

00322

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

132



FACULTAD DE CIENCIAS

Ciclo gonádico del caracol *Purpura pansa* (Gould, 1853) (Gastropoda: Prosobranchia) de la Bahía de Cuastecomate, región de Melaque, Jalisco, México.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B i ó l o g a

P R E S E N T A

Eva Muñoz Mancilla

Directora de Tesis: M. en C. María del Pilar Torres García



TESIS CON FALLA DE ORIGEN

2003

DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES



FACULTAD DE CIENCIAS SECCION ESCOLAR

A



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. EN C. ELENA DE OTEYZA DE OTEYZA

Jefa de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

Comunico a usted que hemos revisado el trabajo escrito: "Ciclo gonádico del caracol
Purpura pansa (Gould, 1853) (Gastropoda: Prosobranchia) de la Bahía de
Cuastecomate región de Melaque, Jalisco, México."

realizado por Eva Muñoz Mancilla

con número de cuenta 7219628 - 3 , quién cubrió los créditos de la carrera de: Biología.

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis Propietario M. en C. María del Pilar Torres García.
Propietario Biol. José Luis Bortolini Rosales.
Propietario Dra. Marcela Esperanza Aguilar Morales.
Suplente M en C. María Cristina González Lozano.
Suplente Biol. Ofelia Betsabee González Flores.

Mr. L. L. Torres

Marcela

M. C. González

Ofelia

FACULTAD DE CIENCIAS
U.N.A.M.

Consejo Departamental de Biología.

Juan Manuel Rodríguez Chávez
M en C Juan Manuel Rodríguez Chávez.



DEPARTAMENTO
DE BIOLOGIA.

Con cariño

**A mi Madre Francisca Esperanza Mancilla Arenas
y mis hermanos**

Martha Josefina, José Luis, Emma y Dolores

Fco. Enrique Romero Muñoz + q.e.p.d.

El corazón de la madre es la escuela del niño. H.W Beecher

Un espíritu cultivado es aquel para el que se han abierto las fuentes del conocimiento y al que se ha enseñado a ejercitar sus facultades.

J. Stuart Mill.

Gracias por despertar ese conocimiento en mi.

M en C Ma del Pilar Torres García. Mi sincero agradecimiento por el apoyo, asesoría, supervisión y colaboración para la realización de esta tesis.

Dra. Marcela Aguilar Morales. Por su valiosa asesoría, participación y tiempo, para escribir esta tesis y su valiosa amistad.

M en C. José Luis Bortolini Rosales. Por su colaboración, asesoría, supervisión y revisión de tesis, por su valiosa ayuda en la preparación de los trabajos presentados en los diversos congresos realizados en estos años.

Biol. Betsabee González Flores. Mi más sincera gratitud por su amistad, su apoyo, su colaboración, asesoría y sugerencias para la realización de este trabajo.

M en C Ma. Cristina González Lozano. Gracias por su colaboración y paciencia que tuvo durante estos años.

Biol. Maricela Vicencio Aguilar. Gracias por su asesoría en las técnicas de laboratorio.

P. de B. Oriana Castillo Sandoval, alias "Jr", Por su asesoría en la configuración de las fotografías utilizadas en diversos congresos y en esta tesis.

Biol. Victor Landa Jaime, Biol. Fernando González Guevara, M en C. Enrique Godínez Domínguez y M en C Emilio Michel Morfin. Gracias por el apoyo en las colectas y envío de las muestras desde el Centro de Estudios de la Costa. Lab. de Bentos, de la Universidad Autónoma de Guadalajara.

Dr. Jesús Daniel Rembao Bojorquez, encargado del Laboratorio de Patología en el Hospital de Neurología, agradezco el apoyo brindado en la toma de las fotografías al microscopio, además de agradecer a las Biol. Aída Guzmán, Biol. Concepción Nava y Biol. Teresa Sosa sus asesorías.

M en C Ubaldo Guzmán Villa. Centro de informática de la Fac. de Ciencias, mi agradecimiento sincero por su colaboración técnica.

PARA MIS AMIGOS.

Una amistad es:

Un favor sin recompensa
Un dar sin exigir
Una palabra que te anima
Y una crítica que te mejora.

M en C Genoveva González Morán. Sus consejos fueron siempre oportunos.

P de B Bertha López Aceves. Mi agradecimiento que por ella pude conocer a la maestra Pilar Torres y por su constante ánimo para continuar y terminar con esta tesis.

Fam. López Aceves: Mary, Mati, Lupa, Lourdes y Laura. Gracias por su entusiasmo y optimismo que fue muy valioso para lograr mis objetivos.

Lourdes Rivero Ortiz. Gracias por quitarme el stress en su momento, alentándome con tu entusiasmo a terminar la tesis.

Mónica Dafné García Granados. Con cariño y profundo agradecimiento por tu apoyo, optimismo, paciencia y disposición para salir adelante en este camino. Mil gracias por todo esto y más.

Odont. Guadalupe Luna Luna. Gracias por escuchar mis aciertos y decepciones respecto a mi trabajo.

Fam. Granados Romo. Doña Celia, Anabel, Laura, Sophia y Alejandra q.e.p.d. Porque todas con su apoyo y cariño me animaron a terminar con mi trabajo, haciéndome ver lo importante que es el tema.

Fam. Ma. Esther y Héctor Gutiérrez Granados. Agradezco su apoyo y comprensión que siempre me brindaron en todo momento que necesité.

El presente trabajo se llevó a cabo en el Laboratorio de Invertebrados del Departamento de Biología Comparada de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México, bajo la dirección de la M. en C. María del Pilar Torres García.

Este trabajo forma parte del proyecto de Coordinación Nacional del Programa para la protección y conservación del caracol *Purpura pansa* (Gould, 1853), a lo largo de la costa del Pacífico Mexicano, la cual está conformada por las universidades públicas de los nueve Estados costeros y la UNAM .

ÍNDICE

Resumen y Abstract		
1.0	Introducción	1
	Ubicación taxonómica	4
2.0	Antecedentes	5
2.1	Generalidades de la anatomía de gasterópodos	17
2.2	Morfología externa de <i>Purpura pansa</i>	19
2.3	Morfología interna de <i>Purpura pansa</i>	20
2.4	Distribución geográfica	24
2.5	Cadena trófica	25
3.0	Objetivos	26
4.0	Área de estudio	27
5.0	Material y método	29
6.0	Resultados y discusión	36
6.1	Anatomía y fisiología del aparato reproductor de <i>Purpura pansa</i>	36
6.2	Machos	36
6.3	Hembras	36
6.4	Descripción histológica de la gónada	38
	Simbología	50
7.0	Conclusiones	51
8.0	Propuestas	51
9.0	Bibliografía consultada	52

RESUMEN

En el presente trabajo, se colectaron 123 caracoles *Purpura pansa* en las costas de Coastecomate, Melaque, Jalisco, realizándose 18 colectas, correspondientes a los meses de junio de 1993 hasta enero de 1995.

De cada una de las muestras, se extrajo la gónada de las últimas espiras de la concha, se fijaron y fueron sometidas a la técnica de deshidratación e inclusión en parafina, los cortes se obtuvieron a 7 μ m de espesor. La madurez sexual se determinó por examen histológico de las gónadas y se identificaron cinco etapas de madurez gonadal, que son: etapa temprana, etapa tardía, etapa de maduración, desove parcial y desove total.

Los meses principales de reproducción para esta región son: Diciembre, Enero y Febrero.

SUMMARY

There were 123 samples of the snail *Purpura pansa* collected in the cost of Cuastecomate, Melaque, Jalisco, 18 collects correspond from june of 1993 to january of 1995.

The gonad was extracted from the last parts of the spire of the shell, the gonad was fixed and set into the technic of dehydrated, emebeded in paraffin and the cuts were done to 7 μ m of thickness, the sexual maturity was determined by gonadal histological test. Development was descripted in five stages of maturity were identified. Early, late and slow maturity stages also partially consumed , and totaly consumed staged. The principal months of reproduction in this region were December, January and February.

7

1.0 INTRODUCCIÓN

México es considerado un país rico en recursos naturales, por la gran diversidad de vegetales y animales que posee, dentro de esta gran gama, se encuentran los moluscos que están adaptados a diferentes ecosistemas como los terrestres, dulceacuícolas y marinos. Entre los marinos, existen especies altamente explotables que pertenecen a la clase Gastropoda, en donde se encuentran los caracoles de mayor diversidad, debido a que han experimentado una extraordinaria radiación adaptativa (Volke, 1993). Este grupo consiste de aproximadamente 20,000 especies (Boss, 1971) agrupado en más o menos 4,500 géneros (Peel, 1987; Hickman, 1988). En épocas anteriores, los gasterópodos fueron incorporados para su aprovechamiento en el comercio, la industria textil, farmacéutica y en aspectos culturales tradicionales de algunas sociedades.

La clase Gastropoda forma parte del Phylum Mollusca y está dividida en tres Subclases: *Prosobranchia*, *Opisthobranchia* y *Pulmonata* (Volke, 1993). En la Subclase *Prosobranchia* se ubican los caracoles tintóreos dentro de las familias Muricidae y Thaididae, siendo los principales géneros: *Murex* (Figura 1), *Thais* (Figura 2) y *Purpura* (Figura 3) (Born, 1937; Clench, 1947), abundando las especies que lo producen en este último género. En la costa atlántica de África, las especie más comunes son *Purpura haemastoma* y *Murex cornutus*; en el Mediterráneo, *M. brandaris* y *M. trucus* y de la forma intermedia de ambos *M. erinaceus*; en el mar del Norte en Bretaña, *P. lapillus*; en la costa atlántica de América central, *P. patula* y en la costa del Pacífico de América, *P. pansa* (Born, 1937).

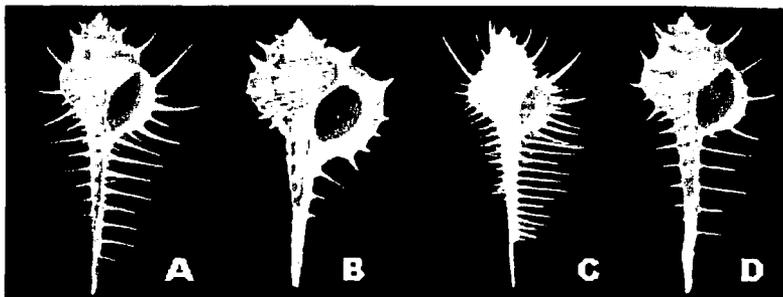


Figura 1.- Ejemplares del género *Murex*. **A**, *Murex poppei*, oeste y norte de Australia; **B**, *Murex elenensis*, oeste de América Central; **C**, *Murex pecten*, Indopacífico; **D**, *Murex acanthostephes*, oeste y norte de Australia. (Tomado de Wye, 2000).



Figura 2.- Ejemplares del género *Thais*. **A**, *Thais tuberosa*, Pacífico suroeste; **B**, *Thais kiosquiformis*, oeste de América Central; **C**, *Thais melones*, América Central e Islas Galápagos; **D**, *Thais rugosa*, India y sureste de Asia. (Tomado de Wye, 2000).

Todos ellos se caracterizan por la presencia de una glándula hipobranquial en la cavidad paleal, la cual produce una sustancia lechosa foto-oxidante, que es utilizada por el organismo para protección, ya que al secretarla despiden un olor similar al ajo, evitando así posibles ataques de sus depredadores. Algunas civilizaciones a lo largo de su historia, han dado distintos valores a estos géneros, en particular a *Murex* y *Purpura* debido a la pureza del color del tinte que sintetizan. El uso de éste ha tenido trascendencia desde la antigüedad en las culturas del Mediterráneo, del Oriente y del continente Americano, las cuales le han conferido al tinte atribuciones de poder religioso, poder social, fertilidad,

poder económico, que integran lo que se denomina "La cultura del caracol" (Turok *et al.*, 1988).

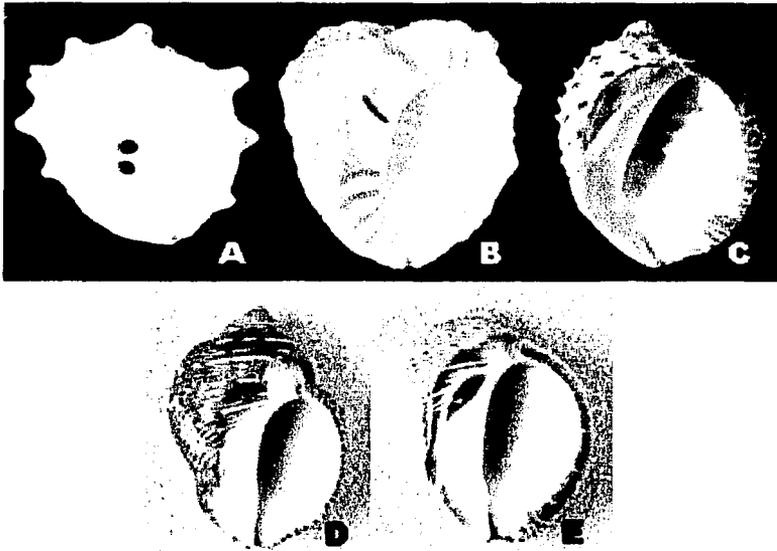


Figura 3.- Ejemplares del género *Purpura*. A, *Purpura nodosa*, oeste de África y Brasil; B, *Purpura planospira* oeste de América Central e Islas Galápagos; C, *Purpura patula*, Florida e Indias Occidentales; D, *Purpura panama*, Indias el este; E, *Purpura persica*; Pacífico suroeste. (Tomado de Wye, 2000).

Es sabido que los tintes naturales han formado parte de la historia e identidad de diferentes culturas, así, los pueblos Cretence, Minoico y Fenicio, fueron los primeros en teñir sus telas con caracoles marinos, practicaban la tinción de la lana con los géneros *Murex* y *Purpura* (Turok *et al.*, 1988). En la zona de Palikastro y en la costa de Turquía en el puerto de Aperlae, se han descubierto restos de talleres en donde se obtenía el tinte en grandes cantidades, ya que se encontraron trozos de conchas de las especies *Murex brandaris* y *Purpura haemastoma*, que evidencian su explotación (Holfelder, 1998).

El tinte también se conocía en la costa Atlántica de Maghreb (Marruecos) y se aprovechaba de las pesquerías de murícidos, en las Islas Canarias en el año 40 a. C. Los

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

moluscos eran utilizados para la tinción de prendas como la vestimenta de los emperadores romanos, posteriormente la nobleza europea incorpora este recurso en la industria del vestido.

En ocasiones consumían el cuerpo del animal como afrodisíaco y también lo utilizaban como amuleto para la fertilidad, poniendo la concha del caracol en el ombligo de la mujer. Se ha registrado que en los entierros más antiguos de China, se utilizaban vestimentas púrpuras y durante el Siglo X de nuestra era, se tenía que solicitar un permiso especial para poder teñir de rojo o púrpura, cuyo color estaba reservado a las vestimentas de la familia real (Turok *et al.*, 1988).

En América también existen testimonios sobre el aprovechamiento de este recurso, tal es el caso, como lo explica Thomas Gage (1637), que la industria del caracol *Purpura* en Nicoya (hoy Costa Rica), se conformó como un centro de acopio, explotación y exportación del tinte y sus derivados; éstos se transportaban a Panamá y de ahí a Europa. Los principales mercados se ubicaban en las provincias de Nicaragua y Guatemala, donde el hilo teñido era tejido en bufandas y otros artículos de vestir (Gerhard, 1962 en Turok *et al.*, 1988).

