

69
2ej

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO



FACULTAD DE CIENCIAS

ESTUDIO DE ALGUNAS VARIABLES HIDROLOGICAS
Y DE LA MEIOFAUNA EN UN ESTANQUE DE
CULTIVO EXPERIMENTAL DEL CAMARON
PENAEUS VANNAMEI EN SAN BLAS,
NAYARIT

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
B I O L O G A
P R E S E N T A

ROSALBA NELY GAYOSSO VARGAS

MEXICO, D.F.

1993.

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

INDICE

	Pag.
RESUMEN	
INTRODUCCION	1
OBJETIVOS	3
ANTECEDENTES.....	4
AREA DE ESTUDIO.....	7
MATERIALES Y METODOS.....	9
RESULTADOS Y DISCUCCION.....	12
CONCLUSIONES.....	31
LITERATURA CITADA.....	32
APENDICE 1. (CLAVE PARA LA IDENTIFICACION DE LOS GENEROS DE NEMATODOS DE VIDA LIBRE EN- CONTRADOS EN UN ESTANQUE DE CULTIVO EXPE- RIMENTAL DEL CAMARON <u>Penaeus vannamei</u> .).....	41

RESUMEN

Este trabajo tiene como objetivos el conocer la variación espacial y temporal de los parámetros físicos y químicos del agua y su relación con la distribución y abundancia de la meiofauna, en la camaronicultura; para tal efecto se efectuó un estudio hidrológico y de la meiofauna en un estanque de cultivo experimental del camarón Penaeus vannamei en San Blas, Nayarit.

Las condiciones hidrológicas fueron las siguientes: la temperatura presentó una variación de 27.0° a 34.0°C durante un periodo de tres meses. La salinidad fue de amplias fluctuaciones de 5.0 a 58.0‰. La variación del oxígeno fue heterogénea con un promedio de 4.9 mg/l; con una amplia fluctuación diaria. El pH del sistema mantuvo un intervalo de 6.1-7.5. Se encontró que nueve grupos taxonómicos formaron la meiofauna y el grupo más abundante fue el de los nemátodos. Once géneros integraron este grupo de vida libre. La mayor abundancia tanto de la meiofauna como de los nemátodos se observó en julio, se distribuyeron a lo largo de la zona de recambio de agua en el estanque; su abundancia y distribución se asoció con la temperatura, la salinidad y el oxígeno.

INTRODUCCION

En México el cultivo de camarón, aunque se le ha querido ubicar desde la época prehispánica, cuando algunas comunidades indígenas realizaban encierros rústicos en lagunas costeras y estuarios (Arredondo 1990) básicamente se inició en la década de los setenta (Arredondo 1990), cuando se dieron los primeros intentos en la Ensenada de los Carros, Laguna de Huizache, Sinaloa y en Puerto Peñasco, Sonora. Y en 1980 que se construye el primer estanque experimental en San Blas, Nayarit (Cabrera y García 1986; Arredondo 1990). Para 1990 el cultivo se había extendido hasta abarcar poco menos de 8000 has. y 5,500 toneladas (De la Lanza y Gómez 1992) en un proceso de expansión con multitud de problemas de organización y biotecnológicos. Entre los problemas biotecnológicos destacan: los estanques abastecidos por los flujos de mareas, los derivados de la inestabilidad de la columna de agua por los constantes recambios de agua. Inestabilidad que se manifiesta en la disminución de la disponibilidad y calidad de la meiofauna, alimento natural fundamentales para las poblaciones de camarón en cultivo.

Algunos autores confirman que la meiofauna es un importante componente en la dieta del macrobentos en el cual destaca el camarón (Bregnballe 1961 fide: Bell y Coull 1978, Meyers y Hopper 1967, Dall 1968, Gerlach 1971, Coull 1973, Braber y deGroot 1973, Feller y Kaczynski 1975, Alexander *et al.* 1981, Flint y Rabalais 1981, Gee 1987, Smith y Coull 1987).

Sin embargo en estanques de cultivo de camarón se desconoce la meiofauna. Ya que los trabajos de la meiofauna se han confinado a trazar patrones espacio-temporales de la abundancia en ambientes naturales (Gray y Rieger 1971, Heip 1976, Fleegeer 1979, Findaly 1978 fide: Bell 1980, Hogue 1978, Thistle 1978).

Varios autores han coincidido en señalar que con frecuencia en ambientes marinos y marismas el grupo más abundante de la meiofauna son los nemátodos (McIntyre 1964, Tietjen 1967, Warwick y Buchanan 1970, Bell *et al.* 1978, Bell 1979, Nicholas 1984, Murty y Kondal Rao 1987, Murthy y Rao 1987, Harkantra y Parulekar 1989). Esto es relevante particularmente en lo que se refiere a las marismas dado que en México los estanques de cultivo se localizan en esos sistemas. Hasta la fecha no se tienen registros acerca de los nemátodos en estanques de cultivo en México, por lo que es conveniente realizar estudios que sirvan como base para conocer su diversidad taxonómica así como las relaciones existentes

entre la distribución y la abundancia de estos con los parámetros físicos y químicos del agua.

Al respecto algunos autores refieren que los factores físicos como la temperatura influyen en la abundancia de los nemátodos, (Wieser y Kanwisher 1961, Hopper y Meyers 1967, Gerlach y Schrage 1971, Tietjen y Lee 1972, Hopper *et al.* 1973, Hulings y Gray 1976), mientras que otros indican que la salinidad es un factor que determina la distribución y abundancia de la meiofauna (Moore 1987, Murthy y Rao 1987, Murty y Kondalarao 1987, Armonies 1988, Pattnaik y Rao 1990, Vijayakumar *et al.* 1991). Y que el oxígeno influye en la abundancia de los nemátodos tal como lo citan Fenchel y Riedl (1970) y Elmgren (1975) quienes hacen notar que en zonas donde el oxígeno disminuye las poblaciones de nemátodos también.

OBJETIVOS

- * Determinar la variación espacial y temporal de: Temperatura, Salinidad, Oxígeno y pH de un estanque de 5.4 ha. de cultivo extensivo de camarón del Estado de Nayarit.**

- * Identificar los grupos taxonómicos que forman parte de la meiofauna en un estanque de cultivo de camarón.**

- * Cuantificar la abundancia del grupo dominante de la meiofauna existente en el estanque**

- * Localizar zonas de distribución y abundancia de la meiofauna con énfasis del grupo dominante en un estanque de cultivo de camarón.**

- * Definir la relación entre la distribución y abundancia del grupo más abundante de la meiofauna con las variables hidrológicas.**

ANTECEDENTES

En estanques de cultivo diversos son los factores que determinan el rendimiento del camarón, como pueden ser: cantidad y calidad del alimento, calidad del agua, abundancia, densidad de siembra y otros (Pretto, 1982).

La disminución en la concentración de oxígeno disuelto ha sido reconocido como un factor crítico en la producción de peces y crustáceos en estanques rústicos (Schroeder, 1975). Según Boyd *et al.* (1975) y Barica (1975) la repentina desestratificación causada por los fuertes vientos, impestivo mal tiempo baja de temperatura y lluvias causan abatimiento repentino en la concentración de oxígeno disuelto en estanques. De la misma manera Boyd (1973) y Schroeder (1975) mencionan que las altas tasas de respiración durante la noche bajo condiciones normales en estanques con densos florecimientos de plancton disminuye el oxígeno disuelto.

Bardach *et al.* (1986) señala para un desarrollo normal en el crecimiento del crustáceo con cultivos intensivos de camarón en Japón niveles óptimos de salinidad de 27-32.0 ‰, temperatura de 28-30.0 °C y oxígeno de 3.5 ppm. Sin embargo el mismo autor para el cultivo experimental en Estados Unidos cita el intervalo de salinidad de 11-34 ‰ y temperatura de 18-32 °C.

Uno de los problemas de los productores comerciales de algunas especies acuícolas es la necesidad de un alimento propio para los estados larvales (Radwin y Rouse 1990), Smith y Coull (1987) reconocen a la meiofauna como una fuente alimenticia para altos niveles tróficos. De la misma manera Gee (1987) menciona el papel de la meiofauna en la transferencia de energía para el macrobentos donde destaca el camarón.

Dall (1968) sugiere que la meiofauna puede formar parte principal en la alimentación natural del camarón. Edwards (1973 y 1977) estimó que *Penaeus vannamei* crece rápidamente sobre un sustrato con alto contenido de detritos y microbiota béntica. De la Lanza *et al.* (1986) determinaron que tanto la vegetación como sus detritos son parte importante en la dieta del camarón y que la descomposición de vegetación halófila cuando se encuentra sumergida, favorece el crecimiento de microbiota diversa que a su vez es consumida por los estadios larvales del

camaron. Escavarge y Castel (1990) en sus trabajos con Palaemonetes varians mostraron que la meiofauna forma parte importante en su dieta.

Algunos estudios como el de Bell (1979) revelaron que en las marismas del Sur de Carolina (E.U.) la meiofauna estuvo formada por nueve grupos taxonómicos. Dentro de la composición de la meiofauna se puede citar a Wieser (1960) quien determinó en la bahía de Buzzard (Massachusetts) una dominancia de los nemátodos entre el 89-90% del total de meiofauna. McIntyre (1964) registró una dominancia de nemátodos de 61-97% del total de individuos en Escocia.

Bell *et al.* (1978) y Bell (1979) registraron que los nemátodos pueden constituir el 70% del total de organismos de la meiofauna en las Marismas del Sur de Carolina. Asimismo Nicholas (1984) indican que ocurren en un 90% del total de individuos de la meiofauna en casi todos los ambientes.

Las investigaciones sobre la diversidad de géneros dentro del grupo de los nemátodos para las condiciones de marismas son relativamente bajas. Desde 1966 Teal y Wieser registraron 14 géneros en la Isla de Sapelo (Georgia) y en 1971 Warwick en el estuario Exe (U.K.) determinó 25 géneros. Y en 1979 Warwick y Price en el estuario Lynher (U.K.) registraron 35 géneros.

Esto es relevante ya que las investigaciones sobre nemátodos de vida libre han conducido a alternativas de alimento vivo. Esto se apoya, en Furukawa (1972) quien menciona que en la alimentación de postlarvas de Penaeus japonicus en cultivo se incluye a los nemátodos. Otros autores que refieren lo mismo son Samocha y Lewinsohn (1977), Wilkenfeld *et al.* (1984), Biedenbach *et al.* (1989), Radwin y Rouse (1990), Escavarge y Castel (1990).

Los trabajos experimentales de Wieser y Kanwisher (1961), Gerlach y Schrage (1971) indican que el metabolismo y desarrollo de los nemátodos se reduce a bajas temperaturas, incluso los últimos autores registraron que cuando es menor de 12°C la tasa de reproducción disminuye. Hulings y Gray (1976) mencionaron que la temperatura es un factor que controla la abundancia de los nemátodos. Sin embargo desde 1967 Hopper y Meyers en sus estudios realizados en Miami, Florida demostraron una correlación inversa entre la temperatura del agua y la abundancia de los nemátodos e indican que los números máximos se presentaron durante los periodos de bajas temperaturas.

Fenchel y Riedl (1970) y Elmgren (1975) consideraron que el oxígeno es otro factor que influye en la abundancia de los nemátodos. Schiemer y Duncan (1975) mencionan que algunas especies viven en habitats con cantidades de oxígeno bajas o en condiciones anóxicas. De la misma manera se sugiere que las especies con tasas de respiración bajas son favorecidas en esos ambientes tal como lo citan Warwick y Price (1979) quienes mencionan que puede deberse a bajos requerimientos metabólicos. Wieser y Kanwisher (1961), Teal y Wieser (1966) indican que las especies con cavidad bucal grande tienen tasas de respiración altas (ej: las familias Oncholaimidae y Trypiloidea) y especies con cavidad bucal pequeña tienen tasas de respiración bajas (ej: familias Chromadoridae y Cyatholaiminae).

