

Universidad Ricardo Palma
Facultad de Ciencias Biológicas



**Estudio de la biología
reproductiva del «Cangrejo
Peludo», *Cancer setosus* Molina,
1782 (CRUSTACEA:
DECAPODA: CANCRIDAE)
en la Zona de Pisco**

*Tesis para optar el Título Profesional de
Licenciado en Biología*

Miguel Angel Perea De la Matta

LIMA - PERU

1998

A mi padre, Angel, a mi madre, Isabel
y a mis hermanos, por su cariño y
confianza.

De manera muy especial a la Blga. Betsy Buitrón Díaz, por su desinteresado apoyo, así como a mi asesor y profesor Pedro Huamán Mayta por su estímulo y confianza.

A mi abuela, Victoria, y de manera muy especial al tío Raúl por su constante estímulo y confianza.

INDICE

	Pág.
RESUMEN	6
I. INTRODUCCION.....	7
II. ANTECEDENTES.....	9
III. METODOLOGIA.....	13
3.1. <u>Zona de muestreo</u>	13
3.2. <u>Colecta</u>	14
3.2.1 Obtención de la muestra.....	14
3.2.2 Extracción de las gónadas.....	15
3.2.3 Índice gonadosomático.....	16
3.2.4 Preparación de las láminas.....	16
3.2.5 Registro de los factores abióticos.....	17
3.2.5.1 Temperatura.....	18
3.2.5.2 Salinidad.....	18
3.3 <u>Análisis de las láminas y procesamiento de datos</u>	18
IV. RESULTADOS.....	20
4.1 <u>Ubicación taxonómica</u>	20
4.2 <u>Valor comercial</u>	21
4.3 <u>Hábitat y distribución geográfica</u>	21
4.4 <u>Flora y fauna acompañante</u>	22
4.5 <u>Tipo de alimentación</u>	23
4.6 <u>Epibiontes</u>	23
4.7 <u>Dimorfismo sexual</u>	24
4.8 <u>Descripción de las gónadas</u>	25
4.8.1 Localización.....	25
4.8.2 Morfología de la gónada.....	25
4.8.2.1 Externa.....	25
4.8.2.2 Interna.....	26
4.8.3 Desarrollo ovocitario.....	26
4.8.3.1 Nido de ovogonias.....	26
4.8.3.2 Ovocito inmaduro.....	27
4.8.3.3. Ovocito en madurez.....	27
4.8.3.4 Ovocito maduro.....	28
4.8.3.5. Ovocito maduro avanzado.....	28
4.8.3.6. Ovocito atrésico.....	28
4.8.3.7. Folículo post-ovulatorio (FPO).....	29
4.8.4 Espermatoogénesis.....	29

4.8.4.1. Espermatogonias.....	30
4.8.4.2 Espermatocito.....	30
4.8.4.3 Espermátide.....	30
4.8.4.4 Espermatozoide.....	30
4.9 <u>Escala de madurez sexual</u>	31
4.9.1. Hembras.....	31
4.9.1.1 Inmaduro (I).....	31
4.9.1.2 Madurez inicial (II).....	31
4.9.1.3 Madurez avanzada (III).....	32
4.9.1.4 Evacuado (IV).....	32
4.9.1.5 Recuperación (V).....	33
4.9.2. Machos.....	33
4.9.2.1. Inmaduro (I).....	33
4.9.2.2. Madurez inicial (II).....	33
4.9.2.3. Madurez avanzada (III).....	34
4.9.2.4. Evacuado (IV).....	34
4.10 <u>Ciclo reproductivo</u>	34
4.10.1. Para hembras.....	34
4.10.2. Para machos.....	36
4.11. <u>Datos biométricos</u>	36
4.12. <u>Talla del primer desove</u>	37
4.13 <u>Influencia de los factores abióticos en la reproducción</u>	38
4.13.1 Variación de la temperatura y la salinidad.....	38
4.13.2 Relación entre la TSM y el desove.....	38
4.13.3 Relación entre la salinidad y el desove.....	39
V. DISCUSION.....	40
VI. CONCLUSIONES.....	53
VII. RECOMENDACIONES.....	55
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	56
IX. ANEXO (Cuadros y Figuras).....	67

RESUMEN

Se ha estudiado el ciclo reproductivo de *Cancer setosus* en la zona de Pisco para lo cual se hicieron muestreos mensuales durante 12 meses. Se han realizado cortes histológicos de las gónadas tanto de hembras como de machos y se describió la escala de madurez macroscópica y microscópica, para lo cual fue necesario describir la ovogénesis y la espermatogénesis. Por otro lado, se calculó la talla de primer desove para hembras mediante el procedimiento de la frecuencia acumulada al 50% o 0.5 de la fracción desovante. El análisis del ciclo reproductivo mostró que esta especie se reproduce durante todo el año pero con dos períodos importantes uno en verano y otro en invierno. Se ha relacionado la influencia de la temperatura y la salinidad sobre la reproducción, siendo la temperatura el factor abiótico más importante encontrándose una relación directa en verano e inversa en invierno, mientras que la salinidad no tiene aparentemente alguna relación.

I. INTRODUCCION

El manejo eficiente de la pesquería comercial de cangrejos requiere del conocimiento de su reproducción e historia de vida de especies tales como las del género *Cancer* sometidas a explotación (SHIELDS, 1991). Considerando la importancia comercial de algunos stocks del cangrejo *Cancer setosus*, es sorprendente cuán poco se conoce acerca de la biología y ecología reproductiva de esta especie. El “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*, es una especie bentónica de fondos rocosos y arenosos y uno de los decápodos más cotizados y consumidos en la costa peruana, cuya actividad extractiva es ilimitada, sin estar regulada por alguna medida de control, lo que podría incidir en su desequilibrio biológico.

Las capturas del “cangrejo peludo” se realiza fundamentalmente por el método de buceo y por las denominadas cangrejeras o nasas. Sin embargo, también puede ser capturado incidentalmente con el uso de aparejos para

peces costeros, como el chinchorro, en las faenas de arrastre de fondo y con redes de cortina de media agua.

El comercio de los “cangrejos” en el Perú se ha incrementado, tal como lo refleja el aumento en los desembarques de *Cancer setosus*, *Cancer porteri*, *Platyxanthus orbigny* y *Ucides occidentalis* en los distintos puertos, caletas, puntas y playas más representativas del litoral peruano en los últimos años.

Los aspectos básicos de la biología de este invertebrado, en los que se incluye la reproducción, han sido muy poco estudiados en nuestro país. El presente trabajo intenta dar más luz a esta materia que es fundamental para el conocimiento de la dinámica poblacional de este recurso hidrobiológico. En este estudio se describe el ciclo de madurez gonadal, talla de primer desove y la influencia de algunos factores abióticos importantes, tales como la temperatura superficial del mar y la salinidad, sobre el proceso reproductivo tratando de relacionar éstos con la ecología de la especie en un intento de aportar un mayor conocimiento de las características del comportamiento reproductivo de esta especie.

II. ANTECEDENTES

Son pocos los trabajos realizados sobre la reproducción del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. En el ámbito nacional el único trabajo en esta especie es el realizado por TALLEDO e ISHIYAMA en 1988, en el cual dichos autores elaboraron una escala de madurez sexual para hembras, que comprende las características macroscópicas y microscópicas del desarrollo gonadal. Ellos relacionaron la variación de los estadios de madurez sexual con los valores del índice gonadosomático, pero no se tomó en cuenta la influencia de los factores abióticos sobre la reproducción. Taxonómicamente, CHIRICHIGNO (1970) lo incluye dentro de la lista de crustáceos, con el nombre científico de *Cancer polyodon*. Posteriormente, MENDEZ (1982) lo redescubre dentro de los crustáceos de importancia económica con el nombre científico de *Cancer setosus*. Las estadísticas muestran que desde el año 1983 a 1989 los desembarques de "cangrejos", tales como *Cancer setosus*, *Cancer porteri*, *Platyxanthus orbigny* y *Ucides occidentalis* se han venido incrementando tal como lo reporta (FLORES et al, 1994,1996). En dicho

trabajo, se muestra que para los años 1990 a 1993, las capturas de “cangrejos” han sufrido una notoria disminución. Sin embargo, en 1994 los volúmenes de desembarques se incrementaron considerablemente llegando a 470 T. En lo que corresponde al desembarque de “cangrejos” en la zona de Pisco, en donde se incluye las zonas de San Andrés, La Puntilla, El Chaco, El Chaco-Lagunilla, Lagunilla y Laguna Grande, FLORES et al, (1994,1996) reportan que este representa el 63,67 % del total de desembarques de cangrejo en todo el litoral desde los años 1983 hasta 1994. Sabiendo que *Ucides occidentalis* se distribuye fundamentalmente en la franja fangosa de los manglares tumbecinos, los datos de desembarques corresponderían a las tres especies anteriormente mencionadas entre las que se encuentra *Cancer setosus* por lo que la zona de Pisco resulta ser muy representativa para el estudio de este grupo de decápodos.

A escala internacional, GUTIÉRREZ y ZUÑIGA (1976) hicieron una evaluación completa de la biología de esta especie, incluyendo estudios de crecimiento y las variaciones temporales en la frecuencia de hembras ovígeras, sin embargo el estudio del ciclo de desarrollo gonadal se basa, exclusivamente, en los estadios macroscópicos de madurez sexual.

Aunque son escasos los trabajos que sobre *Cancer setosus* se han efectuado, diversos estudios han sido realizados en cangrejos del género *Cancer* en el ámbito internacional. Según MACKAY (1943) y NATIONS (1975 y 1979),

este género comprende 23 especies distribuidas en zonas templadas frías y boreales de los Océanos Pacífico y Atlántico. MACKAY (1943) estudió la distribución geográfica de cangrejos del género *Cancer* a nivel mundial en relación a la temperatura. CAMPBELL y EAGLE (1983) determinaron la talla de primera madurez sexual y fecundidad del “cangrejo de las rocas”, *Cancer irroratus*, de la Bahía de Fundy en Nueva Escocia. De otra parte, LE FOLL en 1986 estudió la biología general, incluyendo los aspectos reproductivos, del cangrejo *Cancer pagurus* de las costas de Inglaterra. El científico inglés PEARSON (1908) estudió la biología general de cangrejos del género *Cancer*, los cuales incluyeron el comportamiento reproductivo de hembras y machos durante el apareamiento y la cópula. En 1991, SHIELDS, investigador norteamericano, realizó una recopilación de estudios sobre la ecología reproductiva, comportamiento y fecundidad de cangrejos del género *Cancer*. EBERT et al (1983) estudiaron la fisiología reproductiva del cangrejo norteamericano *Cancer magister*, basados en estudios hechos con especímenes en cautiverio. Por su parte, HINES, en 1991, estudió la fecundidad y el potencial reproductivo de nueve especies del género *Cancer* de la zona norte del Océano Pacífico y norte del Atlántico. Por otro lado, en 1982, CARROLL estudió la abundancia estacional, y composición de tallas de *Cancer antennarius*, especie que habita la zona rocosa de Stimpson, frente a California. ORENSANZ y GALLUCCI (1988) hicieron un estudio comparativo de la etapa post-larval del desarrollo de cuatro especies del género *Cancer*. A su vez, los norteamericanos WILLIAMS y WHALE

(1992) expusieron las características anatómicas que diferencian miembros juveniles de los adultos en dos especies de cangrejos del género *Cancer*, *C. borealis* y *C. irroratus*. MCCONNAUGHEY et al (1992) estudiaron la variabilidad del reclutamiento y el movimiento a través del mar del cangrejo *Cancer magister* en su fase larval en las costas de Washington.

III. METODOLOGÍA.

3.1 Zona de muestreo

El trabajo de campo se realizó en la zona de Pisco, departamento de Ica, comprendiendo los alrededores de las Islas Chincha y San Gallán. (Ver Fig. 14). Se observó que la zona de muestreo presenta por lo general aguas transparentes y tranquilas durante todo el año, siendo influenciada en ocasiones por fuertes vientos que vienen de sur a norte. En las islas e islotes que se avizoran en la zona de estudio, habitan grandes poblaciones de aves guaneras, tales como el “piquero” *Sula variegata*, “chuita” *Phalacrocorax gaimardi*, “guanay” *Phalacrocorax bougainvillii*, “zarcillos” *Larosterna inca*, “Pelicanos” *Pelecanus thagus*, “gaviota peruana” *Larus belcheri*, y “lobos marinos” *Otaria byronia* y *Arctrocephalus australis*.

3.2 Colecta

Los muestreos se realizaron mensualmente y al azar entre los meses de julio 1993 y junio 1994, para lo cual se utilizó una embarcación marisquera equipada con motor fuera de borda y compresora para el buceo con aire comprimido (Fig. 15). El punto de partida y de arribo fue el puerto de San Andrés tomando de dos a dos horas y media para llegar a la zona de muestreo ubicado a 12 Millas náuticas del puerto de San Andrés.

3.2.1 Obtención de la muestra

Luego de ubicado el hábitat de *Cancer setosus*, se procedió a su extracción, utilizando el método directo por buceo. Esta actividad se realizó en forma diurna normalmente entre las 09:00 y las 15:00 hasta completar un mínimo de 20 ejemplares. En todo momento se trató de que los especímenes estuvieran en las mejores condiciones, para lo cual se les sumergió en agua de mar con la finalidad de que no se altere su comportamiento y reducir, de esta forma, el stress producido por efecto de la pesca.

Una vez en tierra, se trasladaron las muestras inmediatamente al Laboratorio Costero del Instituto del Mar del Perú (IMARPE), en el complejo pesquero La Puntilla-Pisco, donde se procedió a la separación por sexos y al registro de los datos biométricos. Las mediciones se obtuvieron con el uso de un vernier marca TAJIMA de precisión 0,01 mm y una escala de 0 a 15 cm.

Para obtener las medidas de longitud se consideró la distancia entre la línea media del rostrum hasta la línea media del margen posterior del caparazón, mientras que el ancho estuvo considerado como la distancia entre el extremo derecho y el izquierdo de la última espina antero lateral de cada lado del caparazón (KWEI, 1978). Para la obtención del peso total del animal se usó una balanza eléctrica marca METTLER con precisión de 0,1 g con capacidad máxima de 2500 g.

3.2.2 Extracción de las gónadas

Este procedimiento es delicado debido a la fragilidad de las gónadas sobre todo cuando se encuentran en estadio: inmaduro, evacuado y en recuperación, por lo que debe realizarse con sumo cuidado con la finalidad de obtener las gónadas enteras. Las gónadas, se localizan dentro del cefalotorax y son de posición dorsal adosadas a una fina membrana por la que puede pasar desapercibido en estadios iniciales o de recuperación. Por esta razón, el cefalotorax debe ser cortado por el borde de su parte dorsal, en la región donde se ubican las espinas para descubrir, de esta manera, la membrana que cubre toda la masa visceral. Finalmente, las gónadas fueron pesadas y fijadas en agua de mar con formol y ácido acético al 5 %, siendo refijadas al cabo de 5 días en el laboratorio con formol bufferado al 10 %. Previamente, se anotaron las características macroscópicas de las gónadas tales como forma, color, textura, turgencia y tamaño con relación al cefalotórax.

3.2.3 Índice gonadosomático (IG)

Una vez extraídas las gónadas completas y antes de ser fijadas, éstas fueron pesadas con una precisión de 0,1 g. Este peso se relacionó con el peso total, en cada individuo, mediante el uso de la fórmula propuesta por RODRIGUEZ (1977)

$$IG = \frac{\text{Peso de la gónada}}{\text{Peso total}} \times 100$$

3.2.4 Preparación de las láminas

Las gónadas fueron trasladadas al Laboratorio de Biología Reproductiva del IMARPE, para ser sometidas al procesamiento histológico. Luego de su fijación, se procedió a cortar aproximadamente 1 cc de tejido gonadal dependiendo del estado de madurez y se procedió a su deshidratación utilizando alcohol etílico en concentraciones ascendentes (50%, 60%, 70%, 90₁%, 90₂% y 100₁% 100₂ %) sometiendo el tejido, por espacio de 1 hora a cada reactivo, para luego ser aclaradas en xilol $C_6H_4(CH_3)_2$ por espacio promedio de 20 minutos. En este último caso, el tiempo dependió de las características del tejido tales como sexo, grosor y estado de madurez.

Finalmente, la fracción de tejido fue infiltrada en dos baños de Parafina (parafina 1 y parafina 2), estando 2 horas en el primer baño y una hora en el segundo baño, los cuales se mantuvieron en un rango de temperatura entre

57 °C y 60 °C en cada baño, empleando un tiempo total de 3 horas. Las gónadas fueron cortadas a 7 µm de grosor con el uso de un micrótopo de rotación marca REICHTER JUNG, obteniéndose las secciones de tejido que fueron recogidas después del estiramiento en un flotador de tejido marca MEDAX sobre láminas cubiertas con una capa de albúmina, la cual sirvió para ayudar a la adhesión del tejido a la lámina. Luego de secar éstas en una plancha de teflón a 37 °C por espacio de 24 horas como mínimo, fueron coloreadas con Hematoxilina-Eosina. El montaje se realizó con laminillas cobre objetos (22 x 40 mm) usando bálsamo de Canadá.

Las fotos fueron tomadas en un microscopio compuesto de fuente propia CARL ZEISS modelo AXIOLAB con cámara fotográfica incorporada CONTAX adaptada a un tubo ocular. Las tomas fueron realizadas a 40x, 100x y 250x.

3.2.5 Registro de los factores abióticos

El registro de parámetros físico-químicos como temperatura y salinidad se realizó paralelamente al muestreo del material biológico para determinar la posible influencia en el comportamiento reproductivo de la especie en estudio.

3.2.5.1 Temperatura

Estos datos fueron registrados con el uso de un termómetro de alcohol marca QE QUALITY, verificando previamente las anomalías con un termómetro patrón. En el caso de la temperatura ambiental se verificó que el bulbo esté seco y no expuesto directamente al sol. Para la toma de la temperatura del agua se introdujo directamente el bulbo por espacio de 2 minutos y se realizó la lectura estando el termómetro sumergido.

3.2.5.2 Salinidad

Se obtuvieron muestras de agua utilizando frascos de plástico con tapa de seguridad las que, luego de ser rotuladas con tinta indeleble, fueron llevadas al Área de Oceanografía Física de la Dirección General de Investigaciones Oceanográficas del IMARPE, donde se determinó la salinidad con la ayuda de un salinómetro de inducción KAHLSCO RS10.

3.3 Análisis de las láminas y procesamiento de datos

Con la ayuda de un microscopio compuesto LEITZ DIALUX 22 EB, se procedió al análisis y observación detallada de los cortes histológicos de las gónadas, anotando cuidadosamente cada una de las características como pared gonadal, tejido estromal, tipos de ovocitos y presencia de folículos post-ovulatorios.

Las mediciones de los ovocitos fueron efectuadas con un ocular micrométrico incorporado y calibrado con una regla patrón a un aumento de 250 X. Para hallar el número mínimo de ovocitos a medir, se utilizó la relación entre la desviación estándar y el número de ovocitos medidos, de tal manera que el tamaño de la muestra fue aquél que ofreció un valor mínimo de desviación estándar.

Para la determinación de la talla de primer desove, en primer lugar se calculó la frecuencia acumulada de las hembras activas (maduras y en desove). En segundo lugar, se graficó las frecuencias acumuladas de éstos estadios versus el ancho del caparazón, dando lugar a una curva del tipo sigmoidea. En tercer lugar, se estimó la talla del primer desove en el valor del eje de las abscisas correspondiente al 50% de la frecuencia acumulada, tomando en consideración el concepto formulado por WENNER et al (1974); CAMPBELL y EAGLE (1983); LE FOLL (1986) y SHIELDS (1991), que dice que los cangrejos maduran a diferentes velocidades y tallas, por lo tanto, la talla a la cual el 50% de la población madura es la que se debe utilizar como la talla "típica" a la cual éstos son considerados adultos. El valor obtenido se ajustó a una función logística (SOMERTON, 1980). Para el procesamiento de los datos se utilizó el programa estadístico SYSTAT V. 5.0.

