



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Descripción histológica de diferentes estadios larvarios
del camarón *Litopenaeus vannamei*

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGA

P R E S E N T A :

Erika Samantha Palacios Ávila

TUTORA

M. en C. María del Pilar Torres García



2007



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.

Torres García,
1966, así como
inaportable, la
fundaste.

**El presente trabajo se realizó bajo la dirección de la M. en C.
María del Pilar Torres García en el Laboratorio de Invertebrados
de la Facultad de Ciencias, UNAM.**

Un agradecimiento muy especial a la M. en C. Maria del Pilar Torres García, por darme la oportunidad de realizar este trabajo bajo su dirección, así como fomentar en mí el gusto por la histología, por el gran cariño inagotable, la paciencia, las palabras, los consejos oportunos y todo el apoyo que me brindaste. PILAR eres una gran persona, amiga, maestra y sobre todo alguien muy especial para mí, te quiero mucho. GRACIAS

A la Bióloga Eva Muñoz por tu apoyo, tu amistad, los buenos ratos que me diste la oportunidad de compartir y tu gran sentido del humor.

A la Bióloga Teresa Sosa Rodríguez, por tu paciencia, enseñanza del proceso histológico y tu amistad. Gracias por todo.

A la M. en C. Paty Salinas agradezco tu apoyo, la motivación y sobre todo tu amistad, gracias.

A la Bióloga Martha Bonilla por ser parte de mi jurado y por el apoyo.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, José Antonio Palacios y Alma Rosa Ávila por darme la vida, el amor, el apoyo, la comprensión, los consejos y los principios que me hicieron en la mujer que soy. Los amo

A ti, el amor de mi vida, por tu amor, el apoyo incondicional, y la comprensión, por compartir tu vida conmigo, los consejos y enseñanzas, por motivarme a finalizar este trabajo que también es tuyo, por esto y más muchas gracias Armando, te amo.

A mi hermano, José Eduardo, por ser mi cómplice, mi apoyo, por tu cariño y por pensar siempre en mi.

A mis abuelos Tere y Cacho †, su cariño, cuidado, apoyo a lo largo de mi vida, se que estarías muy orgulloso de mi Cacho.

A mis abuelos Ofelia y José † por todo su apoyo.

A Carlos, Bety, Luis y Jorge que mas que mis tíos han sido los hermanos que me han apoyado y alentado a superarme desde que inicio mi vida académica.

Al resto de mi familia por todo el cariño y apoyo.

A Paloma la gran amiga que a estado conmigo en los buenos y malos momentos apoyándome y brindándome siempre su amistad.

Al resto de mis amigos de la carrera por su amistad, cariño, apoyo y sobre todo los momentos que compartimos en las prácticas de campo.

Y a todos aquellos que no he mencionado pero que de alguna u otra forma me han apoyado durante todo este tiempo.

Dedico este trabajo con todo mi amor

A mis padres, por todo lo que me dieron,

A Armando, el amor de mi vida,

A Eduardo, sabes que te adoro con todo mi corazón.

Si una persona es perseverante, aunque sea dura de entendimiento, se hará inteligente; y aunque sea débil se transformará en fuerte.

Leonardo Da Vinci

INDICE

RESUMEN.	1
1. INTRODUCCIÓN.	2
1.1 Camaronicultura a nivel mundial.	2
1.1.1 Camaronicultura en México.	3
1.2 Ubicación Taxonómica.	6
1.3 Biología del camarón.	6
1.3.1 Morfología Externa.	8
1.3.2 Morfología Interna.	9
1.4 Ciclo de Vida.	9
1.4.1 Estadios Larvarios.	10
2. ANTECEDENTES.	12
2.1 Laboratorio de producción de postlarvas.	13
3. OBJETIVO.	18
4. AREA DE ESTUDIO.	19
5. MATERIAL Y METODO.	21
6. RESULTADOS.	26
7. DISCUSIÓN.	39
8. CONCLUSIONES.	40
9. LITERATURA CONSULTADA.	41

RESUMEN

El auge de la camaronicultura, la alta demanda del producto, la sobreexplotación de larvas silvestres, la mortandad, la propensión a enfermedades y la poca resistencia de las larvas del medio natural, impulsaron el desarrollo de investigaciones de reproducción de camarones para la obtención de larvas por medio de desoves en laboratorio y sustituir la captura de organismos silvestres por cultivados, asegurando una mejor calidad de éstos, lo que originó el surgimiento del cultivo de larvas de camarón conocido como larvicultura. En el monitoreo del camarón para detectar factores de mortalidad, crecimiento lento u otros aspectos durante su cultivo en granjas y laboratorios, tiene mucha importancia el realizar estudios fisicoquímicos ambientales, microbiológicos y fisiológicos, principalmente; dentro de éste último se encuentran los estudios histológicos que nos permiten conocer la estructura microscópica normal del organismo y poder determinar los daños ocasionados por diversos patógenos que le afectan. El análisis histológico realizado en las biopsias y en las necropsias del crustáceo, permiten ver lesiones tisulares específicas o citopáticas que identifican el efecto que producen ciertos agentes químicos y biológicos que dañan al camarón y cuando en otras ocasiones las alteraciones histológicas son inespecíficas, la correlación entre los estudios físicos y/o químicos o a través de cualquier método de biología molecular "*in situ*", permiten identificar en la mayoría de las veces la etiología de la enfermedad del crustáceo.

1. INTRODUCCIÓN

A la acuicultura se le conoce como la biotécnica cuyos métodos y técnicas abarcan el manejo y control total o parcial de los cuerpos de agua y de sus recursos bióticos, con el objeto de lograr su aprovechamiento socioeconómico o por interés de tipo biológico. (Cifuentes, J.L., et al. 1999).

Desde el punto de vista biológico, es el intento del hombre por incrementar la productividad de los recursos acuáticos mediante la manipulación deliberada de sus procesos fisiológicos de crecimiento, reproducción y mortalidad, haciendo uso de insumos como alimento, energía y mano de obra.

Dentro de los animales cultivados, los crustáceos han tenido un éxito relevante en esta actividad. Se han desarrollado ramas de cultivos, según el estadio del organismo, una se ha especializado en la producción y obtención de huevos, postlarvas y juveniles que se venden como semilla a las granjas camaroneras y, la otra es partir de postlarvas hasta obtener adultos para su venta.

Actualmente la acuicultura de los camarones peneidos en particular *Litopenaeus vannamei*, se practica en mayor o menor medida en casi todos los países del mundo, aunque algunos por su situación geográfica, socioeconómica y política están más avanzados en esta actividad. (Martínez, 1993).

1.1 CAMARONICULTURA A NIVEL MUNDIAL

La camaronicultura se inició en el Sudeste Asiático hace aproximadamente cinco siglos. En el año de 1959, Motosaki Fujinaga establece en Japón un criadero y granja piloto, logrando por primera vez la reproducción y crianza del camarón tigre *Marsupenaeus japonicus*. (Álvarez, 2000).

La producción de camarón ha tomado mayor importancia a nivel mundial, alcanzando México, para el 2003 las 58,000 toneladas, en comparación con China que representa a nivel mundial al principal productor con 2,058 toneladas. En cuanto al continente americano, Ecuador y Brasil son los principales productores, México ocupa el octavo lugar a nivel mundial (Tabla1).

TABLA 1. Producción Mundial de camarón cultivado, según principales países en el periodo 1994- 2003 (miles de toneladas).

Pais	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003
TOTAL/1	882	928	921	937	1,005	1,070	1,144	1,280	1,293	3,736
China	64	78	89	103	143	171	218	304	384	2,058
Brasil	2	2	3	4	7	16	25	40	60	361
Tailandia	266	261	240	228	253	276	310	280	162	320
Ecuador	89	106	108	133	144	120	50	60	60	278
Colombia	9	8	5	7	7	9	11	12	12	132
Vietnam	45	55	50	49	55	57	69	68	68	127
Belice	1	1	1	1	2	3	4	4	4	64
México	13	16	13	17	24	29	33	48	46	58
Indonesia	135	147	152	167	118	141	138	149	160	29
Malasia	6	7	8	10	10	12	16	27	26	27
Honduras	9	7	10	9	8	6	8	11	13	11
Filipinas	93	90	78	41	38	39	42	42	37	2
Japón	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
India	83	70	70	67	83	79	97	103	115	0
Bangladesh	29	32	42	48	56	58	59	55	58	0
Resto del Mundo	6	7	8	10	8	7	4	5	7	87

Fuente: Anuario Estadístico de Pesca 2004.

1.1.1. CAMARONICULTURA EN MÉXICO

Desde la época prehispánica el camarón se capturaba en los sistemas lagunares sólo para subsistencia local o regional, costumbre que se conservó hasta finales del siglo XIX. Por otro lado, la primera exportación de camarón se efectuó en 1921 y en los años treinta los japoneses y americanos ya capturaban camarón con sus barcos en aguas mexicanas (Hernández-Carballo, 1988). En 1934 se registraron oficialmente 250 t de camarón y en 1938 el gobierno mexicano otorgó permisos para la pesca por primera ocasión, considerándose con ello que la pesquería de camarón inicio formalmente.

La más reciente fase de aprovechamiento del recurso inició con la instalación de la primer granja de camarón en Puerto Peñasco, Son., en 1971, (Fig. 1) pero fue hasta finales de los ochenta y principios de los noventa cuando comenzaron los buenos resultados de esta actividad, contribuyendo en 1995

con el 22% del total de la producción de camarón en el Pacífico. Las primeras fases de desarrollo (postlarvas) fueron incorporadas en su medio natural produciéndolas en los laboratorios para finalmente “sembrarlas” en los grandes estanques (Sustentabilidad y Pesca Responsable en México, Evaluación y Manejo, 1999-2000). Para 1990 el cultivo se había extendido aproximadamente a 8000 hectáreas de producción (Gayosso ,1993), en los estados de Nayarit, Sinaloa y Sonora, siendo éstos los principales estados acuicultores de camarón. Alcanzando en el 2004 las 72,277 toneladas de producción de camarón por cultivo (Tabla 2), convirtiéndose así en una actividad comercial, siguiendo en proceso de expansión hasta el presente año en los estados de Baja California Sur, Campeche, Tamaulipas, Chiapas y Oaxaca.

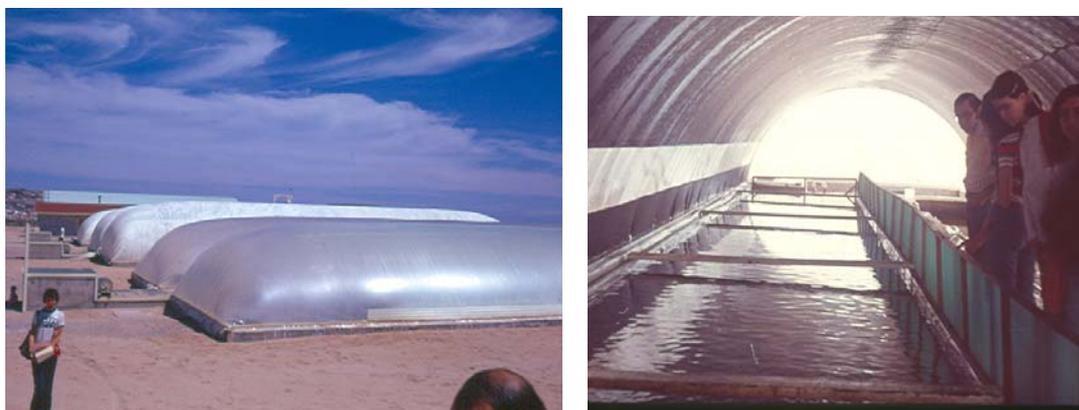


Figura 1. Carpas de primer cultivo experimental de camarón en Puerto Peñasco, Son.