Ubicación Taxonómica

Phylum:	Mollusca	Cuvier, 1797
Clase:	Gastropoda	Cuvier, 1797
Subclase:	Prosobranchia	Thiele, 1929 Wenz, 1938
Orden:	Neogastropoda	Graham, 1941 Ponder, 1973
Superfamilia:	Muricea	Sorensen, 1943
Familia:	Thaididae	ICZN 1969
Subfamilia:	Thaidinae	Jousseau, 1888
Género:	<i>Purpura</i>	Brugiere, 1789
Especie:	<i>P. pansa</i>	Gould, 1853

La clasificación es de acuerdo con Keen y Abott

**Para ser un verdadero investigador de la verdad, es necesario,
al menos una vez en la vida, poner en duda todas las cosas.
Descartes**

2.0 ANTECEDENTES

Son pocos los estudios que se han realizado sobre *Purpura pansa* respecto a su biología, sin embargo, están relacionados con una gran variedad de temas y aspectos sobre la química del tinte, ecológicos, morfológicos, anatómicos, de alimentación, pero ante todo, los estudios que más se han hecho son los de tipo étnico por la utilización del tinte.

Los cambios en los diferentes niveles de marea durante los ciclos diarios, el tipo de sustrato, la alternancia del foto-periodo, el tipo de alimentación, entre otros, son factores que han permitido que *Purpura* sp. presente adaptaciones anatómicas características como son: una concha delgada con un labio grueso, una rádula prominente para así, poder alimentarse de un variado número de especies, ya que son depredadores carnívoros que se alimentan de otros moluscos, tanto herbívoros como carnívoros que habitan en el mismo sitio. (Cooke;1915; Wilkins, 1934).

Moore en 1936, hace un estudio referente a la coloración de la concha con respecto al hábitat y el alimento que consume *Purpura pansa*, concluyendo que la coloración es debido a la dieta del caracol.

Born en 1937, hace un trabajo sobre la utilización de la coloración del tinte en varias especies de moluscos, recopilando datos de épocas que abarcan desde los Fenicios a la actualidad, resalta que los indígenas del Continente Americano conocían la técnica de tinción con el caracol, mucho antes de la llegada de los españoles.

Clench en 1947, presenta el famoso lienzo de Chiptic, considerado uno de los vestigios arqueológicos de mayor antigüedad, en cuya confección se utilizó el tinte

púrpura, en su artículo "Chiptic Cave Textiles from Chiapas, México", publicado por la Journal de la Société des Americanistes, Nouvelle.

Nutall en 1971, realizó la interpretación e introducción del Códice Mixteco llamado Zouche, que data de la época de 1468 a 1519 d. C., actualmente es nombrado Códice Nutall, en reconocimiento a ella por su labor de interpretación. Este Códice incluye 103 pictografías de indumentarias femeninas y masculinas, así como 25 casos de personajes cuyo rostro y cuerpo están teñidos con el tinte de *Purpura pansa*.

En su libro "Una Curiosa Supervivencia del Caracol *Purpura* en Oaxaca", Nutall observó que las vestimentas de las indias zapotecas estaban teñidas con el tinte de este mismo caracol y trató de establecer un paralelismo cultural de la tradición del teñido entre Europa y América. Pero con el descubrimiento del lienzo de Chiptic, se desechó esta teoría, ya que éste data alrededor del año 1500 d. C., 21 años antes de la invasión española en América, con él se puede comprobar que el conocimiento del caracol tintoreo surgió independientemente del uso europeo, ya que en dicho lienzo la mayor parte de sus fragmentos fueron decorados con el tinte del caracol *P. pansa* y parece ser que éste, fue aplicado a la tela terminada, es decir, no fueron teñidos previamente al tejido. Por último, describe la abundancia de las vestimentas usadas, teñidas con *Purpura* en la región de Oaxaca, así como la técnica con que teñían las madejas, la procedencia y comercio que ahí se realizaba.

González y Flores en 1972, hacen algunas observaciones sobre la anatomía de la concha de *Purpura patula* y algunas otras especies de la fauna malacológica de las costas de Venezuela.

Yoshioka en 1974, expone la gran variedad de especies tintoreas marinas y la utilización que los grupos indígenas han teñido con ellas, dándoles un significado dogmático. En este trabajo incluye a los caracoles productores de tinte en México. Menciona también, que Friedlander en 1909, descubre la composición química del tinte púrpura, asumiendo inicialmente que debía ser idéntico al rojo tioíndigo, sin embargo este

tinte corresponde al producido por *Murex brandaris* de donde se obtuvo solamente 1.4 g de tinte puro triturando 12,000 ejemplares, reportándolo como 6'6 dibromoíndigo.

Wigham en 1975, trata de establecer que hay una relación entre la temperatura, el suplemento alimenticio y los contaminantes en la formación de la concha, concluyendo que el oleaje promueve los mecanismos fisiológicos para la formación de ésta, siendo una adaptación importante ante el medio ambiente.

Garrity y Levings en 1981, reportan la función defensiva y alimenticia del tinte, así como los factores que determinan la distribución y actividad de *Purpura pansa* durante la marea baja y sus relaciones alimenticias con *Nerita*, además de abordar algunos aspectos poblacionales como densidad y distribución de tallas.

Wellintong y Kuris en 1983, comparan la anatomía de la concha de *Purpura pansa* con *Purpura collumelaris*, determinando que la concha secretada por *P. pansa* es más delgada, teniendo una mejor adaptación a la acción del oleaje. La presencia de una abertura ancha le da al caracol, una mejor adhesión al sustrato. Las actividades de reproducción se presentan durante la marea baja, permitiéndole la subsistencia y la adaptación a ese medio.

Levings y Garrity (1983), realizan un estudio sobre los patrones de movimiento durante la alimentación en una comunidad de *Nerita* en una estructura rocosa de las costas de Panamá.

Garrity en 1984, determina el estrés físico al que están sometidos 10 ejemplares *Purpura pansa*, bajo condiciones de humedad de rocío, sumergencia y emergencia.

Villalpando en 1986, determina la fauna malacológica de la costa rocosa en Acapulco, Guerrero, identificando 86 especies, entre ellas se encuentra *Purpura pansa* y da una distribución diferencial, según el nivel de profundidad o zonación vertical.

Hernández y Acevedo en 1987, determinan la población, distribución y etnobiología ligada con la cultura del caracol dentro del grupo mixteco, en torno del caracol *Purpura pansa* de las costas de Oaxaca.

Castillo y García Cubas en 1987, llevaron a cabo un estudio con base en las características anatómicas y conquiológicas estructurales de la rádula, comparando a *Purpura pansa* y las denominadas *Plicopurpura patula* y *Plicopurpura collumellaris* propuestas por Kool en 1988 dentro del género *Plicopurpura* (Cossmann, 1903). Ajustándose todas estas especies a un patrón morfológico afín en la estructura adaptativa de la concha, la rádula y el tracto digestivo. Sin embargo, una diferencia que se manifiesta entre ellas, es la forma de conexión del ciego esofágico y la glándula de Leiblein. En relación con *Plicopurpura columellaris* y *Plicopurpura patula*, según los caracteres conquiológicos, radulares y anatómicos, *Purpura pansa* tiene diferencias interespecíficas, sin embargo, las tres conservan un patrón común que indudablemente las identifica en una sola unidad taxonómica; de *P. pansa* se destaca la presencia de una hendidura denominada zoc, motivo por el cual, se propone considerar la *combinatio nova* de *Plicopurpura pansa* y que la designación de *Purpura pansa* permanezca como sinónimo.

Específicamente en México, en la costa rocosa del Océano Pacífico, desde Baja California hasta Chiapas se encuentra distribuido *Purpura pansa*, que se destaca por ser la más explotada por la cantidad de tinte que se extrae de ella. La principal región donde se ha practicado la costumbre del aprovechamiento del tinte, es el estado de Oaxaca, que se caracteriza por tener varios grupos étnicos, como los chontales, huaves, mixtecos y zapotecos, que a través de su historia, manifiestan dentro de sus tradiciones el uso de los caracoles, en especial los mixtecos, los cuales, siguen practicando esta tradición hasta nuestros días en las poblaciones de Pinotepa de Don Luis y el Distrito de Jamiltepec (Figura 4). De *Purpura*, se ha extraído la mayor cantidad de tinte púrpuro en el país, principalmente en el estado de Oaxaca.

En 1988, en su libro "El caracol púrpura. Una tradición milenaria en Oaxaca", analizan de manera multidisciplinaria el recurso, abordando aspectos culturales, etnobiológicos, biológicos y socioeconómicos de *P. pansa*. (Turok , et al., 1988).



Figura 4.- Técnica de ordeña de *Purpura pansa* en la zona de Huatulco, Oaxaca , México. **A,** Extracción de los organismos de las grietas de la zona de intermarea; **B,** Ordeña del caracol y tinción de la madeja de hilo; **C,** Vestimenta típica de la zona fabricado con telar de cintura.

El molusco tiene un ciclo reproductivo promedio de seis meses, variando en cada uno de los estados del Pacífico Mexicano como Sinaloa, (González, 1997; Enciso et al., 1998); Nayarit, (Quiroz, 1992); Michoacán, (Álvarez, 1989); Oaxaca, (Hernández y Acevedo, 1987; Turok et al., 1988) y Jalisco (León et al., 1990).

En 1981, una compañía extranjera llamada "Purpura Imperial", inicia de manera ilegal el uso del tinte en las costas de Oaxaca, regularizando su situación hasta diciembre de 1983. Inicialmente la compañía importaba hilo de seda del Japón, el cual daba a teñir a pescadores de la costa de Oaxaca y posteriormente enviarlo a su lugar de origen para la elaboración de kimonos. A finales de 1984, además de teñir las madejas de seda compraban el tinte líquido, disminuyendo el esfuerzo y aumentando la incidencia de ordeña sobre las poblaciones de caracol. Simultáneamente, extienden estas actividades a los estados de Guerrero, Michoacán, Colima y Jalisco, los pescadores-teñidores que iniciaron sus actividades a partir de un contrato, explotaban el recurso sin suspender sus

trabajos en ninguna época del año, hasta la casi extinción del recurso en las costas de Oaxaca, mientras que los mixtecos, respetaban el periodo reproductivo de la especie, ordeñándolo solo en los meses mayo a agosto, dejándolo en recuperación de septiembre a abril (Turok *et al.*, 1988).

El 30 de marzo de 1988, se establece un acuerdo intersecretarial firmado por los, titulares de las Secretarías de Pesca, Educación Pública y Desarrollo Urbano y Ecología, con el que se regula el desarrollo, conservación y aprovechamiento del caracol *Purpura pansa*, a favor de los grupos étnicos que tradicionalmente lo han explotado sin molestar al recurso, conservándolo hasta nuestros días. Los artículos de dicho acuerdo son los siguientes:

- ✓ **PRIMERO.** Por causa de interés público se establece la regulación para la conservación, el fomento y aprovechamiento del caracol *Purpura pansa* en las costas de Baja California Sur, Sonora, Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas;
- ✓ **SEGUNDO.** Se prohíbe la colecta, retención y traslado de los especímenes fuera de su área de distribución natural, así como la obtención de tinte a partir de técnicas que impliquen la muerte del molusco. Igualmente se prohíbe la comercialización de los organismos enteros o en partes;
- ✓ **TERCERO.** El aprovechamiento del tinte sólo podrá ser efectuado por los miembros de las comunidades indígenas ribereñas y por quienes históricas y tradicionalmente han hecho uso de él, según sus distintas y particulares prácticas, costumbres y valores. Dicho aprovechamiento requerirá de permiso específico por parte de la Secretaría de Pesca, el que se otorgará mediante el sistema de permiso credencial; Los permisionarios rendirán un informe mensual de explotación, el cual consignará las zonas explotadas, la cantidad de días de trabajo y de madejas teñidas; ese último dato expresado en kilogramos;
- ✓ **CUARTO.** La obtención y aprovechamiento del tinte se sujetará al procedimiento que se detalla a continuación: a) La extracción del tinte para el teñido de fibras naturales destinadas exclusivamente a la elaboración de vestidos o prendas

indígenas tradicionales, se realizará precisamente en el sitio en que se encuentre el recurso y sin sacrificar al caracol; b) Los caracoles deben ser desprendidos del lugar donde se encuentran y sistemas destinados a la conservación y al mejor aprovechamiento del caracol *Purpura pansa* y de las artesanías en cuya elaboración se utilice el tinte; c) Durante el proceso de teñido se evitará ejercer presión o comprimir el callo y el animal y el tinte se verterá directamente sobre los productos a teñirse; d) El proceso de aprovechamiento deberá realizarse en sitios húmedos y que no estén expuestos al sol; e) Una vez obtenido el tinte excretado por el molusco, éste deberá depositarse en el lugar en donde fue tomado, procediendo de inmediato a rociarlo con agua; f) La explotación del caracol para el aprovechamiento del tinte deberá ajustarse a la técnica de rotación de "bancos de caracol";

- ✓ **QUINTO.** El aprovechamiento de los bancos del molusco deberá hacerse dejando pasar veinte días por lo menos entre cada época de explotación. La talla mínima de explotación comercial de esta especie es de 30 milímetros;
- ✓ **SEXTO.** Los permisionarios estarán obligados a cumplir los programas de capacitación que emita la autoridad pesquera para el manejo de esta especie marina. Así mismo, participarán en los programas de conservación que determine la Secretaría de Pesca y la de Desarrollo Urbano y Ecología;
- ✓ **SÉPTIMO.** La Secretaría de Pesca en coordinación con la de Desarrollo Urbano y Ecología, con base en los estudios que realice el Instituto Nacional de la Pesca, establecerá las temporadas en el que el molusco puede ser aprovechado para extraer tinte, en los estados de Baja California Sur, Sonora, Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas;
- ✓ **OCTAVO.** Las Secretarías de Pesca y Desarrollo Urbano y Ecología, en coordinación con la Secretaría de Educación Pública, fomentarán programas educativos y de capacitación para favorecer el adecuado aprovechamiento de la especie, tomando en cuenta el conocimiento que sobre ella poseen los grupos que tradicionalmente lo han explotado;
- ✓ **NOVENO.** Las Secretarías de Desarrollo Urbano y Ecología, de Educación Pública y de Pesca, realizarán, en el ámbito de su competencia, estudios e investigaciones

para la elaboración de proyectos, identificación de tecnologías e implantación de métodos y sistemas destinados a la conservación y al mejor aprovechamiento del caracol *Purpura pansa*, y en las artesanías en cuya elaboración se utilice el tinte;

- ✓ **DÉCIMO.** Los gobiernos de las entidades federativas podrán participar en los estudios, investigaciones y proyectos que se establezcan, así como en la ejecución de los programas respectivos, mediante la colaboración de los acuerdos de coordinación que correspondan;
- ✓ **DÉCIMO PRIMERO.** La Secretaría de Pesca, de Desarrollo Urbano y Ecología y de Educación Pública, dispondrán de lo necesario a fin de realizar campañas preventivas en contra del tráfico ilegal y la explotación irracional del molusco, de información sobre las sanciones aplicables y de las consecuencias naturales y culturales de dichas prácticas ilícitas.

Castillo y García Cubas en 1987, analizan la morfología y anatomía de la concha de *Purpura pansa* en las costas del Pacífico Mexicano, seleccionando cinco características morfológicas para su análisis: la ornamentación externa, el número de nódulos que cubren la espira, la abertura pedal, el labio externo y la columela. En este estudio, se enfocaron en las glándulas salivales y el tracto digestivo, donde describen la estructura radular que es de tipo ranchioglosa, característica de esta especie.

Álvarez en 1989, caracteriza la fauna malacológica de la zona rocosa supra y mesolitoral, en las cuales *Purpura pansa* tiene un papel primordial como depredador activo sobre *Nerita* sp., *Littorina* sp., *Siphonaria* sp. y *Planaxis* sp. en las costas del estado de Michoacán, México.

León en 1989, establece la estructura poblacional, producción y tiempo de recuperación del tinte de *Purpura pansa* de algunas playas rocosas de la bahía de Cuastecomate, Jal.

León *et al.*, en 1990a, hacen una relación de la cantidad del tinte del caracol *Purpura pansa* por sexos, en las bahías de Cuastecomate, Jalisco, observando una mayor

cantidad de tinte en las hembras, debido a la mayor talla que presentan con respecto a los machos y por el uso que las hembras hacen del tinte durante la protección de las puestas de huevos. Establecen que el tiempo de recuperación del tinte en organismos mayores a 4 cm, lo hacen en un periodo de 10 a 15 días y los caracoles menores a esta talla, de 20 a 25 días. En 1990b, realizan un trabajo poblacional, en donde observaron cambios en la densidad de *Purpura pansa* en esta misma bahía; de igual manera estudian los factores que regulan el tamaño de la población como son la temperatura, la desecación, la salinidad, el oleaje, los ciclos mareales, las heladas y las marejadas.

