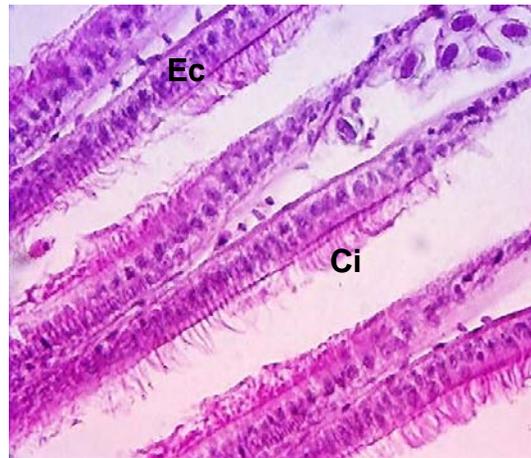


Figura 34. Detalle del epitelio que reviste el filamento branquial. Epitelio cilíndrico (Ec), Cilios (Ci). HE. 40X.

Sistema reproductor

Los mejillones del género *Perna* son organismos dióicos; es decir, tienen sexos separados; así, el sistema reproductivo está constituido por las gónadas femeninas u ovarios y masculinas o testículos.

Ovarios

Están formados por numerosos folículos ováricos que ocupan gran parte del manto y en sí estos folículos están constituidos por lamelas ovíferas rodeadas por tejido conjuntivo denso, propio del manto, y constituyen espacios que internamente están revestidos por un epitelio germinativo que da origen a la serie de ovocitos, cuyo desarrollo representan los diferentes estadios de maduración del ovario y también se encuentran células foliculares (Figura 35).



Figura 35. Sección del manto y formación de folículos (Fg), epitelio germinativo (Eg), ovocitos en estadios de desarrollo (Ov), manto con abundantes reserva nutricional (Tc).HE.40X.

Desarrollo del ovario

Macroscópicamente, el ovario, a medida que van desarrollándose los ovocitos, el manto cambia de color blanco a naranja brillante (Figuras 36 y 37). Microscópicamente, se distinguen diferentes estadios:

Estadio indiferenciado

Se caracteriza por la ausencia o escasa presencia de folículos (Figura 38).



Figura 36. *P. viridis* mostrando el ovario color naranja brillante voluminoso indicando su madurez.



Figura 37. *P. viridis* indicando que ha desovado. Una porción color naranja brillante y el resto del manto pálido.

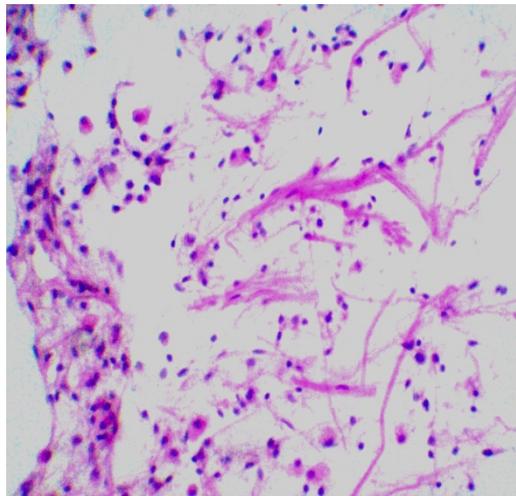


Figura 38. Fotomicrografía de *Perna* hembra. Estadio indiferenciado. HE.40X.

Estadio I o gametogénesis inicial

El soma es de color amarillo pálido y microscópicamente la característica más conspicua es la presencia de abundante tejido conectivo interfolicular. Los folículos ováricos presentan un tamaño relativamente reducido, en el interior se encuentran, mayormente, oogonias adheridas a la pared folicular y ovocitos I o previtelogénicos hacia la luz (Figuras 39 y 40).

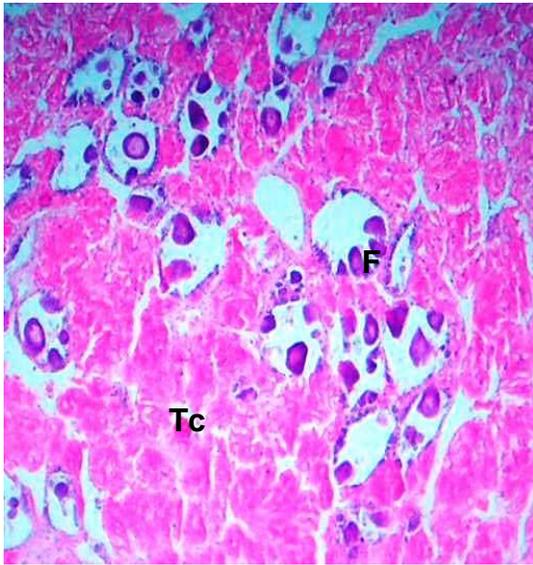


Figura 39. Estadio inicial. Abundante tejido conectivo (Tc), folículos reducidos con ovocitos adheridos a la pared folicular (F), pared folicular (Pf).HE.10X.

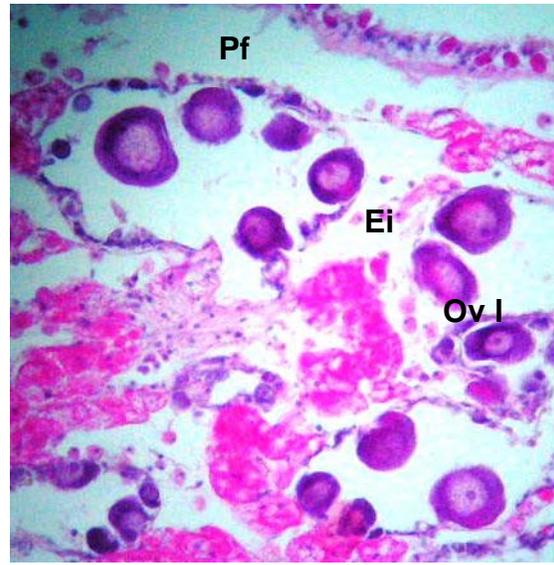


Figura 40. Detalle. Estadio de gametogénesis inicial. Pared folicular (Pf), Ovocito tipo I (Ov I), espacio interfollicular (Ei).HE.40X.

Estadio II o madurando

El color del cuerpo o manto es amarillo intenso, virando hacia naranja. Microscópicamente, el tejido conjuntivo interfollicular se ha reducido. Los folículos han incrementado su tamaño, debido a la presencia de numerosos ovocitos previtelogénicos en forma de gota y adheridos a la pared del folículo por un pedúnculo y hacia el centro del folículo ovocitos libres (Figura 41), ya que los mismos han madurado y cambiado a vitelogénicos, lo que le confiere ese color característico.