TABLA 2. Serie histórica de la producción de camarón en peso vivo, según origen, 1993-2004 (toneladas) en México.

AÑO	TOTAL	ALTAMAR	ESTEROS Y BAHIAS	CULTIVO
1993	74,361	38,364	24,151	11,846
1994	76,324	40,034	23,152	13,138
1995	85,901	44,159	25,875	15,867
1996	78,879	39,194	26,571	13,114
1997	88,489	41,767	29,151	17,570
1998	90,335	42,173	24,413	23,749
1999	95,611	40,383	26,108	29,120
2000	95,077	34,933	26,664	33,480
2001	105,522	37,107	20,401	48,014
2002	100,486	33,156	21,477	45,853
2003	123,905	35,201	26,342	62,361
2004	125,576	31,043	22,256	72,277

Fuente: Anuario Estadístico de Pesca, 2004.

La acuicultura es una actividad productiva que en México muestra múltiples efectos favorables a la economía regional y nacional, ya que genera una importante demanda de servicios e insumos, en distintas industrias. (Tabla 3)

TABLA 3. Participación de la Acuicultura en la producción pesquera nacional, en peso vivo según volumen 2004 (toneladas).

ESPECIES	Producción pesquera nacional	Producción de acuicultura	Participación %
TOTAL	1,483,220	224,249	15.12
CAMARON	125,576	72,279	57.56
MOJARRA	73,919	67,638	91.50
OSTION	48,293	46,601	96.50
CARPA	27,978	22,331	79.82
ATÚN	141,877	4,193	2.96
TRUCHA	9,289	4,572	49.22
BAGRE	5,591	3,047	54.50
LOBINA	1,243	865	69.58
CHARAL	1,851	932	50.36
LANGOSTINO	4,033	275	6.82
OTRAS	1,043,570	1,516	0.15

Fuente: Anuario Estadístico de Pesca, 2004.

Para el año 2003 la superficie cultivada en el estado de Sinaloa fue de 41,557.2 has, con un número de 18 laboratorios de producción de postlarvas. (Tabla 4)

TABLA 4. Principales indicadores que representa la acuicultura.

Estados	No. De unidades de producción acuícola		Superficie cultivada ha total	No. De laboratorios de producción
	Comercial	Autoconsumo		
B. C	3	15	82.0	0
B.C.S	3	2	109.0	7
Campeche	2	0	272.0	1
Colima	22	0	189.34	1
Guerrero	7	0	197.3	1
Jalisco	1	0	6.5	0
Nayarit	60	0	3,252.0	5
Sinaloa	488	0	41,557.2	18
Sonora	117	0	13,749.8	6
Tabasco	24	0	330.0	1
Tamaulipas	14	0	444.8	1
Veracruz	1	0	2.0	0
Yucatán	2	0	92.0	2

1.2 UBICACIÓN TAXONÓMICA

Los camarones del género *Penaeus*, son considerados entre los más importantes a nivel mundial, tanto en pesquería como en cultivo.

La taxonomía de este género según Burkenroad (1963, 1981) y Sramm (1979, 1981), es la siguiente:

Phylum: Arthropoda

Subphylum: Crustacea	Pennant, 1777
Clase: Malacostraca	Latreille, 1806
Subclase: Eumalacostraca	Grobben, 1892
Cohorte: Eucarida	Calman, 1904
Orden: Decapoda	Latreille, 1803
Suborden: Dendobranquiata	Bate, 1888
Superfamilia: Penaeoidea	Refinesque, 1805
Familia: Penaeidae	
Genero: <i>Litopenaeus</i>	Pérez- Farfante, 1997
Especie: <i>Litopenaeus vannamei</i>	Bonne, 1931

Los miembros del género *Penaeus* han sido divididos por Pérez- Farfante (1969) en los siguientes subgéneros: *Penaeus*, *Litopenaeus*, *Farfantepenaeus*, *Fenneropenaeus* y *Melcertus*.

Los camarones del género *Litopenaeus* son de tónico abierto sin receptáculo espermático. A este género pertenecen algunas especies americanas de gran importancia comercial como el camarón blanco *Litopenaeus vannamei*.

1.3 BIOLOGÍA DEL CAMARÓN

Los camarones peneidos son invertebrados de regiones intertropicales y subtropicales, euritérmicos y eurihalinos, con intervalos óptimos de crecimiento de 24°C a 28°C y de 23 a 36‰, y de hábitos bentónicos como juveniles y adultos. *L. vannamei* y *L. stylirostris* viven la mayor parte del tiempo en zonas influenciadas o en estrecha relación por los deltas de ríos, estuarios o lagunas costeras. Todos los camarones de la Familia Penaeidae del Pacífico mexicano presenta dimorfismo sexual, maduran y se reproducen en mar abierto entre la 5 y 20 brazas de profundidad, sus huevos son demersales y después de la

eclosión tienen once estadíos larvales planctónicos, pasando de una fase a otra por medio de una muda: cinco nauplios, tres protozoas y tres mysis: La última de estas mudas se transforma en postlarva que ya tiene la apariencia general de adulto pero su fórmula rostral es incompleta. Ya como postlarva, el camarón penetra a los estuarios, donde inicia su crecimiento con hábitos semibentónicos. Sus movimientos migratorios obedecen a la naturaleza de su ciclo de vida, que es dependiente de los sistemas lagunarios, estuarios o bahías, los que son utilizados como zonas de protección, alimentación y crecimiento. Tienen preferencia por fondos blandos fango-arenosos y se alimentan de crustáceos, peces, moluscos, anélidos, plantas y detritus orgánico.

Las especies del Pacífico se reproducen prácticamente todo el año con picos de desove durante la época cálida (mayo- septiembre).

Las principales especies de camarón del litoral Pacífico de México son:

F. californiensis, *L. vannamei*, *L. stylirostris*, *P. brevirostris*.

L. vannamei se distribuye desde la Bahía de Yavaros hasta la frontera con Guatemala, sin que su distribución sea uniforme en todo el litoral. Esta especie es la más abundante desde Sinaloa hasta Nayarit, pues en los sistemas lagunares la proporción de captura es hasta del 95%. (Sustentabilidad y Pesca Responsable en México Evaluación y Manejo, 1999-2000).

1.3.1 MORFOLOGÍA EXTERNA

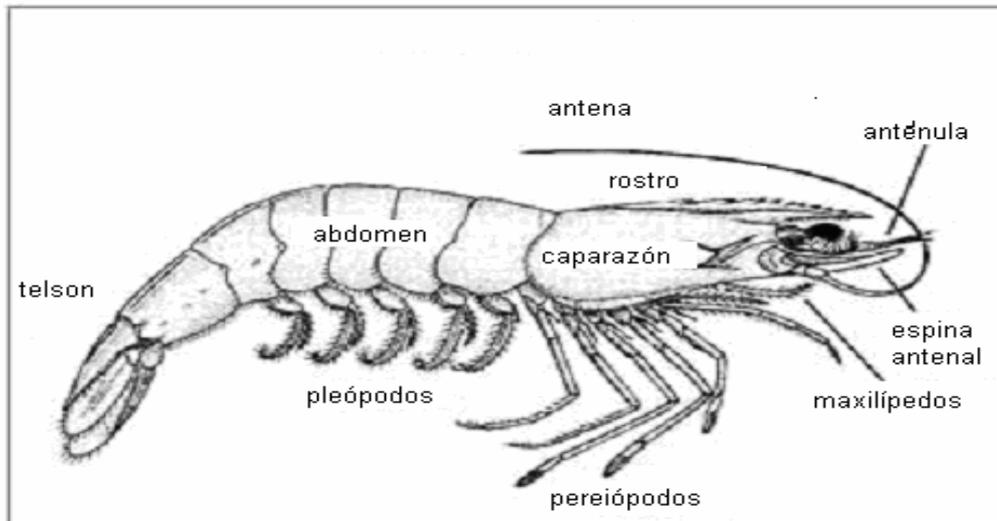
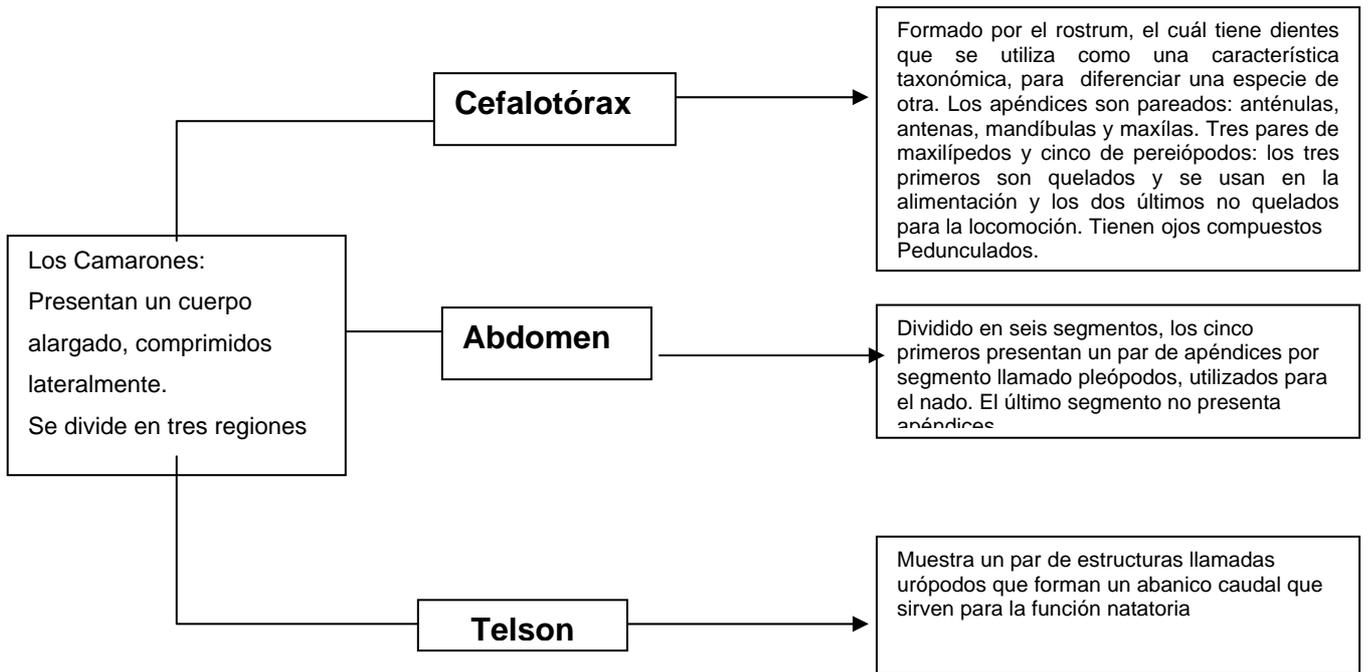


Figura 2. Morfología externa de camarón adulto.
(tomado de: [http://www .uhh.hawaii.edu](http://www.uhh.hawaii.edu))

1.3.2 MORFOLOGIA INTERNA

La mayoría de los órganos de los camarones se encuentran en la región del cefalotórax donde se encuentra el corazón, hepatopáncreas, branquias y gónadas; en la parte posterior, se localizan el intestino posterior, la arteria abdominal dorsal, y en las hembras sexualmente maduras, las prolongaciones posteriores del ovario (Martínez, 1993) (Fig.3).