En México solo el trabajo de Castillo y Lamshead (1990) citan la diversidad de nemátodos de vida libre en la sonda de Campeche, pero no se tiene conocimiento tanto en lagunas costeras como en estanques de cultivo. Ni de los factores que pueden influir en la abundancia y distribución de nemátodos por lo que es conveniente realizar estudios que sirvan como base para el entendimiento de este grupo en estanques de cultivo de camarón.

AREA DE ESTUDIO

El estanque de cultivo de camarón "San Blas" se encuentra a 23°33' latitud norte y 105°16' longitud este y al nivel del mar, en los límites de la población del mismo nombre, Municipio de San Blas en el Estado de Nayarit (CETENAL).

La granja fue construida en 1980 por la Secretaría de Pesca y la cooperativa pesquera "San Blas" en una superficie estimada de 30 has. Consta de cuatro estanques con bordos perimetrales y compactados con maquinaria pesada, con una orientación de Sur a Norte y es alimentada por aguas del Estero el Conchal el cual desemboca al Estero San Cristobal.

El estudio se realizó en uno de los estanques con una superficie de 5.4 ha, formado por suelos aluviales (fluvisoles), con una profundidad promedio de 60 cm (Fig. 1).

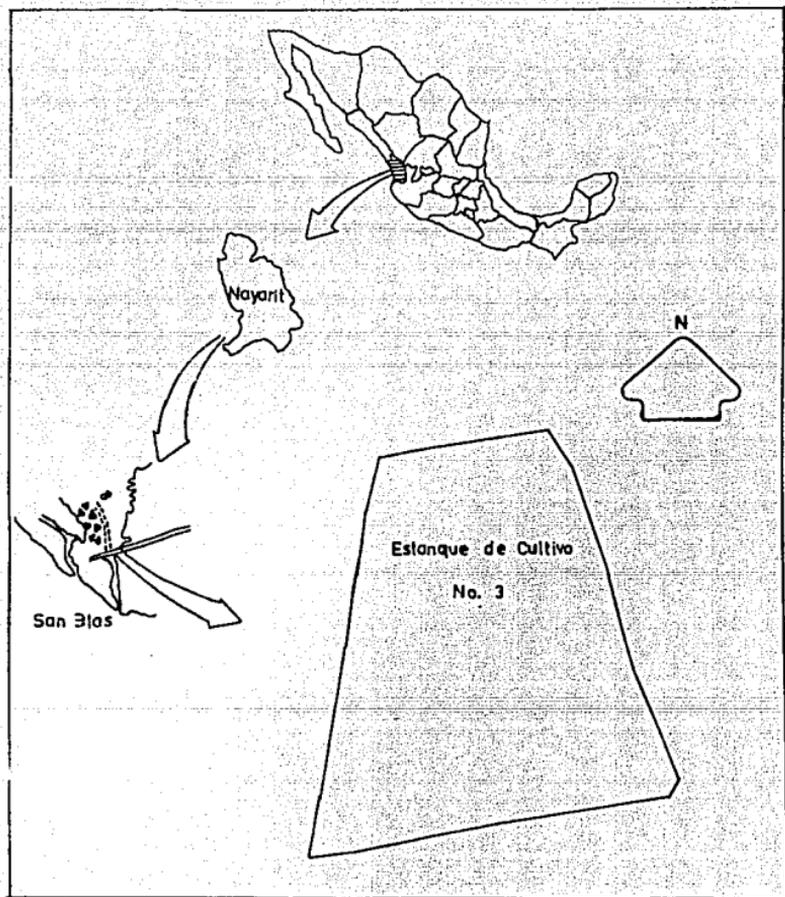


Fig.1 Ubicación geográfica del estanque de cultivo estudiado

MATERIALES Y METODOS

Para la ubicación de las estaciones de muestreo, se realizó un estudio preliminar, donde se analizaron el mayor número de estaciones posibles. En cada estación se tomaron datos de: temperatura del agua, salinidad pH y oxígeno; de cada una de estas variables se trazaron las isolíneas respectivamente, mediante las isolíneas de salinidad se determinaron las zonas de mayor y menor circulación del agua en el estanque, criterio utilizado para determinar el número de estaciones de muestreo. Estableciendo 6 estaciones para la toma de muestras. La temperatura y la salinidad se registraron mediante un conductímetro marca Corning modelo pH meter 610. El oxígeno con un oxímetro marca YSI. mod. 57; el pH se registró con un potenciómetro de campo marca Corning mod. pH meter 3D. La colecta de sedimento se realizó por medio de un nucleador de tubo (PVC) de 3 cm de diámetro, el núcleo que se obtuvo fue de 8 cm de longitud, las muestras colectadas fueron transportadas en bolsas de plástico para su análisis en el laboratorio.

TRABAJO DE LABORATORIO

En primer lugar se procedió a la separación de la meiofauna a partir de las muestras colectadas de sedimento utilizando el método de decantación y tamizado según lo descrito por Thiel (1966) fide: Uhlig *et al.* (1973) y Elmgren (1973), consiste en hacer una suspensión lodosa en una probeta de 500 ml, se vierte un volumen de 200 ml de agua y se añade el suelo hasta que el agua se desplace hasta la marca de 400 ml. Después se pasa el contenido a un recipiente de plástico y se agrega 2 l de agua. Homogeneizar hasta hacer una suspensión lodosa, sin dejar de asentar más de un minuto, pasar la suspensión a través de un tamiz de 500 micras, se recoge lo filtrado en otro recipiente y este se pasa a través de los tamices de 250 y 63 micras. El residuo del tamiz de 63 micras se colecta en un frasco con formol al 5%. Posteriormente se abordó el aspecto taxonómico tanto de los diversos grupos de la meiofauna como de los géneros de nemátodos en particular.

Taxonómia de los nemátodos.

Del grupo de los nemátodos se realizaron 144 preparaciones fijas para poder realizar la determinación taxonómica.

Primero se procedió a la deshidratación de los organismos, se utilizó el método propuesto por Seinhorst (1962) los organismos son llevados a un microsiracusa con una mezcla de etanol-glicerina y agua destilada, el recipiente se tapa con un cubreobjetos y se coloca en una estufa a 35-40°C por 16 horas ó hasta que pierda el olor a formol.

Al evaporarse la mayor parte de la mezcla se le agrega otra, formada por glicerina-etanol, se regresa a la estufa hasta que se evapora la mayor parte, entonces se le agrega glicerina pura deshidratada y se deja 5 horas en la estufa, posteriormente se pasan a un desecador con Cloruro de Calcio.

Los organismos se montan en glicerina pura con calzas de fibra de vidrio y se sellan con gelatina glicerina técnica sugerida por De la Jara y Zerón (1985). La determinación taxonómica se hizo bajo un microscopio de cámara clara a 2000X, con ayuda de la clave de Ferris *et al.* (1973).

Con el material obtenido se realizó una clave para la determinación taxonómica a nivel genérico de los nemátodos, para lo cual se contó con la colaboración del personal del Laboratorio de Helmintología de Instituto de Biología de la UNAM. Asimismo con su ayuda se tomaron las decisiones con respecto a la determinación taxonómica (Apéndice 1).

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Determinación de la Abundancia Relativa de la meiofauna (porcentaje). Para determinar la abundancia relativa de los grupos que forman parte de la meiofauna, se utilizó la fórmula de Brower y Zar (1977).

ANÁLISIS DE FACTOR

Este análisis tiene por objetivo reducir las dimensiones básicas de un determinado número de variables, que de alguna manera están relacionadas, encontrando la mejor combinación lineal de variables y las expresa en una nueva variable que engloba a las originales de tal manera que reduce el número de variables básicas llamadas factores (Willemssen 1973 y Jeffers 1978).

Para la realización del análisis de factor se procedió de la siguiente manera: los datos obtenidos fueron agrupados en un archivo de datos almacenados en un disco de acuerdo al sistema CANDE (Anónimo 1977) siguiendo un formato fijo. El programa y el formato de instrucciones se hicieron de acuerdo al paquete estadístico para

ciencias sociales SPSS (Nie: 1975). El análisis se efectuó en una computadora Burroughs B6700 del centro de servicios de cómputo de la UNAM.

RESULTADOS Y DISCUSION

El comportamiento térmico del estanque de cultivo de camarón presentó una fluctuación de 7°C durante el estudio. Se observó una máxima de 34.0°C en junio y días después una mínima de 27.0°C en julio (Fig. 2) la cual coincidió con el inicio de la temporada de lluvias; su promedio fue de 29.2°C. Para el cultivo de camarón se requieren condiciones adecuadas de temperatura, dentro de las cuales Bardach *et al.* (1986) propone intervalos de 18.0°C a 32.0°C, en E.U. Y para Japón entre 27.0 y 32.0°C. Para *Penaeus vannamei*, Berdegue (1986) propone un óptimo de 27.0°C. Por lo tanto las condiciones térmicas en el estanque estuvieron dentro del intervalo para el cultivo de camarón ya que este factor resulta relevante para el crecimiento de los Peneidos. Asimismo para el establecimiento de la meiofauna es un factor que controla la variación espacial y temporal tal como lo señalan Pattnaik y Rao (1990).

Los contenidos de salinidad presentaron amplias fluctuaciones entre 5.0 y 58.0 ‰, resultado de que el sistema fue semicerrado y sin control del aporte de agua salada o dulce; la máxima coincidió con la temperatura más alta del agua y las primeras lluvias se iniciaron a principios de julio (Fig. 3). Wetzel y Likens (1979) señalan la relación entre el período de insolación, la evaporación y las altas temperaturas del agua. El promedio de la salinidad fue de 18.3‰. Bardach *et al.* (1986) refieren que el cultivo de camarón *Penaeus monodon* en Japón los óptimos son de 27.0-32.0‰ y para el cultivo en E.U., de 22.0-37.0‰ para *Penaeus setiferus*. De la Lanza (1992) cita que *Penaeus vannamei* crece adecuadamente en la laguna de Huizache y Caimanero Sinaloa, entre 15.0 y 30.0‰. A pesar de que se alcanzaron niveles altos de 58.0‰ durante mayo se consideran que no fueron limitantes para el cultivo.

Con respecto a la variación dentro de diferentes puntos del estanque la salinidad fluctuó entre 1.0‰ en el canal de entrada hasta 58.0‰ en el extremo. Estas diferencias se debieron a la baja circulación y recambio de agua en junio y julio (Fig. 4).

Algunos autores indican que la salinidad controla las variaciones espaciales y temporales de la meiofauna (Moore 1987, Murty y Kondal Rao 1987, Murthy y Rao 1987, Armonies 1988, Austen 1989, Pattnaik y Rao 1990, Vijayakumar *et al.* 1991).