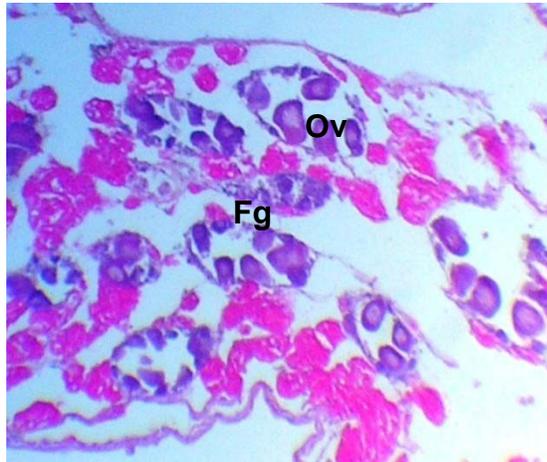


Figura 41. Estadio de gametogénesis II madurando. Folículo gonadal (Fg), Ovocitos (Ov). HE. 10X.

Estadio III o maduro

El color de toda la masa visceral es anaranjado brillante y prácticamente llena toda la concha. Microscópicamente, el tejido conjuntivo del manto prácticamente es reemplazado por folículos redondeados de gran tamaño llenos de ovocitos, de tal manera, que el tejido interfollicular es casi inexistente, debido a que los folículos han aumentado de tamaño y dentro de él se encuentran, por lo general, el mayor número de ovocitos vitelogénicos, en su mayoría libres en el lumen y otros adheridos a las paredes del folículo mediante un fino pedúnculo (Figuras 42, 43 y 44).

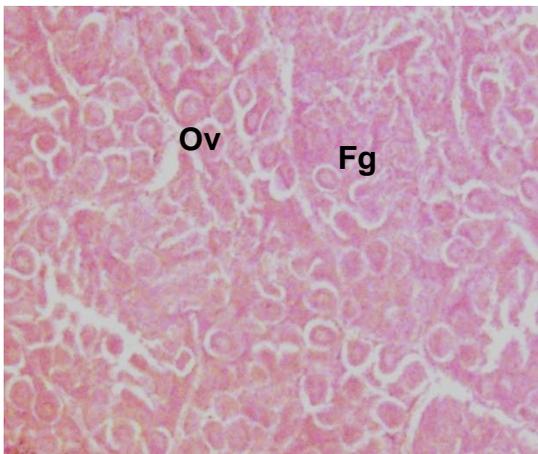


Figura 42. Estadio de madurez. Folículos gonadales (Fg), que contienen ovocitos en su mayoría

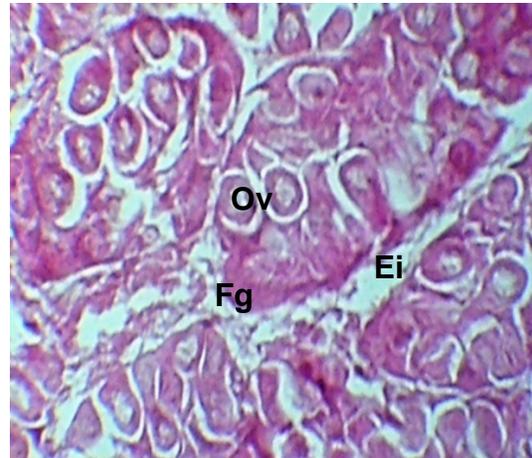


Figura 43. Estadio de madurez. Espacio entre folículos reducido (Ei), Ovocitos (Ov), folículos gonadales (Fg). HE. 40X.

maduros (Ov).HE.40X.

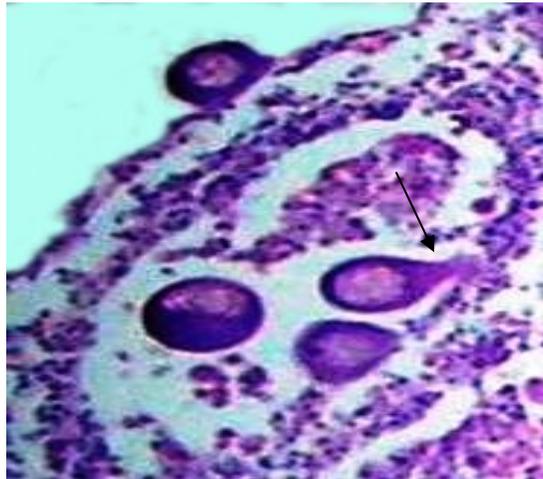


Figura 44. Detalle de gametogénesis III. Ovocito adherido por el pedúnculo a la pared folicular (flecha). HE.40X.

Estadio IV o desovado

La pared de la masa visceral se vuelve más flácida, el color está entre pálido con algunos restos de color naranja. Microscópicamente, se observan folículos se muestran parcialmente vacíos y contienen pocos ovocitos maduros, una característica resaltante es que la pared del folículo está, en la mayoría de estos, rota (Figura 45). Algunas secciones del manto se encuentran recuperándose con tejido conjuntivo.

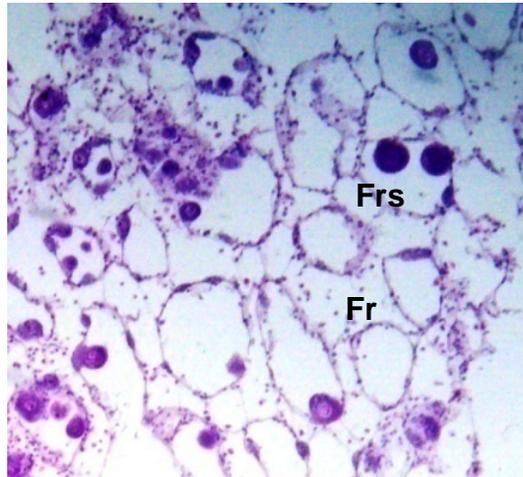


Figura 45. Estadio de desove. Folículo roto (Fr), folículo en restauración (Frs).HE.10X.

Estadio V o post-desove

El carácter principal es la gran cantidad de tejido conjuntivo en ejemplares de mayor tamaño y reducción significativa del tamaño del folículo, en cuyo interior se observan restos de ovocitos en estado regresivo (Figura 46).

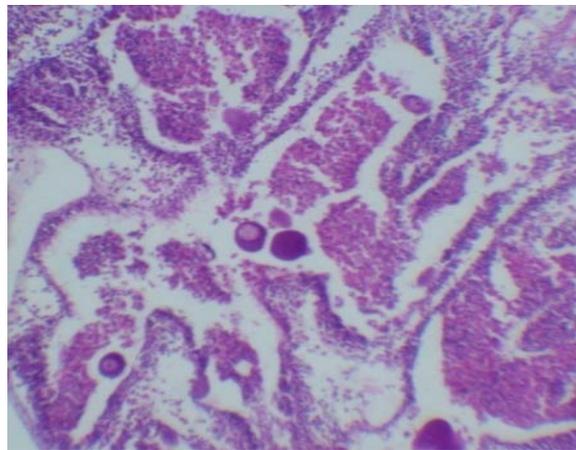


Figura 46. Estadio de post-desove.HE.10X.