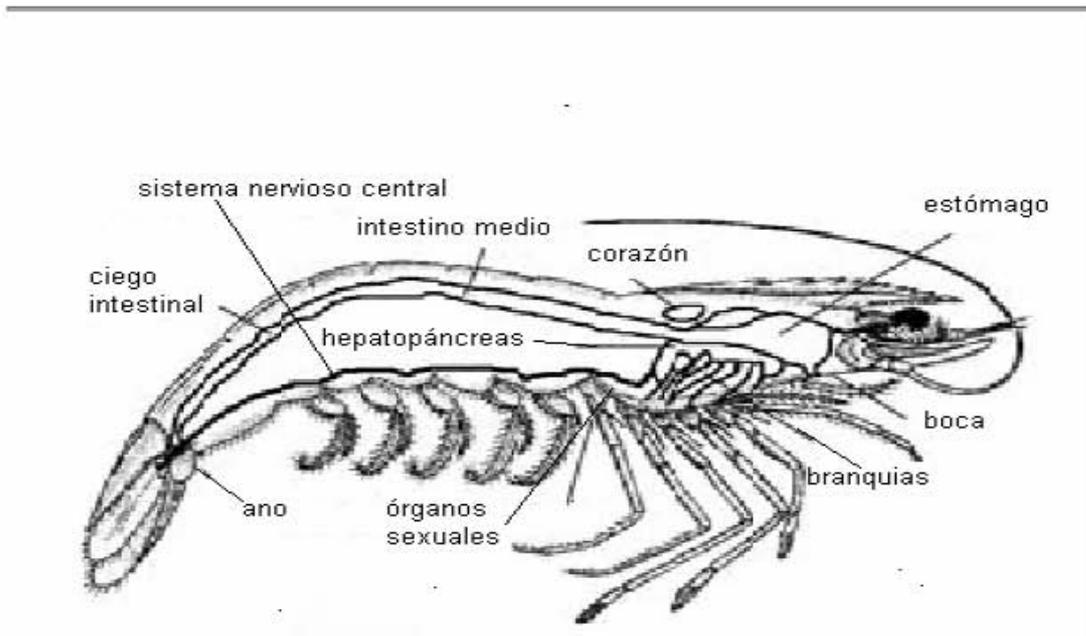


Figura 3. Morfología interna de camarón.

(tomado de: [http://www .uhh.hawaii.edu](http://www.uhh.hawaii.edu))

1.4 CICLO DE VIDA

El ciclo de vida de los camarones peneidos se desarrolla en el mar y los estuarios; los adultos desovan en altamar donde los huevos eclosionan aproximadamente 14 horas después.

El camarón presenta un estadio larval que inicia con los nauplios que pasan por cinco etapas que se desarrollan en dos o tres días, dependiendo de la especie. De la etapa de **nauplio**, el camarón inicia el estadio de **protozoa** y después de tres o cuatro días se convierte en **mysis**.

Al final de la fase de **mysis** se inicia el cambio a la etapa de **postlarva**, la cual presenta las características morfológicas de un juvenil. Es importante señalar que todas las etapas larvales suceden cuando los organismos forman parte del plancton, los cuales son arrastrados por las corrientes marinas hacia los

sistemas lagunares costeros, donde continúan su crecimiento en los estuarios, volviéndose bentónicos, asociados al fondo. Allí se transforman en juveniles, los que regresan de nuevo a altamar, dónde alcanzan su máxima talla y maduran hasta su fase de reproducción. (Uribe, 2005) (Figura 4).

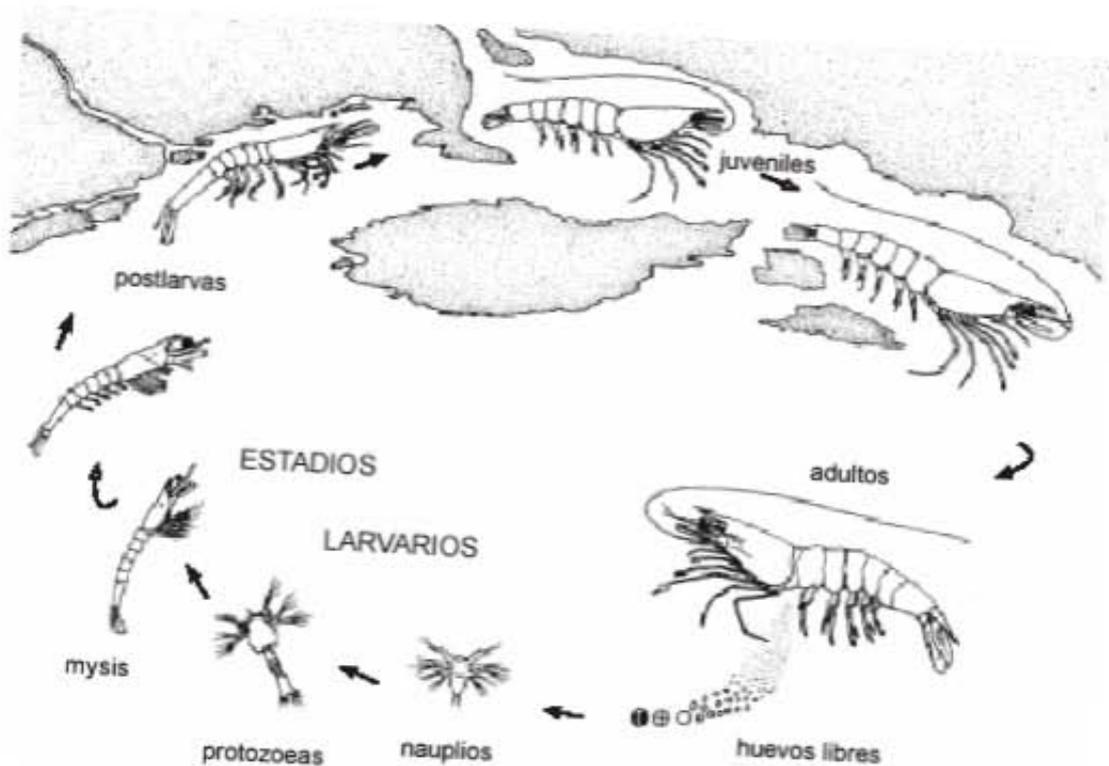


Figura 4. Ciclo de vida de camarones peneidos

1.4.1 ESTADIOS LARVALES

Todos los peneidos presentan tres estadios larvales que se conocen como: NAUPLIO, PROTOZOEIA Y MYSIS, y varias fases postlarvales. En las descripciones del desarrollo larval del género *Penaeus*, hay diferencias en cuanto al número de etapas de nauplios y mysis que se han observado, con respecto a protozoeta se han descrito tres sub-estadios.

En postlarvas se consideran varios sub-estadios y en algunas referencias se mencionan hasta veinte. Estos sub-estadios se basan en características morfológicas externas que se han descrito realizando observaciones a través del microscopio. (Martínez, 1999).

Tabla 5. Número de sub-estadios que presentan las larvas nauplio, protozoa y mysis.

Estadios	Sub-estadios	Abreviado
Nauplio	5	N _I , N _{II}
Protozoa	3	P _I , P _{II} , P _{III}
Mysis	3	M _I , M _{II} , M _{III}
Postlarva	1-20	Pl _I , Pl _{II} , Pl _{III} ,..

2. ANTECEDENTES

Fujinaga en 1940, fue el primero en realizar estudios sobre ciclos y desarrollos larvarios, colocó hembras fecundadas en estanques circulares para obtener los huevecillos, observó que las hembras empiezan a nadar en círculos, presentan espasmos, los cuales provocan la expulsión de los óvulos. La ovoposición debe ser en total oscuridad y con un control adecuado de la salinidad y la temperatura. De esta manera logró obtener en cautiverio la primera fase larval, nauplio que eclosiona dentro de las primeras 24 horas después de la ovoposición. La forma nauplio contiene material nutritivo o vitelo, por lo que no requiere alimentación externa en esta etapa, al continuar el desarrollo morfológico, necesita de fuente de alimentación externa. En los estadios de zoeas se alimentan con cultivos de diatomeas y después de esta etapa se empieza a introducir *Artemia salina* como alimento por su alto contenido proteico. Ya para 1966, tenía bien establecido el ciclo cerrado de desarrollo larvario del camarón (I-Chui et. al, 1986).

En México el Dr. Matsunaga sugirió la creación de laboratorios para la producción de postlarvas. De 1977 a 1979 diseñó un proyecto para la producción experimental de larvas de camarón y abulón. Posteriormente Kitani realizó estudios larvarios de camarón café durante el periodo de 1979 a 1980 en la Escuela Superior de Ciencias Marítimas y Alimentarias del Instituto Tecnológico de Estudios Superiores de Monterrey, Campus Guaymas, Sonora (Matsunaga y col., 1987).

El CETMAR de La Paz, B.C. en 1985, empezó con la producción de postlarvas a pequeña escala; para 1988 siete granjas utilizaban larvas cultivadas; los primeros laboratorios de cultivo de postlarvas fueron diseñados para una producción pequeña o a mediana escala, principalmente se utilizaba para autoconsumo, abastecimiento y venta en algunas granjas. (Flores y Gamenda, 1991).

El desarrollo larvario integral de *L. stylirostris* y *L. vannamei* sobre la base de cultivos realizados en San Blas, Nayarit y en Sonora fue analizado por Kitani (1986).

Thomas A, Bell y Donald V. Lightner (1988), elaboraron un manual de histología normal del camarón peneido con la finalidad de conocer su estructura para poder identificar y comparar al camarón enfermo.

En 1996, se produjo el primer lote de postlarvas de *L. vannamei* en agua dulce en Colima, manteniendo las mismas condiciones que de agua salada hasta que alcanzan la talla de Pl 4, momento en que se empieza a sustituir paulatinamente el agua salada por agua dulce (Anónimo, 2001).

En 1999 la Dirección General de Acuacultura reportó la existencia de 33 laboratorios de producción de larvas en el país, operando sólo 27: 12 en Sinaloa, 2 en Nayarit y 13 en Sonora (Licon, et.al 2000).

2.1 LABORATORIO DE PRODUCCIÓN DE POSTLARVAS

El auge de la camaronicultura, la alta demanda del producto, la sobre explotación de larvas silvestres, la mortandad, la propensión a enfermedades y la poca resistencia de las larvas del medio natural, impulsaron el desarrollo de investigaciones de reproducción de camarones para la obtención de larvas por medio de desoves en laboratorios, para sustituir la siembra de organismos silvestres por cultivados, asegurando una mejor calidad de éstos, lo que originó el surgimiento del cultivo de larvas de camarón conocido como **larvicultura**.

