



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

“Estructura poblacional y ciclo gonádico de
Cherax quadricarinatus en el cuerpo de agua del
parque natural acuático “Las Estacas”, en el
estado de Morelos, México, durante Enero a
Diciembre de 2006”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
BIÓLOGO

P R E S E N T A:

MARCO ANTONIO QUIROZ MUÑOZ



FACULTAD DE CIENCIAS
UNAM

TUTOR(A):

M. EN C. MARÍA DEL PILAR TORRES GARCÍA

2009



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

AGRADECIMIENTOS

Mis mas profundos agradecimientos a mis compañeros y maestros del Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias; especialmente a las maestras Pilar Torres García y Eva Muñoz Mancilla, por la dirección del trabajo, por todos los consejos, por su paciencia, por su amistad, en verdad muchas gracias.

Mis más sinceros agradecimientos al Ingeniero Norberto Baena, así como a la señorita Alicia Villasaldo, autoridades del Parque Acuático “Las Estacas” y principalmente al propietario del Parque, Enrique Saravia, por otorgarnos a la UNAM y a mi en especial las facilidades para la realización de esta investigación.

A mis compañeros biólogos los cuales me apoyaron en las colectas de los organismos de estudio, especialmente a Abraham Escudero, Gerardo Castañeda e Ivonne Uribe, sinceramente muchas gracias.

Agradezco a mis hermanos por el apoyo incondicional, a mis padres por ser el ejemplo a seguir y ser mi sustento durante mucho tiempo, les agradezco por haberme educado como lo han hecho; gracias los quiero mucho. Al señor Salvador Quiroz, un ser muy especial en mi vida y en la de mi familia, creo que no hay manera de cómo agradecer tanto apoyo incondicional y sin fronteras, gracias abuelito, eres lo máximo.

Quiero extenderlo también a mi entrenador, mi amigo; el profesor Juan Manuel Calderón el cual siempre confió en mi capacidad como deportista, entrenador y profesionista; gracias profe.

DEDICATORIAS

Este trabajo se lo dedico a la persona que llegó a inspirarme para no darme por vencido ante las adversidades y que en todo momento su cariño, su amor y su compañía estuvieron presentes; esto es para ti Natalia.

También a la persona que me ha hecho madurar, con la cual he vivido muchas experiencias tanto buenas como malas, a mi compañera, mi amiga, mi esposa, Gaby, esto es por ti y para ti, que sin tu apoyo no lo hubiera logrado; te amo.

Rico, Gely, César, Andrea; les dedico este trabajo, esto también esta inspirado totalmente en ustedes. Gracias por su paciencias, los amo mucho.

Señor Salvador Quiroz en este trabajo fuiste parte primordial para que yo lo pudiera realizar, te quiero mucho.

DATOS DEL JURADO

- 1.- Nombre: M. en C. María del Pilar Torres García. (TUTOR)
- 2.- Nombre: Dr. Héctor Garduño Argueta. (PRESIDENTE)
- 3.- Nombre: M. en C. Carlos Federico Candelaria Silva. (SECRETARIO)
- 4.- Nombre: Biol. Eva Muñoz Mancilla. (SUPLENTE)
- 5.- Nombre: Martha Angélica Bonilla Vazquez (SUPLENTE)

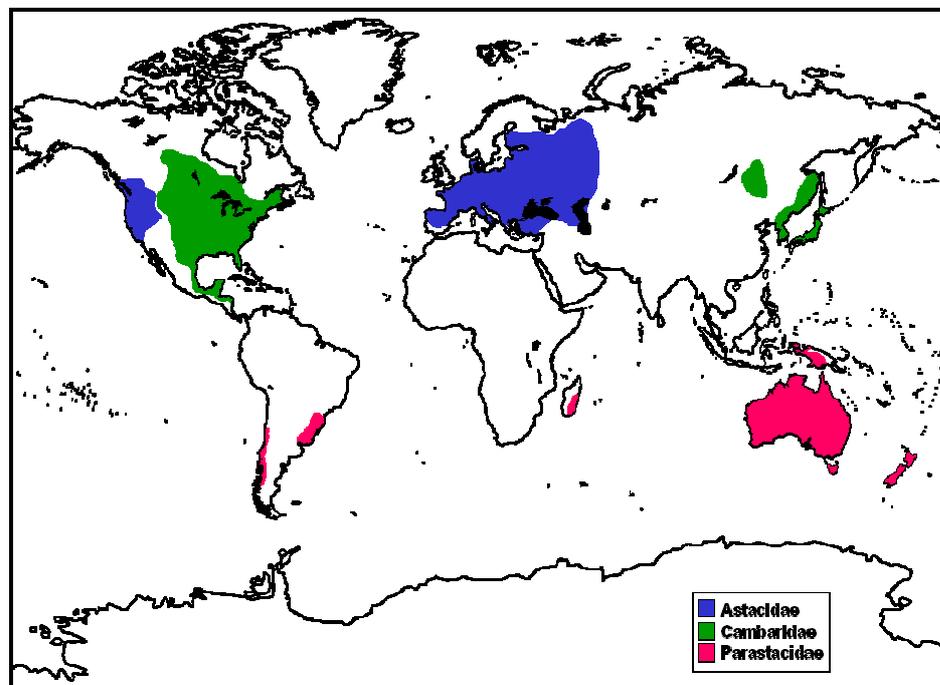
ÍNDICE GENERAL

1.0.	Introducción.....	1
1.1.-	Distribución natural de <i>Cherax quadricarinatus</i>	2
2.0.	Antecedentes.....	5
2.1.-	Clasificación taxonómica.....	5
2.2.-	Morfología externa y dimorfismo sexual.....	6
2.3.-	Condiciones ambientales.....	8
2.4.-	Reproducción.....	9
2.5.-	Introducción de <i>Cherax quadricarinatus</i> en México.....	10
3.0.	Objetivo general.....	12
3.1.-	Objetivos particulares.....	12
4.0.	Materiales y métodos.....	13
4.1.-	Trabajo de campo.....	13
4.2.-	Trabajo de laboratorio.....	15
5.0.	Área de estudio.....	18
6.0.	Resultados.....	22
6.1.-	Estructura poblacional.....	22
6.2.-	Anatomía e histología gonadal.....	26
6.3.-	Espermatogénesis, Espermiogénesis y Ovogénesis.....	28
6.4.-	Descripción del ciclo gonádico de las muestras de las Estacas.....	30
6.5.-	Índice gonadosomático (IGS).....	45
7.0.	Discusiones.....	47
8.0.	Conclusiones.....	49
9.0.	Literatura consultada.....	50

1.0. INTRODUCCIÓN

En la naturaleza existen alrededor de 1,200 géneros y 10,000 especies de crustáceos decápodos (Holdich y Lowery, 1988); dentro de ellos se encuentra el grupo de los astácidos, el cual está conformado por unas 612 especies, distribuidas en casi todo el mundo, a excepción de África (con solo seis especies en la Isla de Madagascar) y la Antártica. Entre este grupo de astácidos se reconocen tres familias: 1) Astacidae, la cual cuenta con 16 especies; 2) Cambaridae, la familia con mayor número de especies, de la que se han descrito 423 especies aproximadamente y 3) Parastacidae con 173 especies (Fetzner, 2005).

La distribución natural de las familias: Cambaridae y Astacidae, se localizan en el Hemisferio Norte; por otro lado, la familia Parastacidae se distribuye en el Hemisferio Sur, en Madagascar, Sudamérica y Australia. En el sureste de los Estados Unidos de Norteamérica se encuentra el 80% de las especies de la familia Cambaridae; y en Victoria, Australia, se localizan la mayoría de las especies de la familia Parastacidae. (mapa 1).



Mapa 1.- Distribución geográfica de tres familias de astácidos (Tomado de Holdich y Lowery, 1988).

Dentro de las investigaciones a nivel mundial en torno al cultivo de crustáceos decápodos, se ha puesto una especial atención a los acociles o langostas de agua dulce pertenecientes a estas tres familias.

Las llamadas langostas de agua dulce australianas del género *Cherax* son las que exhiben mayor potencial en la acuicultura (Jones, 1990), de las que existen 45 especies cuyo estudio en Australia y otros países del mundo se encuentra en desarrollo, sin embargo, actualmente solo tres son de interés comercial; *Cherax destructor*, *Cherax tenuimanus* y *Cherax quadricarinatus*. La importancia de este grupo de crustáceos decápodos en la acuicultura queda de manifiesto, ya que se han introducido con estos fines en varios países del mundo como China, Israel, Ecuador y México (Jones y Ruscoe, 1996).

1.1.- Distribución natural de *Cherax quadricarinatus*.

El langostino *Cherax quadricarinatus* es conocido comúnmente como, langosta de agua dulce o cangrejo de tenazas o quelas rojas. Nativa de la región tropical del Noreste de Australia, se le encuentra en ríos que llegan a las zonas costeras y cuerpos de agua epicontinentales como lagos y presas (O'Connor y Rayns, 1992) (mapa 2).

En la región de Queensland, Australia, donde se distribuye en forma natural *Cherax quadricarinatus*, se registró en los años de 2001 a 2002, una producción acuícola total de 74.9 ton; con un valor en el mercado comercial de 1, 004, 130.00 USD aproximadamente. Posteriormente se reportó una producción de 75.3 ton en el periodo de 2002 a 2003 con un valor de 1, 149 ,000.00 USD (www2.dpi.qld.gov.au).



Mapa 2.-Distribución natural de la langosta de quelas rojas *Cherax quadricarinatus* (tomado de Arredondo,2001).

Las intenciones de impulsar a esta especie como producto acuícola, ha implementando la creación de estanques especiales para su cultivo. Por acontecimientos naturales, como lluvias intensas y huracanes, han provocado que los organismos escapen de los estanques, invadiendo cuerpos de aguas naturales (ríos, arroyos y presas) alrededor del mundo, estableciendo nuevas poblaciones en esas zonas. Tal es el caso que se presentó en el Río Loiza y la presa Carraizo en Puerto Rico, donde se observaron y colectaron organismos de diferentes tallas y sexos. (Williamson, 1996). Recientemente en Singapur, se observó la presencia de *Cherax quadricarinatus* en la Central Catchment Nature Reserve, encontrando organismos juveniles y adultos, así como hembras ovígeras, lo cual indica la presencia de una población totalmente establecida (Ahyong and Yeo, 2007). Hasta el momento hay datos que muestran la presencia de la langosta de quelas rojas en Italia, África, Israel,

Estados Unidos de Norteamérica, México, Ecuador, Puerto Rico, Argentina, China, Taiwán, Japón y Malasia (Harlioglu and Harlioglu, 2006) .

En Europa y Norte América, los numerosos estudios sobre la introducción de *Cherax quadricarinatus*, muestran impactos negativos en las especies nativas de langostinos; así como en las macrofitas, macroinvertebrados (gasterópodos), anfibios y peces del lugar (Lodge *et al*, 2000); además de ser un vector potencial de enfermedades y hospedero de diversos agentes patógenos. (Bowater *et al*, 2002).

Respecto a *Cherax quadricarinatus*, en Australia se han realizado estudios poblacionales de técnicas de reproducción para cultivos y sobre las principales enfermedades que presentan.

2.0. ANTECEDENTES

2.1.- Clasificación taxonómica.

La clasificación y ubicación taxonómica de *Cherax quadricarinatus* está basada en la hecha por Hobbs (1998):

Subphylum *Crustacea* Pennant, 1777.

Clase *Malacostraca* Latreille, 1806.

Orden Decapada Latreille, 1803.

Infraorden *Astacidea* Latreille, 1802-1803

Superfamilia *Parastacoidea* Huxley, 1879.

Familia *Parastacidae* Huxley, 1890.

Género *Cherax* Erichson, 1846.

Especie *Ch. quadricarinatus* von Martens, 1868.



Figura 1.- Organismo macho de *Cherax quadricarinatus*.

2.2.- Morfología externa y dimorfismo sexual.

El cuerpo de la langosta de quelas rojas (*Cherax quadricarinatus*) está dividido en cefalotórax, abdomen y telson; los cuales están cubiertos por un exoesqueleto, compuesto por epicutícula y procutícula; las cuales periódicamente se rompen permitiendo el crecimiento del organismo.

En la región ventral del cefalotórax se distinguen cinco segmentos anteriores, ocho segmentos torácicos y cinco pares de pereiópodos que tienen función locomotora, el primer par corresponde a las quelas mayores, el segundo y tercero se diferencian de los pares cuarto y quinto en que los primeros terminan en una pequeña pinza o quela, mientras que los restantes acaban en una simple punta. Los gonoporos de las hembras se observan en el tercer par de pereiópodos y en los machos en el quinto par.

La región cefálica incluye dos segmentos preorales, las antenas y anténulas, las cuales están involucradas en la quimiorrecepción para propósitos sexuales y tróficos, así como tres segmentos posorales, las mandíbulas, maxílulas y maxilas, las cuales tienen funciones alimenticias (Giri y Dunham, 1999).

El abdomen tiene seis segmentos individuales, están unidos por una membrana flexible que les da movimiento, en la parte ventral se localizan los pleópodos o pleiópodos o apéndices nadadores, agrupados en seis pares; en la hembra forman la cámara incubadora y con la ayuda de finas setas mantienen protegidos a los huevos en la temporada de reproducción, además durante esta etapa los pleópodos mantienen a los huevos oxigenados mediante movimientos constantes.

En el último segmento abdominal se encuentran los urópodos entre los que se localiza el telson que es la parte terminal del organismo y en la parte ventral se encuentra el ano (Jones, 1990).

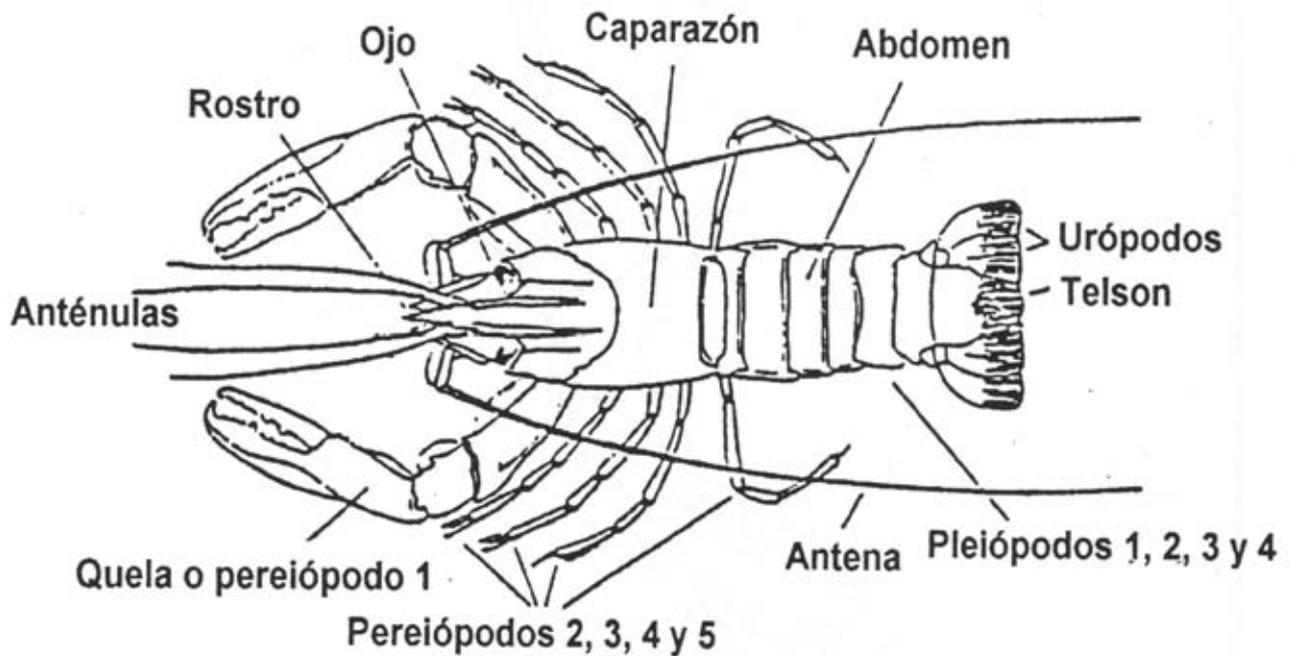


Figura 2.- Vista dorsal de *C. quadricarinatus*. Tomado de Jones, 1990.

La diferenciación sexual se basa en la observación de las aberturas genitales sobre la base de los pereiópodos; las hembras tienen un par de poros genitales hacia la base del tercer par de pereiópodos, mientras que los machos los presentan la papila genital en el quinto par de pereiópodos (Rouse, 1995). Los machos maduros presentan una coloración rojiza sobre el margen externo de las quelas, mientras que las hembras no lo presentan.