Castillo en 1992, compara a *Purpura pansa* y *Plicopurpura patula* y *Plicopurpura columellaris*, proponiendo una nueva combinación de la especie *Plicopurpura pansa*.

Castillo y Amezcua en 1992, analizan el aprovechamiento del tinte de *Purpura pansa*, con base a la cantidad y al tiempo requerido para la tinción de una madeja de hilo de algodón de 40 g, determinando que se requiere de 45 individuos de 2 cm de longitud durante 3.5 horas; de 18 a 20 individuos de 4 cm de longitud durante 2.5 hrs; y de 14 a 16 individuos de entre 5 y 6 cm de longitud durante 2 hrs. Por último, realizó una tabla de la malacofauna asociada de *Plicopurpura pansa*, reportando a 30 géneros .

Quiroz en 1992, hace una primera descripción histológica de la gónada de machos y hembras de *Purpura pansa*, utilizando las técnicas histológicas Hematoxilina-Eosina (H-E) y PAS-Picro Índigo Carmin.

Olivares en 1993, evalúa la malacofauna asociada a *Purpura pansa*, en la facie rocosa de dos diferentes playas del estado de Nayarit, utilizando una combinación de los métodos de Dexter y Sthephenson, en los que se define un área de estudio de 24 metros cuadrados dividido en 3 zonas: I, Supralitoral; II, mesolitoral; y III, infralitoral, encontrándose una clara diferencia en el comportamiento de las especies desarrolladas en estas zonas.

Landa en 1997, determinó el tiempo de regeneración del tinte en condiciones seminaturales, con lo que reafirma cuantificando el número de cápsulas en cada una de las puestas (fresas), la talla de las hembras progenitoras y el número aproximado de las larvas contenidas por cápsula. Obtuvo el tiempo entre la ovoposición, la madurez de las cápsulas y la expulsión de las larvas, fotografiando cada una de las etapas, y corroborando el conocimiento de las temporadas reproductivas de la especie, ampliando la información en cuanto a las etapas de desarrollo, permitiendo comparar resultados obtenidos en ensayos similares y en condiciones naturales.

González Flores en 1997, estudió el desarrollo gonadal en cortes histológicos para determinar la proporción de las células sexuales en diferentes estados de madurez, describió para el caso de las hembras, 4 tipos de desarrollo en el ovocito, relacionando las características histológicas con los valores de Índice Gonadosomático obtenidos para cada una de las etapas gonádicas, para definir las épocas del año.

Enciso *et al.*, en 1998, observaron que en la región de Mazatlán, la disminución de la temperatura de 28 °C a 23 °C, coincide con la época de puesta que se llevó a cabo en los meses de diciembre a marzo. Así mismo, mencionan que no hay sobreexplotación del organismo en este lugar, ya que se mantiene la población constante.

Cifuentes Lemus, Director General del Instituto Nacional de la Pesca en México, en 1992, forma un grupo interdisciplinario, estableciendo un programa nacional, en el que colaboran diversas instituciones de los nueve Estados costeros del Pacífico del país, para la protección y conservación del caracol *Purpura pansa*. En este proyecto se realizaron investigaciones sobre la biología del organismo, alimentación, reproducción, características químicas del tinte, taxonómicas, morfológicas, distribución, abundancia, nutrición, así como aspectos etnológicos que se relacionan con sus estudios culturales.

Este grupo interdisciplinario, localizado a lo largo de las costas del Pacífico Mexicano, desarrolla diferentes investigaciones como:

Roberto Escalante del Instituto Nacional de Antropología e Historia, realiza estudios sobre el uso del tinte de *Purpura pansa* en la comunidad de Huicholes en Nayarit.

Concepción Enciso E., M. Candelaria Valdés y Marco Antonio Escalante, evaluaron una población y llevaron a cabo la fecundación *in vitro* hasta sus primeras etapas, del caracol *Purpura pansa* en Mazatlán, Sinaloa, México.

Nicoletta Rubino de la Universidad del Mar, en Puerto Angel, Oaxaca, realizó estudios en relación con la alimentación de *Purpura pansa* en condiciones controladas de temperatura.

Rosario Cid, de la Universidad del Mar en Puerto Ángel, Oaxaca, se ha enfocado al aprovechamiento del caracol en la costa Oaxaqueña.

Pedro Flores, Rafael Flores, Víctor Manuel Talamantes, Miguel Flores, Héctor Onofre y Jorge Alberto Rentería, todos ellos del Laboratorio de Acuicultura de la Escuela Superior de Ecología Marina de la Universidad Autónoma de Guerrero, estimaron los parámetros de crecimiento y grupos de edad en *Purpura pansa*, además de estudiar la densidad poblacional y la fauna malacológica asociada a este organismo; por otro lado, determinaron la eficiencia de seis diferentes dietas naturales y elaboradas, bajo temperaturas controladas, en el litoral rocoso de Acapulco, Guerrero, México.

Ofelia González, Job de la Cruz, Alejandro Pérez, Francisco Chavarín y Moisés Ramos del Centro de Estudios Tecnológicos del Mar de Manzanillo, Colima, estudian la distribución, abundancia y algunos aspectos biológicos de *Purpura pansa* en las Costas de Colima.

Consuelo López, de la Coordinación de la Investigación Científica de la Universidad Autónoma de Nayarit, estudia los aspectos poblacionales y biología experimental del caracol con fines de cultivo en laboratorio.

Eva Muñoz y Ma. del Pilar Torres del Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México, han investigado el ciclo reproductivo de *Purpura pansa* en algunos estados costeros del Pacífico Mexicano para determinar sus variaciones y diferentes épocas reproductivas.

José Antonio Farías, Miguel Ángel Franco y Jorge Ruelas, del Instituto Tecnológico del Mar de Mazatlán, Sinaloa, han realizado la determinación colorimétrica de la calidad de tinción del tinte de *Purpura pansa* por foto-reflexión.

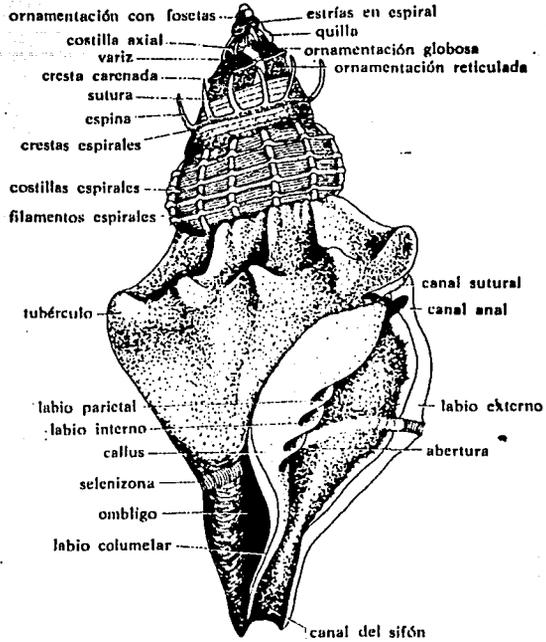
Hilda Flores, en la zona de Melaque, Jalisco, ha realizado estudios referentes a la estructura poblacional y tiempo de recuperación del tinte y ecología de los gasterópodos macroscópicos.

Con base en los antecedentes presentados, se considera de gran importancia el análisis histológico gonadal en ambos sexos para establecer el ciclo reproductor de *Purpura pansa*, la evaluación del índice de fecundidad, la edad de la madurez sexual y determinar con certeza las épocas de reproducción, estableciendo así posibles vedas de ordeña y/o captura.

2.1 GENERALIDADES DE LA ANATOMÍA DE GASTERÓPODOS

La concha es de carbonato de calcio en una matriz proteica, secretada por el manto (Figura 5). El cuerpo típico de los gasterópodos consiste de un pie muscular con un opérculo, una cabeza bien diferenciada con un par de tentáculos, la masa visceral y manto que forman una cavidad abierta hacia delante, la cual posee los órganos respiratorios y en la parte posterior las vísceras. Muchos de los órganos son glandulares, el *mucus* es esencial para muchos aspectos de su biología. Los músculos están embebidos en matrices de tejido conectivo y tienen la característica de ser duros y con una textura elástica (Figura 6).

La boca posee una cámara la cual contiene la rádula que es una estructura curva con hileras de dientes. El intestino, en forma de "U", pasa alrededor del cuerpo y en la parte terminal se ubica la abertura anal que está localizada, usualmente, arriba y a la derecha de la cabeza. Una branquia simple o pareada o ctenidium, es el órgano respiratorio más común. El sistema circulatorio va desde sistemas abiertos a sistemas completamente cerrados, pueden contar de una o dos aurículas anteriores. El sistema excretor consiste de uno o dos nefridios, uno de los cuales puede estar dedicado a la descarga de gametos. El celoma está reducido a la cavidad pericárdica. Los sexos son usualmente separados y la larva veliger es planctónica, lecitotrófica o de desarrollo directo, dependiendo de la especie. El sistema nervioso consiste de una serie de ganglios alineados por comisuras y conexiones en forma de "ocho". Las estructuras sensoriales incluyen un osfradium quimiosensitivo, ojos y estatocistos. Los gasterópodos Prosobranquios muestran el efecto de un desarrollo giratorio llamado torsión en la organización de los sistemas circulatorio, nervioso y digestivo, así como los órganos asociados. El sistema digestivo y reproductivo se encuentran situados hacia el ápice y la parte trasera del cuerpo (Voltzow, 1994).



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Figura 5.- Morfología externa de la concha de gasterópodos. (Tomado de Meglitsch, 1981).

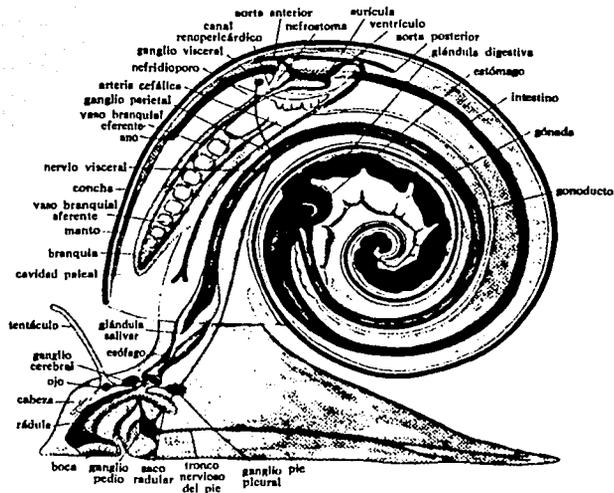


Figura 6.- Organización interna de un gasterópodo. (Tomado de Meglitsch, 1981).

2.2 MORFOLOGÍA EXTERNA DE *Purpura pansa*

Purpura pansa presenta una concha delgada de coloración gris pardo, ornamentación externa con nódulos agudos con 8 a 9 costillas cubriendo el cuerpo de la espira y con una reducida espira apical. Abertura pedal grande, labio externo delgado con margen plegado y manchas oscuras alternadas; columela lisa de color naranja con una mancha café anaranjada y violacea en juveniles y a la mitad una mancha blanquecina en la pared parietal del labio interno. Presenta un corto canal sifonal y leve marca del canal anal o posterior. Hacia el margen anterior del lado del labio externo existen pequeñas ranuras. (Castillo y García Cubas, 1987) (Figuras 7 y 8).

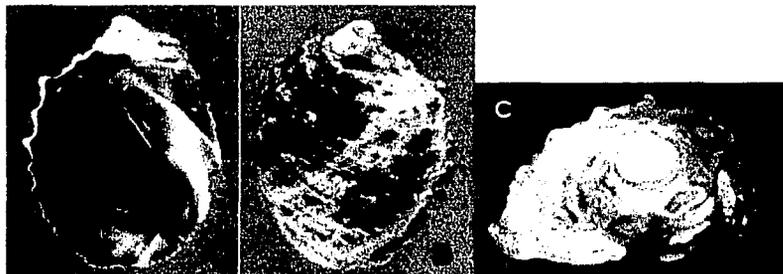


Figura 7.- Detalle de la anatomía de la concha de *P. pansa*. A, vista ventral; B, vista dorsal; C, vista de la espiral .

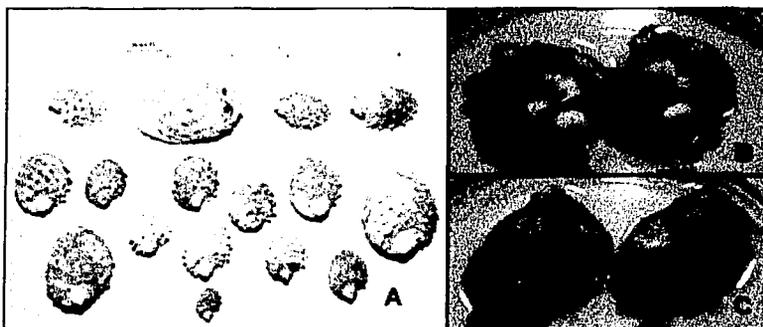


Figura 8.- *Purpura pansa*. A, Conchas de diferentes edades; B y C, Morfología externa general de los organismos. B, Hembras; C, Machos.

2.3 MORFOLOGÍA INTERNA DE *Purpura pansa*

Sistema Digestivo

Parte de la anatomía de *P. pansa* ha sido estudiada por Castillo y García Cubas (1987) quienes describen principalmente el tracto digestivo. La boca se encuentra por debajo de los tentáculos y ojos, la cual comunica a una proboscis de tipo pleurombólica provista de una rádula raquíglasa que presenta un diente raquídeo de cúspide central elevada, denticulos intermedios simples y cúspides adyacentes prominentes semibifurcados en la base que llegan a la mitad de la cúspide central, dientes laterales grandes y curvos con ornamento basal. Las glándulas salivales son de gran longitud, se localizan una a cada lado del saco radular, por la parte posterior emerge un conducto tubular que se engrosa para penetrar a la glándula de Leiblein de color café, piriforme. De esta estructura sale a su vez un conducto que continua con el esófago para formar una cavidad predigestiva que se adelgaza ligeramente antes de entrar en el estómago de forma arriñonada, observándose líneas de selección a través de la pared. El intestino emerge del estómago junto con el tiflosol mayor y desciende paralelamente al conducto predigestivo para girar posteriormente hacia la derecha bajo la glándula suprabranquial (típica por el color purpúreo) y terminar en el recto y el ano (Castillo y García Cubas, 1987).

El tracto digestivo de *Purpura pansa* muestra una adaptación a hábitos carnívoros muy especializado por la complejidad de cada una de las partes que intervienen en el proceso digestivo típico de los neogastrópodos, grupo altamente evolucionado (Ponder, 1973).

Las partes del aparato digestivo son: cavidad bucal, proboscis con saco radular, glándulas salivales accesorias, muy grandes, en proporción con la cavidad bucal cuya función es la de ayudar en el proceso digestivo de presas de tallas mayores, en algunas ocasiones lo doble de tamaño del caracol, esófago anterior y posterior, glándulas de Leiblein, estómago, glándulas digestivas, intestino y ano. (Castillo y Amezcua, 1992) (Figura 9 y 10).

Sistema Reproductor

Machos

El sistema reproductor masculino consiste de un conducto testicular, una glándula prostática, un *vas deferens* y un pene, que es una protuberancia muscular que se origina por debajo del tentáculo derecho (Fretter, 1984). El pene presenta una forma cónica aguda al estar distendido y se enrolla en forma de espiral, la bursa copulatoria de la hembra se encuentra en la misma posición que el órgano copulador (Acevedo *et al.*, 1989). Durante la cópula, el macho se monta sobre la hembra en posición antero-superior e inserta su pene (Figura 10) en la bursa copulatoria dejando fecundada a la hembra (Garrity y Leavings, 1981).