Las larvas de camarón se cultivan en lugares conocidos como laboratorios de producción de postlarvas, los cuales están constituidos por:

- El **área de microalgas**, donde se cultivan algas microscópicas las que sirven de alimento para las larvas de camarón en los estadios larvales de nauplio a zoea 2, etapa en que la larva es herbívora. Las especies de microalgas comúnmente cultivadas son: *Chaetoceros spp.*, *Isochrysis spp.*, *Tetraselmis spp.* (Fig. 5).



Figura 5. Cultivo de microalgas

- El **larvario**, área donde se desarrollan las larvas de camarón desde nauplio hasta postlarva, esta zona mantiene rangos de temperatura de 25- 30°C, de salinidad de 35 a 38 ppm y aireación constante. Hay casos en los que las larvas en estadio de zoea son obtenidas de lugares denominados nauplieros, los cuales se dedican únicamente a la obtención de nauplios, los venden a los laboratorios de producción de larvas y éstos los siembran de nauplio 6 hasta zoea 1 (Fig.6).



Figura 6. Naupliero

Una vez que las larvas de camarón han alcanzado el estadio de postlarva 4-5, se cosechan para trasladarlas al **área de maternidad** (método DICTUS, 1984), que tiene las mismas condiciones de temperatura y salinidad del larvario, una parte de las larvas son seleccionadas para usarlas como reproductores, las restantes son comercializadas (Fig. 7).



Figura 7. Maternidad

- El **área de producción de artemia**, es aquella en la que se desencapsula el quiste de la artemia y se deja crecer en agua de mar durante 24 horas, o hasta que llegue al estadio de nauplio; se usa para alimentar a las larvas de camarón omnívoras de zoea 3 a postlarvas. Las especies de artemia más cultivadas son la *Artemia salina* y *Artemia franciscana* (Fig. 8).

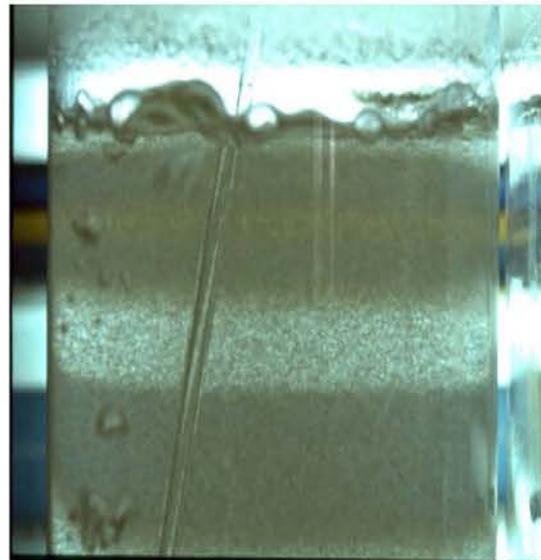


Figura 8. Producción de artemia

- El **área de maduración** es donde se tienen organismos adultos seleccionados específicamente para su manipulación en la reproducción (Fig.9).



Figura 9. Área de maduración. Reproductores

- El **área de incubación** o desove de nauplios de camarón, es aquella en la que la hembra desova y los huevos eclosionados se dejan crecer hasta la última etapa de nauplio antes de ser pasados al larvario. La hembra desova en agua salada a una temperatura de 28°C y con una salinidad de 35 ‰. Los nauplios antes de ser trasladados al larvario, son lavados con agua corriente, contados para hacer una estimación de la población y aclimatarlos.

Actualmente la mayoría de los laboratorios de producción de larvas poseen una área de genética que tiene como objetivo seleccionar a los organismos para utilizarlos como reproductores a los que presenten las características morfológicas o fenotípicas adecuadas, como la talla, rápido crecimiento, desempeño en el cultivo, resistencia a enfermedades de algunos virus como el Síndrome del Virus de la Mancha Blanca (WSSV) o del Virus del Taura (TSV).

- El **área de histopatología**, se le ha dado un mayor impulso en los últimos tiempos por la importancia que tiene la detección de enfermedades que puedan presentar los organismos durante su desarrollo. Esta área trabaja muy en conjunto con los demás departamentos para identificar alguna posible enfermedad o fallas en la alimentación.

- El **área de análisis de agua**, en donde se analiza el principal elemento para el cultivo de larvas; tomada generalmente del mar o esteros. Dentro de los parámetros a examinar están el pH, la temperatura, turbidez, salinidad, el oxígeno disuelto, entre otros.

Es importante mencionar que estos parámetros fisicoquímicos como el pH, la temperatura y la salinidad, presentan variaciones según el área de que se trate: larvarios, microalgas, maduración, (Cuadro 1), además de que están relacionados con la época del año, por ejemplo en el verano, la temperatura del agua y la salinidad se incrementan, mientras que el contenido de nutrientes, de pigmentos fotosintéticos y de sólidos sedimentables sufren variaciones; todo está regulado principalmente por el manejo del sistema de cultivo. (Páez y Ruiz, 2001).

Cuadro 1. Parámetros óptimos de un laboratorio de producción de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*.

AREAS DEL LABORATORIO	TEMPERATURA	pH	SALINIDAD
Larvario	26-33° C	7.5-8.3	33-35 ppm
Maduración	22-24 °C	7.5-8.0	32 ppm
Artemia	25-35° C	6.5- 8.0	33-35 ppm
Microalga	20°C al sembrar a temperatura ambiente	7.5-8.5	35 ppm

Debido a que existen pocos estudios histológicos de estadios larvales, postlarvales y juveniles de *Litopenaeus vannamei*, es importante iniciar su descripción en etapas específicas de su desarrollo.

3. OBJETIVO

Estructurar el marco histológico de los diferentes estadios larvarios del camarón *Litopenaeus vannamei*.

3.1 OBJETIVO PARTICULAR

Relacionar la Biología de los diferentes estadios larvarios con su anatomía microscópica.

4. AREA DE ESTUDIO

Los organismos procesados fueron colectados en un laboratorio de producción de postlarvas localizado en el municipio de Los Mochis, Sinaloa (Fig. 10).

Dicho municipio se localiza en la región más septentrional del estado, a los 108°46' 00" y 109°27'00" de longitud oeste del meridiano de Greenwich y entre los paralelos 25°33'50" y 26°21'15" de latitud norte. Limita al norte con el Golfo de California y el estado de Sonora; limita al poniente y al sur con el Golfo de California y al oriente con los municipios de Guasave y El Fuerte. Se encuentra localizado a 10 metros sobre el nivel del mar.

Con una superficie de 4, 342.89 kilómetros cuadrados ocupa el sexto lugar en dimensión a nivel estatal equivalente al 7.5% del territorio sinaloense y el 0.002% a nivel nacional. El terreno en general es plano con presencia de serranías de poca elevación.

Edafología: El predominio de caracteres físicos, químicos y biológicos que presentan los suelos del municipio tienen una acumulación importante de yeso o cal. En estos suelos es característico la proliferación de zacates bajos, arbustos y chaparrales. Por su baja humedad, este tipo de suelos por lo común son menos aptos para explotación agrícola, deficiencia que se ha contrarrestado con obras de gran irrigación.

Geomorfología: Los Mochis, por sus características fisiográficas se adecua a la planicie costera de la región noroeste de la entidad, en una configuración que se constituye básicamente por los valles agrícolas de El Fuerte y El Carrizo, además de las sierras secundarias de escasa elevación, como Navachiste, la cual limita a una prolongación hacia la bahía de Topolobampo; la altitud más importante dentro del territorio municipal es el Cerro de Bisvi frente a Higueras de Zaragoza. Otra estribación es conocida como San Pablo o Balacachi, que penetra al municipio en sentido noroeste procedente de la región de El Fuerte. El desvanecimiento de la Sierra Álamos dentro del territorio determina la existencia de cerros aislados como Teorome, Cocodrilo, Baturi, Batequis, Tesauga, Memoria y Oteme.

Geología: En la composición geológica destacan las rocas del cenozoico y del cuaternario, perteneciente al cuaternario, pleistoceno actual, con llanuras deltaicas integradas por gravas, arenas, limos y arcilla depositados en deltas. Arenas de grano medio a fino del cenozoico, correspondiente al cuaternario reciente, depositadas en dunas con vegetación en la Sierra de Navachiste sobresalen aparatos volcánicos, lavas, brechas basálticas, andesitas y latitas.

Hidrología: Dispone de uno de los recursos hidrológicos más importantes de la vertiente del Pacífico Norte, el Río Fuerte, cuyo origen se localiza en las estribaciones de la Sierra Tarahumara en el municipio de Guadalupe y Calvo del estado de Chihuahua.

El Río Fuerte penetra al municipio por su parte oriental en las cercanías de la comunidad de San Miguel Zapotitlán; continúa su recorrido orientándose de este a oeste hasta llegar a las inmediaciones de Higueras de Zaragoza, donde cambia su rumbo hacia el suroeste para descargar sus aguas en el Golfo de California.

Climatología: Dentro del municipio predomina un clima seco cálido, que se modifica mínimamente por la altitud y la precipitación pluvial.

Litoral: Este municipio es el que más costas posee en el estado; aproximadamente 120 kilómetros que permiten la formación de bahías, islas y lagunas.

Los recursos pesqueros son importantes, principalmente por la abundancia de camarón, callo de hacha y especies como la lisa, mojarra, baqueta, pargo, róbalo, ostión, sierra, corvina y jaiba.

Se considera que las islas del litoral sinaloense, deben su origen al depósito de las arenas y la erosión ocasionada por sus numerosos ríos, considerando que son de baja altura, arenosa y que permiten constantes cambios en su configuración.



Figura 10. Mapa de ubicación Los Mochis , Sinaloa

5. MATERIAL Y MÉTODO

Las muestras colectadas fueron llevadas al Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias de la UNAM, donde se prepararon para el procesamiento histológico correspondiente.

Procesamiento histológico

Los organismos fijados previamente en solución Davidson, fueron puestos en alcohol 70° para su posterior procesamiento histológico. (Fig. 11)

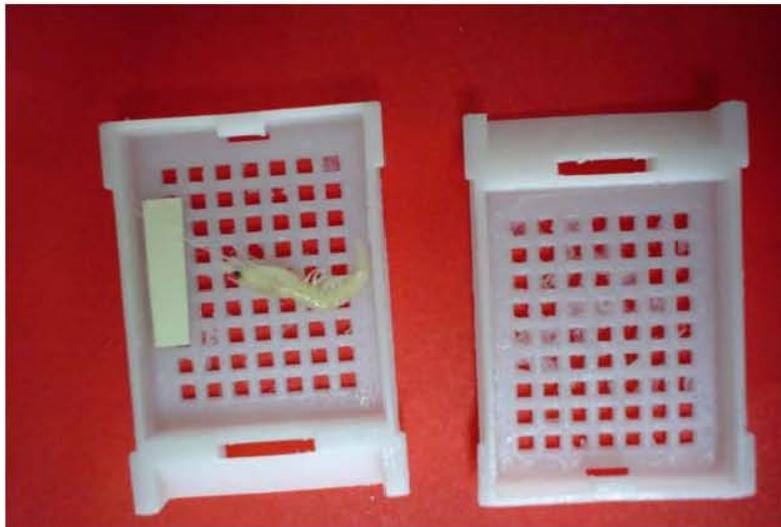


Figura 11. Postlarva de camarón colocada en cassette para la aplicación de la técnica histológica.