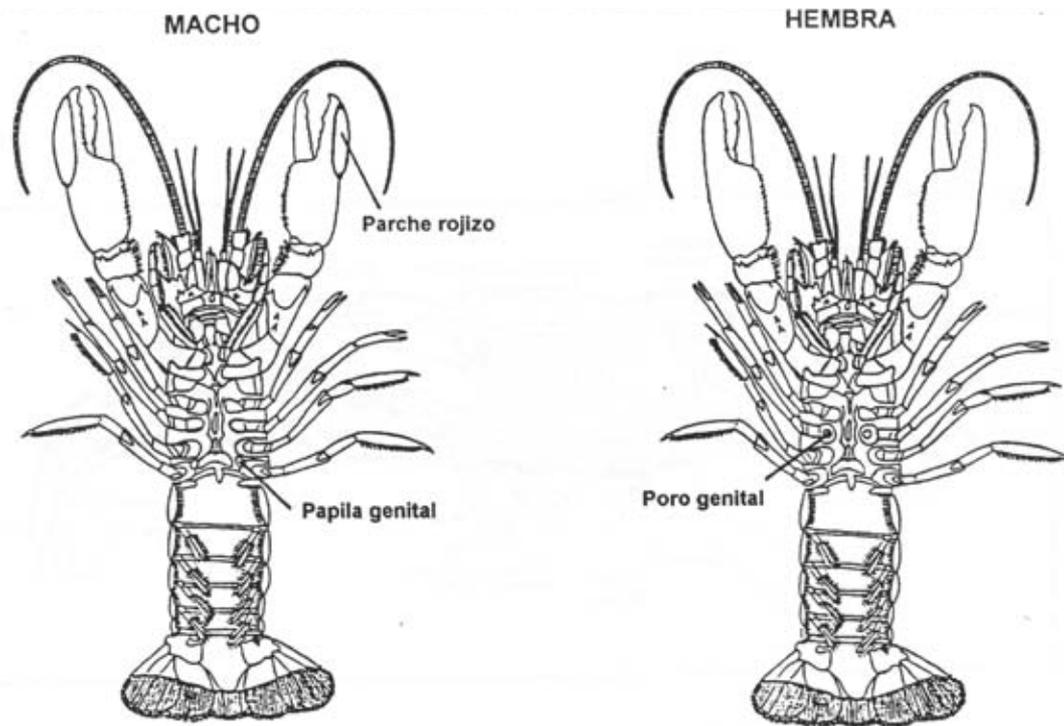


Figura 3.- Dimorfismo sexual *C. quadricarinatus*. Tomado de Jones,1990.

2.3.- Condiciones ambientales.

C. quadricarinatus se desarrolla en temperaturas que oscilan de 5 °C a 42 °C (Ackefors,1997), puede soportar niveles de salinidad de 0.3 a 20 ‰ (Austin 1995b), pH entre 6.5 y 9, amonio por arriba de 1.0mg/l, concentraciones de nitritos mayores a 0.5 mg/l , siempre y cuando este factor no se mantenga por periodos prolongados (Rouse, 1992) y toleran concentraciones de 0.5mg/l de oxígeno disuelto (Morrissy, 1992). Cuando el oxígeno disuelto se encuentra en mínimas concentraciones, el langostino continua respirando anaeróbicamente, este mecanismo puede mantener al animal vivo por varias horas y cuando los niveles de oxígeno se elevan, el organismo empieza a respirar de forma aeróbica (Jones, 1990).

La temperatura y el fotoperíodo son dos factores ambientales fundamentales que influyen en los ciclos de reproducción y muda de los crustáceos. Los efectos de estos factores en la muda y reproducción están asociados a procesos metabólicos, los cuales

están ampliamente documentados (Aiken, 1969a; Armitage *et al.*, 1973; Westin and Gydemo, 1986; Dube and Portelance, 1992; Daniels *et al.*, 1994).

King (1993), observó que bajo condiciones controladas de temperatura y fotoperíodo (26 °C y 12:12 (L:O), los desoves de *C. quadricarinatus*, ocurrieron durante todos los meses del año. Yeah and Rouse (1994), demostraron que bajo condiciones de temperatura constante 28° C +/- 1° C y un fotoperíodo natural, el desove de las hembras de *C. quadricarinatus* siguió un patrón temporal normal.

2.4.- Reproducción.

La langosta de río llega a la madurez sexual a una edad de 6 a 12 meses con un peso aproximado de entre 30 a 85 gramos, momento en que se observa claramente las gónadas con un color rojizo por encima del primer segmento abdominal y a través de una membrana transparente protectora (Groves, 1985).

En las regiones subtropicales del norte de Queensland Australia, la temporada de desove inicia cuando incrementa la temperatura del agua y el fotoperíodo tiene una mayor duración; durante esta temporada la temperatura del agua está por arriba de 21° C y 13:11 L:O (Jones, 1990).

La característica sobresaliente de la langosta de agua dulce en comparación con otros crustáceos, es la ausencia de estadios de vida libre en estados larvales. Los huevos después de ser incubados por la hembra libera juveniles, que son organismos pequeños de 0.02 g, parecidos a un adulto.

La fecundación es externa y varía de acuerdo con el tamaño de cada hembra. En las poblaciones naturales de langostas, la maduración del ovario coincide con el incremento de temperatura, de 16 a 21°C y un fotoperíodo de 11:13 a 14:12 (L:O) horas, presentando un extenso periodo de desove que puede abarcar de 6 a 12 meses, además de tener desoves continuos siempre y cuando las temperaturas excedan los 21°C. (Jones, 1990).

En las hembras de *Cherax quadricarinatus* se tiene registrado un rango de fecundidad de 300 a 700 huevos por desove (Levi *et. al* ,1999). Sammy (1988) observó que a lo largo de un año desovan tres veces durante el verano (26º C a 29º C) y dos veces durante el invierno (21º C a 22º C), con un rango de fecundidad de 150 a 250 huevos por desove; mientras que Jones (1990) encontró que la fecundidad de esta misma especie es de 60 a 600 huevos por desove.

2.5.- Introducción de *Cherax quadricarinatus* en México.

La primera iniciativa de introducir *Cherax quadricarinatus* en México con fines de cultivo comercial ocurrió en el año de 1986, cuando una empresa, ubicada en el estado de Querétaro, intentó traer la especie con pobres resultados (Ponce *et al*, 1999).

En el ámbito de la investigación de esta especie se han realizado estudios a partir de 1995 en la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, en la Ciudad de México, en el Centro de Investigación y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Unidad de Mérida, Yucatán. En el año 1998, se trasladaron algunos ejemplares de una granja del estado de Morelos al Centro de Investigación Científica y de Estudios Superiores de Ensenada (CICESE) en Baja California y al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), Unidad La Paz en Baja California Sur; para realizar investigaciones enfocadas a aspectos nutricionales para optimizar el crecimiento en condiciones de cultivo.

Por otra parte, la producción en México de langosta de quelas rojas en el año 2000 fue de 4,000 kg/Ha/año; siendo Morelos, Tamaulipas y Baja California Sur los estados que sostuvieron la producción. En 2002 se registró una producción total de 4,500 kg/Ha/año; sin la contribución del estado de Baja California Sur y en 2003 se obtuvo una producción de 9,000 kg/Ha/año, la cual es sostenida únicamente por el estado de Tamaulipas. (www.sagarpa.gob).

En México, al ser una especie introducida y que habita en estado libre en ríos y cuerpos de agua como lagunas o presas, han causado problemas de competencia por

espacio y alimento con las especies nativas del lugar, por lo que es importante conocer la población existente actualmente y establecer su época de reproducción para poder, en un futuro, controlar la sobrepoblación y evitar daños posteriores.

En el Río Las Estacas, en Morelos, empezó a proliferar la población desde inicios de los años 2000 y para el 2005 la población ya era considerable, trayendo problemas para el lugar, por lo que fue necesario iniciar un estudio en el 2006 para determinar la estructura poblacional de *Cherax quadricarinatus*, estableciendo las etapas de desarrollo y los estadios de maduración de las gónadas de hembras y machos para constituir su ciclo gonádico anual y ayudar al conocimiento del manejo de esta especie.

3.0. OBJETIVO GENERAL

Conocer la estructura poblacional y determinar el ciclo gonádico de *Cherax quadricarinatus* en el cuerpo de agua del Parque Acuático Las Estacas, en el estado de Morelos, México.

3.1.- Objetivos particulares:

- Determinar la proporción de hembras y machos en la población.
- Conocer los estadios de desarrollo de la población.
- Establecer las etapas de desarrollo del ciclo gonádico.

4.0. MATERIALES Y METODOS

4.1.- Trabajo de campo.

Se programaron y se efectuaron trece salidas al Río "Las Estacas" en el Estado de Morelos, México; una cada mes durante el año 2006, comenzando por el mes de enero hasta diciembre y concluyendo con el mes de enero de 2007.

Se realizaron dos colectas por día, una a las 4:00 p.m. y otra colecta nocturna a partir de las 10:00 p.m.

Se colectaron langostinos *Cherax quadricarinatus* de ambos sexos, en diferentes estadios de desarrollo. Los organismos eran colectados con redes de cuchara (Marina de 12.5 cm. tamaño de red), en tres diferentes estaciones a lo largo del río.

Posteriormente los langostinos eran depositados en cubetas (20 litros) con agua del río, separando a las hembras ovígeras en otra cubeta. Al término de la colecta nocturna, se procedía al registro de los parámetros físico-químicos del agua del río (pH, O₂ mg/l, salinidad, TDS y temperatura °C) con un Hidrolab. A continuación se procedió al registro morfométrico; utilizando una regla de 15 cm. y una báscula electrónica, para obtener el largo del caparazón (LC), largo total (LT) y peso (g). La determinación del sexo de todos los organismos, se obtenía con la ubicación de los poros genitales en la parte ventral. Al término de este proceso se les inyectaba solución fijadora Davidson, con agujas hipodérmicas y eran embebidos (botes de plástico de 5 l) en la misma solución; después se etiquetaban para ser transportados al Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), para su posterior procesamiento.

A las hembras ovígeras, se les tomaron sus registros morfométricos y posteriormente eran inyectadas con solución fijadora Davidson, se les quitaban los huevos que tenían adheridos en los pleópodos en la parte ventral del abdomen y eran embebidas en la misma solución fijadora. Los huevos eran etiquetados y embebidos en frascos de vidrio con solución fijadora Davidson (10-20 ml.), para ser transportados al Laboratorio de Invertebrados de la

Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), para su posterior procesamiento.

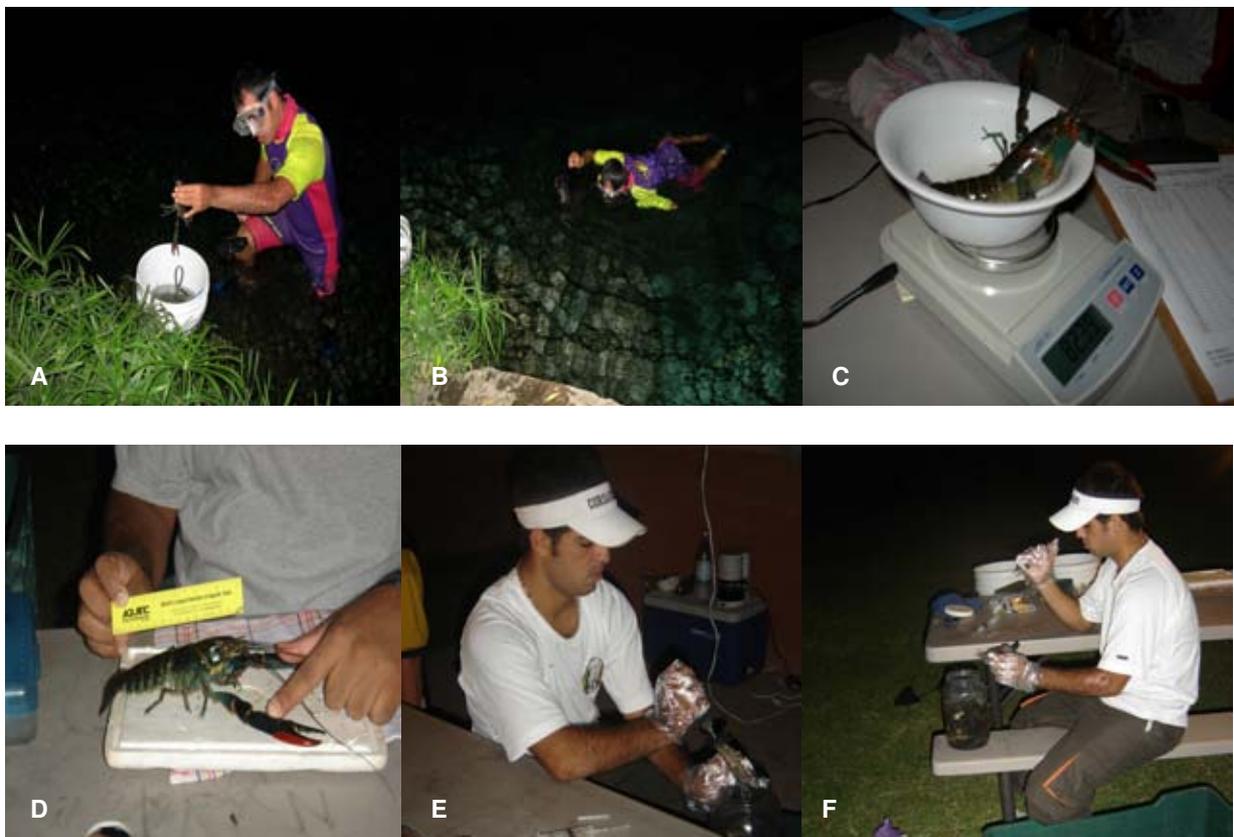


Figura 4.-Trabajo de campo. **A y B**; colecta nocturna, **C y D**; medición parámetros morfométricos **E y F**; fijación de los organismos.

4.2.- Trabajo de laboratorio.

Después de 24 a 48 horas en que los organismos permanecían en solución Davidson, se lavaban con agua corriente entre 20-40 min y se ponían en OH 70 ° (botes de plástico de 5 l) hasta el momento de su procesamiento histológico. Se procesaron histológicamente un total de 240 organismos, 120 hembras y 120 machos.

Para la determinación del índice gonadosomático (IGS) tanto de hembras y machos se eligieron 5 organismos hembras y 5 organismos machos por mes de colecta de entre 9 a 11.5 cm de largo total (LT), utilizando la siguiente ecuación:

$$IGS = (P_1/P_2)100$$

en donde: P₁ es el peso húmedo de la gónada y P₂ es el peso total húmedo del organismo.

A) Elaboración de colorantes y reactivos:

1) Solución Davidson (para 1000 ml).

- Alcohol etílico 95%.....330 ml
- Formol al 40%.....220 ml
- Acido acético glacial.....115 ml
- Agua destilada.....335 ml

2) Hematoxilina de Harris:

- Hematoxilina.....4 g
- Oxido rojo de mercurio.....2 g
- Alumbre de potasio.....80 g
- Alcohol absoluto.....40 ml
- Agua destilada.....800 ml

3) Eosina:

- Eosina Amarillenta.....4 g

- Orange G.....4 g
- Alcohol 70 °C.....400 ml

B) Disección de las gónadas:

Dada la ubicación anatómica de las gónadas, se cortaron transversalmente los organismos a partir de la unión del abdomen y el cefalotórax, quedando dos secciones del organismo, utilizando solo la parte correspondiente al cefalotórax, para obtener la gónada. A continuación se procedió a la deshidratación de la gónada.

C) Deshidratación e inclusión:

Para la deshidratación se empleó un Histokinette American Optical T/P 8000.

- OH 70 °.....90 min
- OH 83 °.....90 min
- OH 96 °.....60 min
- OH 100 °.....30 min
- OH 100 ° - Xilol (1:1).....30 min
- Xilol.....15 min
- Parafina.....15 min

Para el proceso de inclusión se empleó un Centro de Inclusión Tissue Tek II, a una temperatura promedio de 58-60 °C.

D) Cortes:

Se utilizó un micrótopo rotatorio Leica RM 2125RT y se calibró para cortes de 7µm de grosor. En el baño de flotación se colocó agua con grenetina a una temperatura promedio de 27 °C.

E) Tinción:

Se utilizaron las técnica Hematoxilina-Eosina y Masson.

Los pasos de la técnica Hematoxilina-Eosina son:

- calentar los portaobjetos con los cortes en estufa
(58-62 °C).....5-10 min.
- xilol.....5 min.
- xilol.....5 min.
- Alcohol absoluto.....1 min.
- Alcohol absoluto.....1min
- Alcohol 96 °C.....1 min.
- Alcohol 96 °C.....1 min.
- Alcohol 70 °C.....1 min.
- Agua de la llave.....lavar.
- Hematoxilina de Harris8-10 min.
- Agua de la llave.....lavar.
- Alcohol ácido.....entrada por salida.
- Agua de la llave.....lavar.
- Carbonato de Litio (saturado).....cambio de color.
- Eosina amarillenta.....3 min.
- Alcohol 96 °C.....1 min.
- Alcohol 96 °C.....1 min.
- Alcohol absoluto.....1 min.
- Alcohol absoluto.....1 min.
- Xilol.....1 min.
- Xilol.....1 min.

Montaje con resina sintética.