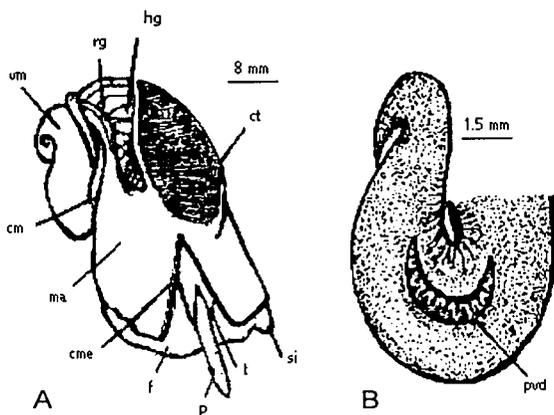


Figura 9A.- Anatomía de *Plicopurpura patula*, A, macho removido de su concha. Vista longitudinal, mostrando la cabeza. B, Detalle del pene. cm, músculo columnar; ct, ctenidium; cme, corte de la orilla del manto; f, pie; hg, glándula hipobranquial; ma, manto; p, pene; pvd, *vas deferens* penial; vm, masa visceral; rg, glándula rectal; si, sifón; t, tentáculo (Tomado de Kool, 1988).

Hembras

El sistema reproductor femenino (Figura 9 B), está constituido de un ovario, un oviducto, un receptáculo semínifero, un par de glándulas que forman las cápsulas ovígeras, una bursa copulativa y una abertura vaginal (Giese, 1977). Las regiones glandulares son las responsables de la formación de cápsulas ovígeras que recubren los huevecillos y les dan protección durante la incubación (Hyman, 1967).

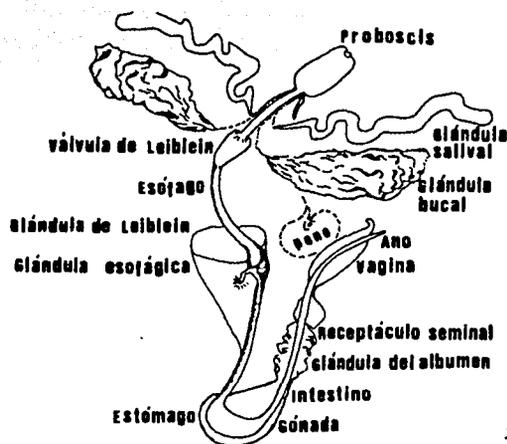


Figura 9 B.-Tracto digestivo y aparato reproductor de *Purpura pansa*. (Tomado de Castillo y Amescua, 1992).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

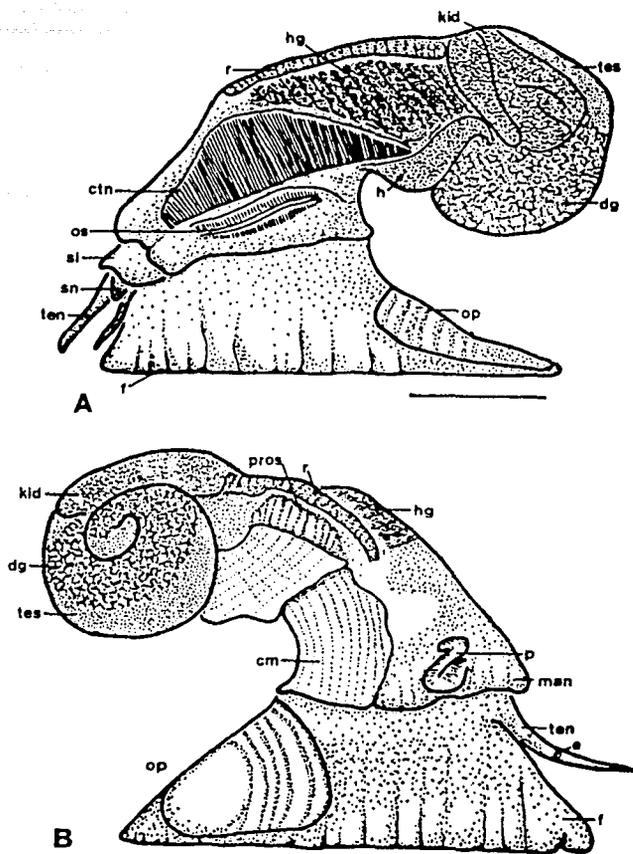


Figura 10.-Diagrama general de la anatomía del lado izquierdo (A) y lado derecho (B) de *Plicopurpura patula*, especímenes frescos con la concha removida. cm, músculo columelar; ctn, ctenidium; dg, glándula digestiva; e, ojo; f, pie; h, corazón; hg, glándula hipobranquial; kid, nefridio; man, manto; op, opérculo; os, osfradium; p, pene; pros, próstata; r, recto; si, sifón; sn, boca; ten, tentáculo; tes, testículo; Barra de escala= 5 mm (Tomado de Voltzow, 1994).

El deseo de conocimiento, como la sed de riqueza aumenta a medida que se va adquiriendo.
Laurence Stern.

2.4 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

La distribución geográfica del caracol *Purpura pansa* ha sido determinada desde el extremo sur de Baja California, México, hasta el sur de Colombia y las islas Galápagos (Figura 11).

Peña (1975), registra a *Purpura pansa* hasta el norte del Perú. Estas lindes son explicables, dadas las temperaturas frías que se constituyen como un factor limitante en su distribución, ocasionadas por las corrientes frías de Baja California y la de Humbolt respectivamente.

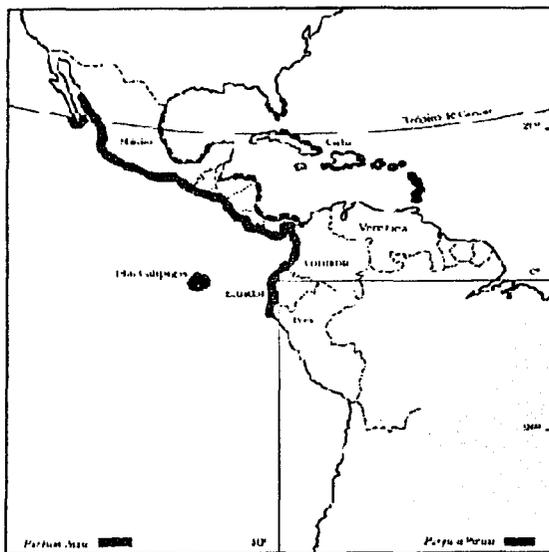


Figura 11.- Distribución geográfica del caracol *Purpura pansa* y su especie homóloga, *Purpura patula*, en el Océano Pacífico y el Océano Atlántico, respectivamente (Tomado de Turok *et al.*, 1988)

2.5 CADENA TRÓFICA

La relación que guarda *Purpura pansa* con respecto al resto de las especies habitantes de la zona intermareal, es la de ser uno de los últimos eslabones dentro de la cadena trófica, varios autores lo mencionan como un depredador activo (Keen, 1971; Berthess *et al.*, 1981; Garrity y Levings, 1981; Wellintong y Kuris, 1983; Garrity, 1984; Medina, 1985; Villalpando, 1986; Hernández y Acevedo, 1987; Castillo, 1992). Existen diferencias en los patrones de alimentación de cada localidad de muestreo, respecto a las presas de las que el caracol se alimenta, pero en forma general se obtienen los siguientes datos de su red de alimentación (Álvarez Díaz, 1989) (Diagrama 1).

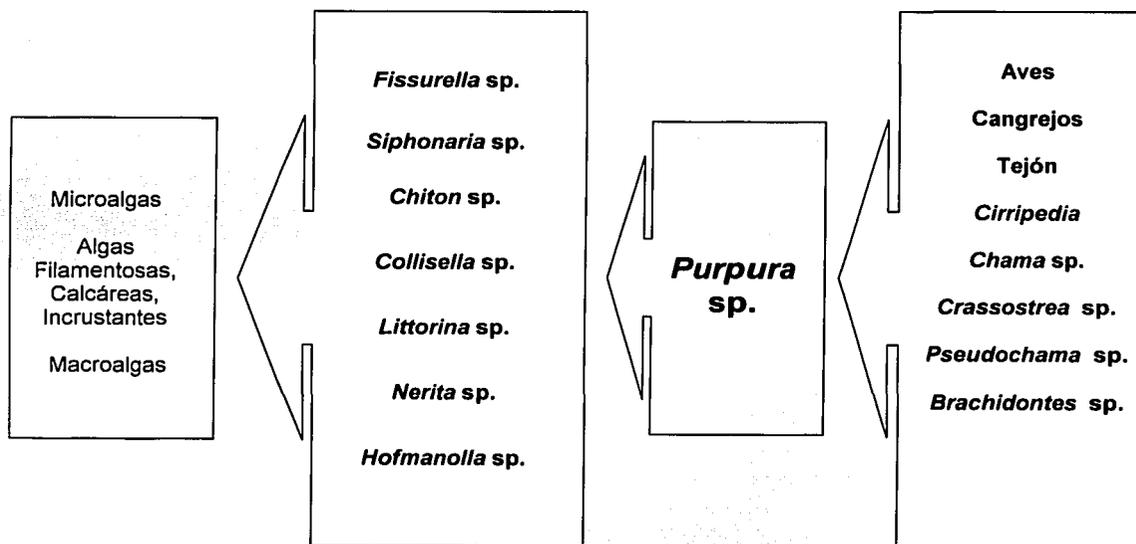


Diagrama 1.- Cadena trófica de *Purpura pansa* (Tomado y modificado de Villalpando, 1986 y Álvarez, 1989).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

3.0 OBJETIVOS

General

- Establecer las diferentes etapas de maduración gonádica de hembras y machos del caracol *Purpura pansa*, de la Bahía de Cuastecomate, región de Melaque, Jalisco.

Particulares

- ✓ Definir las tallas mínimas de explotación y establecer la época más recomendable para la protección del recurso en esa zona.
- ✓ Realizar el estudio histológico gonadal para determinar el ciclo gonádico con el que se obtendrá una mayor información respecto al estado reproductivo y fisiológico del caracol *Purpura pansa*.
- ✓ Determinar las épocas de reproducción del caracol *Purpura pansa* en las costas de Jalisco para establecer el periodo de veda para su protección y conservación, así como evaluar el índice de fecundidad y la edad de la primera madurez sexual.

***La misión de la ciencia consiste en sustituir las apariencias
con los hechos y las impresiones con demostraciones.
John Ruskin.***

4.0 ÁREA DE ESTUDIO

Las colectas se realizaron en la Bahía de Cuastecomate, región de Melaque, Jalisco. La Bahía de Cuastecomate se localiza al sureste del estado de Jalisco y al norte de la Bahía de Navidad, entre Punta Carrizalillo y Punta Cuastecomatito. Su localización geográfica está entre los 104° 45' longitud oeste y los 19° 14' latitud norte (Figura 12).

El clima está clasificado dentro del grupo de los cálidos, cuyo símbolo es AW, se describe como el más seco de los cálidos subhúmedos con lluvias en verano (García, 1980). La temperatura media anual varía entre 25 °C y 27 °C en los meses de mayo a agosto. La oscilación anual es de 11.7 °C. La oscilación máxima es de 32.3 °C y la mínima de 20.6 °C. No presenta heladas (Rodríguez y Ramírez, 1982).

La zona recibe una precipitación promedio de 387.5 a 967.3 mm anuales. La estación de lluvias comienza en el mes de junio y termina en octubre. El mes más lluvioso es septiembre con 301.7 mm y el más seco es febrero con 1.6 mm (González, 1977).

La región está provista de ciertos rasgos hidrológicos como son corrientes perennes e intermitentes. Predomina el tipo de bosque caducifolio, el área de estudio comprende playas rocosas poco accesibles.

La población de Cuastecomate está ubicada al sureste de la bahía del mismo nombre, a 5 Km. por brecha de Melaque y se comunica con el cruce de las carreteras Federal 200 a Guadalajara y la Federal 80 a Manzanillo.

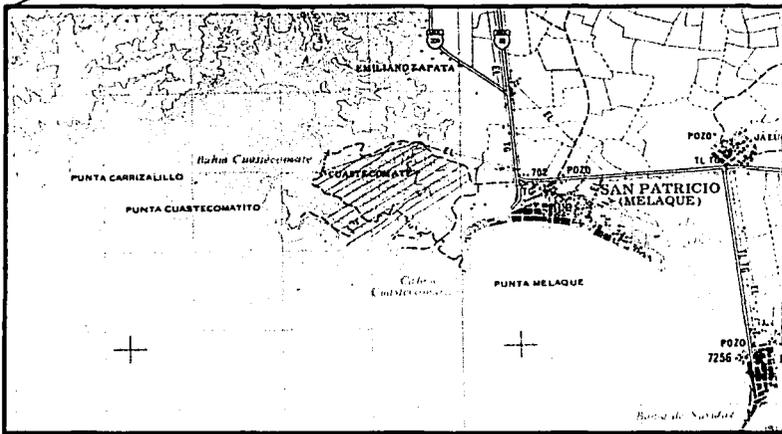


Figura 12.- Ubicación de la zona de estudio.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

El hombre ha nacido, no para resolver los problemas del universo, sino para descubrir donde empiezan los problemas, y mantenerse después dentro de los límites de lo comprensible.
Goethe.

5.0 MATERIAL Y MÉTODO

Trabajo de campo

Para este estudio se procesaron 249 caracoles *Purpura pansa* de la Bahía de Cuastecomate en la región de Melaque, Jalisco, (123 machos y 126 hembras) divididas en 15 colectas, comprendidas entre los meses de mayo de 1993 a febrero de 1995 (Tabla 1).

En cada colecta se obtuvieron organismos de diferentes tallas, los cuales al momento de ser capturados fueron numerados y marcados a través de un registro ubicado en la concha o en el opérculo, que indicaba su sexo (1, machos y 0, hembras). Las conchas fueron rotas para que el fijador penetrara hasta la última espira, y se pusieron en formol al 10 %. Para su transportación al laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México, se colocaron en bolsas de plástico y frascos de vidrio de boca ancha hasta el momento de su procesamiento histológico.

JALISCO																							
	1993								1994											1995			
	M	J	J	A	S	O	N	D	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	E	F	Total
M	7	-	10	-	9	10	10	7	6	-	8	-	7	7	-	9	-	8	8	-	9	8	123
H	13	-	10	-	9	10	10	8	9	-	7	-	8	7	-	5	-	7	7	-	8	8	126

Tabla 1.- Cuadro de colectas de *Purpura pansa* durante el periodo de mayo de 1993 a febrero de 1995.

Trabajo de laboratorio

Al llegar los organismos al laboratorio, se pesaron con una balanza granataria, se midió el largo, ancho y alto de la concha del caracol con la ayuda de un vernier, estos datos fueron capturados en un formato previamente establecido.

Para poder extraer al organismo de la concha y obtener el tejido gonadal, que se localiza en las últimas espiras de la concha y que es la parte dorso-lateral del cuerpo, fue necesario la implementación de tres métodos:

- 1) Se rompía la concha con un martillo, golpeando suavemente hasta estrellarla, separando con cuidado los pedazos, extrayendo intacto el cuerpo del organismo.
- 2) Jalando la rádula con una pinza y girando el cuerpo en sentido contrario de las espiras de la concha para sacar completo el organismo, procurando no maltratarlo.
- 3) Se cortó longitudinalmente la concha con una segueta para extraer todo el organismo

A continuación, se procedió a pesar el cuerpo completo en una balanza granataria, se separó la gónada del resto de los tejidos y se peso en una balanza analítica, y medida en su parte basal, el largo y ancho por medio de un vernier.

Los datos obtenidos se registraron en un formato establecido con anterioridad en donde aparecían datos como: número del organismo, sexo, largo y ancho de la concha, el largo y ancho de la gónada, peso de la concha y el organismo desnudo.

Procesamiento histológico

Una vez obtenido el tejido gonadal de machos y hembras, éstos fueron lavados en agua corriente durante 3 horas y deshidratados en alcoholes graduales, aclarados en xilol e incluidos en parafina con un punto de fusión de 56 °C - 58 °C.

