SECRETARIA DE INDUSTRIA Y COMERCIO

instituto
nacional
de
investigaciones
biológico
pesqueras

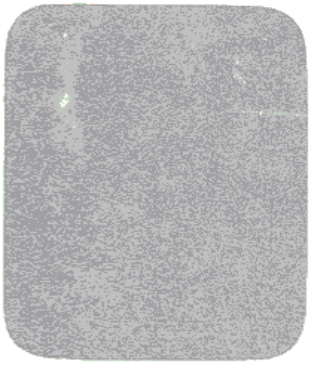
Manual de Métodos para el Estudio de Larvas y Primeras Postlarvas de Camarones y Gambas

Sheldon Dobkin

Instructivo

4

serie
divulgación



comisión
nacional
consultiva
de pesca

dirección general de pesca e industrias conexas

MEXICO 1970

Manual de Métodos para el Estudio de Larvas y Primeras Postlarvas de Camarones y Gambas

Este documento fue preparado bajo contrato con la Organización para la Agricultura y la Alimentación, de la Organización de las Naciones Unidas, con el propósito de que fuera utilizado por los alumnos del primer curso ofrecido por el Centro Regional Latinomericano de Capacitación de Métodos de Investigación de la Biología del Camarón y evaluación de los Recursos del Camarón.

El manuscrito original tiene por título en inglés: A Manual of Methods for the Study of the Larvae and Early Postlarvae of Shrimps and Praws, y ha sido traducido para esta edición por la Biol. Ma. Teresa Barreiro.

Su publicación dentro de la Serie Manuales de la F.A.O. será considerada en el futuro.

Para fines bibliográficos esta publicación deberá citarse:

Dobkin Sheldon 1970 Manual de Métodos para el estudio de larvas y primeras post-larvas de camarones y gambas. **México. Inst. Nal. Invest. Pesq. Serie Divulgación. Instructivo (4);**

SECRETARIA DE INDUSTRIA Y COMERCIO
dirección general de pesca e industrias conexas

MANUAL DE METODOS PARA EL ESTUDIO DE LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS DE CAMARONES Y GAMBAS

Sheldon Dobkin

Instituto nacional
de investigaciones
biológico pesqueras

Comisión nacional consultiva de pesca

México 1970

I N D I C E

	Pág.
INTRODUCCION	9
RAZONES PARA EL ESTUDIO DE LAS ETAPAS LARVALES Y PRIMERAS POSTLARVALES DE LOS CAMARONES	11
TIPOS DE LARVAS DE CAMARON	13
Desarrollo de los camarones Peneidos	13
Desarrollo de los camarones Carideos	
MIGRACIONES DE LAS LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS DE LOS CAMARONES	
PLANEACION DE LAS INVESTIGACIONES CONCERNIENTES A LAS LARVAS Y POSTLARVAS DE CAMARON	23
Descripción de las larvas y primeras postlarvas	23
Muestreos de plancton	24
Muestreo de las postlarvas bentónicas	33
COLECTA DE DATOS	35
Muestreo del plancton	35
Colecta de postlarvas bentónicas	36
Datos hidrográficos	38
DESCRIPCION DE LAS LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS	39
Cultivo de larvas y primeras postlarvas en el laboratorio	39
ANALISIS DE LAS COLECTAS EN EL LABORATORIO	45
Identificación y análisis de las larvas planctónicas y primeras postlarvas	45
Análisis de las muestras bentónicas	46
Análisis de los datos hidrográficos	47

PROCESAMIENTO Y ACCESO A LOS DATOS 49

INTERPRETACION Y REPORTE DE LOS DATOS 53
Descripción de las larvas y primeras postlarvas 59
Descripción de la distribución geográfica y estacional de las larvas y primeras postlarvas 55
Descripción de los sistemas de corrientes 56
Descripción de otros parámetros ambientales 57
Estimaciones de producción larvaria, mortalidad y sobrevivencia 60
Predicción del tamaño de la captura comercial a partir de la abundancia de juveniles 62
Recomendaciones para el establecimiento de las reglamentaciones, basadas en las investigaciones de larvas y postlarvas 65

APENDICE 67

REFERENCIAS 76

Introducción

En las últimas tres décadas ha habido un incremento tan grande en la explotación de las existencias del camarón en el mundo, que actualmente las pesquerías camaroneras son las más importantes en cuanto a su valor total. Esto, como era de esperarse, ha hecho que se amplíe la investigación sobre las existencias de camarones, con el fin de asegurar una producción máxima de estos recursos, sostenible año tras año. Uno de los aspectos de la biología de los camarones en el que se ha puesto mayor énfasis es el estudio de sus primeras etapas de vida, y es por ello que se ha elaborado este documento cuyo propósito es encontrar los mejores caminos para llevar a cabo la investigación sobre las larvas y primeras postlarvas de los camarones. En él se trata la planeación, dirección y desarrollo de los estudios sobre las primeras etapas del ciclo biológico y los métodos para interpretar y reportar con mayor efectividad datos acumulados en esos estudios. Este documento tendrá un valor máximo si se complementa con el de Laevastu (1965) "Manual de métodos para biología pesquera".

Razones para el estudio de las etapas larvales y primeras postlarvales de los camarones

Las primeras etapas del ciclo biológico de los camarones que trataremos en este documento, son los estadíos larvales planctónicos y los primeros estadios postlarvales por los que pasan estas especies bentónicas hasta el momento en que inician su vida en el fondo. Desgraciadamente su definición es un poco vaga, pero conseguir una mayor precisión resultaría extremadamente difícil ya que vamos a tratar con grupos diferentes de camarones que presentan entre sí variaciones en cuanto a los detalles de su desarrollo; aunque se han hecho intentos para delimitar las fases postlarval y juvenil de los camarones peneidos bénticos (Kutkuhum y otros sin publicar) éstos no se pueden aplicar a los peneidos que son planctónicos en su estado adulto ni a los camarones carideos.

Gran cantidad de información importante se puede obtener del estudio de estos estadíos. Primeramente, la descripción de las etapas larvales de las especies en las que estamos interesados, nos permitirá identificar larvas planctónicas colectadas en el mar. Estas descripciones deberán, en lo posible, basarse en larvas de padres conocidos; por ejemplo, a partir de desoves de hembras identificables logradas en el laboratorio, lo que es deseable, ya que en muchas áreas, especies muy cercanas viven simpátricamente. El cultivo y descripcion de las larvas será tratado posteriormente. Las larvas planctónicas pueden utilizarse para propósitos de descripción en los siguientes casos: cuando la especie en estudio es la única del género que está presente en el área de estudio: cuando se ha observado que las larvas del género en cuestión pueden ser diferenciadas de las de géneros cercanos; y cuando el cultivo de esas larvas en laboratorio ha presentado problemas aun sin solución. La descripción de las larvas y las primeras postlarvas de las especies en estudio es un requisito previo, y absolutamente necesario para estudios posteriores de estos primeros estadíos.

En algunos casos, esta información contribuirá a la diferenciación de especies de camarón hasta entonces indiferenciadas y que son de corriente explotación, o puede revelar la presencia de especies inexplotadas en áreas adyacentes a las de pesca habitual. En cuanto al primer punto, no es difícil encontrar que larvas de especies cercanas sean más fáciles de diferenciar que los respectivos adultos, como lo expone Gurney (1940) para camarones sergestidos, y Dobkin (1965-1968) para ciertos carideos. Por esto mismo, puede suceder que, el estudio sistemático original con el cual se determinó que cierta especie

es la única involucrada en determinada pesquería resulte un poco superficial, y el descubrimiento de diferencias en las larvas planctónicas conduzca a la revisión del estudio y al descubrimiento de diferencias entre los adultos. No es necesario enfatizar la importancia del conocimiento relacionado con la identidad de las especies que el biólogo pesquero intenta administrar.

Una vez que tengamos capacidad para diferenciar larvas de las distintas especies de camarón colectadas en el plancton o las postlarvas tomadas de muestreos del fondo, tendremos la posibilidad de dedicarnos a los aspectos de la biología de las larvas y postlarvas de las especies que nos interesan. Además, obtener información concerniente a su abundancia estacional y distribución geográfica, entre otras cosas, puede llevarnos a lograr una de las principales metas de la administración pesquera: la predicción del futuro rendimiento de la pesquería. Hay evidencias acumuladas (Baxter 1963, St. Amant y otros 1965, Berry y Baxter 1969), de que los estudios de las primeras etapas de la vida de los camarones ofrecen la posibilidad de hacerlo.

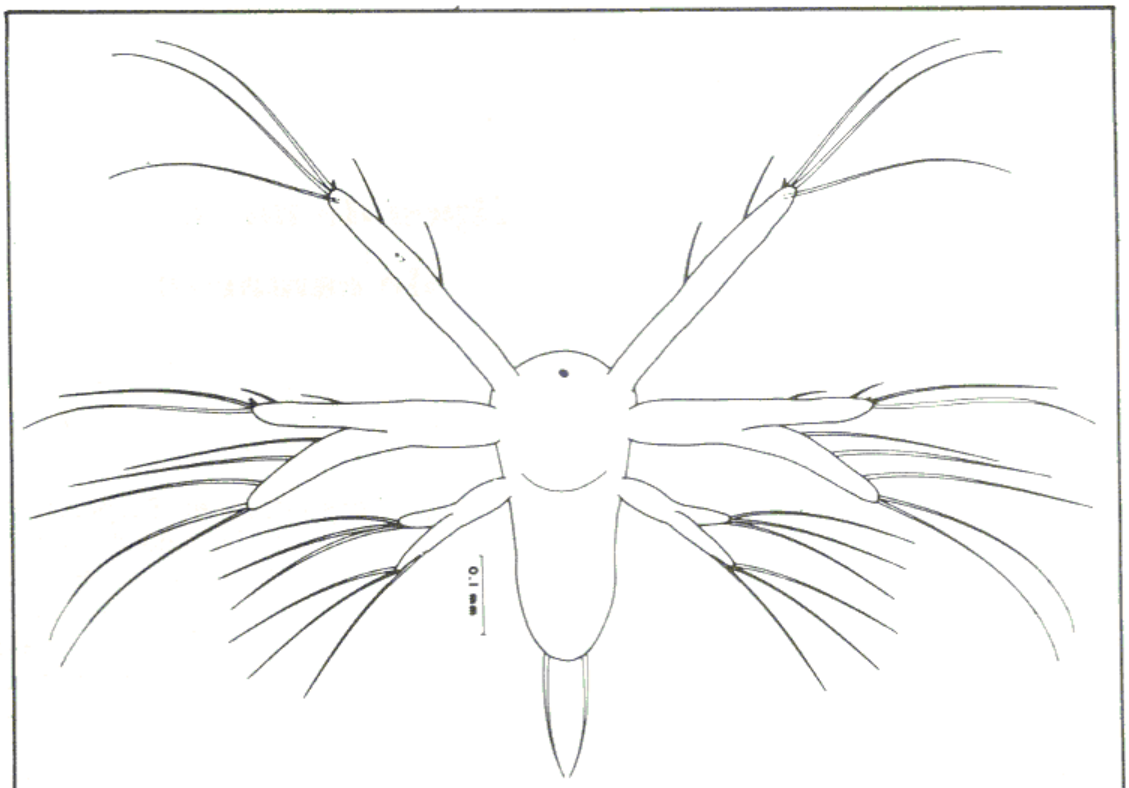


Fig. 1

Vista ventral del primer Nauplio de *Penaeus Duorarum* (de Dobkin, 1961).

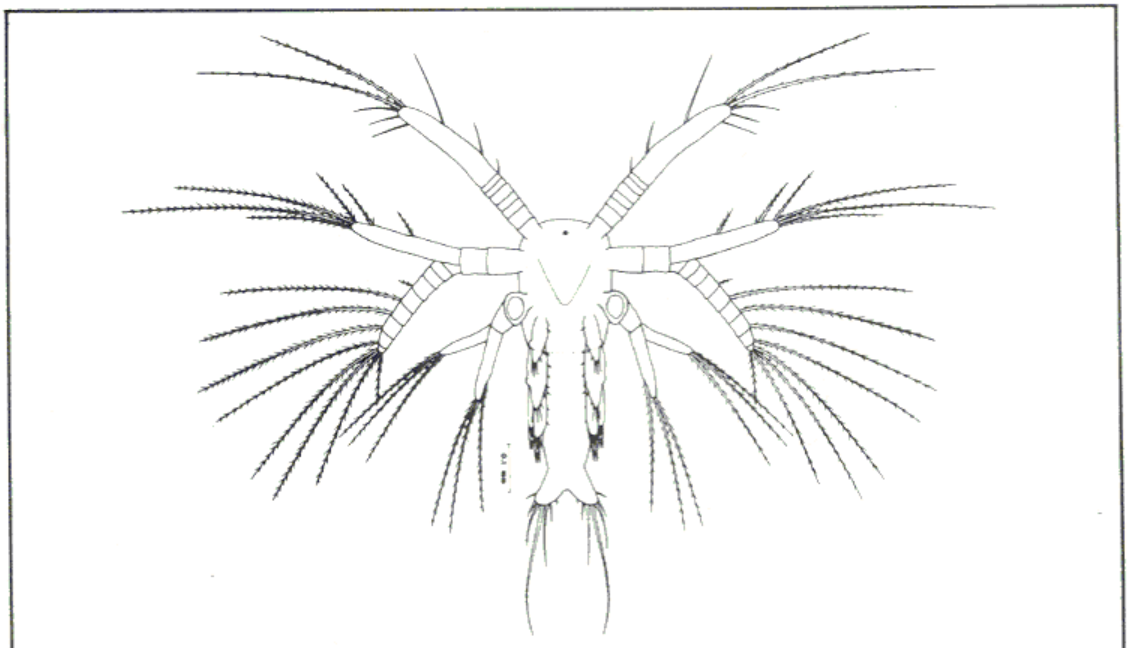


Fig. 2

Vista ventral del quinto Nauplio de *Penaeus Duorarum* (de Dobkin, 1961).

El último nauplio muda para transformarse en una forma muy diferente, la Protozoea. (Este estadío es llamado zoea por algunos autores, incluyendo a Fujinaga 1942). En la mayoría de los estudios sobre peneidos se indica que hay normalmente 3 subestadíos de protozoea. La protozoea difiere del nauplio por la presencia de un caparazón prominente y un tronco alargado (Fig. 3). El ojo

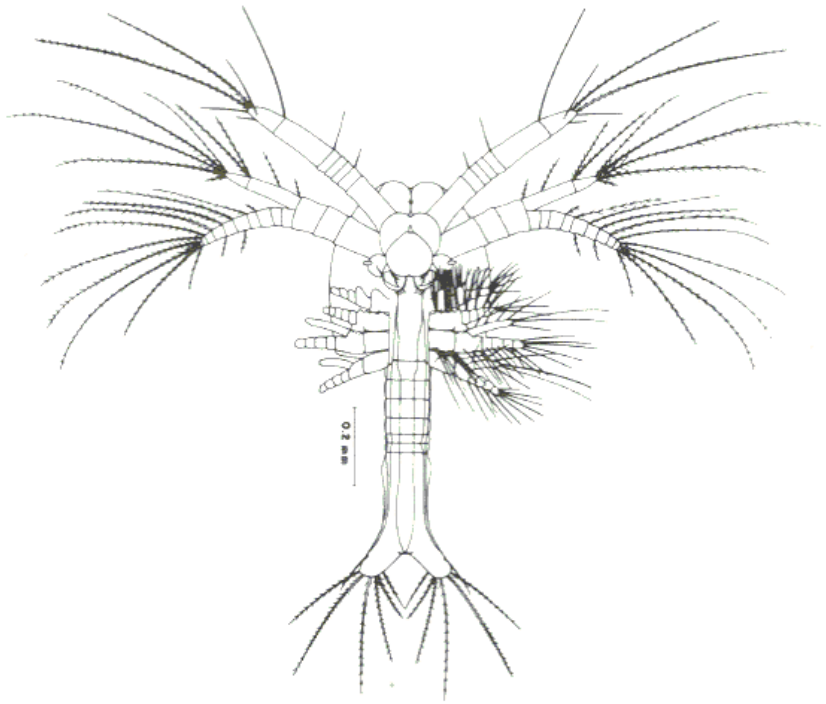


Fig. 3

Vista ventral de la primera Protozoea de *Penaeus duorarum*. En los apéndices torácicos del lado izquierdo se han omitido las setas (de Dobkin, 1961).

compuesto está presente y en el 2º y 3º estadío de protozoea, es pedunculado y movible. Los 5 o 6 segmentos torácicos posteriores no están cubiertos por el caparazón en la protozoea inicial, pero en la 3a. protozoea por lo menos los primeros sí lo están.

El abdomen no está segmentado en la primera protozoea pero en la tercera se encuentra ya dividido en seis segmentos. Los urópodos aparecen en la tercera. Los terceros maxilípedos y cinco pares de pereiópodos aparecen en el estadío de protozoea, pero aún en la tercera son rudimentarias. Las protozoeas de peneidos usualmente caen en el rango de talla total de 0.7 mm a 2.7 mm.

Un segundo cambio significativo en la forma del cuerpo ocurre al fin del subestadío de 3a. protozoea, y la larva entra al estadío de mysis (también llamada zoea por algunos autores, incluyendo a Gurney, 1942).. El número de subestadíos de mysis parece variar de dos a cuatro, sin embargo Heldt (1938)

reporta 14 para *Parapenaeus longirostris*. Este gran número de "subestadíos" se debe, probablemente a las condiciones, no absolutamente ideales, en que fueron cultivadas las larvas en el laboratorio. (En esos casos, se ha observado que una larva puede mudar repetidas veces sin presentar cambios en la forma del cuerpo, y no es correcto referir tales mudas como pasos a distintos subestadíos). El estadío de mysis tiene un aspecto más semejante al camarón adulto que los estadíos previos (Figura 4). El caparazón cubre los segmentos torácicos; los apéndices de éstos se encuentran bien desarrollados, provistos de expoditos largos y setosos, y son los principales apéndices locomotores. En el último subestadío de mysis aparecen y se empiezan a desarrollar los pleópodos o apéndices abdominales. Las mysis de peneidos generalmente varían de 2.2 mm a 4.5 mm de longitud total.

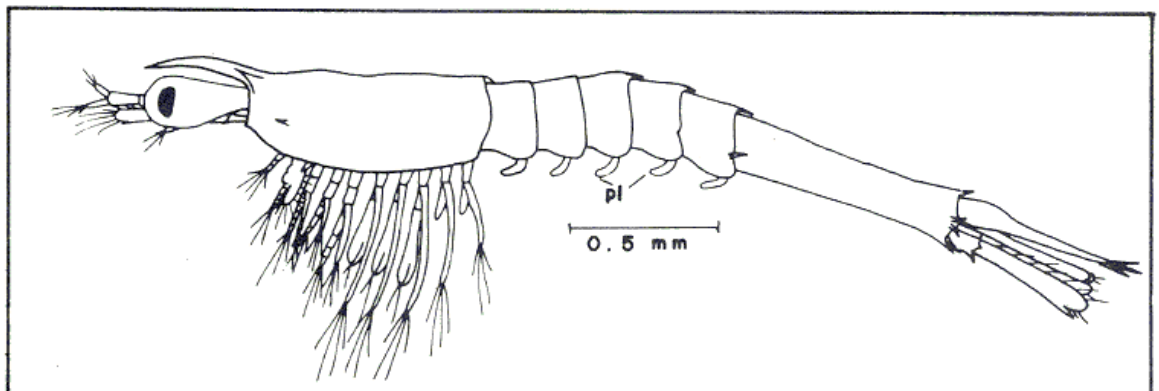


Fig. 4

Vista lateral de la segunda Mysis de *Penaeus duorarum* (de Dobkin, 1961).

Una transformación menos notable ocurre cuando la última mysis muda para transformarse en postlarva (Fig. 5), llamada post-mysis por Dakin (1938), Pearson (1939). El cambio más distinguible que ocurre entonces es la pérdida de los exopoditos de las apéndices y el desarrollo de setas en los pleópodos. Estos últimos se vuelven las principales apéndices nadadores, mientras que los pereiópodos actúan como patas caminadoras, cuando la postlarva inicia su existencia béntica. Los primeros estadíos de postlarvas transcurren generalmente en el plancton, pero también son capaces de permanecer en el fondo por períodos de tiempo considerables. (Idyll, 1965). Después de un cierto número de mudas la postlarva de los peneidos demersales abandona su existencia planctónica.

Cook (1966) elaboró una clave, marcando las diferencias existentes entre los distintos estadíos y subestadíos larvales y postlarvales de los peneidos, haciendo lo mismo con las larvas y postlarvas de otros grupos de crustáceos similares. (La validez de esa clave hace obligada su inclusión en el apéndice de este documento). También se incluyó una clave genérica para las protozoeas, mysis y postlarvas de los peneidos litorales del noroeste del Golfo de México, en la cual se marcan las diferencias entre esos estadíos de los géneros *Penaeus*, *Sicyconia*, *Parapenaeus*, *Solenocera*, *Trachypenaeus* y *Xiphopenaeus*

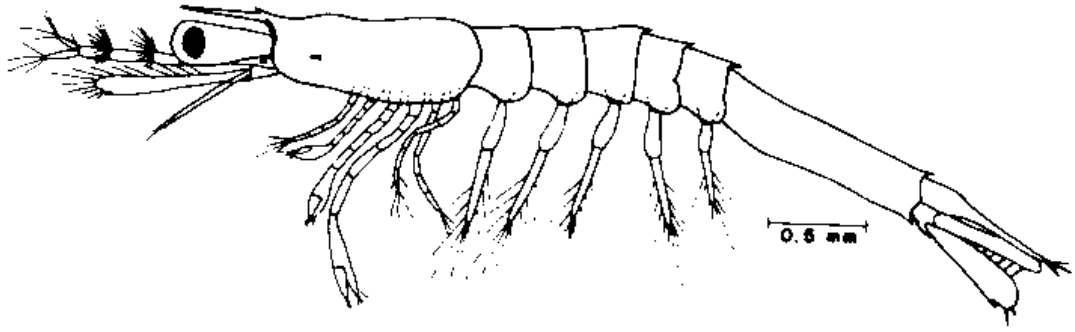


Fig. 5

Vista lateral de la primera postlarva de *Penaeus duorarum* (de Dobkin, 1961).

Además de los documentos ya mencionados en la discusión, otras importantes publicaciones referentes a la identificación de larvas y postlarvas de peneidos son las de Stephenson (1923), Gurney (1924), 1927 y 1943), Menon (1937, 1940 y 1952) Dakin (1938 y 1940) Fujinaga (1941), Morris y Bennet (1951), Heldt (1955), Williams, (1953, 1959), Cheung (1963), Baxter y Renfro (1966), Ringo y Zamora (1968) y Moharned y otros (1968).

DESARROLLO DE LOS CAMARONES CARIDEOS

Los camarones carideos han sido señalados como un grupo más evolucionado que los peneidos, y una indicación de esto es la supresión del estadío de nauplio libre-nadador. Mientras que todos los peneidos que se han estudiado muestran más o menos el mismo patrón de desarrollo (nauplio, protozoea, mysis y postlarva), los carideos presentan una mayor variabilidad en relación con el grado de desarrollo mostrado por la larva que emerge del huevo. Mucha especies eclosionan en una condición bastante rudimentaria, sin ningún apéndice posterior a los terceros maxilípedos (los segundos en algunos), y su desarrollo consiste de una serie de estadíos planctónicos llamados zoeas, en las cuales cada estadío sucesivo presenta, con respecto al anterior, un desarrollo ligeramente mayor de los apéndices del telson, del rostro, etc. Esta existencia larval planctónica puede prolongarse por semanas y aún meses, dependiendo de la especie y de la temperatura del agua.

En el otro extremo de la serie de posibilidades, hay un cierto número de especies para las que se ha reportado un desarrollo directo. En éstas, la forma que eclosiona del huevo posee todos sus apéndices, y en el caso de especies bénticas, adquiere inmediatamente el hábito, característico del adulto, de vivir en el fondo. Las etapas larvales planctónicas se han suprimido (Dobkin 1965a). Entre esos dos extremos, existe un gran número de especies que presentan cierto grado de abreviación del desarrollo larval en comparación con el primer patrón descrito. La existencia de un desarrollo abreviado o directo en los carideos está restringida casi completamente a formas de agua dulce, a especies de aguas

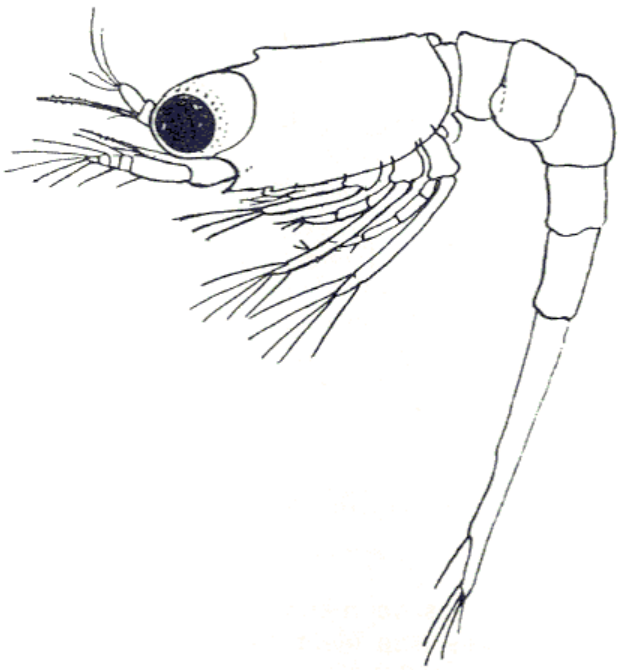


Fig. 6

Vista lateral del primer estadío larvario de un Carideo perteneciente al género *Thor* (de Lebour, 1940b).

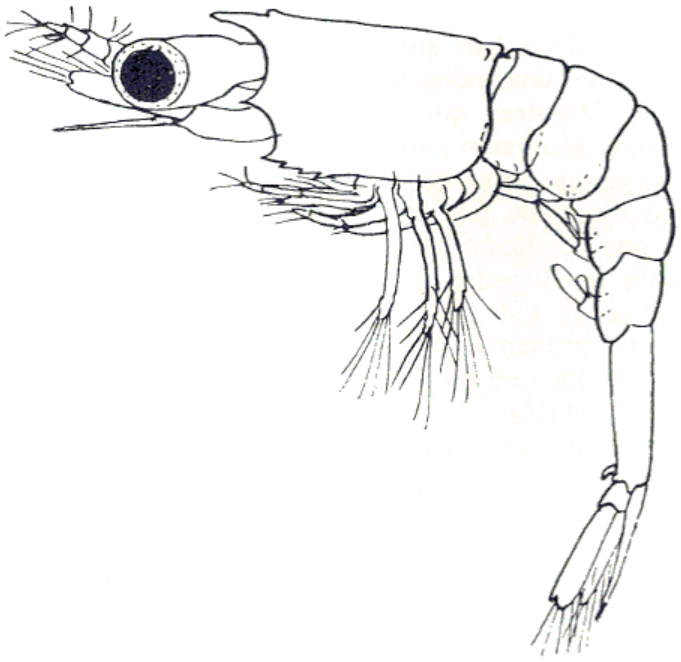


Fig. 7

Vista lateral del último estadío larvario de un Carideo perteneciente al género *Thor* (de Lebour, 1940b).