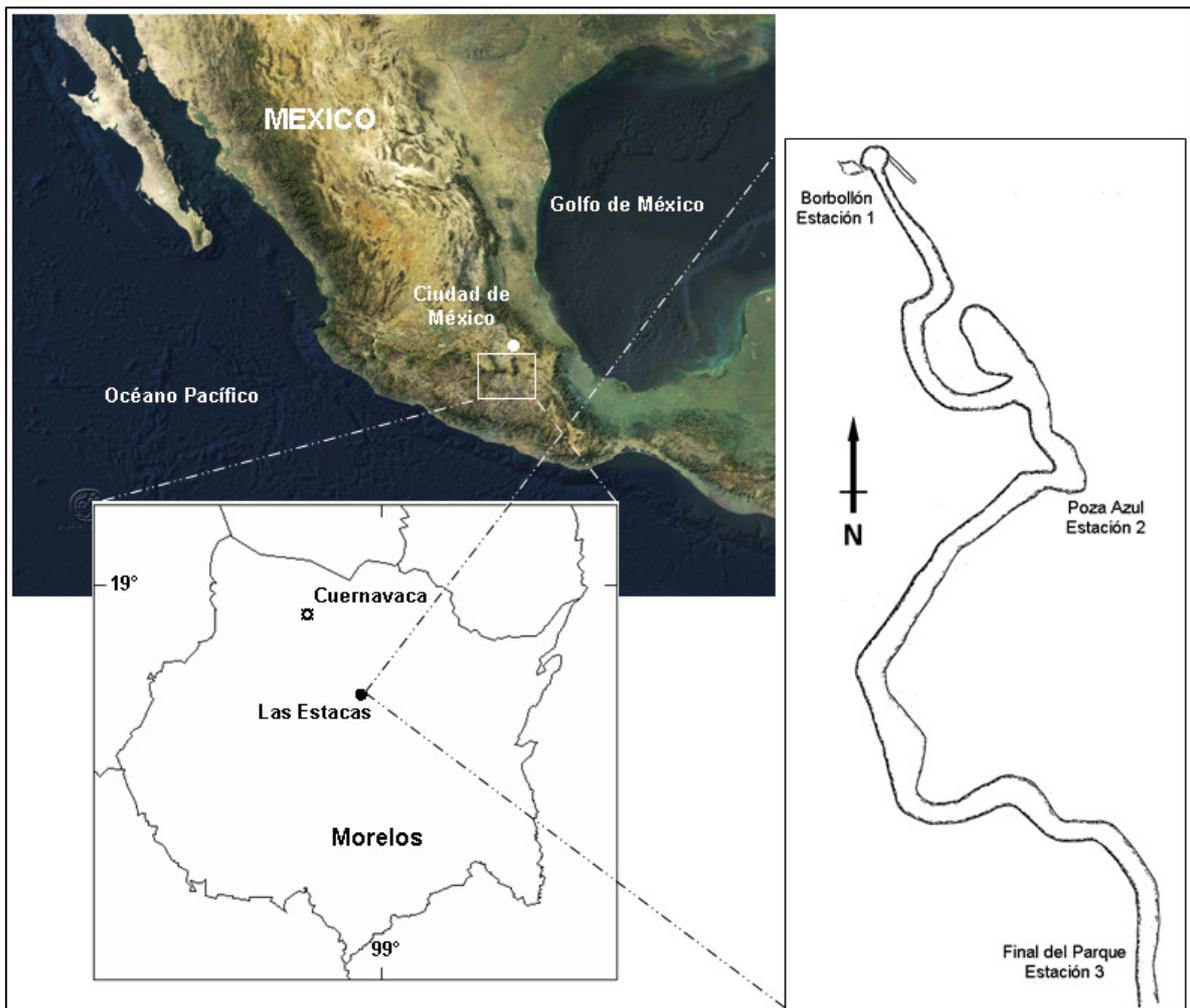
5.0. ÁREA DE ESTUDIO

El Río Las Estacas, se localiza en el Estado de Morelos, Municipio de Tlaltizapan de Zapata, el cual tiene un clima subtropical húmedo con vegetación de selva baja caudocifolia. Presenta una temperatura media anual de 23.5 °C, con una precipitación pluvial de 840 mm anuales, la cual se concentra principalmente en los meses de junio a octubre. El agua del río proviene de los deshielos de los volcanes Popocatepetl e Iztaccihuatl, dando origen al río Yautepec, que desemboca en las Estacas, teniendo una afluencia de 7 mil l/seg. Dicho cuerpo de agua forma parte del Parque Natural Acuático "Las Estacas", el cual es propiedad privada y que por decreto es considerado como Reserva Natural del Estado de Morelos desde el año de 1998.

El parque tiene una superficie de 24 hectáreas, en donde habitan 11 especies de plantas acuáticas, 65 especies de plantas terrestres, 132 de aves, 10 de peces, 8 de mamíferos y varias de invertebrados.

Se ubica entre los 18° 43.994' y 18° 43.906' Latitud Norte y 99° 06.819' y 99° 06.8' Longitud Oeste.

Para el presente estudio se establecieron previamente a lo largo del río tres estaciones de colectas, el cual tiene una anchura de 12 m y una profundidad variable rodeado por una extensa vegetación: estación 1; borbollón, es la parte inicial del río dentro del parque, el cual contiene el nacimiento de un manantial que alimenta al río. Esta estación tiene una profundidad máxima de 7.30 metros. La estación 2; poza azul, tiene una profundidad máxima de 7 metros y se encuentra a 400 metros de la primera estación, aquí es donde concurre una mayor cantidad de turistas. La estación 3; es la parte final del río dentro del parque y tiene una profundidad máxima de 4.5 metros.



Mapa 3.-Localización del área de estudio y de las estaciones de colecta.



Figura 5.- Estaciones del Río Las Estacas, Morelos; **A**: estación 1 (borbollón); **B**: estación 2 (poza azul); **C**: estación 3 (final del río).



Figura 5 bis.- Características de las estaciones 1 y 2 del río Las Estacas, Morelos

6.0. RESULTADOS

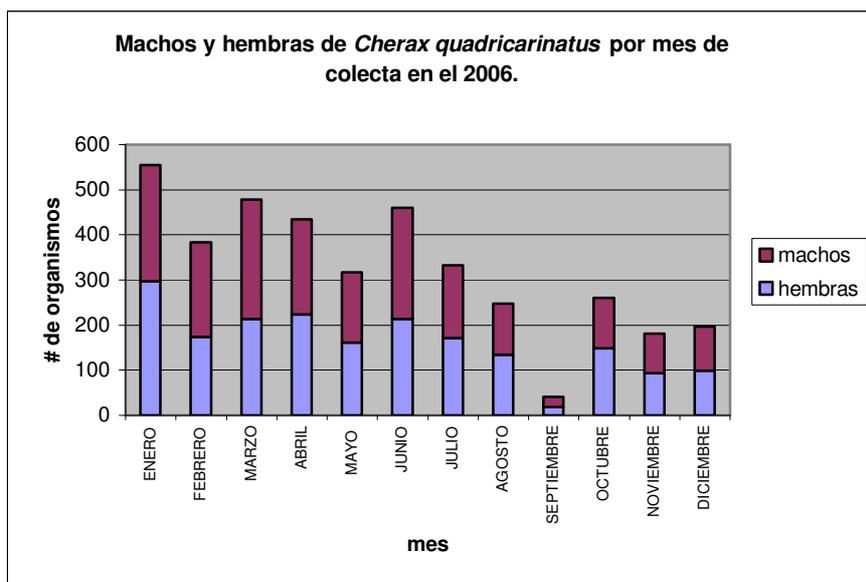
6.1.- Estructura poblacional.

En las trece salidas al campo durante los meses del 2006; se colectaron un total de 4056 organismos, considerando 2063 hembras (H), de las cuales 111 son hembras ovígeras (Hg) y 1934 machos (M); 59 organismos (I) no se les determinó el sexo. La relación entre machos y hembras es de 1:1.06 (M:H).

En la tabla 1 se muestra el número de organismos colectados por mes a partir de enero hasta diciembre del 2006. En febrero, marzo, abril y junio fueron los meses donde se encontraron mayor número de hembras ovígeras. También en febrero, marzo y junio son los únicos meses en que se colectaron mayor proporción de machos que hembras (gráfica 1).

	H	M	Hg	I
ENERO	297	258	11	53
FEBRERO	174	209	23	6
MARZO	214	264	29	0
ABRIL	224	211	16	0
MAYO	162	155	5	0
JUNIO	214	246	16	0
JULIO	171	161	6	0
AGOSTO	135	112	4	0
SEPTIEMBRE	19	22	0	0
OCTUBRE	149	112	1	0
NOVIEMBRE	94	87	0	0
DICIEMBRE	99	97	0	0
TOTAL	1952	1934	111	59

Tabla 1.- Organismos colectados por mes, durante el año 2006.



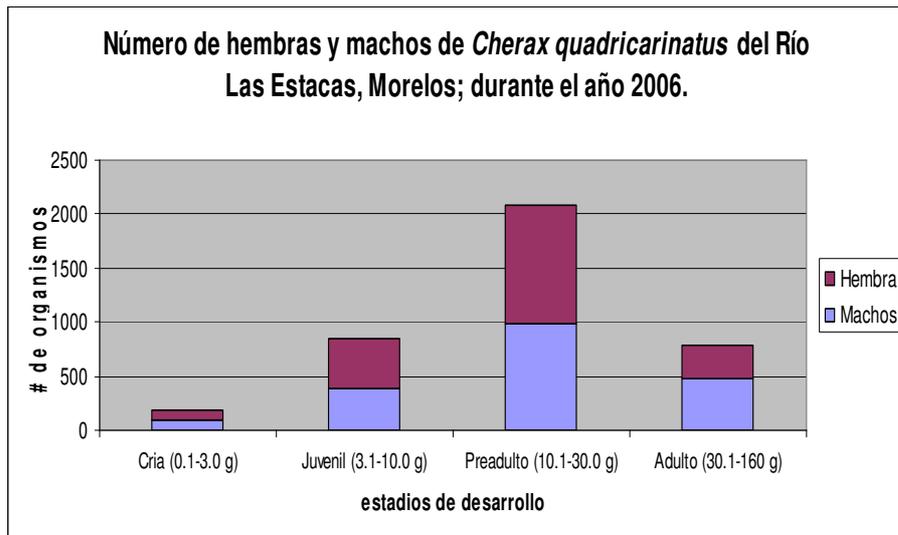
Gráfica 1.- Número de hembras y machos por mes de colecta.

A partir de estos datos obtenidos se establecieron 4 estadios (Villarreal y Peláez 1999) de acuerdo al peso total húmedo de los animales: cría (0.1-3 g), juvenil (3.1-10g), preadulto (10.1-30 g) y adulto (30-160g). En la tabla 2 y gráfica 2 se muestra el número de organismos encontrados por estadio de desarrollo durante las colectas en el Río Las Estacas, Morelos, correspondientes al año 2006.

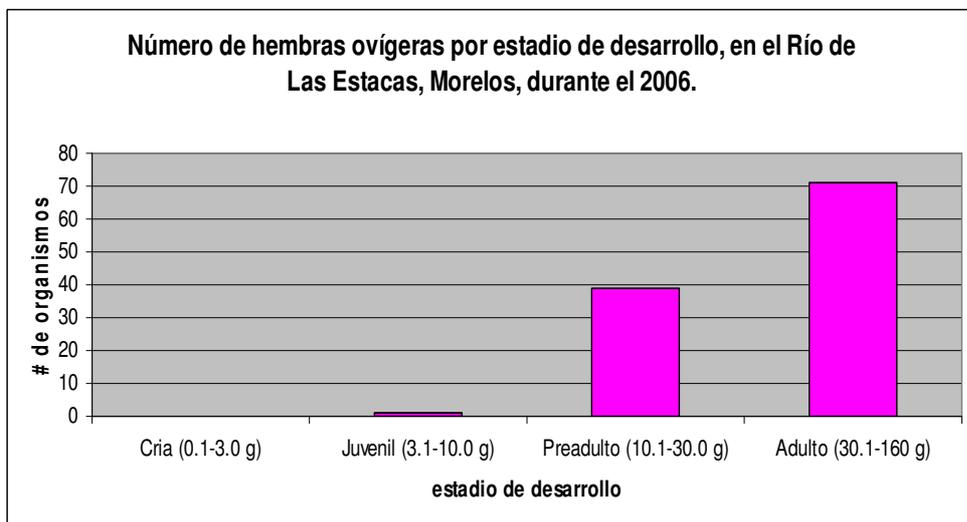
El número total de hembras ovígeras colectadas fue de 111; de las cuales 1 es juvenil, 39 son preadultas y 71 son adultas (gráfica 3).

Estadio/peso	H	M	TOTAL	I	Hg
Cría (0.1-3.0 g)	97	85	182	7	0
Juvenil (3.1-10.0 g)	461	385	847	11	1
Preadulto (10.1-30.0 g)	1094	980	2113	35	39
Adulto (30.1-160 g)	299	485	855	6	71
	1951	1935	3997	59	111

Tabla 2.- Número de organismos colectados en el Río Las Estacas durante el año 2006 por estadio de desarrollo de acuerdo al peso total húmedo (g).

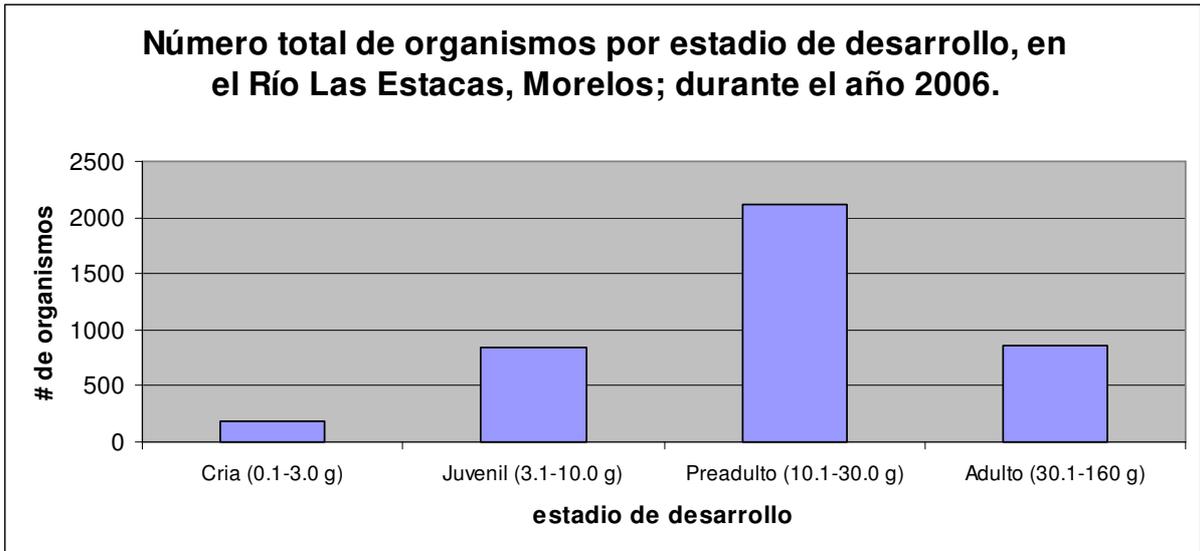


Gráfica 2.- Número de hembras y machos colectados por estadio de desarrollo (g).

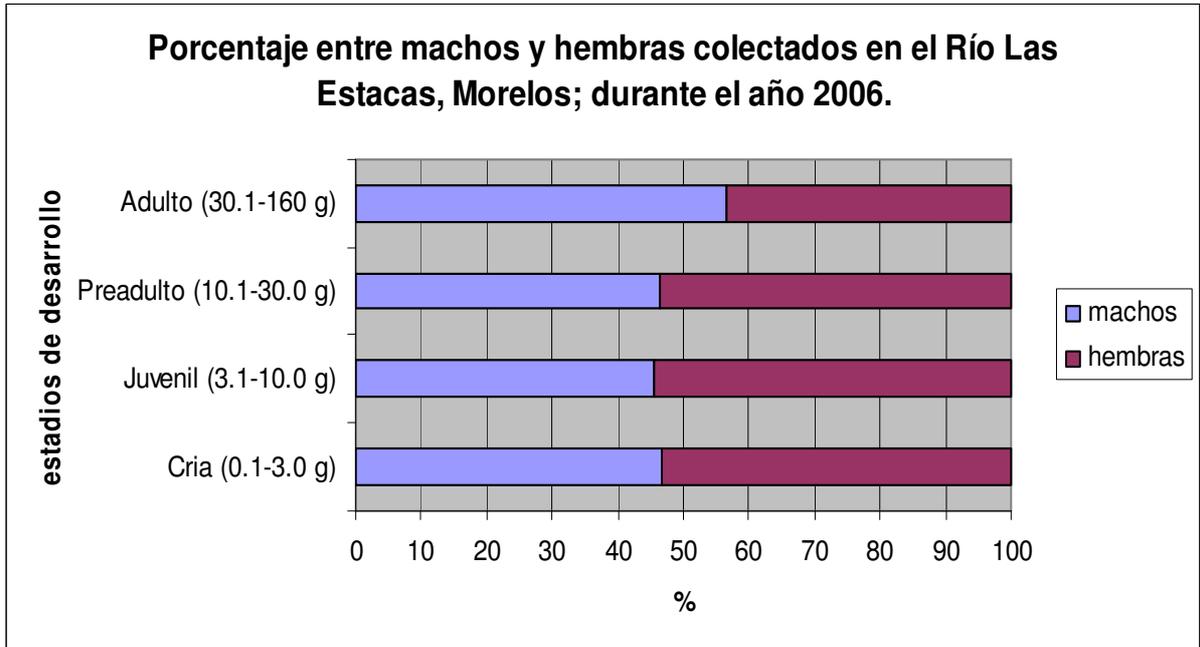


Gráfica 3.- Número de hembras ovígeras por estadio de desarrollo (g).

Con el número total de organismos colectados (gráfica 4) se obtuvo el porcentaje tanto de hembras y machos por estadio de desarrollo. En el estadio de cría los machos representan el 46.7% y las hembras el 53.3%. En el estadio juvenil los machos constituyen el 45.5% y las hembras el 54.5%. En el siguiente estadio de desarrollo, los preadultos machos componen el 46.4%, mientras tanto las hembras el 56.6%. Los adultos machos incrementan su proporción con respecto a los otros estadios, representando el 56.7% y las hembras son el 43.3% del total de la población colectada (gráfica 5).



Grafica 4.- Número total de organismos colectados por estadio de desarrollo de acuerdo a su peso total húmedo (g).



Gráfica 5.- Porcentaje total entre machos y hembras por estadio de desarrollo.

6.2.- Anatomía e histología gonadal.

Las gónadas, tanto testículos como ovarios, se localizan en la región dorsal del tórax, entre la parte terminal del seno pericardial y el tracto digestivo. El tamaño y apariencia depende de la edad y de la condición de maduración del organismo. En la época reproductiva, los órganos reproductores se alargan significativamente. Los testículos toman una coloración blanca lechosa, debido a la producción de esperma, en tanto que los ovarios se llenan de huevos de tono amarillento-café.

En la familia Parastacidae, la gónada del macho está formada por dos lóbulos testiculares que se encuentran paralelos y del mismo tamaño. En cada lado del testículo se localiza una red de vasos deferentes que conducen a los gonoporos o papila genital, los cuales se ubica en la base del quinto par de pereiópodos.