Tren de deshidratación para inclusión

Alcohol 30 °	3 hr
Alcohol 50 °	3 hr
Alcohol 70 °	3 hr
Alcohol 96 °	3 hr
Alcohol 100 °	3 hr
Xilol	15 min
Inclusión en parafina (56 °C – 58 °C)	30 min

Corte

Los cortes histológicos se hicieron a un grosor de 7 µm de espesor con una orientación transversal de la región media-posterior de la gónada, se colocaron en el baño de flotación a una temperatura de 30 °C – 37 °C con grenetina disuelta en el agua para su montaje en los portaobjetos.

Tinción

Se aplicaron diversas técnicas histológicas para definir las estructuras de los tejidos: Hematoxilina-Eosina (H-E) (Tabla 2), técnica que permite observar en una vista panorámica a los diferentes órganos y tejidos del organismo. La técnica Tricrómica de Masson (Tabla 3), Mallory (Tabla 4), Gallego (Tabla 5) y finalmente la técnica de Feulgen (Tabla 6), todas éstas para evidenciar componentes y estructuras particulares de los tejidos.

Técnica de Hematoxilina-Eosina

Xilol	10 min
Alcohol 100 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
Alcohol 50 °	3 min
Alcohol 30 °	3 min
Hematoxilina de Harris	30 seg
H ₂ O corriente	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
Alcohol 30 °	3 min
Alcohol 50 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
Eosina alcohólica	1 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 100 °	3 min
Xilol	3 min
Resina sintética	

Tabla 2.- Tren de tinción de la técnica de Hematoxilina-Eosina. Los resultados de tinción son: Núcleos, azul y citoplasma en tonalidades de naranjas a rosas.

Técnica tricrómica de Masson

Xilol	10 min
Alcohol 100 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
Alcohol 50 °	3 min
Alcohol 30 °	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
Hematoxilina férrica	10-15 min
H ₂ O corriente	5 min
H ₂ O Destilada	1 min
Escarlata de Biebrich	1 min
H ₂ O Destilada	Varias veces
Solución de ácido fosfomolibdico y ácido fosfotúngtico (5 g c/u en 200 de H ₂ O destilada)	10-15 min
Azul de anilina	7 min
H ₂ O Destilada	Lavar
H ₂ O Acética al 1%	4 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 100 °	3 min
Xilol	3 min
Resina sintética	

Tabla 3.- Tren de tinción de la técnica tricrómica de Masson. Los resultados de tinción son: Núcleos negros; citoplasma, queratina y músculo en tonalidades de rojo y colágena de azul.

Técnica tricrómica de Mallory

Xilol	10 min
Alcohol 100 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
Tiosulfato de sodio	5 min
H ₂ O corriente	15 min
Fuscina ácida	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
Acido fosfomolibdico 1%	3-5 min
Solución compuesta	2 min
H ₂ O Destilada	Lavar
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 100 °	3 min
Xilol	3 min
Resina sintética	

Tabla 4.- Tren de tinción de la técnica tricrómica de Mallory. Los resultados de tinción son: Núcleos, azules; músculo, colágena en tonalidades de rojo y fibras en tonalidades de azul.

Técnica tricrómica de Gallego

Xilol	10 min
Alcohol 100 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
Fuscina ácida	5 min
Virofijador	5 min
H ₂ O Destilada	5 min
Fuscina ácida	3 min
Solución compuesta	5 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 100 °	3 min
Xilol	3 min
Resina sintética	

Tabla 5.- Tren de tinción de la técnica tricrómica de Gallego. Los resultados de tinción son: Núcleos, rojo violáceo; colágena en tonalidades de azul verdoso y fibras en tonalidades de verde amarillento.

Técnica de Feulgen

Xilol	10 min
Alcohol 100 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 70 °	3 min
H ₂ O Destilada	3 min
HCl 1N a temperatura ambiente	lavar
HCl 1N a 60 °C	45 min
Hidrolizar con HCl 1N a 60 °C	8-12 min
Reactivo de Schiff	40-60 min
H ₂ SO ₄	2 min
H ₂ SO ₄	2 min
H ₂ SO ₄	2 min
H ₂ O Destilada	10 min
Verde brillante	1-2 min
Alcohol 96 °	3 min
Alcohol 100 °	3 min
Xilol	3 min
Resina sintética	

Tabla 6.- Tren de tinción de la técnica de Feulgen. Los resultados de tinción son: Núcleos, magenta; fondo verde.

Observación y toma de fotomicrografías

Las preparaciones histológicas fueron observadas en microscopía de campo claro en un microscopio American Optical Phase Star, modelo 1036A y un Nikon modelo Alphaphot YS. Las fotomicrografías fueron tomadas en un microscopio Olympus BH-12 del Instituto de Neurología y Neurocirugía de la Secretaría de Salud y un microscopio Olympus Provis AX70 del Laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México.

6.0 RESULTADOS y DISCUSIÓN

6.1 ANATOMÍA Y FISIOLÓGÍA DEL APARATO REPRODUCTOR de *Purpura pansa*

La gónada se localiza en la parte dorsal del hepatopáncreas en las últimas espiras de la concha, encerrándola totalmente (Figura 13). El volumen de la gónada está relacionado con el grado de madurez del caracol, presenta una forma de elipse transversalmente y de cono en sentido longitudinal. Para las hembras, la gónada es de color amarillo (Figura 8B) y para los machos es de color naranja (Figura 8C) cuando se encuentran en etapas adultas y produciendo gametos (González, 1997).

6.2 Machos

El sistema reproductor masculino consiste de un testículo, un conducto testicular, una glándula prostática, un *vas deferens* y un pene que es una protuberancia muscular que se origina por debajo del tentáculo ocular derecho. El conducto testicular es largo y corre por la parte interior del manto (Giese *et al.*, 1977) y actúa como vesícula seminal (Wilbur *et al.*, 1984).

Los espermatozoides se almacenan antes de la cópula en un gonoducto con circunvoluciones, éstos pasan a lo largo del gonoducto al momento de la cópula (Meglitsch, 1991). Los espermatozoides terminan su maduración dentro de los conductos en las hembras.

6.3 Hembras

El sistema reproductor femenino está constituido de un ovario, un oviducto, un receptáculo seminífero, un par de glándulas que forman las cápsulas ovígeras, una bursa copulativa y una abertura vaginal (Giese *et al.*, 1977).

El oviducto está unido al ovario y se extiende por el extremo superior derecho del manto paralelo al recto, presenta una zona ensanchada donde se localiza la glándula de la albúmina, un receptáculo seminífero en forma de bolsa cerrada y la glándula de la cápsula, que desemboca en la cavidad paleal por medio de la abertura vaginal o gonoporo. (Meglitsch, 1991).

Las regiones glandulares son las responsables de la formación de cápsulas ovígeras que recubren los huevos y les dan protección durante la incubación (Hyman, 1967; Morris *et al.*, 1980).

Los gasterópodos han implementado diversos modos de reproducción y distintos mecanismos para proteger los huevos durante el comienzo del desarrollo bajo todo tipo de condiciones. La mayor parte de los mecanismos implican especializaciones de los órganos accesorios del aparato femenino, capaces de producir cápsulas para que los huevos puedan flotar o quedarse adheridos al sustrato. (Meglitsch, 1972). En el caso de *Purpura pansa*, la sustancia que aprovechan los teñidores es vertida sobre la puesta de huevos, mimetizándolos con el sustrato en donde se encuentran éstos, confundiéndose con esponjas.

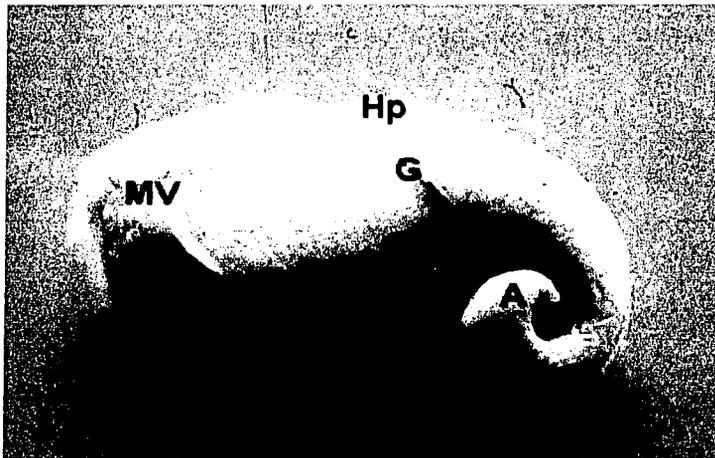


Figura 12.- Organismo desconchado mostrando la gónada y su relación con otras estructuras. Se observa el cuerpo espiralado, cuya parte inicial corresponde a la gónada, la cual se encuentra en la parte más profunda de la concha. G, gónada; A, ápice; Hp, hepatopáncreas; MV, masa visceral.

Esta especie presenta dimorfismo sexual. Los machos alcanzan su tamaño máximo a los 12 años y las hembras a los 15 (Turok *et al.*, 1988) La diferencia gonadal entre la hembra y el macho es muy evidente en la etapa adulta: en estados inmaduros, la gónada se caracteriza por presentar un color blanquecino, mientras el hepatopáncreas siempre conserva un color verde olivo, tanto en machos como en hembras, independientemente de la edad de los organismos, siendo desplazado de su lugar cuando la gónada está madura y produciendo gametos.

En una vista transversal, la gónada presenta una forma de media luna con respecto al hepatopáncreas y todo el cono hepato-gonadal (Figura 14) conserva una estructura elíptica (González, 1997).

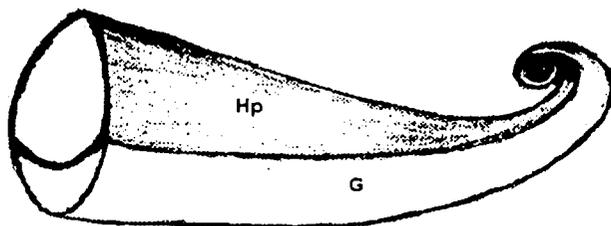


Figura 14.- Vista lateral del cono hepato-gonadal, la parte superior corresponde al hepatopáncreas (Hp) y la inferior a la gónada (G).

Las gónadas de las hembras y de los machos no presentan diferencias anatómicas a simple vista entre sí, únicamente se identifican por la coloración que muestran en su madurez.

6.4 Descripción histológica de la gónada

Tanto en machos como en hembras, la gónada va a estar rodeada por un epitelio cúbico simple externo, que descansa sobre una capa de tejido conjuntivo fibroso. El

interior de la gónada se encuentra organizado de diferente manera de acuerdo al sexo del cual se trate.

Hembras

En una vista transversal de la gónada femenina madura, se observó una capa externa de epitelio cúbico simple, seguida de tejido conjuntivo que envía prolongaciones al interior, separando a los diferentes folículos, los cuales, cada uno contiene de tres a cuatro células germinales en distinto grado de maduración; la gónada y el hepatopáncreas están en íntimo contacto, separados por una delgada membrana de tejido conjuntivo.

Las células que se observan en diferentes estadios de maduración son las **ovogonias**, pequeñas células esféricas con un gran núcleo ovoide central, que forma granulaciones y presenta un nucleolo. En el citoplasma se aprecian gránulos muy densos que se tiñen intensamente. Estas células se encuentran unidas a la base de la pared del folículo, le continúan los **ovocitos** y una capa muy delgada de tejido conjuntivo, la cual se prolonga separando a los diferentes folículos. Estos ovocitos se distribuyen en la pared del folículo y se distinguen tres tipos diferentes según su maduración y son: **previtelogénicos**, que se caracterizan por tener un núcleo grande, el cual ocupa la tercera parte del tamaño celular y tienen un citoplasma vacuolar basófilo. Los **vitelogénicos iniciales**, el citoplasma presenta pequeños gránulos de vitelo y vesículas de ácidos grasos, que debido al proceso durante la técnica histológica pierden el vitelo por lo que carecen de color, y los **vitelogénicos maduros** que se distinguen por poseer gránulos de macro y microvitelo, el tamaño del núcleo es menor al de las vesículas vitelinas y de posición excéntrica, característica del estado de madurez.

El ciclo gonádico de *Purpura pansa* se determinó con base en el análisis microscópico respecto al número de células presentes y grado de acumulación de vitelo en el caso de las hembras; en los machos, se basó en los diferentes estadios de maduración de las células hasta la formación de los espermatozoides y la presencia de diversas estructuras celulares que existen entre las células sexuales y las paredes del túbulo. Con base en estas características, el desarrollo de la gónada masculina y

femenina se dividieron en cinco estadios, coincidiendo con la descripción hecha en 1987 por Periwinkle, cuyo estudio lo realizó en la almeja *Mercenaria mercenaria* y el obtenido por Welbber en 1977, quien se basó en estudios de diferentes especies de moluscos.

Diferentes etapas de la gónada femenina:

Etapas tempranas.-

La gónada presenta una forma elíptica angosta rodeada por un epitelio cúbico simple, por debajo de éste se observa una capa gruesa de tejido conjuntivo, en la parte interna se encuentran ovogonias organizadas a manera de nidos celulares que están adheridos a las paredes de las trabéculas, posteriormente al dividirse las células de los nidos ocuparán las zonas internas de la región cortical del ovario, disminuyendo el espacio que le corresponde al hepatopáncreas (Lámina 1, Figura A y B). Esta organización celular antecede el inicio a la etapa tardía.

Etapas tardías.-

Los ovocitos se encuentran delimitados por trabéculas formadas por tejido conjuntivo, en ellos se localiza una gran cantidad de microvitelo en la región perinuclear y el macrovitelo en el resto del citoplasma, se observa un incremento en el tamaño nuclear el cual tiene una posición excéntrica típica de los ovocitos que terminaron la acumulación de sustancias de reserva (vitelo), sin embargo, el ovocito todavía no alcanza su talla máxima, la que se observa en la etapa de maduración (Lámina 1, Figura C y D).

Etapas de maduración.-

La gónada en este estadio se observa rodeada por una capa de tejido conjuntivo, que emite trabéculas al interior del ovario que se tiñen intensamente con hematoxilina, delimitando a los ovocitos, no existiendo espacio entre ellos. El núcleo se presenta excéntrico, característica que conserva en la etapa de maduración (Lámina 2, Figura A, B, C y D). Esta etapa presenta una gran cantidad de micro y macrovitelo sin permitir espacios entre los ovocitos, observando la gónada totalmente llena.

Desove parcial.-

En este estadio, la gónada conserva una cubierta de epitelio cúbico simple muy delgada del cual parten finas proyecciones hacia el interior rodeando a cada uno de los ovocitos que presentan macro y microvitelo en sus citoplasmas, pero en menor proporción que en la etapa de maduración. Se inicia la expulsión de ovocitos maduros y se observan espacios en la gónada por haber una concentración menor de células dentro del ovario (Lámina 3, Figura A y B).

Desove total.-

En esta etapa, se observa la gónada cubierta por una delgada capa de epitelio cúbico y el tejido conjuntivo que prevaleció se presenta laxo formando trabéculas que delimitan los espacios vacíos que formaban los folículos. Al interior de estos folículos se encuentra material residual que posee macro y microvitelo en pocas cantidades. Posteriormente se lleva a cabo una reabsorción de estos tejidos con la presencia de macrófagos para dejar completamente vacíos estos folículos.

Machos

En la gónada masculina se observa que la capa de tejido conjuntivo que la rodea, se introduce al estroma delimitando a los túbulos seminíferos. En la periferia de estos túbulos se encuentran las células germinales en diferentes estadios de maduración. Sobre la membrana basal de la pared del túbulo seminal se observa la primera capa de células llamadas **espermátogonias**, que se caracterizan por tener un núcleo central grande con cromatina condensada y abarcando casi todo el citoplasma. La segunda capa de células se constituye por los **espermátocitos de primer orden**, que se reconocen por ser las células germinativas de mayor tamaño, éstos contienen un citoplasma abundante y un núcleo alargado con gran cantidad de fibras de cromatina; los **espermátocitos secundarios** sufren rápidamente la segunda división meiótica, reduciendo su tamaño y presentando un núcleo alargado con hilos de cromatina; **las espermátidas** son células que experimentan un fenómeno llamado espermiogénesis, donde la célula se transforma en espermatozoide; este cambio prevalece hasta que la cromatina consolidada llega a

constituir su cabeza, el conjunto de colas o flagelos de éstos, se encuentran dirigidas hacia el lumen de los túbulos seminíferos cuando están completamente maduros.