IV. RESULTADOS.

4.1 Ubicación taxonómica

Según BRUSCA y BRUSCA (1990), quienes realizaron trabajos sistemáticos acerca de los crustáceos, la especie *Cancer setosus* (Fig. 16) se ubica de la siguiente manera:

Phylum	:	Arthropoda.
Subphylum	:	Crustacea.
Clase	:	Malacostraca.
Sub-clase	:	Eumalacostraca.
Super-orden	:	Eucarida.
Orden	:	Decapoda.
Sub-orden	:	Pleocyemata
Infraorden	:	Brachyura.
Super-familia	:	Brachyrhyncha.

Familia	:	Cancridae.
Género	:	Cancer.
Especie	:	<i>Cancer setosus</i> (Molina, 1782)

4.2 Valor comercial

La comercialización de esta especie está destinada, fundamentalmente, al consumo humano directo, teniendo gran demanda en el mercado limeño donde principalmente son vendidos en estado fresco y entero adquiriendo mayor valor agregado cuando se les comercializa como “pulpa de cangrejo” en puertos, mercados, supermercados y restaurantes. La pulpa del “cangrejo” es el músculo extraído de los quelípedos y patas para lo cual es necesario que el cangrejo esté pre-cocido. Los precios son variables y dependerán del lugar donde son adquiridos y a la oferta y demanda.

4.3 Hábitat y distribución geográfica

El "cangrejo peludo", *Cancer setosus*, es una especie dioica que vive mayormente en la zona infralitoral y en menor proporción en la zona mesolitoral, encontrándose en ambientes rocosos, areno-rocosos y arenosos dependiendo de que encuentre condiciones adecuadas de protección, disponibilidad del alimento, y a su comportamiento reproductivo asociado a los cambios de muda, como sucede con la mayor parte de cangrejos

decápodos GUTIÉRREZ y ZUÑIGA (1976). En ambientes arenosos las hembras ovígeras y aquellos en proceso de muda se encuentran a mayor profundidad para protegerse de sus depredadores. Los individuos pequeños tienen mayor movilidad y mimetismo prefiriendo lugares menos profundos.

La distribución de esta especie en el Océano Pacífico Sur Oriental, abarca desde Guayaquil (Ecuador), Pacasmayo (Perú) hasta Taito (Chile) (GARTH, 1959; CHIRICHIGNO, 1970) y fue reportado para el Perú en Ancón, Callao, Isla San Lorenzo, Bahía Independencia, Salaverry, Islas Chincha, Islas Galápagos (frente a Pucusana), Trujillo, Pacasmayo y Paita (DEL SOLAR et al, 1970).

4.4 Flora y fauna acompañante

Mediante buceo se pudo comprobar que cuando *Cancer setosus* se encuentra poblando substratos rocosos y arenosos, comparte su hábitat con una variada flora. Entre las más abundantes encontramos algas clorofíceas, rojas y pardas como por ejemplo *Gigartina chamissoi*, *Ulva lactuca*, *Macrocystis integrifolius* y *Gracilaria lameliformis*. La fauna esta representada especialmente por invertebrados que a su vez le sirven de alimento, entre ellos se encuentran los moluscos *Argopecten purpuratus*, *Crepidatella dilatata*, *Thais chocolata*, y *Aulacomya ater*, y equinodermos tales como, *Tetrapigus niger* y *Helianthus sp.*

El "cangrejo peludo" puede compartir su propio ambiente con algunos decápodos como *Platyxanthus orbignyi* y *Cancer porteri* y con cefalópodos como *Octopus vulgaris*. Entre los peces de presencia permanente tenemos a *Labrisomus philipi*, *Scarthyctis gigas*, *Cheilodactilus variegatus*, *Mugil cephalus*, *Odontesthes regia regia*.

4.5 Tipo de alimentación

A pesar de tener hábitos nocturnos, se observó, gracias al buceo, que esta especie se alimenta de animales muertos (carroña) como por ejemplo, peces y crustáceos. GUTIERREZ y ZUÑIGA (1976) manifiestan que esta especie también tiene una dieta carnívora, usando sus fuertes quelípedos para romper las "conchas" de moluscos y exoesqueletos de equinodermos. También se alimenta de mitílidos (SEED, 1969). GUTIERREZ y ZUÑIGA (1976) han observado a *Cancer setosus* alimentándose de restos de lobos marinos, aves marinas y huevos de pejerrey en la zona intermareal.

4.6 Epibiontes

Es común encontrar sobre su cefalotórax, e inclusive sobre sus periópodos, cirrípedos tales como *Balanus* sp. y *Megabalanus psittacus*; algas verdes como *Ulva latuca* y *Gigartina chamisoii* y, en algunos casos, poliquetos tubícolas de naturaleza calcárea. Esta epifauna se incrementa a medida que la

especie se hace más grande y pesada, puesto que su menor movilidad sumada a los cambios de muda cada vez más distanciados en el tiempo permite, sobre todo a los cirrípedos, encontrar un adecuado substrato para su fijación. Esta fauna no parece causar problema alguno a *Cancer setosus* para su desarrollo si no que, por el contrario, le sirve como "camuflaje" para protegerse de sus depredadores.

4.7 Dimorfismo sexual

Existen diferencias significativas y de fácil diferenciación entre ambos sexos, las cuales se evidencian aún más en los adultos. Dentro de las más notorias tenemos que, los machos tienen un abdomen delgado y puntiagudo (Fig. 17). Por el contrario las hembras lo tienen amplio y de borde redondeado (Fig. 18). En ambos casos es poco desarrollado. Los pleópodos les sirven solo para incubar los huevos después del desove, en el caso de las hembras, mientras que en los machos éstos se modifican originando los hemipenes (2) que son utilizados durante la cópula (Fig. 19). Cuando son juveniles los quelípedos no sufren ninguna modificación visible, sin embargo en los machos adultos uno de los quelípedos se desarrolla notoriamente más que el otro diferenciándose claramente de las hembras.

4.8 Descripción de las gónadas

4.8.1 Localización

Los ovarios y testículos presentan la misma localización. Estos son órganos pares que se encuentra en la parte dorsal del animal, sobre las branquias y glándulas digestivas.

4.8.2 Morfología de la gónada

4.8.2.1 Morfología externa

Las gónadas son órganos pares que tienen forma de “racimo” (Figs. 21, 25 y 35). Los ovarios se localizan desde el extremo antero-lateral hasta la región media y posterior del individuo. En el caso de las hembras, los productos sexuales son desovados a través de los oviductos (2) uno por cada ovario, los cuales desembocan en los gonoporos (2) situados en el tercer somite del cefalotórax. (Fig. 20). De la misma manera en los machos, continuamente a los testículos, es visible los canales secretorios naciendo en la parte posterior de estos los túbulos colectores comunes (2) los cuales desembocan cada uno en los hemipenes ubicados en el abdomen (Fig. 19). Estos túbulos, de aspecto contorneado se van engrosando a medida que se acerca a su extremo distal, siendo de apariencia lechosa por contener al esperma (Fig. 35).

4.8.2.2 Morfología Interna

La pared gonadal es relativamente delgada, dependiendo del estadio en que se encuentre. Externamente esta conformada por una delgada capa de fibras elásticas que se hacen cada vez más finas al aumentar de volumen por acción de la maduración. Debajo de ésta se localiza una capa de tejido conectivo de disposición uniforme la misma que tiende a desaparecer cuando la gónada llega a su máxima madurez. Interiormente se encuentra el estroma ovárico en el cual se desarrollan los ovocitos y, en los machos, los túbulos enrollados en cuyo interior se encuentran las células sexuales masculinas. También se observan células germinales y tejido conectivo. En el caso de las hembras desovantes, se puede apreciar folículos post-ovulatorios en el estroma ovárico.

4.8.3 Desarrollo ovocitario

En el Cuadro N° 1 se caracterizan los tipos de ovocitos que a continuación se describen.

4.8.3.1 Nido de ovogonias

Las ovogonias son células sexuales que dan origen a los ovocitos (TAKASHIMA e HIBIYA, 1995). Éstas se encuentran generalmente agrupadas a manera “nidos”. Son muy pequeñas y se encuentran unidas unas a otras siendo difícil medir su núcleo y citoplasma (Fig. 22).

4.8.3.2 Ovocito inmaduro

Estas células miden como promedio 46,82 μ de diámetro (N=59, $\sigma \pm 10,77$) con un rango que fluctuó entre 20,87 y 70,94 μ . El núcleo es grande en relación con el citoplasma, con un nucleolo principal y varios pequeños por lo general de posición periférica. El citoplasma es denso, con gran afinidad a la hematoxilina y sin presencia de vacuolas. El folículo es visible y muy delgado, formado por células aplanadas con núcleo que reaccionan positivamente a la hematoxilina. (Cuadro N° 1 y Figs. 22, 28 y 30).

4.8.3.3 Ovocito en madurez

Estas células miden en promedio 109,21 μ (N=47, $\sigma \pm 10,95$) con un rango de tamaño de 91,81 a 141,89 μ (Cuadro N° 1). Estas células presentan una ligera acidofilia. Su núcleo es claro, de menor o igual tamaño con relación al citoplasma (1/2-1/3). Es notorio un nucleolo principal muy desarrollado y fuertemente afin a la hematoxilina. También se observan numerosos nucleolos más pequeños localizados en la periferie de la carioteca. El citoplasma suele contener espacios vacíos dejados por gotas de lípidos que han sido extraídas durante el procesamiento histológico quedando solo espacios vacíos. En ocasiones es visible la presencia de algunos gránulos de vitelo en formación. En este caso el folículo está formado por células foliculares aplanadas y carioteca definida. (Fig. 24).

4.8.3.4 Ovocito maduro

Miden en promedio 145,28 μ (N=48, $\sigma \pm 11,31$), El rango de tamaño fue de 125,19 a 183,62 μ . El núcleo claro y de posición central, afin a la hematoxilina, con un nucleolo principal generalmente de posición central y nucleolos secundarios adosados a la periferia. El citoplasma es acidófilo, pudiendo observarse numerosos gránulos esféricos de vitelo. El folículo es más delgado debido al estiramiento que sufren por incrementar su tamaño en comparación con los ovocitos en crecimiento. (Cuadro N° 1 y Fig. 26).

4.8.3.5 Ovocito maduro avanzado

Estas células miden 252,51 μ (N=57, $\sigma \pm 21,79$) como diámetro mayor. El rango del diámetro de los ovocitos fluctuó entre 204,48 μ a 312,98 μ . El núcleo es afin a la hematoxilina, denso y pequeño en relación con el citoplasma en comparación a los ovocitos en madurez o maduros. Este núcleo es de posición siempre central, con nucleolos pequeños y poco visibles. En algunos casos el núcleo tiende a desintegrarse. El citoplasma es fuertemente acidófilo debido a la gran cantidad de gránulos esféricos de vitelo, el folículo de estos ovocitos es muy delgado debido al estiramiento producto del tamaño que alcanza. (Cuadro N° 1 y Fig. 26).

4.8.3.6 Ovocito atrésico

La presencia de este tipo de ovocitos ha sido visualizada luego del desove.

La atresia se presenta únicamente en ovocitos maduros o maduros

avanzados. No es posible visualizar el núcleo debido a la degeneración de las células, siendo lo más característico el citoplasma con los gránulos de vitelo fusionados y fuertemente acidófilo, con células foliculares engrosadas (Fig. 30).

4.8.3.7 Folículos post-ovulatorios (FPO)

Después del desove permanecen en el ovario estas estructuras que se forman al ser expulsados al exterior. Los FPO son, en un inicio, de forma plegada dejando en su interior una luz, la misma que se acorta conforme transcurre el tiempo de la expulsión, siendo en la última etapa de degeneración indiferenciables al confundirse con el tejido intersticial (Fig. 28).

4.8.4 Espermatogénesis

Los testículos están constituidos por una serie de túbulos enrollados. La pared del testículo es muy delgada. El interior de cada uno de los túbulos se encuentra septado y conteniendo dentro de ellos, dos grupos de células sexuales en distinto grado de desarrollo pudiendo encontrarse espermatogonias, espermátocitos, espermátides y espermatozoides, de tal manera que el septo que divide al túbulo, contiene siempre por un lado células en menor grado de desarrollo, mientras que en la otra parte está conformada por células sexuales más desarrolladas, de acuerdo al grado de madurez sexual del testículo.

4.8.4.1 Espermatogonias

Las espermatogonias son células redondeadas con núcleo y tamaño grande. La proporción entre el núcleo y el citoplasma es mayor que los otros tipos de células sexuales masculinas. El nucleoplasma se caracteriza por poseer finos gránulos de cromatina, los que se encuentran en la periferie del núcleo (Figs. 32 y 34).

4.8.4.2 Espermatocitos

Los espermatocitos son células redondeadas. En general, son del mismo tamaño que las espermatogonias. El núcleo es sumamente denso y reacciona positivamente con la hematoxilina, al igual que el citoplasma (Fig. 34).

4.8.4.3 Espermátides

Son células redondeadas u ovaladas. Con núcleo densamente afín a la hematoxilina. El citoplasma, por otro lado, es poco denso (Fig. 36).

4.8.4.4 Espermatozoides

La estructura de los espermatozoides es atípica y pertenece al grupo de espermatozoides aflagelares. El tamaño de los espermatozoides es mucho más pequeño que los otros tipos de células sexuales masculinas. Los espermatozoides se observan libres en el lumen de los túbulos espermáticos. El lumen en donde se encuentran los espermatozoides tiene una orientación

excéntrica en el túbulo, por un lado limita con la pared del túbulo y por el otro lado con el septo que divide al túbulo (Fig. 36).

4.9 Escala de madurez sexual

4.9.1 Hembras

4.9.1.1 Inmaduro (I)

Los ovarios son muy pequeños, delgados y translúcidos ligeramente blanquecinos. Se presentan en ejemplares pequeños que no han iniciado su proceso de maduración, en cuyo caso, se conocen como virginales. Sin embargo, este tipo de ovario también se observa en individuos adultos. En este caso se trataría de individuos en reposo (Figs. 21 y 22).

4.9.1.2 Madurez inicial (II)

Ovarios cuyo color fluctúa entre amarillo a naranja claro. Los ovarios presentan una mayor turgencia y consistencia siendo todavía delgados adoptando bordes digitiformes sin llegar a ocupar el 50% de la superficie del cefalotórax. Microscópicamente, se observan ovocitos inmaduros, en madurez y algunos maduros distribuidos al azar pero dejando poco espacio para el tejido intercelular. (Figs. 23 y 24).

4.9.1.3 Madurez avanzada (III)

Gónadas de color naranja cuya tonalidad se va intensificando hasta tener un color rojo. Los ovarios ocupan por lo menos la mitad de la superficie dorsal del cefalotórax. Histológicamente, se aprecia una notoria predominancia de ovocitos en máxima madurez, así como algunos ovocitos inmaduros. El folículo de los ovocitos en máxima madurez es muy delgado y el tejido intersticial entre ellos es muy reducido. Se aprecia una distribución ordenada y homogénea de los ovocitos (Figs. 25 y 26).

4.9.1.4 Evacuado (IV)

Ovario pálido, flácido y blanquecino. El volumen del ovario no llega a ocupar el 50% de la superficie del cefalotórax. Es frecuente observar remanentes de ovocitos en máxima madurez provenientes del último desove, que permanecen en el ovario debido a que no lograron ser expulsados. Además, es posible ver puntos pequeños y oscuros en el tejido gonadal. Comúnmente, las hembras ovígeras se encuentran en este estadio, con huevos color naranja en los recientemente desovados y de marrón a marrón oscuro en los huevos antes de la eclosión. Al microscopio, se aprecian ovocitos inmaduros y algunos en madurez, distribuidos desordenadamente. Puede observarse folículos post-ovulatorios, así como ovocitos atrésicos. Es posible ver, en algunos casos, ovocitos en máxima madurez (Figs. 27 y 28).

4.9.1.5 Recuperación (V)

Ovarios flácidos, delgados, cuyo color varía entre blanquecino y amarillento. No se observan ovocitos maduros remanentes, pero es posible ver puntos pequeños y oscuros en el tejido gonadal. Microscópicamente, se observan ovocitos inmaduros, y en madurez dispuestos de forma desordenada y con abundante tejido intersticial. Es posible ver ovocitos atrésicos (Figs. 29 y 30).

4.9.2 Machos

4.9.2.1 Inmaduro (I)

Los testículos y los túbulos colectores son muy pequeños, delgados y translúcidos ligeramente blanquecinos. Microscópicamente, se observan los túbulos que contienen espermatogonias y abundante tejido conectivo entre los túbulos (Figs. 31 y 32).

4.9.2.2 Madurez inicial (II)

Los testículos y los túbulos colectores son de color blanco y opaco, ocupando aproximadamente el 20% de la superficie del cefalotórax. Al microscopio, se observa una menor cantidad de tejido conectivo entre los túbulos. Cada tubo contiene aproximadamente 50% de espermatogonias y 50% de espermatocitos. (Figs. 33 y 34).

4.9.2.3 Madurez avanzada (III)

Los testículos y los túbulos colectores tienen un color blanco y ocupan por lo menos la mitad de la superficie posterior del cefalotórax. Al analizar la gónada histológicamente, los túbulos presentan pocas espermatogonias y una gran cantidad de espermatocitos y espermátides (Figs. 35 y 36).

4.9.2.4 Evacuado (IV)

Los testículos son de color traslúcidos a amarillentos y muy flácidos, pudiendo confundirse con la masa visceral. Sin embargo, los túbulos colectores son blanco lechosos y turgentes en una etapa inicial, mientras que en una etapa avanzada son flácidos. Al microscopio, se aprecia que dentro de los túbulos existen pocos espermatocitos los cuales son escasos y están distribuidos desordenadamente. También se puede observar un espacio vacío producto de la evacuación, (Figs. 37 y 38).

4.10 Ciclo reproductivo

4.10.1 Para hembras

De acuerdo al análisis de la variación del promedio mensual del índice gonadosomático (IG) (Cuadro N° 2, Fig. 1), se observan dos marcadas estaciones reproductivas una en verano que se inicia en diciembre y finaliza en marzo y otra en invierno que se inicia en mayo y se prolonga hasta octubre.

Con respecto al análisis microscópico de gónadas, los resultados son similares a los obtenidos con la variación mensual del IG. Se observan hembras maduras durante todo el año, mientras que con respecto a las hembras desovantes, su frecuencia se incrementa en dos épocas, en verano y en invierno. Durante el verano el valor máximo de hembras desovantes se presenta en febrero, con un 22,2%, mientras que en invierno, el máximo valor se presenta en julio (9,1%) (Cuadro N° 3 y Fig. 2). De igual modo, al analizar la frecuencia relativa de las hembras ovígeras (Cuadro N° 4 y Fig. 4) se observa dos épocas en las que éstas predominan, una en verano, con un valor máximo en febrero (70,0%) y otra en invierno, cuya máxima intensidad se da en julio (27,3%). Como puede observarse, el análisis del IG, la variación de la frecuencia de estadios de madurez sexual y de hembras ovígeras indican la existencia de dos etapas de mayor actividad reproductiva, una principal en verano y otra en invierno.

Por otro lado, de acuerdo a la presencia de ovarios en recuperación, también se observan dos “picos” uno entre agosto y octubre, con porcentajes que fluctúan entre 50% y 53,8%, respectivamente y otro en marzo con un 50%. Como se puede observar, ambos picos se producen en épocas posteriores a los períodos en los que se incrementa el desove. (Cuadro N° 3 y Fig. 3).

Al comparar la variabilidad de los ovarios inmaduros, estos son frecuentes entre mayo, junio y en noviembre. Ver Cuadro N° 3 y Fig. 3.

4.10.2 Para machos

En el caso de los machos, la variación porcentual de los estadios de madurez sexual de los testículos a lo largo del ciclo es diferente a la de los ovarios de las hembras maduras. Durante julio, así como desde octubre a abril se observan valores altos de machos maduros avanzados (100%, 66,6% y 50,0%, respectivamente). Cabe mencionar que el porcentaje más alto de machos maduros avanzados, que se presenta en el mes de julio, coincide con el pico principal de madurez en las hembras (Cuadro N° 3 y Fig. 5).

El periodo en que la evacuación es mayor comprende los meses de setiembre (10,0%), diciembre (13,3%) y febrero (14,3%) (Cuadro N° 3 y Fig. 6).

Con respecto a los meses en los que predominó los individuos inmaduros, éstos son los meses de marzo y mayo con 50,0% y 41,7%, respectivamente (Cuadro N° 3 y Fig. 6).