Desarrollo del ovocito-oogonias

Aparecen como células que nacen de la pared del folículo, en donde se encuentra el epitelio germinal. Estas células, muy basófilas, presentan núcleo muy grande, nucléolo

muy conspicuo y escaso citoplasma; sin presencia de vitelo miden $4,0\pm 1,5 \mu\text{m}$ (Figura 47).

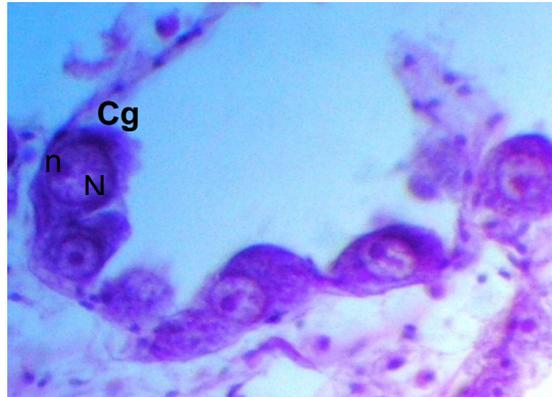


Figura 47. Células germinativas u oogonia adheridas a la pared del folículo (Cg), Núcleo (N), Nucléolo (n). HE. 40X.

Ovocitos previtelogénicos

Células germinativas de gran tamaño adosadas a la pared del folículo, se distingue un núcleo y nucléolo (Figura 48).

Ovocito vitelogénico

Célula germinal de gran tamaño que se encuentra en la periferia del folículo adherido a la pared interior folicular (Figura 48).

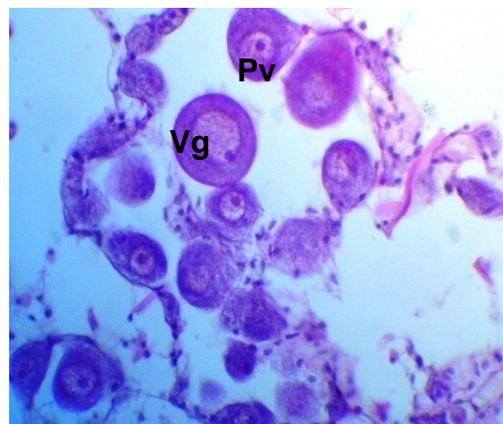


Figura 48. Ovocitos previtelogénicos (Pv), vitelogénicos (Vg). HE. 40X..

Ovocitos inmaduros

Se encuentran en diferentes tamaños y son más alargadas que las oogonias, núcleos ovalados y de gran tamaño dentro de la pared del acino (Figura 49).

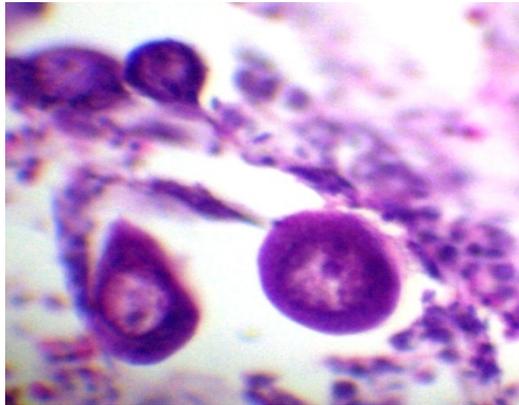


Figura 49 Ovocitos inmaduros.HE.40X.

Ovocito maduro

Células de gran tamaño, núcleo grande y excéntrico, citoplasma escaso y eosinófilo. (Figura 50).



Figura 50. Ovocito maduro. Citoplasma (C), Núcleo (N), Nucléolo (n).HE.40X.

Desarrollo del testículo

Macroscópicamente, el tejido gonadal adquiere un color beige claro (Figura 51).



Figura 51. Observación macroscópica del tejido gonadal. Estadio indiferenciado caracterizado por la ausencia de tejido gametogénico (

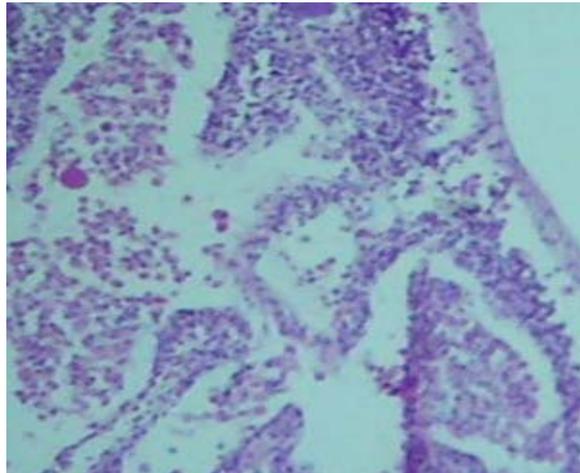


Figura 52. Estadio indiferenciado.HE.40X.

Estadio I o gametogénesis inicial

Microscópicamente, el tejido conjuntivo es abundante, los folículos son de tamaño reducido, se observan espermatogonias en las paredes de éstos. Los folículos se observan un poco separados (Figuras 53 y 54).

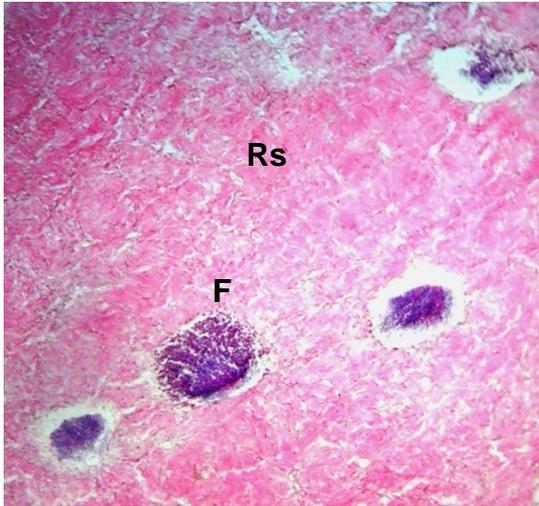


Figura 53. Folículos llenos de espermatogonias (Fg), manto lleno de reserva (Rs).HE.40X.