Los vasos deferentes constan de un epitelio simple de células cilíndricas, rodeado por un saco de tejido conectivo, este epitelio produce secreciones que ayudan a la formación de la pared del espermatóforo.

El espermatóforo es una cápsula que se forma dentro de los vasos deferentes, empaquetando a los espermatozoides para protegerlos y conducirlos a los gonoporos. En los decápodos se han descrito tres formas diferentes de espermatóforos (Rudolph, 1995a).

La gónada del macho (figura 6) está recubierta por una capa de tejido epitelial cúbico seguida por un tejido conectivo, la gónada está compuesta por un gran número de túbulos seminíferos, cuyo epitelio germinativo se encuentra en diferentes estadios de desarrollo, presentando entre las células germinales a las células de Sertoli. Los túbulos seminíferos están fusionados con los conductos colectores que finalmente terminan en dos vasos deferentes, en estos túbulos se produce sincrónicamente la espermatogénesis y la espermiogénesis (Krol et al., 1992).

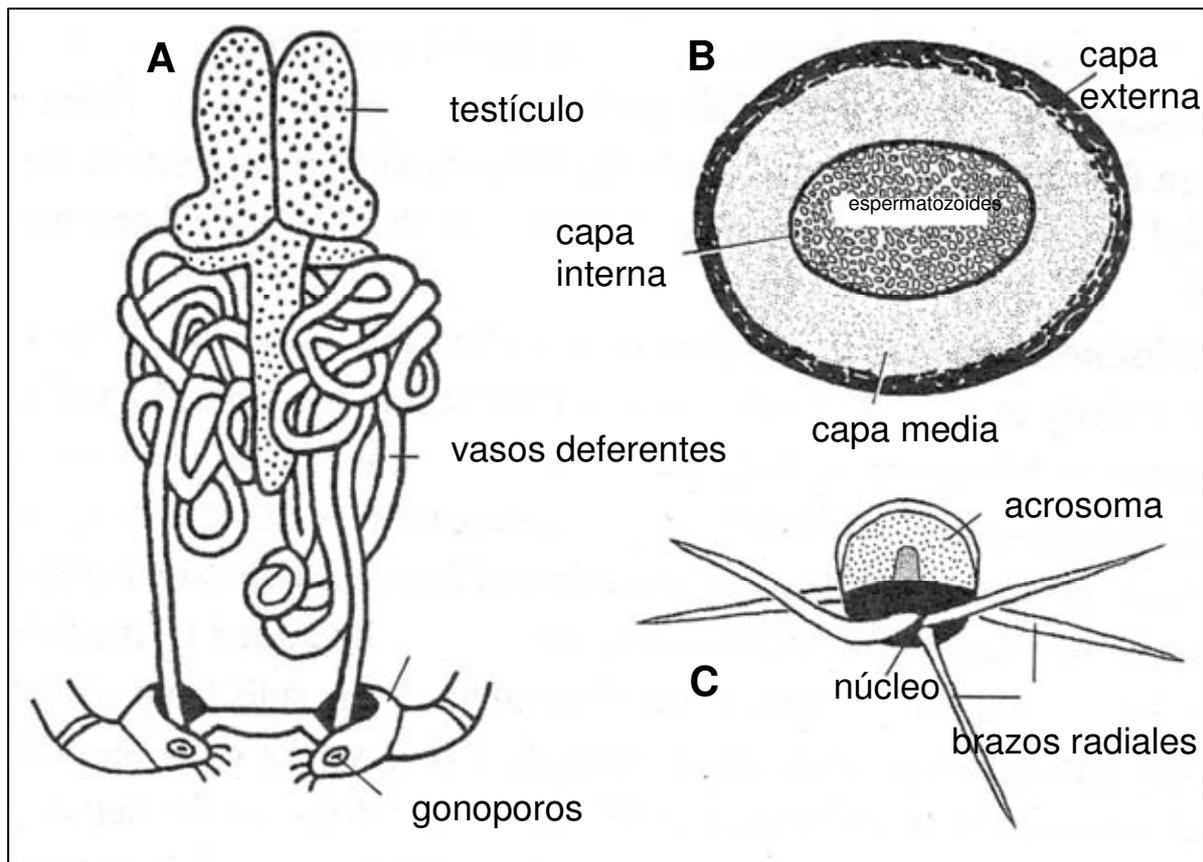


Figura 6.- Esquema del aparato reproductor del macho de *Cherax quadricarinatus*. A; testículo, B; vaso deferente y C; espermatozoide (tomado de Holdich and Lowery,1988).

La gónada femenina (figura 7) tiene un largo máximo total de 4cm y un mínimo de 5mm, se compone de dos sacos anteriores y uno posterior, los cuales están rodeados por una capa muscular cubierta por un epitelio simple cúbico. La estructura interna de la gónada está constituida por la presencia de los ovocitos en diferentes estadios de maduración. Cada ovocito está rodeado por epitelio simple cúbico, el cual se pliega internamente en la gónada, constituyendo a los oviductos; distinguiéndose entre cada ovocito la presencia de tejido conectivo (Ando y Makioka, 1998).

Al interior del ovario se encuentran las células foliculares o células accesorias, son las únicas células no germinativas del ovario de los crustáceos. Cuando los ovocitos están en el estadio de vitelogénesis, las células foliculares se mueven del epitelio germinal hacia la periferia de cada ovocito y contribuyen en la producción de reservas.

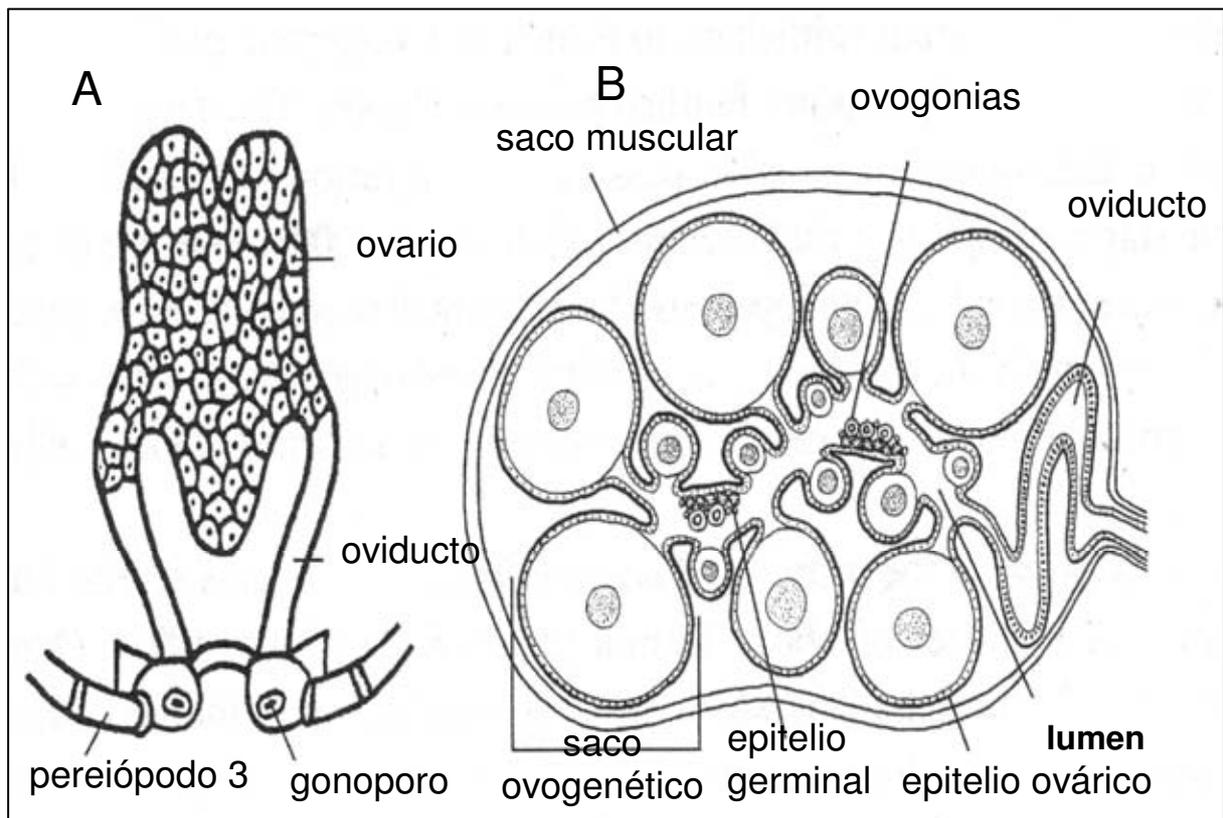


Figura 7.- Esquema del aparato reproductor de hembra de *Cherax quadricarinatus*; A, ovario y oviductos; B, corte del ovario (tomado de Holdich and Lowery, 1988).

6.3.- Espermatogénesis, Espermiogénesis y Ovogénesis.

A) Espermatogénesis y Espermiogénesis

La espermatogénesis es la formación de células espermáticas a partir de espermatogonias. En decápodos consta de varios estadios y pueden ser sincrónicos o asincrónicos, dependiendo de la especie. En especies sincrónicas, solo ocurre uno o dos estadios de desarrollo en todos los segmentos de los túbulos seminíferos (Krol et al, 1992).

Las espermatogonias se dividen por mitosis, produciendo espermátocitos primarios (contienen numerosas mitocondrias y ribosomas; cuerpos cromosómicos y cuerpos del aparato de Golgi (AG)) y espermátocitos secundarios (son células más pequeñas que los espermátocitos primarios, se observa el retículo endoplásmico granular compacto en la

periferia de la célula; así como una masa de cromosomas fusionados), los cuales originan a las espermatidas (se identifica por la desaparición de la membrana nuclear y el núcleo granular). Posteriormente las espermatidas presentan la espermiogénesis, proceso por el cual se da origen a los espermatozoides maduros, identificándose por la formación del acrosoma y brazos radiales; además se observan modificaciones en el núcleo y la eliminación de una parte considerable de citoplasma.

Los espermatozoides del langostino no presentan flagelo, se distinguen por tener gran número de puntas o picos; variando de acuerdo a la especie, y se observa un núcleo descondensado. La masa de espermatozoides es empaquetada en los vasos deferentes dentro de un espermatóforo, el cual es transferido a la hembra durante el acoplamiento sexual. (Krol et al, 1992).

B) Ovogénesis

En crustáceos decápodos el ovario presenta diferentes fases de desarrollo, como: previtelogénesis, vitelogénesis, crecimiento del ovocito y maduración. Adiyodi y Subramoniam (1983) dividen la ovogénesis en: fases proliferativas (producción de células germinales) y fases de diferenciación (desarrollo, crecimiento y maduración de células germinales). La previtelogénesis en decápodos es caracterizada por el incremento de la actividad de varios organelos citoplasmáticos, produciendo un aumento de vesículas que contienen glicoproteínas, carbohidratos y lípidos; los cuales son necesarios para el desarrollo y formación de tejidos estructurales del embrión (Adiyodi, 1985; Charniaux-Cotton y Payen, 1986; Browdy et al., 1990). Dentro de la familia Parastacidae, los ovocitos en estadio de previtelogénesis constan de un diámetro de 12 μm aproximadamente (Ando and Makioka, 1998; Abdu et al, 2000).

La vitelogénesis involucra el arreglo de los componentes orgánicos e inorgánicos de las reservas de nutrientes en el ovocito en desarrollo. La vitelina es la proteína en mayor cantidad identificada en los ovocitos, siendo la vitelogenina el precursor molecular. La vitelogénesis primaria inicia con severos cambios en el citoplasma del ovocito, el cual crece

continuamente, además de observar gránulos densos acumulados en vesículas dentro de la cisterna del retículo endoplásmico rugoso.

El tamaño aproximado del ovocito al entrar a la vitelogénesis secundaria es de 400 μm , la cual se caracteriza por la depositación de glóbulos de reserva (micro y macrovítelo) en la periferia del citoplasma (Charniaux-Cotton y Payen, 1988; Browdy et al., 1990; Abdu et al., 2000).

En *C. quadricarinatus*, Abdu et al, (2000), distinguen cinco estadios para la vitelogénesis primaria (síntesis de glicoproteínas y lípidos) y tres para la vitelogénesis secundaria (crecimiento sincronizado de ovocitos, acumulación de vitelina).

6.4.- Descripción del ciclo gonádico de las muestras de las Estacas.

A) Hembras

Se establecieron 5 estadios (I= inmadurez, II= desarrollo temprano III= desarrollo tardío, IV= madurez y V= desove).

En el ciclo gonádico de hembras se consideraron características morfológicas (tamaño de ovocitos) e histológicas (ubicación del vitelo en el citoplasma, cantidad y tipo de granulación).

Se obtuvo un porcentaje mensual de los diferentes estadios del ciclo gonádico y se observó que el estadio de desarrollo temprano (II) se presentó en la mayoría de los meses; en enero (40%), febrero (25%), marzo (40%), abril (40%), julio (50%), agosto (60%), septiembre (40%), octubre (50%) y noviembre (20%). En junio se presentó el mayor porcentaje en estadio de madurez (IV) (50%), en febrero el mayor porcentaje de hembras en desove (75%) y en septiembre el mayor porcentaje de hembras en estadio de inmadurez (40%) (tabla 3).

Porcentaje mensual por estadios del ciclo gonádico de *Cherax quadricarinatus*.

Estadio	MESES/AÑO 2006											
	E	F	M	A	Ma	Ju	J	Ag	S	O	N	D
I inmadurez	20%	-	-	-	25%	25%	25%	20%	40%	25%	-	25%
II d. temprano	40%	15%	40%	40%	-	-	50%	60%	40%	50%	20%	-
III d. tardío	-	-	-	20%	50%	-	-	-	20%	-	20%	50%
IV madurez	20%	-	20%	-	25%	50%	25%	20%	-	-	-	-
V desove	20%	75%	40%	40%	-	25%	-	-	-	25%	60%	25%

Tabla 3.- Porcentaje mensual de los estadios del ciclo gonádico de hembras de *Cherax quadricarinatus*.

Mes	Preparación	estadio de desarrollo	tamaño ovocitos (µm)	Mes	preparación	estadio de desarrollo	tamaño ovocitos (µm)
Enero	E/H 2	Madurez	1000	Julio	JUL/H 118	D. temprano	800
	E/H 4	Desove	1450		JUL/H 119	inmaduro	550
	E/H 14	inmaduro	300		JUL/H 121	madurez	1000
	E/H 16	D. temprano	450		JUL/H 117	D. temprano	750
	E/H 18	D. temprano	450				
				Ago	A/H 127	D. temprano	750
Feb	F/H 23	D. temprano	700		A/H 131	D. temprano	650
	F/H 22	Desove	1300		A/H 128	inmaduro	450
	F/H 28	Desove	1300		A/H 129	madurez	1050
	F/H 26	Desove	1450		A/H 130	D. temprano	600
Marzo	M/H 45	D. temprano	600	Sept	S/H 137	inmadurez	350
	M/H 41	D. temprano	650		S/H 138	D. temprano	650
	M/H 42	Desove	1650		S/H 139	inmadurez	400
	M/H 46	Madurez	800		S/H 140	D. temprano	650
	M/H 48	Desove	1350		S/H 141	D. tardío	950
Abril	A/H 62	Desove	1650	Oct	O/H 147	desove	1200
	A/H 69	D. temprano	720		O/H 148	inmaduro	550
	A/H 67	D. tardío	1570		O/H 149	D. temprano	700
	A/H 69	D. temprano	850		O/H 150	D. temprano	700
	A/H 71	Desove	1570				
				Nov	N/H 157	desove	1100
Mayo	M/H 89	inmaduro	600		N/H 158	desove	1000
	M/H 97	Madurez	1150		N/H 159	desove	1100
	M/H 99	D. tardío	950		N/H 160	D. tardío	750
	M/H 101	D. tardío	900		N/H 161	D. temprano	500
Junio	JU/H 108	inmaduro	450	Dic	D/H 167	D. tardío	850
	JU/H 110	Madurez	1750		D/H 168	D. tardío	950
	JU/H 111	Madurez	1050		D/H 169	desove	1050
	JU/H 109	Desove	1400		D/H 170	inmaduro	350

Tabla 4.- Relación de los estadios de desarrollo de la gónada femenina con respecto al tamaño de los ovocitos de la langosta de quelas rojas *Cherax quadricarinatus*, en El Río Las Estacas, Morelos, durante el año 2006.