La variación temporal de oxígeno fue heterogénea (Fig. 5), sin embargo describió una curva con tendencia al incremento en el período

FIG.2 VARIACION TEMPORAL DE LA TEMPERATURA EN EL ESTANQUE DE CULTIVO

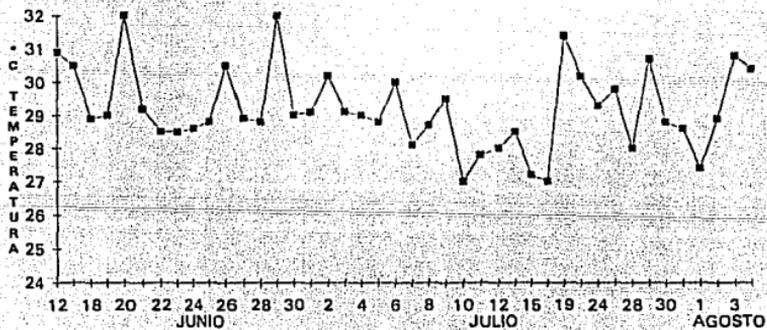
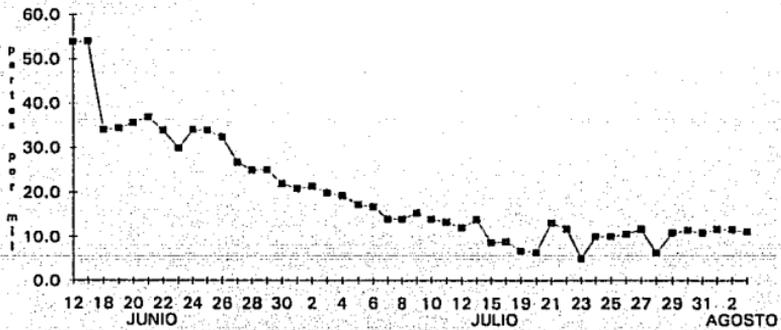


FIG. 3 VARIACION TEMPORAL DE LA SALINIDAD EN EL ESTANQUE DE CULTIVO



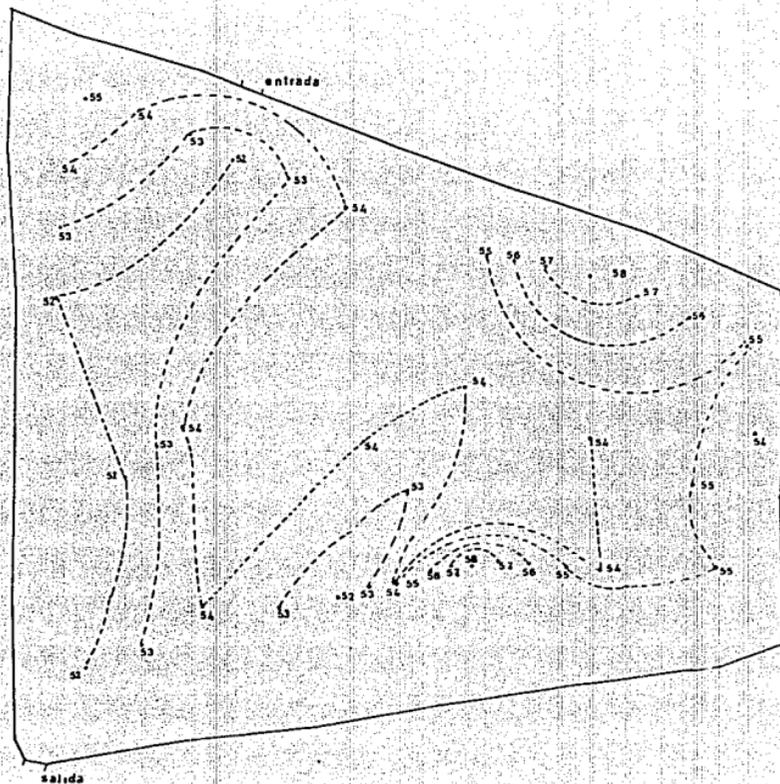


Fig. 4 Isohalinas de salinidad del estanque de cultivo en el mes de junio

de lluvias, el promedio fue de 4.9 mg/l. Las concentraciones bajas fueron el reflejo tanto de las altas temperatura como salinidades. Wetzel (1979) menciona que estos factores influyen en su solubilidad en el agua. Schroeder (1975) y Mandejian *et al.* citan la importancia del oxígeno ya que su disminución es crítica porque puede causar la muerte de los organismos en cultivo.

Se registró una amplia fluctuación diaria de oxígeno (Fig. 6) con el máximo entre las 10:00 y 16:00 y el mínimo a las 17:00; el decremento en la noche y la madrugada llegó hasta menos de 1 mg/l, resultado de la actividad respiratoria, razón por lo que se considera crítica si no se recambia el agua por lo menos en un 10% diariamente tal como lo señala Arredondo (1990)

El pH del sistema mantuvo un intervalo de 6.1-7.5 durante el ciclo de cultivo (Fig. 7) con un promedio de 6.8 el cual se considera adecuado tanto para estanques en cultivo como para la mayoría de las especies acuáticas tal como lo señalan Rodier (1981) y Wheaton (1982).

MEIOFAUNA

La meiofauna en el estanque de cultivo del camarón *Penaeus vannamei* la formaron nueve grupos taxonómicos (Tabla 1), semejante al registrado por Bell (1979) en condiciones naturales como en las Marismas del Sur de Carolina, sin embargo, en el presente estudio no se encontraron kinorincos, turbelarios y oligoquetos si en cambio ácaros, hemipteros y foraminíferos. Además Bell (1979) registró un sustrato compuesto principalmente por limo y el del estanque aquí analizado lo constituyó principalmente arena. Sin embargo Hulings y Gray (1976) señalan que kinorincos y turbelarios se les encuentra en sustratos suaves.

El grupo mayoritario de la meiofauna fue el de los nemátodos, con una abundancia en todo el ciclo de 78.9%, seguido de las larvas de copepodos, que no fluctuó ampliamente entre los meses, solo el 0.53%.

La máxima abundancia de los copepodos correspondió a noviembre cuando inclusive fueron más abundantes que los nemátodos. Bell (1979), Bell (1980), Alexander *et al.* (1981) y Shirayama (1984) han determinado en diferentes ambientes que los copepodos constituyen el segundo grupo más abundante de la meiofauna.

El resto de los grupos solo constituyeron en su conjunto el 2.0% de la meiofauna durante el ciclo, su presencia no fue constante. De la misma manera Alexander *et al.* (1981), Shirayama (1984) indican que los demás taxos o grupos de la meiofauna pueden constituir desde un 0.5% hasta un 5.0% del total de la meiofauna.

Fig.5 VARIACION TEMPORAL DEL OXIGENO EN EL ESTANQUE DE CULTIVO

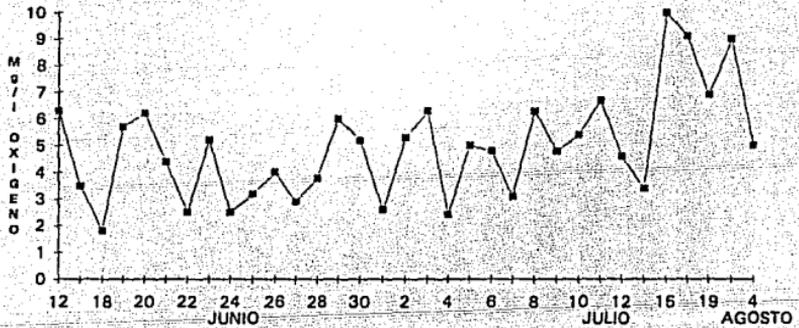


Fig. 6 VARIACION DE 24 HORAS DEL OXIGENO EN EL ESTANQUE DE CULTIVO

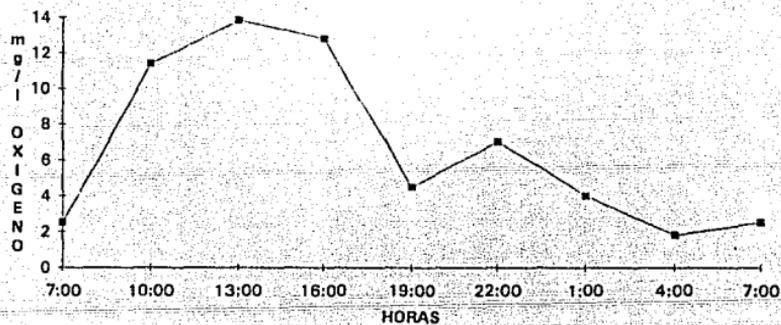


FIG.7 VARIACION TEMPORAL DEL pH EN EL ESTANQUE DE CULTIVO

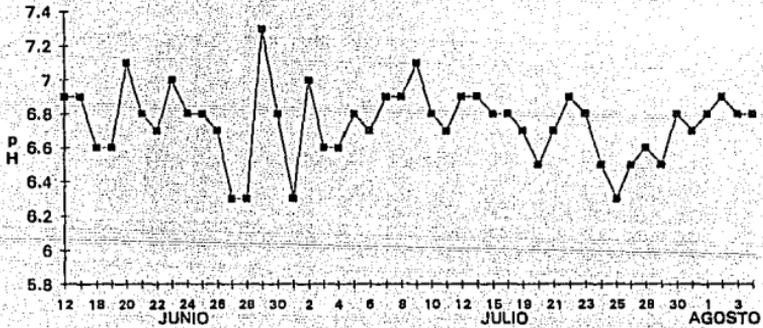


Tabla 1. Abundancia Relativa (porcentaje) de los grupos taxonómicos que formaron la melofauna del estanque experimental de cultivo de camarón.

GRUPOS	MESES			
	JUNIO	JULIO	NOV.	CICLO
Nemátodos	65.00	91.00	14.20	78.90
Org. No Identif.	29.00	04.94	60.70	16.00
Larvas de Copépodos	03.04	03.04	03.50	03.05
Copépodos	01.77	00.19	21.40	01.17
Acaros	00.00	00.42	00.00	00.26
Hemípteros	00.38	00.09	00.00	00.21
Foraminíferos	00.38	00.09	00.00	00.21
Poliquetos	00.00	00.00	00.00	00.05
Micromoluscos	00.12	00.00	00.00	00.05
Ciliados	00.12	00.00	00.00	00.05
Total	100.0%	100.0%	100.0%	100.0%

El grupo de los foraminíferos solo se registró en junio y julio con una abundancia baja de 0.21%; ésto pudo deberse al método utilizado en la separación de la meiofauna, cuyo principio se basa en la flotación de los organismos. Al respecto Gerlach (1971) señala que frecuentemente no se toman en cuenta en los estudios de la meiofauna porque necesitan métodos especiales para distinguirlos debido al alto contenido de sustancias orgánicas y un esqueleto calcáreo, que les permite mayor densidad y sedimentarse más fácilmente. En el presente estudio no se comparó la eficiencia del método utilizado con otros, por lo que se considera que algunos grupos como las diatomeas, foraminíferos, ciliados y otros no se tomaron en cuenta.

La mayor abundancia de la meiofauna se localizó en las estaciones 1 y 3 (Tabla 2) en junio; el grupo de los nemátodos fue el que predominó en las dos estaciones. En julio la mayor abundancia y la distribución de los organismos fue en las estaciones 1 y 2, dicha abundancia coincidió con la zona de mayor recambio de agua (entrada y salida de agua en el estanque) por lo que puede ser un factor que determinó la distribución de los nemátodos en el estanque.