4.11 Datos biométricos

En el Cuadro N° 5 y figura 7 se muestra la composición de tamaños, considerando el ancho del cefalotórax de hembras y machos. Los ejemplares fueron agrupados en 10 marcas de clase. En el caso de las hembras, el ancho varió entre, 7,45 y 17,0 cm, con una moda en 11,46 cm, mientras que en los machos el rango del ancho del caparazón estuvo entre 7,64 y 16,3 cm, con

una moda en 13,98 cm. De acuerdo a estos resultados el ancho es ligeramente mayor en los machos que en las hembras.

De otro lado, en el Cuadro N° 6 y Fig. 8 se presenta comparativamente la variación mensual del ancho cefalotorácico promedio de hembras y machos donde es notorio que, en general, los machos llegan a tener más tamaño que las hembras siendo en los meses de marzo, julio, octubre y diciembre cuando se registraron los mayores tamaños. De igual manera, la variación mensual de la longitud cefalotorácica promedio muestra longitudes mayores en los machos, lo cual se evidencia, sobretodo, en los meses de marzo, julio, octubre y diciembre (Cuadro 6 y Fig. 9).

Con respecto a los pesos totales promedios medidos mensualmente, tanto para hembras como para machos, se verifica que los individuos más pesados se encontraron durante los meses de marzo, julio, octubre y diciembre (Fig. 10) y, al igual que en los casos anteriores, los valores de los pesos corporales de los machos fueron mayores que los de las hembras.

4.12 Talla de primer desove

En un análisis por talla, tomando como referencia la longitud del cefalotórax, se demostró que a partir de los individuos hembras comprendidos en la clase

de 10,0 centímetros de longitud se inicia la capacidad y disposición para el desove (Fig. 11).

4.13 Influencia de los factores abióticos en la reproducción

4.13.1 Variación de la temperatura superficial del mar (TSM) y la salinidad

La temperatura superficial del mar, a través del año de estudio, fluctuó entre 15,0 y 20,4 °C. El valor más alto de la TSM fue registrado en el mes de febrero, mientras que el menor valor se presentó en julio (Cuadro N° 7). Por otro lado, la salinidad mantiene valores relativamente constantes dentro de un rango de 34,485 a 35,096. Los valores de salinidad se presentaron constantes a excepción del mínimo registro en el mes de enero (34,485 1/100) (Cuadro N° 7).

De acuerdo a la variación de los valores de la salinidad del mar, en la que habita la especie en estudio, este está conformado por agua costera fría (ZUTA y GUILLEN, 1970).

4.13.2 Relación entre la temperatura del mar (TSM) y el desove

En la Fig. 12 se muestra que el porcentaje de hembras y machos en desove es mayor durante el verano, es decir en aquellos meses en los que la temperatura superficial del mar es más alta. Sin embargo, durante julio se encontraron hembras desovantes, mes en el cual se registró la temperatura

más baja de la TSM. Se observa una relación directa entre la variación del porcentaje de individuos en evacuación de hembras y la TSM.

4.13.3 Relación entre la salinidad y el desove

De acuerdo a los resultados que la Fig. 13 se muestra que no existe una relación evidente entre la salinidad y el desove de hembras y machos (Cuadro 7).

V. DISCUSION

Con respecto a la morfología de las gónadas, sus características macroscópicas son muy variables, sobre todo en las hembras, en las cuales se observa que existen diferencias en su apariencia de acuerdo al estadio de madurez sexual en que se encuentren, por ejemplo los ovarios en evacuación y recuperación son muy flácidos y se confunden fácilmente con la masa visceral, razón por la cual hay que tener mucho cuidado en la extracción de las gónadas. La fertilización en cangrejos del género *Cancer* es interna y presumiblemente ocurre en el oviducto. Los músculos circundantes del oviducto se contraen y expulsan a los ovocitos del ovario a través de éste y hacia los pleópodos (BINFORD, 1913).

El estudio histológico de las gónadas de invertebrados es de mucha utilidad para describir el comportamiento reproductivo de las poblaciones debido a la similitud morfológica que existe en las diferentes etapas del proceso de maduración de las células sexuales dentro de la escala zoológica

(CHRISTIANSEN et al, 1973). Además, el análisis de los ovarios del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*, constituye un paso fundamental para la evaluación del estado reproductivo de esta especie. En este sentido, GONZALEZ-GURRIARAN (1985) quien estudió al braquiuro *Macropipus puber*, menciona lo siguiente: "la presencia de huevos fijados en los pleópodos puede dar una idea de madurez así como del ciclo de cría, pero hay que tener en cuenta que las hembras no ovadas pueden ser juveniles o adultas, haciéndose precisa la disección en la que se pueda observar el estado de las gónadas".

Esta especie tiene un desarrollo ovocitario de tipo asincrónico, el cual ha sido observado en otros crustáceos, tales como *Palaemon xiphias*, (GUERAO et al, 1994). En otras especies como *Penaeus japonicus* se ha realizado una clasificación detallada acerca de los distintos tipos de ovocitos, encontrándose hasta 10 estados diferentes de maduración durante el desarrollo oogenético (YANO,1988). Lo mismo se ha identificado en otras especies del género *Penaeus*, tales como *P. aztecus* y *P. setiferus* (DURONSLET et al, 1975). Trabajos hechos en "cangrejos", tales como *Ovalipes punctatus* (DU PREEZ y MCLACHLAN, 1984) reportan 6 tipos de ovocitos. Mientras que TALLEDO e ISHIYAMA (1988) en *Cancer setosus* mostraron 6 tipos diferentes de ovocitos clasificados sobre la base de las características del nucleo y citoplasma. Sin embargo, en el presente estudio solo hemos diferenciado y descrito 5 tipos de ovocitos.

Además de los tipos de ovocitos identificados, existen diferencias en el desarrollo ovocitario con otras especies. Por ejemplo, en *Penaeus japonicus*, cuando los ovocitos alcanzan su máxima madurez llegan a migrar hacia el polo animal antes de su expulsión (YANO,1988). Contrariamente, en *Cancer setosus* no se ha visualizado la migración del núcleo hacia uno de los polos. Al parecer la ruptura de la vesícula germinal ocurre en la zona central del ovocito y no en el polo animal antes de ser expulsado durante el desove.

En el testículo se han observado diferentes tipos de células sexuales: espermatogonias, espermatocitos, espermatídes y espermatozoides al igual que lo descrito para otras especies de “cangrejos” (SAPELKIN y FEDOSEEV, 1978). A su vez, el septo que divide los dos tipos celulares y ha sido reportado por SAPELKIN y FEDOSEEV (1978) en el “cangrejo rey” *Paralithodes camtschatica*. Estos autores manifiestan que las espermatogonias pueden ser observadas durante todo el año, al igual que lo encontrado en *Cancer setosus*.

En *Cancer setosus* la ubicación de los espermatozoides en el lumen de los túbulos espermáticos del testículo es excéntrica. En otras especies de braquiuros, como *Paralithodes camtschatica* (SAPELKIN y FEDOSEEV, 1978), se ha observado la misma ubicación de estos lúmenes que contiene a los espermatozoides. SAPELKIN y FEDOSEEV (1978) afirman respecto al testículo, que no es un sistema de muchos tubos, sino uno solo que es muy

tortuoso y que se va engrosando del testículo al vaso deferente, lo que concuerda con lo observado en *Cancer setosus*.

El estudio de la escala de madurez con relación a la composición de tallas de machos y de hembras es de sumo interés para el cálculo de la talla mínima extracción que permitirá mantener el máximo rendimiento sostenible (KWEI, 1978). Distintas escalas de madurez han sido descritas para diversas especies de decápodos por ejemplo GUERAO et al, (1994) propusieron cinco estadios para hembras de la especie *Palaemon xiphias*; COURTNEY y DREDGE (1988), propusieron 5 estadios (inmaduro, premadurez, madurez inicial, maduro y desovado); ABARCA (1968) elaboró una escala de madurez sexual que constaba de cinco estadios para hembras y machos; CARVACHO et al (1995), quienes estudiaron el “cangrejo” *Homalaspis plana*, establecieron una escala de 4 estadios para hembras y machos; GONZALEZ-GURRIARAN (1985) estableció una escala de 4 estadios para ambos sexos en la especie *Macropipus puber*; GUTIERREZ y ZUÑIGA (1976) elaboraron una escala de madurez que constaba de tres estadios (inmaduro, en maduración y maduro), sin embargo este autor no describe el estadio evacuado. TALLEDO e ISHIYAMA (1988), por su parte, propusieron, basándose en las características microscópicas y macroscópicas de los ovarios, seis estadios de madurez sexual para *Cancer setosus* (“cangrejo peludo”). En el presente estudio se propone, para esta especie, una escala de madurez sexual que consiste en cinco estadios para hembras y

cuatro para machos. Esto se debe a que el estadio de recuperación que identifican TALLEDO e ISHIYAMA (1988) lo dividen en dos tipos: recuperación inicial y recuperación activa. Mientras que en el presente trabajo se ha agrupado ambos en un sólo estadio denominado recuperación, debido fundamentalmente a la rápida restauración de las gónadas luego del desove. Es necesario recordar que el uso de las escalas de madurez macroscópicas es de suma importancia durante las evaluaciones del estado poblacional de los recursos del mar, razón por la cual las características macroscópicas de los diferentes estadios tienen que ser claramente identificados y que tengan el respaldo del análisis histológico, que le de la validez correspondiente eliminando, en la medida de lo posible, el error que pueda producirse al momento de las catalogaciones. Uno de los objetivos principales es, entonces, evitar el sesgo en la catalogación de los estadios de madurez sexual, lo cual es más difícil al tener una escala con un mayor número de estadios.

Las escalas de madurez sexual se basan en las características visuales de las gónadas en los diferentes estadios de maduración, una de éstas características es el color. En el caso de los machos la coloración de los testículos y túbulos colectores no es muy variada, siendo, de manera general, amarillentos cuando no contienen gametos maduros, mientras que son de color blanco y opacos, cuando contienen gametos maduros (espermatozoides), esto ha sido

observado en varias especies de cangrejos, como el “cangrejo azul”, *Callinectes latimanus* en Sudáfrica (KWEI, 1978).

El ciclo reproductivo de *Cancer setosus* muestra que el proceso de maduración se produce a lo largo de todo el año. Sin embargo, se observan dos picos de evacuación, uno en invierno (julio) y otro en verano (enero a marzo), siendo éste último el más importante. De manera semejante, TALLEDO e ISHIYAMA (1988) muestran, para la misma especie, pero de la zona del Callao, que el proceso de maduración se produce durante todo el año, pero con tres periodos de evacuación bien marcados uno en invierno (abril-mayo), uno en primavera (setiembre) y uno de menor intensidad en verano (enero). GUTIERREZ y ZUÑIGA (1976), por su parte, encontraron dos periodos de evacuación, una menos intensa en los meses de invierno (julio setiembre) y otra mayor en los meses de verano (enero a abril). En este sentido, HINES (1991), afirma que la restricción bioceanográfica de las especies del género *Cancer* a zonas boreales de aguas templadas frías aparentemente limita la actividad reproductiva, en la mayoría de las especies de este género a las estaciones de invierno y primavera. En el primer caso, relacionado con la época en que el afloramiento está acentuado y en el segundo, con condiciones cálidas de la temperatura del mar en el verano, que son adecuadas para el crecimiento y desarrollo larval. Los resultados obtenidos en el presente trabajo mostraron que esta especie es activa durante todo el año, lo cual ha sido observado en otras especies del género *Cancer*,

tales como: *C. anthonyi*, *C. antennarius*, *C. irroratus*, *C. pagurus* y *C. productus* (SHIELDS, 1991) y otros braquiuros tales como *Matuta lunaris* (PEREZ, 1990). Sin embargo, se ha observado que *C. setosus* tiene dos periodos de desove al año uno en verano y otro en invierno, como fue reportado por GUTIERREZ y ZUÑIGA (1976). La mayor parte de las especies del género *Cancer* no tienen una estación reproductiva bien definida (SHIELDS, 1991). Lo cual se hace más evidente en el caso de los machos de *C. setosus* (Fig. 5). Con respecto al ciclo reproductivo de los machos, en el presente estudio se comprobó que estos se encuentran maduros prácticamente todo el año. Al respecto, GONZALEZ-GURRIARAN (1985) encontró resultados semejantes en los machos de *Macropipus puber*, casi todo el año predominaban los maduros. Siendo los machos los que nunca limitan la cópula pues únicamente dejan de aparearse después de la ecdisis por tener el exoesqueleto blando. Otra explicación al respecto es que el proceso de maduración de los machos se produce en forma continua, de manera que cuando las hembras estén listas para la cópula, los machos estén lo suficientemente maduros para que el acto de la reproducción se pueda llevar a cabo con éxito.

La asincronía existente entre la maduración de machos y hembras a lo largo del ciclo reproductivo encuentra su explicación en que la cópula no necesariamente se realiza cuando las hembras están maduras, sino cuando éstas se encuentran en estado de muda o ecdisis, razón por la cual, las

hembras pueden encontrarse en estados de inmadurez o recuperación. Resultados semejantes fueron obtenidos en otras especies del género *Cancer*. Al respecto, SHIELDS (1991), afirma que la oviposición no ocurre inmediatamente después de la copulación. Así mismo, en *Cancer antennarius* la oviposición ocurre aproximadamente 11 semanas después del apareamiento (CARROLL, 1982); en *Cancer magister* 3 meses después del apareamiento y en *C. pagurus* 4 meses después del apareamiento. En otras especies de braquiuros también se ha observado esta característica durante la cópula como lo reportado por HENMI et al (1993) para la especie *Scopimera globosa* en donde los machos atraen a las hembras hacia sus madrigueras y copulan a pesar de que ellas no se encuentren maduras.

El espermatozoide viable permanece en la espermateca por aproximadamente seis meses (SHIELDS, 1991) e indirectamente esto sugiere que el espermatozoide puede permanecer viable por uno a dos años (PEARSON, 1908; KNUDSEN, 1964; EBERT et al, 1983; HANKIN et al, 1985; ORENSANZ y GALLUCCI, 1988).

La ocurrencia de ovarios maduros en hembras ovígeras ha sido reportada para otras especies de braquiuros (PEREZ, 1990; RYAN, 1967 y PILLAY y NAIR, 1971). Esto ha sido interpretado como una indicación del potencial que tienen las hembras para producir más de una puesta por estación reproductiva (PILLAY y NAIR, 1971).

La periodicidad del ciclo reproductivo de braquiuros, puede variar considerablemente (EMMERSON, 1994). Los factores que mejor controlan esta periodicidad parecen ser la latitud, temperatura, disponibilidad alimenticia para las larvas y zonación intermareal (THORSON, 1950). SASTRY (1983), manifiesta que existe una tendencia definida hacia estaciones reproductivas extensas y una reproducción continua en latitudes decrecientes en crustáceos bénticos de aguas superficiales. La mayoría de especies tropicales tienden a reproducirse continuamente a lo largo del año o tener estaciones reproductivas prolongadas comparadas con especies de latitudes mayores, en las cuales las estaciones reproductivas están más restringidas a los periodos de más altas temperaturas (GIESE y PEARSE, 1974; SASTRY, 1983). Otro ejemplo de ello es el “cangrejo” *Ocypoda macrocera* que habita las costas de la India (NAGESWARA et al, 1986). Durante el ciclo reproductivo de esta especie se presenta una estación de desove prolongada con picos y caídas intermitentes. Este estudio fue hecho sobre la base del índice gonadosomático. Por su parte, los resultados del IG para *Cancer setosus* muestra un comportamiento similar con cambios bruscos en sus valores pero se presentan dos períodos importantes en su actividad reproductiva uno en invierno y otro en verano.

El rango de la temperatura superficial del mar de la zona habitada por la especie en estudio fue de 15,0 a 20,4 °C. Dicho rango se encuentra dentro de lo manifestado por MACKAY (1943) para cangrejos del género *Cancer*,

según el cual éstos parecen tener un límite térmico en su distribución de 4 a 23°C. Ya que los embriones son sensibles a las temperaturas cálidas, los límites térmicos podrían afectar directamente la sobrevivencia larval y de los huevos en las zonas de transición. En una gran variedad de crustáceos, la temperatura, longitud del día y la condición alimenticia son los principales factores ambientales del ciclo reproductivo (SASTRY, 1983). DANIELS et al (1994), estudiaron la influencia del fotoperiodo y de la temperatura en la maduración del ovario de hembras del langostino rojo (*Procambarus clarkii*), concluyendo que ambos factores abióticos tienen un efecto positivo en el desarrollo de los ovarios. Sin embargo, también demostraron que de los dos, la temperatura es el factor más influyente. Según este autor la temperatura regula el desarrollo del ovario, mientras que la duración del fotoperiodo hace que este desarrollo sea más rápido o más lento.

En especies de cangrejos tales como *Sesarma catenata* se encontraron diferentes tipos de ciclos reproductivos en diversas localidades, lo que sugiere que factores físicos tales como la temperatura y el fotoperiodo son importantes en la periodicidad reproductiva de los adultos así como la zona en que habitan (EMMERSON, 1994).

KLAUDATOS y TSEVIS (1987), notaron que un incremento en la temperatura coincide con el período reproductivo del “camarón” *Palaemon adspersus*. De igual forma CARVACHO et al (1995) manifiestan que las

gónadas del cangrejo *Homalaspis plana* inicia su proceso de maduración estimulado por el alza de la temperatura del mar, como sucede con bastante frecuencia en la mayor parte de invertebrados marinos. Por otro lado, en langostinos Penaeideos la temperatura y el fotoperiodo tienen un importante papel en el proceso de maduración (LAUBIER-BONICHON, 1978). A su vez, los patrones reproductivos mostrados por SASTRY (1983) muestran que hay una tendencia hacia las estaciones reproductivas extensas en latitudes decrecientes en crustáceos, de igual modo, la estación reproductiva de *Cancer setosus*, que es una especie que habita el hemisferio sur, se caracteriza por tener actividad reproductiva en la mayor parte del año.

La salinidad es otro factor abiótico importante que influye sobre la reproducción de cangrejos braquiuros. NAGESWARA et al (1986) reportaron la relación directa de la salinidad sobre la reproducción en hembras de *Ocypode macrocera* de manera que a baja salinidad, menor será la actividad reproductiva. Por el contrario en los machos no existe esta relación y más bien estos se encuentran maduros durante todos los meses. De igual modo, se ha encontrado que los individuos machos de *Cancer setosus* se encuentran reproductivamente activos la mayor parte del año.

Al igual que lo observado en el presente trabajo, MENDEZ et al (1979) mencionan para la especie *Hepatus chiliensis* que los machos alcanzan

tamaños mayores que las hembras, tomando como medida el ancho del cefalotórax.

Los machos suelen tener mayor talla que las hembras. Esto se debe a que, al llegar los individuos a la primera madurez sexual, la periodicidad de la ecdisis se ve afectada al disminuir estas como consecuencia de destinar la energía a los procesos reproductivos, especialmente en las hembras quienes destinan gran parte de la energía para favorecer el desarrollo de los huevos (PASSANO, 1960; MARTINEZ Y ARANA, 1983).

La talla de primer desove se define como la talla en la cual por lo menos el 50% de la población se encuentra desovando. En este caso se ha determinado la talla del primer desove tomando como medida la longitud por considerarse que ésta está menos sujeta a la variabilidad. Lamentablemente, en el Perú no se ha calculado este parámetro y por lo tanto no se puede discutir y comparar con lo obtenido en este trabajo. Sin embargo, se debe mencionar que la talla del primer desove es de gran utilidad, ya que puede servir como referencia en la estimación de la talla mínima de extracción de este recurso. En otros países se han utilizado otros criterios en la estimación de este parámetro en crustáceos decápodos. GUERAO et al (1994) calcularon la talla de primer desove estimando la talla a la cual el 50% de las hembras ovígeras. Según HARTNOLL (1969) un cangrejo se vuelve sexualmente maduro cuando es capaz de copular por primera vez, sin

embargo, la cópula en las hembras no necesariamente implica que el individuo sea sexualmente maduro, puesto que ellas pueden aparearse sin estar maduras, almacenando el esperma hasta completar su maduración, (PEARSON, 1908; KNUDSEN, 1964; EBERT et al, 1983; HANKIN et al, 1985; ORENSANZ y GALLUCCI, 1988), razón por la cual este criterio no es exacto.