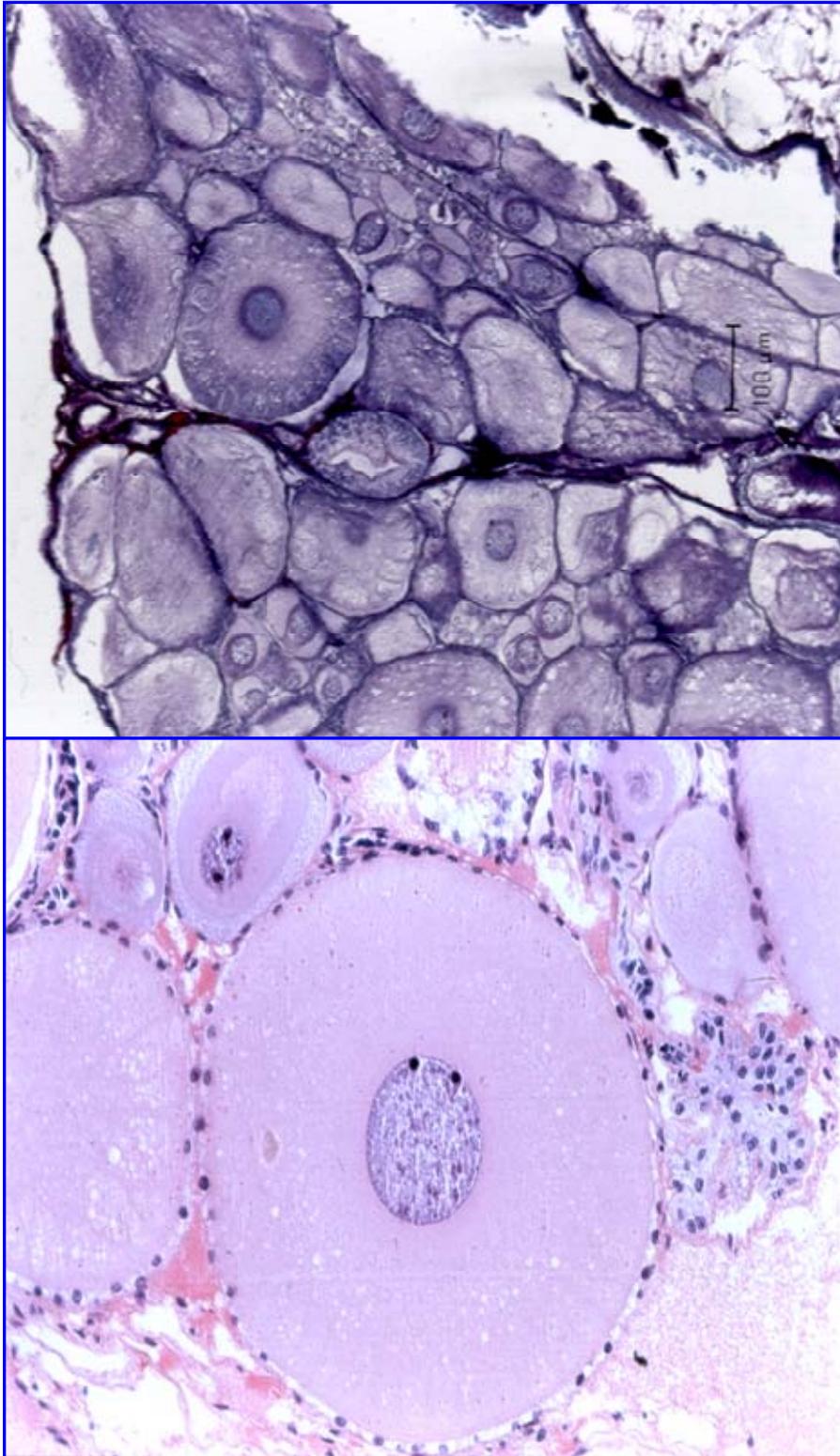


Figura 8.- Etapa I. Inmadurez; (arriba H/E 25X, abajo H/E 50X).

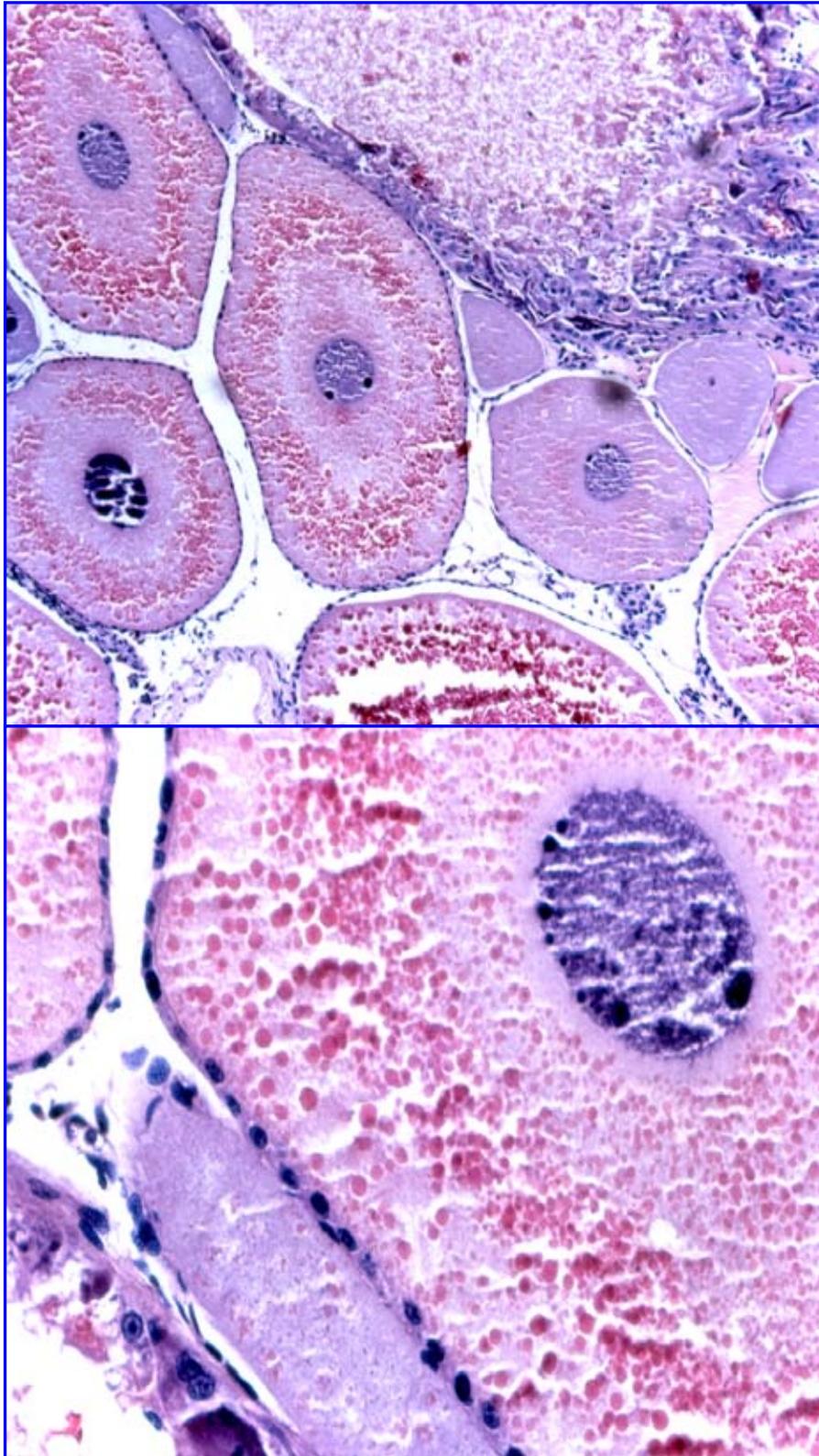


Figura 9.- Etapa II. Desarrollo temprano (arriba H/E 50X, abajo H/E 100X).

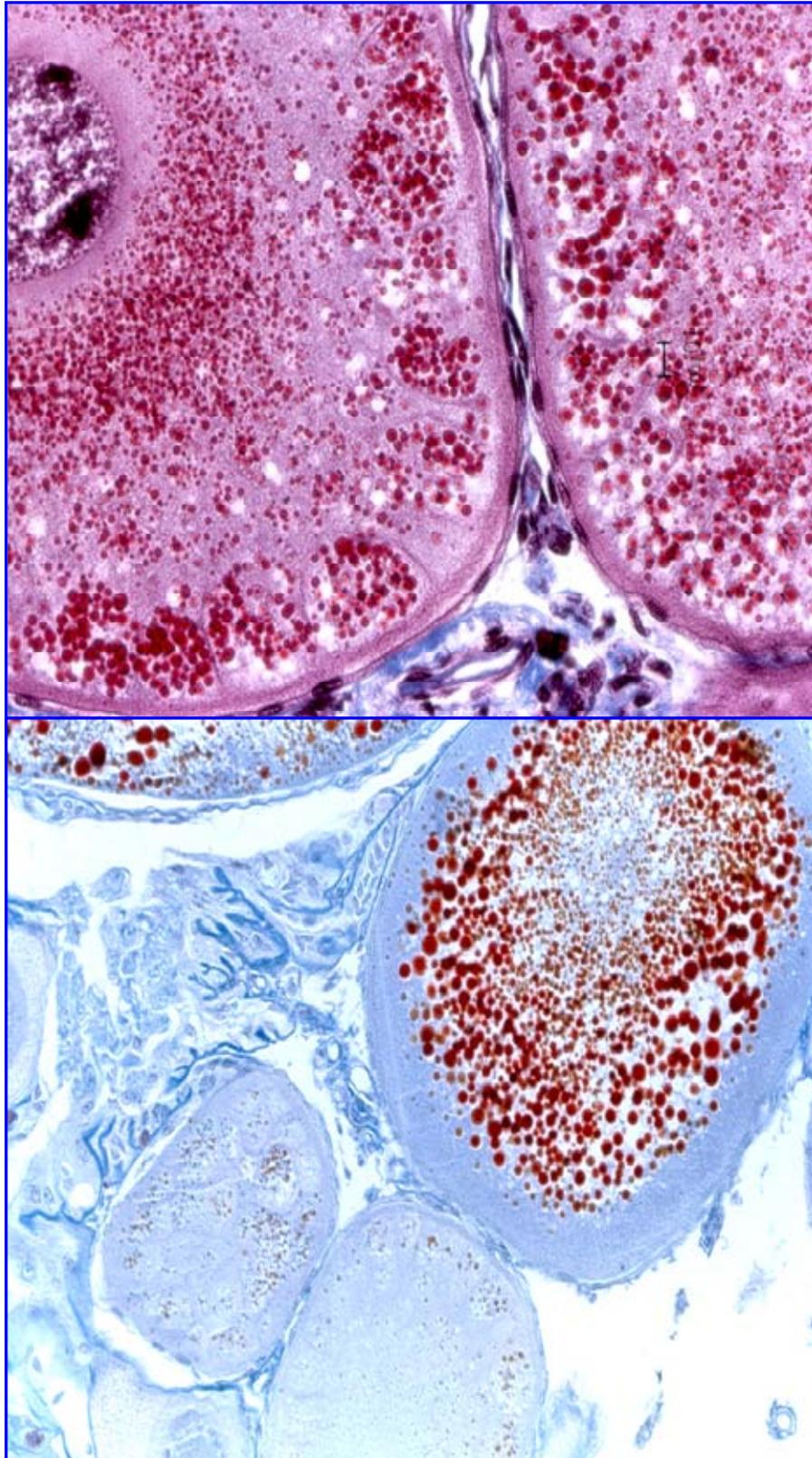


Figura 10.- Etapa III. Desarrollo tardío (arriba Masson 100X, abajo Mallory 25X).

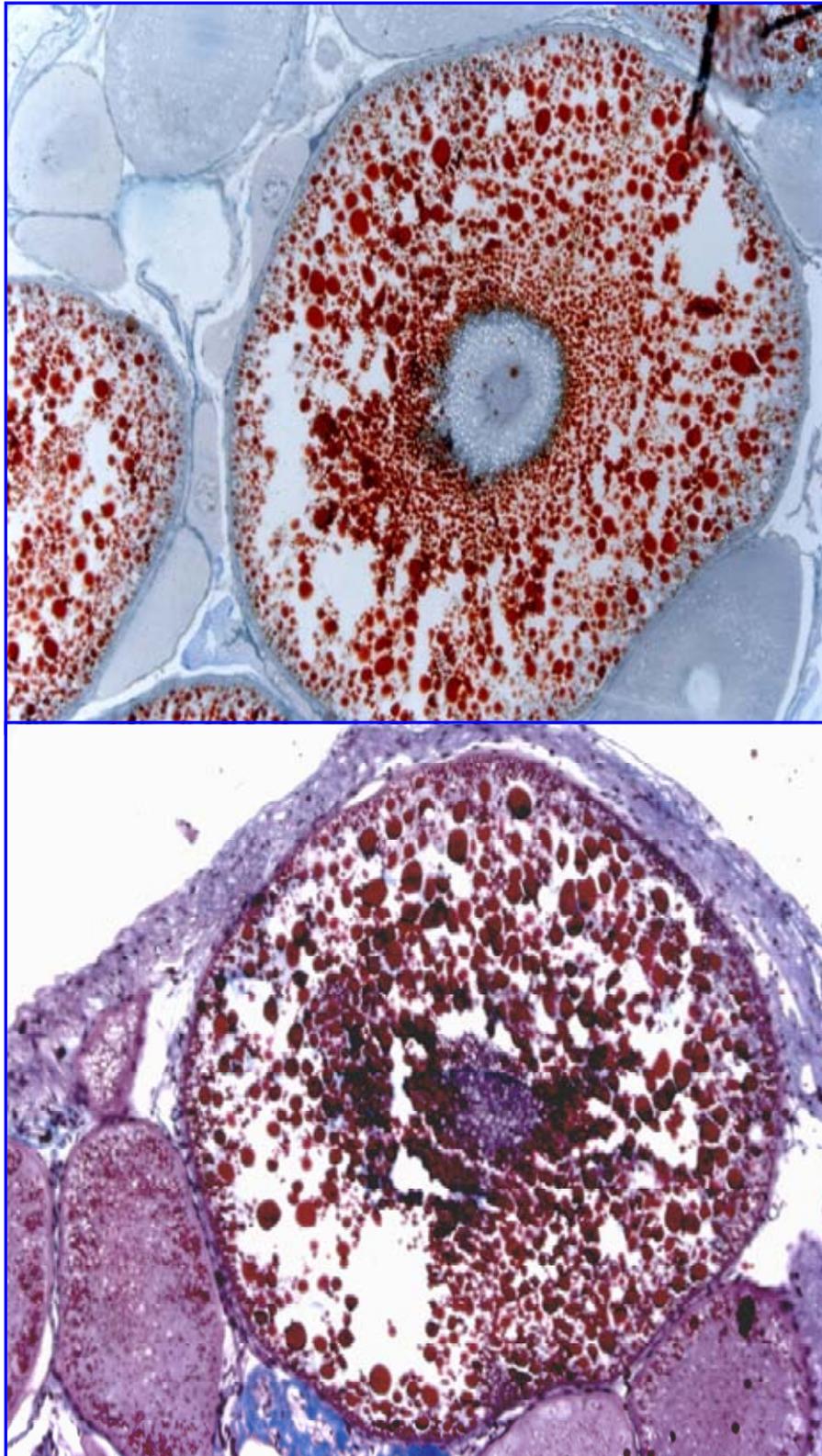


Figura 11.- Etapa IV. Madurez (arriba Mallory 25X, abajo Masson 25X)

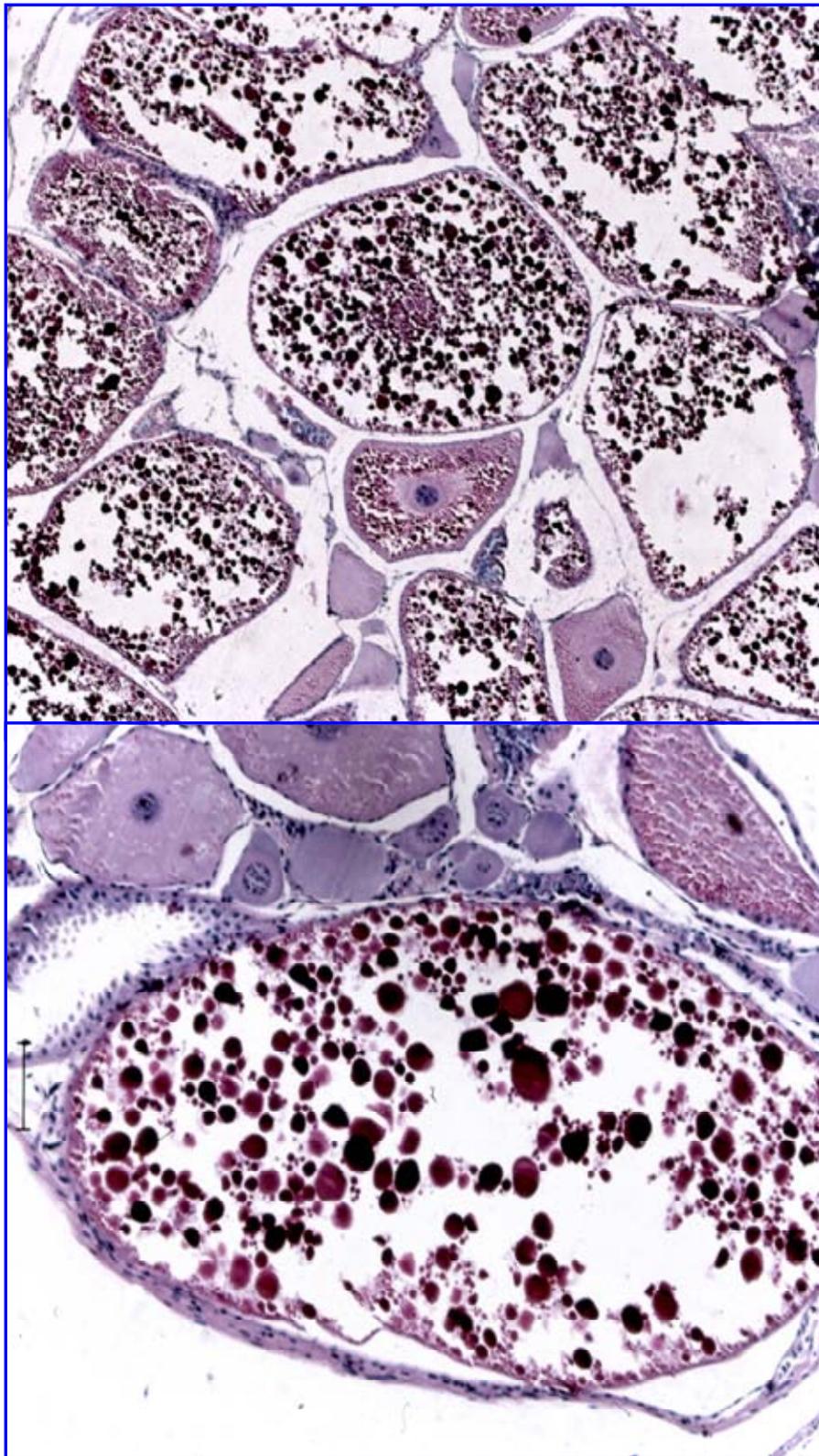


Figura 12.- Etapa V. Desove (arriba H/E 10, abajo H/E 25X).