En noviembre solo la estación 2 presentó la mayor abundancia (Tabla 2) y fue la única con espejo de agua en esa zona (20 cm), Warwick y Buchanan (1971) asocian la abundancia de la meiofauna con la composición granulométrica. Otros autores como Gerlach (1977), Pattnaik y Rao (1990) hacen notar que la temperatura tiene una influencia directa sobre la abundancia meiofaunal. Murthy y Rao (1987), Murty y Kondalarao (1987), Armonies (1988), Pattnaik y Rao (1990) y Vijayakumar *et al.* (1991) indican que la salinidad es el factor clave que determina la distribución y la abundancia de la meiofauna. Fenchel *et al.* (1967), Jansson (1968), Giere (1973), Boaden (1977, 1981), McLahan (1978), Thielmans y Heip (1984) mencionan que la distribución de la meiofauna está relacionada con el régimen de oxígeno. Por lo que la distribución y la abundancia de la meiofauna se puede asociar con: el recambio de agua, la temperatura, la salinidad y el oxígeno como factores que intervienen tanto en su distribución como en su abundancia en el estanque de cultivo, con los siguientes valores la temperatura con un promedio de 29.2°C., la salinidad de 18.3‰ y el oxígeno con 4.9 mg/l.

Tabla 2. Abundancia y distribución de la zoofauna en junio, julio y noviembre.

MESES ESTACIONES	JUNIO						JULIO						NOVIEMBRE					
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
ORGANISMOS																		
NEMATODOS	13.01	1.01	12.74	0.37	0.10	0.16	31.44	9.64	0.96		0.58	3.16	0.21					
ORGANISMOS NO IDENTIF.	0.96	0.53	0.40	1.98	0.05	0.32	0.85	1.01	0.05	3.51		0.69	0.05	0.32		0.05	0.16	0.32
LARVAS DE COPEPODOS		0.48		0.21	0.05	0.53	0.53	0.85		0.16	0.05	0.05	0.05					
COPEPODOS	0.48		0.10	0.16			0.10	0.21					0.26	0.05				
ACAROS							5					5						
HEMIPTEROS			0.05	0.05	0.05		0.05											
FORAMINIFEROS	0.05		0.10				0.05											
POLIQUETOS								0.05										
MICROMOLUSCOS		0.05																
CILIADOS	0.05																	
TOTAL	14.00	2.02	21.39	2.77	0.25	1.01	32.87	11.70	1.06	5.88	0.63	3.95	0.05	0.84		0.10	0.16	0.32

NEMATODOS

La composición taxonómica del grupo de los nemátodos se realizó a nivel de género y estuvo formada por 11 géneros (Tabla 3).

Tabla 3. Posición taxonómica de los nemátodos del estanque de cultivo.

Phylum Nematoda Cobb 1919

Clase Adenophorea

ORDEN	SUBORDEN	GENERO
Chromadorita	Chromadorina	Chromadorita Filipjev 1922
	Cyatholaiminae	Achromadora Cobb 1913
	Monochromadora	Schneider 1937
Monhysterida	Monhysterina	Monhystera Bastian 1865
		Monhystrella Cobb 1918
Desmodorida	Desmodorina	Prodesmodora Micoletzky 1923
Enoplida	Enoplina	Rhabdolaimus de Man 1880
Dorylaimida	Dorylaimina	Mesodorylaimus Andrassy 1959
Rhabditida	Rhabditina	Cephalobus Bastian 1865
		Eucephalobus Steiner 1936
		Butlerius Goodey 1929

El género más abundante fue Chromadorita 78.5% (Tabla 4) con el mayor en julio; la presencia del género en el estanque no se considera ocasional ya que es habitante de aguas salobres, tal como lo menciona Goodey (1963).

En Junio la mayor abundancia se localizó en la estación 3 con Monhystrella de una abundancia del 94.7% (Tabla 5) (zona donde también se caracterizó la mayor abundancia y distribución de la meiofauna total; zona de recambio de agua) a pesar de que en los once géneros existió una dominancia numérica baja. Para julio la distribución de los nemátodos fue en las estaciones de muestreo 1 y 2 (entrada y salida del agua respectivamente) la mayor abundancia la presentó el género Chromadorita. En noviembre solo en la estación 2 hubo nemátodos representados por el género Rhabdolaimus (Tabla 5). Gerlach (1977) cita que la agregación de algunas especies puede ser causada por la abundancia del alimento (a los organismos cultivados no se les proporciono alimento alguno) por lo que el alimento natural jugó un papel determinante en el estanque. Austen (1989) señala que el régimen de la salinidad juega un papel clave en la determinación de la composición de especies de la meiofauna. Asimismo propone que la temperatura en intervalos de 23.0-26.0°C es adecuada para algunas especies de nemátodos. Por lo que los factores temperatura con un valor de 29.2°C y la salinidad con 18.3‰ influyeron directamente en la distribución y abundancia de los nemátodos y determinantes para el establecimiento para el género Chromadorita.

Con el objeto de relacionar factores biológicos, físicos y químicos se utilizó el método estadístico llamado Análisis de Factor; se relacionaron (la meiofauna, los géneros de nemátodos, temperatura, salinidad, pH y oxígeno). Se determinó que los cuatro primeros factores explican el 85.6% de la variación. Primeramente se agruparon las variables en aquellos pares cuya variación total fue mayor o igual al 50% (grupo de correlación alta), segundo las variables que tuvieron una variación igual o mayor al 25% (grupo de correlación alta moderada) y tercero las que presentaron una variación común igual al 9% (grupo de correlación baja); los pares de variables restantes se consideraron sin variación (Tabla 6).

Tabla 4. Abundancia Relativa de los generos de Nematodos en el estanque de cultivo

GENEROS	%
Chromadorita	78.58
Monhystrella	9.39
Prodesmodora	4.94
Monochromadora	1.97
Rhabdolaimus	1.81
Mesodorylaimus	1.15
Achromadora	0.82
Monhystera	0.65
Cephalobus	0.32
Eucephalobus	0.16
Butlerius	0.16

ABUNDANCIA RELATIVA DE LOS GENEROS DE NEMATODOS EN
EL ESTANQUE DE CULTIVO

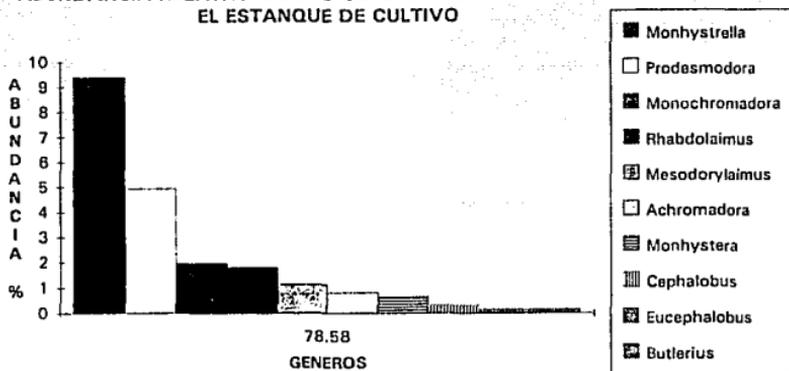


Tabla 5. Abundancia y distribución de los géneros de nemátodos en junio, julio y noviembre.

ESTACIONES GENEROS	JUNIO						JULIO						NOVIEMBRE					
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
CHROMADORITA	5.76	0.49	0.32	0.49			29.15	23.22	0.16	13.52	1.15	4.28						
MONHYSTIRELIA			5.93		6.32		0.98	1.97	0.16									
TRIDESMODORA			3.62				0.98					0.32						
MONOCHROMADORA	0.16		1.81															
RHABDOLAIMUS							0.82	0.65	0.16				0.16					
MESODORYLAIMUS	0.98	0.16																
ACHROMADORA			0.82															
MONHYSTERA	0.16		0.49															
CEPHALOBUS							0.16					0.16						
BUTLERIUS						0.16												
EUCEPHALOBUS	0.16																	
TOTAL	7.22	0.65	13.0	8.50	0.32	0.16	32.9	25.84	0.16	12.82	1.15	4.76		0.16				

Tabla 6. Análisis de factor que incluye a las variables: Temperatura, Salinidad, pH, Oxígeno, Nemátodos, Copépodos, Foraminíferos, los géneros de nemátodos: Chromadorita, Monhystrella, Prodesmodora, Monochromadora, Rhabdolaimus, Achromadora, Monhystera y Mesodorylaimus.

FACTOR	EIGENVALOR	% DE VARIANZA	% VARIANZA ACUMULADA
1	6.50846	38.3	38.3
2	3.37863	19.9	58.2
3	2.09799	17.6	75.8
4	1.67449	09.8	85.6
5	0.78493	04.6	90.3

Se seleccionaron solo tres factores (Tabla 7). En el primer factor se relacionaron 6 grupos (factores biológicos) los foraminíferos y los géneros de nemátodos: Achromadora, Monhystera, Monochromadora, Prodesmodora y Monhystrella con la salinidad (factor químico); grupo de correlación alta. Algunos autores han señalado la relación existente entre la salinidad y los nemátodos como Murthy y Rao (1987) y Murty y Kondal Rao (1987). Moore (1987) y Austen (1989) indican que el régimen de salinidad juega un papel clave en la composición de especies. En el estanque de cultivo del presente estudio, los nemátodos colectados se encontraron en salinidades desde 58.0 hasta 5.0‰, lo que fue determinante en la composición de especies, influyendo además en su distribución y abundancia.

Para el factor dos, el oxígeno y los géneros Chromadorita y Rhabdolaimus se relacionaron de manera inversa, relación difícil de determinar debido a que el gas mostró grandes variaciones a lo largo del cultivo. Sin embargo Elmgren (1975) indica que mientras las condiciones de oxígeno disminuyen las poblaciones de nemátodos también, considerándolos indicadores de las condiciones de oxígeno. Algunos autores como Wieser y Kanwisher (1961); Teal y Wieser (1966) sugieren que hay una relación entre la tasa respiratoria y el tipo de cavidad bucal; las especies con cavidad bucal grande presentan tasas de respiración altas y especies con cavidad pequeña tienen tasas de respiración bajas.

Tabla 7. Correlación lineal entre los factores biológicos, físicos y químicos

VARIABLES	FACTORES		
	1	2	3
TEMPERATURA		-0.6218	
SALINIDAD	0.5962		
pH			-0.4807
OXIGENO		-0.7200	
NEMATODOS		0.6334	
COPEPODOS			0.5219
FORAMINIFEROS	0.9092		
<u>CHROMADORITA</u>		0.8051	
<u>MONHYSTRELLA</u>	0.7710		
<u>PRODESMODORA</u>	0.8274		
<u>MONOCHROMADORA</u>	0.9063		
<u>RIIABDOLAIMUS</u>		0.8312	
<u>MESODORYLAIMUS</u>			0.6470
<u>ACHROMADORA</u>	0.9092		
<u>MONHYSTERA</u>	0.9092		

El género Chromadorita, que dominó en el estanque experimental presenta una cavidad bucal pequeña, la cual podría indicar bajas cantidades de oxígeno esto se apoya con lo mencionado por Teal y Wieser (1966) quienes han señalado que las especies de la familia Chromadoridae tienen tasas de respiración bajas.

El tipo de cavidad bucal sugiere el tipo de alimento de los nemátodos y por lo tanto el lugar de estos en la cadena alimenticia en diferentes ambientes. De acuerdo con las características morfológicas del género Chromadorita, quedaría incluida en el grupo de los que se alimentan de depósito selectivo, ingiriendo principalmente bacterias lo que contribuye a la descomposición de materia orgánica, en un ambiente con bajo contenido de oxígeno y que contribuyen al reciclamiento de nutrientes. Nicholas (1984) hace mención de la importancia de los nemátodos comedores de bacterias dentro de las cadenas alimenticias. Esto hace pensar que sea una fuente de alimento natural para el camarón en cultivo.