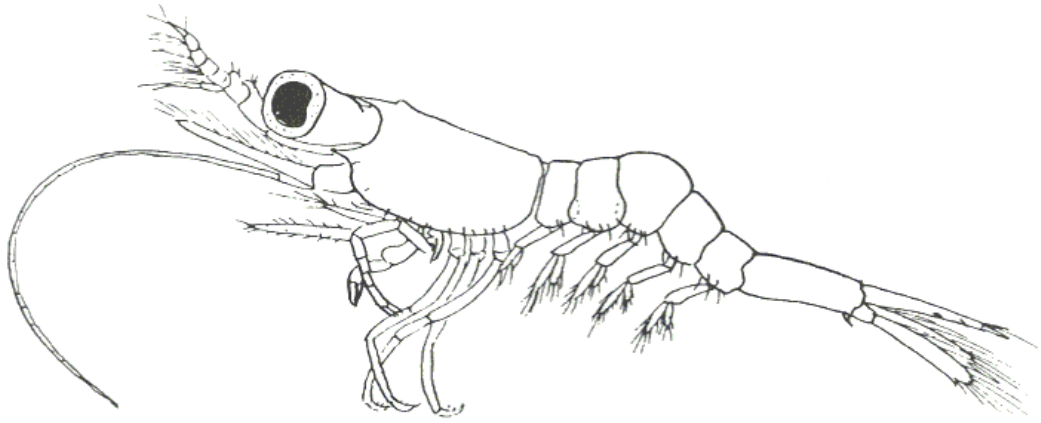


Fig. 8

Vista lateral del primer estadío postlarvario de un Carideo del género *Thor* (de Lebour, 1940b).

frías (aguas profundas y altas latitudes) y camarones que viven como inquilinos de otros animales; en las esponjas, por ejemplo (Dobkin 1968).

Las zoeas y las primeras postlarvas de los carideos, así como las mysis y primeras postlarvas de los peneidos (Figs. 6 a 8) suelen confundirse. Cook (1966) da criterios para distinguir las larvas y postlarvas de estos dos grupos. Entre las más importantes diferencias encontramos que las mysis y postlarvas de peneidos presentan 3 pares de pereiópodos quelados (aunque pueden ser rudimentarios en los estadíos de mysis), mientras que las zoeas tempranas de los carideos no poseen pereiópodos quelados, y tanto las zoeas avanzadas como las postlarvas poseen sólo 2 pares de quelas. Además, en los estadíos avanzados de zoea y en las postlarvas de los carideos las pleuras del segundo segmento abdominal cubren a las del primero, mientras que lo contrario sucede en los estadíos correspondientes de los peneidos. Williamson (1957) presenta una clave ilustrada que es de alguna utilidad para distinguir las larvas y postlarvas de una variedad de crustáceos decápodos.

Importantes estudios acerca de las larvas de carideos con énfasis en las investigaciones de las especies comerciales o potenciales; son los de Gauthier (1924) Gurney (1927) y Yokoya (1931) sobre atyidos; Sors (1900), Williamson (1915) Berkeley (1930), Lebour (1940, 1947), Kurata (1955, 1964), Pike y Williamson (1964) Modin y Cox (1967) Butler (en prensa) y Dahlstrom (en prensa) sobre los pandálidos; Sollaud (1923) Höglund (1943) Ling y Merican (1961) Rajyalakshmi ,1960, 1961) Boschi (1961) Lewis y Ward (1965) Ling (1969) Fielder (1970) y Choudhury (1970) sobre palemónidos; y Sars, Ehrenbaun (1890) Williamson (1901-1915) Calman (1907) Lebour (1931) Israel (1936), Needler (1941) Dobkin (1965) y Tiews (en prensa), sobre los crangónidos y gliphocrangónidos.

Migraciones de las larvas y primeras postlarvas de los camarones

Ciertos estudios sobre especies de camarones peneidos comercialmente importantes (Dakin 1938, Pearson 1939; Munro y otros, 1968), han proporcionado valiosa información acerca de los patrones de migración que parecen ser comunes en este grupo. Una de las investigaciones más definitivas es aquella que concierne a *Penaeus duorarum*, la especie que soporta la pesquería de Tortugas en el Golfo de México sobre la costa sudoeste de Florida. Iverson y otros (1960) encontraron que la talla promedio del camarón en las áreas de pesca incrementa con la profundidad, habiéndose capturado los camarones más grandes en profundidad de 20 a 27 brazas (27 brazas fue la máxima profundidad en donde se muestreó). Los muestreos de plancton revelan que las mayores concentraciones de larvas de camarón se encontraron en un área de 30 a 50 millas al este del extremo oeste de la pesquería (Munro y otros, ibid).

Las postlarvas de camarón fueron halladas en abundancia en áreas adyacentes a la costa; se sabe que los juveniles están presentes en gran número en los estuarios de la costa sudoeste de Florida (Tabb y otros, 1962). Experimentos de marcado (Costello y Allen, 1966) mostraron que los juveniles de esos estuarios regresaron a aguas marinas. De esta información se deduce claramente que el desove se lleva a cabo en aguas marinas, las larvas se dirigen hacia los estuarios y entran en ellos en etapa de postlarvas.

Los juveniles pasan de 2 a 4 meses en los estuarios, después de los cuales, migran de regreso hacia aguas marinas donde alcanzan la madurez y desovan. Un patrón de migración semejante ha sido observado en la mayoría de los peneidos estudiados. Una excepción de este patrón ha sido reportada para una especie de *Metapenaeus* que parece pasar toda su vida en una laguna salada costera en Nueva Gales del Sur, Australia (Dakin, 1946).*

Los camarones carideos marinos, al parecer, no realizan migraciones de esa naturaleza durante su vida. Por otra parte, ha sido reportado que los palemó-

---

*Nota del traductor: En las costas de Sinaloa y Nayarit ,México, las especies *Penaeus californiensis* y *Penaeus brevirostris* permanecen toda su vida en aguas marinas costeras penetrando sólo ocasionalmente en aguas estuarinas.

nidos de agua dulce y salobre llevan a cabo migraciones reproductivas. Mientras que algunas especies del género *Macrobrachium* parecen moverse hacia áreas de mayor salinidad para liberar sus larvas; las postlarvas y juveniles de esas especies se mueven de regreso corriente arriba. Esto se ha verificado mediante el cultivo en laboratorio de *Macrobrachium acanthurus*, durante el cual las larvas sobrevivieron sólo un corto período de tiempo en el agua dulce en que se mantenía a los adultos, pero sobrevivieron y prosperaron en salinidades más altas, incluyendo agua marina con 35‰ de salinidad (Dobkin sin publicar).

Planeación de las investigaciones concernientes a las larvas y primeras postlarvas de camarón

Antes de hacer algún plan para el desarrollo de investigaciones sobre larvas y postlarvas de camarón, es necesario determinar los objetivos que se persiguen con tales investigaciones. Entre los principales objetivos de ese tipo de investigación, los siguientes han recibido prioridad.

1.—Proporcionar descripciones de las larvas y postlarvas de una especie en particular.
2.—Describir el patrón de distribución geográfica y estacional, y de abundancia de los distintos estadíos larvales y postlarvales en las áreas de pesca y zonas adyacentes.
3.—Describir los sistemas de corrientes, responsables de una cierta distribución geográfica y estacional de estadíos larvales y postlarvales.
4.—Correlacionar medidas de parámetros ambientales (como temperatura y salinidad) con la distribución geográfica y estacional, y con la abundancia de estadios larvales y postlarvales.
5.—Hacer estimaciones de la producción total de larvas en el área de estudios y determinar las tasas de mortalidad y supervivencia de esas larvas.
6.—Correlacionar mediciones de abundancia de larvas y postlarvas con el volumen de captura comercial (obtenido algunos meses después), a fin de saber si se puede establecer un criterio de predicción.
7.—Determinar la necesidad de establecer una reglamentación basada en la información obtenida del estudio de larvas y postlarvas.

Ninguna investigación puede incluir todas esas metas pero, generalmente, un estudio progresivo a largo plazo tratará estos problemas tarde o temprano.

DESCRIPCION DE LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS

Como ya se indicó, la primera cuestión que debe ser resuelta en cualquier investigación concerniente a larvas y postlarvas de camarón, es la descripción de estos estadíos de la especie con la que se está tratando. Sin este trabajo de descripción el análisis de muestras de plancton no tiene sentido. Por las razones ya expresadas, tal trabajo de descripción debe realizarse utilizando larvas y postlarvas de padres conocidos, cultivadas en el laboratorio.

Las técnicas para el cultivo de larvas y postlarvas serán discutidas después, así como los métodos empleados en el trabajo descriptivo.

El trabajo descriptivo tiene que ser abordado por un científico calificado o por un estudiante graduado a fin de que pueda asumir la responsabilidad, que tenga experiencia considerable en morfología y conocimiento de la sistemática de los camarones. Las ilustraciones deben ser realizadas por el mismo científico o, supervisado por él, las hará un dibujante especializado. Es importante que el equipo óptico utilizado para este propósito sea de excelente calidad. Deberá emplearse un microscopio Wild M-20, equipado con accesorio para dibujar, o alguno otro equipado con un dispositivo semejante.

MUESTREOS DE PLANCTON

En cualquier investigación sobre larvas y postlarvas de camarón, llevada a cabo con el objeto de conocer algo sobre poblaciones que soportan una pesquería, la actividad preponderante será la colecta, clasificación y análisis de muestreos de plancton que contengan esos estadios del ciclo biológico. La colecta de muestras de plancton puede ser llevada a cabo simultáneamente con el cultivo y descripción de los estadios larvarios, pero el análisis de esas colectas dependerá, en ciertos casos, de la terminación del trabajo descriptivo. Una posible excepción a esto serán los casos en que la especie a tratar sea indiscutiblemente la única de su género en un área amplia, y las diferencias morfológicas entre larvas de géneros diferentes ya hayan sido bien establecidas.

Personal necesario

Deben hacerse algunas consideraciones sobre el número de personas que será empleado en la colecta, clasificación y análisis de muestras de plancton, y sobre el tipo de entrenamiento que deberán tener antes de iniciar el trabajo. La colecta de las muestras ocupará sólo una porción del tiempo de las personas involucradas en estas actividades.

Dos personas pueden usualmente, llevar a cabo este trabajo, a menos que el programa de colectas, sea más extenso que lo usual. Uno de ellos, por lo menos, debe tener experiencia previa tanto en colectas de plancton como en los problemas involucrados en la estandarización de las técnicas para propósitos de cuantificación de resultados. El otro puede ser un técnico que conozca algo sobre funcionamiento del equipo y con experiencia en permanencia a bordo. Cuando no estén ocupados con las colectas de plancton, estos dos miembros del equipo de investigación pueden auxiliar al jefe del proyecto en la preparación de los próximos cruceros, reuniendo el equipo necesario, manteniéndolo en buen estado, calibrando las redes y los contadores de flujo y, si tienen preparación suficiente, ayudando en la clasificación y análisis de las colectas.

Cuando un programa de colectas ha empezado, la clasificación de las muestras es un trabajo de tiempo completo que ocupará normalmente a dos personas. Estas deberán tener algunos estudios previos de biología, y preferiblemente habilidad para diferenciar los distintos grupos de organismos contenidos en el plancton. Cuando esto no es posible, un corto curso de entrenamiento impartido por alguien con experiencia en diferenciación de organismos planctónicos, será su-

ficiente para preparar a personas de inteligencia normal a fin de que puedan llevar a cabo este trabajo.

La clasificación del plancton es una operación tediosa que requiere mucha paciencia. Las personas inquietas o que muestran un potencial creativo, no son muy apropiadas para esta labor. Las mujeres han demostrado mayor habilidad que los hombres para este trabajo.

El análisis de los datos acumulados en colectas y clasificación de las muestras de plancton son, normalmente, responsabilidad del jefe del proyecto. En esa función podrá ser ayudado por otros miembros del grupo de investigación que tengan preparación suficiente. El jefe del proyecto —o algún otro miembro del grupo— debe tener una preparación considerable en la aplicación de métodos estadísticos, pues la información cuantitativa resultante de estudios de esa naturaleza generalmente requiere de un análisis estadístico minucioso. El Jefe del proyecto puede estar completamente dedicado a este estudio e intervenir en varios aspectos del mismo (como en la colecta de las muestras), o supervisar otras investigaciones independientes y limitarse a la planeación, análisis y reporte de los proyectos. En este último caso, es muy importante que un segundo miembro del grupo tenga la experiencia necesaria para supervisar la rutina diaria de la investigación.

En resumen, la colecta, clasificación y análisis de muestras de plancton requiere un grupo de investigación de aproximadamente 5 personas, jefe del proyecto, dos personas para la colecta de las muestras y el mantenimiento del equipo, y dos personas para la clasificación de esas colectas.

Barcos de investigación

Varios tipos de barcos pueden emplearse en la colecta de muestras de plancton, la elección del **más** apropiado dependerá de muchos factores. Entre éstos se encuentra la localización del área en estudio y su accesibilidad con relación al laboratorio donde se desarrolla la investigación, ya sea que la institución involucrada en el estudio opere o nó con embarcaciones propias; es indispensable que se cuente en la embarcación con facilidades para la toma de otros datos que deben registrarse simultáneamente a la muestra de plancton. Si el laboratorio posee un barco grande de investigación (de sesenta pies de largo o más), si las áreas de pesca están a una proximidad razonable de su base y si el costo diario de operación de este barco no es excesivo, entonces esta embarcacion será ideal para la colecta de muestras de plancton y la correspondiente información hidrográfica que se discutirá más tarde. Cuando el uso de un barco como ese es imposible o impráctico, resulta preferible fletar un barco pequeño. Si el muestreo va a ser llevado a cabo en las áreas de pesca comercial, siempre habrá barcos camaroneros disponibles para ese propósito. Estos barcos son bastante apropiados para arrastrar redes de plancton y pueden ser equipados para la colecta de la información hidrográfica requerida. Será necesario emplear dos embarcaciones en la investigación: una embarcación pequeña (de 40 a 60 pies de largo) para las colectas de plancton periódicas y la información hidrográfica sencilla; y otra, mayor, para cruceros menos frecuentes, organizados para colectar datos que requieren un equipo más complicado (mediciones de corrientes, etc.).

Establecimiento de las estaciones de muestreo

Si el objetivo principal de la investigación es determinar la distribución geográfica y estacional de las larvas y de las primeras postlarvas, el método más conveniente para llevarla a cabo es el establecimiento de una red de estaciones, que cubran un área extensa en las zonas de pesca. La exacta localización de esta red de estaciones puede ser definida por un muestreo preliminar en el área de estudio. Así: Munro y otros (1968) establecieron una red de estaciones en la plataforma del área de Tortugas (Fig. 9), espaciadas a intervalos de 18.5 Km. En el área considerada como el centro de desove fueron seleccionadas 10 estaciones para un muestreo regular.

Con el fin de lograr uniformidad en el análisis de los datos, es importante que las mismas estaciones sean muestreadas periódicamente. El barco destinado a la investigación debe estar dotado con el equipo de navegación necesario para asegurar que esas estaciones sean localizadas con precisión cada vez que se muestreen. Frecuentemente las lanchas pequeñas no están equipadas con el tipo de instrumentos que permite hacer esto. En tal caso, será conveniente que algunas estaciones estén marcadas, por accesorios de navegación, como boyas y faros. Otras estaciones pueden localizarse radiales a esas marcas a manera de asegurar un mínimo de error de navegación.

Frecuencia de muestreo

La frecuencia del muestreo dependerá de muchos de los factores que también influyen en la elección de la embarcación' costo de operación de la embarcación y proximidad de las áreas de pesca a su base de operación. El personal y las embarcaciones involucradas en el programa de muestreo son algunos de los factores que, en la práctica, intervienen en la decisión. Las consideraciones de naturaleza científica dependerán de los objetivos del programa de investigación en cuestión. Si uno de los propósitos de la investigación es rastrear ciertas poblaciones de camarón larvario proveniente de las áreas de desove, que se dirige hacia las áreas de cría costeras, debe realizarse un muestreo muy frecuente o intensivo. Kutkuhun y otros (1969), estableció que esta información no pudo ser obtenida ni siquiera cuando las áreas costeras fueron muestreadas cada 3 días y las áreas de mar cada nueve.

Si por otra parte las exigencias en los datos son menos rigurosas y el principal objetivo de la investigación es tanto la descripción general como la distribución geográfica y temporal de las larvas y postlarvas de camarón, entonces puede tenerse un programa en que los muestreos sean menos frecuentes. Munro y otros (1968) reportaron una frecuencia de muestreo de una colecta en cada estación 2 veces al mes.

Esto parece ser una frecuencia de muestreo razonable en la mayoría de los casos, pero si los factores son tales que el muestreo sea un elemento muy importante, debe ser empleada una mayor frecuencia.

Se recomienda que la frecuencia de muestreo no se disminuya, particularmente en el primero o segundo años de la investigación, cuando los patrones básicos de distribución están siendo establecidos. En años posteriores cuando el muestreo esté sirviendo como de índice de comprobación, probablemente puede llevarse a cabo sólo una vez al mes.

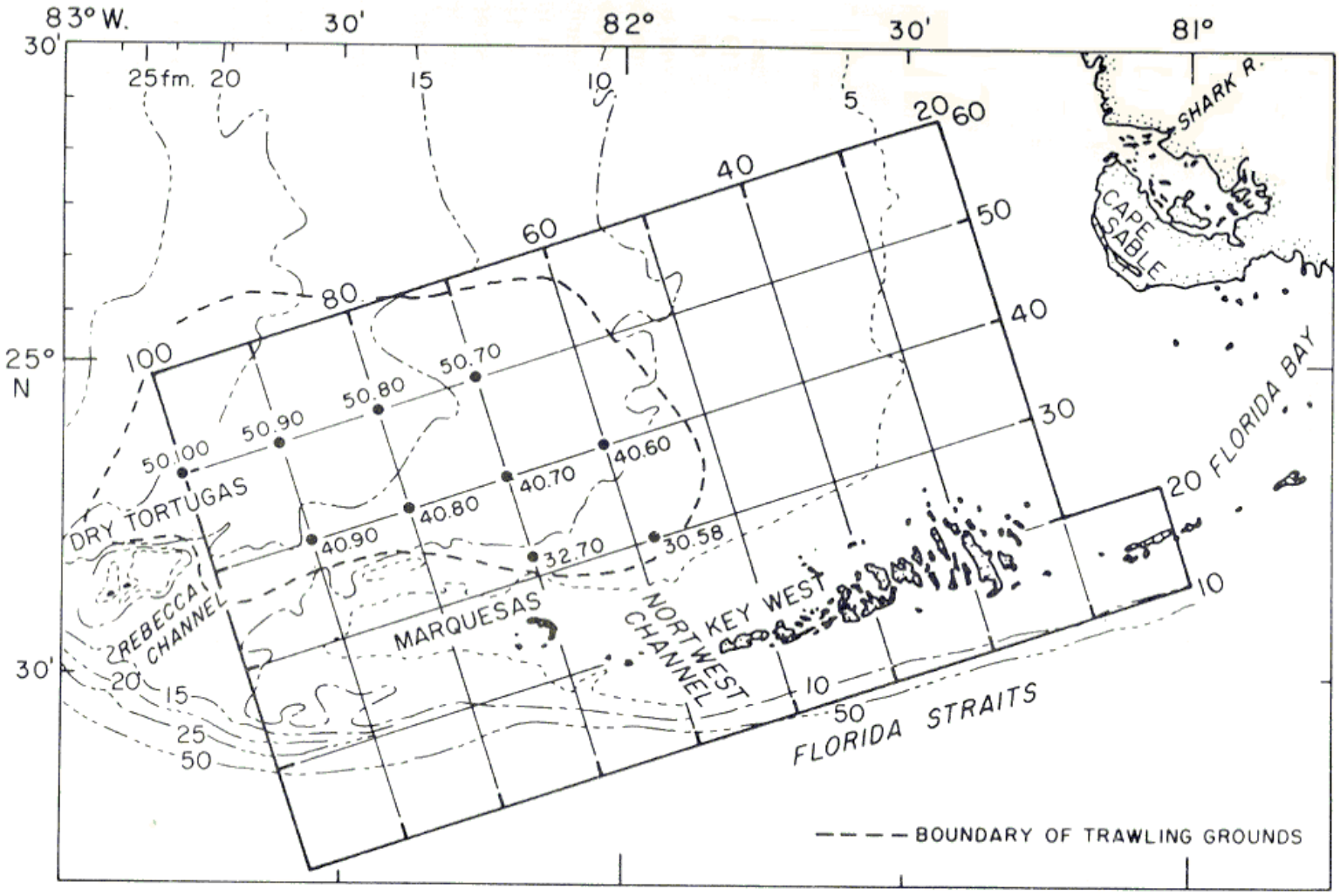


Fig. 9 Mapa del área de la Plataforma de las Tortugas en el que se aprecia la red de muestreo y las estaciones de muestreo regular utilizadas en el estudio de las larvas y postlarvas de *Penaeus duorarum* (de Munroy y otros, 1968).

Tipos de redes para uso en el muestreo

Frecuentemente se le da poca importancia al tipo de red que se usa en el muestreo. Hay varias redes de plancton, diseñadas para efectuar mejor distintas funciones y capturar diferentes clases de organismos.

Los especiales requerimientos de la investigación deben ser cuidadosamente atendidos. Para una discusión completa relacionada con este tema, el lector se referirá a "Zooplankton sampling", uno de los "Monographs on oceanic Methodology" de la UNESCO, impreso en 1968. Como resultado de las deliberaciones de 4 grupos de trabajo, varias redes fueron recomendadas para ser usadas en colectas de zooplantontes de varios tamaños. Una nueva red designada WP-2 (Fig. 10), fue diseñada para el muestreo de zooplanctontes del tamaño desde 200 micras a 10 mm. Como este es el tamaño dentro del cual caen las larvas y la mayoría de las postlarvas, se recomienda que la adopción de esta red sea tomada en cuenta. Para algunas de las postlarvas de camarón más avanzadas (más grandes) será conveniente utilizar un nuevo muestreador de alta velocidad diseñado para colectar mesozooplantontes.

Dado que estas redes son de diseño muy reciente y no han sido usadas extensivamente, todavía queda por verse si resultan ser en la práctica tan eficaces como parecen serlo en teoría.

Existen redes cuya utilidad ya se probado en este tipo de investigación, entre las cuales está la Red de Alta velocidad Gulf-V. descrita por Arnold (1959) (Fig. 11), de construcción metálica, cuyo diámetro de la boca es de 40 cm y longitud total de 100 cm. El paño de Monel tiene 31.5 mallas por cm. o sea un tamaño de malla de 0.317 mm., que retiene todos los estadios mayores al menor nauplio. Algunas investigaciones ignoran los estadíos de nauplio en sus esquemas de distribución geográfica y estacional, pero si el dato es muy necesario, utilizar la red WP-2 es más recomendable que la Gulf-V. Una ventaja de esta última es que puede ser remolcada a velocidades ligeramente mayores que 1 1/2 o 2 nudos, velocidad a la cual fue probada la WP-2, lo que facilita el muestreo. De hecho la WP-2 se obstruía excesivamente en las zonas ricas en plancton, incluso a esas bajísimas velocidades. Este problema se discutirá en "Métodos de arrastre".

Cualquier red que sea escogida, debe ser equipada con un corrientómetro, para propósitos de cuantificación. Un corrientómetro del tipo del producido por Tsurumi Seiki Kosakusho Company (Japón) ha sido recomendado para su uso con la Red WP-2 (Fig. 12) cuya operación es simple y su costo razonable. Kutkuhun y otros (1969) usaron corrientómetros Atlas con redes Gulf-V. Los corrientómetros deben ser calibrados por lo menos cada 3 meses, con objeto de asegurar lecturas correctas; esto puede llevarse a cabo con un arrastre lento, horizontal, sobre una distancia conocida,en una alberca. En condiciones de calma puede hacerse en el mar, levantando verticalmente el corrientómetro a velocidad de aproximadamente 90 m/min.

Métodos de arrastre

La profundidad, velocidad, y duración del arrastre, así como la hora del día en que debe ser efectuado, son factores que es necesario tomar en cuenta. La adecuada profundidad del arrastre dependerá de la profundidad total que haya

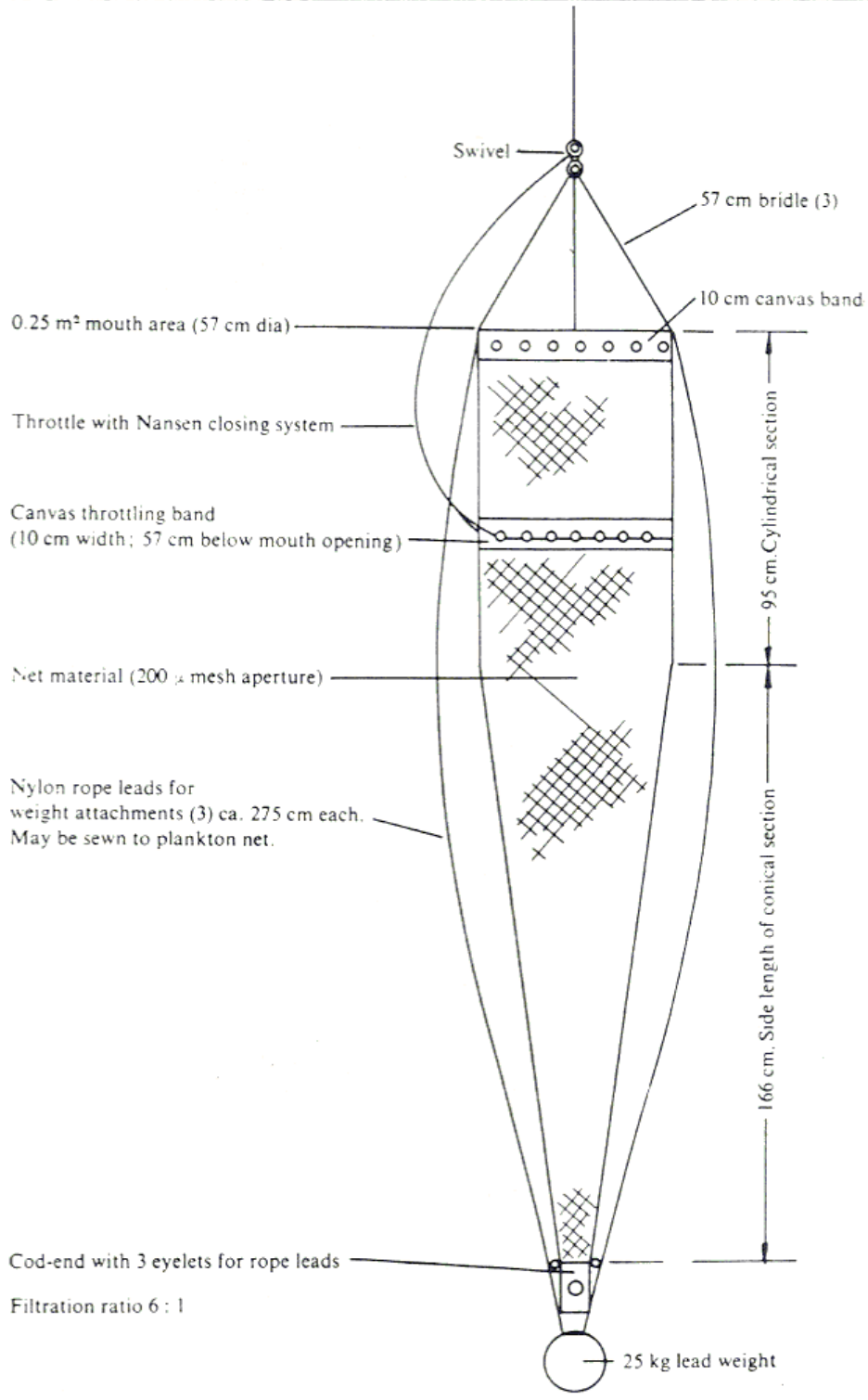


Fig. 10.