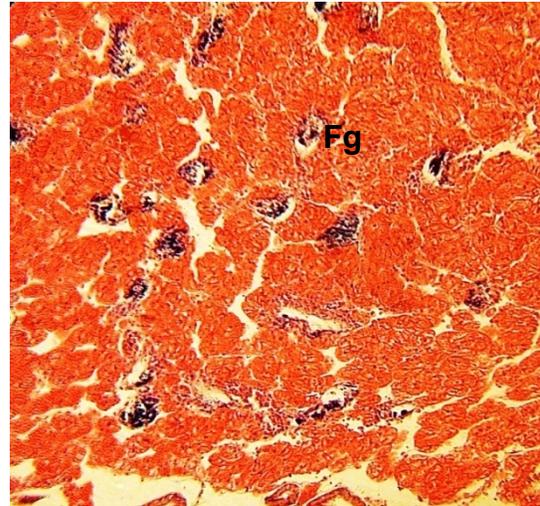


Figura 54. Estroma del manto con abundante reservas.HE.10X.

Estadio II o gametogénesis avanzada

Macrocópicamente, la gónada adquiere un color blanco crema, la gónada ocupa la mayor parte del manto y aumenta de tamaño. Los folículos están más desarrollados, existiendo aun espacio entre ellos. (Figuras 55 y 56).

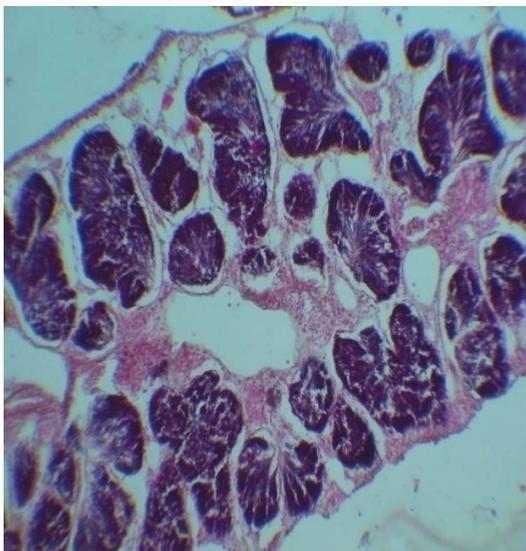


Figura 55. Folículos con espermatidas en desarrollo, el manto casi ha



Figura 56. Intensa actividad de las

consumido sus reservas.HE.40X.

espermatogonias.HE.40X.

Estadio III o período de madurez

Macroscópicamente, se observa la diferencia de color en comparación con las hembras. Las gónadas alcanza su máximo desarrollo e invaden en su totalidad la glándula digestiva. El tejido conjuntivo ha sido reemplazado por folículos llenos de gametos, se observan los espermatozoides desorganizados y libres en el lumen (Figuras 57 y 58).

Post desove

Se observan folículos completamente vacíos y otros que contienen aún células sexuales maduras; en algunos casos con abundante tejido de reserva (Figuras 59 y 60).

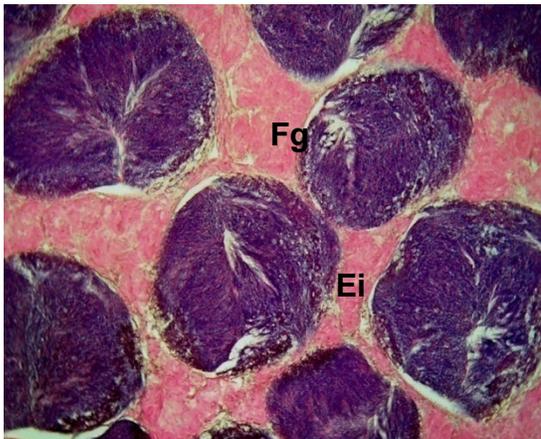


Figura 57. Folículos completamente llenos de espermátidas (Fg), se ha reducido el espacio interfolicular (Ei), alcanzando su máximo diámetro.HE.40X.



Figura 58. Folículos llenos de espermatozoides (Fg).HE.40X.

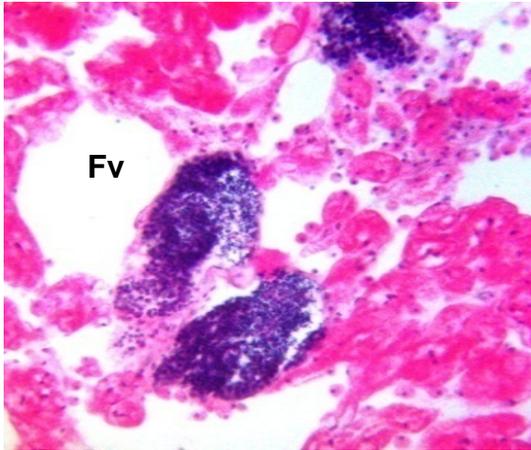


Figura 59. Folículo vacío (Fv), el manto casi ha consumido sus reservas. HE. 40X.

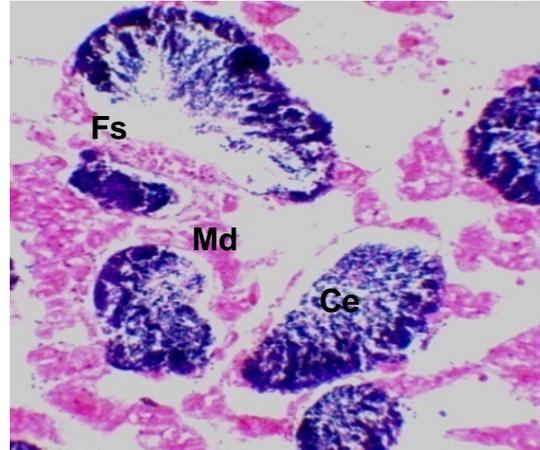


Figura 60. Folículos semivacíos o desovados con restos de espermatidas, espermatocitos y espermatozoide (Fs), manto también depletado (Md), Conductos espermáticos llenos de espermatozoide (Ce). HE. 40X.

DISCUSIÓN

Ambas especies de mejillones, motivo de este estudio, son especies exóticas, *P. perna* se encuentra en las costas de Venezuela desde hace más de cien años (Soot-Ryen, 1955; Beauperthuy, 1967). Por su parte, *P. viridis* ha sido introducida accidentalmente hace más de veinte años (Segnini, 2003). Ambas especies han colonizado las costas orientales de Venezuela: golfo de Paria, la costa norte del estado Sucre y las tres islas del estado Nueva Esparta.

Estos mejillones, habitantes comunes de las zonas inter-mareal y sub-litoral, ostentan un importante valor comercial en el mercado de alimentos, constituyendo una valiosa fuente de trabajo para los pescadores del estado Sucre (Acosta, 2009).

Los órganos internos de todos los moluscos están cubiertos por un pliegue suave y carnoso de tejido, llamado manto o *pallium* (del latín, capa o manta) (Field, 1992). El estudio histológico del manto de ambas especies, determinó que es relativamente simple. Este órgano se compone de una hoja de tejido conjuntivo que contiene músculos, vasos sanguíneos y nervios, recubierta por ambos lados por un epitelio unicelular, coincidiendo con otras observaciones realizadas en especies de la misma familia (Field, 1992).