VI. CONCLUSIONES

De acuerdo al presente estudio de la biología reproductiva de *Cancer setosus*, Molina 1782, se concluye lo siguiente de esta especie:

1. Tiene una reproducción del tipo asincrónica y se reproduce todo el año, con dos estaciones de mayor intensidad reproductiva para las hembras, uno principal en verano y otro en invierno. Los machos se encuentran reproductivamente activos todo el año.
2. Se ha descrito los siguientes tipos de células sexuales presentes en los ovarios: ovogonias, ovocito inmaduro, ovocito en madurez, ovocito maduro, ovocito maduro avanzado y ovocito atrésico así como la siguiente estructura: el folículo post-ovulatorio. En los testículos se han identificado los siguientes tipos de células sexuales: espermatogonia, espermátide y espermatozoide.

3. Se han descrito cinco estadios para hembras: inmaduro (I), madurez inicial (II), maduro avanzado (III), evacuado (IV) y en recuperación (V). En el caso de los machos se han identificado cuatro estadios: inmaduro (I), madurez inicial (II), maduro avanzado (III) y evacuado (IV).

4. La temperatura es el factor que más influencia tiene en la reproducción. El rango de la temperatura del agua de mar más apropiada para el desove en verano estuvo entre 19,3 °C y 20,4 °C y en invierno entre 15 °C y 15,7 °C.

VII. RECOMENDACIONES

Dada la importancia comercial de este recurso y la escasez de trabajos de investigación sobre su biología reproductiva, se sugiere que se realicen estudios referentes al potencial reproductivo de esta especie, enfatizando en la fecundidad, talla de primera madurez sexual así como mortalidad por pesca, fracción desovante de hembras por clase de tallas y crecimiento.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ABARCA, J. 1968. Contribución al conocimiento del “cangrejo violado”, (*Platixanthus orbigny* Milne Edward y Lucas), en el departamento de La Libertad (Perú). Revista de la Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. 1(4): 84-140

BINFORD, R. 1913. The germ cells and the process of fertilization in the crab *Menippe mercenaria*. J. Morphol. 24: 147-202.

BRUSCA C., RICHARD and BRUSCA J., GARY.1990. Invertebrates. Associates INC. All Rights Reserved.

CAMPBELL, A. and M. D. EAGLE. 1983. Size at maturity and fecundity of rock crabs, *Cancer irroratus*, from the Bay of Fundy and southwestern. Nova Scotia. Fish. Bull. 81: 357-362.

CARROLL, J. C. 1982. Seasonal abundance, size composition and growth of rock crab, *Cancer antennarius* Stimpson, off central California. J. Crust. Biol. 2: 549-561.

CARVACHO, A.; R. TAPIA y C. VIDAL. 1995. Aspectos reproductivos de la jaiba mora, *Homalaspis plana* (Milne-Edwards, 1834) (Crustacea : Brachyura : Xanthidae) en el seno de Reloncavi, Chile. Biol. Pesq. 24 : 7-15.

CHIRICHIGNO, N. 1970. Lista de Crustáceos del Perú (Decapoda y Stomatopoda) con datos de su distribución geográfica. Inst. Mar Perú-Callao, Inf. Nro. 35: 1-95.

CHRISTIANSEN, H; R. BRODSKY y M. CABRERA. 1973. La microscopía aplicada con criterio poblacional en el estudio de las gónadas de los vertebrados e invertebrados marinos. Physis. Sección A. Vol. 32: 467-480. Buenos Aires - Argentina.

COURTNEY, A. J. and M. C. L. DREDGE. 1988. Female reproduction biology and spawning periodicity of two species of king prawns, *Penaeus longistilus* Kubo and *Penaeus latisulcatus*. Kishinouye, from Queensland's East Coast fishery. Aust. J. Mar. Freshwater Res. 39: 729-741.

DANIELS, W. H.; L. R. A'ABRAMO and K. F. GRAVES. 1994. Ovarian development of female red swamp crayfish (*Procamabrus clarkii*) as influenced by temperature and photoperiod. J. of Crust. Biol. 14 (3): 530-537.

DEL SOLAR, E.; F. BLANCAS y R. MAYTA. 1970. Catálogo de crustáceos del Perú U.N.M.S.M. - U.N.A. 53 pp.

DURONSLET, M. J.; A. I. YUDIN; R. S. WHEELER and W.H. CLARK. 1975. Light and fine structural studies of natural and artificially induced egg growth of penaeid shrimp. Proc. World Maricult. Soc. 6: 105-122.

DU PREEZ and MACLACHLAN. 1984. Biology of the three spot swimming crab, *Ovalipes punctatus* (De Haan) III. Reproduction fecundity and egg development. Crustaceana. 47: 285-297.

EBERT, E., A. W. HAZELTINE, J. L. HOUK and R. O. KELLY. 1983. Laboratory cultivation of the dungeness crab, *Cancer magister*. Calif. Fish. And Game Fish. Bull. 172: 259-309.

EMMERSON, W. D. 1994. Seasonal breeding cycles and sex ratios of eighth species of crabs from Mgazana, a mangrove estuary in Transkei, Southern Africa. Journal of Crustacean Biology. 14(3): 568-578.

FLORES, M.; S. VERA; R. MARCELO y E. CHIRINOS. 1994. Estadísticas de los desembarques de la pesquería marina peruana 1983-1992. Inf. Inst. Mar Perú Callao 105. 202 pp.

FLORES, M.; S. VERA; R. MARCELO y E. CHIRINOS. 1996. Estadísticas de los desembarques de la pesquería marina peruana. 1992 - 1993 - 1994. Inf. Inst. Mar Perú Callao 118. 76 pp.

GARTH, J. 1959. Reports of the Lund University. Chile expedition. 1948-1949. The Crustacea Decapoda Brachyura of Chile. Lunds Univ. Arsskr. N. F. 53(7): 1-130.

GIESE, A. C. and J. S. PEARSE. 1974. Introduction: general principles, *In*: A. C. GIESE y J. S. eds. , Reproduction of marine invertebrates. Acoelomate and pseudocoelomate metazoans pp 1-49. Academic Press. New York, New York.

GONZALEZ-GURRIARAN, E. 1985. Reproducción de la nécora *Macropipus puber* (L.) (Decapoda, Brachiura), y ciclo reproductivo en la Ría de Aorusa (Galicia, NW España). Bol. Inst. Esp. Oceanog., 2(1): 10-32.

GUERAO, G.; J. PEREZ-BAQUERA and C. RIBERA. 1994. Growth and reproductive biology of *Palaemon xiphias* Risso, 1816 (Decapoda: Caridea: Palaemonidae). J. of Crust. Biol. 14 (2): 280-288.

GUTIERREZ, J. y O. ZUÑIGA. 1976. *Cancer setosus* Molina en la Bahía de Mejillones del Sur (Crustacea, Decapoda, Brachyura). Rev. Biol. Mar. Dep. Oceanol. Univ. Chile. 16(1): 1-25.

HANKIN, D. G.; N. DIAMOND; M. MOHR and J. JANELLI. 1985. Molt increments, annual molting probabilities, fecundity and survival rates of adult female Dungeness crabs in northern California. In Proceedings of Symposium in Dungeness crab biology and management. Lowell Wakefield Fisheries Symposia Series, Alaska Sea Grant Report 85-3: 189-206.

HARTNOLL, G. R. 1969. Mating in the Brachyura. Crustaceana 16: 161-181.

HENMI, Y.; T. KOGA and M. MURAI. 1993. Mating behavior of the sand bubbler crab *Scopimera globosa*. J. of Crust. Biol., 13(4): 736-744.

HINES, A. H. 1991. Fecundity and reproductive output in nine species of Cancer crabs (Crustacea, Brachyura, Cancridae). Can. J. Fish. Aquat. Sci., 48(2): 267-275.

KLAUDATOS, S. y N. TSEVIS. 1987. Biological observations on *Palaemon adspersus* (Rathke) at Mesolonghi Lagoon. Thalassographica. 10: 73-88.

KWEI, E. A. 1978. Size composition, growth and sexual maturity of *Callinectes latimanus* (Rath.) in two Ghanaian lagoons. Zoological Journal of the Linnean Society. 64: 151-175.

KNUDSEN, J. W. 1964. Observations of the reproductive cycles and ecology of the common Brachyura and crablike Anomura of Puget Sound, Washington. Pac. Sci. 18: 3-33.

LAUBIER-BONICHON, A. 1978. Ecophysiologie de la reproduction chez la crevette *Penaeus japonicus*; trois années d'expérience en milieu contrôlé. Oceanologica Acta. 1: 135-150.

LE FOLL, A. 1986. Contribution à l'étude de la biologie de crabe-tourteau *Cancer pagurus* sur les côtes de Bretagne Sud. Rev. Trav. Inst. Pêches marit. 48: 5-22.

MACCONNAUGHEY, R. A.; D. A. ARMSTRONG; B. M. HICKEY and D. R. GUNDERSON. 1992. Juvenile dungeness crab (*Cancer magister*) recruitment variability and oceanic transport during the pelagic larval phase. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 49 : 2028-2044.

MACKAY, D. C. G. 1943. Temperature and the world distribution of crabs of the genus *Cancer*. Ecology. 24: 113-115.

MARTINEZ, G. y P. ARANA. 1983. Crecimiento del camarón de roca (*Rhynchocinetes typus* Milne Edwards, 1837) en la zona de Valparaiso (Chile). Cien. Y Tec. Del Mar, CONA 7:85-107.

MENDEZ, M.; L. GARCIA y P. AGUILAR. 1979. Notas sobre crustáceos del Mar Peruano. VI: Morfometría de *Hepatus chilensis* H.M.E. (Decapoda: Calappidae) en la Punta Callao. Anales Científicos. UNA XVII (1-4): 59-73.

MENDEZ, M. 1982. Crustáceos comerciales y otras especies comunes en el litoral peruano. Bol. Lima, 20: 1-20.

NAGESWARA, C.; K. SHYANA, and K. HANUMANTHA. 1986. Reproductive cycle of the crab *Ocyroda macrocera*, Milne Edwards

(Crustacea: Brachyura) from Visakhapatnam coast. *Proc. Indian Acad. Sci. (Anim. Sci.)*, Vol. 95, N° 1 (1-6).

NATIONS, D. 1975. The genus *Cancer* (Crustacea: Brachyura): systematics, biogeography and fossil record. *Sci. Bull. Nat. Hist. Mus.* 23 : 1-104.

NATIONS, D. 1979. The genus *Cancer* and its distribution in time and space. *Bull. Biol. Soc. Wash.* 3: 1153-187.

ORENSANZ, J. M. and V. F. GALLUCCI. 1988. Comparative study of postlarval life-story schedules in four sympatric species of *Cancer* (Decapoda: Brachyura: Cancridae). *J. Crust. Biol.* 8: 187-220.

PASSANO, L. M. 1960. Molting and its control. *In*: "The fisiology and Crustacea", T.H. Waterman (Ed). Acad. Press, New York, 473-536.

PEARSON, J. 1908. *Cancer* (the edible crab). L.M.B.C. Memoirs, N° XVI. *Proc. Liverpool Biol. Soc.* 22: 291-498.

PEREZ, O. S. 1990. Reproductive biology of the sandy shore crab *Matuta lunaris* (Brachyura: Calappidae). *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 59: 83-89.

PILLAY, K. K. and N. B. NAIR. 1971. The annual reproductive cycles of *Uca annulipes*, *Portunus pelagicus* and *Metapenaeus affinis* (Decapoda: Crustacea) from the south-west coast of India. Mar. Biol. 11: 152-166.

RODRIGUEZ, A. 1977. Contribución al conocimiento de la biología y pesca de langostino *Penaeus kerathurus* (Forskäll, 1775) del Golfo de Cádiz (Región Sudatlántica española). Inv. Pesq. 41: 603-635.

RYAN, E. P. 1967. Structure and function of the reproductive system of the crab *Portunus sanguinolentus* (Herbst) (Brachyura: Portunidae). II. The female system. Symp. Ser. Mar. Biol. Ass. India 2: 522-524.

SAPELKIN, A. A. and V. Y. FEDOSEEV. 1978. Anatomical and histological structure of the reproductive system of king crab males. The Soviet J. of Mar. Biol. 4 (6): 914-919.

SASTRY, A. N. 1983. Ecological aspects of reproduction. *In*: D. E. Bliss, de. *In chief*, The biology of Crustacea. Vol. 8. F. J. Vernberg and W. B. Vernberg eds. Environmental adaptations: 179-270. Academic Press. New York, New York.

SEED, R. 1969. The ecology of *Mytilus edulis* L. (Lamellibranchiata) on exposed rocky shores 2. Growth and mortality. Oecologia 3: 317-350.

SHIELDS, J. 1991. The reproductive ecology and fecundity of Cancer crabs. Crustacean egg production. Wenner, A.; Kuris, A. eds. Vol. 7: 193-213.

SOMERTON, D. A. 1980. A computer technique for estimating the size of sexual maturity. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 37: 1488-1494.

TAKASHIMA, F. and T. HIBIYA. 1995. An atlas of fish histology. Normal and pathological features. 2nd ed. Kodansha Ltd y Gustav Fischer Verlag. Tokio-NewYork. 195 pp.

TALLEDO, C. y V. ISHIYAMA. 1988. Ciclo reproductivo en las hembras de *Cancer setosus* (Crustacea, Decapoda) del litoral de Lima, Perú. En: H. Saldzwedel y A. Landa (Eds). Recursos y dinámica del ecosistema de afloramiento peruano. Bol. Inst. Mar Perú-Callao, Vol. extraordinario: 147-151.

THORSON, G. 1950. Reproductive and larval ecology of marine bottom invertebrates. Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society. 25: 1-45.

WENNER, A. M.; C. FUSARO and A. OATEN, 1974. Size at onset of sexual maturity and growth rate in crustacean populations. Can J. Zool. 52: 1095-1106.

WILLIAMS, A. B. and R. WHALE. 1992. Distinguishing juvenile stages of jonah and atlantic rock crabs, *Cancer borealis* and *C. irroratus* (Decapoda : Cancridae). J. of Crust. Biol. 12 (3): 464-466.

YANO, I. 1988. Oocyte development in the kuruma prawn *Penaeus japonicus*. Mar. Biol. 99(4): 547-553.

ZUTA, S. y O. GUILLEN. 1970. Oceanografía de las aguas costeras del Perú. Bol Inst. Mar Perú-Callao. 2 (5): 157-324.

ANEXO
(Cuadros y Figuras)

Cuadro.1. Tamaño de muestra de diferentes tipos de ovocitos de ovarios de "cangrejo peludo" *Cancer setosus* de la zona de Pisco. 1993-1994.

	O. Inmaduro	O. en madurez	O. maduro	O.Maduro avanzado
Media	46,82	109,21	145,28	252,51
Mediana	50,08	108,50	143,97	254,56
Moda	50,08	108,50	141,89	258,73
Desviación típica	10,77	10,95	11,31	21,79
Varianza	115,94	119,88	127,95	474,63
Mínimo	20,87	91,81	125,19	204,48
Máximo	70,94	141,89	183,62	312,98
Tamaño de muestra	59,00	47,00	48,00	57,00

Cuadro. 2. Valores promedio mensual de los índices gonadosomáticos de "cangrejo peludo", *Cancer setosus* de la zona de Pisco. 1993-1994.

MESES	IG PROMEDIO
My	2,13
Jn	2,54
Jl-93	1,5
A	3,55
S	1,42
O	1,1
N	1,9
D	1,71
E-94	3,79
F	1,61
M	2,4
A	1,74

Cuadro 3. Valores absolutos y porcentuales de la frecuencia de los estadios de madurez sexual de machos y hembras de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

	TOTAL	My-94	Jn-94	Jl-94	Ag-93	Se-93	Oc-93	No-93	Di-93	En-94	Fe-94	M-94	Ab-94
		11	14	11	14	5	13	19	11	15	9	10	17
H E M B R A S	Inmaduro	1	2	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0
	%	9,1	14,3	9,1	0,0	0,0	0,0	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
	Maduro*	5	10	6	7	3	5	10	6	8	3	5	7
	%	45,5	71,4	54,5	50,0	60,0	38,5	52,6	54,5	53,3	33,3	50,0	41,2
	Evacuado	0	0	1	0	0	1	1	1	2	2	0	3
%	0,0	0,0	9,1	0,0	0,0	7,7	5,3	9,1	13,3	22,2	0,0	17,6	
Recuperación	5	2	3	7	2	7	7	4	5	4	5	7	
%	45,5	14,3	27,3	50,0	40,0	53,8	36,8	36,4	33,3	44,4	50,0	41,2	
M A C H O S	TOTAL	12	10	9	7	20	12	4	15	3	7	8	8
	Inmaduro	5	2	0	0	0	0	1	5	1	2	4	2
	%	41,7	20,0	0,0	0,0	0,0	0,0	25,0	33,3	33,3	28,6	50,0	25,0
	Madurez inicial	6	7	0	5	12	4	0	0	0	0	0	2
	%	50,0	70,0	0,0	71,4	60,0	33,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	25,0
Maduro Avanzado	1	1	9	2	6	8	3	8	2	4	4	4	
%	8,3	10,0	100,0	28,6	30,4	66,6	75,0	66,7	66,7	57,1	50,0	50,0	
Evacuado	0	0	0	0	2	0	0	2	0	1	0	0	
%	0,0	0,0	0,0	0,0	10,0	0,0	0,0	13,3	0,0	14,3	0,0	0,0	

* Comprende a los estadios maduro inicial y maduro avanzado.

Cuadro 4. Variación mensual de hembras ovígeras de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*, Pisco. 1993-1994.