Asimismo en el factor dos se encontró la relación de la temperatura y la abundancia de los nemátodos (de las más bajas), algunos autores como Hopper y Meyers (1967) han mencionado que puede existir tanto una relación directa como inversa. De acuerdo con el comportamiento de la temperatura, cuando registró un decremento (julio) coincidió con el número máximo de nemátodos intervalo de 28.0-32.0°C. De la misma manera Hopper y Meyers (1967) encontraron que la mayor abundancia de nemátodos se presentó durante los periodos de temperaturas bajas. Tietjen y Lee (1972) señalan que la temperatura óptima para algunos nemátodos es de 25.0°C. Por lo que se considera un intervalo de 23.0-27.0°C adecuado para el establecimiento de los nemátodos, tal como lo refiere Warwick (1981) para Chromadorina germanica la cual requiere temperaturas adecuadas de 25.0°C.

En el factor tres se asociaron el pH y los copépodos (relación baja). La mayor abundancia de este grupo se encontró en el mes de noviembre donde el pH tuvo un promedio de 7.3. Thielmans y Heip (1984) citan que el pH óptimo para los copépodos es entre 7.1 y 8.6 por lo que se infiere que el pH fue un factor determinante tanto en su distribución como en su abundancia.

CONCLUSIONES

* El estanque de cultivo mostró una zona donde las condiciones hidrológicas fueron adecuadas tanto para el camarón como para el establecimiento de meiofauna con excepción del oxígeno ya que se vió afectado por las altas temperaturas y salinidades alcanzando niveles críticos.

* La meiofauna en el estanque de cultivo de camarón Penaeus vannamei la formaron nueve grupos: nemátodos, larvas de copépodos, copépodos, acaros, hemipteros, foraminíferos, poliquetos, micromoluscos, protozoarios; los que se asocian con el tipo del sustrato del estanque.

* Por el número de organismos el grupo más abundante fue el de los nemátodos con 78.9% en julio.

* Los nemátodos registrados corresponden con once géneros: Chromadorita, Monhystera, Prodesmodora, Monochromadora, Rhabdolaimus, Mesodorylaimus, Achromadora, Monhystrella, Cephalobus, Eucephalobus y Butlerius. El género más abundante fue Chromadorita con 78.5%.

* La mayor abundancia y la distribución de la meiofauna y los nemátodos se localizó en la zona de entrada y salida del agua en el estanque por lo que se asoció con la zona de recambio de agua, la temperatura, la salinidad y el oxígeno.

* El pH fue un factor determinante en la distribución y abundancia de los copépodos en el estanque.

LITERATURA CITADA.

Alexander, D. N., Alexander, K., P. N. Boothe, R. W. Flint, C. S. Giam, J. J. Holland, G. Nefk, W. E. Pequegnat, P. Powel, N. NB. Rabalais, J. R. Schwartz., P. J. Szanislo, C. Venn, D. E. Wohlschag, R. Yoshiyama. 1981. Environmental studies of a marine ecosystem. South Texas Outer Continental Shelf. in: Warrent-Flint y N. N. Rabalais (comp). Benthic Biota 82-136 pp.

Anónimo, 1977. Cande. Users manual Burroughs Corporation. Detroit. 196 pp.

Armonies, W. 1988 Common pectern of plathelminth distribution in North Sea Salt marshes and in the Baltic Sea. *Arch. Hydrobiol.* 111(4): 625-636

Arredondo, F., J. L. 1990. Análisis de cultivo de camarón en México al término de 1989. 77-104. en: De la Lanza-Espino G. y J. L. Arredondo F. (comps). La acuicultura en México de los conceptos a la producción; Inst. de Biol.-UNAM. México, 315 pp.

Austen, M. C. 1989. Factors affecting estuarine meiobenthic assemblage structure: A multifactorial microcosm experiment. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 130(2): 167-187

Bardach, J. E., J. H. Rhyter y W. O. Mclarney. 1986. Aquaculture the farming and husbandry of freshwater and marine organism. Witey-Interscience Wilky & Sons, Inc. 868 pp.

Barica, J. 1975. Summerkill risk in preire ponds and possibilities of itsprediction. *J. Fish. Res. Board Can.* 32: 1283-1288

Bell, S. S. 1979. Short-and long term variation in a high salt meiofauna as community. *Est. and Coastal Mar. Sci.* 9: 331-350

Bell, S. S. 1980. Meiofauna-Macrofauna interactions in a high salt marsh habitat. *Ecological Monographs.* 50(4): 487-505

Bell, S. S. y B. C. Coull. 1978. Field evidence that shrimp predation regulates meiofauna. *Oecologia (Berl)* 35: 141-148

Bell, S. S., M. C. Watzin y B. C. Coull. 1978. Biogenic structure and its effect on the spatial heterogeneity of meiofauna in a Salt Mars. *J. Exp. Mar. Biol. and Ecol.* 35: 99-107

Berdegue, S. F. 1986. Descripción de los sistemas de cultivo de camarones del género *Penaeus* spp. en las costas de Ecuador. *Tesis Profesional. Fac. Ciencias. UNAM.* 94 pp

Biedenbach, J. M., L. L. Smith, T. K. Thomsen y A. L. Lawrence. 1989. Use of the nematode *Panagrellus redivivus* as an Artemia replacement in a Larval Penaeid diet. *J. World Aquac. Soc.* 20(2): 61-71

Boaden, P. J. S. 1977. Thiobiotic facts and fancies (aspects of the distribution and evolution of anacrobic meiofauna). *Mikrofauna Meeresboden.* 61: 45-63

Boaden, P. J. S. 1981. Oxygen availability redox and the distribution of some Turbellaria Schizorhynchidae and other forms. *Hydrobiol.* 84: 103-112

Boyd, C. E. 1973. The chemical oxygen demand of waters and biological materials from ponds. *Trans. Am. Fish. Soc.* 102: 606-611

Boyd, C. E., Prather, E. E. y Parks, R. W. 1975. Sudden mortality of a massive phytoplankton bloom. *Weed. Sci.* 23: 61-67

Braber, L. y S. J. deGroot. 1973. The food of five flatfish species (Pleuronectiformes) in the Southern North Sea. *Nethl. J. Sea Res.* 6: 163-172

Brower, J. E. y J. H. Zar. 1977. Field and Laboratory methods for general ecology. Wm. C. Brown & Co. Publs. Dubuque, Iowa. E. U. 187 pp.

Cabrera-J, J. A. y J. L. Garcia-C. 1986. El estado de la acuicultura en México al término de 1892. Primera reunión del grupo de trabajo sobre acuicultura, de la Comisión de Pesca Continental para América Latina (COPESCAL) FAO, Panamá, abril 1983, 61 pp.

Coull, B. C. 1973. Estuarine meiofauna: a review: trophic relationships and microbial interactions. en: *Est. Microb. Ecol. Harold Stevenson y R. R. Colwell (comps).* U. S. C. 499-512

Dall, W. 1968. Food and feeding of some Australian Penaeid shrimp. Proc. World Scientific Conference on the Biology and Culture of

Shrimp and Prawn. México, 12-21 June, 1967. FAO Fish. reports 52(2): 251-258

De la Lanza, E. G., M. A. Rodríguez Medina y L. A. Soto. 1986. Ensayo experimental del consumo de detritos y halófitas por los camarones Peneidos. *An. Inst. Biol. U.N.A.M. 57. Ser. Zool. (1)*: 199-207

De la Lanza, E. G. y Gómez E. S. 1992. Análisis del estado de la camaronicultura en México, hasta el año de 1991. Intergraphic. México. 48 pp.

De la Jara, F. y F. Zerón. 1985. Manual de Prácticas de Nematología Agrícola. México. E.N.C.B. 113 pp.

Edwards, R. R. C. 1973. Field experiments on growth and mortality of *Penaeus vannamei* in a Mexican Coastal Lagoon Complex. *Est. and Coastal Mar. Sci. 5*: 107-121

Edwards, R. R. C. 1977. Ecology of Coastal Lagoon Complex in México. *Est. Coast. Mar. Sci. 5*: 75-79

Elmgren, R. 1973. Methods of sampling sublittoral soft bottom meiofauna. *Oikos Suppl. 15*: 112-120

Elmgren, R. 1975. Benthic meiofauna as indicator of oxygen conditions in the Northern Baltic proper. *Mer. Juk. 239*: 265-271

Escavavage, V. y J. Castel. 1990. The impact of the lagoonal shrimp *Palaeomonetes varians* (L.) on meiofauna in a temperate coastal impoundment. *Acta Oecologica 11(3)*: 409-418

Fenchel, T., B.O. Jansson, W. Von Thun. 1967. Vertical and horizontal distribution of the metazoan microfauna and some physical factors in a sandy beach in the northern part of the Oresund. *Ophelia. 4*: 227-243

Fenchel, T. M. y R. J. Riedl. 1970. The sulfide system: a new biotic community underneath the oxidized layer of marine sand bottoms. *Marine Biol. 7*: 255-268

Feller, R. J. U. W. Kaczynski. 1975. Size selective predation by juvenile Chum Salmon (*Onchorhynchus keta*) on epibenthic prey in puget sound. *J. Fish. Res. Board Can. 32*: 1419-1429

Ferris, V. R., J. M. Ferris y C. A. Calahan. 1972. Nematode, Community Structure a tool for evaluating water resources environments. Technical Report, 30 Purdue University Water, Resourc. Research Center., Lafayette Indiana.

Ferris V. R., Ferris, J. M. Tjepkema, J. P. 1973. Biota of freshwater ecosystems identification. Genera of Freshwater nematodes of eastern north america. Purdue Univerity Water Resources Research Center., 10 Report (2) 31 pp.

Fleeger, J. W. 1979. Populations dynamics of three estuarine meiobenthic Harpacticoida (Copepoda) in South Carolina. *Mar. Biol.* 52: 147-156

Flint, W. y N. Rabalais. 1981. Gulf of Mexico Shrimp production: a food web hypothesis. *Fish. Bull.* 79(4): 737-748

Furukawa, A. 1972. Present status of Japanese marine aquaculture in: Pillay (ed). 1972. Coastal Aquaculture in the Indo-Pacific region. Fao Fishing News. (Books) LTD. 1-497

Gee, J. M. 1987. Impact of epibenthic predation on estuarine intertidal harpacticoid copepod populations. *Mar. Biol.* 96: 497-510

Gerlach, S. A. 1971. On the importance of marine meiofauna for benthos communities. *Oecologia (Berl)* 6: 176-190

Gerlach, S. A. 1977. Means of meiofauna dispersal. *Mikrofauna Meers.* 61: 89-103

Gerlach, S. A. y M. Schrage. 1971. Life cycles in marine meiobenthos. Experiments at various temperatures with Monhystera disjuncta and Theristus pertenuis, (nematoda). *Mar. Biol.* 9: 274-280

Giere, O. 1973. Oxygen in the marine higropsammal and the vertical distribution of oligochaetos. *Mar. Biol.* 21: 180-189

Goodey, J. B. 1963. Soil and Freshwater nematode. Methuen & Co LTD. New York. 543 pp.