Muchas células de la hemolinfa invaden y pasan a lo largo de todo el espesor del manto, infiltrándose en los espacios (senos) del tejido conectivo y se congregan cerca del epitelio en la superficie externa del manto. La presencia de glándulas del periostraco, ubicadas en el manto cerca del borde, da origen a la formación de la concha o valvas y a la secreción del ligamento o biso (Field, 1992). El manto tiene un papel importante en varias otras funciones, percibe estímulos sensoriales y los transporta al sistema nervioso y ayuda en el desprendimiento y la dispersión de los huevos durante el desove (Cannuel y cols., 2009).

El manto también participa en la respiración, por facilitar el intercambio directo de gases entre la superficie de los tejidos del mejillón y el agua circundante. Juega un

papel preponderante al almacenar glucógeno y lípoproteínas para sostener el desarrollo de los gametos; al respecto Gimeno y cols. (1997), en *Mytilus galloprovinciales*, determinaron que las células vesiculares almacenan especialmente, glucógeno, en tanto, que, las células adipogranulares contienen glucógeno no hidrosoluble, mucosustancias neutras, glucolípidos y glocuproteínas. Estas sustancias, altamente energéticas, son destinadas a la reproducción (Ruiz y cols., 2007). Los mejillones son más apetecibles cuando las gónadas están próximas al desove, debido a que el manto revela la condición de estar “gorditos”; luego del desove, este molusco queda “muy flaco” y es poco consumido. Esta misma situación fue observada por Acosta y cols. (2010). Sustancias tóxicas como aceites y derivados del petróleo se acumulan en los tejidos del manto, alterando el ciclo reproductivo, crecimiento y la condición de estos organismos (OEI-Organización Mundial de Sanidad, 2006; Einsporn, 2007). El manto segrega grandes cantidades de mucosidad, la cual cumple una función de defensa al evitar el ataque de patógenos como bacterias y virus, y de excreción al descartar las células de la hemolinfa cargadas con productos de desechos (Beninger y cols., 1990; Norton y Jones, 1992).

El sistema digestivo de los moluscos bivalvos no presenta diferencias estructurales significativas. Está constituido por cuatro regiones funcionales distintas: esófago, encargado de conducir el alimento hacia el estómago, en donde recibe un primer baño de enzimas digestivas; luego, el alimento es conducido hacia la glándula digestiva en donde es digerido y absorbido parte del alimento para luego ser depositado en las células de reserva del manto y, finalmente, llega al divertículo intestinal para terminar en el recto de donde es expulsado (Laxton, 1967; Holopainen y López, 1989; Field, 1992).

El principal tejido de revestimiento del sistema digestivo es el epitelial, que se caracteriza por presentar un epitelio cilíndrico ciliado. El estómago presenta dos regiones el trifosol y el estilo cristalino. La parte anterior está revestida por un epitelio cilíndrico, mientras que la segunda sección carece de cilios. Esta misma característica la presenta la mayoría de bivalvos filtradores (Laxton, 1967).

Las diferentes características que presenta la glándula digestiva se debe a que las células cambian de apariencia de acuerdo a la fase de actividad alimentaria cuando

está en digestión propiamente dicha o cuando está en estado de completa reserva o de reposo. Igualmente, cambia de acuerdo al estadio de maduración gonadal al ser este el principal órgano de reserva de lípidos, que luego, son utilizados para el proceso reproductivo (González y Sarasquete, 1990; Ruiz y cols., 2007).

Las branquias o ctenidios tipo filibranquias están estructuralmente constituidas para realizar la función de respiración y, al mismo tiempo, filtrar el agua atrapando las partículas de fitoplancton y bacterias que sirven de alimento a los mejillones, organismos filtradores por excelencia (Urbano y cols., 2005; Acosta, 2009). Mediante el movimiento en sí de los filamentos, pero más especialmente de los cilios laterales, hacen circular el agua, la cual atraviesa los espacios interfilamentos quedando allí las partículas alimenticias retenidas por los cilios frontales (Le Pennec y cols., 1988).

Según Le Pennec y cols. (1988), el eje o axis de los filamentos branquiales de los ctenidios tipo filibranquia, como los de *Perna* spp., están constituidos por tejido fibroso, lo que le confiere resistencia para la función de filtración del alimento. El tejido epitelial que reviste a los filamentos es general para todos los moluscos (Ciocco, 1992; Field, 1992).

Debido a la función y constitución histológica de las branquias, éstas son muy sensibles a concentraciones de sulfato de cadmio > de 400 ppm, y a otros compuestos que contengan plomo o sustancias organofosfatadas (Beninger y cols., 1996). Esta característica le confiere a los moluscos bivalvos, en general, y particularmente a los mejillones, el calificativo de ser excelentes indicadores de contaminación tóxica (Baqueiro y cols., 2007).

Cada ctenidium es una hoja de filamentos doblados en forma de W. Los filamentos están conectados entre sí lateralmente por penachos de cilios, y la conexión V-V está constituida por tejido conectivo (Cannuel y cols., 2009).

Perna viridis prefiere aguas tropicales, mientras que, *Perna perna* es más subtropical siendo, el alimento (energía), el principal factor que influye sobre el desarrollo de los

gametos, y la temperatura regula el proceso reproductivo, una vez satisfecho los requerimientos energéticos, seguido de la salinidad, debido a que ambas especies se reproducen en aguas de salinidad 35 ups (Acosta y cols., 2010).

Los mejillones son organismos dioicos; sin embargo, la diferenciación sexual puede ser observada en organismos de tallas superiores a 40 mm, y mediante la coloración de las gónadas, tal como se indica en el presente trabajo. Las etapas de maduración de los ovarios aquí descritas se corresponden a las señaldas por Lowe y cols. (1982) y por Field (1992).

La maduración de ambos sexos es más o menos sincrónica, denotado por la presencia de ambos estadios de maduración presentes en muestras capturadas en la misma fecha; esta misma observación es señalada por Suárez y cols. (2001).

La función del manto como tejido de reserva energética destinado a la reproducción, fue una vez más confirmado por las características histológicas de este tejido, el cual disminuía notoriamente a medida que el ovario y el testículo maduraban, igual situación señalan González y Sarasquete (1990) y Marcano (2004).

Sobre el desarrollo y maduración de los ovarios se han realizado muchos trabajos, el presente estudio coincide con los resultados obtenidos por dichas investigaciones en relación a las etapas de maduración. Sin embargo, se recalca que los distintos tonos de coloración que denotan los gametos se deben, principalmente, a la cantidad de sustancias nutritivas que se encuentran presentes en el manto lo cual establece la calidad ácida o básica que éstos presentan a medida que maduran (Marcano, 2004).

En relación al desarrollo de las células reproductivas, Pipe (1987) resalta la importancia de las células foliculares en el desarrollo de las células ováricas, indicando que ambas células, oogonias y ovocitos, son acompañadas por el crecimiento de las células foliculares o auxiliares.