MESES	FRECUENCIA ABSOLUTA	FRECUENCIA RELATIVA (%)
Mayo-94	0	0,0
Junio	1	7,1
Julio	3	27,3
Agosto-93	0	0,0
Setiembre	0	0,0
Octubre	4	30,8
Noviembre	5	26,3
Diciembre	4	36,4
Enero-94	7	46,7
Febrero	7	70,0
Marzo	5	50,0
Abril	7	38,9

Cuadro 5. Variación del ancho del caparazón de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

Marca de Clase	HEMBRAS		MACHOS	
	Frecuencia Absoluta	Frecuencia Relativa (%)	Frecuencia Absoluta	Frecuencia Relativa (%)
8,5	3	2,0	1	0,8
9,5	19	12,5	3	2,3
10,5	36	23,7	18	13,7
11,1	34	22,4	17	13,0
12,5	43	28,3	33	25,2
13,5	14	9,2	34	26,0
14,5	2	1,3	13	9,9
15,5	0	0,0	8	6,1
16,5	0	0,0	3	2,3
17,5	1	0,7	1	0,8

Cuadro N° 6 Valores promedio mensuales de las medidas de ancho, longitud del caparazón y peso total corporal del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

MESES	HEMBRAS			MACHOS		
	ANCHO (CM)	LONGITUD (CM)	PESO (GR)	ANCHO (CM)	LONGITUD (CM)	PESO (GR)
Enero-94	11,18	7,30	202,94	10,78	7,11	193,74
Febrero	10,30	6,93	183,13	10,85	7,23	231,22
Marzo	10,80	7,24	202,47	13,34	8,81	398,97
Abril	10,14	6,98	192,51	10,05	6,71	184,14
Mayo	9,29	6,30	135,11	10,59	6,91	218,59
Junio	11,18	7,64	216,49	10,88	7,34	220,40
Julio-93	11,16	7,68	225,41	12,97	8,43	402,40
Agosto	10,70	7,26	190,81	11,49	7,48	252,14
Setiembre	10,04	6,81	207,04	11,81	7,85	276,31
Octubre	11,55	7,55	239,80	12,63	8,06	310,78
Noviembre	9,21	6,19	125,21	11,21	7,39	240,60
Diciembre	10,85	7,26	241,16	13,17	8,59	373,86

Cuadro 7. Promedios mensuales de temperatura superficial y salinidad del mar de la zona que habita el "cangrejo peludo" *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

MESES	TEMPERATURA °C	SALINIDAD ‰
Mayo-93	17,7	34,916
Junio	16,6	34,883
Julio-93	15,0	34,855
Agosto	15,3	34,988
Setiembre	15,7	35,076
Octubre	16,0	35,015
Noviembre	18,1	34,991
Diciembre	18,4	34,567
Enero-94	19,5	34,485
Febrero	20,4	35,096
Marzo	19,3	34,906
Abril	18,9	34,966
PROMEDIO	17,58	34,90

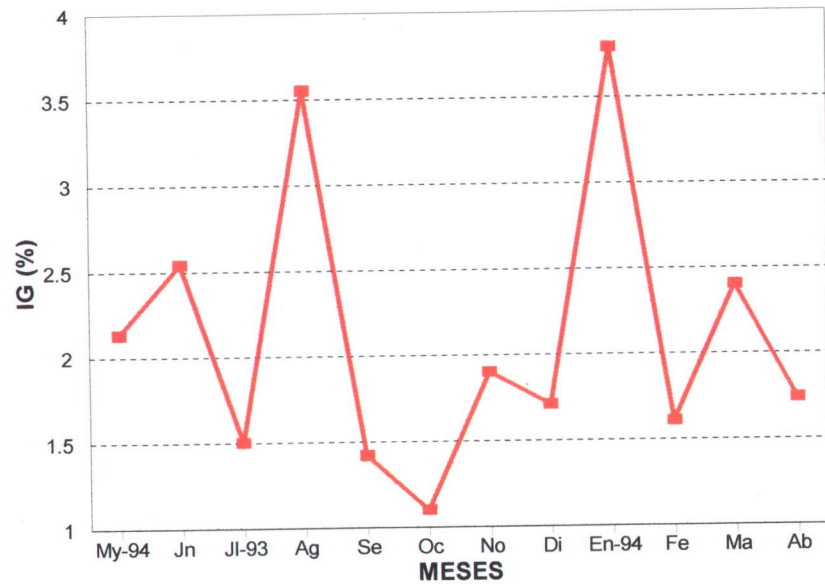


Fig.1. Variación mensual del índice gonadosomático (IG) de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

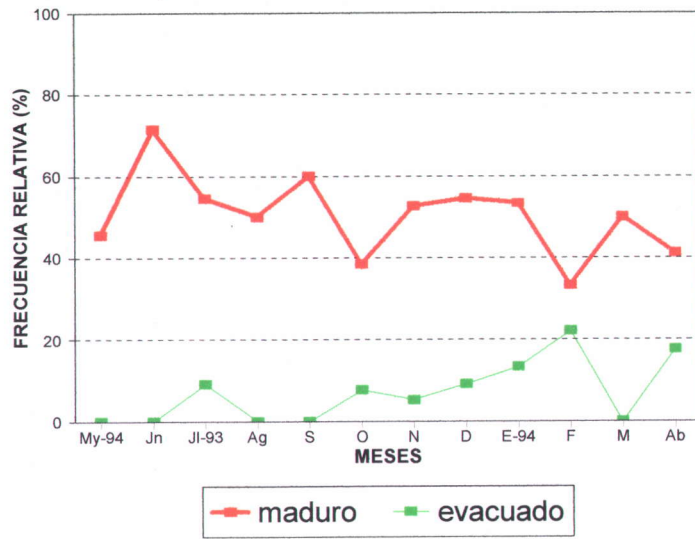


Fig. 2. Variación mensual de hembras maduras (inicial y avanzado) y evacuado del "cangrejo peludo", *Cancer setosus* Pisco 1993-1994.

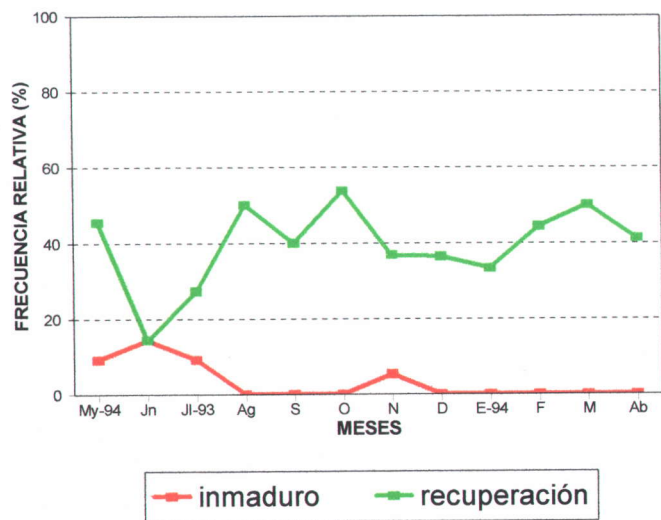


Fig. 3. Variación mensual de hembras inmaduras y en recuperación del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco 1993-1994.

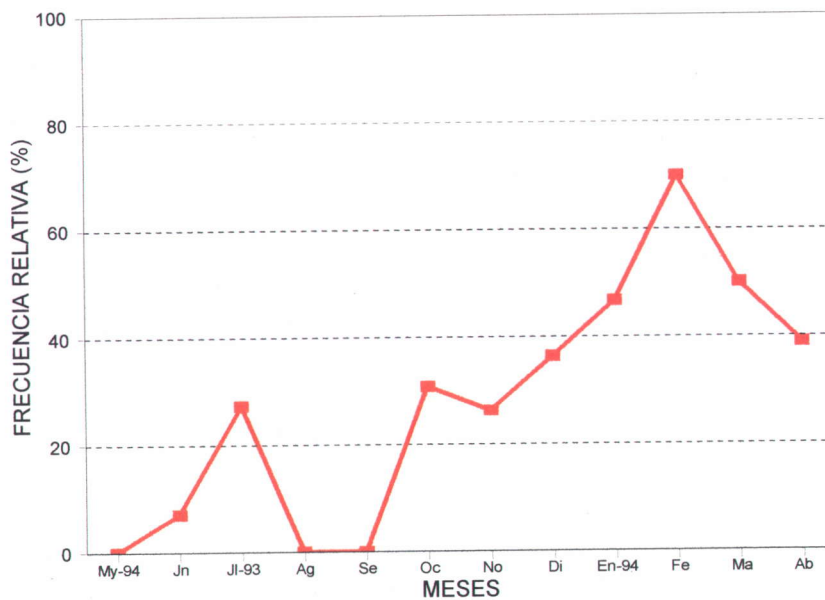


Fig 4. Variación mensual de hembras ovígeras de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

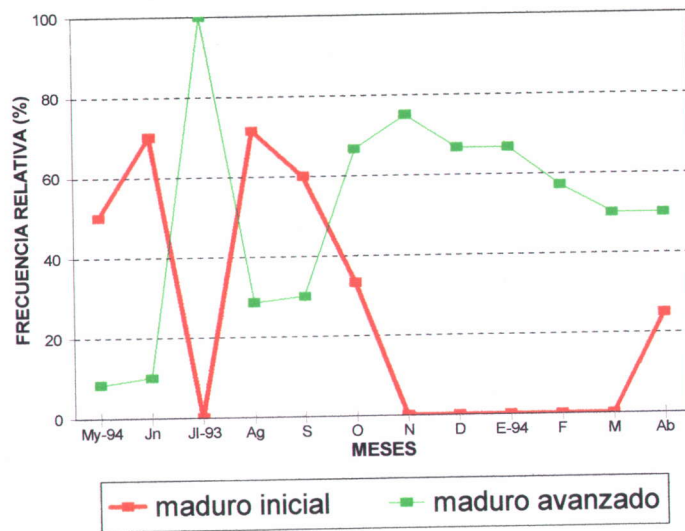


Fig. 5 Variación mensual de machos maduro inicial y avanzado del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco 1993-1994.

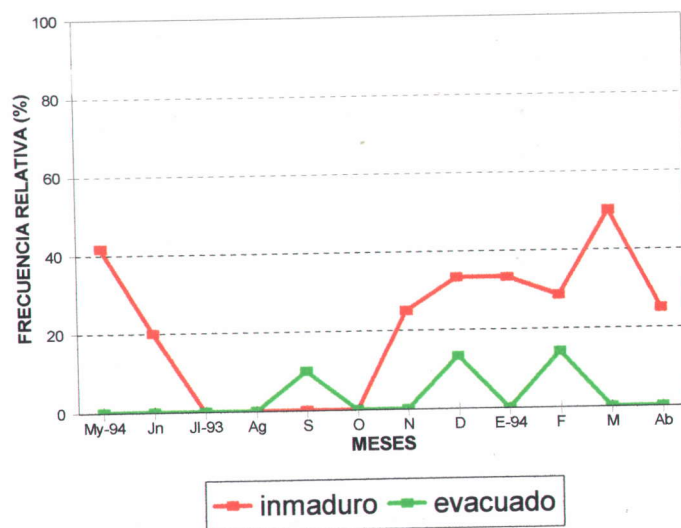


Fig. 6 Variación mensual de machos inmaduros y evacuado del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco 1993-1994.

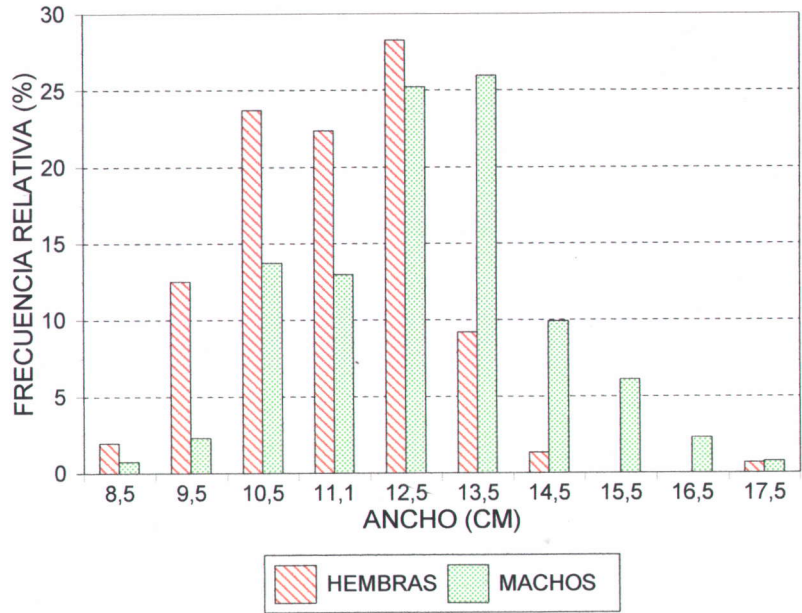


Fig. 7. Variación del ancho del caparazón de "cangrejo peludo" *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

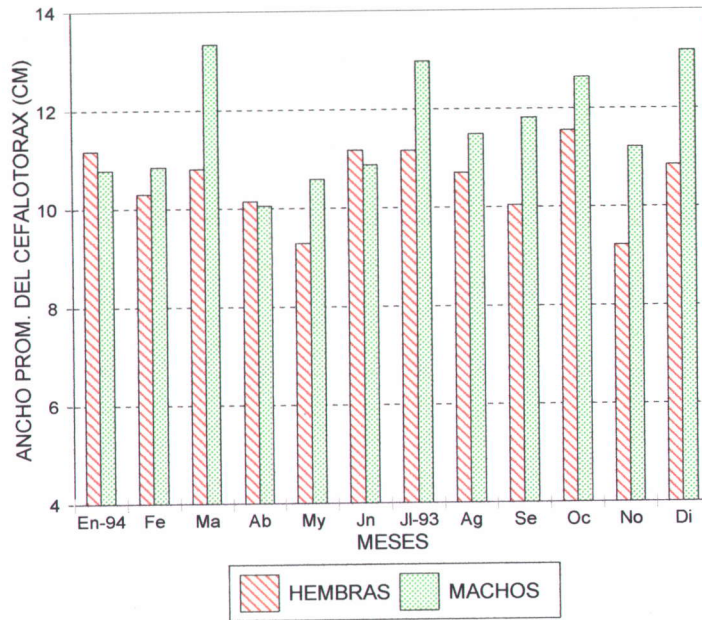


Fig. 8. Variación mensual del promedio del ancho del caparazón del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

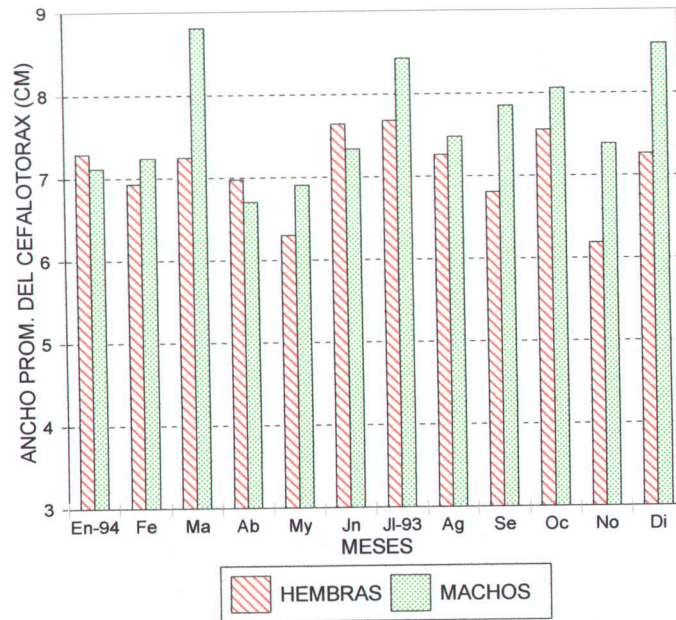


Fig. 9. Variación mensual del promedio de la longitud total del caparazón del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

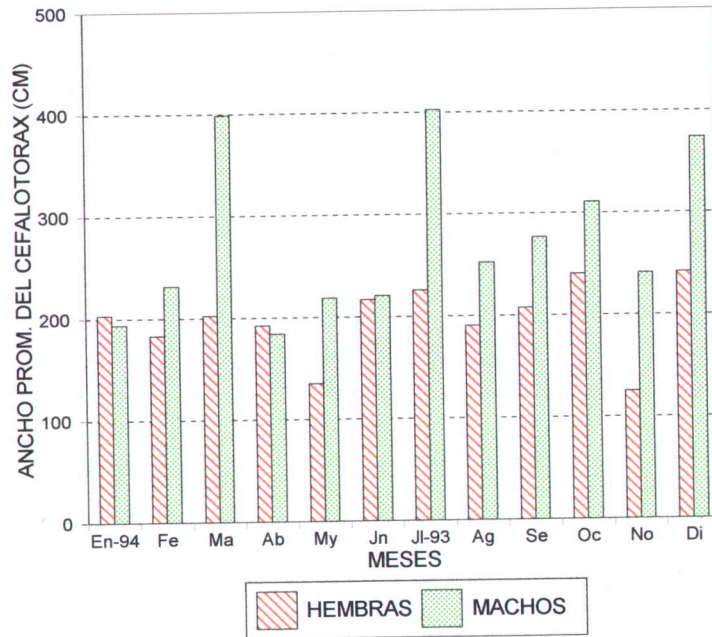


Fig. 10 Variación mensual de los pesos totales promedio del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco, 1993-1994.

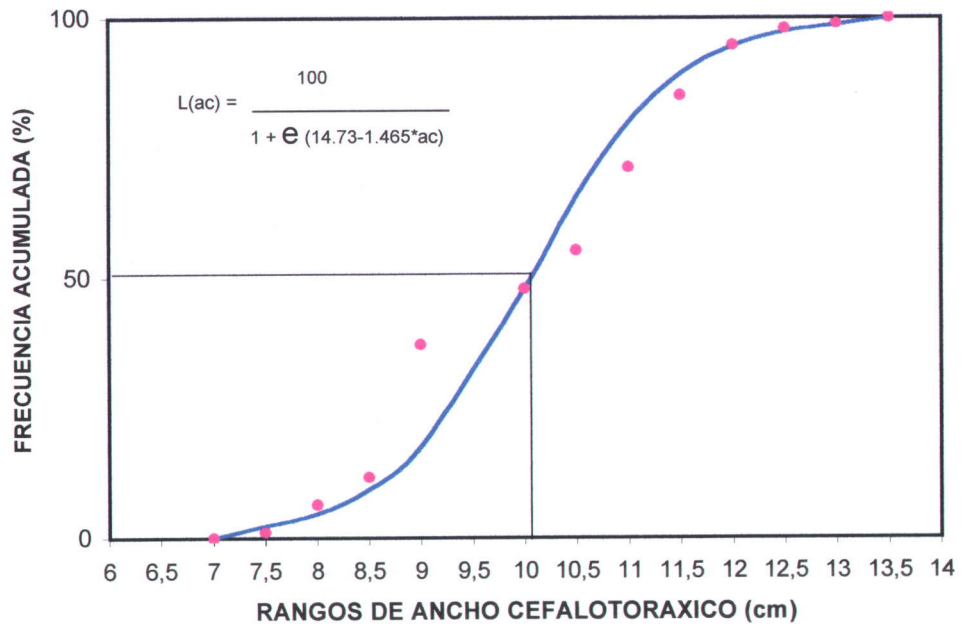


Fig. 11. Talla de primera madurez del "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Pisco 1993-1994

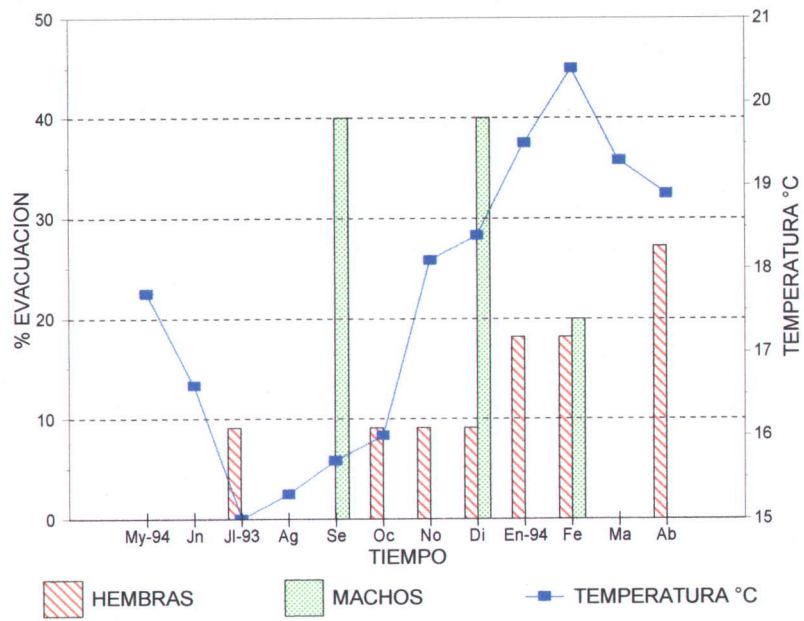


Fig. 12. Variación mensual del porcentaje de individuos en evacuación de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*, en relación a la variación de la temperatura superficial del mar. Pisco 1993-1994.

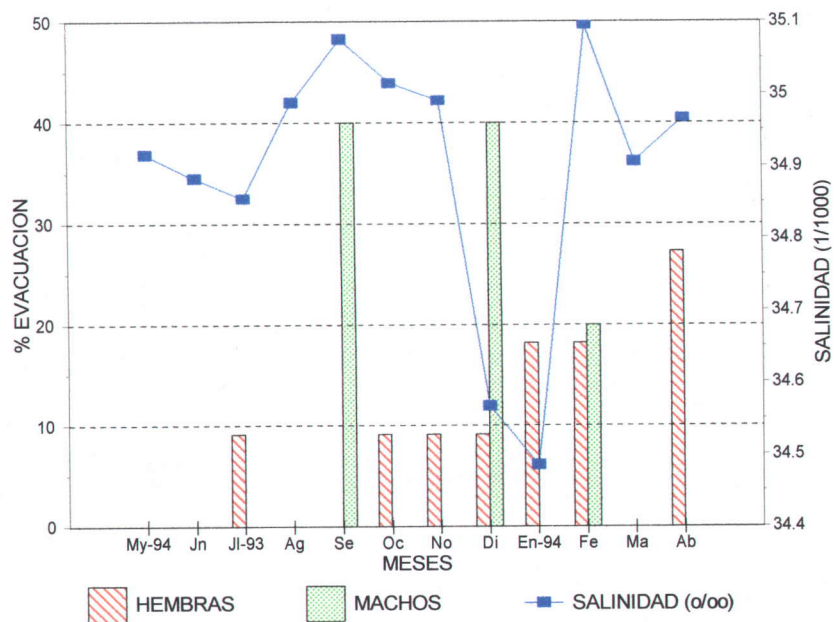


Fig. 13. Variación mensual del porcentaje de individuos de "cangrejo peludo", *Cancer setosus* en relación a la variación de la salinidad del mar. Pisco 1993-1994.