B) Machos

Para establecer los estadios de desarrollo de los machos, se consideró el índice gonadosomático (IGS), características histológicas y macroscópicas del testículo y vasos deferentes (tabla 5 y 6). Los estadios observados en los machos fueron los siguientes: I (inmadurez), II (madurez), III (gravidez), IV (expulsión) y V (descanso o término).

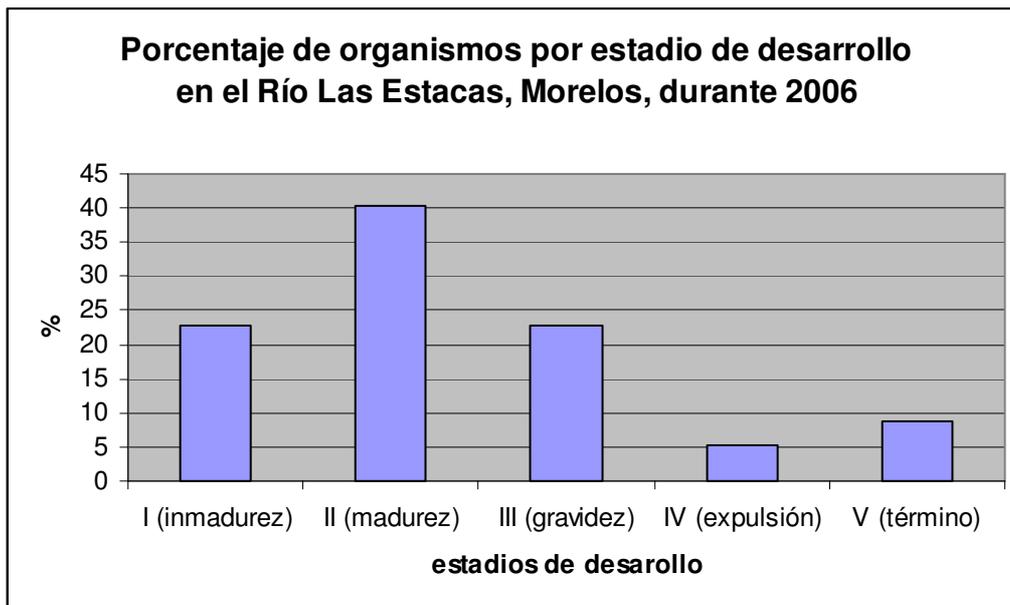
En la tabla 5 se muestra el número y porcentaje (gráfica 6) de organismos machos registrados por estadio de desarrollo; el mayor porcentaje de machos que se registró fue de 40.35% y corresponde al estadio de madurez (II); el menor porcentaje fue de 5.27%, correspondiente al estadio de desove (IV).

estadios	# de machos	%
I (inmadurez)	13	22.8
II (madurez)	23	40.35
III (gravidez)	13	22.8
IV (expulsión)	3	5.27
V (término)	5	8.78

Tabla 5.- número de organismos machos registrados por estadios de desarrollo.

ESTADIO	PROMEDIO IGS	DESCRIPCIÓN MACROSCÓPICA
I (inmadurez)	0.40	testículo muy delgado y vasos deferentes transparentes
II (madurez)	0.70	testículo ligeramente pigmentado y vasos deferentes opacos
III (gravidez)	1.02	testículo hinchado y vasos deferentes de color lechoso opacos
IV (expulsión)	1.26	testículo hinchado y el color opaco de vasos deferentes es menor en la región distal
V (término)	1.47	testículo bien desarrollado y relativamente aplanado

Tabla 6.- Descripción macroscópica de los diferentes estadios testiculares del macho *Cherax qudricarinatus* en el Río Las Estacas, Morelos.



Gráfica 6.- Porcentaje de machos de *Cherax quadricarinatus* por estadio de desarrollo en el Río Las Estacas, Morelos.

El testículo está constituido por conductos seminíferos y lóbulos testiculares, en el interior de los lóbulos se observaron células germinales en diferentes estadios de desarrollo. En los machos inmaduros se observó como característica histológica principal mayor presencia de lóbulos testiculares con células en estadio de espermatocitos primarios (figura 13), y en menor cantidad lóbulos con espermatocitos secundarios. Los testículos de los organismos maduros se identificaron por la presencia de una mayor cantidad de lóbulos con espermatocitos secundarios (figura 14) y una menor proporción con células en proceso de mitosis. El testículo en estado de gravidéz se observa una proporción mayor de lóbulos con células en mitosis (figura 15). En estadio de expulsión el testículo presenta una mayor proporción de células germinales en la etapa final de su ciclo de maduración (espermátidas) (figura 16) y en los vasos deferentes se observa la presencia de gran cantidad de espermatozoides, los cuales están empaquetados dentro de un espermatóforo (figura 17), en donde finalizan su maduración. En la etapa de término se observan espacios entre los lóbulos testiculares debido a la expulsión de las células, predominando dentro de los lóbulos células en estadio de espermatocitos primarios y la cantidad de espermátóforos dentro de los vasos deferentes se ha reducido significativamente.

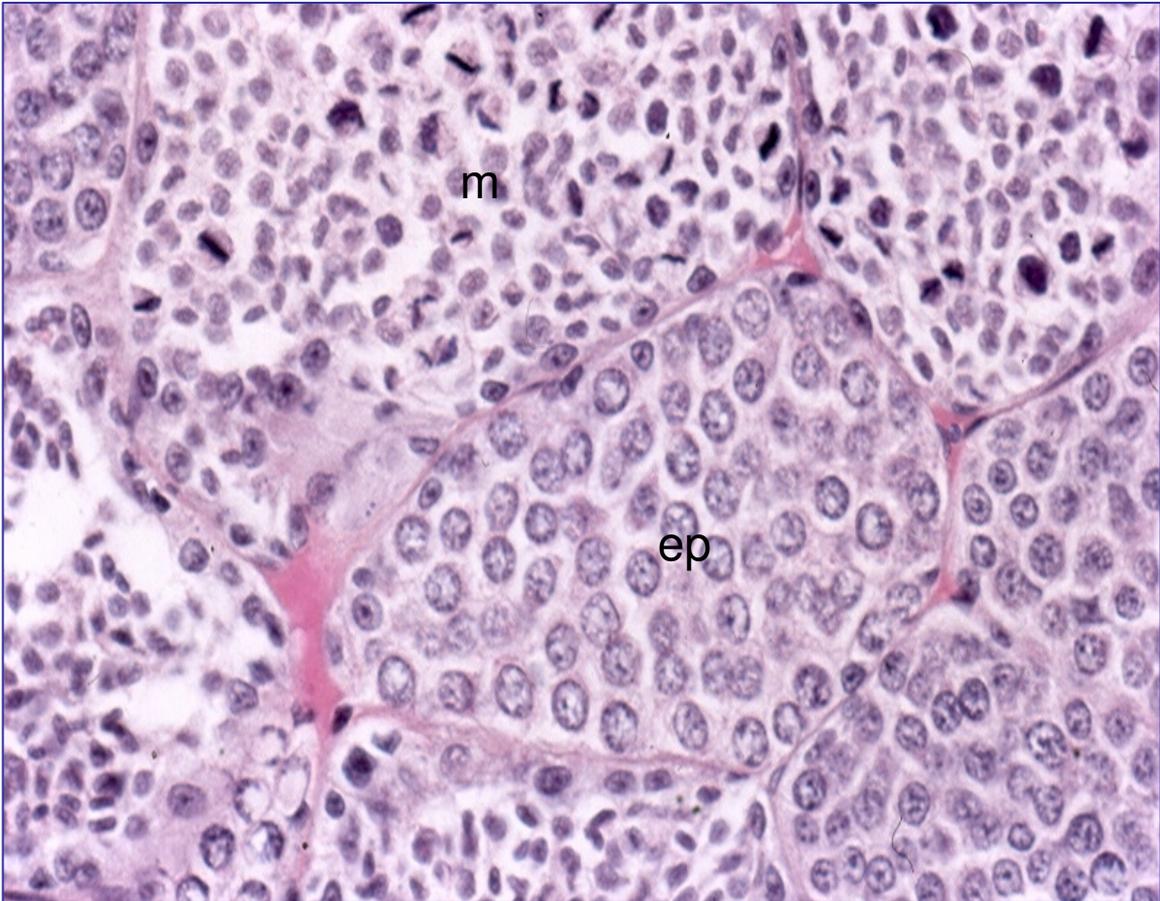


Figura 13. Etapa I. Inmadurez.- Lóbulos del testículo con predominancia de espermatocitos primarios (ep). Se observa también células en mitosis (m) (H/E 50X).

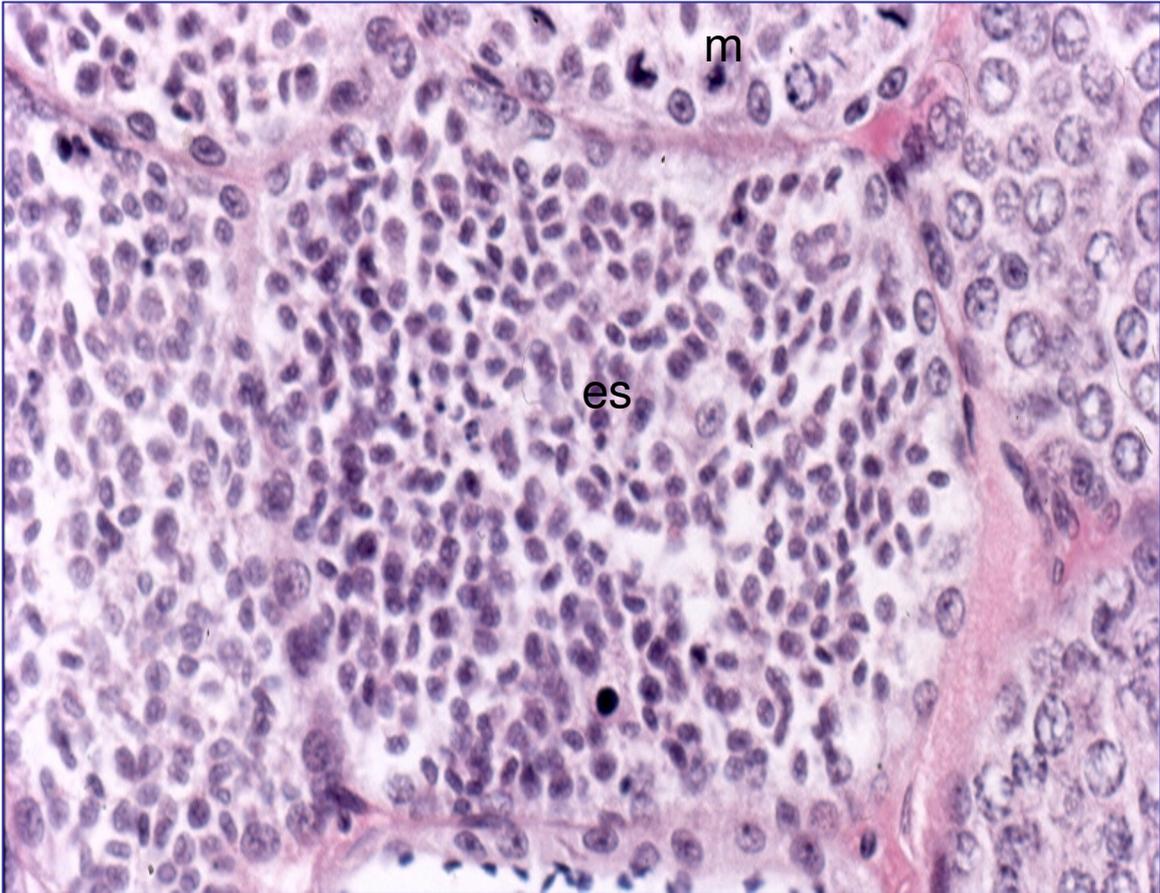
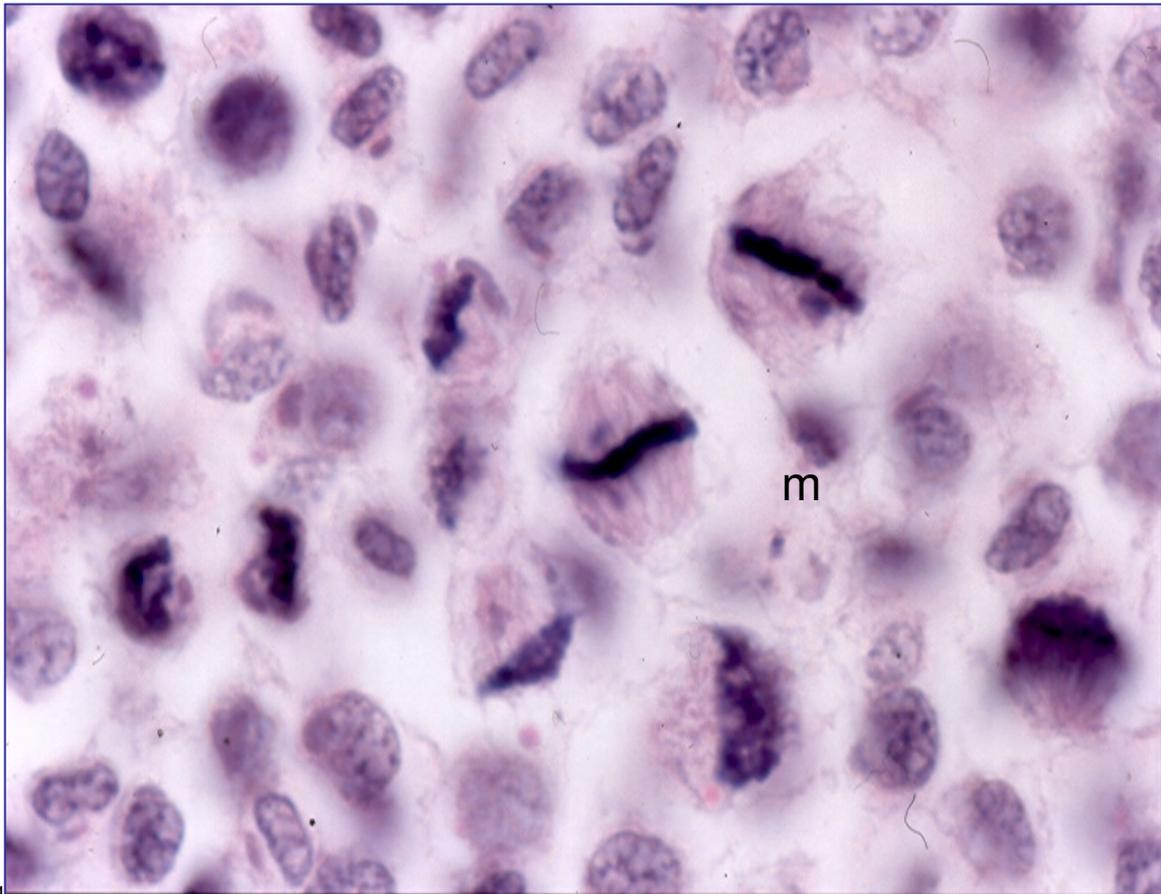


Figura 14. Etapa II. Madurez- Presencia de espermatocitos secundarios (es) y una menor cantidad de mitosis (m) (H/E 100X).



g

Figura 15.- Etapa III. Gravidez. Células germinales en mitosis (m) (H/E 200X)

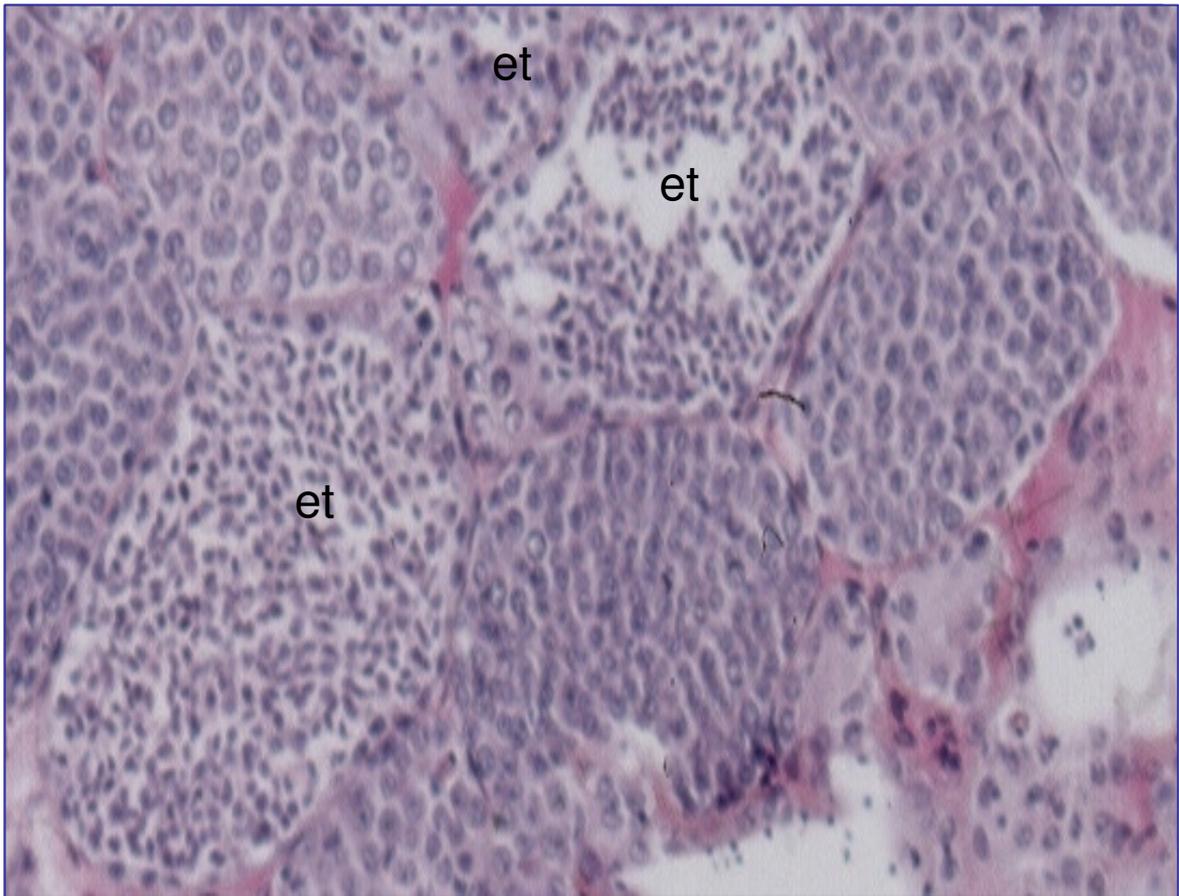


Figura 16.- Etapa IV. Expulsión. Espermátidas (et) dentro de los lóbulos testiculares (H/E 25X).