La red WP-2. Versión modificada. (Anónimo, 1968).

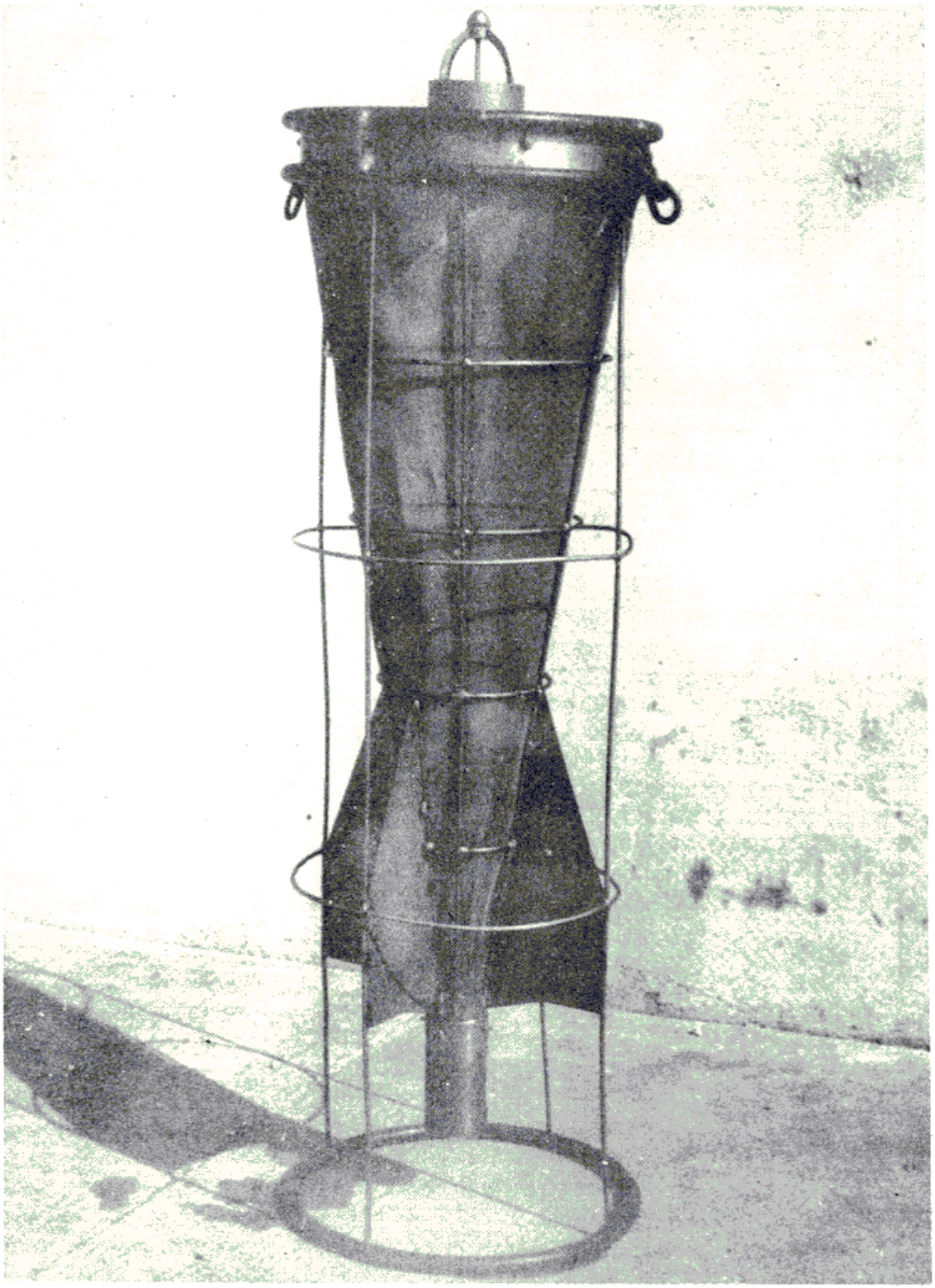


Fig. 11

La red de plancton de alta velocidad, metálica, Gulf V (de Kutkuhun y otros, 1969).

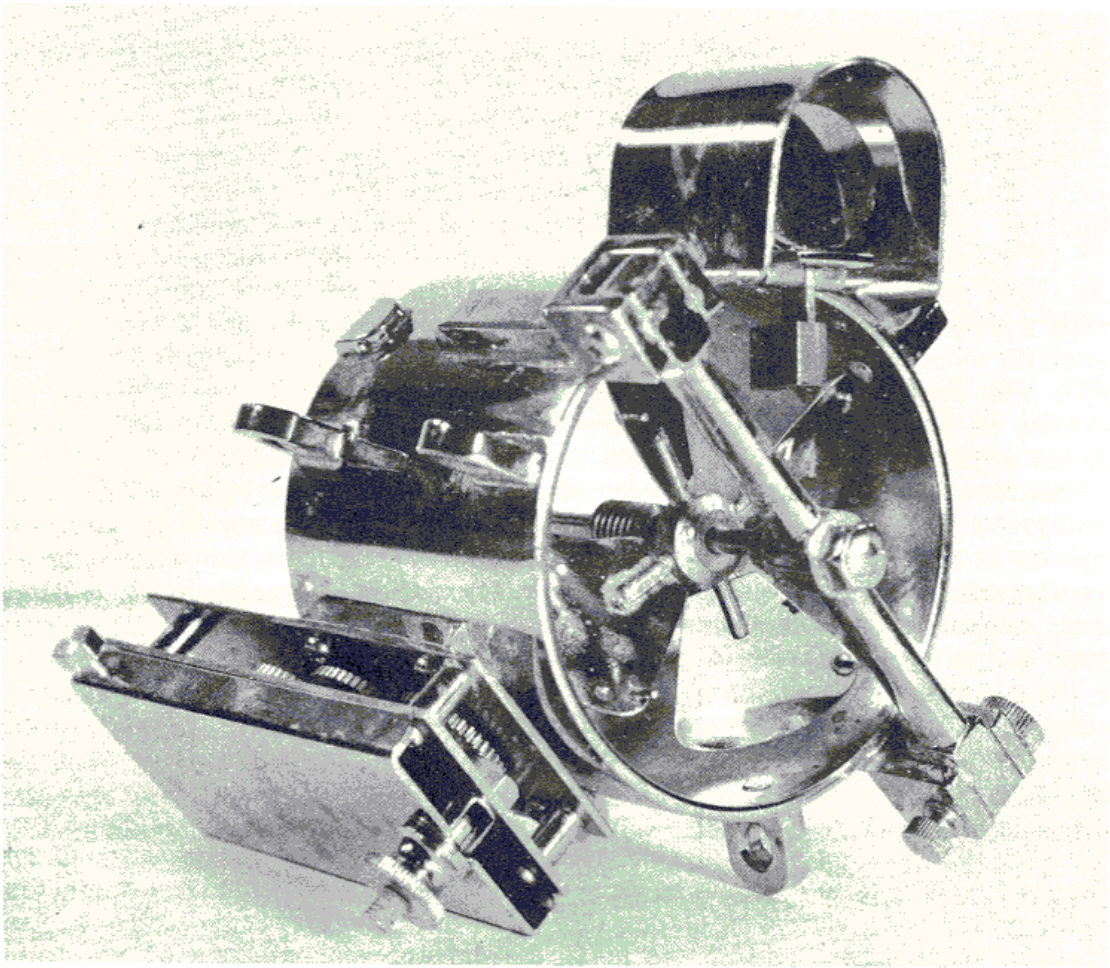


Fig. 12

El Glujómetro T. S. K.

en el área de estudio; la velocidad y la duración del tipo de red en uso; la hora del día será un factor relacionado con la disponibilidad de la embarcación y su tripulación, así como de la proximidad de las áreas de colecta. En aguas someras (10 m. más o menos) basta con tomar muestras entre el fondo y la superficie para hacer un adecuado muestreo de la columna de agua, pero en grandes profundidades se recomiendan arrastres oblicuos escalonados o verticales. Tales tipos de arrastre tienen la ventaja de muestrear la columna completa de agua y no solamente las profundidades prescritas, lo cual anula los efectos de las fluctuaciones causadas por los movimientos diurnos.

Los arrastres oblicuos escalonados se hacen con el barco en movimiento. La red es bajada a cierta distancia sobre el fondo y periódicamente es elevada con un cierto incremento. Munro y otros (1968) arrastraron sus redes en 10 niveles distintos igualmente espaciados entre el fondo y la superficie. Pruebas de campo con la WP-2 han mostrado que se obstruía rápidamente en aguas neríticas, ricas en plancton. Por lo consiguiente se sugiere que esta red sea arrastrada verticalmente en los 200 m superiores de la capa de agua. En aguas más

someras, los arrastres verticales deben tomarse desde un poco arriba del fondo hasta la superficie. Los arrastres verticales se hacen con el barco parado, la red es bajada a una velocidad aproximada de 60 m/min hasta que alcance la mayor profundidad que se desea muestrear y entonces es elevada a una velocidad de aproximadamente 45 m/min. En aguas someras esta técnica no será útil dada la brevedad del arrastre y la resultante escasez de planctontes colectados.

La velocidad de arrastre depende de la naturaleza de la red que se utilice. Las redes de alta velocidad, de construcción metálica, se han usado para muestreos a velocidades aproximadas de 20 nudos, lo que parece ser excesivo. Las redes de nylon o de seda son arrastradas uniformemente a velocidades menores a los tres nudos. Para el muestreador Gulf-V, se recomienda una velocidad de arrastre de entre 2 y 3 nudos. El uso y desgaste en las redes y las condiciones de los organismos impondrán la velocidad de arrastre adecuada.

La duración de la operación depende principalmente de la velocidad con que se arrastra la red y del área de la boca de ésta. En otras palabras, lo que interesa es la cantidad total del agua filtrada, durante el arrastre de la red. Por lo consiguiente, el tiempo que lleve la operación será menor cuando se utilicen redes mayores o más rápidamente arrastrables, que cuando se usen otras menores o más lentas. Kutkuhun y otros (1969) reportan una duración de arrastre de 10 minutos a la velocidad de 2 a 3 nudos. Con el muestreador Gulf-V Munro y otros (ibid) arrastran sus redes por 30 minutos. La duración de las operaciones con la WP-2 son, desde luego, dependientes de la profundidad muestreada si se usa la técnica de arrastre vertical.

El problema de la hora del día para el arrastre pierde importancia si se emplean las técnicas de arrastre oblicuo escalonado o la de arrastre vertical. En estos métodos toda la columna de agua es muestreada y se eliminan los efectos de las migraciones verticales diarias de las larvas y post-larvas de camarón. Las muestras colectadas en diferentes horas del día, teóricamente pueden ser comparadas. Sin embargo, cuando el arrastre se lleva a cabo en profundidades someras, la hora del día se vuelve muy importante, y los arrastres hechos a distintas horas del día pueden no ser comparables.

Esta dificultad se minimiza si todas las colectas se hacen durante un momento particular del día; por ejemplo, dos horas después del alba y 2 horas antes del ocaso. Excepto en los casos en que los barcos hacen cruceros diarios, este tipo de muestreo resulta ineficiente, y entonces es muy recomendable que el arrastre sea del tipo oblicuo-escalonado o vertical.

Otro factor que puede causar variabilidad, particularmente en aguas costeras, es la condición de la marea, y será recomendable comparar muestras de la misma área, colectadas en períodos sucesivos de pleamar y bajamar, para determinar si existe una diferecia en los organismos capturados.

Si tal diferencia existe, será necesario algún ajuste en el patrón de muestreo, pues de otra manera las muestras colectadas en una área, durante períodos sucesivos de mareas, pueden ser comparadas con muestras, similarmente "sumadas", de otras estaciones.

Colecta de otros datos necesarios

Varios tipos de datos hidrográficos deben ser tomados simultáneamente a las muestras de plancton. Las informaciones deseables son: temperatura, salinidad, dirección y velocidad de las corrientes en el área en estudio.

Las determinaciones de temperatura pueden hacerse en la forma usual, mediante el uso de botellas Nisking-Nansen con termómetros montados en ellas. Las medidas de este tipo deben complementarse con observaciones batitermográficas de cada estación. Si es posible, se usará un STD salinómetro gráfico, particularmente por la facilidad que brinda para la determinación de salinidades. Si tal instrumento gráfico no está disponible será necesario tomar muestras para salinidad, y determinarla después por titulación o por conductividad en puente. Se ha encontrado que las temperaturas del fondo, son de la mayor importancia en la determinación del tiempo de desove en algunos peneidos. (Jones y otros, en prensa).

La toma de información de los sistemas de corrientes puede ser una operación tediosa que consuma mucho tiempo. Sin embargo, en el estudio de las especies de peneidos la información anterior es importante, especialmente si una de las miras del proyecto es la descripción del recorrido de las larvas que nacen en las áreas de pesca y que se dirigen hacia los estuarios costeros. Los cursos de las corrientes trazados por el radar, para obtener ciclos de mareas completos o varios ciclos sucesivos, han sido empleados (Koczy y otros 1960) y dan buenos datos, particularmente en cuanto se refiere a las corrientes superficiales. Empero, el uso de tales técnicas requiere gran cantidad de tiempo y aumenta considerablemente la duración de los cruceros. La instalación de corrientómetros en sitios estratégicos del área en estudio, y el uso de botellas de deriva de fondo marino, son generalmente métodos mucho más convenientes, y probablemente produzcan datos comparables. Rehrer y otros (1967) reportan el uso de botellas de deriva para fondo, en el área de Tortugas. Las botellas de deriva fueron liberadas en varios sitios y recobradas por la flota camaronera. Una pequeña recompensa y la misma curiosidad de los pescadores suelen ser suficiente incentivo para que devuelvan los marcadores de deriva y aporten los datos de dónde y cuándo los encontraron. Las botellas de deriva usadas en el área de Tortugas son descritas en Bumpus (1965) y Lee y otros, (1965).

MUESTREO DE LAS POSTLARVAS BENTONICAS

En los camarones peneidos se ha demostrado que el número de postlarvas bentónicas colectadas en las áreas adyacentes a los estuarios, que sirven de áreas de cría a las formas juveniles, puede proporcionar un índice de la futura abundancia de camarones adultos en las áreas de pesca. (Berry and Baxter, 1969). Como la posibilidad para predecir la futura abundancia de una población es un importante objetivo de la mayoría de las investigaciones pesqueras, a tal programa de muestreo debe dársele marcada prioridad.

La colecta de postlarvas bentónicas en áreas costeras someras puede llevarse a cabo como parte del programa regular de muestreo, o separado de éste y realizarse independientemente. La manera en que este muestreo sea llevado a cabo depende de factores como la accesibilidad a esas áreas costeras y el equipo de colecta, y su proximidad a la base de operación. Cuando esas áreas son fácilmente accesibles por tierra y están próximas al laboratorio, es más conveniente hacer esta colecta aparte de los cruceros regulares para colectar plancton y obtener datos hidrográficos. Por otro lado, si las aguas costeras son

remotas, inaccesibles por carretera y distantes de la base, es más fácil llegar a ellas en un bote pequeño botado desde la nave de investigación.

Renfro (1963) ha descrito una pequeña red de arrastre que puede ser usada para colectar postlarvas bentónicas. Los procedimientos para el uso de esta red y la interpretación y presentación de los datos obtenidos de colectas hechas con ella, serán discutidas a continuación.

Colecta de datos

Laevastu (1965) ha descrito el procedimiento para la formulación de los planes de crucero, y el lector debe referirse a esa fuente para una mejor comprensión de la información general de los métodos en la biología pesquera. Sin embargo, enumeraremos algunos: el plan de crucero debe ser cuidadosamente formulado antes de hacerse a la mar, para poder adquirir el equipo necesario y asegurar que éste se encuentre en las condiciones propias de funcionamiento; las pruebas del equipo no deben llevarse a cabo cuando el crucero está en camino, sino antes; poco puede hacerse para evitar pérdidas del tiempo del crucero debidas al mal tiempo, pero cuando son atribuibles a negligencia en la preparación del equipo, son inexcusables; deben hacerse listas de revisión del equipo necesario y sujetarse a ellas cuando el equipo sea acumulado y colocado a bordo de la nave.

Cualquier cosa que pueda llevarse a cabo antes de hacerse a la mar debe de atenderse para asegurar en lo posible el más eficiente uso del tiempo del crucero.

MUESTREO DEL PLANCTON

Empleo de las redes.

El tipo de redes que va a usarse, las profundidades a que éstas deben ser arrastradas, la duración de los arrastres, la hora del día en que han de efectuarse y otros problemas asociados, ya se han discutido y, como quedó en claro, la mayoría de esas decisiones dependerá de factores peculiares de la particular investigación.

Las redes de plancton deben ser bajadas a la profundidad deseada con la embarcación detenida, pero antes de hacerlo deben registrarse las lecturas de los corrientómetros.

Es necesario poner cuidado en la uniformidad de los tiempos de arrastre, pero resulta innecesario un exceso de precisión porque la cuantificación de los datos se basará en el volumen de agua filtrada por la red, y no en el tiempo de arrastre. Las profundidades a que las redes son arrastradas pueden calcu-

larse por la medición del ángulo de los cables o determinarse con mayor precisión por medio de equipos telemétricos o acústicos. Gehringer y Aron (1968) revisaron algunos de los equipos disponibles para este propósito. Tal precaución es quizá necesaria sólo cuando se usan redes de cierre en un amplio rango de profundidades. La embarcación debe detenerse otra vez antes de recoger las redes.

Tratamiento de la muestra y registro de los datos

Cuando las redes son devueltas a bordo, la lectura del corrientómetro tiene que ser registrada inmediatamente. Las redes deben colgarse verticalmente en un bastidor diseñado para ese propósito, y es necesario que el recipiente de muestra sea removido; su contenido se vacía en un frasco que contenga una cantidad conveniente de "Formalina concentrada" (solución de 38-40% de formaldehido) a fin de asegurar que cuando el frasco sea llenado la concentración de formalina sea la deseada. El recipiente vuelve a colocarse en la red, que se lava con agua marina para que todos los organismos retenidos en sus paredes sean transportados al recipiente de muestra. El contenido del recipiente se vacía de nuevo en el frasco de muestras en el cual se pega una etiqueta resistente a la humedad, cuyo texto lleve la siguiente información: número del crucero; número de la estación; fecha; hora en que el arrastre se verificó; profundidad del arrastre y colectores. Además, deben registrarse en un libro de bitácora las siguientes anotaciones: lecturas antes y después del arrastre del corrientómetro; nubosidad; fase de la luna (para arrastres nocturnos); condición de la marea (particularmente en áreas costeras); y una referencia a datos hidrográficos colectados simultáneamente; número de placa del batitermógrafo. Esta información puede anotarse fácilmente en una forma impresa para ese propósito.

Consideraciones sobre la solución presentada.

Las muestras de plancton deben preservarse en una solución al 5 a 7% de formol Buffer (5 a 7% de solución al 38-40% de formaldehido C.P.) y los agentes Buffer incluyen tetraborato de sodio (Bórax), astillas de mármol, y agentes orgánicos como Hexametil-Tetramina. Las astillas de mármol tienen la ventaja de que se han disuelto gradualmente, en la misma proporción en que se produce ácido en el formol. La Hexametil-Tetramina es cara y frecuentemente cristaliza en torno a los organismos y hace difícil el examen de las estructuras finas; el formol comercial está frecuentemente contaminado con compuestos de fierro que se precipitan causando el mismo problema. El uso de formalina de grado analítico, se recomienda.

COLECTA DE POSTLARVAS BENTONICAS

Renfro (1963) ha descrito una pequeña draga o red patín para colectar postlarvas en aguas someras (figura 13). El cuerpo de la red mide 5 pies de ancho por 28 pulgadas de largo y el paño de nylon con el cual fue construido tiene 50 mallas por centímetro cuadrado. Unido a éste se encuentra un cilindro de lona de 8 pulgadas de largo y 20 pulgadas de diámetro, sirviendo

como garganta para la red. Sobre de esta última está unida una red de plancton convencional Nº 1 de 20 pulgadas con un recipiente removible. Un alambre de acero inoxidable de 7 pies de largo, con pesas de plomo, sirve como línea de fondo. La línea superior está constituida por una cuerda que atraviesa 5 flotadores de esponjas de 2 y 3 octavos de pulgada; un tubo de acero de 3/4 de pulgada por 6 pies sirve como patín.

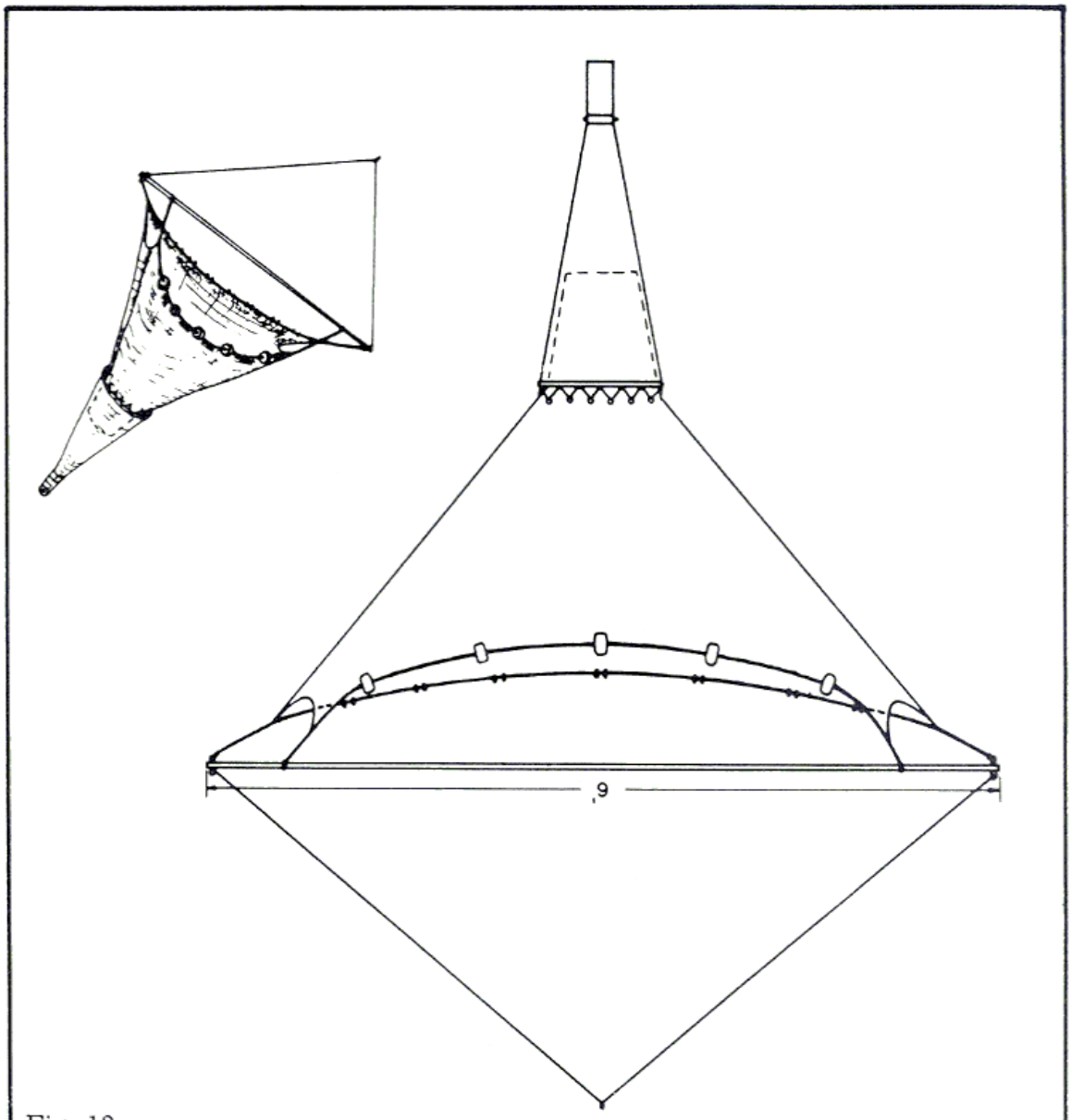


Fig. 13

Pequeña red de viga usada para muestrear postlarvas de camarón en la Bahía de Gálveston (de Renfro, 1963).

La red puede ser fácilmente operada por un hombre, y es jalada por una cuerda unida a las puntas del tubo de acero, éste es arrastrado sobre el fondo y perturba a las postlarvas, alejándolas del fondo y precipitándolas en la boca de la Red.

Baxter (1963) reporta un procedimiento para uniformar las colectas hechas con esta red: se clava una estaca, en la línea de la playa, a la que se amarra una cuerda de nylon de 150 pies que es usada como un radio constante por el operador, el que jala la red por el fondo describiendo un medio círculo. Aunque la configuración de la línea de costa altera en algo las medidas, el área de fondo muestreada de esta manera es de aproximadamente 2000 pies. El uso de esta técnica ha dado por resultado capturas de 4,700 larvas de peneidos en una sola pasada.

Las muestras colectadas de esta manera tienen que preservarse en un 10% de Formol Buffer. Debe tenerse especial cuidado para incluir, en la substancia fijadora, las postlarvas que quedan a los lados de la red. La información escrita en las etiquetas y en el libro de bitácora deben ser las mismas que se anoten para los muestreos de Plancton.