Las observaciones realizadas en este estudio, indican que ambas especies de mejillones pertenecen a poblaciones libres de patógenos, de manera que, la estructura histológica aquí descrita de los principales órganos, constituye patrones normales útiles para la comparación de tejidos lesionados producto de la presencia de eventos patológicos, ya sea en las poblaciones nativas o de cultivo. Se ha cumplido así con el objetivo propuesto de contribuir al desarrollo del cultivo de mejillones en las costas del estado Sucre.

CONCLUSIONES

Las especies de mejillones estudiadas, *Perna perna* y *Perna viridis*, presentaron la estructura y composición histológica de los órganos muy semejantes entre sí.

El manto cumple los roles de reservorio de sustancias nutritivas para la reproducción y sirve de sostén para las branquias, intestino y gónadas. Así mismo, las características microscópicas del manto cambian en función de la edad del organismo y época del año.

La estructura histológica que presentan las branquias indica además de su función respiratoria, la de aparato filtrador muy especializado.

La boca, el esófago, el estómago y el intestino están revestidos en su totalidad por un epitelio cúbico simple con abundantes cilios. Este epitelio descansa sobre una fina capa de tejido conectivo.

El desarrollo gonádico de los ovarios abarcó 4 estadios, coincidiendo con los resultados obtenidos para otras especies del mismo género: Inicial, madurando, avanzado y desovado.

Los testículos presentaron tres estadios de maduración bien definidos: Inicial, maduro y desovado.

La anatomía de los órganos objeto de este estudio presentó como principal componente al tejido epitelial, seguido por el tejido conectivo laxo, siendo el tejido muscular muy conspicuo.

La estructura general de ambas especies sigue el mismo patrón determinado para moluscos bivalvos, especialmente, la de los moluscos lamelibranquios.

BIBLIOGRAFÍA

Acosta, V. 2009. Influencia de los factores ambientales sobre el crecimiento del mejillón marrón *Perna perna* y el mejillón verde *Perna viridis* (Bivalvia: Mytilidae) bajo un sistema de suspendido de cultivo en la Ensenada de Turpialito, Golfo de Cariaco, Venezuela. Zootec. Trop., 24(2): 177-192.

Acosta, V.; Natera, Y.; Lodeiros, C.; Freitas, L. y Vásquez, A. 2010. Componentes bioquímicos de los tejidos de *P. perna* y *P. viridis* (Lineo, 1758) (Bivalvia: Mytilidae), en relación al crecimiento en condiciones de cultivo suspendido. Latin American J. Aquatic. Res., 38(1): 37- 46.

Acosta, V.; Prieto, A. y Lodeiros, C. 2006. Índice de condición de los mejillones *Perna perna* y *Perna viridis* (Bivalvia: Mytilidae) bajo un sistema de suspendido de cultivo en la Ensenada de Turpialito, Golfo de Cariaco, Venezuela. Zootec. Trop., 24(2): 177-192.

Acuña, A. 1981. Salinity and temperature tolerances of the green and brown mussels, *Perna viridis* and *Perna perna* (Bivalvia: Mytilidae). Rev. Biol. Trop., 46: 121-125.

Agard, J.; Kishore, R. y Bayne, B. 1992. *Perna viridis* (Linnaeus, 1758). First records of the Indo-Pacific green mussel (Mollusca: Bivalvia) in the Caribbean Mar. Stud., 3:59 - 60.

Arrieche, D.; Licet, B. y Garcia, N. 2002. Índice de condición, gonádico y de rendimiento del mejillón marrón *Perna perna* (Bivalvia: mytilidae), del Morro de Guarapo, Venezuela, INCI, 27(11): 613-619.

Baqueiro E.; Borabe, L.; Goldaracena-Islas, C. y Rodríguez-Navarro, J. 2007. Los moluscos y la contaminación. Una revisión. Rev. Mexicana de Biodiversidad, 78: 1S-7S.

Beauperthuy, I. 1967. Los mitílidos de Venezuela (Mollusca:Bivalvia). Bol. Inst. Oceanogr. Vzla., 6(1):7-115.

Beninger, P.; St-Jean, S.; Poussart, Y. y Ward, J. 1993. Gill function and mucocyte distribution in *Placopecten magellanicus* and *Mytilus edulis* (Mollusca: Bivalvia): the role of mucus in particle transport. Mar. Ecol. Prog. Ser., 98: 275-282.

Burreson, E. y Ford, S. 2004. A review of recent information on the Haplosporidia. With special reference to *Haplosporidium nelsoni*. (MSX disease). Aquat Living Resour., 17: 499 -517.

Cannuel, R.; Behninger, G.; McCombi, H. y Bourdry, P. 2009. Gill development and its functional and evolutionary implications in the blue mussel *Mytilus edulis* (Bivalvia: Mytilidae). Biol. Bull., 217:173-188.

Ciocco, N. 1992. Anatomía de la "vieyra tehuelche", *Chlamys tehuelcha* (d'Orbigny, 1846). II. Organización general, branquias, pie y aparato bisal, (Bivalvia, Pectinidae). Rev. Biol. Mar. Valparaiso, 27: 17-35.

Davenport, R. 1993. Additional Records of *Perna perna* (Linnaeus, 1758). The Texas Coast, 30(1): 3-4.

Einsporn, S. 2007. Cellular localization of anthropogenic contaminants and related biological effects in the blue mussel *Mytilus edulis*. A thesis Doctor of Philosophy. International University Bremen. 147 pp.

Field, J. 1992. Biology and economic value of the sea mussel (*Mytilus edulis*). Bulletin of the United States Bureau of Fisheries, 126 -240.

Gimeno, S.; Sarasquete, M. y González, M. 1991. El glucógeno de las células de almacenamiento del mejillón *Mytilus galloprovincialis* Lamarck, 1819: demostración histoquímica. Scientia Marina, 55(2): 453-457.

González M. y Sarasquete, M. 1990. Enzimas hidrolíticas en el aparato digestivo de las almejas *Ruditapes decussatus* Linnaeus, 1758) y *Ruditapes philippinarum* (Adams & Reeve, 1850) (Pelecipoda: Veneridae). Scient. Mar., 54: 89-93.

Hicks, D. y Tunnell, J. 1995. Ecological notes and patterns of dispersal in the recently introduced mussel *Perna perna* (Linnaeus, 1758), in the Gulf of México. Amer. Malacol. Bull., 11: 203-206.

Hicks, D.; Tunnell, J. y Macmahon, R. 2001. Population dynamics of the non indigenous brown mussel *Perna perna* in the gulf de México compared to the world wide populations. Mar Ecol. Prog. Ser., 211:181-192.

Hine, P. y Thorne, T. 2000. A survey of some parasites and diseases of several species of bivalve mollusc in Northern Western Australia. Dis. Aquat. Org., 40: 67-78.