Gray, J. S. y R. M. Rieger. 1971. A Quantitative study of meiofauna of sandy beach at Robin Hood's Bay, Yorkshire. *J. Mar. Biol. Ass. U. K.* 51: 1-20

Harkantra, S. N. y Parulekar, A. H. 1989. Population distribution of meiofauna in relation to some environmental features in a sandy intertidal region of Goa, West Coast of India. *Indian J. Mar. Sci.* 18(4): 259-264

Heip, C. 1976. The spatial pattern of *Cyprideis torosa* (Jones, 1850) (Crustacea-Ostracoda). *J. Mar. Biol. Ass. U. K.* 56: 179-189

Hogue, E. W. 1978. Spatial and temporal dynamics of a subtidal estuarine Gastrotich assemblage. *Mar. Biol.* 49: 211-222

Hopper, B. E. y S. P. Meyers 1967. Populations studies on the benthic nematode within a subtropical seagrass community. *Mar. Biol.* 1: 85-96

Hopper, B. E., J. W. Fell y R. C. Cefalu 1973. Effect of temperature on life cycles of nematodes associated with the mangrove (*Rhizophora mangle*) detrital system. *Mar. Biol.* 23: 293-296

Hulings, N. C. y J. S. Gray 1976. Physical factors controlling abundance of meiofauna an atidal beaches. *Mar. Biol.* 34:77-83

Hulings, N. C. y J. S. Gray 1971. Manual of a study of the meiofauna. *Smithsonian Contributions to Zoology.* 78: 1-84

Jansson, B. O. 1968. Quantitative and experimental studies of the interstitial fauna in four Swedish Sandy Beaches. *Ophelia.* 5: 1-71

Jeffers, N. R. 1978. An Introduction to systems analysis: with ecological applications. Contemporary Biology Edward Arnol. U. K. Gran Bretaña. 198 pp.

Mandenjian, C. P., Rogers, G. L. y Fast, A. W. 1987. Predicting night time dissolved oxygen loos in prawn ponds of Hawaii., Part I. Evaluating of traditional method. *Aquaculture Engineering.* 6: 191-208

McIntyre, A. D. 1964. Meiobenthos of sublittoral muds. *J. Mar. Biol. Ass. U. K.* 44: 656-674

Meyers, S. P. y B. E. Hopper 1967. Studies on marine fungal-nematode associations and plant degradation. *Helgol. Wiss. Meers.* 15: 270-281

McLahan, A. 1978. A Quantitative analysis of the meiofauna and the chemsire of the redox potencial discontinuity zone in a sheltered sandybeach. *Est. Mar. Coast. Mar. Sci.* 7: 275-290

Moore, C. G. 1987. Meiofauna of the Industrialised estuary and firth of forth, Scotland (The natural environment of the estuary and fith of forth). 1987. 415-430 pp. *Proc. R. Soc. EDINB Sect. B.* 93(3-4).

Murthy, K. V. M. y B. K. Rao 1987. On some ecological aspects of meiofauna from an estuarine environment. Proc. of the National Seminar on Estuarine Management, 4-5 June 1987. Trivandrum. 433-448 pp.

Murty, K. V. R. y Kondalarao, B. 1987. Survey of meiofauna in the Gautami-Godovari Estuary. *J. Mar. Biol. Ass. India.* 29(1-2): 37-44

Nicholas, W. L. 1984. The Biology of the Free-living Nematodes. Oxfors. Academic Press. 163-235 pp.

Nie, C. 1975. S.P.S.S.: Statistical package for the social sciences. McGraw-Hill, N. Y. 675 pp.

Pattnaik, A. y Rao, M. V. L. 1990. Composition and distribution of interstitial meiofauna of the sandy beach at Gopalpur, South Orissa Coast *Indian. J. Mar. Sci.* 19(3): 165-170

Pretto, R. M. 1982. Breve descripcion de la tecnologia de la cria de camarones peneidos en Panama. IV Simp. Lat. Acuic. Atlalpa. Panama 25-29 enero 1981.

Radwin, I. A. y D. B. Rouse 1990. Yield characteristics of the free-living nematode Panagrellus redivivus in different culture media. *The progressive Fish-Culturist.* 52: 237-240

Rodier, J. 1981. Análisis de aguas, aguas naturales, aguas residuales y aguas de mar. Ed. Omega Barcelona, 1059 pp.

Samocha, T. y C. H. Lewishon 1977. A preliminary report on rearing Penaeid shrimp in Israel. *Aquaculture.* 10: 291-292

Schiemer, F. y Duncan, A. 1975. The oxigen consumption of a fresh water benthic nematode, Trobilus gracilis (Bastian). *Oecologia, (berl).* 15: 121-126

Schroeder, G. L. 1975. Night time material balance for oxygen in fish pods receiving organic wastes. *Bumidgeh.* 27: 65-74

Seinhorst, J. W. 1962. On the Killing, fixation and transferring to glycerin of nematode. *Nematologica.* 7: 29-32

Smith, D. L. y B. C. Coull 1987. Juvenile spot (pisces) and grass shrimp predation on meiobenthos in muddy and sandy substrate. *J. Exp. Mar. Biol. and Ecol.* 105: 123-136

Shirayama, Y. 1984. The abundance of deep-sea meiobenthos in the Western Pacific in relation to environmental factors. *Oceanologica Acta.* 7: 113-121

Teal, J. M. y W. Weiser 1966. The distribution and ecology of nematodes in a Georgia Salt Marsh. *Limnol. Oceanogr.* 11: 217-222

Tietjen, J. H. 1967. Observations on the ecology of the marine nematode Monhystera filicaudata Allgen 1929. *Trans. Am. Microsc. Sci.* 86: 304-306

Tietjen, J. H. y Lee, J. J. 1972. Life cycles of marine nematodes. Influence of temperature and salinity on the development of Monhystera denticulata Timm. *Oecologia (Berl).* 10: 167-176

Thielmans, J. K. H. y C. Heip 1984. The response of a harpacticoid copepod community to sediment disturbance in a semi-enclosed lagoon. *Hidrobiologia.* 118. 127-133

Thiistle, D. 1978. Harpacticoid dispersion patterns implications for deep-sea diversity maintenance. *J. Mar. Res.* 36: 377-397

Uhlig, G., H. Thiel y J. S. Gray 1973. The Quantitative separation of meiofauna. *Helgol. Wiss. Meers.* 25: 173-195

Vijayakumar, R., Ansari, Z. A., Parulekar, A. H. 1991. Benthic fauna of kakinada bay and backwaters, east coast of India. *Indian J. Mar. Sci.* 20(3): 195-199

Warwick, R. M. 1971. Nematode associations in the Exe estuary. *Mar. Biol. Ass. U. K.* 51: 439-454

Warwick, R. M. 1981. The influence of temperature and salinity on energy partitioning in the marine nematode Diploaimelloides brucei. *Oecologia (Berl).* 51: 318-325

Warwick, R. M. y J. B. Buchanan. 1970. The meiofauna of the coast of Northumberland. I. The structure of the nematode populations. *J. Mar. Biol. Ass. U. K.* 50: 129-146

Warwick, R. M. y R. Price. 1979. Ecological and metabolic studies on free-living nematodes from an estuarine mud-flat. *Est. and Coast. Mar. Sci.* 9: 257-271

Wetzel, R. G. y Likens, G. E. 1979. *Limnological Analysis*. W. B. Saunders & Co. Philadelphia. L. Toronto. 357 pp.

Wilkenfeld, J. J., A. L. Laurence y F. D. Kuban. 1984. Survival metamorphosis and growth of penaeid shrimp reared on a variety of algal and animal foods. *J. World Mar. Sci.* 15: 31-49

Wheaton, F. W. 1982. *Acuacultura (diseño y construcción de sistemas)* AGT. editor 704 pp.

Wieser, W. 1960. Benthic studies in Buzzards bay II. The meiofauna. *Limnol. and Oceanogr.* 5:121-135

Wieser, W. y Kanwisher, D. 1961. Ecological and Physiological studies on marine nematodes from a small salt marsh near woods Hole, Massachusetts. *Limnol. and Oceanogr.* 6: 262-270

Willemsen, F. W. 1973. *Understanding statistical reasoning: How to evaluate research literature in behavioral sciences*. W. H. Freeman & Company. San Francisco. 233 pp.

APENDICE I

DESCRIPCION DE LOS NEMATODOS DE VIDA LIBRE.

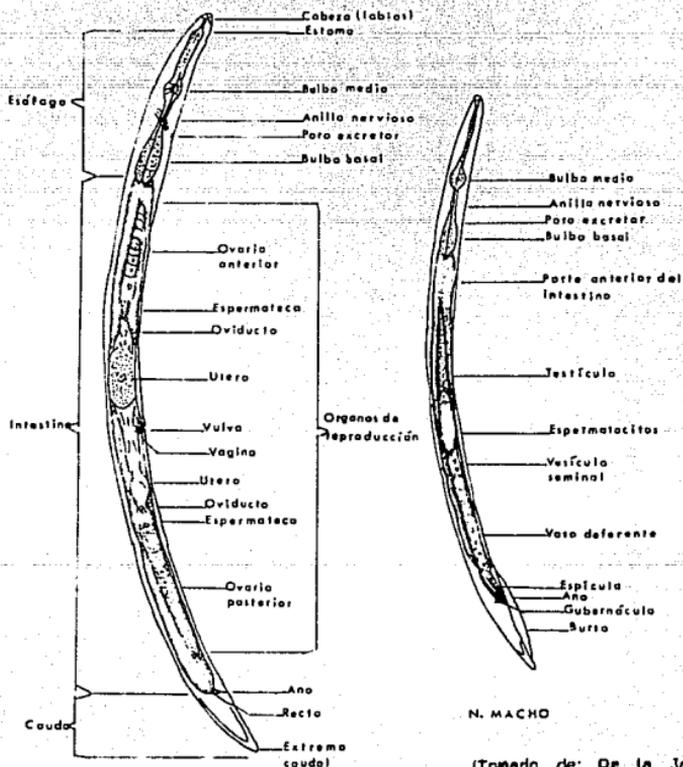
La forma básica del nemátodo corresponde a un cilindro elongado (filiforme) con los extremos aguzados, abertura oral en el final anterior y ano normalmente subterminal. No exhiben una segmentación interna aunque lo delgado de la cutícula frecuentemente se observa una segmentación que solo se restringe a su cubierta.

Algunos de los nemátodos se les observan los anfidios (Fig. 1) que son organos sensoriales localizados atras de los labios, los cuales son de importancia para su determinación taxonómica. El estoma (boca) de los nemátodos está intimamente en contacto con la fuente de alimento y muestra una gran variedad de formas y modificaciones las cuales son utilizadas para diagnosticar a nivel de género. El esófago está localizado en el área entre el estoma y el intestino, sus formas (Fig. 2) son tambien de importancia taxonómica. El ano ventral sirve como una demarcación para la región referida como la cauda, así la cauda es la porción del nemátodo posterior al ano, las formas de las caudas (Fig. 3) se usan frecuentemente como un diagnostico a nivel genérico. El sexo de los nemátodos difiere en sus caracteres sexuales secundarios: 1 ó 2 ovarios y una vulva en las hembras, 1 ó 2 testículos, 1 ó 2 espículas, una bursa (no siempre presente) y una cloaca en los machos, algunas veces un patrón papilar latero-ventral cloacal que se toma en cuenta para la determinación a nivel específico.