Por las dificultades y peligros que implica hacer estas colectas en la noche, y porque la función predictiva de los datos probablemente recae en la abundancia relativa más que en los números absolutos, parece suficiente restringir el muestreo a las horas del día.

DATOS HIDROGRAFICOS

La clase de datos hidrográficos que deben ser colectados y algunas de las técnicas para hacerlo se han discutido antes. Para una detallada discusión de los métodos de colecta de datos sobre temperaturas y salinidades, el lector deberá referirse al **Instruction Manual for Oceanographic Observations** (2nd edition), impreso por el U. S. **Navy Hidrographic Office** in (1955). El uso de un equipo registrador de salinidad, temperatura y profundidad es descrita en Jacobsen (1948); Von Arx (1962), describe un número de instrumentos usados en la medición de corrientes.

Descripción de las larvas y primeras postlarvas

Como se ha dicho antes, la descripción de los estudios larvarios debe, hasta donde sea posible, partir de larvas de padres conocidos cultivados en el laboratorio. En el caso de la mayoría de los camarones de importancia económica, existe suficiente información sistemática para asegurar la correcta identificación de las hembras de las cuales se obtendrán las larvas. Incluso, si no se trata de esto, las hembras podrían ser fijadas y retenidas para su posterior identificación cuando ésta no puede ser realizada por el personal científico en el laboratorio local o deben mandarse para ello a un especialista que pueda hacer la determinación necesaria, lo que es deseable incluso si la identificación ha sido originalmente hecha por un miembro del grupo de trabajo.

CULTIVO DE LARVAS Y POSTLARVAS EN EL LABORATORIO

Colecta de las hembras ovigeras.

La colecta de las hembras ovigeras de camarones carideos de los cuales van a obtenerse las larvas, presenta menos problemas que la colecta de hembras ovígeras maduras de peneidos, porque las hembras de carideos llevan a sus embriones en desarrollo bajo el abdomen, y son fácilmente distinguibles aún para colectores sin experiencia. Las hembras de peneidos, por otra parte, depositan sus huevos dentro del agua, fertilizándolos en el momento de la puesta, y debe desarrollarse un criterio para la determinación de los estados de madurez de los ovarios. Cummings (1961), hizo esto para *Penaeus duorarum*, y encontró que el tamaño, color, y textura de los ovarios variaba con el grado de madurez, pero las gónadas maduras poseen un color verdoso amarillento obscuro y son fácilmente distinguibles en la línea dorsal ya que se extienden desde la parte anterior del cefalotórax a la parte posterior del abdomen. King (1948), reportó que los ovarios de *Penaeus setiferus* son verde olivo-grisáceos o verde olivo-café cuando están maduros.

Cuando se tiene el criterio para determinar la madurez de los ovarios, la colecta de hembras maduras resulta fácil; basta tomar algunas hembras de

la captura de un camaronero, asegurándose de que las hembras se encuentren en buena condición, para lo cual se deben hacer arrastres de corta duración (15 minutos o menos).

Ya sea que se trate de colectar hembras ovigeras de carideos o hembras maduras de peneidos, es necesario tomar muchas precauciones para su transporte al laboratorio a fin de que lleguen en buen estado. El equipo necesario para asegurar esto depende, por supuesto, de la distancia que haya de los campos de pesca al laboratorio. En general, es muy importante que el agua en la cual se les tenga presente un alto contenido de oxígeno y temperatura aproximada del medio en que fueron colectadas. Lo primero puede lograrse mediante un aereador portátil, mientras que la temperatura se controla usando hielo encerrado en bolsas de polietileno o calentadores de acuario. Se ha visto que los botes de plástico de 20 galones de capacidad son muy apropiadas para el transporte de camarones. Es muy importante no poner demasiados individuos en un solo recipiente, pero el número absoluto dependerá del tamaño de los animales.

Mantenimiento de las hembras en el laboratorio.

Cuando los animales lleguen al laboratorio deben ser colocados individualmente en pomos o acuarios de tamaño apropiado, menos grandes para los carídeos que para los Peneidos porque el número de crías producidas por los primeros es generalmente menor que el de los peneidos. Uno o dos acuarios de 1 a 2 galones, con aereación lenta proporcionada por una piedra de aereaciones, serán generalmente suficientes para los carideos, pero acuarios de 10 a 15 galones son más indicados para los peneidos. Si los animales son mantenidos con agua de mar corriente, ésta debe filtrarse a su entrada a través de una red de nylon o paño de seda cuya apertura asegure que todos los huevos y larvas que se encuentren en un acuario sean de la hembra que ahí se encuentra. El drenaje del acuario o línea de mantenimiento también tiene que estar cubierta por paño de red fino para evitar la pérdida de huevos y larvas, cuando éstas aparezcan. Si la circulación o la aereación son demasiado violentas pueden dañarse las delicadas larvas.

No hace falta alimentar a las hembras salvo que se determine que éstas no liberarán sus larvas o no desovarán por un tiempo considerable; alimentarlas disminuye la probabilidad de que devoren a sus crías, pero aumenta la posibilidad de que se contaminen los recipientes en que se las mantiene.

El desarrollo de los embriones de carideos puede seguirse, tomando periódicamente uno o dos individuos del abdomen de la hembra y examinándolos al microscopio.

El desarrollo del ojo que se puede observar fácilmente, presenta un interés particular, pues cuando éste aparece ya bien desarrollado el nacimiento es inminente.

El control de la temperatura del agua será necesario cuando la temperatura del laboratorio y/o la del agua de abastecimiento sean significativamente diferentes de la temperatura a la que están acostumbradas las hembras de camarón. Podrá ser necesario entonces colocar los acuarios que tienen a las hembras en cámaras especiales en las cuales se pueda mantener la temperatura deseada.

En ciertas circunstancias, particularmente cuando se juzga que los embriones de las hembras de Carideos o los huevos de Peneidos se encuentran en un período temprano de su desarrollo, el uso de tales cámaras a temperaturas algo elevadas acelerará el proceso de desarrollo y hará posible tener larvas más pronto. Los acuarios en los cuales las hembras se mantengan, deberán ser examinadas periódicamente, para determinar si ya hay huevos o larvas, 2 veces al día por lo menos: al principio y al final del día de trabajo. Será muy conveniente examinar los acuarios en la tarde o al caer la noche, porque el nacimiento y la puesta de camarones se ha reportado, en la mayoría de los casos, como ocurrida durante las horas de obscuridad.

Los compartimientos también deben examinarse diariamente a fin de determinar las mudas, momento en el cual la larva tiene que ser cambiada a una caja que contenga agua marina recién filtrada. Las larvas han de ser examinadas por medio de un microscopio binocular, como parte del procedimiento de transferencia. Después de que las larvas sean transferidas, se les alimentará con nauplios de *Artemia salina*, que se añadirán a los compartimientos. La mayoría de las larvas de carideos se desarrollarán perfectamente si son alimentadas con nauplios de *Artemia*, no así otras larvas más pequeñas que podrán presentar algún problema y a las cuales se les dará otra alimentación, como embriones de erizos o cualquiera de las algas discutidas a continuación como alimento de las larvas de peneidos. Las mudas y los especímenes de cada estadío deben ser preservadas en un 5 a 7% de formol Duffer, o lavadas en agua dulce y preservados en un 70% de etanol.

Es imprescindible que los datos de mudas y estadíos larvarios serán inscritos en un diario. Cada larva debe ser asignada a un compartimento numerado, con objeto de facilitar la transferencia y la uniformidad de los datos. La cantidad de larvas que pueden cuidarse dependerá del número de personas disponibles para llevar a cabo la tarea, y de las experiencias que previamente se tengan respecto al porcentaje de mortalidad y supervivencia que es posible esperar. En la mayoría de las especies será suficiente cuidar de 200 a 300 larvas para obtener el material adecuado a los propósitos descriptivos.

Puede ser necesario colectar algo de los detritos acumulados en los fondos de los acuarios de peneidos, así como examinar este material al microscopio para determinar la presencia de huevos en los acuarios. Los huevos de peneidos tienen la apariencia de fino polvo blanco, cuando se destacan sobre el fondo oscuro de un acuario.

Cuidado de las larvas y primeras postlarvas

Cuando sea descubierto el desove de los peneidos o las larvas recién nacidas de los carideos, en los acuarios usados para mantener a las hembras, el primer paso es sacarlos: los huevos pueden extraerse del fondo del acuario donde han sido puestos, utilizando un sifón, las larvas de carideos se congregan generalmente a los lados del acuario y de ahí se les puede tomar.

Las larvas de carideos pueden colocarse directamente en cajas de plástico transparente, con compartimentos semejantes a los descritos por Costlow y Bookhout (1959) para cultivo de larvas de cangrejo (Fig. 14). (Cajas de este tipo son fabricadas por Vichek Plastics Company of Middleford Ohio y vendidas

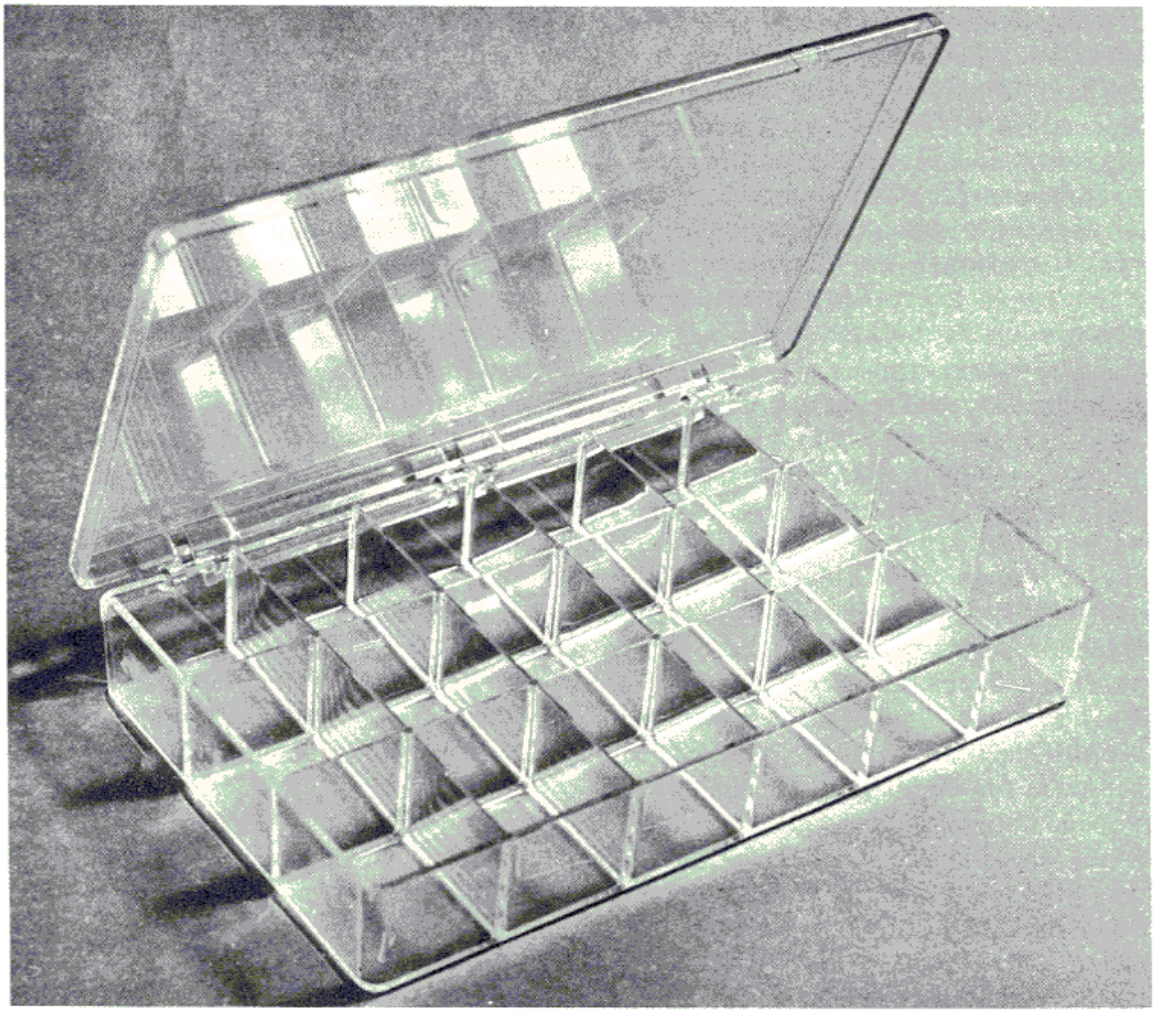


Fig. 14

Caja de plástico dividida en compartimentos utilizada en el cultivo de larvas de camarón.

por Sears Roebuck and Company). El tipo de caja que se prefiere consta de 18 compartimentos, cada uno con capacidad para 30-35 ml. de agua. Cada larva se introduce en un compartimento en el que se hayan puesto aproximadamente 25 ml de agua. Las mayores ventajas que ofrece el uso de estas cajas de compartimentos es la precisión con que es posible realizar la colecta de datos sobre las mudas de gran número de larvas, y la facilidad para hacer los cambios de agua y llevar a cabo los procedimientos de alimentación.

Con los huevos y nauplios de peneidos deben tenerse cuidados ligeramente distintos a los que requieren las larvas de carideos. Ewald (1965), colocó huevecillos en cajas de Petri de 8 pulgadas de diámetro que contenían agua marina filtrada. (Tales cajas las vende "Carolina Biological Supply Co., Burlington, North Carolina). Luego separó los huevos de los detritus acumulados y los colocó en otras cajas de Petrí.

La eclosión en *Penaeus duorarum*, ocurre aproximadamente 14 horas después de la puesta en temperaturas de agua aproximadas a los 30° C. Los estadíos de nauplio, después de su eclosión, pueden ser mantenidos y cuidados en las cajas Petrí, ya que transferirlos a la caja de compartimentos resulta difícil dado el pequeño tamaño que tienen.

En el estadío de nauplio los organismos no necesitan ser alimentados porque poseen el abastecimiento interno que les proporciona su propio saco vitelino.

Es conveniente que la observación al microscopio de estos organismos se lleve a cabo muy frecuentemente (cada 2 o 3 horas), para asegurarse de la identificación de cada uno de los estadios de nauplio. En *P. duorarum* los 5 estadíos de nauplio han pasado al cabo de 36 a 48 horas, después de las cuales el joven camarón muda a la primera protozoea. En este momento la larva del Peneido ya puede ser cambiada a la caja de compartimentos y recibir un tratamiento similar al descrito para las larvas de carideos.

Durante la primera fase del estadío de protozoea, las larvas de peneidos comienzan a alimentarse, y es necesario proporcionarles entonces una buena fuente alimenticia. Cook (1969), ha tenido gran éxito en el cultivo de los estadíos de protozoeas de varios peneidos (especialmente *Penaeus aztecus* y *P. setiferus*), con la diatomea *Skeletonema costatum*. Sus cultivos de algas idealmente contenían concentraciones de 2 x 10^5 cells/litro de cultivo. También se obtuvo éxito usando otras algas, incluyendo *Tallassiosira* sp., y *Monodinium splendens*, *Dunaliella* sp y *Exuviella* sp. Ewald C. (ibid) cultivó las Protozoeas de *P. duorarum* exitosamente con una mezcla de *Dunaliella tertioleta* y *Tetraselmis* sp. (Flagelados), *Phaeodactylum tricornatum* (diatomea) y *Chlorella* sp. (alga verde) a la cual se le añadió la levadura marina *Rhodoturula affinis* Yang (comunicación personal); también ha tenido éxito cultivando *P. duorarum* en masa con la diatomea *Cyclotella nana*.

Cook (ibid), encontró que cuando el camarón en cultivo tiene larvas relativamente grandes, como la de *Penaeus aztecus* la alimentación con nauplios de *Artemia* puede empezarse en la tercera muda de protozoea. Para especies cuyas larvas son menores, se les proporcionan larvas de *Artemia* hasta que alcanzan la primera muda de mysis. La alimentación con algas se suspende un día después de la introducción de los nauplios de *Artemia*.

El procedimiento de cultivo descrito con anterioridad es el que debe seguirse cuando se desea obtener especímenes con propósitos descriptivos. Existen otros métodos más efectivos para cultivar larvas en gran número, con un bajo índice de mortalidad (Cook, ibid; Fujinaga, 1969), pero éstas técnicas de cultivo masivo no permiten observar cuidadosamente el desarrollo individual, lo que es imprescindible en el trabajo descriptivo.

Ilustraciones de las larvas y de las primeras postlarvas.

Para que resulte más completa la descripción de los estadios larvarios y de los primeros post-larvarios es necesario que se haga una serie completa de ilustraciones. Se recomienda que en ella se incluyan vistas dorsales y laterales del animal entero, así como dibujos o fotografías de cada uno de los apéndices del cuerpo. Cuando se ilustren estudios de nauplios de peneidos bastará, ge-

neralmente, tener vistas dorsales y laterales del animal completo, ya que los apéndices son pocos y simples.

Las ilustraciones del animal entero pueden obtenerse a partir de especímenes fijados, pero es más recomendable utilizar para ello animales vivos, anestesiados por la adición de unos pocos cristales de methil carbamato (uretano) a una caja de Petrí plana, con poca agua marina, en los cuales se habrán colocado. Los individuos tratados de esta manera mantienen su transparencia lo cual facilita el dibujo.

Los dibujos pueden realizarse mejor si se utilizan microscopios compuestos o de disección, equipados con tubo de dibujo o cámara transparente. Aunque requiere alguna práctica perfeccionar el uso de esta técnica, una vez dominada es mucho más rápida y exacta que otros métodos. Otra alternativa es la técnica de cuadriculado. Para ello se monta en el ocular del microscopio un disco cuadriculado y los dibujos se hacen en papel cuadrícula; aunque es esta una técnica tediosa, suele proporcionar la necesaria exactitud. Sin embargo, se considera que el uso de un ocular micrométrico montado en el tubo ocular y la cuidadosa medición que implica transferir cuanto es visto al papel de dibujo, consume demasiado tiempo y puede inducir a cometer errores, aunque esto depende de la exactitud con que el dibujante pueda copiar.

Para dibujar los apéndices se pueden utilizar modelos disecados de especímenes fijados, pero es mucho más conveniente el usar una muda. Los apéndices pueden disecarse más fácilmente si provienen de las mudas que sí pertenecen a especimenes preservados, y presentan mayor transparencia. Las mudas pueden teñirse con fuchsina roja ácida de Mallori, clorasol negro o con rosa de lignina, teniendo suficiente cuidado para no sobreteñir. El autor prefiere utilizar especímenes no teñidos. La disección de las mudas o de los especímenes preservados, se lleva a cabo más efectivamente en una solución al 85% de ácido láctico; los apéndices pueden dibujarse mientras están todavía en el ácido láctico siguiendo los mismos procedimientos que se usan para hacer ilustraciones del animal entero.

Los dibujos definitivos se logran traspasando los originales a un papel de alta calidad (como Strathmore Artist Drawing Paper, 100% rag, 2 ply, superficie dura, hecho por Strathmore paper Company, West Springfield, Massachussets, en placa de dibujo plástica (tal como Ethulon PMC. Tracing Film), utilizando para ello una buena tinta de dibujo.

Descripciones de las larvas y primeras postlarvas.

Las descripciones, por sí mismas, deben constar de dibujos completos y notas sobre las variaciones observadas mientras los especímenes y sus apéndices son dibujados bajo el microscopio. Es muy deseable que el trabajo descriptivo incluya comparaciones de las larvas descritas con otras del mismo género, particularmente si esas otras formas se encuentran también en el área sujeta a estudios; esto puede llevarse a cabo más efectivamente si se hacen tablas comparativas o claves de identificación.

Análisis de las colectas en el laboratorio

IDENTIFICACION Y ANALISIS DE LAS LARVAS PLANCTONICAS Y PRIMERAS POSTLARVAS

Probablemente, la parte más tediosa y lenta de la Investigación será el arreglo de las muestras de plancton y la identificación de las larvas de camarón contenidas en ellas. Cuando el trabajo descriptivo sobre larvas y primeras postlarvas de las especies en estudio, esté terminado, será posible diferenciar dichos estadíos de los que presentan otros peneidos y camarones que se hallan en el plancton. Si no existen en el área otros congéneres de las especies en estudio, no hay problema, pero si existen formas emparentadas, la separación puede ser muy difícil. Kutkuhun y otros (1969) no pudieron distinguir las larvas y postlarvas de *Penaeus setiferus* y P. *aztecus*, a pesar de que contaban con los trabajos descriptivos sobre esas formas, y se vieron obligados a sumar sus poblaciones con el título de Penaeus. Cuando otras larvas y primeras postlarvas de formas cercanamente emparentadas no pueden ser separadaş en base a su morfología, la información concerniente a la relativa abundancia en los campos de pesca de los adultos de las especies en cuestión (obtenidas de los datos de captura de la flota pesquera), puede ser útil al dar alguna idea sobre lo que se está trabajando.

Dependiendo de los propósitos de la investigación en particular; de la facilidad de separación de las larvas y las primeras postlarvas de las diferentes especies, y del número de personas destinadas a separar e identificar las formas planctónicas; debe optarse por uno de los planes de separación siguientes:

1o. Separación y conteo de todas las larvas de peneidos y/o carideos hasta especie, las formas que no se identifiquen serán enlistadas como especies A.B.C., etc.
2o. Separación y conteo de todas las formas de peneidos o de carideos hasta género (géneros A.B.C., etc.)
3o. Separación y conteo de larvas pertenecientes sólo a miembros del género con los cuales la investigación tiene que ver.
4o. Separación y conteo de las larvas que pertenecen únicamente a las especies con las cuales la investigación tiene que ver.

Uso de alicuotas

En la mayoría de los casos es innecesario e ineficiente trabajar con toda la muestra de plancton. Munro y otros (1968) colectaron 2 muestras por cada estación y usualmente sólo la mitad de una de las dos muestras fue estudiada: dividían la muestra en partes iguales por medio de un cilindro de plexiglás con dos compartimentos, similar al diseñado por Folsom (Mc Ewan, Johnson, y Folsom 1954) y como el volumen de sus muestras era de 400 ml. aproximadamente, el volumen de su alicuota fue de 200 ml. Kutkuhun y otros (1969), almacenó sus muestras de plancton en botellas de 250 ml. y estudió una o dos alicuotas de 50 ml., o la muestra entera, dependiendo de esto la cocentración de los planctontes en la muestra.

La separación y estudio de las muestras se facilita con el empleo de cajas Petri a las cuales se les ha marcado una cuadrícula de 1 cm. x 1 cm., utilizando para ello un cortador de vidrio u otro procedimiento.

Las larvas de camarones deben separarse de la muestra, almacenarse mientras llega el momento en que serán identificadas, contarse al hacer el examen inicial y dividirse de acuerdo a los géneros y especies a que pertenecen.

Recopilación de los datos.

Los datos que deben ser tomados, como resultado del análisis de cada muestra son los siguientes.

1o. Número del arrastre.
2o. Número de la estación.
3o. Fecha del arrastre.
4o. Número de larvas de camarón de cada muestra, separadas por géneros o especies, de acuerdo al plan decidido antes. (Si la investigación trata de peneidos, el número de los subestados de protozoea y mysis y el número de postlarvas planctónicas, debe ser indicado por separado en la mayoría de los casos; no es práctico identificar con seguridad los huevos y nauplios.

Las larvas de carideos de todas las fases pueden ser sumadas juntas según algún criterio, como la presencia o ausencia de pleópodos, que puede usarse para diferenciar los estadíos tempranos y los tardíos. Los números de postlarvas deben ser detallados aparte de los de larvas.

Con el empleo de las lecturas del corrientómetro, tomadas antes y después de las muestras planctónicas, el número total de larvas por fase y subfase puede ser calculado y recopilado, con relación al número de m^3 o 100 m^3 de agua filtrados por la red de plancton.

ANALISIS DE LAS MUESTRAS BENTONICAS

Las muestras colectadas con la pequeña red de patín deben examinarse, separándose todos los individuos postlarvales de la especie (género o grupo superior) bajo investigación. Si el análisis está restringido a las primeras post-

larvas, es necesario imponer alguna medida arbitraria al tamaño, pero este punto variará de acuerdo a los organismos que estén en estudio. Kutkuhun y otros (reporte mimeografiado) sugiere que el tamaño de 25 mm. es útil en la separación de postlarvas y juveniles de los camarones del género *Penaeus* en el Norte del Golfo de México. Este tamaño en la mayoría de los casos no puede aplicarse a otros peneidos o a los carideos. Además, tiene que hacerse, entre postlarvas "tempranas" y "tardías", una posterior distinción que será inevitablemente arbitraria.

Sin embargo, cualquiera que sea el criterio para la separación, todas las postlarvas de un tamaño determinado o de tamaños menores a éste deben ser separadas por especies y contadas. Los datos recopilados en este análisis tienen que ser similares a los recopilados para las muestras de plancton; en vez del número de larvas o postlarvas/m^3 o por cada 100 m^3 de agua filtrada, hay que calcular la densidad de postlarvas/m^2 o por cada 100 m^2, de fondo muestreado. Además, puede resultar importante el tipo de substrato en el cual fue obtenida cada muestra, porque indudablemente existen diferencias en la predilección de las postlarvas por distintos substratos. Más aún, la condición de la marea tiene que tomarse muy en cuenta, porque puede ser un factor definitivo en la abundancia de postlarvas.

ANALISIS DE LOS DATOS HIDROGRAFICOS

El análisis de los datos hidrográficos incluye, principalmente, la relación de las medidas de temperatura, salinidad y los movimientos de las corrientes en las áreas de pesca y en las zonas costeras adyacentes, con la distribución geográfica y estacional de las larvas y postlarvas tempranas del camarón. El lector deberá referirse a Koczy y otros (1960), Rehrer y otros (1967), para una descripción de los métodos usados en tales análisis.

Procesamiento y acceso a los datos

Debido al gran número de observaciones físicas y biológicas que se llevan a cabo en el mar, y en los procesos de colecta y separación de las muestras de plancton, es necesario abordar los problemas de procesamiento y acceso a los datos obtenidos en las investigaciones concernientes a estudios de larvas y postlarvas de camarones. Existe muy poco en la literatura sobre el uso de computadoras en este tipo de investigaciones, principalmente porque los biólogos pesqueros sólo recientemente han empezado a usar estos elementos: Empero, es obvio que el ahorro de tiempo y esfuerzo proporcionados por la computadora hacen muy conveniente su uso cuando existe la posibilidad y los recursos para realizarlo.

Munro y Dimitrou (1967), presentaron un programa de computadoras efectuado durante las investigaciones sobre abundancia y distribución de larvas del camarón rosado, *Penaeus duorarum*, en la plataforma de Tortugas , en el cual se perforaron una tarjeta maestra y varias tarjetas particulares (una por cada género de larva de Peneido presentes), para cada arrastre. La tarjeta maestra llevaba los datos físicos; cada tarjeta particular de larvas, codificada según la tarjeta maestra, tenía suficiente espacio para incluir en ella el número de cada uno de los estadíos larvarios y postlarvarios desde naplio I hasta postlarva V.