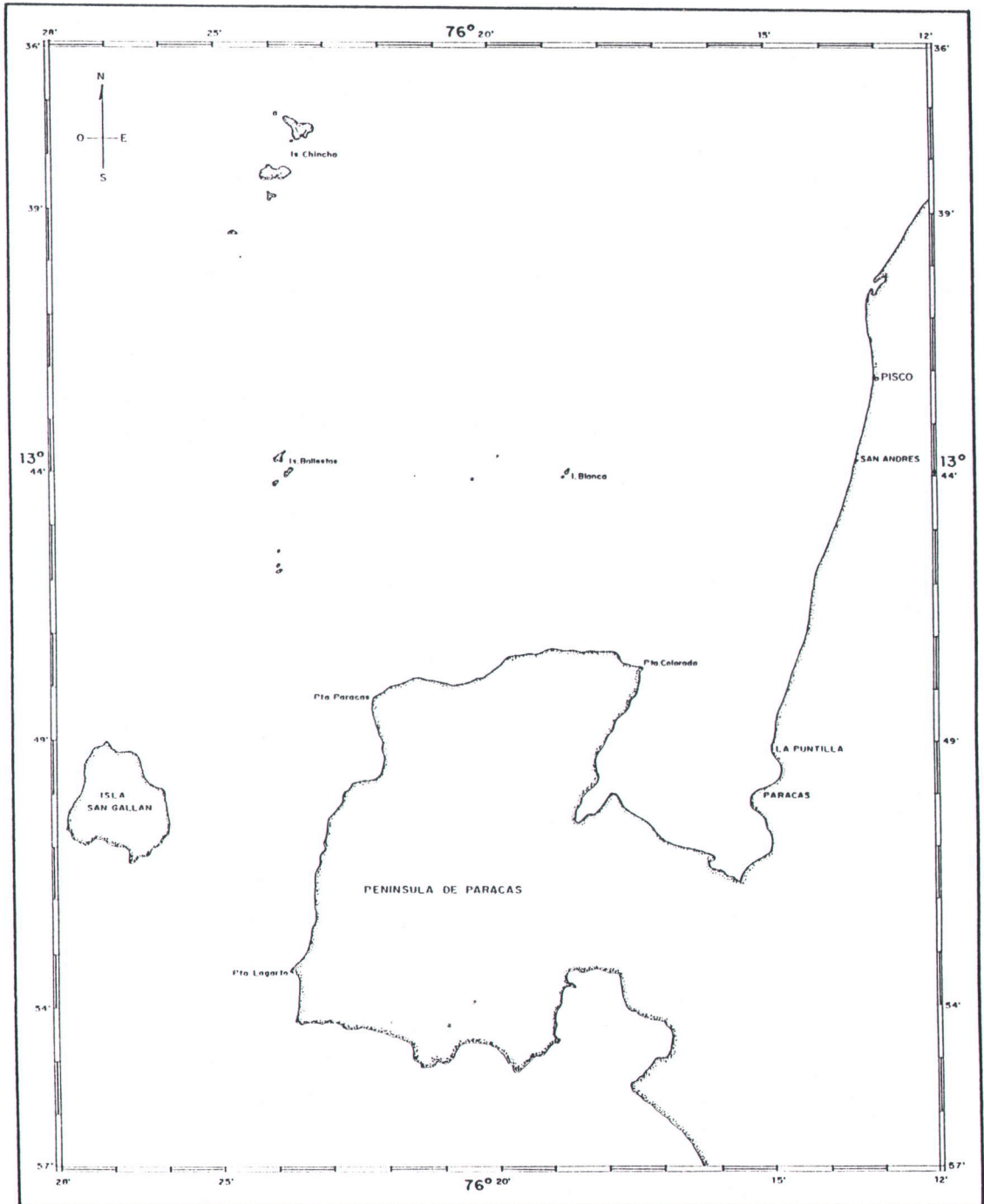


Fig. 14. Zona de muestreo del "cangrejo peludo" *Cancer setosus*.
Pisco 1993-1994



Fig. 15. Embarcación marisquera artesanal con compresora, rumbo a zona de pesca.



Fig. 16. Vista dorsal de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

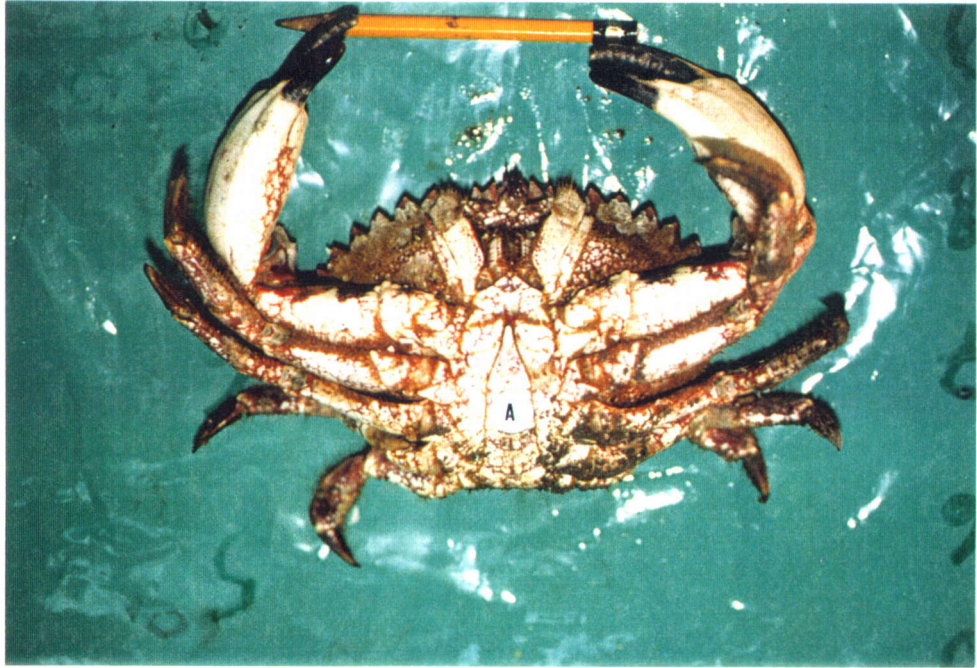


Fig. 17. Vista ventral de “Cangrejo Peludo”, *Cancer setosus*. Macho. (A= Abdomen).

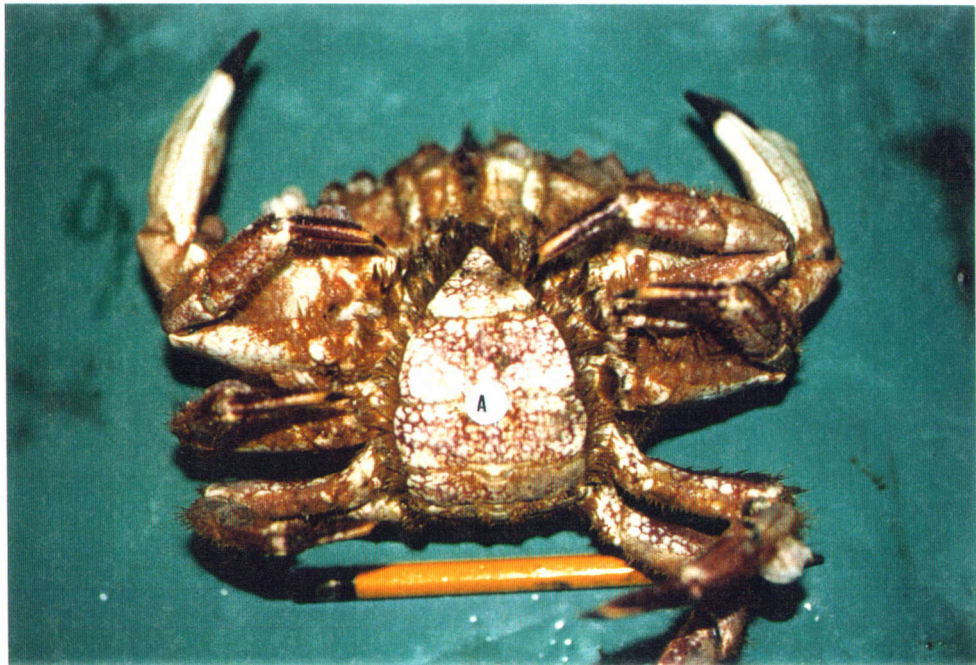


Fig. 18. Vista ventral de “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*. Hembra. (A= Abdomen).

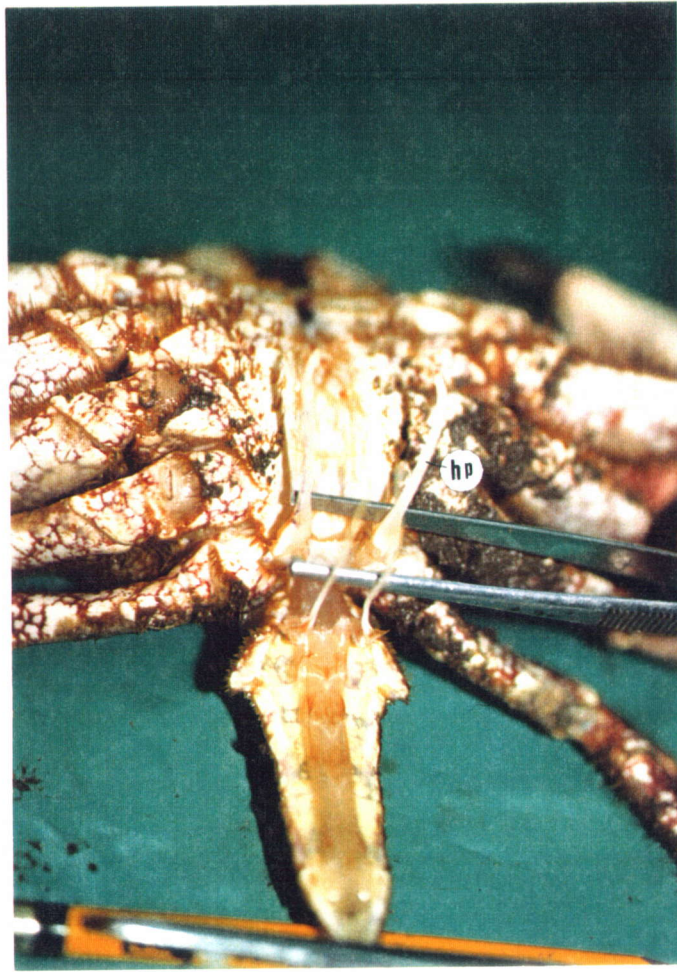


Fig. 19. Vista cercana de órganos copuladores (hemipenes: hp) de individuo macho de “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*.

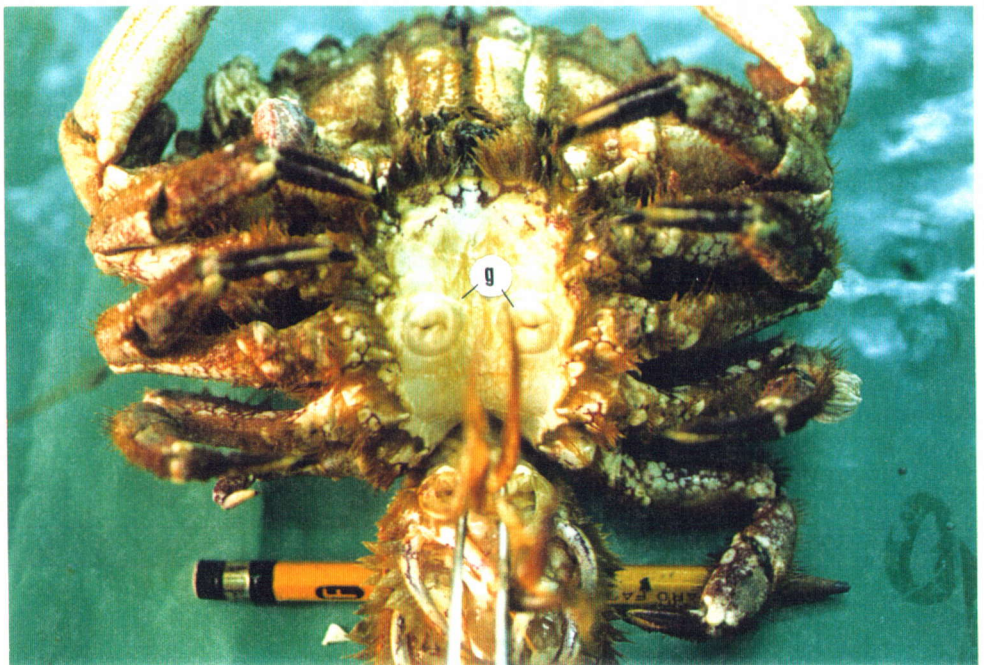


Fig. 20. Vista cercana de sistema reproductivo externo de un individuo hembra de “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*. Gonoporos (g).

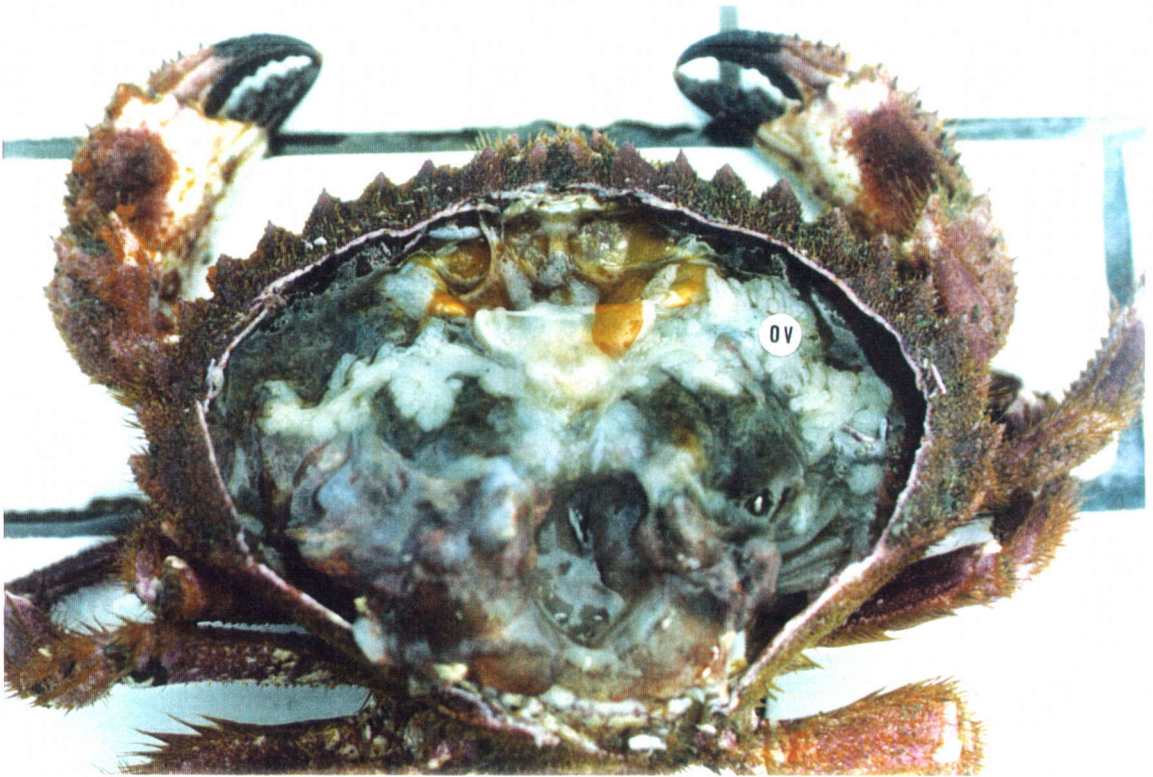


Fig. 21. Ovario inmaduro, en estadio de madurez sexual I de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

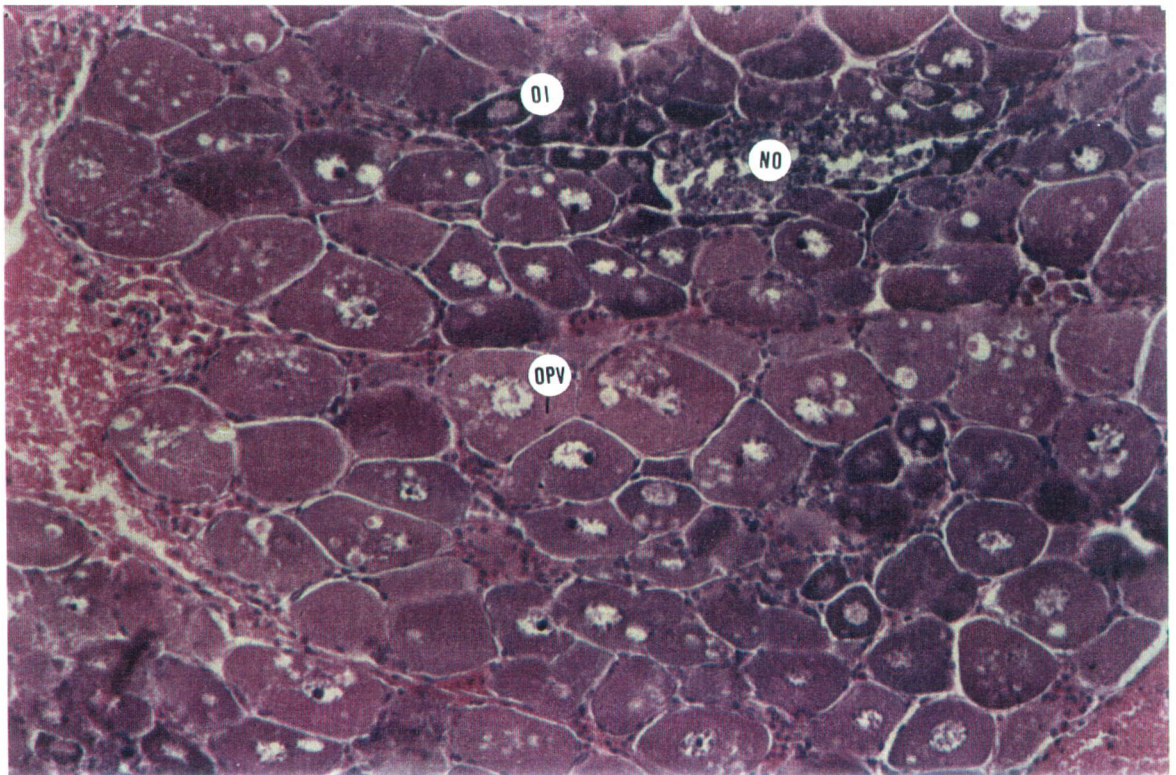


Fig. 22. Corte transversal de ovario inmaduro, estadio de madurez sexual I, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. NO: nido de ovogonias; OI: ovocito inmaduro; OPV: ovocito pre-vitelogénico Aumento: 400X.