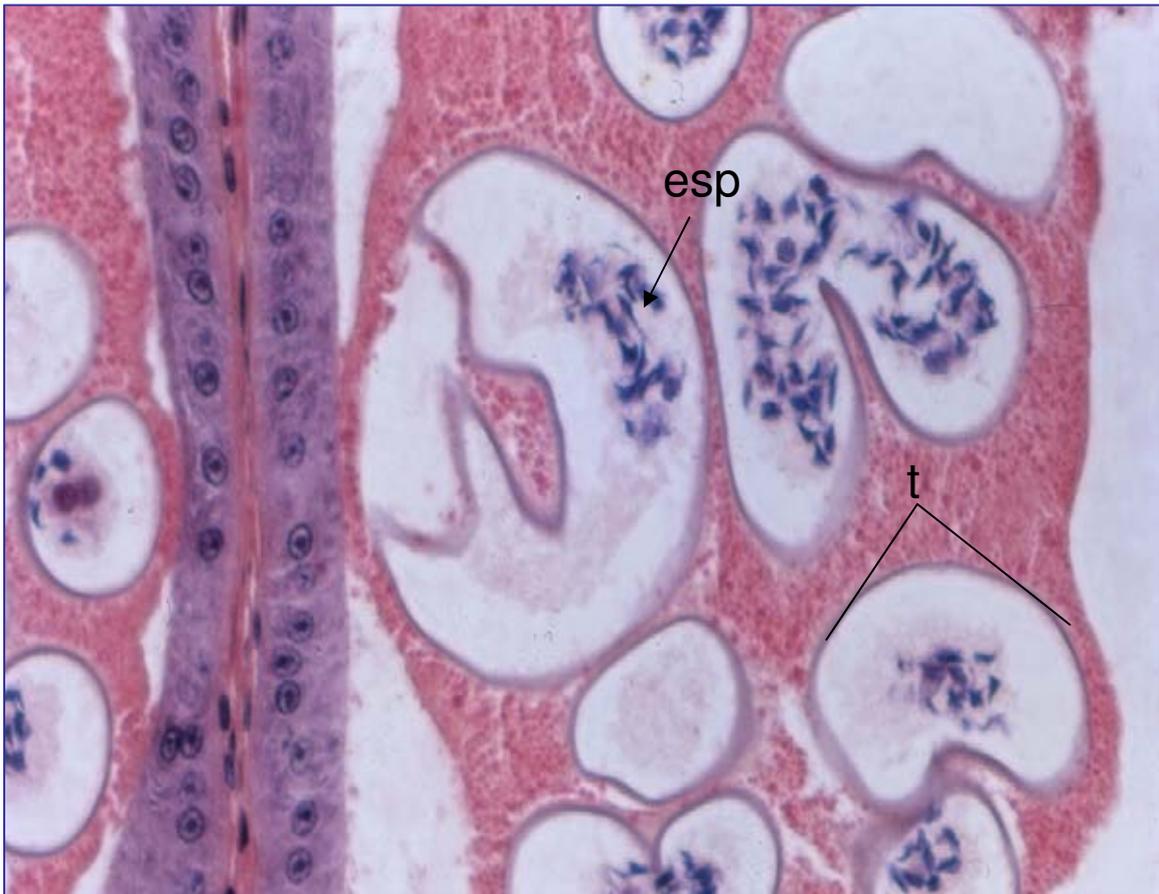


Figura 17.- Etapa IV. Vaso deferente con espermatozoides (t) conteniendo espermatozoides (esp) (H/E 100X).

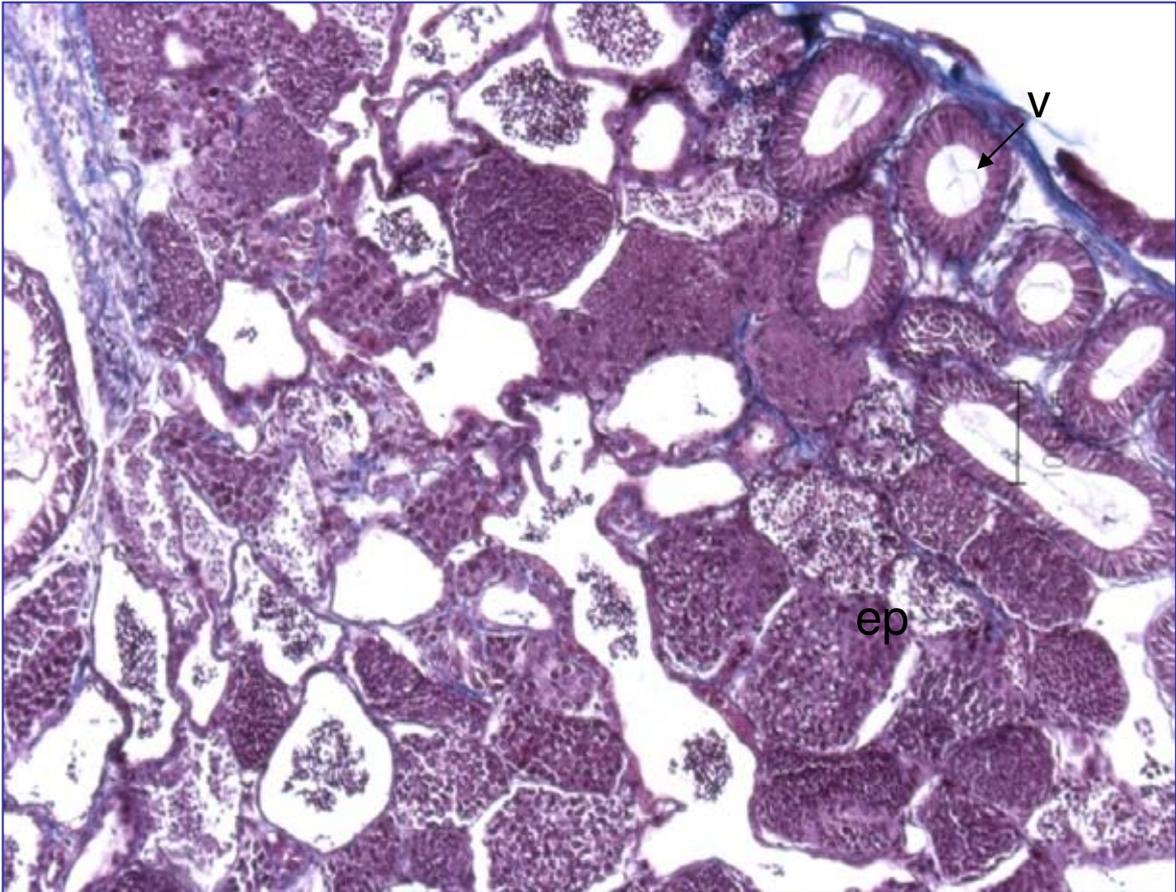


Figura 18.-Etapa V. Término. Vasos deferentes (v) vacíos y la predominancia de lóbulos con espermatocitos primarios (ep) (H/E 25X).

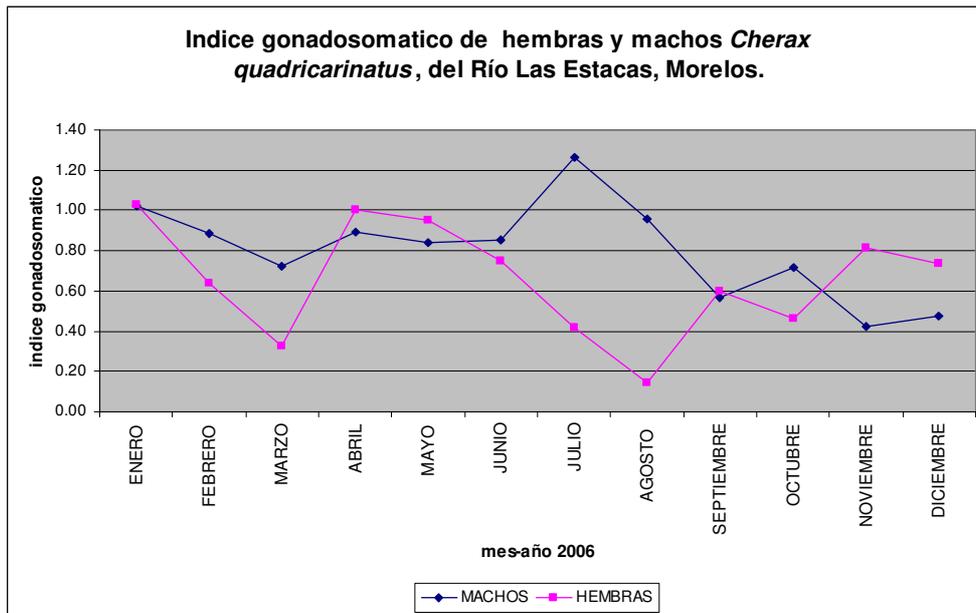
6.5.- Índice gonadosomático (IGS).

Se obtuvo el índice gonadosomático tanto de hembras y machos. En las hembras el mayor índice se presentó en el mes de enero (1.03), posteriormente se redujo en febrero, continuando con esa tendencia hasta marzo (0.33), en abril el índice se incrementó notablemente (1.00), para mayo se presenta un menor índice (0.95), en junio se redujo y en agosto se registró el menor índice de todo el año (0.15), en septiembre se incrementa en forma notable (0.60), posteriormente en octubre el índice bajó (0.46), en noviembre incrementó significativamente (0.81) y al final del ciclo, en diciembre el índice registrado fue de 0.74.

El índice gonadosomático de los machos presentó un comportamiento similar que el de las hembras, excepto en los meses de julio, octubre y diciembre. En enero el índice de los machos fue el segundo más alto de todo el año (1.02), en febrero se observó un decremento del índice (0.88), en marzo continuó bajando (0.72), en el mes de abril incrementó considerablemente (0.89), en mayo se presenta una ligera reducción del índice (0.84), en junio subió (0.86), en el mes de julio se incrementó alcanzando el registro más alto de todo el año (1.26). En agosto el índice fue 0.96, en septiembre se observó un decremento significativo (0.57), en octubre se vuelve a elevar (0.72), en noviembre se presentó el índice más bajo de todo el año (0.42), finalizando con un ligero aumento en diciembre (0.47).

MES	HEMRAS	MES	MACHOS
ENERO	1.03	ENERO	1.02
FEBRERO	0.64	FEBRERO	0.88
MARZO	0.33	MARZO	0.72
ABRIL	1.00	ABRIL	0.89
MAYO	0.95	MAYO	0.84
JUNIO	0.75	JUNIO	0.86
JULIO	0.42	JULIO	1.26
AGOSTO	0.15	AGOSTO	0.96
SEPTIEMBRE	0.60	SEPTIEMBRE	0.57
OCTUBRE	0.46	OCTUBRE	0.72
NOVIEMBRE	0.81	NOVIEMBRE	0.42
DICIEMBRE	0.74	DICIEMBRE	0.47

Tabla 7.- Índice gonadosomático por mes de hembras y machos.



Gráfica 6.- Índice gonadosomático por mes de hembras y machos.

7.0 DISCUSIONES

En otras regiones del mundo, la langosta de quelas rojas genera un interés comercial de cultivo, debido a sus atributos biológicos. Por lo cual los estudios e investigaciones acerca de la langosta de quelas rojas se han enfocado a cuestiones de cultivos comerciales, enfermedades, rendimientos alimenticios y la manipulación del ciclo de reproducción bajo condiciones de laboratorio.

Esto ha dado como resultado que se extienda el interés de esta especie en diferentes países de Asia y Europa, así como en ciertas regiones del continente Americano y en África, promoviendo la actividad en cultivos comerciales. La FAO estimó una producción mundial de 400 toneladas en 1996.

En 1986 en México, se dio la primera iniciativa de introducir *Cherax quadricarinatus* a nuestro país con fines de cultivo comercial (Ponce y Arredondo, 1999), sin tener el éxito que se esperaba. Por lo que se enfocó el interés en la experimentación, desarrollando ciertas líneas de investigación en instituciones de nivel superior.

A partir de 1995 las investigaciones se realizaron en la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, en la Ciudad de México y en el Centro de Investigación y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Unidad de Mérida, Yucatán.

En el año 1998, se trasladaron algunos ejemplares de una granja del estado de Morelos al Centro de Investigación Científica y de Estudios Superiores de Ensenada (CICESE) en Baja California y al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), Unidad La Paz en Baja California Sur. En el estado de Baja California Sur se obtuvieron rendimientos de 1,600 a 2,500 Kg/Ha/ciclo a nivel de cultivo experimental.

Al tener buenos resultados, se incrementa el interés por el cultivo comercial de *Cherax quadricarinatus* por ser un crustáceo con enorme potencial acuícola, siendo el mercado nacional enfocado a las grandes ciudades y centros turísticos.

La producción en México de langosta de quelas rojas en el año 2000 fue de 4,000 kg/Ha/año; siendo Morelos, Tamaulipas y Baja California Sur los estados que sostuvieron la producción.

Para 2002 se registró una producción total de 4,500 kg/Ha/año; sin la contribución del estado de Baja California Sur y en 2003 se obtuvo una producción de 9,000 kg/Ha/año, la cual fue sostenida únicamente por el estado de Tamaulipas. (www.sagarpa.gob).

Sin embargo, cuando *Cherax quadricarinatus* se introdujo en forma accidental, específicamente dentro del cuerpo de agua en el Parque Acuático Las Estacas, se generó una severa problemática para las diversas especies acuáticas nativas presentes en el río. La langosta de quelas rojas compite por el espacio y alimento, principalmente con otras especies de invertebrados (cangrejo) y peces, provocando una disminución en el número de individuos de las distintas poblaciones. A su vez esto conlleva un cambio continuo del ecosistema acuático, alterando el equilibrio natural del río.

Debido a esta situación, es alarmante que actualmente no se conozcan trabajos, proyectos o investigaciones científicas que aborden la problemática acerca de la estructura poblacional y ciclo de reproducción de *Cherax quadricarinatus*, dentro del Parque Acuático Las Estacas, Morelos, teniendo un desconocimiento de los efectos a corto y largo plazo generados por la introducción de dicha especie exótica.

La información generada por el presente trabajo podrá ayudar al control de esta población invasora, y de esta manera procurar amortiguar los efectos negativos producidos por la presencia de la langosta de quelas rojas dentro del río Las Estacas, Morelos, además de conocer el comportamiento del ciclo de reproducción a lo largo de un año dentro de este cuerpo de agua natural.

8.0. CONCLUSIONES

- Este estudio representa la primera investigación de la estructura poblacional y del ciclo gonádico de *Cherax quadricaritanatus* en un cuerpo de agua natural en México.
- Se colectaron un total de 4056 organismos, considerando 2063 hembras (H), de las cuales 111 son hembras ovígeras (Hg) y 1934 machos (M); 59 organismos (I) no se les determinó el sexo.
- Se obtuvo una relación de sexos de 1:1.06, machos por hembras.
- El mayor número de organismos de esta población se encontraban en estadio de preadulto, con un total de 2113 individuos, lo cual representa el 52.09 % de la población.
- En el mes de marzo se colectó mayor número de hembras ovígeras (29 organismos).
- Se establecieron 5 estadios del ciclo gonádico de hembras y se observó que el estadio de desarrollo temprano (II) se presentó en casi todos los meses.
- En el caso de los machos también se establecieron 5 estadios del ciclo gonádico, encontrando el mayor porcentaje (40.35%) en el estadio II (madurez).
- Se determinó dos periodos de reproducción; el primero entre los meses de diciembre y enero, y el segundo, entre abril y junio.