A las tarjetas de datos se les dio la forma sugerida por el Conseil Permanent International pour l' Exploration de la Mer (1962), y pueden ser integradas con cualquiera de los Sistemas del Centro Mundial de Datos.

La forma incluye datos concernientes a: números del crucero; estación y arrastre; barco en el cual se efectuó este último; latitud y longitud; cuadrante (codificado); horá (Est.); día, mes y año; red usada (codificada); salinidad y temperatura de superficie; dirección y velocidad del viento; profundidad del agua; método de muestreo (escalonado-oblicuo, etc.); volumen de agua filtrado durante el arrastre (medido el corrientómetro); temperatura y salinidad del fondo; velocidad del bote; número de los géneros de los cuales se encontraron larvas en la muestra; géneros de peneidos, para los cuales la cuenta se proporciona (codificado), presencia o ausencia de sus huevos, número de sus nauplios en la muestra y número de individuos para cada fase, desde la protozoea a la quinta postlarva, de 9 diferentes categorías de camarones en la cual se incluyen 5 géneros, 3 formas de género desconocido, y una categoría llamada "peneidos desconocidos". La fig. 15 muestra la forma de esta tarjeta

CRU	STA	TON	SN	LAT	LONG	MN	MC	DA	YR	HR	N	SSAL	STE	WD	WS	WDRP	S	PLMV	BTE	BSAL	BS	P
202	5090	3057	MF	2453	8236	1	8	29	62	14	9	3505	305	10	02	1070	1	409	206	3634		5
CRU		S	E	MALP	PRG1		PRG2			PRG3		PYS1		MYS2		MYS3		POST1		POST2	POST3	POST4	POST5
202	3057	1			20																	
202	3057	3												10								
202	3057	9		30																		
202	5060	3060	MF	2456	8225	1	8	29	62	17	9	3580	306	09	01	950	1	458	296	3626		6
202	3060	1			460		50			20						10						
202	3060	2			40					10												
202	3060	3			80							10										
202	3060	4			10																	
202	3060	7										10										
202	3060	9		60																		
202	5070	3061	MF	2458	8215	1	8	29	62	19	9	3563	304	02	05	810	1	321	300	3618		6
202	3061	1			310		170			160		10										
202	3061	2			490		380			200		20		10								
202	3061	3			90		260			180		190		10		40						
202	3061	6			140		30			10												
202	3061	7										10										
202	3061	9		70																		
202	3270	3064	MF	2441	8259	1	8	30	62	09	9	3545	305	09	08	510	1	383	305	3550		5
202	3064	1			960		230			40		10		10		10		10		20		20		10
202	3064	2			2470		1510			2460		1400		870		1600				10				
202	3064	3			60		70			180		190		40		120								
202	3064	7										2010												
202	3064	9		60																				
203	3058	3066	MF	2442	8156	1	5	11	62	11	9	3558	305	08	06	590	1	496	303	3540		6
203	3066	1			180		280			230		60		40		60		70		40		20		
203	3066	2			130		740			1890		1340		1060		1200		10						
203	3066	3			60		220			240		540		470		400		10						
203	3066	9		60																				
203	3066	6			10							10												
203	3066	7										1640												
203	4060	3067	MF	2452	8201	1	9	11	62	13	9	3592	308	09	10	650	1	496	296	3594		6
203	3067	1			830		860			260		90		90		60		90		40		20		
203	3067	2			340		880			1160		10		1960		730		680						
203	3067	3			40		190			440		440		810		560								
203	3067	6			10		10			40		20		10		20								
203	3067	7										800												
203	3067	9		250																				
203	4070	3069	MF	2449	8212	1	9	11	62	15	9	3558	301	13	08	750	1	263	279	3625		5
203	3069	1			250		440			430		90		40		10		20						
203	3069	2			90		150			460		360		140		110								
203	3069	3			50		360			190		280		250		110								
203	3069	7										380												
203	3069	9		80																				
203	4080	3071	MF	2446	8222	1	9	11	62	17	9	3545	304	06	09	780	1	232	249	3617		6
203	3071	1			190		200			120				10		10		10						
203	3071	2			220		560			380		1160		340		30								
203	3071	3			140		770			580		240		150		80								
203	3071	6										70												

203	3071	7												60												
203	3071	9			60																					
CRU	STA	TON	SH	LAT	LONG	AM	MO	DA	YR	HR	M	SSAL	STE	MO	WS	WDEP	S	PLNV	BTE	BSAL	BS	P				
203	4040	3074	NF	2443	8233	1	9	11	62	21	9	3569	302	09	11	920	1	346	241	3630		4				
CRU		G	E	NAUP		PRC1		PRC2		PRC3		HYS1		HYS2		HYS3		POST1		POST2		POST3		POST4		POST5
203	3074	1				180		140		10																
203	3074	2				30		60		20		10														
203	3074	3				10								10		10		10								
203	3074	9			100																					
203	5100	3076	NF	2450	8246	1	9	12	62	09	9	3510	300	09	13	1200	1	832	244	3618		5				
203	3076	1				400		110		10						20										
203	3076	2				80																				
203	3076	3				300		40																		
203	3076	9			30																					
203	3076	6										10														
203	5040	3080	NF	2453	8236	1	9	12	62	13	9	3619	303	09	12	1070	1	1057	221	3628		2				
203	3080	1										20														
203	3080	9												10												
203	5080	3081	NF	2456	8225	1	9	12	62	15	9	3569	304	07	08	960	1	705	230	3629		4				
203	3081	1				50		30		10								10								
203	3081	2				10		60		20				10		10										
203	3081	3				10		10								60										
203	3081	9			140																					
203	5070	3084	NF	2458	8215	1	9	12	62	19	9	3567	301	08	14	810	1	492	260	3630		5				
203	3084	1				150		80		80				10		20		20								
203	3084	2				220		220		110		170		10												
203	3084	3				70		50		50		150		50		40										
203	3084	9			140																					
203	3084	7										150														
203	3270	3085	NF	2441	8209	1	9	12	62	22	9	3553	301	08	13	520	1	547	298	3559		5				
203	3085	1				50												20				10		10		
203	3085	2				110		20		100		30		40		200										
203	3085	3				20		10		20		30		20		20		530								
203	3085	9			10																					
203	3085	7										40														
204	3058	3088	NF	2442	8156	1	9	25	62	12	9	3555	293	07	11	400	1	811	290	3553		5				
204	3088	1																20		30		50		10		
204	3088	2				10		30		60		130		190		700										
204	3088	3						50				10		220		50										
204	3088	7										80														
204	3088	6												10		10										
204	4060	3089	NF	2452	8201	1	9	25	62	14	9	3579	293	07	05	650	1	513	260	3574		5				
204	3089	1				10		20		20				10												
204	3089	2				120		260		150		30		30		30										
204	3089	3				90		210		110		90														
204	3089	6				40		60																		
204	3089	9			140																					

Interpretación y reporte de los datos

Una parte integral de cualquier investigación es la preparación de reportes escritos, aunque sean documentos informales, del progreso que se va logrando, o publicaciones formales que se preparan para su edición en revistas científicas. Dado que el último propósito de cualquier investigación es el incrementar y divulgar el conocimiento obtenido de ella, resulta obvio que si no reporta sus resultados en forma escrita, puede considerarse que no ha cumplido con todos sus propósitos. Estos reportes deben hacerse con gran cuidado, ya que todos los penosos esfuerzos que involucra una investigación pueden resultar inútiles si ésta culmina con una publicación mediocre. Además de la presentación de datos obtenidos durante el curso de la investigación, el reporte escrito debe incluir una interpretación de esos datos y las conclusiones que se puedan extraer de ellos. Un reporte final o publicación sobre la investigación de las pesquerías también debe incluir recomendaciones para el manejo del recurso pesquero, que proponga cómo mantener un alto nivel de las existencias o proporcione algún sistema para la predicción del volumen futuro de dichas existencias.

El autor, en el reporte de un trabajo científico, debe recalcar las metas de la investigación, hacer una relación en su escrito de los métodos que se utilizaron para ello y el resultado de los esfuerzos desarrollados. En los estudios relacionados con la investigación de larvas y postlarvas de camarones y gambas, los siguientes objetivos, que enlistamos de nuevo, son los principales.

1. Proporcionar una descripción de las larvas y primeras postlarvas de las especies de interés.
2. Describir la distribución geográfica y estacional, y la abundancia de los varios estadios larvarios y postlarvarios en las áreas de pesca y zonas adyacentes.
3. Describir los sistemas de corrientes que logran la distribución geográfica y estacional, de los distintos estadios larvarios y postlarvarios.
4. Correlacionar los distintos parámetros del medio ambiente (como temperatura y salinidad), con la distribución geográfica y estacional y la abundancia relativa de los diversos estadios larvarios y postlarvarios.

5. Hacer estimaciones de la producción total de larvas en el área que se estudia y determinar la mortalidad y porcentajes de supervivencia de las larvas.
6. Correlacionar las medidas de abundancia de larvas y postlarvas con el volumen de captura comercial de adultos (varios meses después de las primeras medidas), con el propósito de determinar si es posible establecer algún criterio para la predicción de la captura comercial.
7. La determinación de la necesidad de que se establezcan reglamentaciones a la pesquería, con base a los datos obtenidos del estudio larvario y postlarvario.

DESCRIPCION DE LAS LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS

Ya han sido revisadas aquí las técnicas para la ilustración y descripción de las larvas y primeras postlarvas de camarones y gambas. Para ejemplos de trabajos descriptívos se hace referencia a Fujinaga (1942), Broad (1957 a y b), Dobkin (1961) y Cook y Murphy (1965).

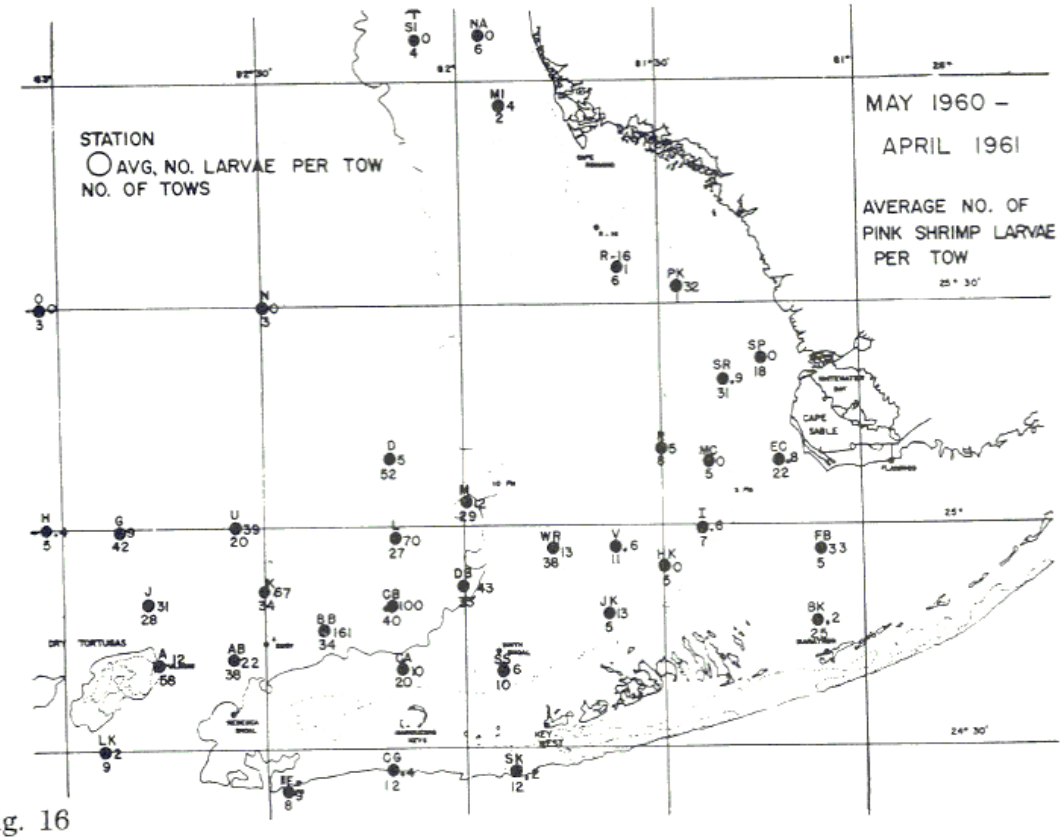


Fig. 16

Captura de larvas y postlarvas en el área de la Plataforma de las Tortugas, entre mayo de 1960 y abril de 1961 (de Idyll y otros, aún sin publicar).

DESCRIPCION DE LA DISTRIBUCION GEOGRAFICA Y ESTACIONAL DE LAS LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS

A partir de los análisis en el laboratorio de las muestras de plancton y de arrastres en el fondo se pueden determinar la cantidad de larvas y postlarvas que hay por M^3 o 100 M^3 de agua filtrada (muestras de plancton), o su número por M^2 o 100 M^2 de fondo muestreado. Estos datos pueden expresarse gráficamente en una carta que muestre el área bajo estudio, y las estaciones en que esas muestras fueron tomadas (Fig. 16). Para la descripción de la distribución estacional deben prepararse cartas de esta naturaleza, detallando la abundancia mensual. Los datos anuales pueden ser sumados en un carta que muestre los números promedio de larvas y postlarvas colectadas en los 12 meses. Es deseable presentar dichos números en forma tal que representen los diferentes estadíos y subestadíos (protozoea, mysis, y postlarvas para los peneidos; y larvas tempranas y tardías para los carideos), pero la inclusión de demasiados números puede oscurecer las figuras. Para dar mayores detalles pueden emplearse tablas o histogramas (Fig. 17).

Los datos de la distribución geográfica y estacional, así como la abundancia de larvas de camarón y primeras postlarvas, permitirán determinar áreas de máxima reproducción y el momento en que ésta se lleva a cabo. También se delinearán importantes áreas de cría para las postlarvas bentónicas. Toda esta información es sumamente valiosa para cualquier consideración que se haga para decidir las reglamentaciones que serán impuestas a la pesquería.

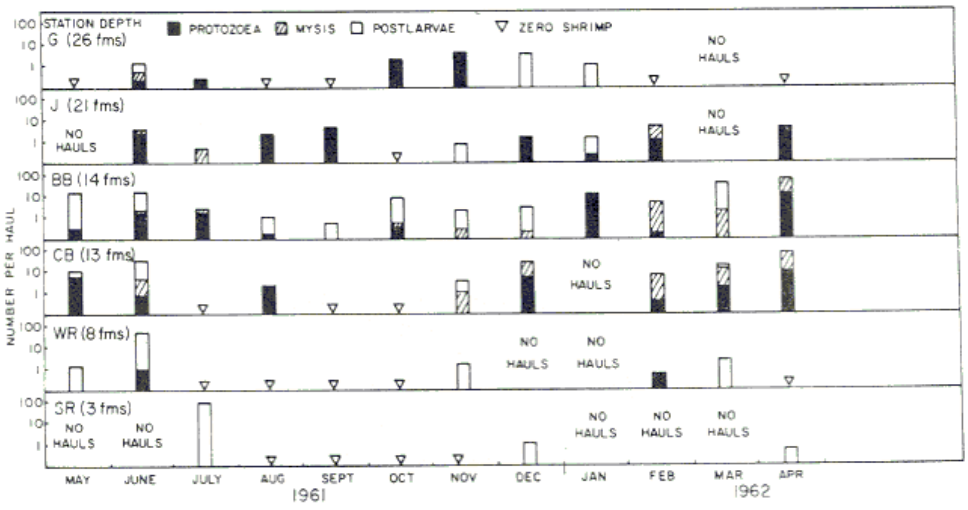


Fig. 17

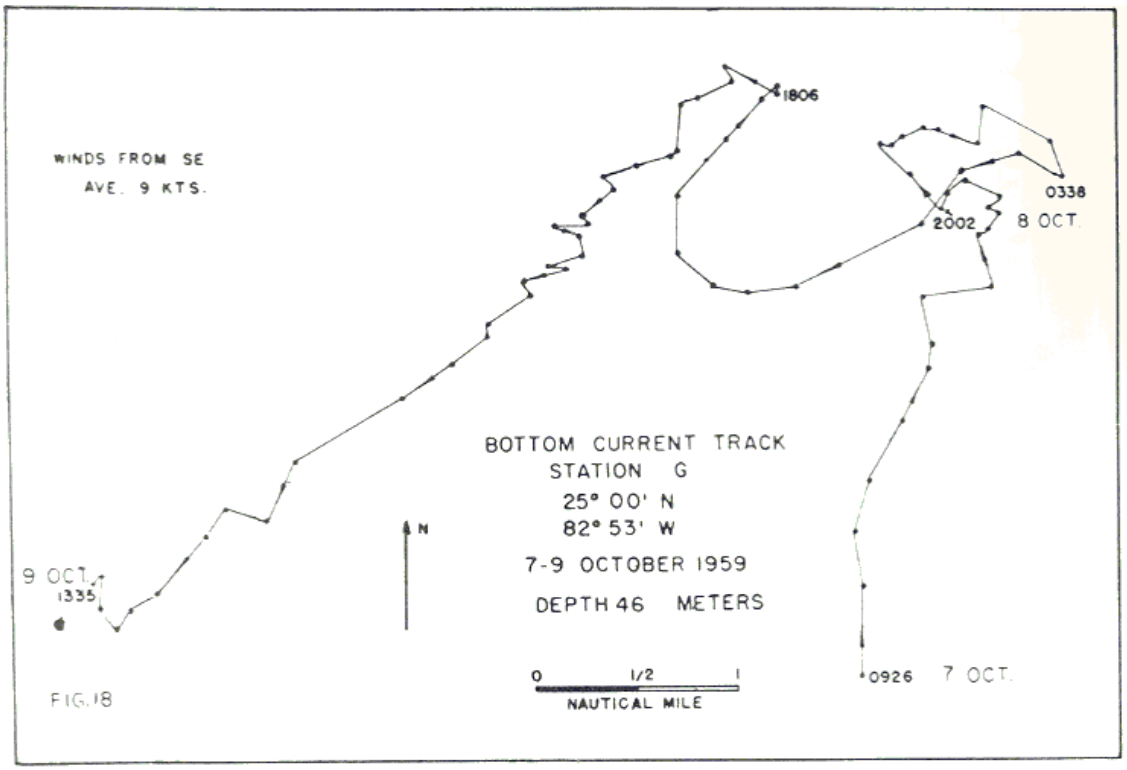
Caputra de varios estadíos larvarios y postlarvarios de *Penaeus duorarum* en Estaciones seleccionadas del área de la Plataforma de las Tortugas, entre mayo de 1961 y abril de 1962 (de Idyll y otros, aún sin publicar).

DESCRIPCION DE LOS SISTEMAS DE CORRIENTES

Usualmente, conviene describir el sistema de corrientes que afecta la distribución de larvas y postlarvas de camarón, por lo menos en el caso de los peneidos, y postular los mecanismos por los cuales las formas larvarias son transportadas de las zonas de desove a las áreas de cría costeras.

Esto puede llevarse a cabo gráficamente de las formas que en seguida se enlistan.

1. Por la descripción de los movimientos de las corrientes en un período de uno o uno y medio o dos ciclos de mareas (Fig. 18). Esta información puede ser sumarizada colocando flechas que muestren la dirección y velocidad de las corrientes de las diversas estaciones muestreadas (Fig. 19). Esto debe hacerse por separado para cada una de las distintas estaciones o meses del año a fin de determinar las variaciones temporales.
2. Por la descripción del recorrido que efectúan las botellas de deriva liberadas en las áreas de pesca (Fig. 20). La dirección y magnitud del movimiento durante el período de deriva debe ser muy aparente en las tablas o cartas usadas para mostrar estos datos.
3. Los datos obtenidos por medio de medidores Carruthers u otros medidores fijos pueden ser descritos similarmente.



Trazado de las corrientes de fondo en la Estación G, en el área de la Plataforma de las Tortugas (de Koczy y otros, 1960).

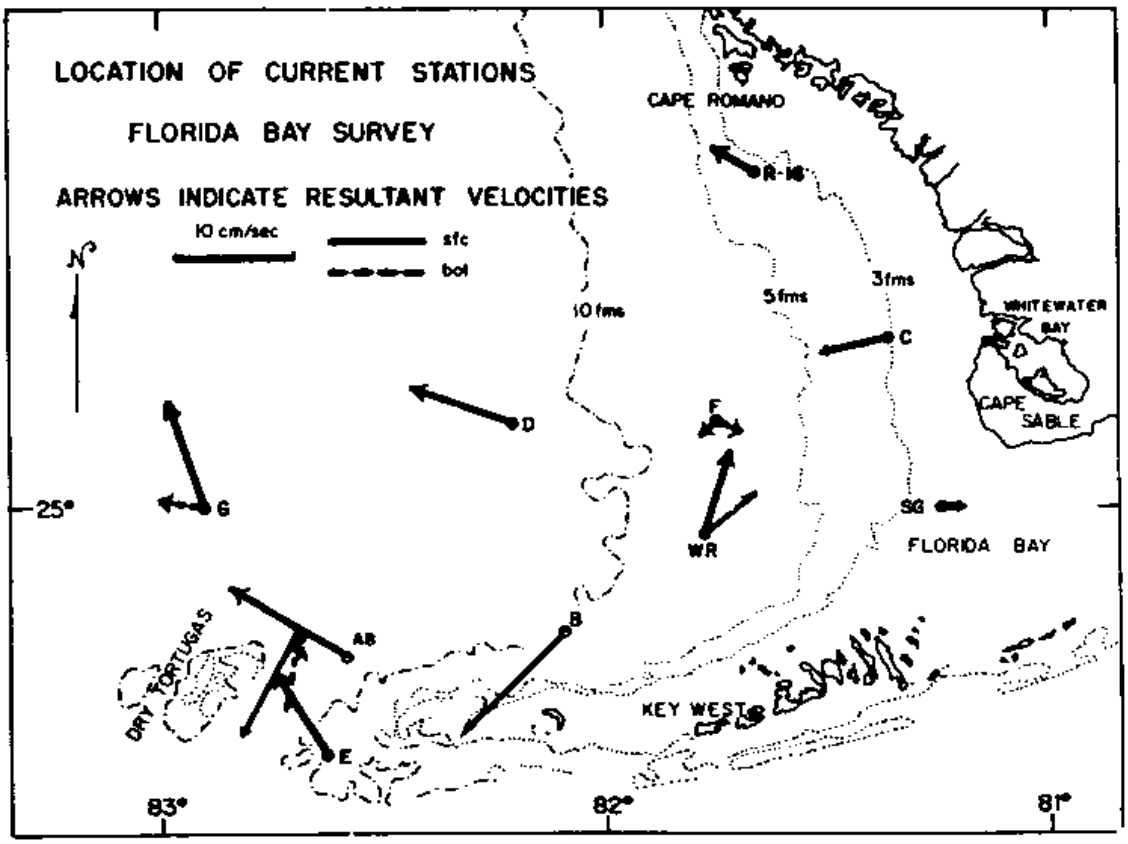


Fig. 19

Localización y velocidades resultantes de las Estaciones medidoras de corrientes en el área de la Plataforma de las Tortugas. A menos que las corrientes de superficie y/o las del fondo sean marcadamente distintas, las flechas representan promedios de las corrientes de superficie (de Koczy y otros, 1960).

DESCRIPCION DE OTROS PARAMETROS AMBIENTALES

Las mediciones hechas sobre otros parámetros del medio ambiente, pueden ser presentadas en una forma tabular por meses. Una correlación de tales medidas con la distribución geográfica y estacional de las larvas y postlarvas de camarón, probablemente proporcionen muy valiosa información. Jones y otros (en prensa), establecieron las abundancias relativas de larvas y postlarvas del camarón rosado, en la plataforma de Tortugas, y compararon esto con las temperaturas promedio del agua del fondo de la misma área, en un período de tres años y medio (Fig. 21) y las curvas fueron muy similares.

Munro y otros (1968), usaron histogramas, para mostrar las relaciones entre el porcentaje de captura anual de las primeras protozoeas y la temperatura promedio del agua del fondo en la plataforma de Tortugas, durante un período de 5 años (Fig. 22).

Las medidas de salinidad son particularmente útiles en el análisis de la distribución de las postlarvas bentónicas y las posteriores formas juveniles en las áreas de cría costeras.

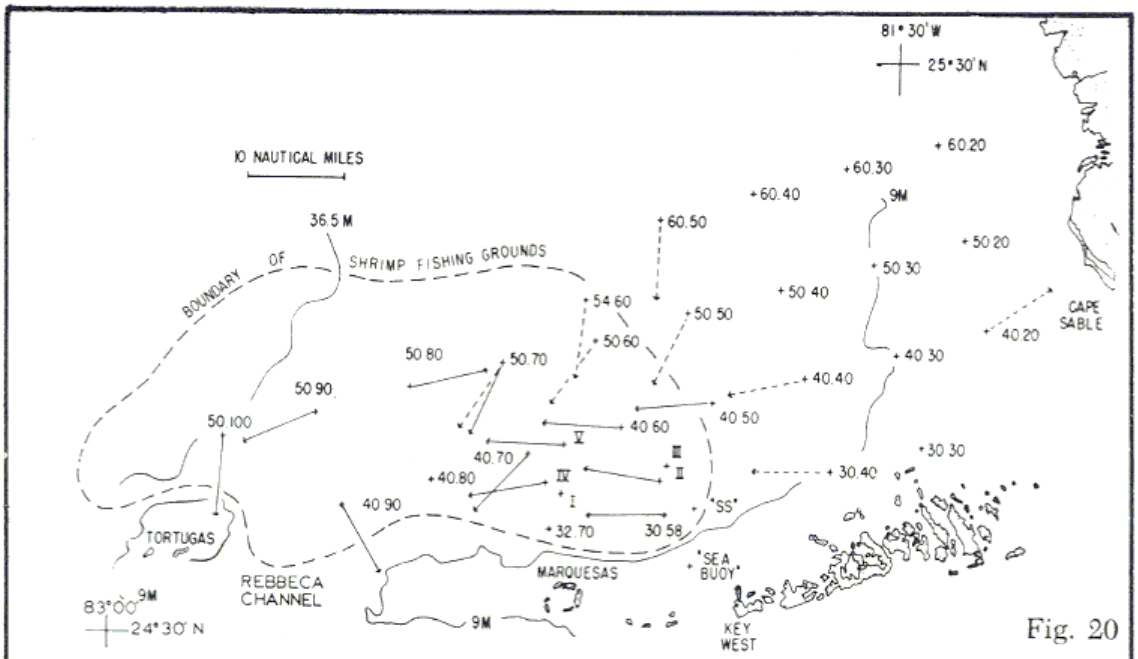


Fig. 20

Representación gráfica de la resultante de la deriva de las botellas de arrastre de fondo, liberadas en el área de Plataforma de las Tortugas en febrero–marzo de 1964 (flechas continuadas) y en octubre de 1964 (flechas interrumpidas). (De Rehrer y otros. 1967).