1973)

(Ferris, *et al.*

41
MORFOLOGÍA DE NEMATODOS



N. HEMBRA

N. MACHO

(Tomado de: De la Jara y Zerón
1985)

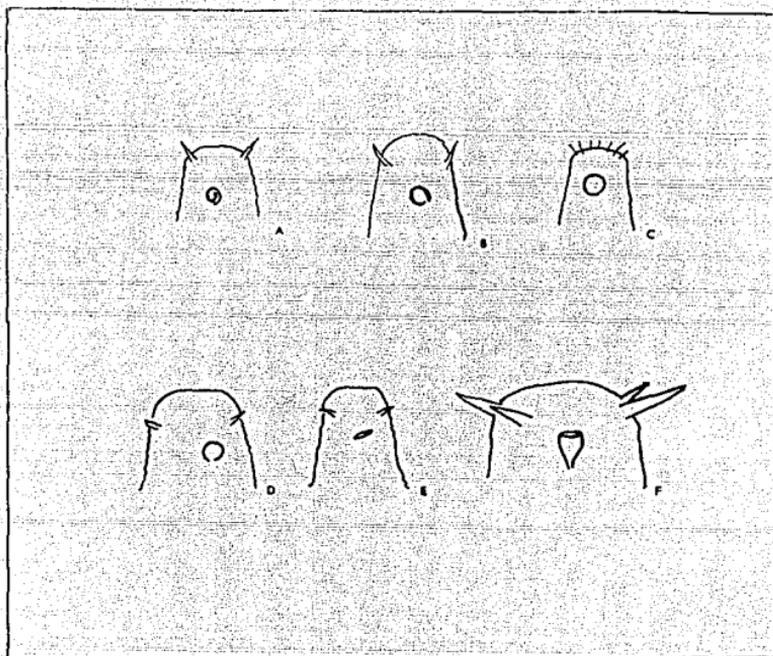


Fig. 1 FORMAS DE ANFIDIOS (sin escala)

A, cabeza de *Achromadora* sp. (multispiral);

B cabeza de *Prodesmodora* sp. (unispiral);

C cabeza de *Monhystera* sp. (circular);

D cabeza de *Flectus* sp. (círculo abierto);

E cabeza de *Anaplectus* sp. (ranura);

F cabeza de *Trobilus* sp. (forma de copa);

Tomado de Ferris et al. (1973);

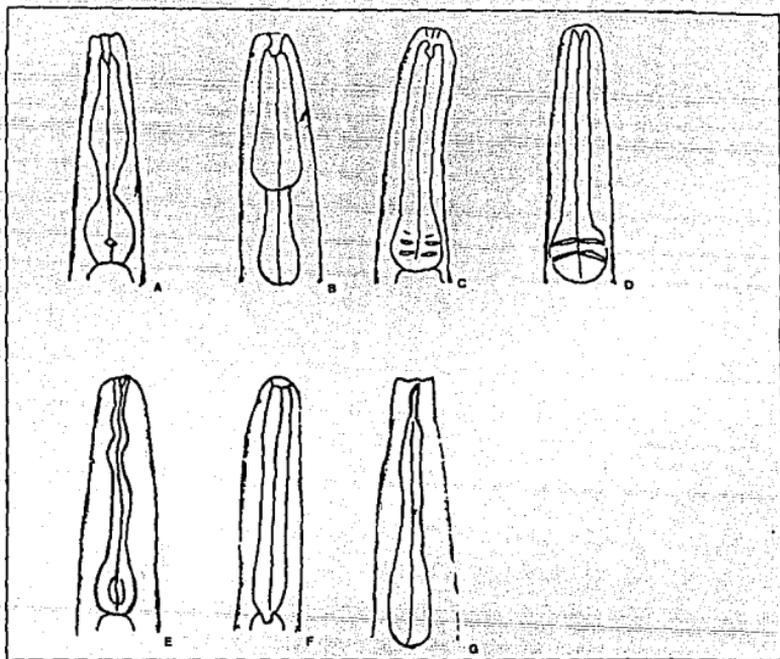


Fig 2 FORMAS DE ESOPAGOS (sin escala)

A - Rhabditido B - Diplogasterido C - Chromadorido

D - Desmodorido E - Enoplído F - Monnysterido

G - Dorylaimido.

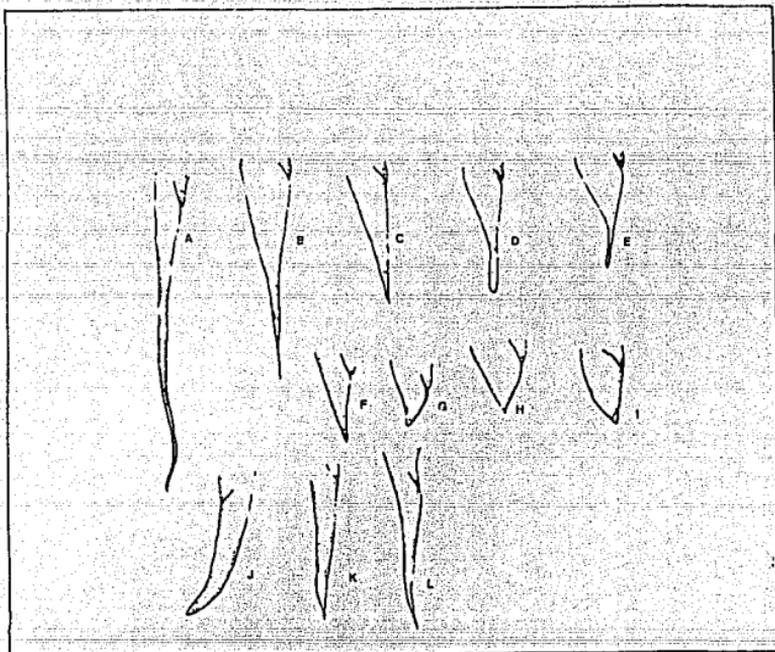


Fig. 3 FORMAS DE CAUDAS (sin escala)

A - Filiforme B - Atenuada C - Conica D - Convexa dorsal

E - Conica punteada F - Conica G - Conica curvada

H - Conica redondeada I - Conica corta J - Conica larga

K - Puntiguda L - Larga y aguda

Tomado de Grassé, P. P. (1965)

CLAVE PARA LA IDENTIFICACION DE LOS GENEROS DE NEMATODOS DE VIDA LIBRE ENCONTRADOS EN UN ESTANQUE DE CULTIVO EXPERIMENTAL DEL CAMARON *Penaeus vannamei* EN SAN BLAS, NAYARIT.

- 14) 1.- Estoma con estilete.....Fitoparásitos (Fig. 14)
 Estoma sin estilete.....2
 2.- Estoma largo, amplio, profundo y cuticularizado.....15
 Estoma estrecho, en forma de copa y ligeramente cuticularizado.....3
 3.- Espinirete presente.....4
 Espinirete ausente u obscuro.....12
 4.- Esófago con bulbo basal.....5
 Esófago sin bulbo basal (cilíndrico).....10
 5.- Anfidios en forma multispiral, en poro u obscuro.....6
 Anfidios unispiral, circular y abiertos.....8
 6.- Estoma con un diente dorsal y pequeños denticillos subventrales (oscuros), cutícula con puntuaciones vulva media CHROMADORITA (Fig. 4)
 Estoma con un gran diente dorsal y unos subventrales opuestos (oscuros), el estoma termina posterior al diente ACHROMADORA (Fig. 5).
 7.- Estoma en forma de embudo, bulbo basal sin valvulas, espinirete pequeño (sin setas cefálicas).....MONOCHROMADORA (Fig. 6)
 Estoma tubular, bulbo basal con valvulas, espinirete cónico grande.....RHABDOLAIMUS (Fig. 7)
 8.- Bulbo basal del esófago dividido transversalmente, en dos placas, con una ligera constricción al nivel de la base del estoma.....PRODESMODORA (Fig. 8)
 Bulbo basal no dividido transversalmente.....9
 9.- Cutícula anulada, dos ovarios, uno anterior y uno posterior a la vulva media.....LEPTOLAIMUS
 Cutícula no anulada, un solo ovario, antero-posterior a la vulva.....MONHYSTRELLA (Fig. 9)
 10.- Esófago cilíndrico, cabeza ligeramente aplanada, anfidio circular y un solo ovario.....MONHYSTERA (Fig. 10)
 Esófago con bulbo medio y basal, cabeza redondeada y ligeramente aplanada.....11
 11.- Esófago con bulbo basal no muscular, sin valvulas, bulbo medio presente.....DIPLOGASTERIDAE
 Esófago con bulbo basal muscular y valvado.....12

- 12.- Estoma elongado, cilíndrico, cutícula ligeramente anulada, dos ovarios..... RHABDITIDA
 Estoma con placas en el final anterior, seguido por un tubo delgado ligeramente cuticularizado, cutícula anulada, un ovario.....13
- 13.- Tres placas cuticularizadas atrás de los labios, esófago ligeramente elongado cauda cónica.....ACROBELOIDES
 Sin placas cuticularizadas, esófago no elongado cauda cónica o puntada.....
- 14
- 14.- Cauda punteada.....EUCEPHALOBUS (Fig.
- 11) Cauda cónica.....CEPHALOBUS (Fig.
- 12)
- 15.- Esófago con bulbo medio y posterior.....16
 Esófago cilíndrico.....MONONCHINAE
- 13) 16.- Estoma ancho y profundo formando una UBUTLERIUS (Fig.
 Estoma moderadamente ancho y profundo, parte anterior del estoma con dientes.....MONONCHOIDES

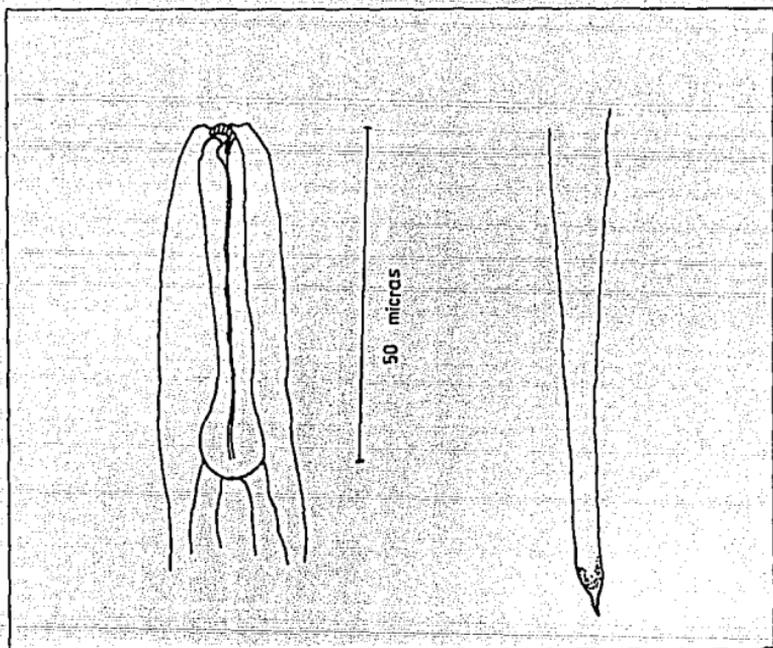


Fig. 4. Porción anterior y cauda del género *CHROMADORITA* (2000 x)

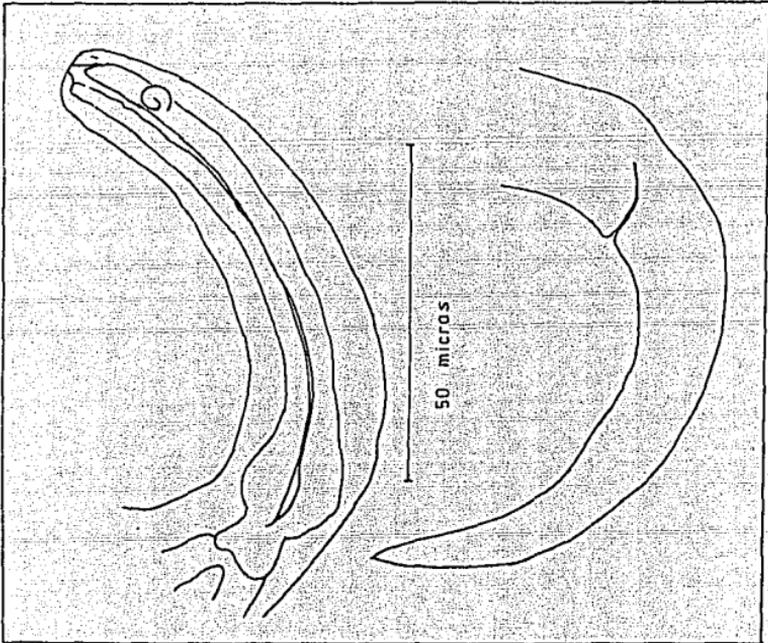


Fig. 5 Porción anterior y cauda del género *ACHROMADORA* (2000x.)