Las diferentes etapas de la gónada masculina que se determinaron son:

Etapas tempranas.-

La gónada es más pequeña con relación al hepatopáncreas, el tejido que la rodea es un epitelio cúbico simple y sustentando a este epitelio se observa una capa gruesa de tejido conjuntivo que penetra la gónada y forma una trama gruesa de fibras separando a los túbulos, los cuales no presentan un lumen definido. Las células se observan indiferenciadas ocupando todo el espacio del túbulo seminífero (Lámina 4, Figura A y B).

Etapas tardías.-

La gónada obtiene dimensiones mayores que en la etapa anterior, la trama del tejido conjuntivo que rodea a los túbulos comienza a adelgazarse. En la membrana basal del túbulo se observan espermatogonias en proceso de mitosis y el lumen del túbulo seminífero comienza a observarse (Lámina 4, Figura C y D).

Etapas de maduración.-

El túbulo seminífero se encuentra totalmente ocupado por espermatoцитos en diferentes grados de maduración, que va de espermatogonias, espermatoцитos de primer grado, de segundo grado, espermátidas y gran cantidad de espermatozoides con su cola, dirigida hacia la luz. Otros túbulos se encuentran llenos de espermatozoides organizado de forma característica formando penachos (Lámina 5, Figura A, B, C y D).

Desove parcial.-

La membrana basal está parcialmente adelgazada y colapsada, presentando mayor número de espacios, sitios donde se observaban las diferentes fases del epitelio germinativo y mayor cantidad de espermatozoides a punto de liberarse y ahora ocupan su lugar grupos de fagocitos (macrófagos) (Lámina 6, Figura A y B).

Desove total.-

El tejido gonadal se encuentra cubierto por una capa de tejido epitelial cúbico, cuya membrana basal está formada por tejido conjuntivo grueso que delimita a los túbulos seminíferos. Estos se presentan con espacios vacíos y la membrana basal se observa con ondulaciones que son originadas por la falta de células espermáticas. En los túbulos existen restos de algunos espermatozoides, que pasan a ser material residual y que posteriormente son reabsorbidos por el organismo, se observan también túbulos que están completamente vacíos después de la expulsión de los espermatozoides (Lámina 6, Figura C y D).

Lámina 1

Etapa temprana. Hembras.

Figura A.- Vista panorámica de la gónada femenina, ubicada junto al hepatopáncreas (Hp), se encuentra cubierta de epitelio cúbico simple (Ecs), hacia el interior se localizan de 2 a 3 ovogonias adheridas a las paredes de las trabéculas formando nidos celulares (Nc), los que posterior a la división, ocupan las zonas internas (Zi) de la región cortical del ovario.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

Figura B.- Detalle de los nidos celulares (Nc) contenidos en el ovario y separados por tejido conjuntivo (Tc), el cual delimita a cada uno de los folículos.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 100X.

Etapa tardía. Hembras.

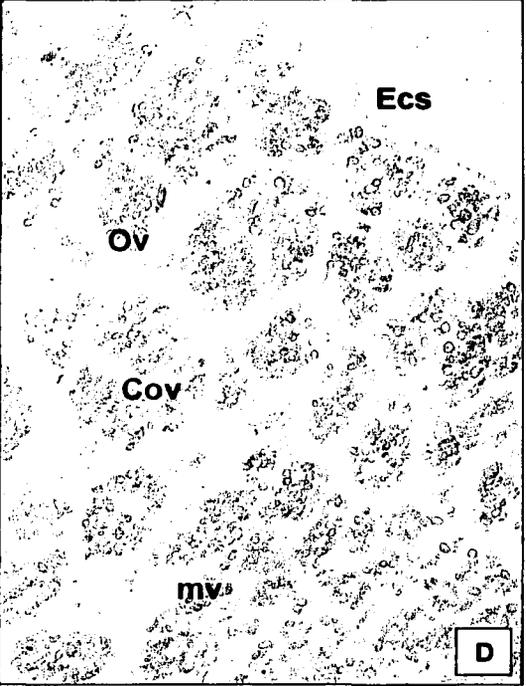
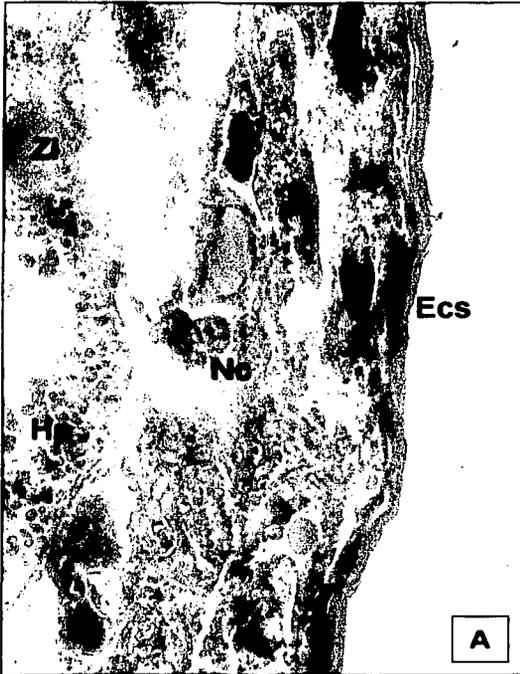
Figura C.- Detalle del ovario donde se observa tejido conjuntivo (Tc) que penetra formando trabéculas que delimitan a los ovocitos (Ov), que poseen microvitelo (mv) en la región perinuclear y macrovitelo (Mv) en la región cortical, existe un incremento de tamaño en el núcleo (N), el cual es excéntrico.

Técnica Tricrómica de Mallory.
Microscopía de campo claro. 40X.

Figura D.- Detalle de la gónada rodeada de una capa delgada de epitelio cúbico simple (Ecs) teñida en azul, las cámaras ovíferas (Cov) presentan de 2 a 3 ovocitos (Ov) en su interior con abundante microvitelo (mv) rodeados por una delgada capa de tejido conjuntivo (Tc), aún no termina la fase de crecimiento.

Técnica Tricrómica de Gallego.
Microscopía de campo claro. 20X.

43-1



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Lámina 2

Etapa de maduración. Hembras.

Figura A.- Aspecto panorámico del ovario donde se observa en crecimiento a los ovocitos (Ov) que están delimitados con fibras de tejido conjuntivo (Tc) que se tiñen intensamente con hematoxilina, su núcleo (N) es excéntrico. El citoplasma se encuentra ocupado por gran cantidad de vitelo (V) (Macro y microvitelo). En esta etapa ya no se observan espacios entre los ovocitos, lo que indica el crecimiento total de éstos.

Técnica Tricrómica de Mallory.
Microscopía de campo claro. 20X.

Figura B.- Acercamiento del ovario maduro que presenta tejido conjuntivo (Tc) que separa a la gónada del hepatopáncreas (Hp) y ovocitos con gránulos de vitelo (V) en su interior.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

Etapa de maduración. Hembras.

Figura C.- Detalle de la zona del ovario donde se observan los grandes ovocitos maduros (Om) que presentan las sustancias de reserva o vitelo (Mv, mv) y núcleo excéntrico (N) con granulaciones de cromatina (gc) separados por una delgada capa de tejido conjuntivo (Tc).

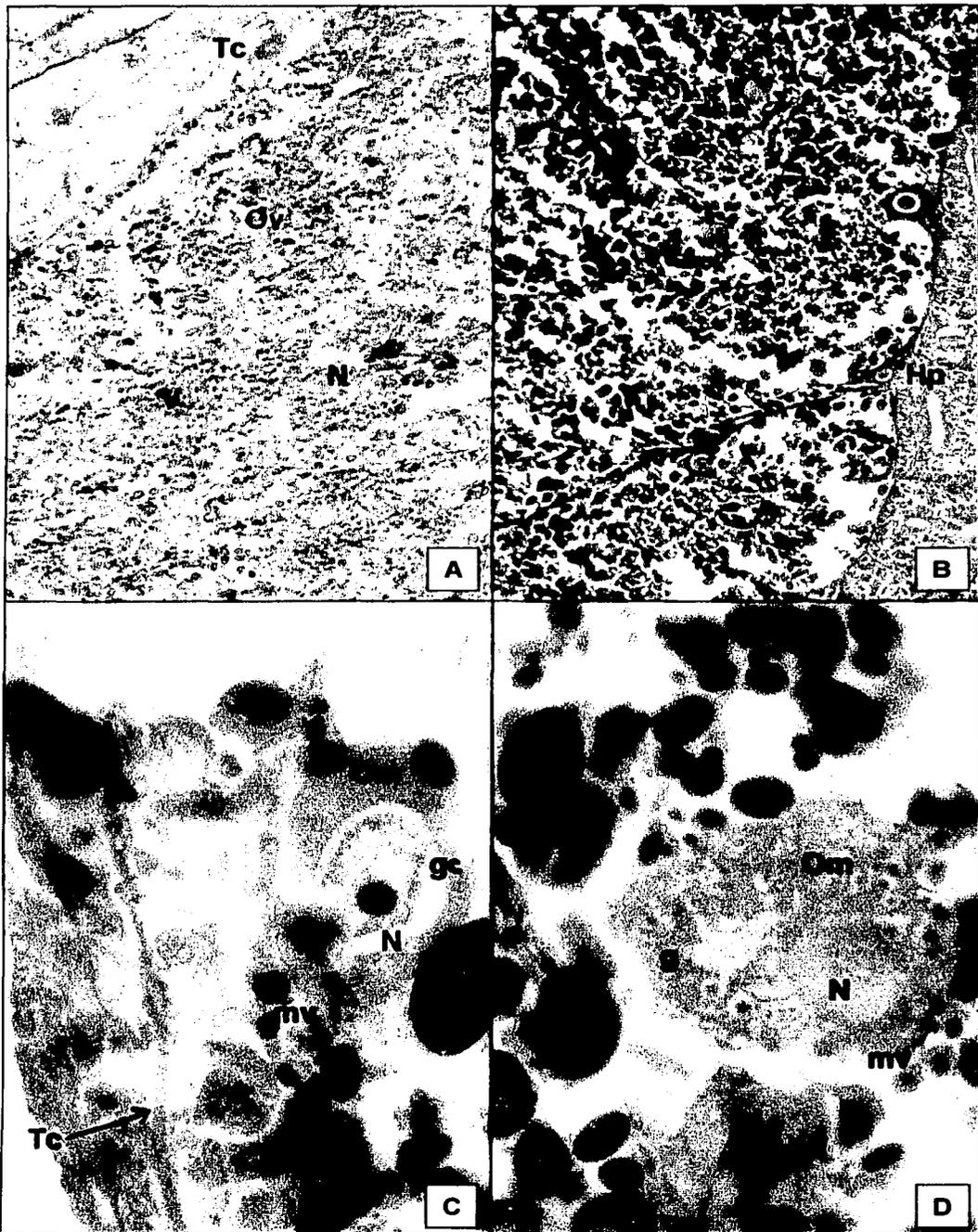
Técnica Tricrómica de Mallory.
Microscopía de campo claro. 100X.

Figura D.- Acercamiento de un ovocito maduro (Om) con núcleo excéntrico (N) rodeado de citoplasma con granulaciones (g), hacia la periferia en el citoplasma se encuentra el macrovitelo (Mv) y microvitelo (mv).

Técnica Tricrómica de Mallory.
Microscopía de campo claro. 100X.



44-A



TESIS CON
FALSA DE ORIGEN

Lámina 3

Etapa de desove parcial. Hembras.

Figura A.- Vista panorámica de la gónada en la que se observan grupos de ovocitos en cuyo citoplasma se presenta una disminución de macrovitelo (Mv) y microvitelo (mv). Algunas ovogonias (O) están adosadas a la pared de los folículos. Existen espacios entre los ovocitos que indican el desove (←) observándose una gónada más laxa debido a una menor concentración de células reproductoras.

Técnica Tricrómica de Masson.
Microscopía de campo claro. 40X.

Figura B.- Debido a la expulsión parcial de ovocitos, se observa la gónada con folículos (F) casi vacíos y otros todavía con ovocitos (Ov) con escaso macrovitelo (Mv) y microvitelo (mv). También se observan ovogonias (O) situadas en la pared del folículo (←) que está separado por tejido conjuntivo (Tc) de los demás folículos.

Técnica Tricrómica de Masson.
Microscopía de campo claro. 40X.

Etapa de desove total. Hembras.

Figura C.- Detalle de la gónada en la que se ha producido el desove total (salida de los ovocitos) y se observan algunos folículos parcialmente vacíos (Fv) en cuyo interior se encuentran residuos celulares (Cr). Cada folículo está delimitado por tejido conjuntivo (Tc).

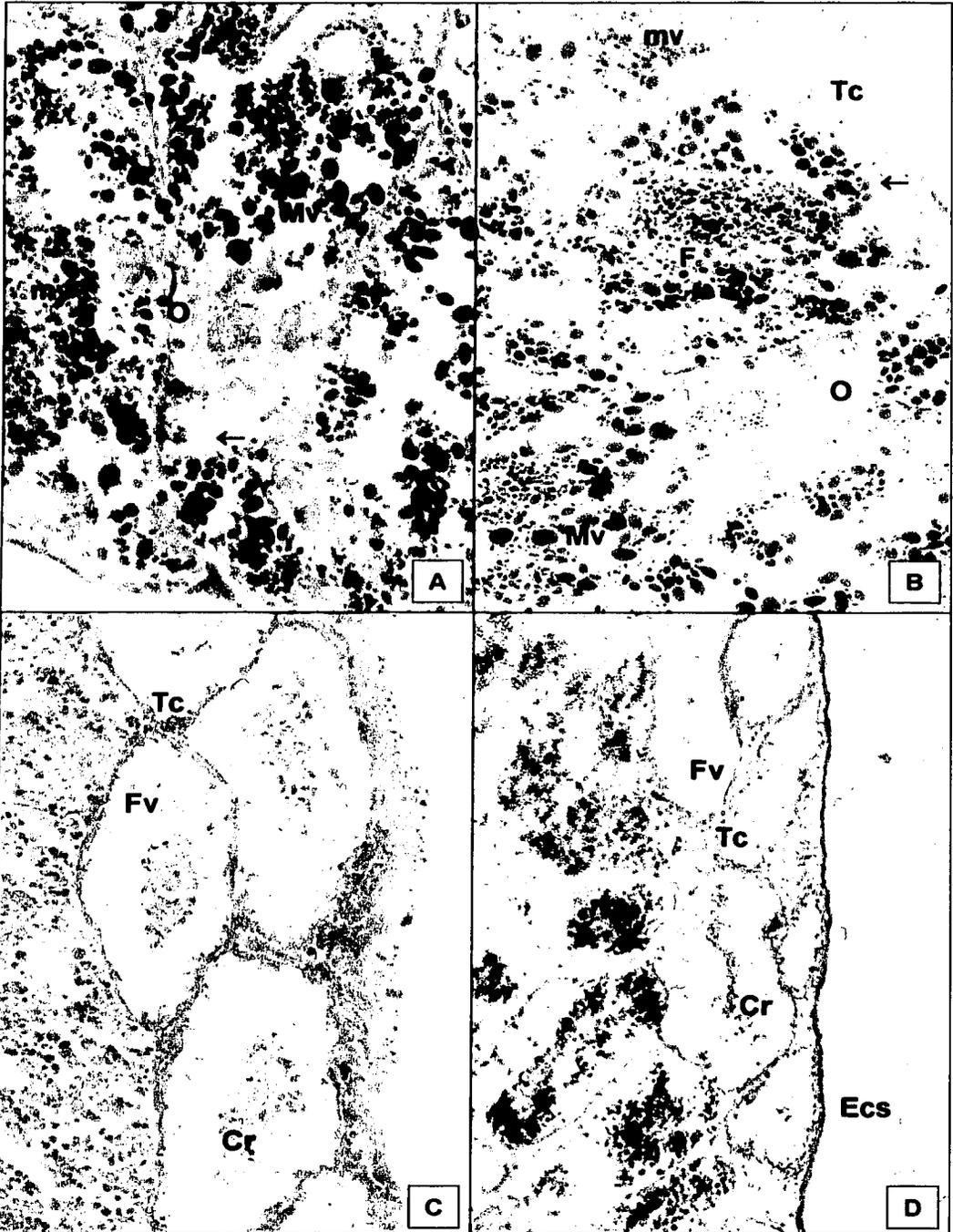
Técnica de Feulgen. Microscopía de campo claro. 40X.