Hockley, A. 1951. On the biology of *Mytilicola intestinalis* (Steuer). J. Mar. Biol. Ass. UK., 30(2): 223-232.

Holopainen, I. y López, G. 1989. Functional anatomy and histology of the digestive tract of tract of fingernail clams (Sphaeriidae, Bivalvia). Ann. Zool. Fennici, 26: 61-72.

Howard, D.; Lewis, B. y Smith, S. 2004. Histological Techniques for Marine Bivalve Mollusks and Crustaceans. Update. Silver Spring, MD. NOAA Technical Memorandum NOS NCCOS, 5: 19-167.

Kim, Y.; Ashton, K. y Powell, E. 2006. Histological Techniques for Marine Bivalve Mollusks: Update. Silver. Spring, NOAA Technical Memorandum NOS NCCOS, 27: 76.

Laxton, J. 1967. The bivalve gut with special reference to the Amphidesmatidae. Tane, 13: 21-32.

Le Pennec, M.; Beninger, P. y Henry, A. 1988. New observations of the gills of *Placopecten magellanicus* (Mollusca: Bivalvia), and implications for nutrition II. Internal anatomy and microanatomy. Mar. Biol., 98: 229-237.

León, L. 1997. Fauna malacológica de los islotes. Caribe y Los Lobos. En Caribe y Los Lobos. Editor Ramírez Villaroel, C. Gobernación del estado Nueva Esparta, La Asunción, Venezuela.

Lima, F.; Abreu, M. y Mesquita. E. 2001. Monitoramento histopatológico de mexilhão *Perna perna* da Lagoa de Itaipu, Niterói, RJ. Arg. Brás. Méd. Vet. Zootec., **53**(2): 1-5.

Lodeiros, C.; Marín, B. y Prieto, A. 2002. Índice de condición gonádico y de rendimiento del mejillón marrón *Perna perna* (Bivalvia: Mytilidae), del Morro de Guarapo, Venezuela. Interciencia, **27**(11): 613-619.

Lowe, D.; Moore, M. y Bayne, B. 1982. Aspects of gametogenesis in the marine mussel *Mytilus edulis* L. J. Mar. Biol. Ass. UK., **62**: 133-145.

Lubet, P. 1959. Recherches sur le cycle sexual et lemission des gametes chez les Mytilides et les Pectinides (Mollusques Bivalve). Rev. Trav. Inst. Pech. Marit., **2**: 395-545.

Lubet, P. Herlin, P., Mathieu, M., Collin, F. 1976. Tissue de reserve et cycle sexuel chez les lamellibranches. Haliotis, **7**: 59-62.

Marcano, M. 2004. Histología gonadal de *Perna Linnaeus 1758* (Bivalvia: Mytilidae) del Morro de Guarapo, Costa Norte del Estado Sucre, Venezuela. Trabajo de pregrado. Departamento de Biología. Universidad de Oriente, Cumaná.

Norton, J. y Jones, G. 1992. The giant clam: An anatomical and histological atlas. Australian Centre for International Agricultural Research. Canberra, Australia. 142.

OIE-Organización Mundial de Sanidad. 2006. Disease of Molluscs in the OIE. Aquatic manual. Manual of diagnostic tests for aquatic animals. Part 2 Secc. 22. Chap. 1.2. Disponible en: http://www.oie.int/eng/Normes/fmanual/A_00036.HTM (12/07/07).

Pallard, C.; Le Roux, F. y Borrego, J. 2004. Bacterial disease in marine bivalves, a reiview of recent studies: Trends and evolution. Aquat Living Resour., **17**: 44-98.

Pipe, R. 1987. Ultrastructural and cytochemical study on interactions between nutrient storage cells and gametogénesis in the mussel *Mytilus edulis*. Mar. Biol., **96**: 519-528.

Prieto, A.; García, N. y Arriechi, D. 2001. Índice de condición gonádica y de rendimiento del mejillón marrón *Perna perna* del Morro de Guarapo, Venezuela. Trabajo de pregrado. Departamento de Biología. Universidad de Oriente, Cumaná.

Prieto, A. y Vásquez, M. 1999. Dinámica energética del crecimiento en una población de mejillón *Perna perna* en el norte del estado Sucre, Venezuela. Rev. Biol., **47**: 399-410.

Ragopal, S.; Venugepalan, G. y Jennes, H. 1998. Reproduction, growth rate and culture potential of the green mussel *Perna viridis* in backwaters, east coast of India. Acuat., 162: 187-202.

Ruiz, Y., Suárez, A. y Serrano, F. 2007. Glucógeno sintasa del tejido del manto de *Mytilus galloprovincialis* Lamarck, 1819. Bol. Inst. Esp. Oceanogr., 23:(1-4): 11-20.

Salaya, J. 1999. La pesca y cultivo de moluscos bivalvos en Venezuela, situación y tendencias a nivel de Latinoamericano y el Caribe. Taller venezolano sobre aprovechamiento y comercialización de moluscos bivalvos. Universidad de Oriente, Núcleo Nueva Esparta, Venezuela. 5-11.

Salaya, J. y Martínez, J. 1973. Estudio sobre la fijación de larvas de mejillón, en la costa oriental, estado Sucre. FAO. Fish. Rev., 385-393.

Sánchez, A.; Soler, F. y Rojas, L. 2004. Paralytic shellfish poisonings (PSP) in Margarita island, Venezuela. Rev. Biol. Trop., 52(1): 89-98.

Segnini, M. 2003. Influence of salinity on the physiological conditions in mussels, *Perna perna* and *Perna viridis* (Bivalvia: Mytilidae). Rev. Biol. Trop., 51(4): 153-158.

Siddall, S. 1980. A Clarification of the Genus *Perna* (Mytilidae). Bull. Mar. Sci., 30(4): 858-870.

Snieszko, S. 1974. The effects of environmental stress on outbreaks of infectious diseases of fish. J. Fish. Biol., 6: 197-208.

Soot-Ryen, T. 1955. A report on the family Mytilidae. Allan Hancock Pacific Expedition, 20(1): 174pp.

Sreenivasan, P. y Poovannan, P. 1989. Biology of the green mussel, *Perna viridis* (Linnaeus). Culture in Muttukadu lagoon, Madras. Indian J. Fish., 36(2): 149-155.

Stephen, D. y Shetty, H. 1981. Induction of spawning in four species of bivalves of the Indian Coastal Waters. Aquaculture, 25:153-159.

Suárez, P., Álvarez, O. y San Juan, F. 2001. Facultad de Ciencias. Universidad de Vigo, España. Aquatic, 13.

Tan, W. 1975. Egg and larval development in the green mussel, *Mytilus viridis* Linnaeus. The Veliger, 18(2): 151-155.