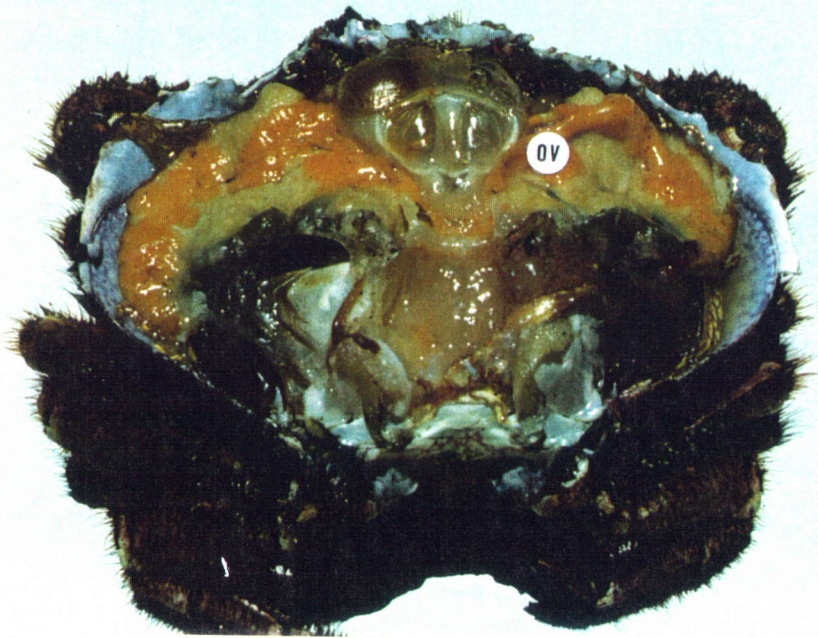


Fig. 23. Ovario en madurez inicial, estadio de madurez sexual II de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

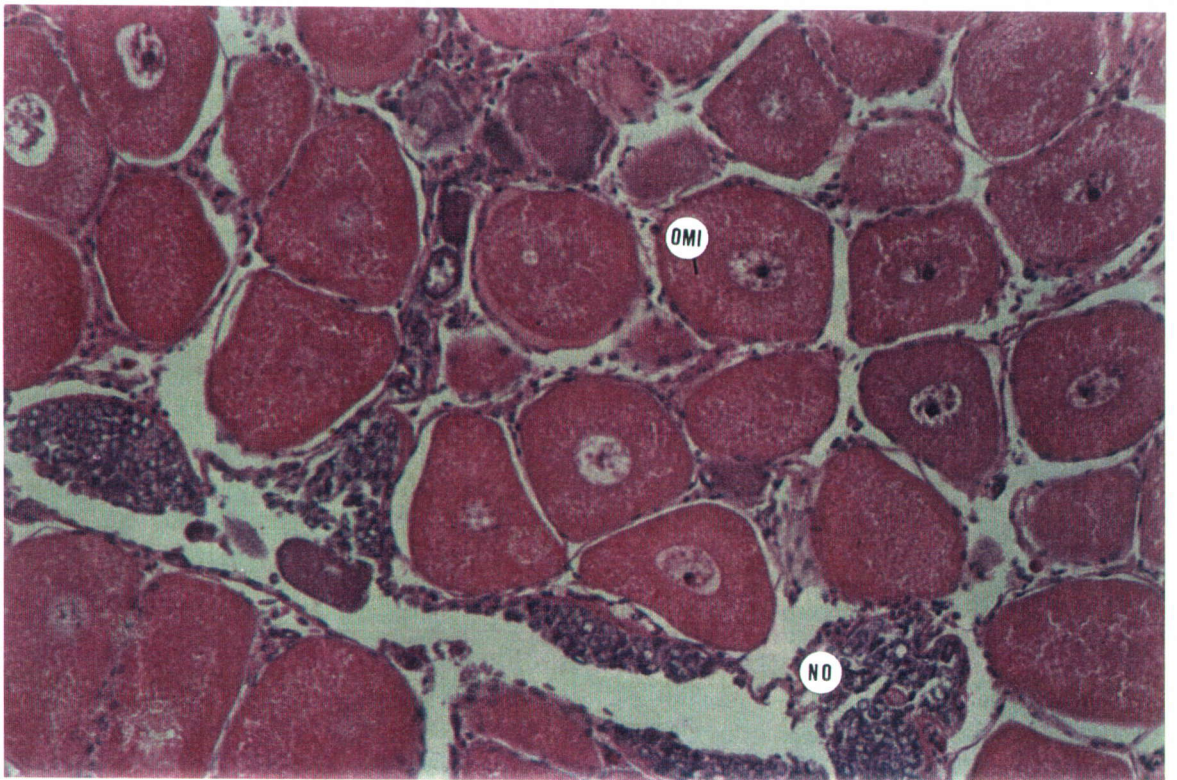


Fig. 24. Corte transversal de ovario en madurez inicial, estadio de madurez sexual II, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.. NO: nido de ovogonias; OMI: en madurez. Aumento: 400X.

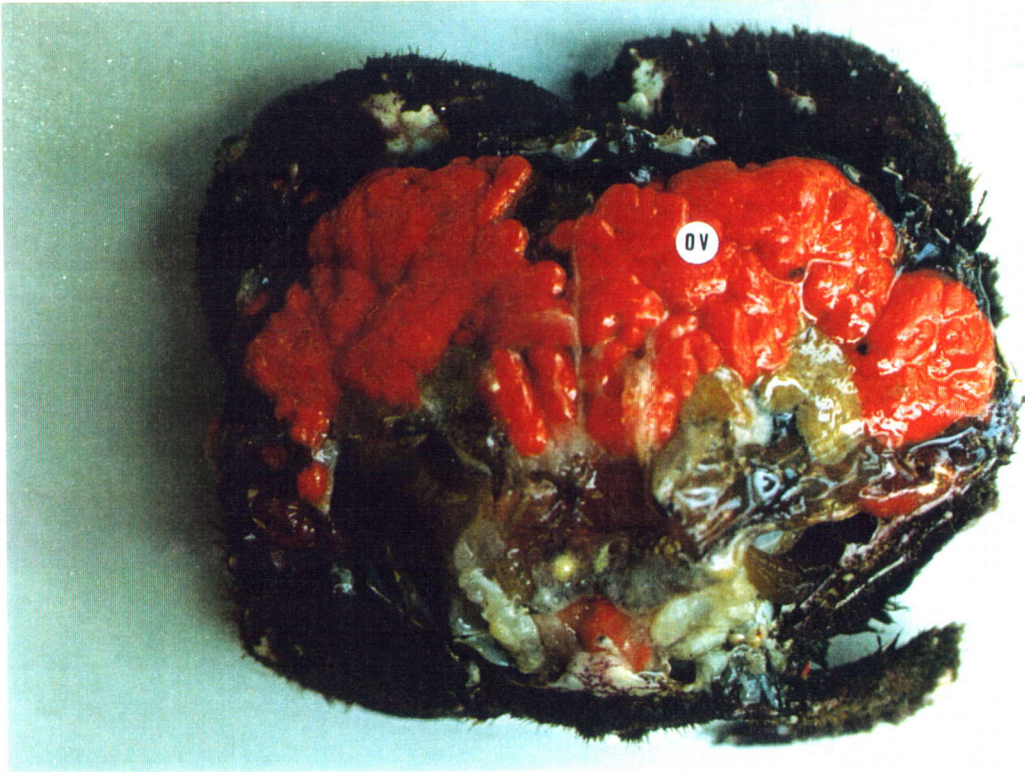


Fig. 25. Ovario en madurez avanzada (OV), estadio de madurez sexual III de “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*.

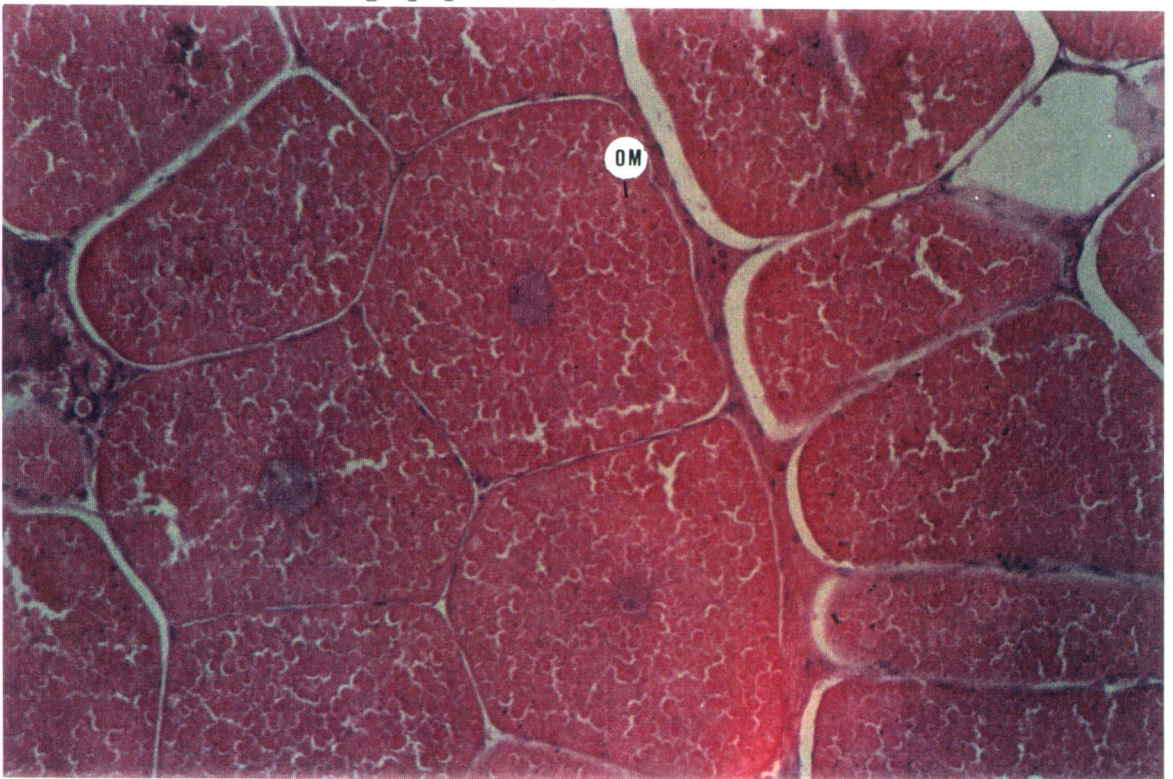


Fig. 26. Corte transversal de ovario en madurez avanzada, estadio de madurez sexual III, de “cangrejo peludo”, *Cancer setosus*. OM: ovocito maduro avanzado. Aumento: 400 X.

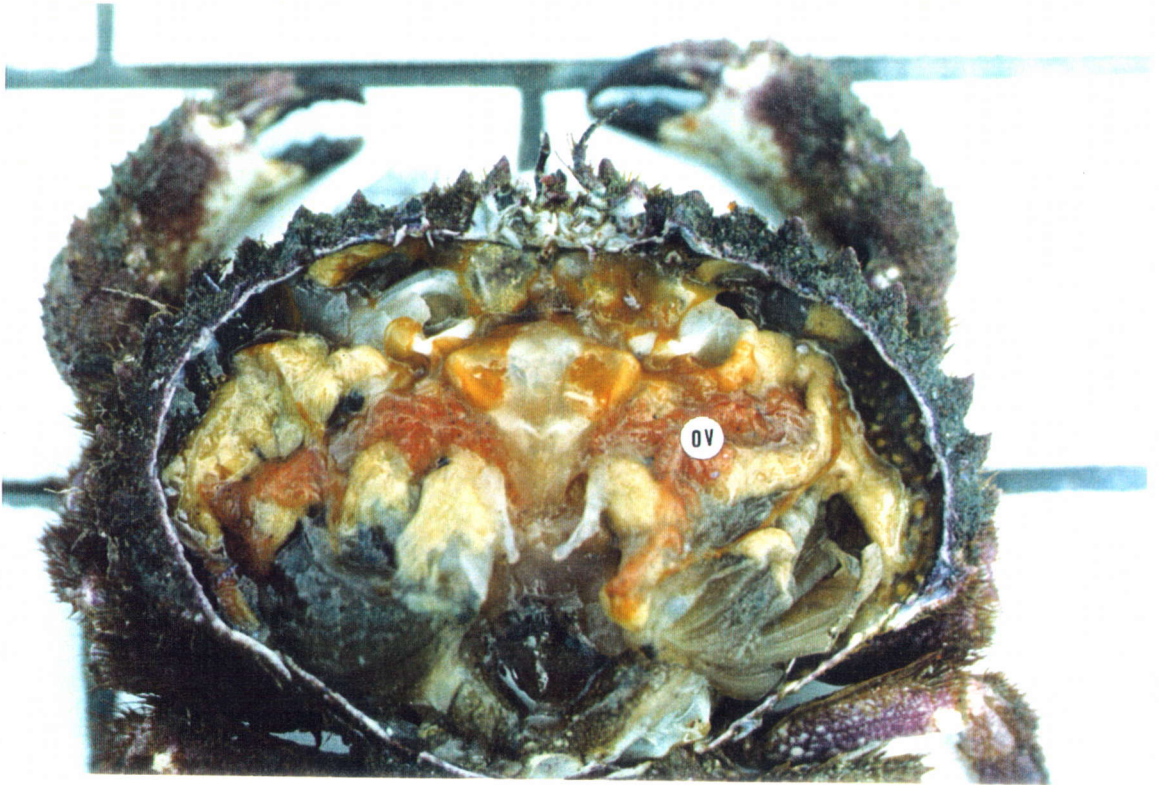


Fig. 27. Ovario evacuado (OV), en estadio de madurez sexual IV de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

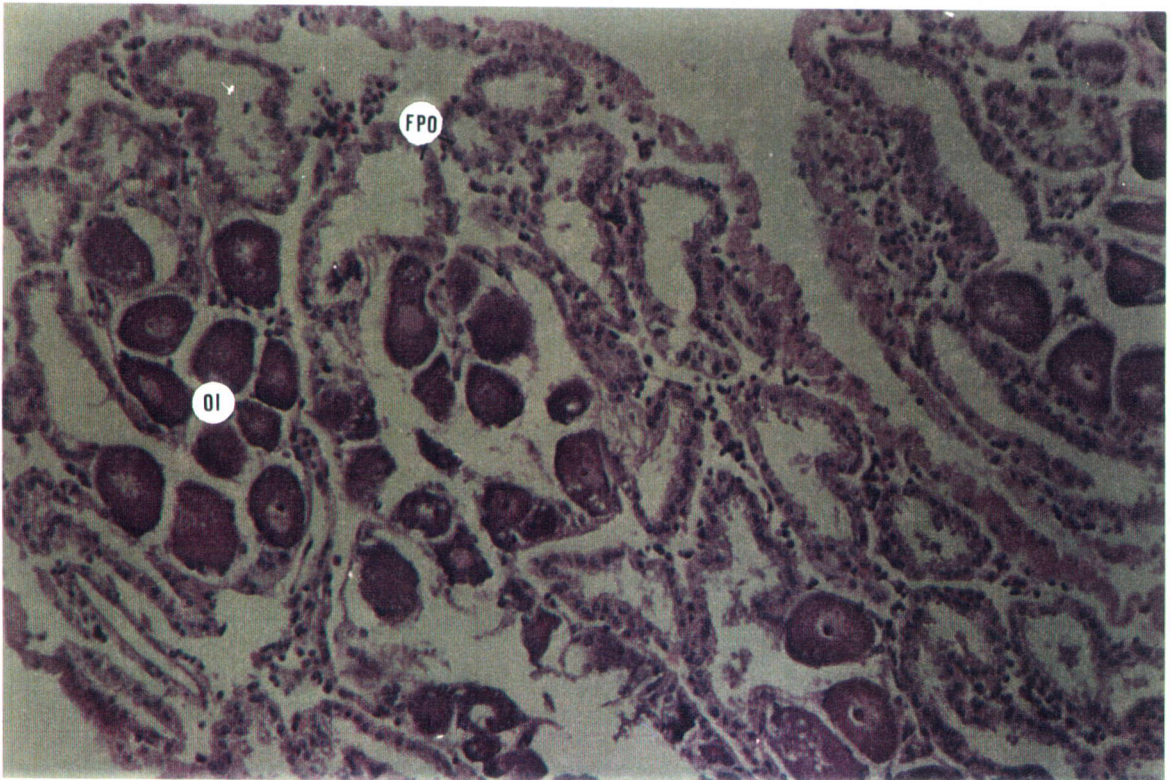


Fig. 28. Corte transversal de ovario evacuado, estadio de madurez sexual IV, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Nótese los folículos post-ovulatorios (FPO) recientes. OI: ovocito inmaduro. Aumento: 400X.

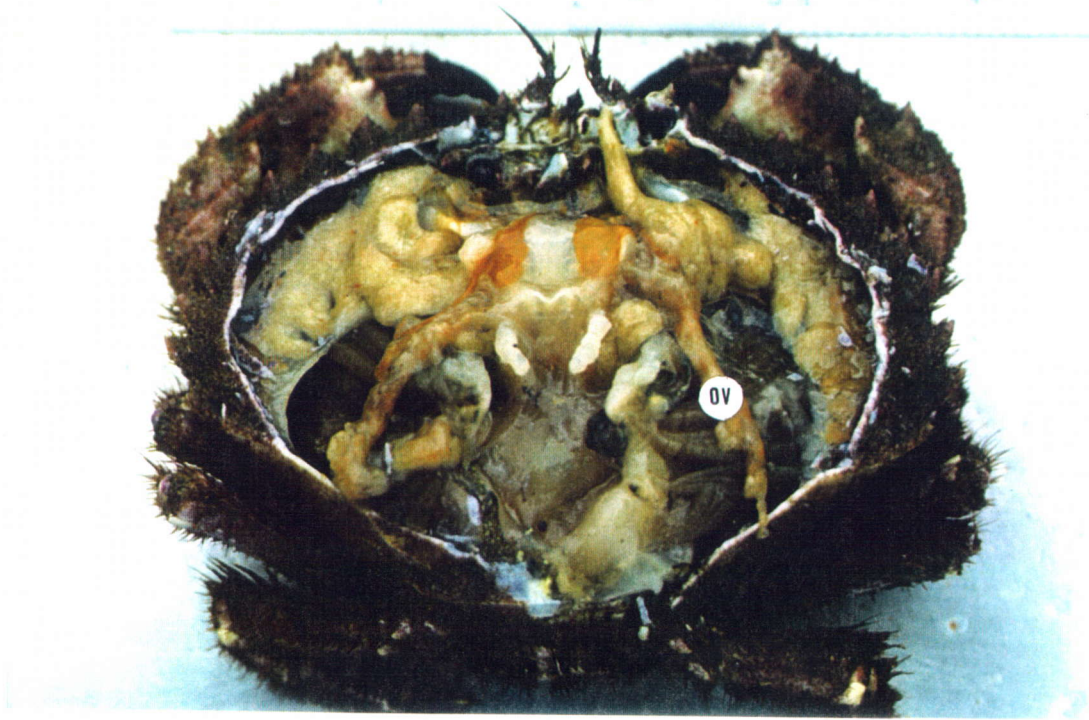


Fig. 29. Ovario en recuperación (OV), estadio de madurez sexual V de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

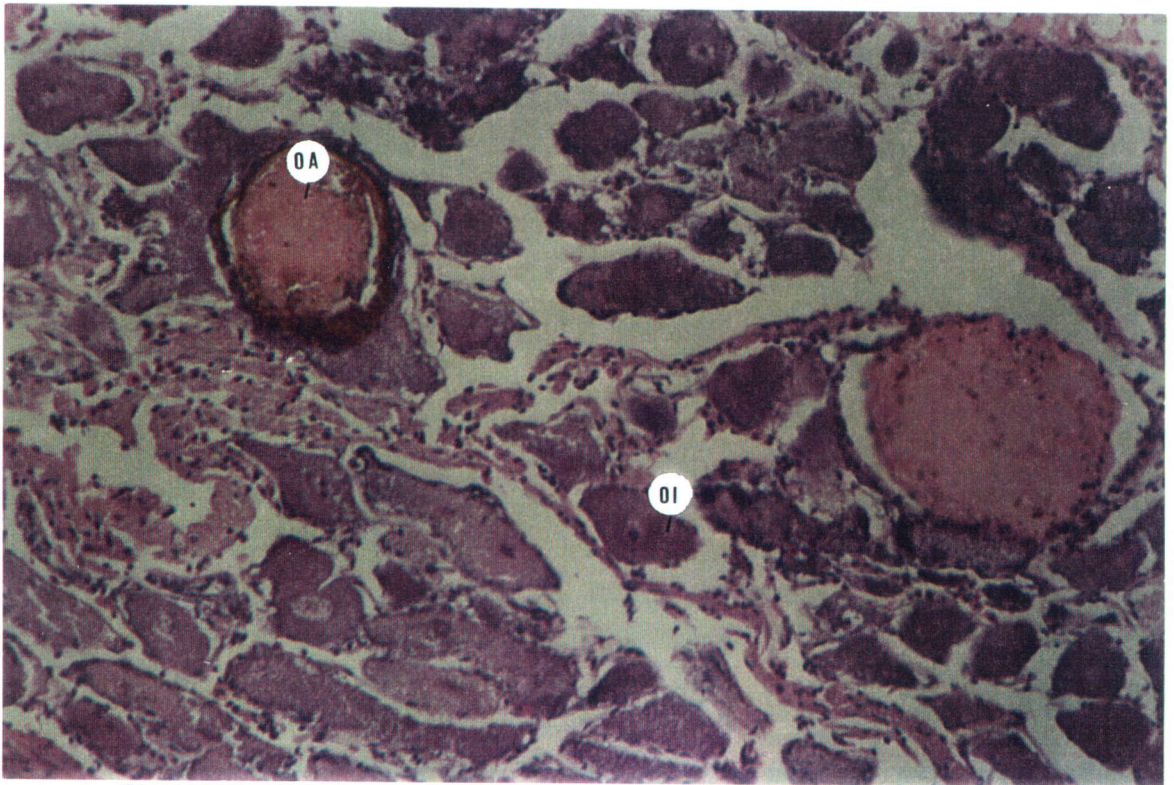


Fig. 30. Corte transversal de ovario en recuperación, estadio de madurez sexual V, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Nótese la presencia de ovocitos atrésicos (OA). OI: ovocito inmaduro. Aumento: 400X.