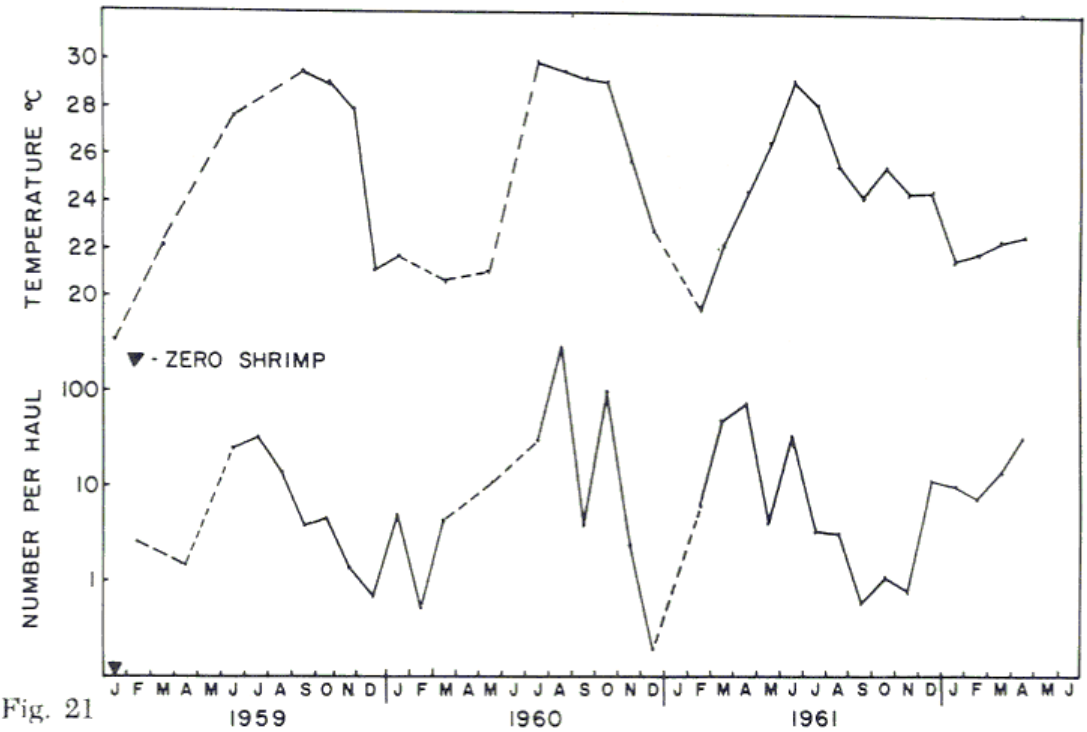


Fig. 21

Abundancia relativa de las larvas y postlarvas de *Penaeus duorarum* y temperatura promedio del agua del fondo en el área de la Plataforma de las Tortugas, desde enero de 1959 hasta abril de 1962 (de Idyll y otros, aún sin publicar).

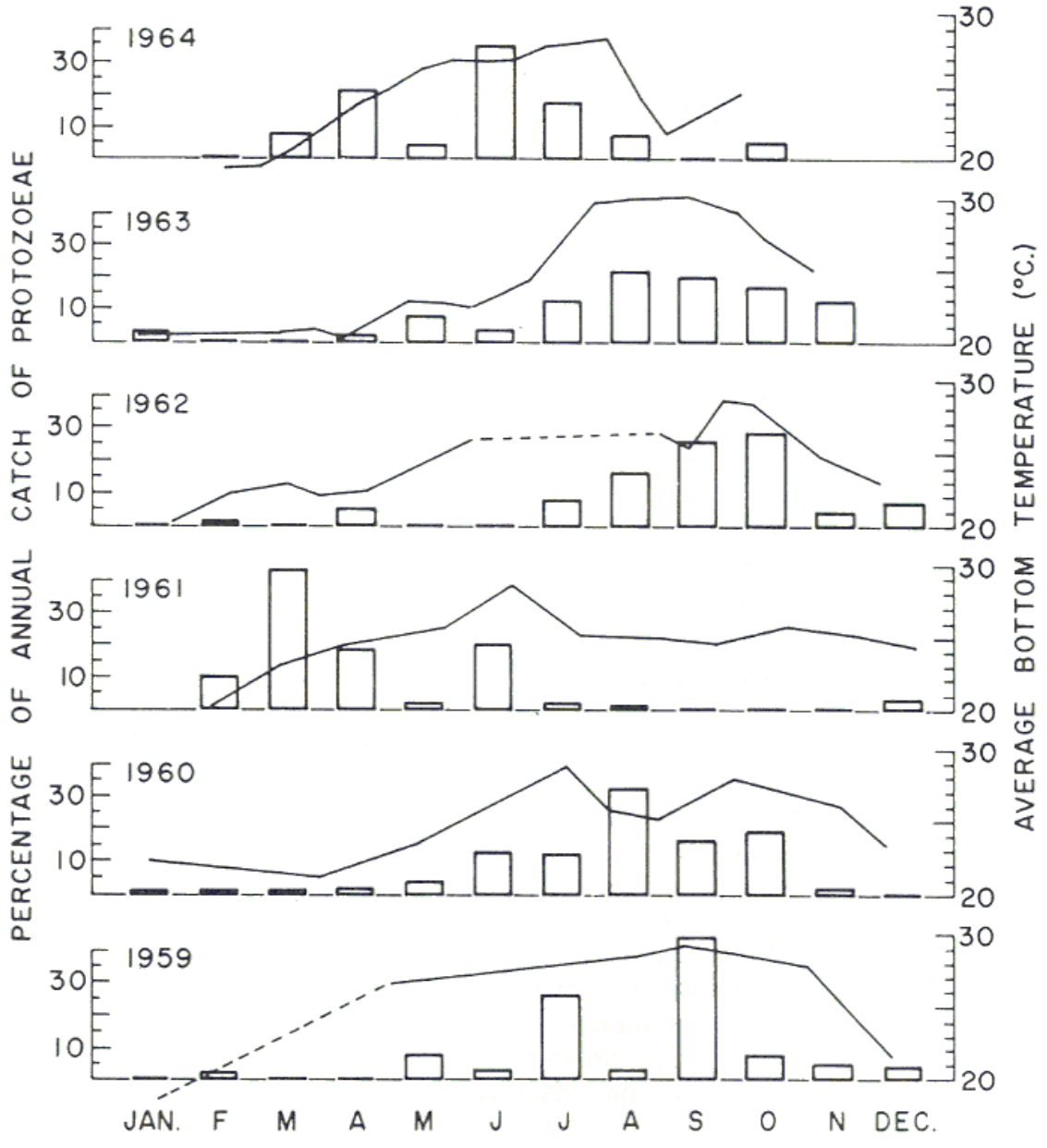


Fig. 22

Histogramas mostrando la relación entre el porcentaje de captura anual de primeras Protozoeas de *Penaeus duorarum* tomadas mensualmente —línea continuada—, y la temperatura promedio del agua del fondo en el área de la Plataforma de Tortugas, 1959-1964. Las líneas interrumpidas indican ausencia de datos. (De Munro y otros, 1968).

ESTIMACIONES DE PRODUCCION LARVARIA, MORTALIDAD Y SOBREVIVENCIA

Si se hace un intento para predecir la disponibilidad de camarón para la flota pesquera basándose en la abundancia de larvas y primeras postlarvas, tienen que desarrollarse métodos de estimación de la producción, mortalidad y sobrevivencia de las larvas y postlarvas.

Munro y otros (ibid), usaron la ecuación desarrollada para las sardinas del Pacífico, por Sette y Ahlstrom (1948) y Ahlstron (1954), aplicando ésta a las cantidades de primeras protozoeas de *Penaeus duorarum* que es la primera fase realmente identificable de estas especies, para obtener una estimación del número de individuos de este estadío producidos anualmente en la plataforma de Tortugas. La Ecuación es: $C = (Ci\ Wi\ ti)$ en la cual C = número total de primeras protozoeas, producidas en el área de investigación durante el período ti.

Ci = Li/D.
Li = número estimado de primeras protozoeas, producidas en el área de 10 m^2, en una estación i.
D = duración del estudio de primera protozoea (3 días).
Wi = área representada para la estación i.
ti = tiempo ponderado para la estación i (igual a la mitad del tiempo transcurrido desde la fase anterior, más la mitad del tiempo a transcurrir antes de la siguiente fase).

La duración del primer estadío de protozoea, fue determinado por los cultivos en laboratorio de esta especie hechos por Ewald (1965). Esto está sujeto a algunas variaciones entre los especímenes cultivados y pueden ser significativamente más cortos en la naturaleza. El área representada para cada estación de muestreo fue de 320 Km2, y el tiempo ponderado de 14 días.

Usando esta ecuación, la producción diaria de primeras protozoeas, fue determinado (Fig. 23) para un período mayor de 2 años. Esto llevó a un promedio anual aproximado, para la plataforma de Tortugas, de 87,000 x. Un análisis similar puede llevarse a cabo por cada estadío larvario y postlarvario, y está basado en las cantidades de cada subestadío presentes en las muestras de plancton.

La comparación de los números de cada subestudio presente, anualmente puede proporcionar porcentajes gruesos de supervivencia, y cuando éstos se emplean junto con la información adecuada sobre la duración de varios estadíos larvarios y sus mudas (estimados a partir de experimentos de cultivo), proporcionan la determinación de los porcentajes de supervivencia diaria. Usando estos métodos, Munro y otros (ibid) calcularon una supervivencia diaria promedio de 80.4%, por día, desde el brote hasta los 35 días, edad en que las postlarvas entran a los campos de cría en los Everglades. La fracción de la población original de primeras protozoeas, sobrevivientes hasta este estadío se estimó que era, aproximadamente, 0.14% o sea 0.05% de la población estimada de nauplios recién eclosionados.

La comparación de la cantidad de postlarvas que entró a los campos de cría en 1963, con el número estimado de individuos que compusieron la captura comercial de *Penaeus duorarum* de la plataforma de Tortugas, en el mismo

Cruise	Date	Length of intercruise period	First protozoeae produced during intercruise period	Average number of first protozoeae produced per day
	1962	*Days*	*Calculated number* $\times 10^8$	
6201	Aug. 14–16	14.0	2,993.0	213.8
6202	Aug. 28–30	13.8	5,091.9	369.0
6203	Sept. 11–12	14.3	4,062.2	284.1
6204	Sept. 25–28	14.0	8,886.2	634.7
6205	Oct. 9–10	21.0	13,455.5	640.7
6206	Nov. 7–8	28.0	258.5	9.2
6207	Dec. 4–5	32.0	6,423.0	200.7
	1963			
6301	Jan. 9–10	48.5	3,511.0	72.4
6303	Mar. 11–12	38.0	750.1	19.7
6304	Mar. 26–27	14.3	104.8	7.3
6305	Apr. 8–10	21.3	791.6	37.2
6306	May 7–9	21.3	2,746.6	129.0
6307	May 20–23	13.8	2,794.7	202.5
6308	June 4–5	14.8	177.0	12.0
6309	June 18–22	13.5	1,403.9	104.0
6310	July 1–2	20.8	8,021.3	385.6
6311	July 30–Aug. 1	21.5	2,738.2	127.4
6313	Aug. 13–14	13.5	2,540.8	188.2
6314	Aug. 27–28	13.5	6,134.0	454.4
6315	Sept. 9–10	17.5	6,002.7	343.0
6316	Oct. 1–2	18.0	7,184.2	399.1
6317	Oct. 15–16	17.5	4,287.6	245.0
6318	Nov. 5–6	64.5	11,352.1	176.0
	1964			
6401	Feb. 17–18	59.0	1,079.0	18.3
6402	Mar. 3–4	14.0	327.2	23.4
6403	Mar. 17–18	14.5	5,595.3	385.9
6404	Apr. 1–2	14.0	11,021.5	787.3
6405	Apr. 14–15	13.8	9,004.4	652.5
6406	Apr. 28–30	14.3	1,792.6	125.4
6407	May 12–14	14.0	1,967.4	140.5
6408	May 26–28	14.0	2,083.1	148.8
6409	June 9–11	14.0	6,793.4	485.2
6410	June 23–25	14.0	15,593.8	1,113.8
6411	July 7–9	14.0	7,881.4	563.0
6412	July 21–23	13.8	4,056.2	293.9
6413	Aug. 4–5	14.3	5,680.8	397.3
6414	Aug. 18–21	14.0	804.9	57.5
6415	Sept. 1–2	22.3	530.4	23.8
6416	Oct. 2–4	30.0	3,834.3	127.8

Fig. 23

Producción estimada de la primera Protozoea de *Penaeus duorarum* en el área de la Plataforma de las Tortugas, entre agosto de 1962 y octubre de 1964. (De Munro y otros, 1968).

año, dio como resultado, en un cálculo aproximado, que el 6% de las postlarvas que entran a los campos de cría sobreviven para ser capturadas en la pesquería.

Es obvio que un análisis de este tipo, puede aplicarse a predicciones sobre la captura comercial. La seguridad que se puede tener en las predicciones, basadas en el número de animales de los varios estudios del ciclo de vida, será discutido más adelante.

PREDICCION DEL TAMAÑO DE LA CAPTURA COMERCIAL A PARTIR DE LA ABUNDANCIA DE JUVENILES

La predicción del monto de la captura comercial en ciertas áreas, es teóricamente posible en base a la abundancia de larvas, postlarvas o juveniles que crecerán para formar la captura que deseamos predecir. Con anterioridad ya hemos discutido los métodos para la obtención de la estimación de la producción de larvas y primeras postlarvas. Munro y otros (1963), han explicado cómo tales aproximaciones pueden ser comparadas con la captura comercial para un período de tiempo dado.

Las futuras predicciones pueden estar basadas en la experiencia, obtenida de la comparación de anteriores producciones de larvas en relación a las capturas comerciales de los mismos años.

Las preguntas que se desea discutir aquí son dos:

1. ¿en la abundancia de cuál fase del ciclo de vida deben basarse los intentos de predicción?;
2. ¿cuáles son los métodos que deben utilizarse en la comparación de la abundancia de formas juveniles con la magnitud de la captura comercial?

La primera pregunta puede ser contestada fácilmente, al menos en parte. Será deseable basar nuestras predicciones en la abundancia de individuos, que pasan por la fase del ciclo de vida más temprana posible, sobre los cuales haya datos confiables. Si puede demostrarse que la abundancia de larvas está de acuerdo con la captura de camarones, 6 o más meses más tarde, entonces será muy conveniente basar nuestras predicciones en esta fase del ciclo de vida. Como una de las principales miras a la predicción es advertir a los pescadores acerca del probable éxito de la pesca, para que ellos se preparen adecuadamente, mientras mayor sea el tiempo de preparación mejor pueden planear sus movimientos; mientras más tardío sea el estudio usado como un índice sobre la futura abundancia, más aproximado resultará, pero también serán menos útiles las predicciones, ya que es menor el tiempo con que se anticipan.

La abundancia de larvas de camarón varía en mayor grado que la de estadíos posteriores a causa de una tasa de mortalidad más variable, al menos parcialmente, debido a la mayor influencia de los cambios del medio sobre esas formas que sobre estados posteriores. Además, esta variabilidad en número quizá tenga poca influencia en las capturas futuras: la alta mortalidad de las formas larvarias posiblemente quede compensada por las condiciones ideales que encuentren las postlarvas y los juveniles; por el contrario, una gran abundancia de larvas puede ser seguida de una captura comercial pobre, a causa de las condiciones desfavorables en las que se desarrollaron los si-

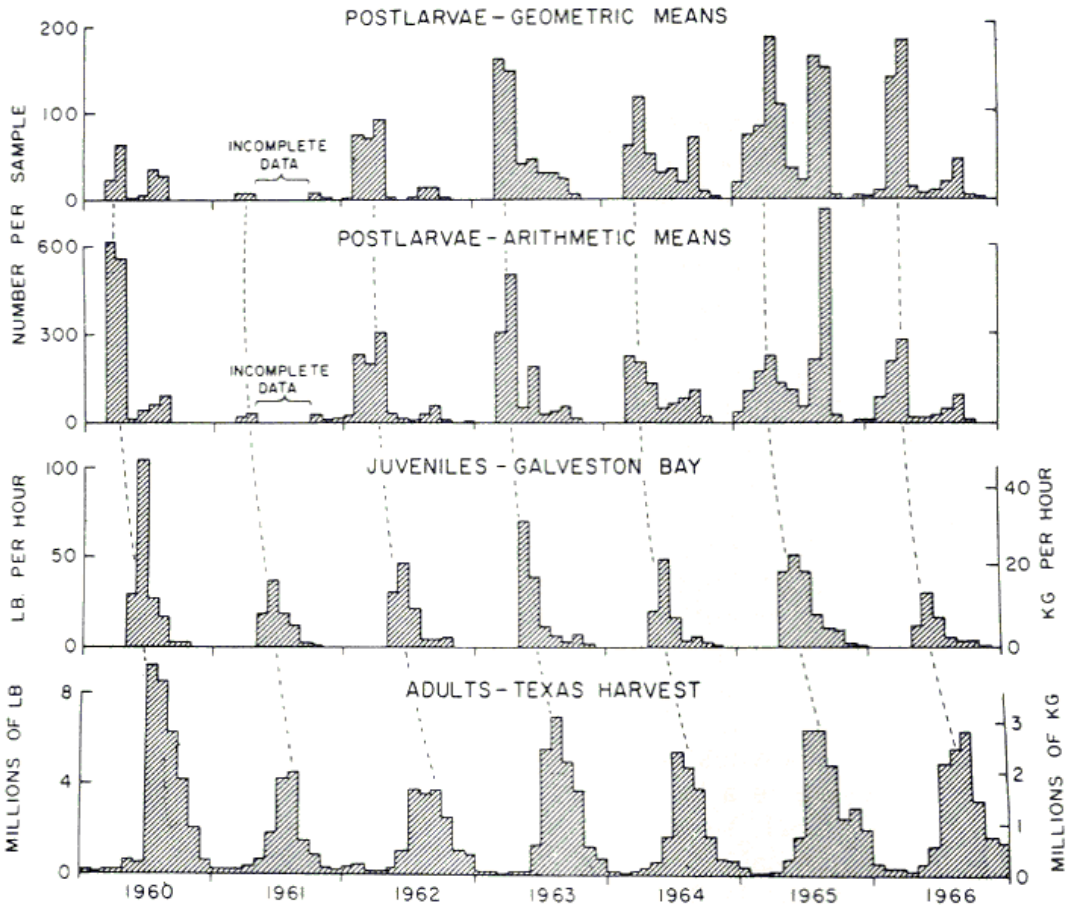


Fig. 23

Producción estimada de la primera Protozoea de *Penaeus duorarum* en el área de la Plataforma de las Tortugas, entre agosto de 1962 y octubre de 1964. (De Munro y otros, 1968).

guientes estadíos. Aunque aún no existen suficientes evidencias en pro o en cóntra del uso de los estadíos larvarios para esos propósitos, parece ser que la gran variabilidad en número, aunada a los cambios de condiciones del medio implicados en la adaptación a la existencia bentónica y en los peneidos en la migración a un habitat totalmente diferente, hace más conveniente el uso de la abundancia de postlarvas y juveniles para propósitos de predicción.

Berry and Baxter (1969), reportan sus intentos de predecir la abundancia del camarón café (*Penaeus aztecus*) en el noroeste del Golfo de México, en base a la abundancia de postlarvas y juveniles.

Las colectas de postlarvas fueron hechas en la Bahía de Galveston, con una red manual de arrastre con patín, descrita por Renfro (1963), ya discutida anteriormente. La abundancia de camarón café fue determinada por la estimación de la captura y el esfuerzo de la pesquería de camarón para carnada de la Bahía de Galveston.

Aunque admitiendo que, en ciertas circunstancias, una media aritmética del número de postlarvas colectadas puede usarse como índice de la abundancia de

esas formas. Berry y Baxter (ibid), transformaron sus cuentas de postlarvas a logaritmos, y con el propósito de que esas cuentas se aproximaran a una curva normal usaron un procedimiento geométrico para obtener un índice numérico.

El criterio para decidir cuándo una medida aritmética o geométrica son apropiadas, es el número de muestras en las que el análisis esté basado. Si se efectúan colectas suficientes durante las máximas de abundancia, entonces un procedimiento aritmético es muy recomendable, pero un análisis basado en un pequeño número de colectas probablemente requerirá la transformación antes descrita.

Con el propósito de determinar la abundancia de camarón café en la Bahía de Galveston (Berry y Baxter (ibid), usaron datos proporcionados por la pesquería de carnada, a fin de estimar la captura promedio de camarón, por hora de pesca cada semana, durante un período de 48 semanas. Este período representa el tiempo que los camarones café (principalmente juveniles) abundan en la bahía, antes de su migración a alta mar, sumando las estimaciones semanales de captura por unidad de esfuerzo, durante cada temporada, y dividiendo entre el número de semanas, se obtuvo el número proporcional al tamaño de las existencias de camarón en un año dado. Ellos encontraron que el promedio de captura por esfuerzo, en las primeras siete semanas de este período, puede ser usado como un índice de la abundancia de juveniles en la bahía.

Las descargas y los datos de esfuerzo de capturas para un área fuera de la costa de Texas, adyacente a la Bahía de Galveston (subárea 18, como fue definida por Kutkuhun, 1962), se usaron para describir índices de la abundancia de adultos de camarón café, que presumiblemente se habían movido hacia alta mar desde el sistema de la Bahía de Galveston. Las comparaciones fueron hechas entre el índice de abundancia proporcionado por los juveniles en la Bahía de Galveston, y la captura comercial de camarón a todo lo largo de la costa de Texas.

A pesar de la marcada correlación, los autores mencionan que las predicciones para una área tan extensa deben estar basadas en datos de más de una localidad de muestreo.

La figura 24 describe la comparación de los números de postlarvas y juveniles, en la Bahía de Galveston, con relación a la captura comercial de camarón a lo largo de la costa de Texas, a lo largo de un período de siete años (1960-1966). Resulta aparente, por esta descripción gráfica de los datos, que la abundancia de postlarvas y juveniles en la Bahía de Galveston, proporcionará un magnífico medio de predecir la posterior abundancia de camarones para la pesquería en aguas texanas. Los autores concluyen que, a pesar de los serios problemas que presenta el muestreo de postlarvas, están seguros de que las predicciones basadas en los índices postlarvarios tienen un valor potencial mayor para la industria camaronera que los basados en las capturas de juveniles, porque la infomación se puede obtener semanas antes.

En la conclusión de un trabajo similar al de Berry y Baxter (ibid), pero relacionado con poblaciones del camarón café a lo largo de la costa de Louisiana, St. Amant y otros (1966), establecieron "La Densidad y Distribución de los Juveniles", que ofrece temprana información sobre la cual basarse para predecir

la producción futura, ya que existe una directa relación entre la densidad postlarvaria y la futura producción.

Yokel y otros (1969), intentaron usar el número de camarones rosados (*Penaeus duorarum*) I que emigran de los estuarios del Parque Nacional Everglades a la Bahía de Florida y a la plataforma de Tortugas, como un medio para predecir el rendimiento de la pesquería comercial de las áreas adyacentes. Su análisis permitió hacer predicciones de moderada exactitud acerca de la aparición de grupos de camarones pequeños en las pesquerías de Tortugas. Grandes afluencias de esos pequeños camarones pueden seguirse, progresivamente en el tiempo, a través de categorías de mayores tamaños. Es posible hacer las predicciones más exactas uno o dos y medio meses antes de la disponibilidad de esas formas juveniles para la pesquería, pero las predicciones de cuatro o más meses de anticipación fueron consideradas factibles.

En resumen, en los trabajos sobre el establecimiento del criterio para la predicción, basada en índices de abundancia de los camarones juveniles, se asienta que es deseable hacer partir nuestras predicciones de la abundancia de individuos, en la más temprana fase del ciclo de vida que sea posible, para la cual haya datos seguros. No se cree que pueda confiarse en los datos obtenidos de los estadíos larvarios para el establecimiento de tal índice. Futuras investigaciones pueden desmentir tal opinión, pero la información en la literatura establece el uso de la abundancia de postlarvas bentónicas y/o juveniles, para este propósito.

Aunque un índice basado en postlarvas es deseable, la elección dependerá de un cuidadoso análisis de los datos de la particular población en estudio. Nada puede definirse antes de que se haya llevado a cabo durante un buen número de años un muestreo intensivo de ambas poblaciones de postlarvas y juveniles y los índices de abundancia, basados en estos muestreos, se hayan establecido y comparado con los índices de abundancia para la captura comercial. Admitir que los medios confiables de predicción no están disponibles es preferible a emitir un criterio apresurado de predicción, acompañado por afirmaciones irresponsables.

RECOMENDACIONES PARA EL ESTABLECIMIENTO DE LAS REGLAMENTACIONES, BASADAS EN INVESTIGACIONES DE LAS LARVAS Y PRIMERAS POSTLARVAS DE CAMARON

Las clases de reglamentaciones que pueden ser recomendadas en base sólo a la información obtenida de las investigaciones concernientes a las larvas y primeras postlarvas de camarón, están relacionadas con:

1. Establecimiento de áreas cerradas que representen las áreas geográficas, en las cuales el desove o la aparición de las larvas sea más intensa. Cuando esto haya sido determinado por la relativa abundancia de los estadíos larvarios más primitivos;
2. Establecimiento de temporadas de veda que coincidan con las fechas del año de mayor abundancia de larvas de camarón;
3. establecimiento de áreas cerradas en aquellos lugares que sirven como áreas de cría a los camarones postlarvales o juveniles.

Los dos primeros tipos de reglamentación están, desde luego, dirigidos a la protección de la población en reproducción. A causa de la alta fecundidad de la mayoría de las especies de camarón y a la muy variable mortalidad durante los estadíos larvarios, es dudoso que cualquiera de estas formas de regulación sean muy efectivas en el mantenimiento de una gran población en condiciones normales.. Además, se puede decir que la captura de camarón, de cualquier tamaño, reduce la población de reproductores potenciales. El uso de tales regulaciones pueden ser previstas para los casos en los que haya habido una drástica disminución en la cantidad de larvas y postlarvas capturadas en un período de varios años, y cuando este decremento se haya reflejado en una disminución similar en la captura comercial.

El cuidado de las áreas de cría, por otro lado, ofrece una mayor protección a la población. Esto puede ser particularmente útil en el caso de los peneidos, los cuales usan más esas áreas que los carideos.