9.0. LITERATURA CONSULTADA

- Abdu U. *et al.* 2000. Oocyte development and polypeptide dynamics during ovarian maturation in the red claw crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Invert. Reprod. Dev.* 37, 75–83.
- Ackefors, H. 1997. Alien crayfish: review of their positive impact, The Introduction of Alien Species of Crayfish in Europe, How to Make the Best of a Bad Situation?. An International Workshop. Florence, Italy. September 1997. 10, 24–27.
- Adiyody, R.G. 1985. Reproduction and its control. *The Biology of Crustacea* 9:47– 215.
- Ahyong, S. T and D. C. J. Yeo .2007. Feral populations of the Australian Red-Claw crayfish (*Cherax quadricarinatus* von Martens) in water supply catchments of Singapore. *Biol Invasions* 9:943–946.
- Aiken, D.E. 1969a. Ovarian maturation and egg laying in the crayfish, *Orconectes cirilis*: influence of temperature and photoperiod. *Can. J. Zool.* 48: 931-935.
- Aiken, D.E. 1969b. Photoperiod, endocrinology and the crustacean molt cycle. *Science* 164: 149-155.
- Ando, H and T. Makioka. 1998. Structure of the ovary and mode of oogenesis in a freshwater crayfish, *Procambarus clarkii* (Girard). *Zoological Science.* 15, 893-901.
- Armitage, K.B., A.L. Jr. Buikema and N.J. Willems. 1973. The effect of photoperiod on organic constituents and molting of the crayfish *Orconectes nais* (Faxon). *Comp. Biochem. Physiol.* 44A, 431-456.
- Arredondo, J.L. 2001. Estudio de factibilidad para el cultivo de la langosta de agua dulce, *Cherax quadricarinatus*. Secretaría de Pesca. Dir. Gral. de Acuicultura. Mex. 1-22.
- Arredondo, J.L., C.V. Ricardo y P.P. Jesús. 1993. Desarrollo científico y tecnológico de la langosta de agua dulce. Secretaría de Pesca. Dir. Gral. de Acuicultura. Convenio SEPESCA-UAM. 10-71.
- Austin, C.M. 1998. A comparison of clutch and brood size in the Red Claw, *Cherax quadricarinatus* von Martens/and the Yabby, *C. destructor* Clark (Decapoda: Parastacidae). *Aquaculture* 167: 135–145.
- Austin, C. M. 1995a. The definition and phylogenetic position of the genus *Cherax* (Decapoda: Parastacidae). *Freshwater Crayfish.* 8:12-31.
- Austin, C.M. 1995b. Effect of temperature and salinity on the survival and growth of juvenile red claw (*Cherax quadricarinatus*). *Freshwater Crayfish.* 10:419-426.
- Barnes, R.D. 1984. *Zoología de los Invertebrados.* Nueva Editorial Interamericana, S.A. de C.V. 806-808.
- Barki, A. *et al.* 1997. Annual cycle of spawning and molting in the red-claw crayfish, *Cherax quadricarinatus*, under laboratory conditions. *Galit Aquaculture.* 157: 239-249.
- Barki, A. and I. Karplus. 1999. Mating behavior and a behavioural assay for female receptivity in the red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens). *J. Crustacean Biol.* 19: 493–497.

- Bell, T. A., and D. V. Lightner. 1988. A handbook of normal penaeid shrimp histology. World Aquacult. Soc., Baton Rouge, LA. 34-41.
- Browdy, C.L. *et al.* 1990. Vitellin synthesis in relation to oogenesis in in vitro incubated ovaries of *Penaeus semisulcatus*. J. Exp. Zool. 255, 205–215.
- Bowater, R.O. *et al.* 2002. A parvo-like virus in cultured redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* from Queensland, Australia. Dis Aquat Organ 50:79–86.
- Charniaux-Cotton, H. and G. Payen. (1988). Crustacean reproduction. In *Endocrinology of selected invertebrate types*. Laugh, H. & Downer, R. G. H. (Eds). New York: Alan R. Liss. 279–303.
- Cortés-Jacinto E. *et al.* 2004. Studies on the nutrition of the freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens): effect of the dietary protein level on growth of juveniles and pre-adults. Freshwater Crayfish 14: 70-80.
- Cukerzis, J.M. 1988. On the origin of freshwater crayfish (Astacura). Freshwater Crayfish, 7, 343-349.
- Daniels, W.H., L.R. D'Abramo and K.F. Graves. 1994. Ovarian development of female red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) as influenced by temperature and photoperiod. J. Crust. Biol. 14, 530-537.
- D.O.F. 2006. Carta Nacional Pesquera. 25 de agosto de 2006. Instituto Nacional de la Pesca. SAGARPA. Primera y Segunda Sección. México.
- Dube, P. and B. Portelance. 1992. Temperature and photoperiod effects on ovarian maturation and egg laying of the crayfish, *Orconectes limosus*. Aquaculture, 102, 161– 168.
- Fanjul-Morales, M.L., S. Ruiz, M. Aguilar, J. Prieto and E. G. Escamilla. 2001. Photoperiodic induction on ovarian maturation in crayfish *Procambarus clarkii* is mediated by extraretinal photoreception. Chronobiology International. 18(3): 423-434.
- Fetzner, J.W, Jr. 2005. The crayfish and lobster taxonomy browser. A global taxonomic resource for freshwater crayfish and their closet relatives.
- García-Guerrero, M., H. Villarreal and S. Racotta. 2003. Effect of temperature on lipids, proteins, and carbohydrates levels during development from egg extrusion to juvenile stage of *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae). Comparative Biochemistry and Physiology. Part A 135: 147–154.
- García-Guerrero, M., M.E. Hendrick and H. Villarreal. 2003. Description of the embryonic development of *Cherax quadricarinatus* (von Martens, 1868. Decapoda, Parastacidae), based on the staging method. Crustaceana. 76 (3): 269-280.
- Gherardi, F. and D.M. Holdich, 1999. Crayfish in Europa as Alien Species. How to make the best of bad situation?. A. A. Balkema, Rotterdam, Brookfield.
- Giri, T. and D.W. Dunham. 1999. Use of the inner antennule ramus in the localisation of distant food odours by *Procambarus clarkii* (Girard, 1882) (Decapoda, Cambaridae). Crustaceana, 72, 123-127.
- Gutiérrez-Yurrita, P. 2004. The use of the crayfish fauna in Mexico: Past, present ...and future?. Freshwater Crayfish. 14: 30-36.

- Groves, R.E. 1985. *The Crayfish: Its Nature and Nurture*, Fishing News Books.
- Harlioglu M.M and A.G. Harlioglu. 2006. Threat of non-native crayfish introductions into Turkey: global lessons. *Rev Fish Biol Fish* 16(2):171–181.
- Henryon, M and I.W. Purvis. 2003. Eggs and hatchlings of the freshwater crayfish, marron (*Cherax tenuimanus*, Smith), can be artificially incubated at high population densities, and are most successfully incubated at water temperatures between 20 °C and 24 °C. *Aquaculture Research*. 34(14): 1311-1319.
- Herbert, B.W. 1987. Notes on diseases and epibionts of *Cherax quadricarinatus* and *C. tenuimanus* (Decapoda: Parastacidae). *Aquaculture*. 64: 165–173.
- Hobbs, H. H, Jr. 1988. Crayfish distribution, adaptative radiation and evolution. In: *Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation*, Cromm Helm, London. 52-82.
- Holdich, D.M. and R.S. Lowery. 1988. *Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation*. Timber Press, Portland Oregon. 498 pp.
- Jones, C.M. 1990. The biology and aquaculture potential of the tropical freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus*. Queensland Department of Primary Industries Information Series. Queensland Department of Primary Industries, Brisbane. 109 pp.
- Jones C.M. and I.M. Ruscoe. 1996. Production technology for redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*). Freshwater Fisheries and Aquaculture Centre. Walkamin, Australia.
- Jones, C.M. and I.M. Ruscoe. 2000. Biological and aquaculture characteristics of five stocks of redclaw, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda: Parastacidae) from northern Queensland, Australia. Proceeding of the thirteenth symposium of the International Association of Astacology. Section 3. *Aquaculture*. 115-145.
- Karplus, I. et al. 2003. The influence of androgenic gland implantation on the agonistic behaviour of female crayfish (*Cherax quadricarinatus*) in interactions with males. Department of Aquaculture, Institute of Animal Science, Agricultural Research Organization. 8-IV. 1-5.
- Karplus, I., H. Gideon and A. Barki. 2003. Shifting the natural spring–summer breeding season of the Australian freshwater crayfish *Cherax quadricarinatus* into the winter by environmental manipulations. *Aquaculture* 220: 277–286.
- Karplus, I. et al. 1998. Culture of the Australian red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* in Israel. III. Survival in earthen ponds under ambient winter temperatures. *Aquaculture* 166: 259–267.
- Khalaila, I. et al. 2001. Effects of implantation of hypertrophied androgenic glands on sexual characters and physiology of the reproductive system in the female red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *General and Comparative Endocrinology*. 121(3): 242-249.
- Khalaila, I. et al. 2002. The eyestalk–androgenic gland–testis endocrine axis in the crayfish *Cherax quadricarinatus*. *General and Comparative Endocrinology*. 127(2): 147-156.
- King, C.R. 1993. Potential fecundity of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* von Martens, in culture. *Aquaculture* 114: 237–241.

- Kirjavaine, J. and K. Westman. 1995. Development of an introduced signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus*) population in the small Lake Karisjärvi in the central Finland. *Freshwater crayfish*, 10: 140-150.
- Krol, R.M. *et al.* 1992. Reproductive components. In : *Microscopic Anatomy of Invertebrates*. Vol. 10. Decapoda Crustacean, (eds F.W. Harrison and A.G. Humes) Wiley-Liss New York, 295-343.
- Lawrence, C. S. *et al.* 2000. *Cherax* of south eastern and central Australia. Part I: A review of taxonomy and distribution. Proceeding of the thirteenth symposium of the International Association of Astacology. Section 11. Sistematic, genetics and evolution. 555-569.
- Lawrence, C.S. *et al.* 2000. *Cherax* of south-eastern and central Australia. Part II. Habitat variation. Proceeding of the thirteenth symposium of the International Association of Astacology. Section 11. Sistematic, genetics and evolution. 570-583.
- Levi, T. *et al.* 1999. Mother offspring relationship in the red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens). *J. Crustacean Biol.* 19: 477–484.
- Lodge, D. 1993. Biological invasions: lessons for ecology. *Trends in Ecology and Evolution* 8(4): 133–137.
- Lodge D.M., C.A. Taylor, D.M. Holdich and J. Skurdal. 2000. Nonindigenous crayfishes threaten north American freshwater biodiversity: lessons from Europe. *Fisheries*, 25, 7–20.
- Lodge, D. *et al.* 2000. Reducing impacts of exotic crayfish introductions: *New Policies Needed*. 8 (25): 21-23.
- Magnuson, J.J. *et al.* 1975. Consideration of crayfish for macrophyte control. In: P.L. Brezonik and J.L. Fox (eds). *The proceedings of a symposium on water quality management through biological control*. Rept. No., ENV 07{75{1. Univ. Florida, Gainesville: 66-74.
- Masser, M y D. Rouse. 1990. Australian Cray-fish. *Agricultural and Natural Resources Information*. Natural Resources Series 4 pp.
- Masser, M., Rouse, D. y Austin, C. 1990. Australian red claw crayfish a potencial culture species for Alabama. *Agricultural and Natural Resources Information*. Natural Resources Series. 20 pp.
- McPhee, C., C.M. Jones and S. Shanks. 2004. Selection for increased weight at 9 months in redclaw crayfish (*Cherax quadricarinatus*). *Aquaculture* 237 :131–140.
- Medley, P.B., C.M. Jones and J.W. Avault. 1994. A global perspective of the culture of Australian redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*: production, economics and marketing. *World Aquacult.* 25 _4., 6–13.
- Mendoza R .2004. Strategies to prevent the spread of invasive aquatic species in Mexico. Paper presented at the Annual Meeting of the Western regional Panel on Aquatic Nuisance Species, La Jolla, 9–11.
- Momot, W.T., H.Gowing and P.D. Jones.1978. The dynamics of crayfish and their role in ecosystems. *The American Midland Naturalist*, 99: 10-35.
- Morrissy, N.M. 1992. An introduction to marron and freshwater crayfish farming in Western Australia. *Fisheries Departament of Western Australia*, 23-29.

- Moyle, P.B. and T. Light. 1996. Fish invasions in California: do abiotic factors determine success? *Ecology* 77(6): 1666–1670
- O'Connor, P.N. and N.D. Rayns. 1992. Aquaculture prospects for freshwater crayfish. NSW Fisheries Fishnote DF/10, May 1992. 4 pp.
- Ponce, J.T., J.L. Arredondo y X. Romero. 1999. Análisis del cultivo comercial de la langosta de agua dulce (*Cherax quadricarinatus*): y su posible impacto en América Latina. *Contactos*. 54-61.
- Rouse, D.B., 1995. Australian crayfish culture in the Americas. *J. Shellfish Res.* 14: 569–572.
- Rouse, D. B., R.J. Kastner, and K.S. Reddy. 1995. Toxicity of ammonia and nitrite to hatchling redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *Freshwatercrayfish*, 10, 298-303.
- Rouse, D.B. and Yeh, H.S. 1995. Factors influencing spawning of *Cherax quadricarinatus* in indoor hatcheries. *Freshwater Crayfish*, 10: 605-610.
- Rouse D. B. and K.Izuddin. 1992. Influence of salinity and temperature on moulting and survival of the Australian freshwater crayfish (*Cherax tenuimanus*). *Aquaculture*.105: 47-52.
- Rudolph, E.H. 1995a. Partial protandric hermaphroditism in the burrowing crayfish *Parastacus nicoleti* (Philippi, 1882) (Decapoda: Parastacidae). *Journal of Crustacean Biology*, 15:720-732.
- Rudolph, E.H. 1995b. A case of gynandromorphism in the freshwater crayfish *Samastacus spinifrons* (Philippi, 1882) (Decapoda:Parastacidae), *Crustaceana*, 68, 705-711.
- Sagi A. et al. 1997. Reproduction and molt in previously spawned and first-time spawning red-claw crayfish *Cherax quadricarinatus* females following eyestalk ablation during the winter reproductive-arrest period. *Aquaculture* 156: 101-111.
- Sammy, N. 1988. Breeding biology of *Cherax quadricarinatus* in the Northern Territory Proc. First Australian Shellfish Aquaculture Conference, Perth, 23– 27 October. Curtin University of Technology, Western Australia. 79– 88.
- Sandeman, R. and D. Sandeman. 1991. Stages in development of the embryo on the freshwater crayfish *Cherax destructor*. *Roux's Archives of Development Biology*, 200: 27-37.
- Scholtz, G. and Richter, S. 1995. Phylogenetic systematic of the reptantian Decapoda (Crustacea, Malacostraca). *Zoological Journal of the Linnean Society*,12: 945-946.
- Serrano-Pinto, V., C. Vázquez-Boucard and H. Villarreal-Colmenares. 2003. Yolk proteins during ovary and egg development of mature female freshwater crayfish (*Cherax quadricarinatus*). *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology*. 134(1): 33-43.
- Shechter, A. et al. 2005. Expression of the reproductive female-specific vitellogenin gene in endocrinologically induced male and intersex *Cherax quadricarinatus* Crayfish. *Biology of Reproduction* 73: 72–79.
- Stein, R. A. 1976. Sexual dimorphism in crayfish chelae: functional significance linked to reproductive activities. *Can. J. Zool.* 54: 220-227.

Stephen, B., M. David and G. Howard. 2005. Role of Life History Strategy in the Colonisation of Western Australian Aquatic Systems by the Introduced Crayfish *Cherax destructor* Clark, 1936. *Hydrobiologia*. 549(1): 219-237.

Stephens, G. J. 1952. Mechanisms regulating the reproductive cycle in the crayfish, *Carambarus*. I. The female cycle. *Physiol. Zool*. 25:70-84.

Suko T.1953. Studies on the Development of the Crayfish. I. The development of the secondary sex characters in appendages. *Science Rep. Saitama Univ*. 1(1): 77-96.

-----1955. Studies on the Development of the Crayfish.III. The development testis before fertilization. *Science Rep. Saitama Univ*. 2 (1):39-47.

-----1956. Studies on the Development of the Crayfish. IV. The development winter eggs. *Science Rep. Saitama Univ*. 2 (2): 213-219.

-----1958. Studies on the Development of the Crayfish. V. The histological change of developmental ovaries influenced by the condition of darkness. *Science Rep. Saitama Univ*. 3 (1):67-87.

-----1960. Studies on the Development of the Crayfish. VI. The reproductive cycle. *Science Rep. Saitama Univ*. 3 (1): 79-91.

Tan, X, J.G. Qin, B. Chen, L. Chen and X. Li. 2004. Karyological analyses on redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae). *Aquaculture* 234: 65–76.

Westin, L. and R. Gydemo. 1986. Influence of light and temperature on reproduction and moulting frequency of the crayfish, *Astocus ustucus* L. *Aquaculture* 52: 43-50.

Williams EW Jr. et al .2001. A review of recent introductions of aquatic invertebrates in Puerto Rico and implications for the management of nonindigenous species. *Caribb J Sci* 37(3–4):246–251.

Villarreal, H. and J. Pelaez. 1999. Biología y cultivo de langosta de agua dulce *Cherax quadricarinatus*. Manual de Producción, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste y acuacultivos de Santo Domingo La Paz B.C.S. México.

Vorburger, C. and G. Ribí. 1999. Aggression and competition for shelter between a native and an introduced crayfish in Europe. *Freshwater Biology* 42: 111-119.

Yeah, H. and D.B. Rouse. 1994. Indoor spawning and eggs development of the red claw crayfish *Cherax quadricarinatus*. *J. World Aquac. Soc.* 25, 297–302.

Yeah, H. S. and D. B. Rouse. 1995. Effects of water temperature, density and sex ratio on the spawning rate of redclaw crayfish *Cherax quadricarinatus* (von Martens). *Journal of the World Aquaculture Society*, 26:160-164.

Yehezkel, G. R., U. Chayoth, I. Abdu. and A. Sagi. 2000. High-density lipoprotein associated with secondary vitellogenesis in the hemolymph of the crayfish *Cherax quadricarinatus*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 127 : 411–421.

Westman, K. 2002. Alien crayfish in Europe: negative and positive impacts and interactions with native crayfish. In: *Invasive Aquatic Species of Europe. Distribution, Impacts and Management* (eds E. Leppäköksi, S. Gollasch & S Olenin), . Kluwer Academic

Publishers, Dordrecht. 76–95.

Williamson, M. 1996. *Biological Invasions*. Population and Community Biology Series 15. Chapman and Hall, London, 244 pp.

Consulta en Internet:

www2.dpi.qld.gov.au

www.sagarpa.gob