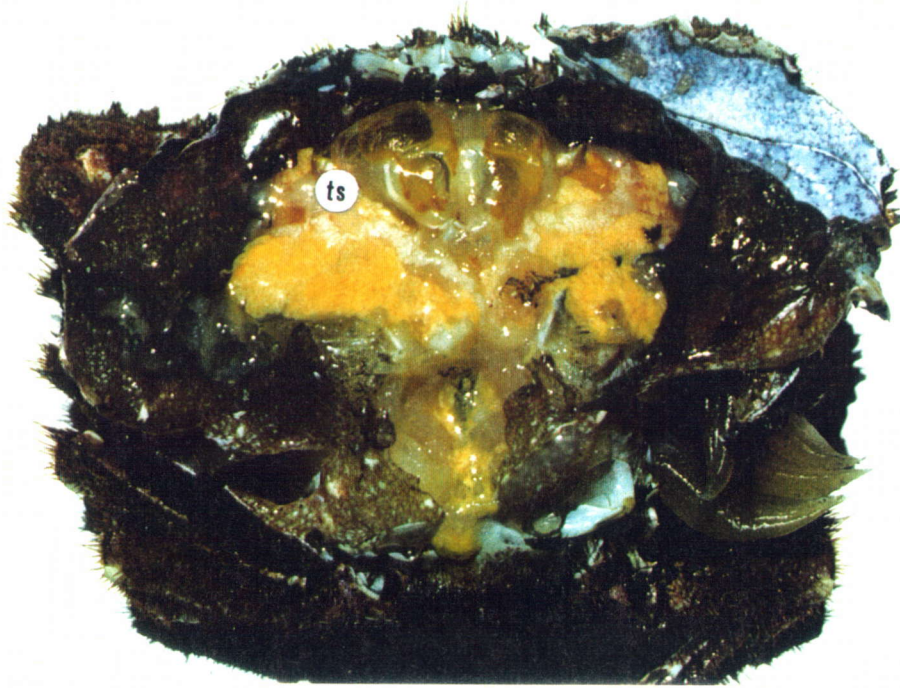


Fig. 31. Testículos (ts) y canales secretorios (cs) en estadio de madurez sexual I de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

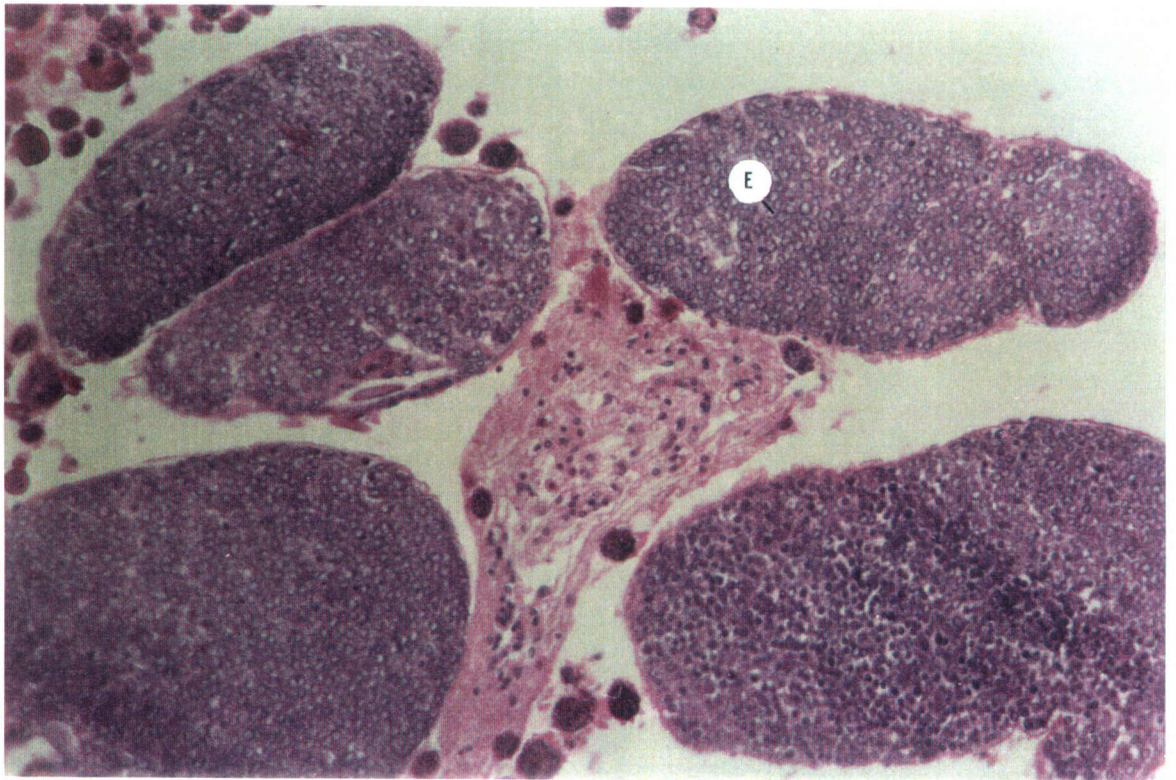


Fig. 32. Corte transversal de testículos inmaduros, en estadio de madurez sexual I, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. E: espermatozonias. Aumento: 400X.

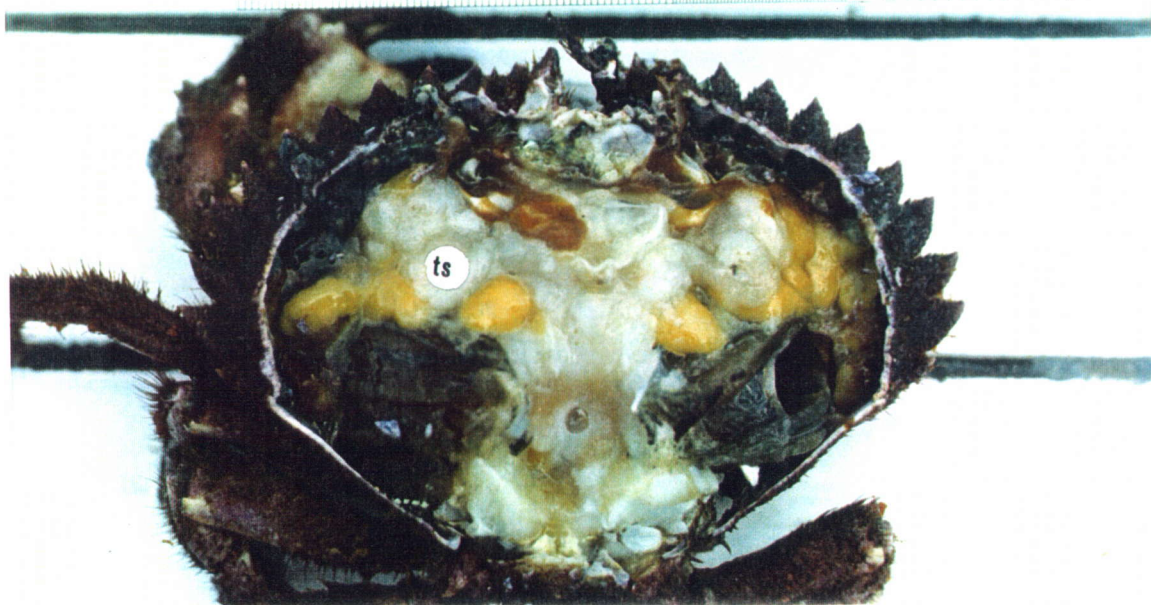


Fig. 33. Testículos (ts) en estadio de madurez sexual II (madurez inicial), de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

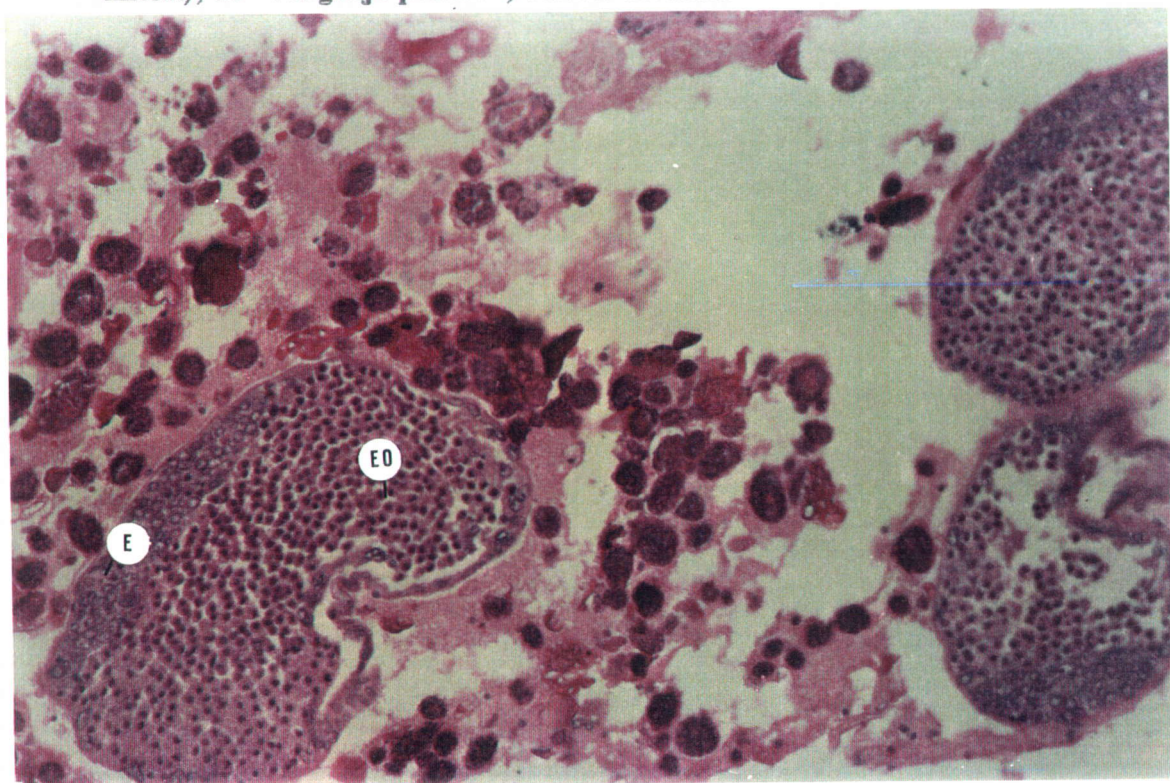


Fig. 34. Corte transversal de testículos en madurez inicial, estadio de madurez sexual II, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. E: espermatozonias. EO: espermatozito. Aumento: 400X.

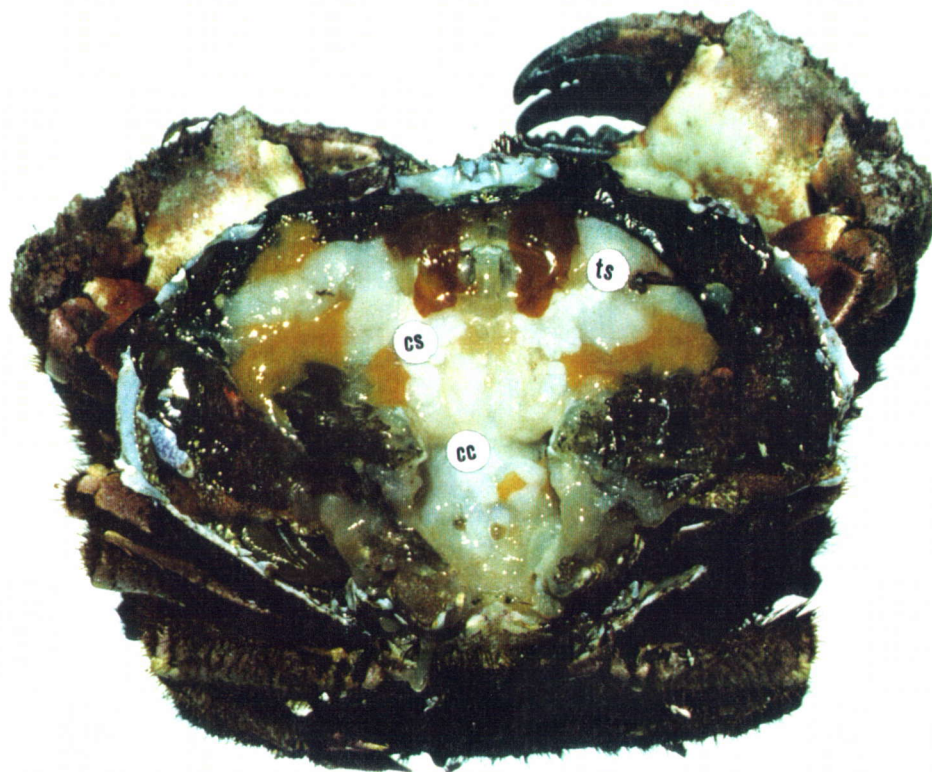


Fig. 35. Testículos (ts), canales secretorios (cs) y conductos colectores (cc) en estadio de madurez sexual III (madurez avanzada) de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

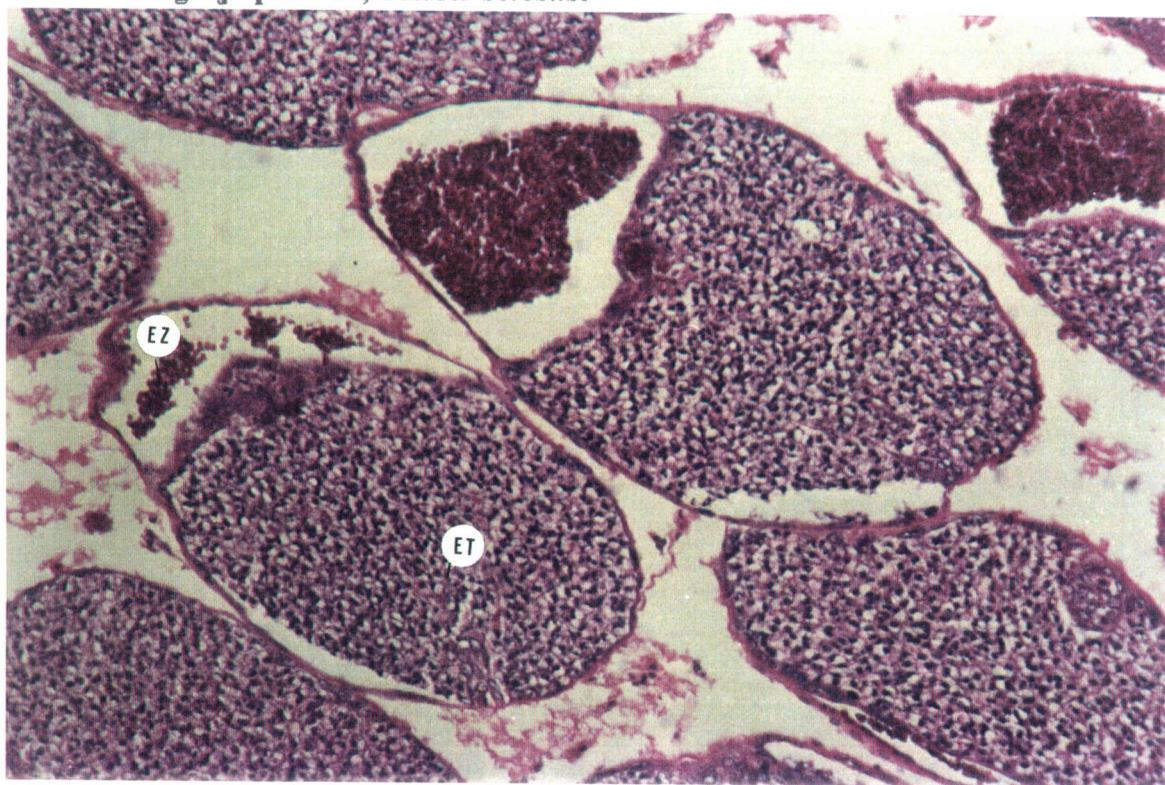


Fig. 36. Corte transversal de testículos en madurez avanzada, estadio de madurez sexual III, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. ET: espermátides; EZ: espermatozoides.



Fig. 37. Testiculos (ts) y vasos deferentes evacuados, en estadio de madurez sexual IV de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*.

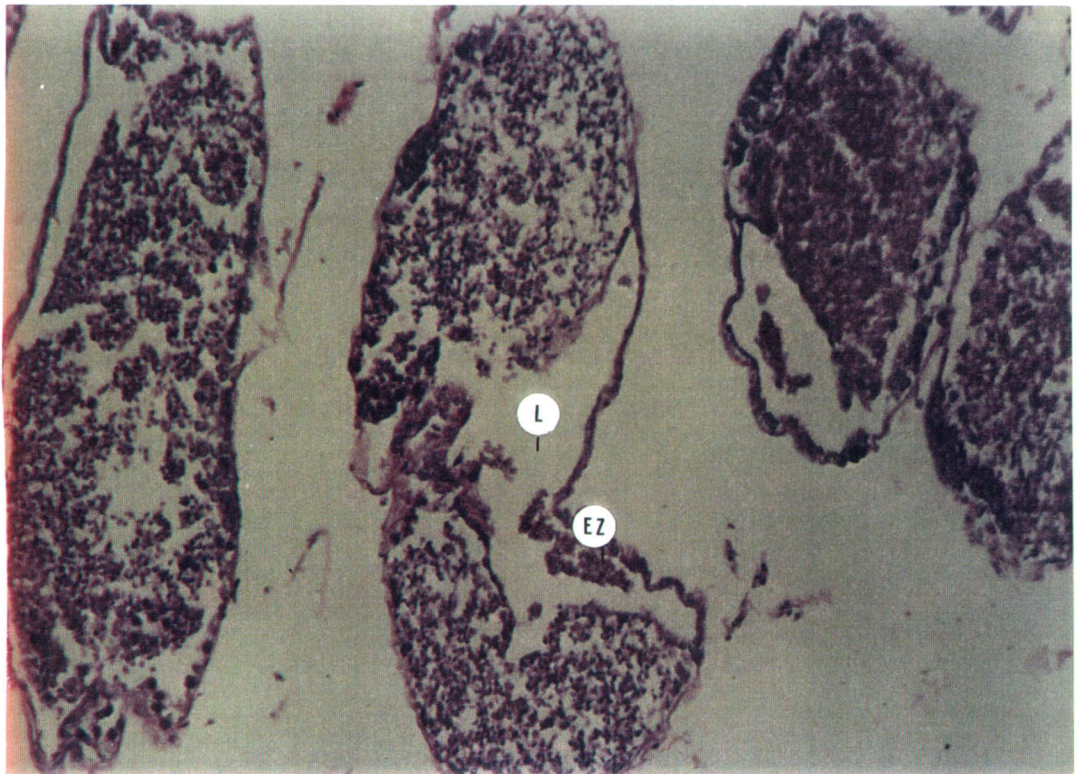


Fig. 38. Corte transversal de testiculos evacuados, en estadio de madurez sexual IV, de "cangrejo peludo", *Cancer setosus*. Restos de espermatozoides (EZ). Aumento: 400X.