Deshidratación

El proceso de deshidratación se llevó a cabo en un Histoquinet American Optical y con el siguiente proceso: (Fig.12)

- Agua 90 min
- Agua 90 min
- Alcohol 70° 90 min
- Alcohol 70° 90 min
- Alcohol 96° 90 min
- Alcohol 96° 90 min
- Alcohol absoluto 90 min
- Alcohol absoluto 90 min
- Xilol 90 min
- Xilol 90 min
- Parafina 90 min
- Parafina 90 min



Figura 12. Histoquinet American Optical

Se utilizó una parafina punto de fusión de 56°- 58°C y se incluyeron empleando un centro de inclusión Tissue-Tek II.

Cortes

Ya incluido el tejido en los cubos de parafina, se procedió a cortar con un microtomo rotatorio Leica RM 2125 RT, los cortes obtenidos fueron de un grosor de 7 micras. Los cortes se colocaron en un baño de flotación que contenía agua y grenetina a una temperatura $\sim 27^{\circ}\text{C}$ y se recuperaron en portaobjetos. (Fig.13)



Figura 13. A. Microtomo Leica, B. Baño de flotación

Tinción

El material cortado se sometió a la siguiente técnica de tinción (Fig. 14):

Hematoxilina-Eosina

- | | |
|--|-------------------|
| - Desparafinar | 5 min |
| - Xilol | 1 min |
| - Hidratar en alcoholes graduales | 1 min en cada uno |
| - alcohol absoluto | |
| - alcohol absoluto | |
| - alcohol 96° | |
| - alcohol 96° | |
| - Colocar los cortes en agua | 1 min |
| - Teñir en Hematoxilina de Harris | 15 min |
| - Lavar con agua de la llave para virar el color | 1 min |
| - Alcohol acidulado | 30 seg |
| - Carbonato de Litio | 30 seg a 1min |
| - Teñir con Eosina | 15 seg |
| - Lavar en agua corriente | 1 min |

- Deshidratar en alcoholes graduales

- alcohol 96°
- alcohol 96°
- alcohol absoluto
- alcohol absoluto

1 min cada uno

- Xilol

- Montar en resina sintética.

dejar remojado antes de montar



Figura 14. Tren de tinción.

Montaje

El paso final es montar la muestra en resina sintética para conservarla en una preparación permanente, dejar secar para su posterior observación al microscopio (Fig. 15).



Figura 15. Preparaciones montadas en resina

El material procesado se observó al microscopio y se seleccionaron los mejores campos representativos de los tejidos de interés. Posteriormente se sacaron fotografías al microscopio de dichos campos.

6. RESULTADOS

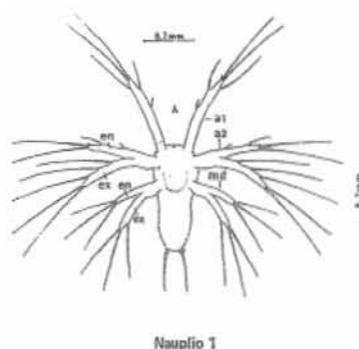
La larvicultura o cultivo de larvas de camarón surgió para sustituir y proteger la siembra de organismos silvestres por cultivados, obteniendo las larvas por medio de desoves en laboratorios asegurando una mejor calidad.

NAUPLIO:

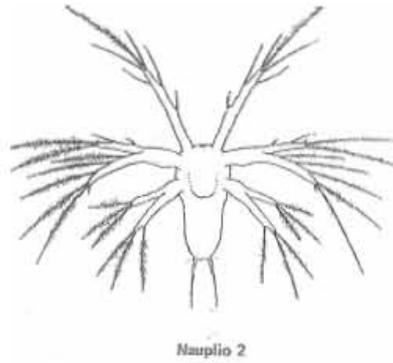


Es la primera larva que emerge del huevo 14 hrs. después de puesto, se desplaza en el agua haciendo varias contracciones mediante las cuales se impulsa hacia adelante, arriba y abajo. Estos movimientos son intermitentes de manera que pueden verse los organismos totalmente suspendidos en el agua durante unos segundos. A los estadios de nauplio se les denomina con la abreviatura N_1 , N_2 ...etc.

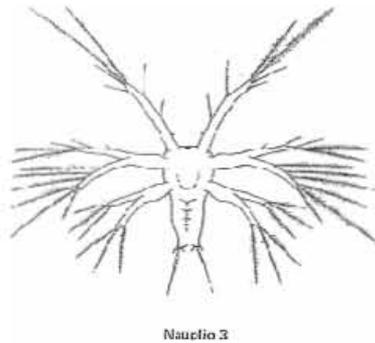
El primer nauplio (N_I) se identifica por la presencia de dos espinas caudales o furcales. Las setas aún no cuentan con sétulas.



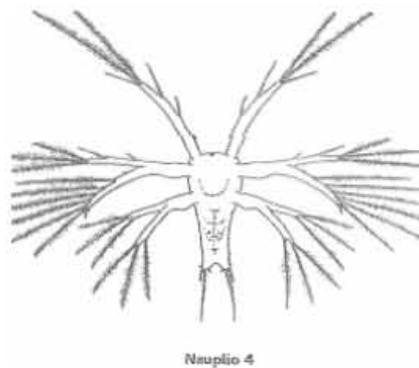
El segundo nauplio (N_{II}) tiene un par de espinas caudales, y las setas están totalmente recubiertas de sétulas.



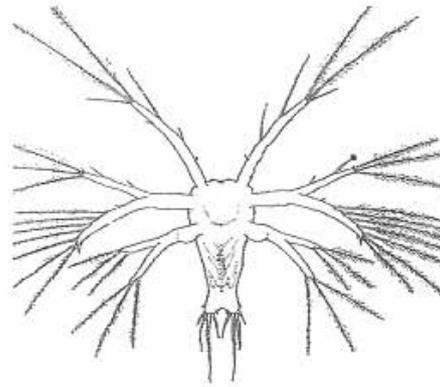
En el nauplio tres (N_{III}) se distinguen tres pares de espinas caudales, las laterales son más pequeñas que la central. Se puede observar que la furca se comprime ligeramente en la porción central iniciando el desarrollo de los procesos furcales.



El nauplio cuatro (N_{IV}) presenta cinco pares de espinas caudales, en su cara ventral se observan las maxilas y maxilípedos, y se definen los dos procesos furcales redondeados.



El quinto nauplio (N_V) tiene siete pares de espinas caudales y es fácilmente visible al microscopio un abultamiento prominente en la base de la mandíbula con una superficie masticatoria de algunas hileras de pequeños dientes. Los procesos furcales están desarrollados.



Nauplio 5

A medida que avanza el desarrollo a través de los sub-estadios larvales aumenta el tamaño del organismo. Los nauplios se alimentan del vítelo del huevo que aún conservan.

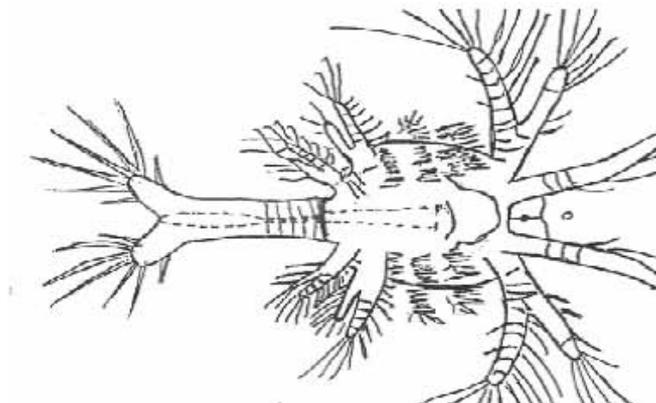
PROTOZOEIA:



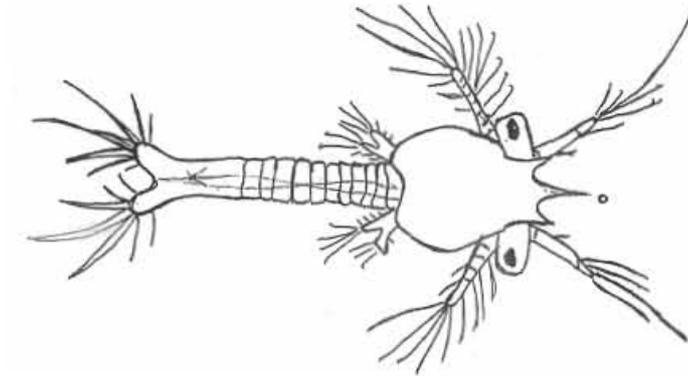
Esta fase continúa al término del nauplio V. Los organismos presentan cefalotórax y abdomen, nadan constantemente hacia adelante, aunque la primera protozoa conserva durante los primeros momentos los movimientos intermitentes de nauplio. Los apéndices para la alimentación se hacen funcionales, las antenas y espigas caudales se notan más desarrolladas.

La protozoa (P_1) se caracteriza por presentar un par de ojos compuestos no separados y cubiertos por el carapacho. El ocelus está situado entre los ojos.

Protozoa I

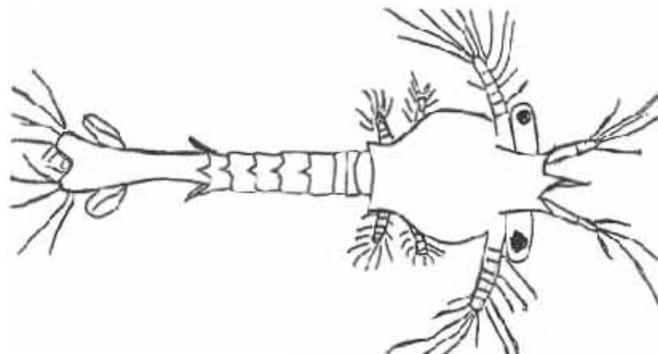


En protozoa (P_{II}) los ojos compuestos pedunculados están bien desarrollados. Se distinguen un par de espinas supraorbitales bifurcadas, el rostrum se observa bien definido en la porción anterior del cefalotórax.



Protozoa II

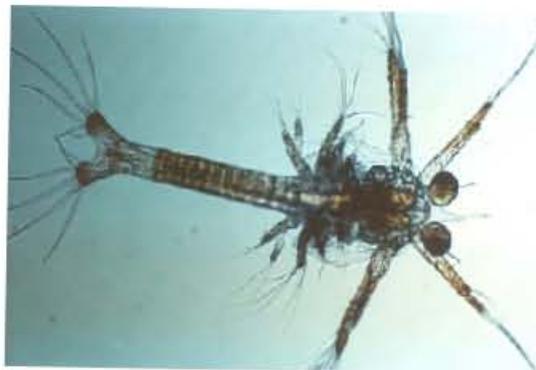
En protozoa (P_{III}) se han desarrollado las espinas dorsales de cada uno de los segmentos abdominales y un par de espinas laterales en el quinto segmento. Las espinas supraorbitales son simples; los urópodos se han terminado de formar a cada lado del telson.



Protozoa III

Las protozoa se alimentan del material que les proporciona el medio marino.