Figura D.- Vista panorámica de la gónada rodeada por una capa de epitelio cúbico simple (Ecs) y los folículos se observan en su mayoría vacíos (Fv) con algunos residuos celulares (Cr) en su interior, el tejido conjuntivo (Tc) rodea a cada uno de los folículos.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.



45-A



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Lámina 4

Etapa temprana. Machos.

Figura A.- Detalle de la gónada masculina observándose una capa externa gruesa de tejido conjuntivo (Tc), el cual manda ramificaciones (←) al interior delimitando los túbulos seminíferos, los cuales no presentan aún un lumen definido. Las células germinales son indiferenciadas y ocupan la totalidad del túbulo.

Técnica Tricrómica de Mallory.
Microscopía de campo claro. 20X.

Figura B.- Vista panorámica de la gónada masculina asociada al hepatopáncreas (Hp) mostrando los túbulos seminíferos (T) carentes de lumen y rodeados de una gruesa capa de tejido intersticial (Ti). No se observa una diferenciación celular debido al temprano desarrollo gonadal.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 20X.

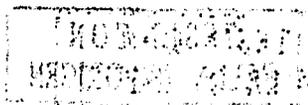
Etapa tardía. Machos.

Figura C.- Vista panorámica del testículo en el cual se observan los túbulos seminíferos (T) delimitados por tejido conjuntivo (Tc), cada uno de ellos presenta una membrana basal con gran cantidad de espermatocitos en división, comienza a observarse el lumen y algunas colas de los primeros espermatozoides formados. A la izquierda de la imagen se observa la glándula digestiva o hepatopáncreas (Hp).

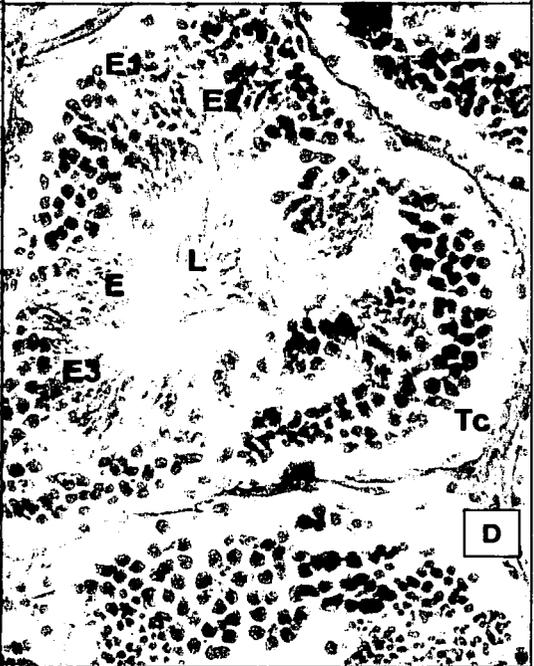
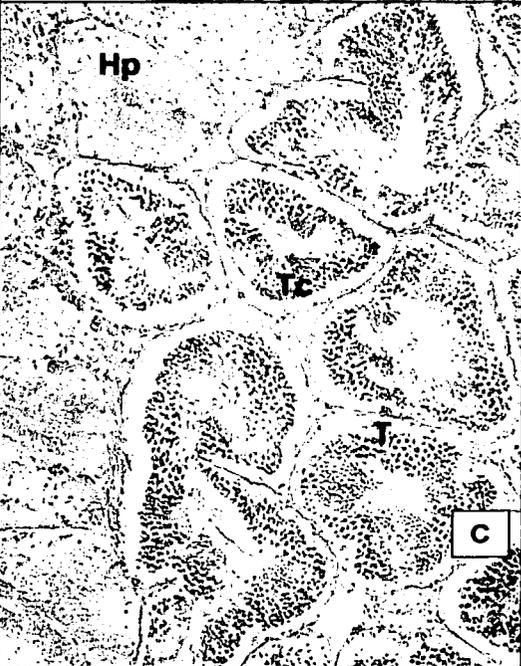
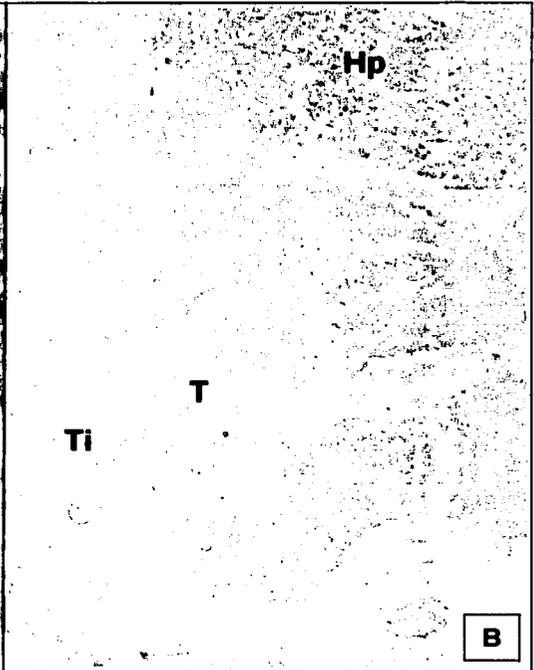
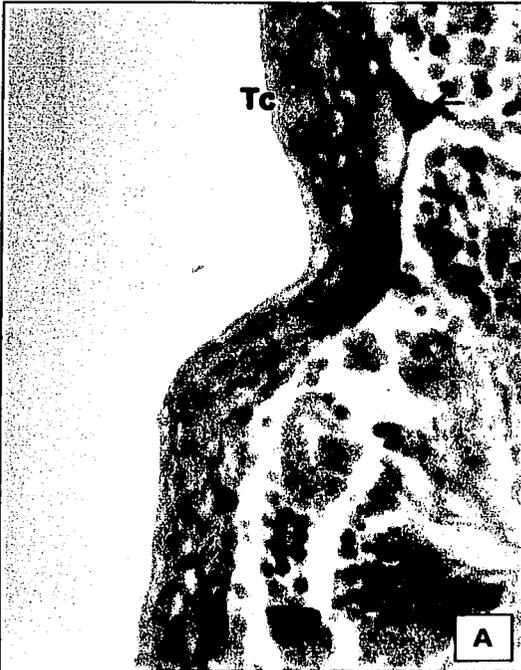
Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 20X.

Figura D.- Detalle de dos túbulos seminíferos, los cuales se encuentran separados por una delgada capa de tejido conjuntivo (Tc), cada túbulo contiene una membrana basal que sostiene al epitelio germinativo, donde se observan: las espermatogonias (Es), numerosos espermatocitos primarios (E1), espermatocitos secundarios (E2), espermátidas (E3) y espermatozoides (E) orientando sus caudas dirigidas hacia el lumen (L).

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.



46-A



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Lámina 5

Etapa de maduración. Machos.

Figura A.- Vista panorámica del testículo en donde se observan túbulos seminíferos, conteniendo espermatocitos en diferentes estadios de maduración y los espermatozoides (E) se encuentran orientados con la cabeza dirigida hacia la membrana basal y la cauda hacia el lumen (L). Los túbulos están delimitados por tejido conjuntivo (Tc) formando una trama muy delgada.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

Figura B.- Detalle de un túbulo seminífero conteniendo espermatocitos (Esp) en diferenciación. Los espermatozoides (E) se encuentran concentrados en el lumen (L) observándose los conjuntos de flagelos que forman penachos característicos de un túbulo seminífero a término.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

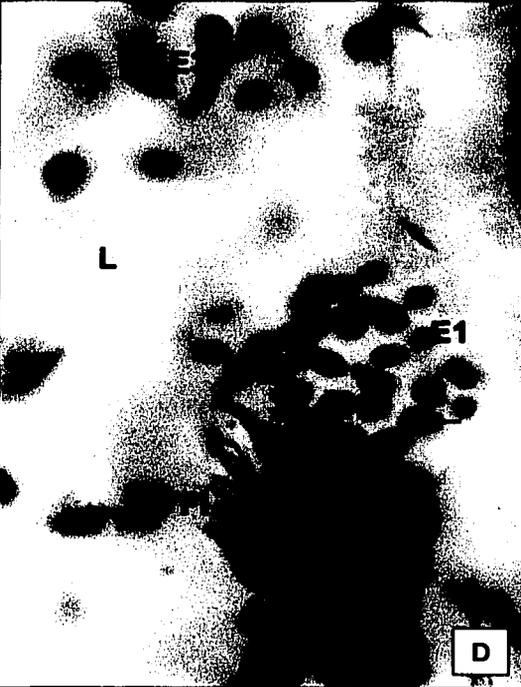
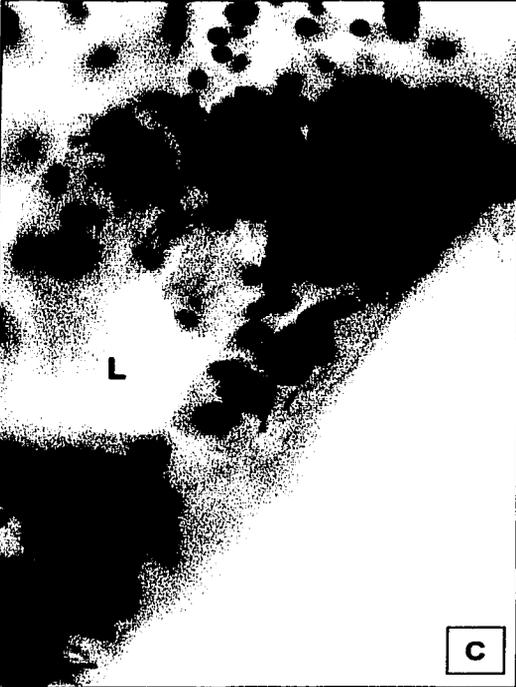
Etapa de maduración. Machos.

Figuras C y D.- Detalle del epitelio germinativo donde se observan espermatocitos de primer orden o primarios (E1) con núcleo central con cromatina característica del estadio paquíteno (←) y citoplasma homogéneo. Le continúan los espermatocitos de segundo orden o secundarios (E2), más cercanos al lumen (L) ubicados junto a las espermatidas (E3), observando muy evidente el arreglo de paquetes de los flagelos (FI) de los espermatozoides (E) en paquetes.

Técnica Tricrómica de Gallego.
Microscopía de campo claro. 100X.



44-A



TESIS CON
FALLA LE ORIGEN

Lámina 6

Etapa de desove parcial. Machos.

Figura A.- Detalle de túbulos seminíferos cercanos al hepatopáncreas (Hp), separados por una capa de tejido conjuntivo. En estos túbulos se observa una menor cantidad de espermatozoides (E) localizados en el centro del lumen (L), además presenta grandes espacios vacíos donde se localizaban las células germinativas, debido a la liberación de los espermatozoides.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

Figura B.- Detalle de túbulos seminíferos cercanos al hepatopáncreas (Hp) y delimitados por tejido conjuntivo (Tc). En cada uno de los túbulos se presentan escasas células germinativas (E1, E2) se aprecian los túbulos casi vacíos con pocos espermatozoides.

Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 40X.

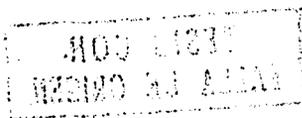
Etapa de desove total. Machos.

Figura C.- Panorámica de túbulos seminíferos rodeados por tejido conjuntivo (Tc). Hacia el lumen (L), algunos de estos túbulos se encuentran totalmente vacíos (Fv) y otros con células residuales (Cr) que posteriormente serán reabsorbidas. Las paredes del túbulo presentan ondulaciones debidos a la falta de células germinativas por haber presentado un desove total.

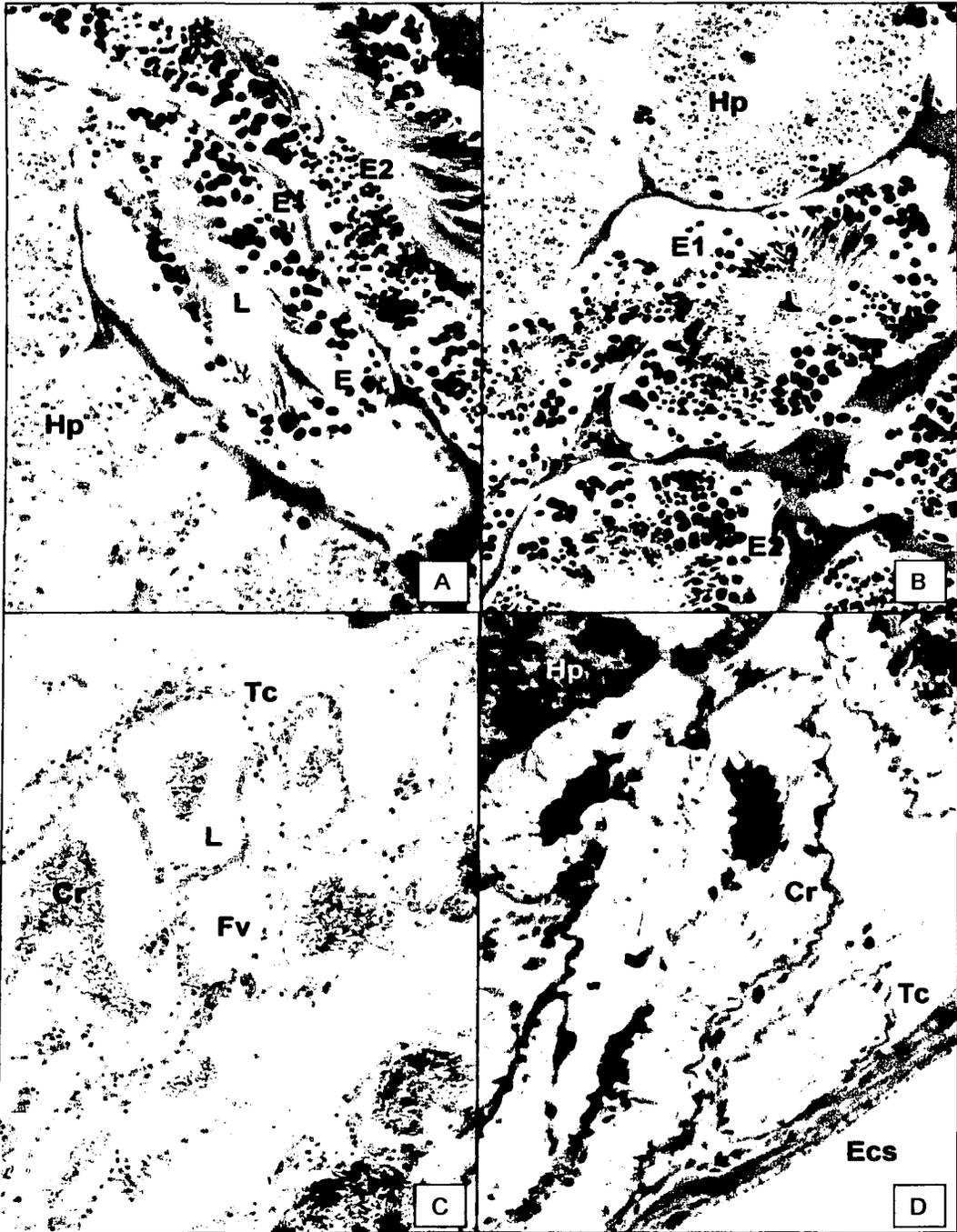
Técnica de Hematoxilina-Eosina.
Microscopía de campo claro. 20X

Figura D.- Detalle de la gónada masculina donde se observa un epitelio cúbico simple (Ecs) que la rodea. Presenta túbulos vacíos con residuos celulares (Cr) y ya no se observan espermatozoides, ya que fueron liberadas en esta etapa de desove total.