En cuanto a las postlarvas e individuos y juveniles de la especie, nosotros procuramos mayor protección a las formas que han sobrevivido a los periodos de mayor mortalidad y tienen ya una razonable probabilidad de llegar al tamaño comercial. Además, las áreas en las cuales esas formas postlarvarias y juveniles se encuentran no son, usualmente, las mismas en las que el arrastre captura gran número de camarones de talla comercial.

Es posible entonces proteger a las formas juveniles sin castigar a la pesquería. El establecimiento de las regulaciones concernientes a la protección de las áreas de cría debe, por supuesto, estar precedida por una cuidadosa investigación diseñada para delinear dichas áreas. Esta discusión ha tenido el propósito de indicar, simplemente, que tales reglamentaciones son posibles. La decisión de establecer esto o cualquier otra regulación debe estar basada en las circunstancias particulares existentes en la pesquería de que se trate.

APENDICE

CLAVE GENERICA PARA LA IDENTIFICACION DE PROTOZOEAS, MYSIS Y FASES POSTLARVARIAS DE PENEIDOS LITORALES DEL NOROESTE DEL GOLFO DE MEXICO.

HARRY L. COOK.

sacado del FISHERY BULLETIN: VOLUME 65, NO. 2

KEY TO STAGES AND SUBSTAGES OF PENAEID LARVAE AND EARLY POST-LARVAE

1 Body simple, unsegmented; three pairs of appendages arising from anterior portion of body, first unbranched, second and third branched; paired caudal spines arise from posterior end of body (Nauplius)---------- 2
Not as above---------- 7

2(1) Body pear shaped; pairs of caudal spines of equal length, extending straight posteriorly; lateral setae on appendages arise singly or in pairs; appendages lack spines or processes such as would be utilized for feeding purposes; carapace present only as a close-fitting rudiment in later stages (Penaeid nauplius fig. 1)---------- 3
One or more of the following characters present: body elliptical; pairs of caudal spines of unequal length or extending medianly, crossing one another; lateral setae on appendages arising in clusters; spines or processes such as would be utilized for feeding purposes present; a well-developed or prominent carapace present
Nonpenaeid nauplius

3(2) Five setae on exopod of second antenna; one pair of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines convex-- Nauplius I (fig. 1a)
More than five setae on exopod of second antenna; one or more pairs of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines not convex---------- 4

4(3) Six setae on exopod of second antenna; usually one, sometimes two, pairs of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines flat---------- Nauplius II (fig. 1b)
More than six setae on exopod of second antenna; usually three or more pairs of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines concave---------- 5

5(4) Seven setae on exopod of second appenadge; usually three, sometimes four, pairs of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines slightly concave; no swelling at base of mandible---------- Nauplius III (fig. 1c)
More than seven setae on exopod of second antenna; usually more than four pairs of caudal spines; surface of body between insertion of caudal spines deeply concave; base of mandible swollen---------- 6

6(5) Eight setae on exopod of second antenna; usually five, sometimes six, pairs of caudal spines; slight swelling at base of mandible; endopod of mandible never transparent; rudimentary ventral appendages posterior to third appendages
Nauplius IV (fig. 1d)
Nine setae on exopod of second antenna; usually seven, sometimes six, pairs of caudal spines; large subconical protuberance at base of mandible; endopod of mandible frequently transparent; ventral appendages prominent
Nauplius V (fig. 1e)

7(1) Large, prominent, carapace followed by a slender segmented thorax and an abdomen which may or may not be segmented; two pairs of prominent

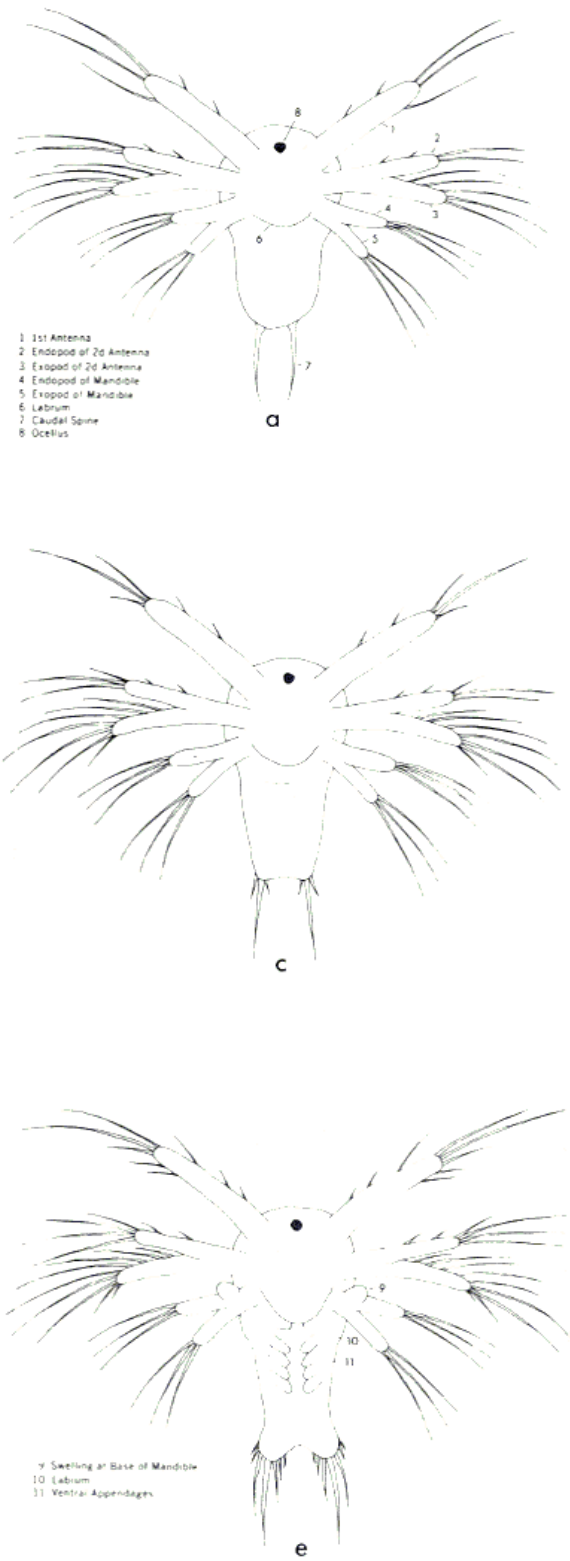
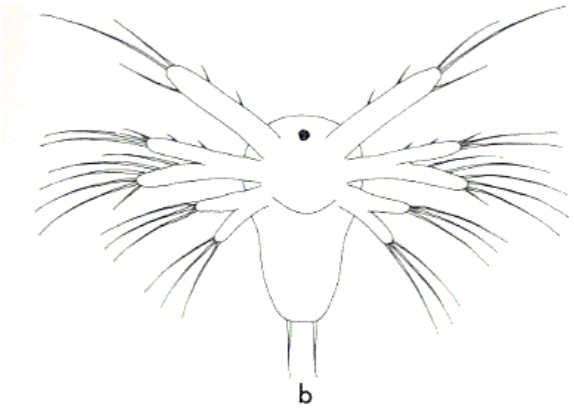
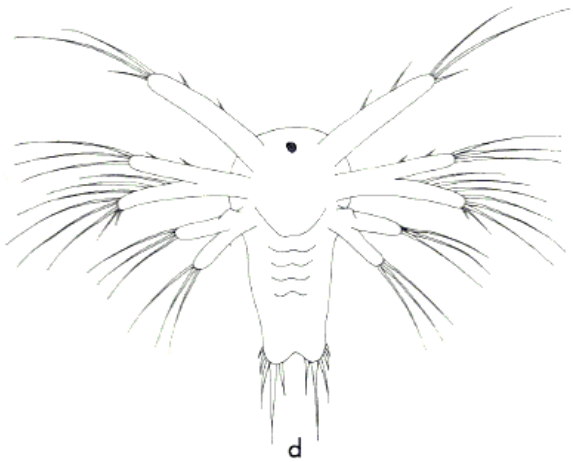
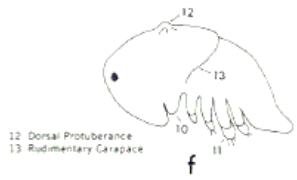


FIGURE 1.—Penaeid nauplii: *a*, Nauplius I; *b*, Nauplius II;







e, Nauplius III; *d*, Nauplius IV; *e*, and *f*, Nauplius V.

appendages arising from anterior portion of body, the first unbranched, the second branched; prominent labrum present (Protozoea)..... 8
Not as above..... 11

8(7) Carapace does not completely cover thorax; abdomen bifurcate posteriorly, with each furca bearing at least seven spines; biramous first and second maxillipeds well developed, the third absent or present only as a rudiment; usually, no spines arise from posterior half of carapace; if spines present, a dorsal organ (fig. 2d) is present (Penaeid protozoea fig. 2)..... 9
One or more of the following characters present: carapace completely covers thorax; abdomen not bifurcate; caudal furcae bear less than seven pairs of spines; first and second maxillipeds not well developed or third maxilliped well developed; if numerous spines arise from posterior portion of carapace, dorsal organ not present
Nonpenaeid protozoea

9(8) Eyes sessile, beneath carapace; pereiopods absent; abdomen unsegmented
Protozoea I (fig. 2a)
Eyes stalked; pereiopods present at least as small buds; abdomen segmented..... 10

10(9) Uropods not present externally, may be seen beneath cuticle; pereiopods present only as small buds; first five abdominal segments without dorsal spines..... Protozoea II (fig. 2b)
Uropods present externally; pereiopods rudimentary, but biramous and prominent; first five abdominal segments with dorsal spines
Protozoea III (fig. 2c)

11(7) Carapace closely fitting with a rostrum that extends anteriorly between the eyes; five pairs of biramous pereiopods present, with the exopods elongate and bearing numerous setae which make them appear brushlike; six-segmented abdomen followed by telson and biramous uropods; pleopods, if present, rudimentary and nonfunctional (Mysis)..... 12
Carapace closely fitting with a rostrum extending anteriorly between the eyes; five pairs of pereiopods present, with exopods absent or present only as rudiments; six-segmented abdomen followed by telson and biramous uropods; five pairs of setose, functional pleopods present (Postlarvae)..... 15

12(11) First three pairs of pereiopods cleft to form rudimentary chelae; pleura of first abdominal segment overlap second; antennal blades present; pleopods develop on first five abdominal segments simultaneously although they are not necessarily of equal length; telson narrow and notched medianly; uropods without statocysts; usually, no spines originate from posterior half of carapace and margins of carapace not serrate; if spines or serrations present, a dorsal organ also present (Penaeid mysis fig. 3)..... 13
One or more of following characters present: first three pereiopods not cleft to form rudimentary chelae; pleura of second abdominal segment overlap first; antennal blades absent; pleopods may not be present on all abdominal segments; telson broad and fan shaped or not

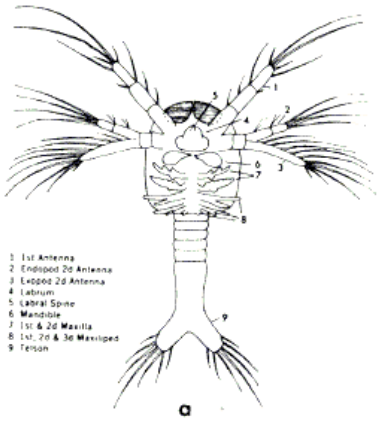


FIGURE 2.—Penaeid protozoeae: *a*, Protozoea I; *b*, Protozoea II; *c*, Protozoea III; *d*, Protozoea III, carapace.

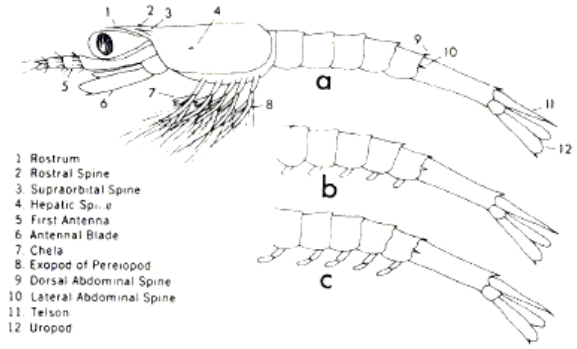


FIGURE 3.—Penaeid myses: *a*, Mysis I; *b*, Mysis II; *c*, Mysis III.

notched medianly; uropods with statocyst; spines originate from posterior half of carapace or margins of carapace serrate, with no dorsal organ present ..... Nonpenaeid mysis

13(12) Pleopods absent ..... Mysis I (fig. 3a)
Pleopods present 14

14(13) Pleopods small and unjointed .. Mysis II (fig. 3b)
Pleopods long and jointed ... Mysis III (fig. 3c)

15(11) First three pairs of pereiopods chelate; pleura of first abdominal segment overlapping second; five pairs of functional pleopods present; gills covered by carapace; antennal blades present
Penaeid postlarva (fig. 4)

One or more of the following characters present: first three pairs of pereiopods not chelate; pleura of second abdominal segment overlapping first; less than five pairs of functional pleopods present; gills extending from beneath carapace; antennal blades absent ..... Nonpenaeid postlarva

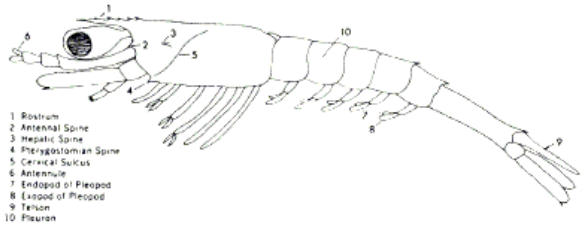


FIGURE 4.—Penaeid postlarva.

KEY TO GENERA OF PENAEID LARVAE AND POSTLARVAE

PROTOZOEAE

(Fig. 5)

1 Number of lateral setae on endopod of second appendage 1+1+2 [2] ..... *Penaeus*
Number of lateral setae on endopod of second appendage not 1+1+2 2

2(1) First appendage about twice as long as second; no spine on anterior margin of labrum; number of lateral setae on endopod of second appendage 1+2+3 ..... *Sicyonia*
First and second appendages of nearly equal length; a spine present on anterior margin of labrum; number of lateral setae on endopod of second appendage may be 1+2+3 3

3(2) Number of lateral setae on endopod of second appendage 1+2+2, 1+2+3, or 2+2+2 ..... *Parapenaeus*
Number of lateral setae on endopod of second appendage not 1+2+2 or 2+2+2 4

4(3) Number of lateral setae on endopod of second appendage 2+2+3 ..... *Solenocera*
Number of lateral setae on endopod of second appendage 2+2 5

5(4) Four long, terminal setae on endopod of second appendage ..... *Trachypeneus*
Four long and one short terminal setae on endopod of second appendage ..... *Xiphopeneus*

[2] Starting with proximal seta, the number of lateral setae at each point of insertion is recorded.

MYSES

(Fig. 6)

1 Carapace and abdomen with many spines; dorsal organ present on dorsal surface of carapace ..... *Solenocera*
Carapace and abdomen without many spines; dorsal organ absent 2

2(1) Dorsomedian spines not present on first five abdominal segments ..... *Sicyonia*
Dorsomedian spine present on at least fourth and fifth abdominal segments 3

3(2) Dorsomedian spine not present on third abdominal segment 4
Dorsomedian spine present on third abdominal segment 5

4(3) Lateral spine present on fifth abdominal segment; rostrum shorter than eye ..... *Trachypeneus*
Lateral spine not present on fifth abdominal segment; rostrum as long as or shorter than eye ..... *Xiphopeneus*

5(3) Dorsomedian spine on third abdominal segment elongate ..... *Parapenaeus*
Dorsomedian spine on third abdominal segment not elongate ..... *Penaeus*

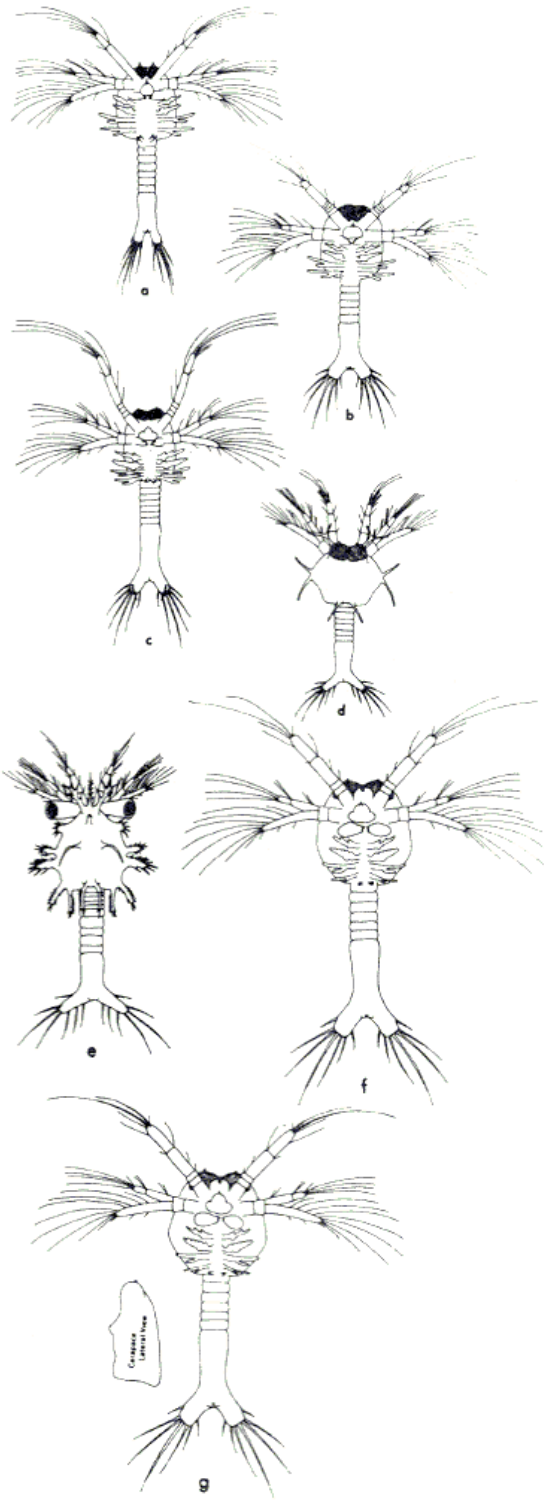


FIGURE 5.—Penaeid protozoeae: *a*, *Parapenaeus*, Protozoea I; *b*, *Penaeus*, Protozoea I; *c*, *Sicyonia*, Protozoea I; *d*, *Solenocera*, Protozoea I; *e*, *Solenocera*, Protozoea II; *f*, *Trachypeneus*, Protozoea I; *g*, *Xiphopeneus*, Protozoea I.

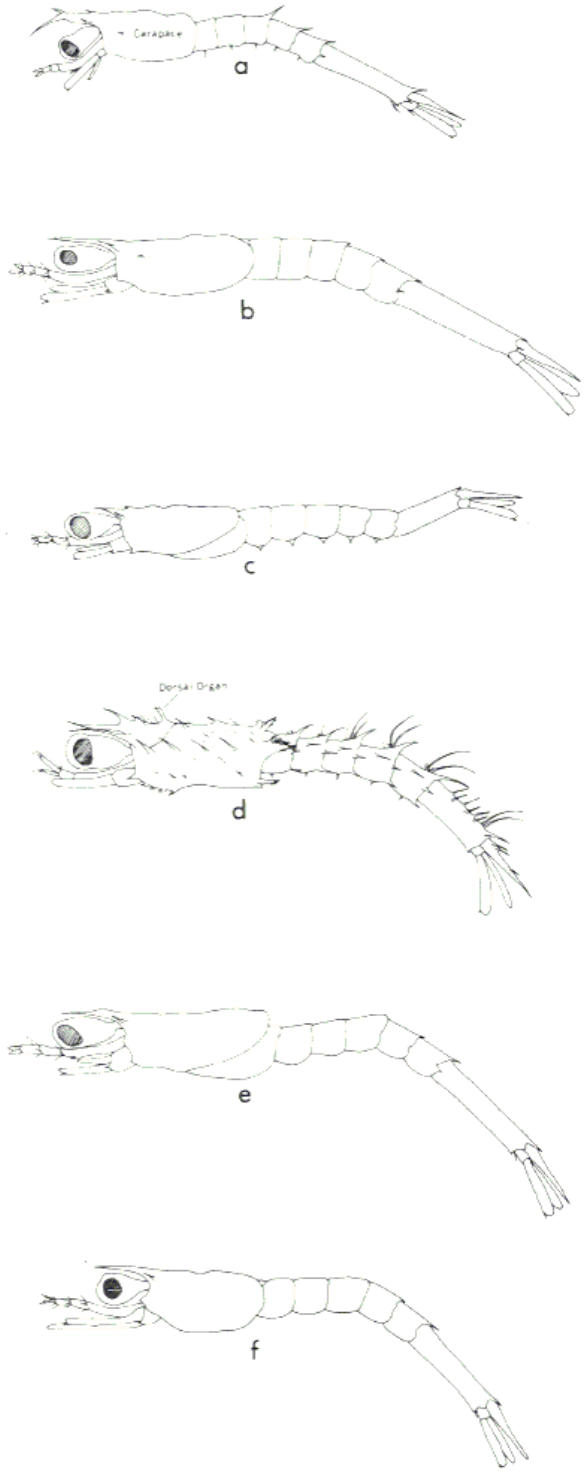


FIGURE 6.—Penaeid myses: *a*, *Parapenaeus*, Mysis I; *b*, *Penaeus*, Mysis I; *c*, *Sicyonia*, Mysis I; *d*, *Solenocera*, Mysis I; *e*, *Trachypeneus*, Mysis I; *f*, *Xiphopeneus*, Mysis I.

POSTLARVAE

(Fig. 7)

1	Total length 6.0 mm. or less [3]	3
	Total length greater than 6.0 mm	2
2(1)	Total length 6.0 mm. to 12.0 mm	5
	Total length 12.0 mm. to 25.0 mm	10
3(1)	No terminal spines on telson	*Sicyonia*
	Terminal spines present on telson	4
4(3)	Medioterminal spines of telson longer than those adjacent to it	*Trachypeneus*
	Medioterminal spine of telson equal in length to those adjacent to it	*Penaeus*
5(2)	First abdominal segment with dorsal anteromedian spine	*Sicyonia*
	First abdominal segment without dorsal anteromedian spine	6
6(5)	Pterygostomian spine present; pleopods of fifth abdominal segment with exopods and endopods of equal length	7
	Pterygostomian spine absent; pleopods of fifth abdominal segment with endopods inferior to exopods	8
7(6)	Antennules round; no cervical sulcus on carapace; rostrum curved	*Parapenaeus*
	Antennules flattened; well-defined cervical sulcus present on carapace; rostrum straight	*Solenocera*
8(5)	Antennal spine absent or minute; if present, subrostral teeth also present	*Penaeus*
	Antennal spine very prominent; no subrostral teeth	9
9(8)	Rostrum shorter than eye	*Trachypeneus*
	Rostrum longer than eye	*Xiphopeneus*
10(2)	Rostrum usually with ventral teeth and shallowly compressed	*Penaeus*
	Rostrum without ventral teeth and broadly compressed	11
11(10)	Pterygostomian spine present	12
	Pterygostomian spine absent	13
12(11)	Antennules flattened; cervical sulcus present; sixth abdominal segment short and slightly curved	*Solenocera*
	Antennules round; cervical sulcus absent; sixth abdominal segment long and straight	*Parapenaeus*
13(11)	Rostrum longer than eye	*Xiphopeneus*
	Rostrum shorter than eye	14
14(13)	First abdominal segment with anteromedian spine on dorsal surface; sixth abdominal segment short	*Sicyonia*
	First abdominal segment without anteromedian spine on dorsal surface; sixth abdominal segment elongate	*Trachypeneus*

[3] Early *Xiphopeneus* postlarvae probably fall in the <6.0-mm. category, but none in this size range was noted during the study.

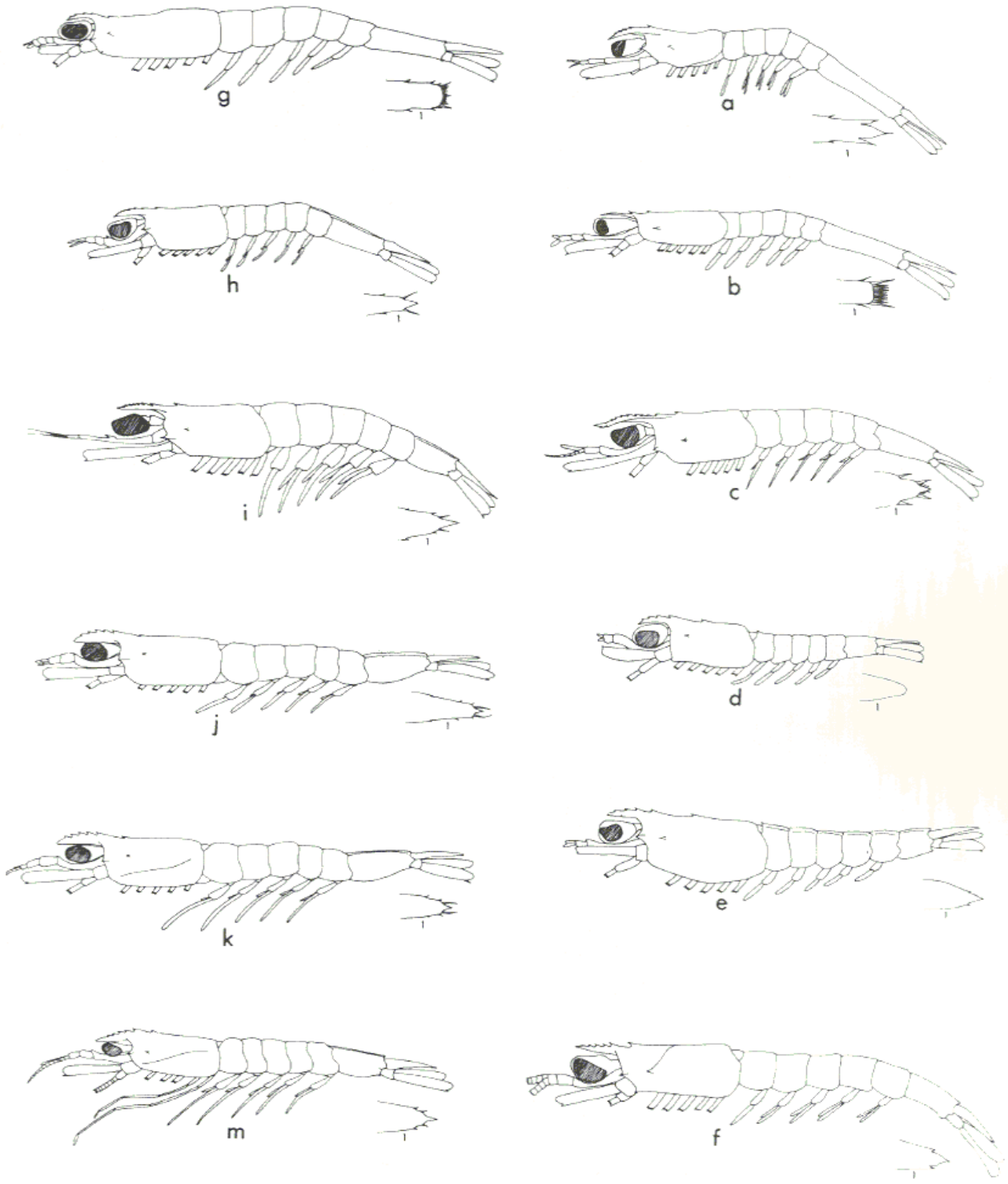


FIGURE 7.—Penaeid postlarvae: *a*, *Parapenaeus* postlarva, 8.0 mm.; *b*, *Penaeus* postlarva, 6.0 mm.; *c*, *Penaeus* postlarva, 15.0 mm.; *d*, *Sicyonia* postlarva, 5.0 mm.; *e*, *Sicyonia* postlarva, 14.0 mm.; *f*, *Solenocera* postlarva, 7.0 mm.; *g*, *Trachypeneus* postlarva, 6.0 mm.; *h*, *Trachypeneus* postlarva, 10.0 mm.; *i*, *Trachypeneus* postlarva, 25.0 mm.; *j*, *Xiphopeneus* postlarva, 6.0 mm.; *k*, *Xiphopeneus* postlarva, 7.5 mm.; *m*, *Xiphopeneus* postlarva, 12.0 mm.; *l*, Tip of telson.