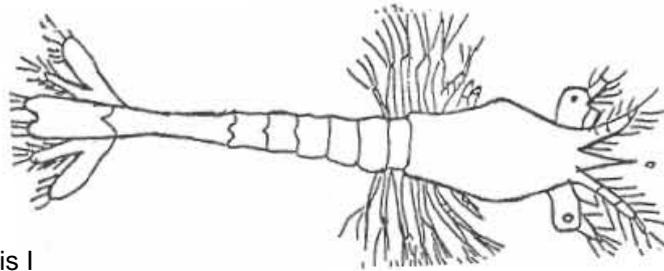
MYSIS:



Su forma corporal se parece a la de un camarón en miniatura, su cuerpo está algo encorvado en la región abdominal, se distinguen de las protozoas por la

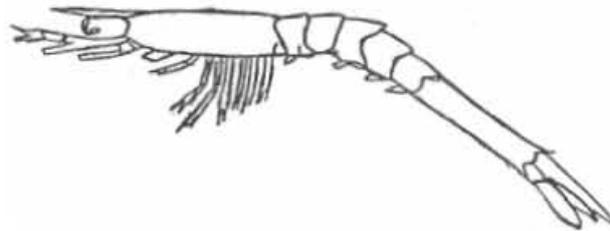
forma característica de desplazarse en el agua. Nadan mediante contracciones musculares de su abdomen, dando saltos hacia atrás y quedando suspendidos en el agua por instantes.

En mysis M_I presentan pleópodos rudimentarios en cada segmento abdominal, el telson es alargado y bilobulado, los urópodos totalmente desarrollados al igual que los pereiópodos.



Mysis I

En mysis M_{II} , los pleópodos se han desarrollado pero sin segmentarse y los lóbulos del telson comienzan a unirse.



Mysis II

En mysis M_{III} , los pleópodos se encuentran segmentados y los dos lóbulos del telson aparecen unidos. En los extremos de los pereiópodos se observan quelas visibles.



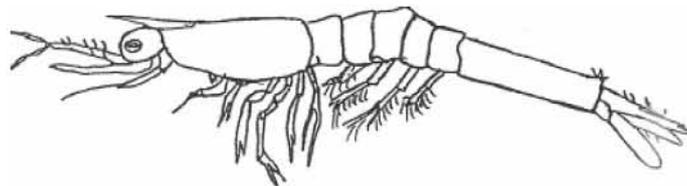
Mysis III

POSTLARVA:



Este pequeño camarón cuando está recién mudado aún conserva durante un corto tiempo los movimientos natatorios de Mysis, que combinan con los suyos. Las postlarvas nadan hacia adelante valiéndose del movimiento activo de los pleópodos setosos. Esta funcionalidad de los pleópodos es la característica principal que los distingue de mysis, conjuntamente con el uso de pereiópodos para agarrar y arrastrarse.

En la postlarva han desaparecido las espinas supraorbitales y el rostrum presenta una espina dorsal.



Postlarva

El número de sub-estadios postlarvales varía de acuerdo a la especie (12-20). Los cultivadores para simplificar la nomenclatura han nombrado convencionalmente a las postlarvas de acuerdo al número de días que van transcurriendo en el estadio PI I, PI II,....etc.

Las postlarvas tempranas aún son pelágicas y adquieren hábitos bentónicos paulatinamente.

La fase de postlarva termina cuando aparecen las características propias de la especie, como el número de dientes rostrales. (Alfonso, et.al, 1993).

De los organismos que se procesaron, encontramos diferentes estadios larvarios del camarón *Litopenaeus vannamei*, (Fig. 16) entre los que se identificaron los estadios PI.8; PI.10; PI.13; PI.15; PI.20, además de

determinar en su anatomía interna los siguientes órganos: corazón, cordón nervioso, branquia, hepatopáncreas, intestino anterior y posterior.



Figura 16. Panorámica histológica de postlarva de camarón *Litopenaeus vannamei*.

Descripción histológica de branquias en PI 8.

Las branquias están situadas a un costado de la región torácica. En este estadio las branquias no presentan ramificaciones y están formadas por el raquis y lamelas (Fig. 17A) Las lamelas están constituidas por un epitelio cúbico, llamado branquial, en la parte que une la lamela con el raquis se encuentra un seno linfático. Una cutícula muy delgada cubre al raquis y a la lamela. (Fig. 17B)

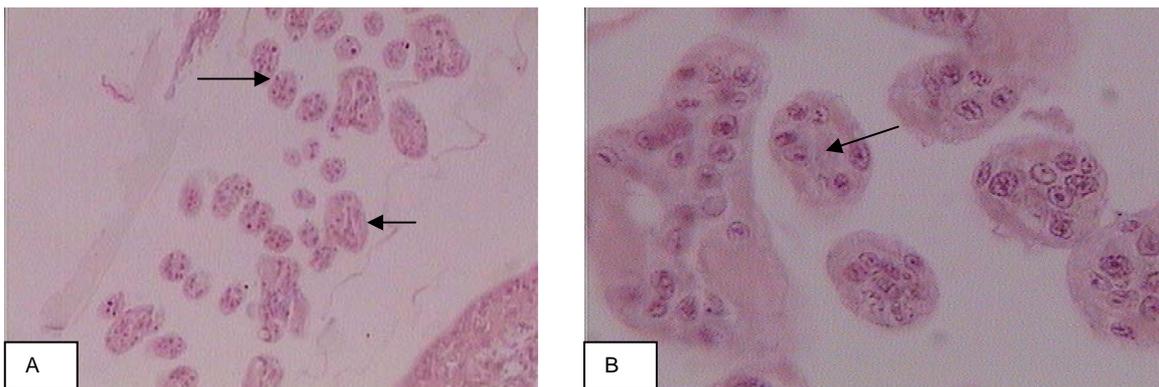


Figura 17. A) Corte transversal de branquias de PI 8. H-E. 10x, B) Acercamiento de las lamelas branquiales en donde se observa el epitelio cúbico. H-E. 40x.

Descripción histológica de intestino medio de PI 10.

El intestino es rectilíneo y tubular, se extiende dorsalmente a lo largo del cuerpo. Se dividen en anterior, medio y posterior. El intestino medio se localiza en la parte dorsal y corre a lo largo de todos los segmentos del cuerpo. (Fig. 18A)

La luz del intestino medio está cubierta por un epitelio cúbico simple, hacia la parte basal sobre la que descansa el epitelio, le continúa una capa de tejido muscular. (Fig. 18B)

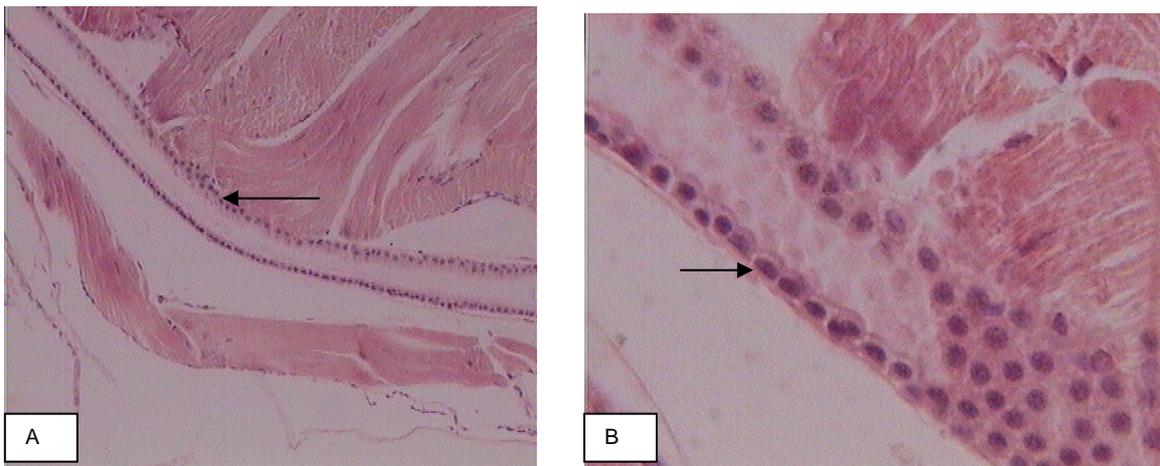


Figura 18. A) Corte longitudinal de intestino medio de PI 10. H-E. 10x, B) Acercamiento en donde se observa el epitelio cúbico simple que reviste al órgano. H-E. 40x.

Descripción histológica de cordón nervioso de PI 13.

Se identifica parte de la cadena nerviosa, donde se observan ganglios y haces nerviosos. El ganglio está constituido por grandes neuronas que se ubican en la parte periférica. La parte central está formada por los axones y nervios de los cuerpos neuronales. De los haces nerviosos solo se alcanza a ver una pequeña porción que conecta a cada ganglio. (Fig. 19 A)

En un acercamiento del neurópilo se identifican las neuronas gigantes y las neuronas neurosecretoras en la parte periférica. Al centro se encuentra el neurópilo formado de los axones y nervios de la células neuronales. (Fig. 19 B)

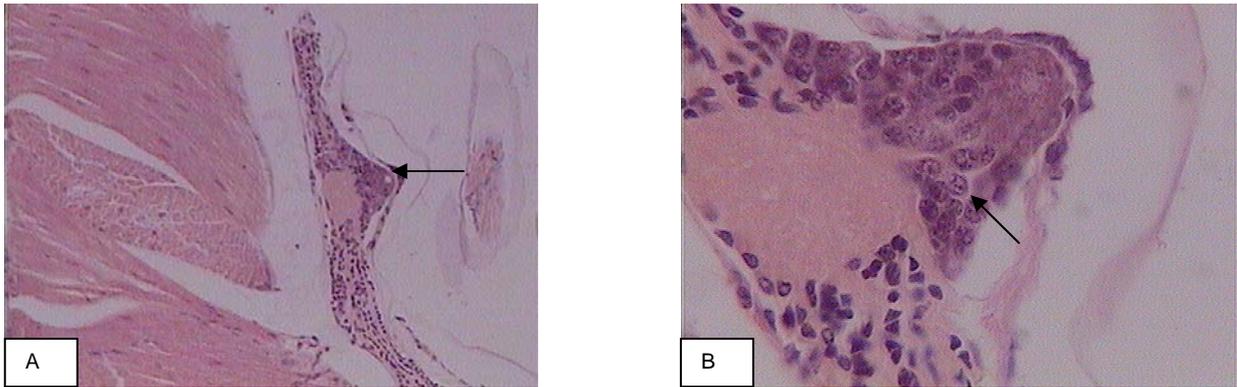


Figura 19. A) Corte longitudinal de la cadena nerviosa. H-E. 10x, B) Acercamiento del neurópilo donde se aprecian las células neuronales. H-E. 40x.

Descripción histológica de intestino anterior de PI 13.