Tejera, E.; Oñale, I.; Núñez, M. y Lodeiros, C. 2000. Crecimiento inicial del mejillón marrón *Perna perna* y *Perna viridis* bajo condiciones de cultivo suspendido en el golfo de Cariaco, Venezuela. Bol. Centro Invest. Biol., 34(2): 143-158.

Urbano, T.; Lodeiros, C.; Núñez, M. y De Donato, M. 2005. Crecimiento y supervivencia de los mejillones *Perna perna*, *Perna viridis* y de un morfo-tipo indefinido bajo cultivo suspendido. Ciencias Marinas, 31(3): 517-528.

Vélez, A. 1971. Fluctuación mensual del índice de engorde del mejillón *Perna perna* natural y cultivado. Bol. Inst. Oceanogr. Univ. Oriente, 10(2): 3-8.

HOJA DE METADATOS

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 1/6

Título	HISTOLOGÍA DE LOS MEJILLONES <i>Perna perna</i> (LINNAEUS, 1758) Y <i>Perna viridis</i> (LINNAEUS, 1758) (MOLLUSCA, BIVALVIA, MYTILIDAE).
Subtítulo	

Autor(es)

Apellidos y Nombres	Código CVLAC / e-mail	
González, Martina N.	CVLAC	10 462 865
	e-mail	martinanore@gmail.com
	e-mail	
	CVLAC	
	e-mail	
	e-mail	
	CVLAC	
	e-mail	
	e-mail	

Palabras o frases claves:

Histología
Bivalvos
<i>Perna perna</i>
<i>Perna viridis</i>

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 2/6

Líneas y sublíneas de investigación:

Área	Sub-área
Ciencias	Bioanálisis

Resumen (abstract):

Las especies de mejillones *Perna perna* y *Perna viridis* son exóticas y su importancia económica, ecológica y biológica ha llevado a realizar el estudio morfo-histológico de los sistemas: respiratorio, digestivo y reproductor, con el fin de enriquecer la información básica de estos recursos. se analizaron 50 ejemplares de ambas especies, juveniles y adultos, recolectadas de la zona de Guaca y otras que fueron encargadas a pescadores artesanales de Cumaná, estado Sucre. Para el análisis histológico se le hicieron cortes transversales y longitudinales, a distinto nivel del individuo, utilizando la coloración hematoxilina-eosina. El manto trilobular es la primera estructura que revela la condición fisiológica del organismo, a través de las células de reserva las cuales se encuentran almacenando sustancias nutricionales requeridas para el crecimiento y reproducción, encontrándose la estroma del manto muy eosinófilo antes de la época de reproducción. El borde del manto presenta una capa de epitelio cilíndrico con algunas células que secretan mucina, al igual que las del sub-epitelio. Muy próximo al borde se localizaron las glándulas del periostraco. Los palpos y labios, están constituidos principalmente por tejido epitelial cilíndrico, en la mayoría de los casos, presentaron un epitelio ciliado muy conspicuo. El epitelio ciliado que cubre a todo el sistema digestivo fue el principal constituyente, cuya altura caracteriza el esófago, estómago y divertículo intestinal. Los mejillones son especies dioicas, así se realiza una descripción de los ovarios y testículos en diferentes estadios de madurez. Las branquias son ctenidios de tipo filibranquias. No se observaron diferencias estructurales ni histológicas entre ambas especies.

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 3/6

Contribuidores:

Apellidos y Nombres	ROL / Código CVLAC / e-mail										
Aguado, Nieves	ROL										
		CA		AS	X	TU		JU			
	CVLAC	80 854 381									
	e-mail	nievesaguado@yahoo.com									
	e-mail										
Freites, Luis	ROL										
		CA		AS		TU		JU	X		
	CVLAC	4 181 869									
	e-mail	lfreites@sucre.udo.edu.ve									
	e-mail										
Flores, F., Evelin M.	ROL										
		CA		AS		TU		JU	X		
	CVLAC	11 825 759									
	e-mail	Eve_linff@yahoo.com									
	e-mail										

Fecha de discusión y aprobación:

Año Mes Día

2011	07	11
------	----	----

Lenguaje: spa

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 5/6



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
CONSEJO UNIVERSITARIO
RECTORADO

CUN°0975

Cumaná, 04 AGO 2009

Ciudadano
Prof. JESÚS MARTÍNEZ YÉPEZ
Vicerrector Académico
Universidad de Oriente
Su Despacho

Estimado Profesor Martínez:

Cumplo en notificarle que el Consejo Universitario, en Reunión Ordinaria celebrada en Centro de Convenciones de Cantaura, los días 28 y 29 de julio de 2009, conoció el punto de agenda **"SOLICITUD DE AUTORIZACIÓN PARA PUBLICAR TODA LA PRODUCCIÓN INTELECTUAL DE LA UNIVERSIDAD DE ORIENTE EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL DE LA UDO, SEGÚN VRAC N° 696/2009"**.

Leído el oficio SIBI – 139/2009 de fecha 09-07-2009, suscrita por el Dr. Abul K. Bashirullah, Director de Bibliotecas, este Cuerpo Colegiado decidió, por unanimidad, autorizar la publicación de toda la producción intelectual de la Universidad de Oriente en el Repositorio en cuestión.

UNIVERSIDAD DE ORIENTE
SISTEMA DE BIBLIOTECA
RECIBIDO POR *[Firma]*
FECHA *5/8/09* HORA *5:30*

Comunicación que hago a usted a los fines consiguientes.

Cordialmente,

[Firma]
JUAN A. BOLANOS CUNVELO
Secretario



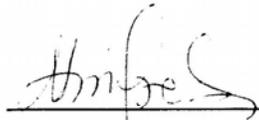
C.C: Rectora, Vicerrectora Administrativa, Decanos de los Núcleos, Coordinador General de Administración, Director de Personal, Dirección de Finanzas, Dirección de Presupuesto, Contraloría Interna, Consultoría Jurídica, Director de Bibliotecas, Dirección de Publicaciones, Dirección de Computación, Coordinación de Teleinformática, Coordinación General de Postgrado.

JABC/YGC/maruja

Apartado Correos 094 / Telfs: 4008042 - 4008044 / 8008045 Telefax: 4008043 / Cumaná - Venezuela

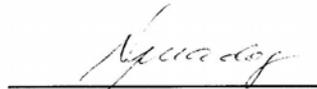
Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 6/6

Artículo 41 del REGLAMENTO DE TRABAJO DE PREGRADO (vigente a partir del II Semestre 2009, según comunicación CU-034-2009): “Los trabajos de grados son de la exclusiva propiedad de la Universidad de Oriente, y sólo podrá ser utilizados para otros fines con el consentimiento del Consejo de Núcleo respectivo, quien deberá participarlo previamente al Consejo Universitario, para su autorización”.



González, Martina

Autor



Aguado, Nieves

Asesor