TABLE 1.—*Characters of diagnostic importance in distinguishing genera during the early life history stages of the littoral Penaeidae occurring along the northern Gulf coast*

Stage and structure	*Parapenaeus*	*Penaeus*	*Sicyonia*	*Solenocera*	*Trachypeneus*	*Xiphopeneus*
PROTOZOEAE–GENERAL						
Relative lengths of 1st and 2d appendages.	Approximately equal.	Approximately equal.	First about twice as long as second.	Approximately equal.	First about 1½ as long as second.	First about 1½ as long as second.
Spine on labrum	Small	Small	Absent	Very long	Small	Small.
Telson	Narrow and deeply notched.	Medium width and notch.	Medium width and notch	Wide and shallowly notched.	Medium width and notch.	Medium width and notch.
Dorsal surface of carapace	Smooth	Smooth	Small hump	Spines and dorsal organ.	Small hump	Small hump.
Setation of endopod of second appendage.	Variable	1+1+2 lateral	1+2+3 lateral	2+2+3 lateral	2+2 lateral, 4 terminal.	2+2 lateral, 5 terminal.
PROTOZOEAE I						
Projection on front of carapace.	Pointed	Round	Round	Pointed	Round	Round.
Third maxilliped	Small, biramous, no setae.	Absent or present as small uniramous bud.	Small, biramous, no setae.	Small, biramous, with setae.	Small, biramous, with setae.	Small, biramous, with setae.
Spines on carapace	None	None	None	Four pairs	None	None.
PROTOZOEAE II						
Rostrum	Long	Long	Short	Long	Long	Long.
Supraorbital spines	Two pairs	One pair	Absent	One pair with many branches.	Absent	Absent.
PROTOZOEAE III						
Rostrum	Long	Long	Short	Long	Long	Long.
Supraorbital spines	One pair	One pair	Absent	One pair	Absent	Absent.
Dorsomedian spines of abdomen.	Present on six segments.	Present on first five segments.	Present on first five segments.	Present on first five segments.	Present on first five segments.	Present on first five segments.
Posterolateral spines of abdomen.	Present on fourth, fifth, and sixth segments.	Present on fifth and sixth segments.	Present on fifth segment.	Present on sixth segment	Present on fifth and sixth segments.	Present on fifth and sixth segments.
Ventrolateral spine on sixth segment.	One pair	One pair	One pair	One pair	Two pairs	Two pairs.
MYSIS						
Rostrum	Elongate, toothed, broadened at base.	Elongate, smooth, not broadened at base.	Short, toothed, not broadened at base.	Elongate, toothed, not broadened at base.	Elongate, toothed, not broadened at base.	Elongate, toothed not broadened at base.
Superaorbital spine	Present	Present	Present	Present	Present	Present.
Hepatic spine	Present	Present	Absent	Present	Absent	Absent.
Ventromedian spines of abdomen.	Present	Absent	Present	Present	Absent	Absent.
Posterolateral spines of abdomen.	Present on fifth and sixth segments.	Present on fifth and sixth segments.	Absent	Present on first five segments.	Present on fifth segment.	Absent.

TABLE 1.—*Characters of diagnostic importance in distinguishing genera during the early life history stages of the littoral Penaeidae occurring along the northern Gulf coast*—Continued

Stage and structure	*Parapenaeus*	*Penaeus*	*Sicyonia*	*Solenocera*	*Trachypenaeus*	*Xiphopenaeus*
PROTOZOEAE—Continued						
MYSIS—Continued						
Dorsomedian spines of abdomen.	Present on third, fourth, fifth, and sixth segments. Spine of third segment elongate.	Present on third, fourth, fifth, and sixth segments.	Present on sixth segment only.	Present on six segments.	Present on fourth, fifth, and sixth segments.	Present on fourth, fifth, and sixth segments.
POSTLARVAE						
First to 6.0-mm. POSTLARVAE:						
Rostrum	[First postlarva begins at about 8.0 mm.]	Straight	Curved	[First postlarva begins at about 7.0 mm.]	Curved	None examined.
Anteromedian spine on first abdominal segment.		Absent	Present		Present	
Sixth abdominal segment		Elongate	Short		Elongate	
6.0- to 12.0-mm. POSTLARVAE:						
Anteromedian spine of first abdominal segment.	Absent	Absent	Present	Absent	Absent	Absent.
Length of pleopods	All equal	All equal	Fifth pleopod shorter than first.	Fifth pleopod shorter than first.	All equal	All equal.
Relative lengths of endopod and exopod of fifth pelopod.	Approximately equal.	Endopod absent or inferior.	Endopod absent	Approximately equal.	Endopod inferior	Endopod inferior, exopod elongate.
Pterygostomian spine	Present	Absent	Absent	Present	Absent	Absent.
Antennal spine	Present	Absent	Present	Present	Present	Present.
Antennules	Round	Round	Round	Flattened	Round	Round.
Sulcae of carapace	Absent	Absent	Absent	Cervical sulcus	Absent	Branchio-cardiac sulcus.
Rostrum	Curved, elongate	Straight, elongate	Straight, short	Straight, short	Curved, short	Curved, elongate.
Sixth abdominal segment	Elongate, straight	Elongate, straight	Short, straight	Medium, curved ventrally.	Medium, straight	Medium, straight.
12.0- to 25.0-mm. POSTLARVAE:						
Rostrum	Curved, elongate, subrostral teeth absent.	Curved, elongate, subrostral teeth present.	Straight, short, subrostral teeth absent.	Straight, medium, subrostral teeth absent.	Curved, medium, subrostral teeth absent.	Curved, elongate, subrostral teeth absent.
Pterygostomian spine	Present	Absent	Absent	Present	Absent	Absent.
Antennules	Round	Round	Round	Flattened	Round	Round.
Sulcae of carapace	Absent	Absent	Absent	Cervical sulcus	Absent	Branchio-cardiac sulcus.
Sixth abdominal segment	Elongate, straight	Elongate, straight	Short, straight	Medium, curved ventrally.	Medium, straight	Medium, straight.
Anteromedian spine on first abdominal segment.	Absent	Absent	Present	Absent	Absent	Absent.

Referencias

Ahlstrom, E. H. Distribution and abundance of eggs and larval populations of
1954 the Pacific sardine. **Fishery Bull. U. S.. Fish Wildl. Serv.,** 56 (93): 83-140.

Anon. Names for life stages of *Penaeus* shrimp. Bur. Commercial. Fisheries,
1963 Biological Laboratory Galveston, Texas.

Anon. Smaller zesozooplankton. Report of Working Party No. 2. **In**: Zooplanc-
1968 ton sampling. **Monogr. oceanogr. Methodol. UNESCO,** (2): 153-9.

Arnold, E. L., Jr. The Gulf V. Plankton sampler. **Circ. Fish Wildl. Serv., Wash.,**
1959 (62): III-3.

Baxter, K. N. Abundance of postlarval shrimp-one index of future fishing suc-
1963 cess. **Proc. Gulf Caribb. Fish. Inst.,** 15 (1962): 79-87.

Baxter, K. N. and W. C. Renfro. Seasonal occurrence and size distribution of
1967 postlarval brown and white shrimp near Galveston, Texas with notes on species identification. **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.** 66 (1): 149-58.

Bumpus, D. F. Residual drift along the bottom on the continental shelf in the
1945 Middle Atlantic Bight Area. **Limnol. Oceanogr.**, 10 (Suppl.): R50-R53.

Buttler, T. H. Synopsis of biological data on the prawn *Pandalus platyceros* Brandt
(in press) 1851. **FAO Fish Rep.**, (57) vol. 4: 1289-315.

Calman, W. T. Decapoda. **Refr. natr. Ontarct. Exp. (Zod)** (1901-1004, (2):1-7.
1907

Cheung, T S. The natural history of the commercial species of Hong Kong Pe-
1963 naeidae (Crustacea, Decapoda). **Ann. Mag. Nat. Hist.**, 6 (13): 401-33.

Choudhury, P. C. Complete larval development of the palaemonid shrimp *Macro-*
1970 *brachium acanthurus* Wiegmann, 1836), reared in the laboratory. **Crus-taceana,** 18 (2): 113-32.
1962 Ices oceanographic punch cards. Leharlottenlund Slot, 11 p.

Cook, H. L. A generic key to the protozoean, mysis, and postlarval stages of the
1966 littoral Penaidae of the Northwestern Gulf of Mexico. **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.**, 62(2): 437-47.

Cook, H. L. A method of rearing penaeid shrimp larvae, for experimental studies.
1969 **FAO Fish. Rep.**, (57), vol. 3: 709-15.

Cook, H. L. and M. A. Murphy, Early development stages of the rock shrimp.
1965 *Sicyconia brevirostris* Stimpson, reared in the laboratory. **Tulane Stud. Zool.**, 12 (4): 109-27.

Costello, T. J. and D. M. Allen. Migrations and geographic distribution of the pink
1966 shrimp, *Penaeus duorarum* of the Tortugas and Sanibel Grounds, Florida. **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.,.** (65 (2): 449-69.

Costlow, J. D., Jr. and Bookhout, C. G.. The larval development of *Callinectes sa-*
1959 *pidus* Rathbun reared in the laboratory. **Biol. Bull. mar. biol. Lab., Woods Hole,** 116 (3): 373-96.

Cummings, W. C. Maturation and spawning of the pink shrimp. *Penaeus duorarum*
1961 Burkenroad. **Trans. Am. Fish. Soc.,** 90 (4): 462-8.

Dahlstrom, W. A. Synopsis of biological data on the ocean shrimp *Pandalus jor-*
(in press) *dani* Rathbun. **FAO Fish Rep.**, (57) vol. 4: 1377-1416.

Dakin, W. J. The habits and life-history of a penaeid prawn (*Penaeus plebejus*)
1938 Hesse). **Proc. zool.** Soc. Lond. (A), 108: 163-83.

Dakin, W. J. Further notes on the life history of the king prawn, *Penaeus plebejus*
1940 Hesse. **Rec. Aust. Mus.,** 20 (5): 354-19.
Dakin, W. J. Life history of a species of *Metapenaeus* **in Australian coastal lakes.**
1946 **Nature Lond.,** 158 (4003): 99.

Dobkin, S. Early development stages of pink shrimp, *Penaeus duorarum* from Flo-
1961 rida waters. **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.**, 61 (190): 321-49.

Dobkin, S. The first post-embryonic stage of *Synalkpheus brooksi* Coutiere. **Bull.**
1965 a **mar. Sci.,** 15 (2): 450-62.

Dobkin, S. The early larval stages of *Glyphocrangon spinicauda* A. Milne Edwards.
1965 b **Bull. mar Sci.,** 15 (4); 872-84.

Dobkin, S. The larval development of a species of *Thor* (Caridea, Hippolytidae)
1968 from South Florida, U.S.A. **Crustaceana,** (Suppl. 2): 1-18.

Ehrenbaum, H. Zur Naturgeschichte von *Crangon vulgaris* Fabr. Berlin, Disch. See-
1890 Fish.-Verein, Mittl. Sekt. Küusten-u. Hochseefisch., Sonderbeilage, 9-124.

Ewald, J. J. The laboratory rearing of pink shrimp, *Penaeus duorarum* Burkenroad,
1965 **Bull. mar. Sci.,** 15 (2): 436-49.

Fielder, D. R. The larval development of *Macrobrachium australiense* Holthius, 1950
1970 Decapoda, Palaemonidae), reared in the laboratory. **Crustaceana,** 18(1):
60-74.

Fujinaga, M. On the nauplius stages of *Penaeopsis monoceros* and *Penaeopsis af-*
1941 *.finis* **Proc. scient. Fishery Ass.,** Tokyo, 8(3-4).

Fujinaga, M. Reproduction, development and rearing of *Penaeus japonicus* Bate.
1942 Jap. J. Zool., 10(2): 305-93.

Fujinaga, M. Kuruma shrimp (*Penaeus japonicus*) cultivation in Japan. **FAO Fish**
1969 **Rep.,** (57) vol. 3: 811-32.

Gauthier, H. Recherches sur le développement larvaire d' *Atyaephyra desmaresti*
1924 (Millet, 1832). **Bull. Soc. Hist. nat. Afr. N.,** (15): 337-42, 345-76.

Gehringer, J. W. and Aron, W. Field techniques. **In:** Zooplankton sampling. **Mono-**
1968 **graph. oceanogr. Methodol.** UNESCO, (2):87-104.

Gurney, R. Crustacea. Part 9 Decapod larvae. **Br. Antarct. Tersa Nova Exped. (zool.),**
1924 8(2): 37-202.

Gurney, R. Report on the larvae of the Crustacea Decapoda. **In:** Zoological results
1927 of the Cambridge Expedition to the Suez Canal, 1924, **Trans.** zool. Soc..
Lond., 22(15): 231-86.

Gurney, R. Larvae of decapod Crustacea. Part 6: The genus *Sergestes* Discovery
1940 Rep., (29): 1-68.

Gurney, R. Larvae of decapod Crustacea. **Ray Soc. Publ.,** (129): 306 p.
1942

Gurney, R. The larval development of two penaeid prawns from Bermuda of the
1943 genera *Sicyonia* and Penaeopsis. **Proc. zool. Soc. Lond. (2),** 113: 1-16.

Heldt, H. La reproduction chez les Crustacés Décapodes de la famille des Pé-
1938 néides. **Annlo Inst. océanogr., Monaco,** 18(2): 31-206.

Heldt, H. Contribution a l'étude de la biologie des Crevettes Pénéides. Formes
1955 larvaires de *Solenocera membranacea* (H. Milne-Edw.) **Bull. Stn oceanogr. Salammbo,** 51): 29-56.

Hoglund, H. On the biology and larval development of *Leander squilla* (L.) forma
1943 **typica** de Man. **Svenska hydrogr. - biol. Komm. Skr. (biol.)** 2(6): 1-44.

Holthuis, L. B., and Rosa, H., Jr. List of species of shrimps and prawns of eco-
1965 nomic value. **FAO Fish tech. Pap.,** No. (52): 21 p.

Idyll, C. P. Shrimp nursery: science farms the sea. **Natn. geogr. Mag.,** 127(5):
1965 636-59.

Israel, H. B| A contribution towards the life histories of two California shrimps,
1936 *Crago franciscorum* (Stimpson) and *Crago nigricauda* (Stimpson). **Fish Bull, Calif.,** No. (46):1-26.

Iversen, E. E., A. E| Jones and C. P. Idyll. Size distribution of pink shrimp. *Pe-*
1960 *naeus duorarum*, and fleet concentrations on the Tortugas fishing grounds. **Spec. scient. Rep. U.S. Fish Wildl. Serv. (Fish),** (356): 62 p.

Jones, A. C., **et al.,**
(In press) Distribution of early developmental stages of pink shrimp, *Penaeus duorarum* in Florida waters. **Bull. mar. Sci.**

King, J. E. A study of the reproductive organs of the common marine shrimp,
1948 *Penaeus setiferus* (Linnaeus). **Biol. Bull. mar. biol. Lab., Woods Hole** 94 (3): 244-62.

Koczy, F. F., M. O. Rinkel, and S. J. Niskin. The current patterns on the Tortu-
1960 gas shrimp grounds. **Proc. Gulf Caribb. Fish. Inst., 12** (1959): 112-25.

Kurata, H. The post-embryonic development of the prawn, *Pandalus kessleri*.
1955 **Bull. Hokkaido reg. Fish. Res. Lab.,** (12): 1-15.

Kurata, H. Larvae of decapod Crustacea of Hokkaido, 3. Pandalidae. **Bull. Hok-**
1964 **kaido reg. Fish. Res. Lab.,** (28): 23-34.

Kutkuhun, J. H. Gulf of Mexico commercial shrimp populations — Trends and
1862 characteristics, 1956-59 **Fishery Bull, U. S. Fish Wildl. Serv.,** 62(212): 343-402.

Kutkuhun, J.H., R.L. Cook and K.N. Baxter. Distribution and density of prejuvenile
1969 *Penaeus* shrimp in Galveston entrance and the nearby Gulf of Mexico (Texas). **FAO Fish. Rep.,** (57) vol. 3: 1075-99.

Laevastu, T. Manual of methods in fisheries biology. **FAO Man. Fish. Sci.,** (1):
1965 201 p.

Lebour, M. V. The larvae of the Plymouth Caridea. 1. The larvae of the Crango-
1931 nidae. 2. The larvae of the Hippolytidae. **Proc. zool. Soc. Lond.,** 1-9.

Levour, M. V. The larvae of the Pandalidae **J. mar. biol. Ass. U. K.,** 24: 239-52.
1940 a

Lebour, M. V. 1940 b. The larvae of the British species of *Spirontocaris* and their relation to *Thor* (Crustacea Decapoda). **J. mar. biol. Ass. U. K.**, 24 (2): 505-14.

Lebour, M. V. 1947. Inshore plankton of Plymouth. **J. mar. biol. Ass. U. K.**, 26: 527-47.

Lee, A. J. D. F. Bumpus, and L. M. Lauzier, 1965. The sea bed drifter. **Res. bull. int. Commn. Atlant. Fish.**, (2): 42-47.

Lewis, J. B. and J. Ward. 1965. Developmental stages of the palaemonid shrimp *Macrobrachium carcinus* (L.). **Crustaceana**, 9(2): 137-48.

Ling, S. W. 1969. The general biology and development of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). **FAO Fish Rep.**, (57) vol. 3:589-606.

Ling, S. W. and A. B. O. Merican. 1961. Notes on the life and habits of the adults and larval stages of *Macrobrachium rosenbergii*. **Proc. Indo-Pacif. Fish. Coun.**, 9(2): 55-60.

McEwan, G. F., M. W., Johnson and T. R. Folsom. 1954. A statistical analysis of the Folsom Plankton Splitter, based on test observations. **Arch. Met. Geophys. Bioklim.** (A)., 7: 505-27.

Menon, M. K. 1937. Decapod larvae from the Madras plankton. 2. **Bull. Madras Govt. Mus., (nat. hist.)**, 3: 1-55.

Menon, M. K. 1940. Decapod larvae from the Madras plankton. 2. **Bull. Madras Govt. Mus. (nat. hist.)**, 3(6):1-47.

Menon, M. K. 1952. The life-history and bionomics of an Indian **penaeid** prawn *Metapenaeus dobsoni* Miers. **Proc. Indo-Pacific. Fish Coun.**, 3(2): 80-93.

Modin, J. C. and K. W. Cox. 1967. Post-embryonic development of laboratory reared Ocean Pacific Shrimp. *Pandalus jordani* Rathbun. Crustaceana, 13(2): 197-219.

Mohamed, K. H., P. V. Rao, and M. J. George. 1968. Postlarvae of penaeid prawns of southwest coast of India with a key to their identification. **FAO Fish Rep.**, (57) vol. 2: 487-504.

Morris, M. C. and J.. Bennett. 1951. The life-history of a penaeid praw (*Metapenaeus*) breeding in a coastal lake (Tuggerab, N.S.W.). **Proc. Linn. Soc. N.S.W.**, 76 (5-6): 164-82.

Munro, J. L. and Dimitrou, D. 1967. Counts of larval penaeid shrimp and oceanographic data from the Tortugas Shelf, Florida, 1962-64. **Data Rep. U. S. Fish Wildl Serv. (microcardo)**. (16): 40 p.

Munro, J. L., A. C. Jones and D. Dimitrou. 1968. Abundance and distribution of the larvae of the pink shrimp (*Penaeus duorarum*) on the Tortugas Shelf of Florida, August 1962, October 1964. **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.**, 67(1): 165-181.

National Oceanographic Instrumentation Center. Model 9030 (Prototype) Self
1969 Contained STD Tape Recorder. Instrument Fact Sheet No. 69007: 7 p.

Needler, A. B. Larval stages of *Crago septemspinosus* **Say. Trans. R. Can. Inst.**
1941 23: 193-9.

Pearsons, J. C. The early life histories of some American Penaeidae, chiefly
1939 the commercial shrimp. *Penaeus setiferus* (Linn.) **Bull. Bur. Fish.** Wash., 49(30): 1-73.

Pike, R. B. and D. I. Williamson. The larvae of some species of Pandalidae (De-
1964 capoda). **Crustaceana,** 6(4): 265-84.

Rajyalakshmi,T. Observations on the embryonic and larval development of some
1960 estuarine palaemonid prawns. **Proc. Natr. Inst. Sci. India (B),** 26(6): 395-408.

Rajyalakshmi, T. Larval development of *Palaemon lamarrei* H. M. Edw. and *Lean-*
1961 *der fluminicola* Kemp. **zool. Soc. India.** 13(2): 220-37.

Rehrer, R., A. C. Jones and M. A. Roessler. Bottom water drift on the Tortugas
1967 grounds. **Bull. mar. Sci.,** 17(3): 562-75.

Renfro, W. C. Small beam net for sampling postlarval shrimp. **In**: Galveston
1963 Biological Laboratory Fisheries Research for the year ending June 30, 1962. **Circ. U. S. Fish Wildl, Serv.,** (161): 86-7.

Renfro, W. C. and H. L. Cook. Early larval stages of the seabob, *Xiphopenaeus*
1963 *kroyeri* (Heller). **Fishery Bull. U. S. Fish Wildl. Serv.,** 63(1): 165-78.

Ringo, R. D. and G. Zamora, Jr. A penaeid postlarval character of taxonomic
1968 value **Bull. mar. Sci.,** 18(2): 471-76.

St. Amant, L. S., J. G. Broon and T. B. Ford. Studies of brown shrimp *Penaeus*
1966 *aztecus*. in Barataria Bay, Louisiana, 1962-1965. **Proc. Gulf. Caribb. Fish. Inst.,** 18(1965): 1-17.

Sars, G. O. Bidrag til Kundskaben om Decapodernes Forvandlinger. 3. Crango-
1890 nidae. **Arch. Math. Naturv.,** 14: 132-95.

Sars, G. A. Account of the post-embryonal development of *Pandalus borealis*
1900 (Kroyer), with remarks on the development of other Pandali, and descriptions of the adult *Pandalus borealis*. **Rep. Norw. Fishery. mar. Invest.,** 1(3): 45 p.

Sette, O. E. and E. H. Ahlstrom. Estimations of abundance of the eggs of the
1948 Pacific pilchard (*Sardinops caerulea*) off southern California during 1940 1940 and 1941. **J. mar. Res.,** 7: 511-42.

Solland, E. Le Développement larvaire des Palaemonidae. 1. Partie descriptive
1923 la condensation progressive de l' ontogenese. **Bull. biol. Fr. Belg.,** 57 (4): 509-6603.

Stephenson, K. Decapoda—Macrura excluding Sergestidae. **Rep. Dan ocea-**
1962 **nogr. Exped. Mediterr.**, 2 (Pt. D 3): 1-85.

Tabb, D. C., D. L Dubrow, and A. E. Jones. Studies on the biology of the pink
1962 shrimp. *Penaeus duorarum* Burkenroad, in Everglades National Park, Florida. **Tech. Ser. Fla. St. Bd. Conserv.**, (37): 30 p.

Thiews, K. Synopsis of biological data on the common shrimp *Cragnon crag-*
(in presse) *non* (Linnaeus, 1758). **FAO Fish. Rep.**, (57), vol. 4:1167-1224.

UNESCO. Zooplankton sampling **Monogr. oceanogr. methodol.**, (2): 174 p.
1968

U. S. Navy Hydrographic Office. Instruction manual for oceanographic obser-
1955 vations. **Publs. U. S. hydrogr.** of (607).

Von Arx, W. S. Introduction to physical oceanography. London, Addison Wes-
1962 ley Co., 422 p.

Voss, G. L. A key to the commercial and potentially commercial shrimp of the
1965 family Penaeidae of the Western North Atlantic and the Gulf of Mexico **Tech. Ser. Fla. St. Bd. Conserv.**, (14): 23 p.

Williams, A. B. Identification for juvenile shrimp (Penaeidae) in North Caro-
1953 lina. **Elisha Mitchell scient. Soc.**, 69(2): 156-60.

12. sp. Spotted and brown shrimp postlarvae (*Penaeus*) in North Carolina.
1959 **Bull. mar. Sci. Gulf and Caribb.**, 9(3): 281-90.

Williamson, D. I. Crustacea, Decapoda: Larvae. 1. General. Fich. **Ident. Zoo-**
1957 **plancton** (67): 1-7.

Williamson, H. G. On the larval stages of decapod Crustacea. The shrimp
1901 (*Crangon vulgaris*) Fabr.). **Rep. Fish. Bd. Scot.**, 19(3): 92-120.

Williamson, D. I. Crustacea, Decapoda. Larven, Nord. Plankt., 3(6): 315-588.
1915

Yokel, B. J., E. S. Iversen and C. P. Idyll. Prediction of the success of commercial
1969 fishing on the Tortugas ground based on enumeration of emigrants from the Everglades National Park Estuary. **FAO Fish. Rep.**, (57) vol. 3:1027-40.

Yokoya, Y. On the mehamorphosis of two Japanese fres-water shrimps, *Pa-*
1937 *ratya compressa* and *Leander paucidens* with reference to the development of their appendages. **J. Coll. Agric. imp. Univ. Tokyo**, 11(2): 75-150.

Este folleto fue realizado en **Ediciones Mundo Marino, S. A., Calle** de Matehuala L-00, Col. Condesa, México 11, D. F., e impreso en **Impresora Técnica Moderna,** Calle "A" No. 70, Col. Ignacio Zaragoza, México 9, D. F. Tel.: 5-28-84-20