El intestino se divide en anterior, medio y posterior. El intestino anterior se sitúa desde la boca hasta el primer segmento (Fig.20A), que posee una membrana basal formada de fibras de tejido conjuntivo donde descansa epitelio cúbico simple. (Fig. 20B)

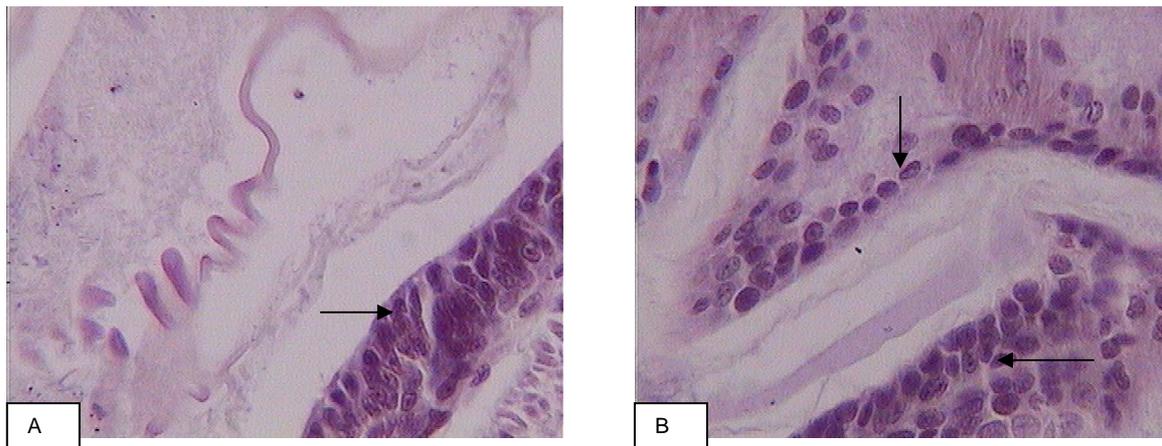


Figura 20. A) Corte longitudinal de la parte anterior de aparato digestivo. H-E. 10x, B) Acercamiento en donde se observa el epitelio cúbico que cubre este órgano. H-E. 40x

Descripción histológica de hepatopáncreas de PI 15

El hepatopáncreas es una glándula digestiva que se localiza en el cefalotórax en la parte media, el intestino lo divide en dos lóbulos. Está formado por numerosos túbulos que poseen cinco células con diferente forma y función (21A). Los túbulos en vista transversal, se observa su luz estrellada y con evidentes vacuolas lipídicas. (Fig. 21B)

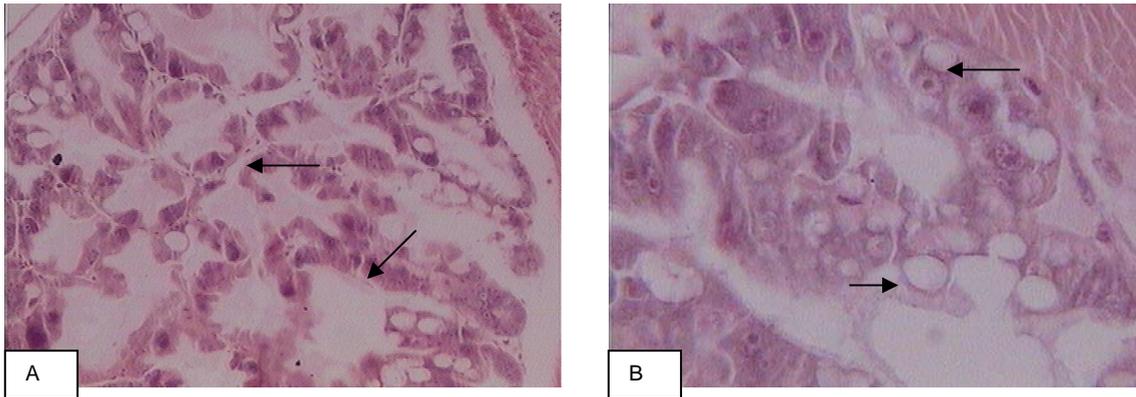


Figura 21. A) Tejido hepatopancreático donde se observan los túbulos que lo constituyen. H-E. 10x, B) Acercamiento de un túbulo dónde se observan las vacuolas que rodean la luz del túbulo. H-E. 40x.

Descripción histológica de región oral de PI 20

Esta región posee extensiones fibrosas, que presumiblemente se extienden más allá de la cutícula, rodeado por tejido conectivo esponjoso. (Fig. 22)

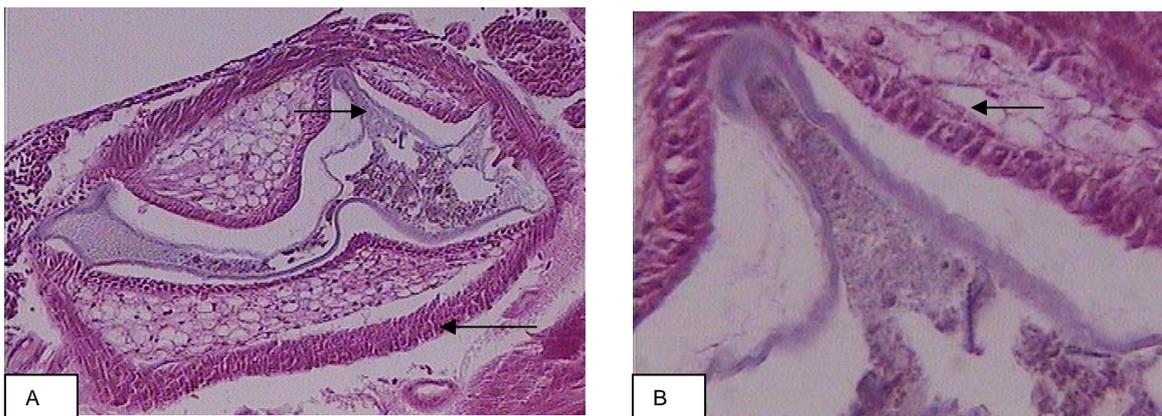


Figura 22. A) Vista panorámica de la región oral observando los diferentes tipos de tejido que lo rodea. H-E. 10x, B) Detalle de la penetración de la cutícula al interior de la cavidad oral. H-E. 40x

Descripción histológica de estadíos juveniles.

Junto con las postlarvas también se procesaron organismos juveniles 1, 2, 3, 5 y 11, de los cuales se obtuvieron cortes de los siguientes órganos: boca, hepatopáncreas, intestino, ciego intestinal, branquias, glándula antenal, corazón, para hacer un seguimiento del desarrollo de sus órganos en sus diferentes etapas.

Los estadíos juveniles alcanzan una talla de 4 a 10 cm antes de considerarlos ejemplares adultos, en algunas ocasiones se les denominan por el número de días que pasan en este estadío, ejemplo juvenil 1, 2, 3....11, etc.

Descripción histológica de branquias de juvenil 1

En este estadio observamos la estructura de las branquias con las lamelas más desarrolladas y ramificadas, la cutícula se aprecia más engrosada (Fig. 23A), en el acercamiento se observa el epitelio cúbico simple (Fig. 23B).

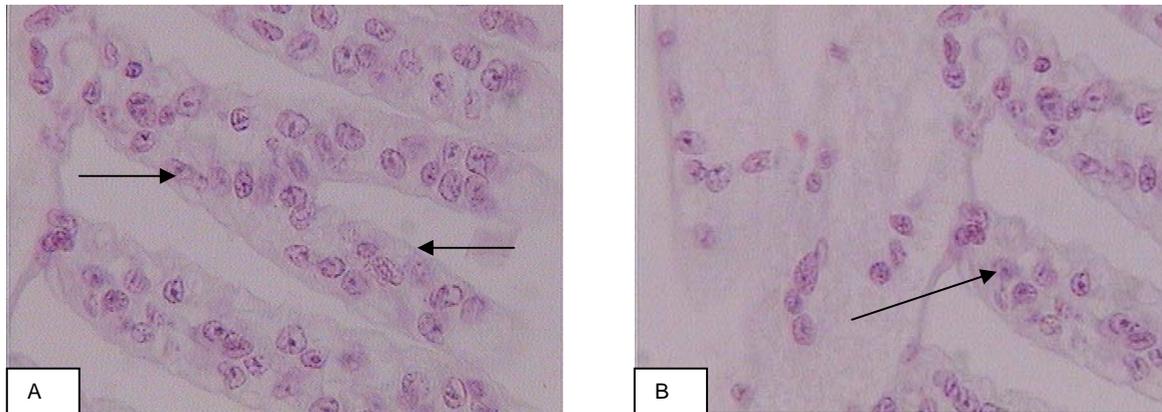


Figura 23. A) Corte longitudinal de branquia de juvenil 1. H-E.10x, B) Acercamiento de las lamelas branquiales. H-E. 40x.

Descripción histológica de ciego intestinal de camarón juvenil 2.

Los pliegues epiteliales del saco ciego intestinal presentan un epitelio cilíndrico simple (Fig. 24A). El ciego se forma de la unión del estómago y el mismo intestino medio epitelio está cubierto por una cutícula delgada (Fig.24B).

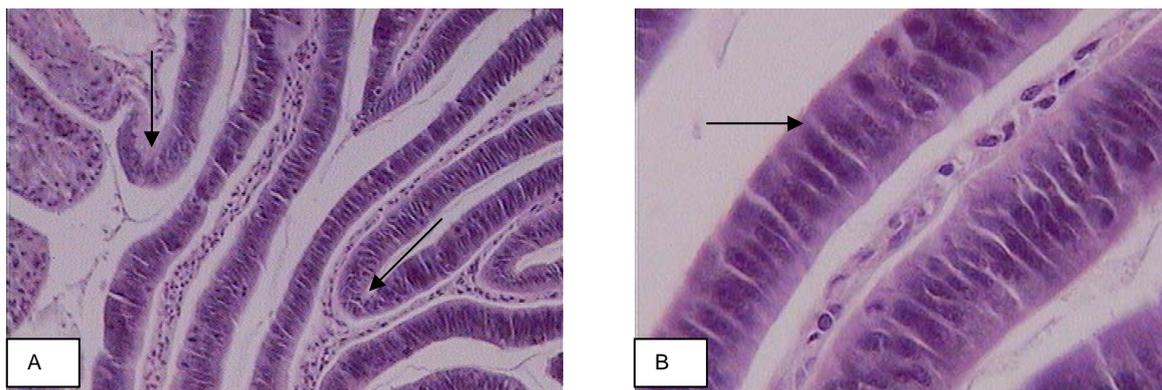


Figura 23. A) Corte longitudinal del ciego intestinal de estadio juvenil 2. H-E.10x, B) Detalle del epitelio cilíndrico del ciego intestinal. H-E. 40x.

Descripción histológica de hepatopáncreas de camarón juvenil 3.

En este estadio el hepatopáncreas presenta un mayor crecimiento (Fig. 24A), en el centro del túbulo se observa restos de material alimenticio. El túbulo presenta su característica forma de estrella (Fig. 24B)

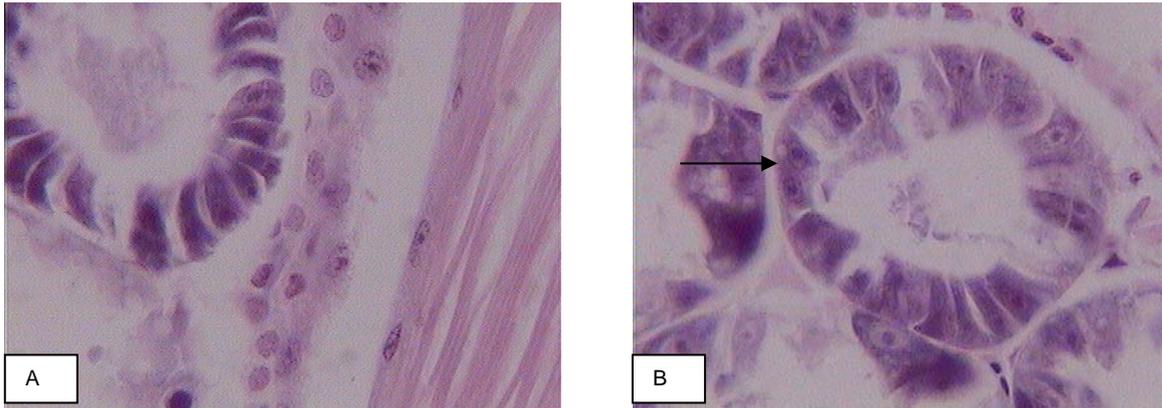


Figura 24. A) y B) Vista de túbulo hepatopancreático de estadio juvenil 3. H-E.40x.