Técnica de Feulgen. Microscopía de campo claro. 40X.



HB-A



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Simbología

Cr	Residuos celulares
Cov	Cámara ovígera
E	Espermatozoides
E1	Espermatocitos primarios
E2	Espermatocitos secundarios
E3	Espermátidas
Es	Espermatogonias
Ecs	Epitelio cúbico simple
Esp	Espermatidas
F	Folículo
Fl	Flagelos
Fv	Folículo vacío
g	Granulaciones citoplásmicas
gc	Granulaciones de cromatina
Hp	Hepatopáncreas
L	Lumen
Mv	Macrovitelo
mv	Microvitelo
N	Núcleo
Nc	Nidos celulares
O	Ovogonias
Om	Ovocitos maduros
Ov	Ovocitos
T	Túbulos seminíferos
Tc	Tejido conjuntivo
Ti	Tejido intersticial
V	Vitelo
Zi	Zona interna

7.0 CONCLUSIONES

1. Se determinó el ciclo gonádico del caracol *Purpura pansa* en la región de Cuastecomate, Jalisco.
2. Se determinaron cinco etapas de madurez gonadal en el caracol *Purpura pansa* tanto en hembras como en machos, siendo las siguientes: temprana, tardía, de maduración, desove parcial y desove total.
3. La maduración folicular es asincrónica debido a que se encuentran los ovocitos en todas las etapas de desarrollo dentro de la misma gónada.
4. Debido a que presentan asincronía, la predominancia de las etapas del ciclo gonadal se determinaron en las siguientes estaciones del año:

En invierno, la mayor parte de los caracoles se encontraban en etapa de maduración tanto en hembras como en machos.

En primavera, se encontraron organismos en etapa de maduración y desove parcial.

En verano, en desove parcial y desove total.

En otoño se encontraron en desove total y en etapa temprana y en menos proporción, organismos en etapa de maduración.

8.0 PROPUESTAS

Realizar estudios sobre:

- ✓ La composición química del tinte del caracol *Purpura pansa*.
- ✓ La fisiología de la glándula hipobranquial.
- ✓ Realizar el marco histológico integral del caracol *Purpura pansa*.
- ✓ Se está proponiendo el cambio de nombre según estudios hechos por la M. en C. Zoila Castillo en 1972, por el de *Plicopurpura pansa*.
- ✓ Hacer una constante promoción cultural en las costas del Pacífico Mexicano para rescatar sus tradiciones.

9.0 BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

- Acevedo, G. J., M. A. Escalante y C. E. López. 1989. Análisis de algunos parámetros poblacionales del caracol *Purpura pansa* (Gould, 1853), en el litoral de Nayarit. Rev. Inter. C. G. I. P. U. A. S. (1). 1991. p.18-22.
- Acevedo, G. J., M. A. Escalante y M. W. Turok. 1994. El caracol púrpura. Su uso y manejo en México. Pesquerías relevantes de México. CD-Rom. I. N. P. PESCA. Universidad Autónoma de Colima. México. 35 pp.
- Álvarez, D. A. S. 1989. Relaciones ecológicas y algunos aspectos poblacionales del caracol *Purpura pansa* Gould, 1853 en las costas del estado de Michoacán, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 123 pp.
- Barnes, R. D. 1984. Zoología de los Invertebrados. Ed. Interamericana. México. 1157 pp.
- Bertness, M. D., S. D. Garrity and S. C. Levings. 1981. Predation pressure and gastropod foraging: A tropical temperate comparison. Evolution 35: 995-1007.
- Born, W. 1937. Purple. Ciba Review. (Basle, Germany) (4): 1-137.
- Boss, K. J. 1971. Critical estimate of the number of recent Mollusca. Occas. Pap. Mollusks Mus. Comp. Zool. Harvard Univ. 3: 81-135.
- Brusca, C. R. and G. J. Brusca. 1990. Invertebrates. Sinauer Associates, Inc. U. S. A. 922 pp.
- Castillo, R. Z. y A. C. García. 1987. Morfología y anatomía del caracol morado *Purpura* spp. en las costas de México. En: III Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología. Universidad Autónoma de Nuevo León. 311-322.
- Castillo, R. Z. 1992. *Combinatio nova de Plicopurpura pansa* (Gould, 1853) (Prosobranchia: Muricoidea). An. Inst. Ciencs. del Mar y Limnol. UNAM. 19(1): 103-111.
- Castillo, R. Z. y L. F. Amescua. 1992. Biología y aprovechamiento del caracol morado *Plicopurpura pansa* (Gould, 1853) (Gastropoda: Neogastropoda) en las costas de Oaxaca, México An. Inst. Ciencs. del Mar y Limnol. UNAM. 19(2): 223-234.
- Cernohorsky, W. O. 1969. The muricidae of Fiji. Part II Subfamily Thaidinae. The Veliger. 11: 293-315
- Clench, J. W. 1947. The genera *Purpura* and *Thais* in the Western Atlantic. Johnsonia. 10(2): 61-92.
- Cooke, A. H. 1915. The Geographical Distribution of *Purpura lapillus* (Li). Proc. Malac. Soc., 11: 192-209.
- Cossmann, A. E. M. 1903. Essais de paléonconchologie comparée. Volume 5. Paris. 215 pp.

Dayton, P. K. 1971. Competition, disturbance and community organization: the provision and subsequent utilization of space in a rocky intertidal community. *Ecol. Monographs*. 41: 351-389.

DIARIO OFICIAL DE LA FEDERACIÓN. 1988. Órgano del Gobierno Constitucional de los Estados Unidos Mexicanos. Dirección General Manuel Arellano. Tomo CDXIV. No. 21. 30 de marzo. México. 10-12.

Enciso, E. C., V. M. Hernández R., A. R. Núñez T. y A. Pérez. 1998. Evaluación de la población y épocas de reproducción del caracol *Purpura pansa* (Gould 1853), en Mazatlán, Sinaloa, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Sinaloa. 55 pp.

Fotheringham, N. 1971. Life history patterns of the littoral gastropods *Shaskyus festivus* (Hinds) and *Ocenebra poulsoni* Carpenter (Prosobranchia: Muricidae). *Ecology*. 52: 742-757.

Fretter, V. 1984. Prosobranchs. In: Tompa A. S. T. (Ed.) *Reproduction*. Vol. 7. In: Wilbur K. M. (Ed.) *The Mollusca*. 1-45.

García, M. E. 1980. *Apuntes de Climatología*. Tercera Edición México. 153 pp.

Garrity, S. D. and S. C. Levings. 1981. A predator-prey interaction between two physically and biologically constrained tropical rocky shore gastropods: direct, indirect and community effects. *Ecological Monographs*. 51(3): 267-286.

Garrity, S. D. 1984. Some adaptations of gastropods to physical stress on a tropical rocky shore. *Ecology*. 65(2): 559-574.

Gerhard, P. 1962. Shellfish dye in America. XXXV Congreso Internacional de Americanistas, Actas y Memorias. 3: 177-190.

Giese, A. C. 1977. *Reproduction of marine invertebrates*. Academic Press NY. 1-20.

González, A. R. y C. Flores. 1972. Nota sobre los géneros *Thais* Roeding, *Purpura* Brugiere y *Murex* Linnaeus (Neogastropoda: Muricidae) en las aguas costeras de Venezuela. *Bol. Inst. Oceanogr. Univ Oriente*. 11(2):67-82.

González, F. O. B. 1997. Contribución al estudio del ciclo gonádico del caracol *Purpura pansa* Gould 1853 (Gastropoda: Prosobranchia) en Mazatlán, Sinaloa. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 87 pp.

González, V. L. M. G. 1977. Estudio taxonómico de los gastrópodos marinos de la Bahía de Tenacatita. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Guadalajara.

Graham, A. and V. Fretter. 1976. *A functional anatomy of invertebrates*. Academic Press. U.S.A. 589 pp.

- Heffernan, P. B., R. L. Walker and J. L. Carr. 1989. Gametogenic cycles of three bivalves in Wassaw sound, Georgia: I. *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus, 1758). *Journal of Shellfish Research*. 8(1): 51-60.
- Heffernan, P. B., R. L. Walker, and J. L. Carr. 1989. Gametogenic Cycles of three bivalves in Wassaw sound, Georgia: II. *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus, 1758). *Journal of Shellfish Research*. 8(1): 61-70.
- Hernández, C. E. y J. Acevedo. 1987. Aspectos poblacionales y etnobiológicos del caracol *Purpura pansa*, Gould, 1853 en la costa de Oaxaca. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 147 pp.
- Hickman, C. S. 1988. Archeogastropod evolution. Phylogeny and systematics: A re-evaluation. *Malacol. Rev. (Suppl.)*. 4: 17-34.
- Hyman, L. H. 1967. *The Invertebrates*. Vol. VI: Mollusca I. McGraw-Hill Book Co. USA. 791 pp.
- Keen, M. A. 1971. *Sea Shell of Tropical West America*. Stanford University Press, Stanford, California. 1063 pp.
- Kool, S. P. 1988. Aspects of the anatomy of *Plicopurpura pansa* (Prosobranchia: Muricoidea: Thaidinae) new combination, with emphasis on the reproductive system. *Malacología*. 29 (2): 373-382.
- Landa, J. V. 1997. Algunos aspectos reproductivos del caracol *Plicopurpura patula pansa* (Gould, 1853) en condiciones de cautiverio. En: III Congreso Latinoamericano de Malacología y VI Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología. 181-182.
- Lens, H. 1984. Casas de papel en Mesoamérica. Ed. Libros de México, S. A. México 225-235.
- León, A. H. G. 1989. Estructura poblacional, producción y tiempo de recuperación del tinte de *Purpura pansa* Gould, 1853 (Gastropoda: Thaididae) en algunas playas rocosas de la bahía Cuastecomate, San Patricio, Melaque, Jalisco, México. Tesis de Licenciatura. Universidad de Guadalajara. 107 pp.
- León, A. H. G., E. Ríos, L. Lizárraga y E. López. 1990. Algunos aspectos sobre la estructura poblacional del caracol morado *Purpura pansa* en facie rocosa de la Bahía Cuastecomate, Jalisco, México. En: IV Reunión Nacional de Malacología y Conquiliología. Universidad Autónoma de Baja California Sur. La Paz, Baja California Sur, México. 39 p.
- Levings, S. C. and S. D. Garrity. 1983. Diel and tidal movement of two co-occurring neritid snails; differences in grazing patterns on a tropical rocky shore. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 67: 261-278.

- Medina, G. M. 1985. Distribución, abundancia y aprovechamiento del caracol marino *Purpura patula pansa* en la costa del Estado de Oaxaca, México. Informe. Universidad Autónoma Metropolitana.
- Meglitsch, P. A. 1981. Zoología de Invertebrados. H. M. Blume Ediciones. España. 906 pp.
- Moore, H. B. 1936. The biology of *Purpura lapillus*. I. Shell variation in relation to environment. J. Mar. Biol. Assoc. U. K. 21: 61-89.
- Nutall, Z. 1971. Una curiosa supervivencia del caracol de púrpura en Oaxaca. Gobierno del Estado de Oaxaca. 41 pp.
- Olivares, M. M. I. 1993. Malacofauna asociada a la población del caracol *Purpura pansa* Gould, 1853 en las costas del Estado de Nayarit, Santa Cruz y Chacalilla. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Nayarit. 77 pp.
- Pearse, J. S. 1978. Reproductive periodicities of Indo-Pacific Invertebrates in the Gulf Suez. IV. The Chitons *Acanthopleura haddonii* winckworth and *Onithochiton lyelli* (Sowerby), and the abalone *Haliotis pustulata* Reeve. Bulletin of Marine Science. 28 (1): 92-101.
- Peel J. S. 1987. Class Gastropoda. In: R. S. Boardman, A. H. Cheetham and A. J. Rowel (Eds.). Fossil Invertebrates. Palo Alto, CA: Blackwell Scientific Publications. 304-329.
- Peña, G. M. 1970. Zonas de distribución de los gastrópodos marinos del Perú. An. Cient. Universidad Nacional Agraria 8: 153-170.
- Pérez, R. R. 1980. Moluscos de la Plataforma Continental del Golfo de México y Caribe Mexicano. Tesis Profesional. Fac. de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. 339 pp.
- Periwinkle. 1987. Age and growth, reproductive cycle, and histochemical test for heavy metals in hard clams, *Mercenaria mercenaria*, from Raritan Bay, 1974-75. Fisheries Bulletin. 85 (3): 653-662.
- Ponder, W. F. 1973. The origin and evolution of the Neogastropoda. Malacología. 12 (2): 295-338.
- Quiroz, R. G. 1992. Contribución al estudio histológico de la gónada del caracol *Purpura pansa*, Gould, 1853 (Gastropoda: Prosobranchia). Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 43 pp.
- Rivas, O. N. y P. P. Jacobo. 1990. El caracol púrpura. Un tesoro y una tradición apagada en México. Acuavisión. Año V. 2a. Época 21: 17-22.
- Rodríguez, S. M. R y J. A. Ramírez M. 1982. Contribución al estudio taxonómico de las clases Bivalvia y Gasterópoda del Phylum Mollusca, de la Laguna Barra de Navidad, Jalisco. Tesis de Licenciatura. Universidad de Guadalajara. 54 pp.

- Ropes, J. and A. Stickney. 1965. Reproductive cycle of *Mya arenaria* in New England. Reprinted from Biological Bulletin. 128(2): 315-327.
- Sevilla, M. L. 1971. Desarrollo gonádico del abulón azul *Haliotis fulgens fulgens* Philippi. Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural. XXXII. 129-139.
- Spight, T. M., C. Birkeland and A. Lyons, 1974. Life histories of large and small murexes (Prosobranchia: Muricidae). Mar. Biol. 24: 229-242.
- Spight, T. M. 1973. Ontogeny, environment, and shape of a marine snail *Thais lamellosa*. Gemlin. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 13: 215-228.
- Turok, M., A. M. Sigler, E. C. Hernández, J. G. Acevedo, R. C. Lara y V. Turcott. 1988. El caracol púrpura. Una tradición milenaria en Oaxaca. Dirección General de Culturas Populares. México. 164 pp.
- Villalpando, C. E. 1986. Diversidad y zonación de moluscos de facie rocosa Isla Roqueta, Acapulco, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 105 pp.
- Voltzow, J. 1994. Gastropoda: Prosobranchia. In: Harrison F. W and A. J. Kohn (eds.) Microscopic Anatomy of Invertebrates. Vol. 5. Mollusca I. Wiley-Liss, Inc. U.S.A. 111-252.
- Webber, H. H. 1977. Gastropoda: Prosobranchia. In: Giese, A. C. and J.S. Pearse (Eds.). Reproduction of Marine Invertebrates. Vol.4: Mollusca. Academic Press. N. Y. USA. 369 pp.
- Wellington, G. M. and A. M. Kuris. 1983. Growth and shell variation in the tropical Eastern Pacific intertidal gastropod genus *Purpura*: Ecological and evolutionary implications. Biol. Bull. 164: 518-535.
- Wigham, G. D. 1975. Environmental influences upon the expression of shell form in *Rissoa parva* (Da Costa). [Gastropoda: Prosobranchia]. J. Mar. Biol. Ass. U. K. 55: 425-438.
- Wilkins, G. L. 1934. The Coloration of *Nucella lapillus* (L). Journ. Conchology, 20(2): 61-64.
- Wye, K. R. 2000. The Encyclopedia of Shells. Chartwell Books, Inc. Singapore. 288 pp.
- Yoshioka, T. 1974. Purple dye of Mexican shell-fish. Journal Malacol. 32(4): 135 pp.
- Zanuy, S. 1977. Inducción a la puesta y estudio de la ovogénesis en un teleósteo marino: *Paracentropistis cabrilla* L. Investigación Pesquera. 41(2): 337-384.