Descripción histológica de corazón en camarón juvenil 5.

Se encuentra en la parte dorsal del hepatopáncreas y de la gónada del organismo. Colocado en la región dorsal del tórax y encerrado en un seno pericárdico, donde se observa la forma triangular característica del órgano. Presenta grandes senos sanguíneos (Fig. 25).

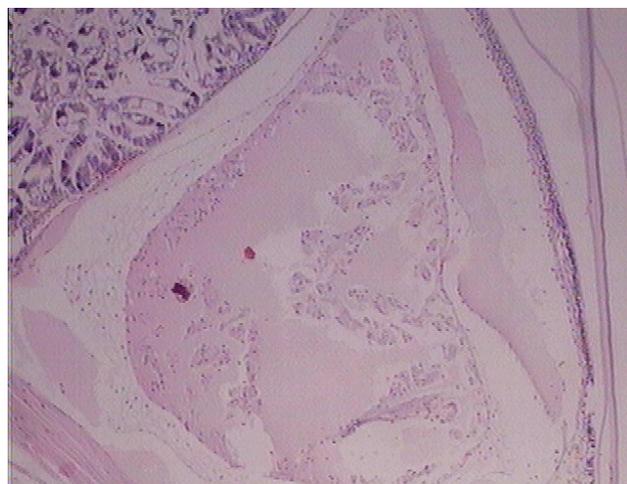


Figura 25. Vista general del corazón de un juvenil 5, observando la forma triangular y su cercanía con el hepatopáncreas.

Descripción histológica de branquias de camarón juvenil 11

Conforme aumenta el estadio en desarrollo de los juveniles se observan las estructuras anatómicas más complejas. En las branquias en el juvenil 11 se

empieza a observar la ramificación de la lamelas y en su raquis la formación de un seno sanguíneo.

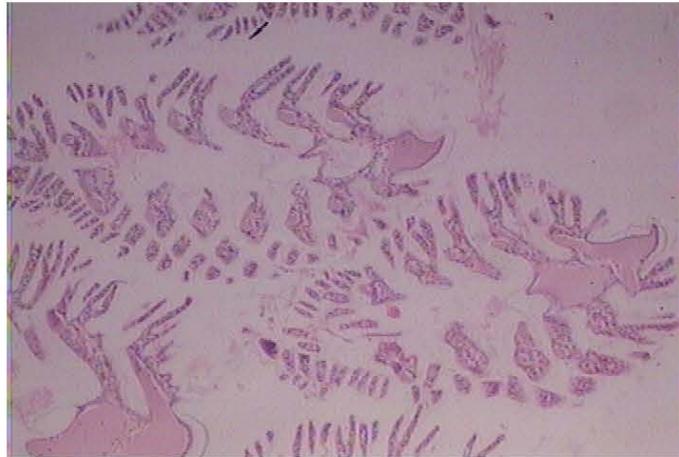


Figura 26. Lamelas ramificadas de un estadio juvenil 11

7. DISCUSIÓN

Debido a la problemática del uso irracional de la pesquería de camarón, se vio la necesidad de implementar un cultivo utilizando larvas silvestres y posteriormente implementando una reproducción con adultos silvestres y establecer la producción de larvas en forma controlada sin dañar las poblaciones de la fauna silvestre.

Al producir en forma masiva los estadios larvarios en un laboratorio, se han tenido que cuidar parámetros ambientales y fisicoquímicos del agua, además del control de la población cultivada. Con esta nueva tecnología los acuicultores se enfrentaron a una serie de problemas mayores al tener pérdidas totales en su producción.

Esto invita a una investigación más profunda para evitar esta problemática nueva, ya que se observó que las larvas en sus diferentes estadios son los más susceptibles de presentar enfermedades debido a la presencia de diferentes patógenos.

A partir de esto, se ve la necesidad de hacer más investigación histológica en los estadios larvales para conocer su estructura microscópica normal y así determinar las alteraciones que sufren en presencia de los agentes patógenos como: hongos, protozoarios, bacterias, virus, principalmente que las dañan y las eliminan.

8. CONCLUSIONES

Los estudios histopatológicos han tomado un papel preponderante para la determinación de las enfermedades causadas por diferentes agentes patógenos, que determinan grandes pérdidas en esta industria.

En consecuencia, el proceso histológico nos permitirá conocer los tejidos que forman la anatomía normal del camarón, así como el diagnóstico oportuno de las diferentes patologías que lo afectan.

9. BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

Alfonso, E., et.al. 1993. Manual del II Curso Internacional de producción de postlarvas de camarones peneidos del Atlántico americano. UNAM. México. 132pp.

Álvarez, T. P. 2000. Cultivo de camarón. Estado de salud de la acuicultura. Instituto Nacional de la Pesca. Dirección General de Investigaciones en Acuicultura. Capítulo XVI. México. 68pp.

Anónimo. 2001. Cultivo de camarón en agua dulce: La Nueva Frontera. Panorama Acuícola. Vol. 6. 32-33.

Bell, T.A. and D. V. Lightner. 1988. Manual de histología del camarón penaeido normal. University of Arizona. Environmental Research Laboratory, 2601 e. Airport Drive, Tucson, Arizona 85706. USA. 114pp.

Burkenroad, H.D. 1963. Comments on the position concerning penaeids names (*Crustacea: Decapoda*). Bull. Zool. Nom. 20: 169-174.

Burkenroad, H.D. 1981. The higher taxonomy and evolution of decapoda (Crustacea). Trans. San Diego Soc. Nat. Hist. 19 (17): 225-268.

Cifuentes, J.L., M.P. Torres-García y M. Frías-Mondragón. 1999. El Océano y sus Recursos X. Acuicultura. La Ciencia para Todos. FCE. Vol. 90. 163 pp.

CONAPESCA. 2003. Anuario Estadístico de Pesca. 6 capítulos.

CONAPESCA. 2004. Anuario Estadístico de Pesca.

DICTUS, 1984. El cultivo del camarón azul. Universidad de Sonora. 126p.

Dobkin, Sheldon. 1970. Manual de métodos para el estudio de larvas y postlarvas de camarones y gambas. Instituto nacional de investigaciones biológico- pesqueras. Comisión nacional consultiva de pesca. México. 82pp.

Flores, T. A. and E. Gamenda Nuñez. En: Sandler Paul A. 1991. World aquaculture in northamerica and the caribbean. Advances in World Aquaculture. Vol 4. World Aquaculture Society. Lousiana, EUA. 235 pp.

Gayosso, N. 1993. Estudio de algunas variables hidrológicas y de la meiofauna en un estanque de cultivo experimental del camarón *Penaeus vannamei* en San Blas Nayarit. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 56 pp.

Gracia, G.A. 2001. Interacción entre la utilización de postlarvas silvestres para cultivo y pesquerías de camarón. Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. Universidad Nacional Autónoma de México. Mazatlán, Sinaloa. Págs: 397-409.

González, R. J. 1998. La Industria Camaronera Mexicana. México. 17pp. En URL: <http://www.fao.org/regional/Lamerica/prior/recursos/pesca/mexicana.pdf>

Hernández-Carballo, E. A. 1998. Camarón del Pacífico. Programa de actividades y vinculación interinstitucional En: Instituto Nacional de la Pesca (ed.) Los recursos pesqueros del país. XXV Aniversario. SEPESCA, México: 303-312.

I-Chui, L., S. Huei-Meci and L. Jaw-Hwa. Larval foods for penaeid prawns. En: McVey, J. P. (a) y R. Moore., 1986. CRC Handbook of Mariculture. 1st Edition. Vol. 1. CRC Press. USA. 275 pp.

Instituto Nacional de la Pesca. Sustentabilidad y Pesca Responsable en México. Evaluación y Manejo. 1999-2000. SAGARPA. páginas: 3-40.

Kitani, H. 1986. Larval development of the blue shrimp *Penaeus vannamei* Boone Reared in the laboratory and the statistical observation of its naupliar stages. Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries. Kleinholz Conrad. Water Quality Management for Fish Farmers. Langston University. Langston, Oklahoma 73050. 52 (7): 1131-1139.

Martínez, C. L. 1993. Camaronicultura. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. AGT Editor, S.A. México. 233pp.

Martínez, C. L. 1999. Cultivo de camarones peneidos. Principios y prácticas. AGT Editor. México. 238pp.

Matsui, N. 1996. Practice of shrimp culture. A.A. Balkema/Róterdam/Brookfield. 156pp.

Matsunaga, N., M. Yoshida y J. Atienzo. 1987. Introducción al conocimiento del medio acuático. Manual de prácticas No. 4: Producción de larvas de abulón y camarón. SEP. Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica. JICA. México. Págs: 120-160.

Páez Osuna F., 2001. La Interacción: Camaronicultura y Medio Ambiente. Cap. 1 Camaronicultura y Medio Ambiente, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. Mazatlán, Sinaloa, México. 225pp.

Páez Osuna F. y A. Ruiz Fernández. 2001. La calidad del agua en la camaronicultura: Conceptos, manejo y normatividad. Cap. 6. Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. Mazatlán, Sinaloa. Págs: 101-134.

Perez Farfante, I and B. Kensley. 1997. Penaeoid and sergestoid shrimps and prawns of the world. Keys and diagnoses for the families and genera. Museum National D' Histoire Naturelle. France. 233pp.

Rioja Lo Blanco, E. 1979. Tratado elemental de zoología. Edit. ECLALSA. México. págs: 297-308.

Romeau, E. 2005. El camarón: Biodiversidad y Recurso. CONABIO. México. En URL: http://www.conabio.gob.mx/institución/conabio_espagnol/doctos/camaron.html

Treece, G. 2002. Shrimp Maturation and Spawning. UJNR Technical Report N° 28. Texas, USA. 15pp.

SAGARPA. 2006. Carta Nacional Pesquera. Diario Oficial de la Federación. 25 agosto 2006. Cuarta sección.

Santiesteban, S. 2004. Determinación de los principales patógenos que afectan a las larvas de Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* (Bonne, 1831) en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias. UNAM. 128pp.

SEPESCA. ¿Qué es la acuicultura?. Colección nacional de manuales de capacitación pesquera. Secretaria de Pesca. México. 59pp.

Sustentabilidad y Pesca Responsable en México Evaluación y Manejo. 1999-2000, Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA.

Uribe, G. A. 2005. Determinación histológica de enfermedades en reproductores de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, de un laboratorio de producción de postlarvas en el estado de Nayarit. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias. UNAM. 58pp.