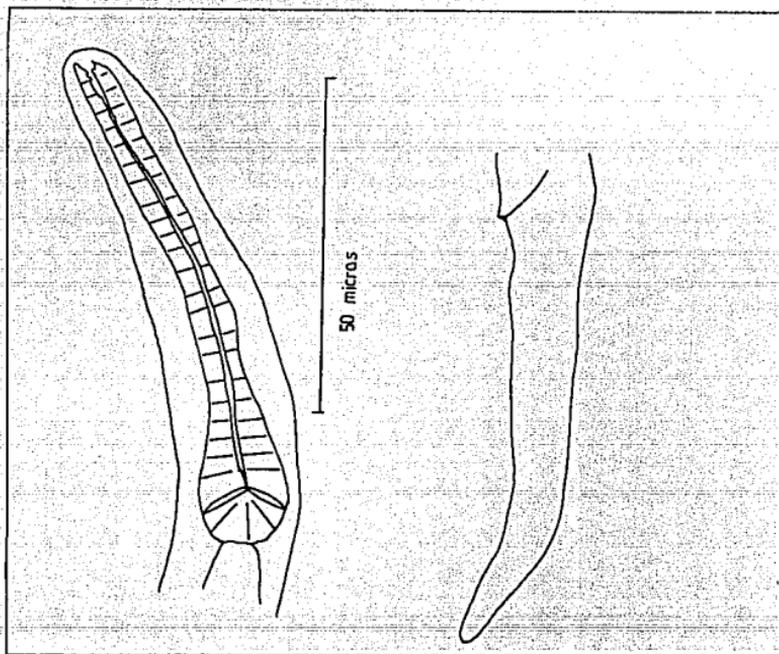


Fig. 6 Porción anterior y cauda del género MONOCHROMADORA (2000 x)

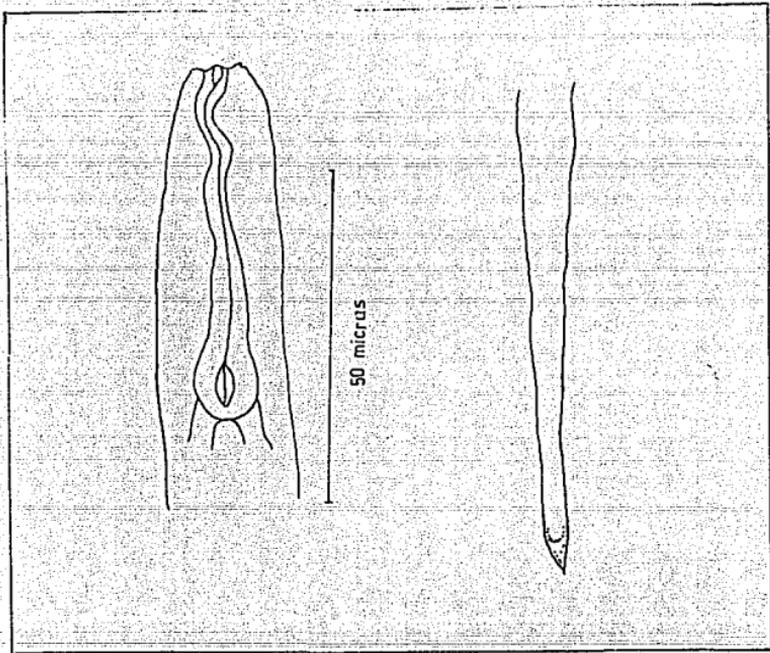


Fig.7 Porción anterior y cauda del género *RHAEDOLAIMUS* (2000 x)

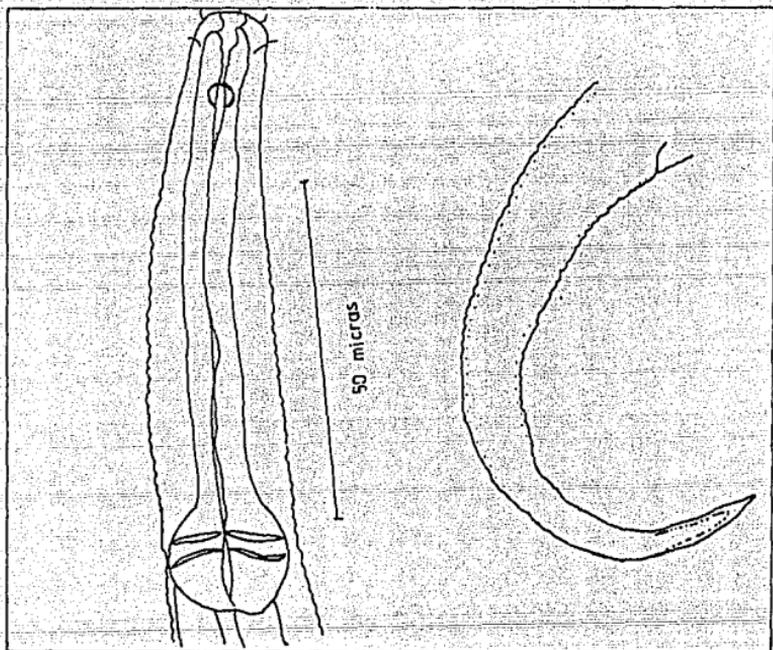


Fig. 6 Porción anterior y cauda del género *PRODESMODORA* (2000x)

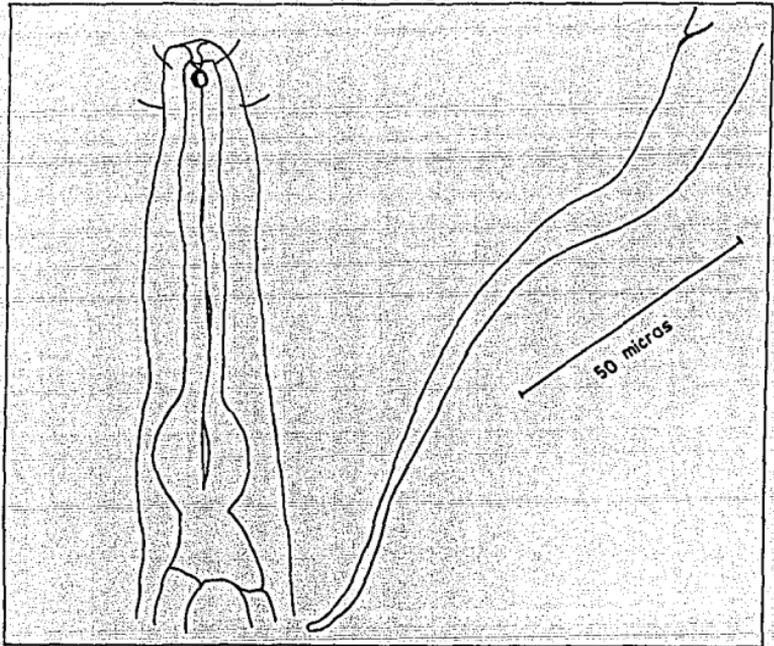


Fig. 9. Porción anterior y cauda del género *MONHYSTRELLA* (2000 x)

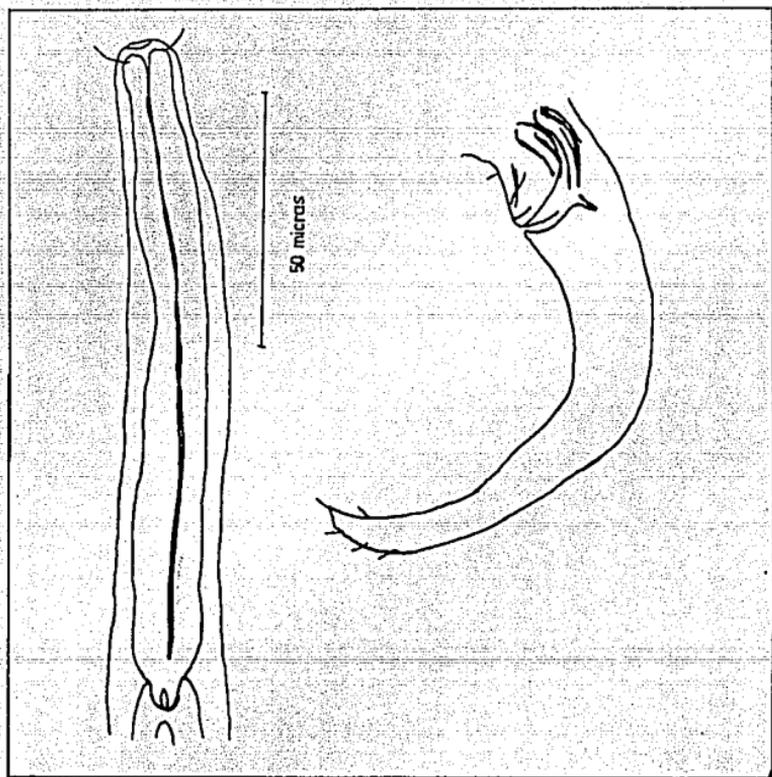


Fig. 10 Porción anterior y cauda del género *MONHYSTERA* (2000 x)

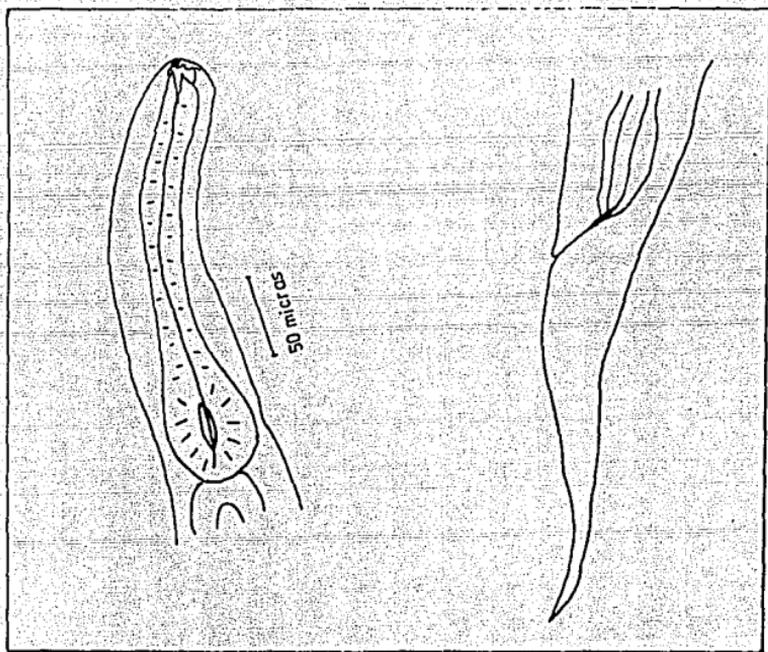


Fig. 11 Porción anterior y cauda del género EUCEPHALOBUS (500 x)

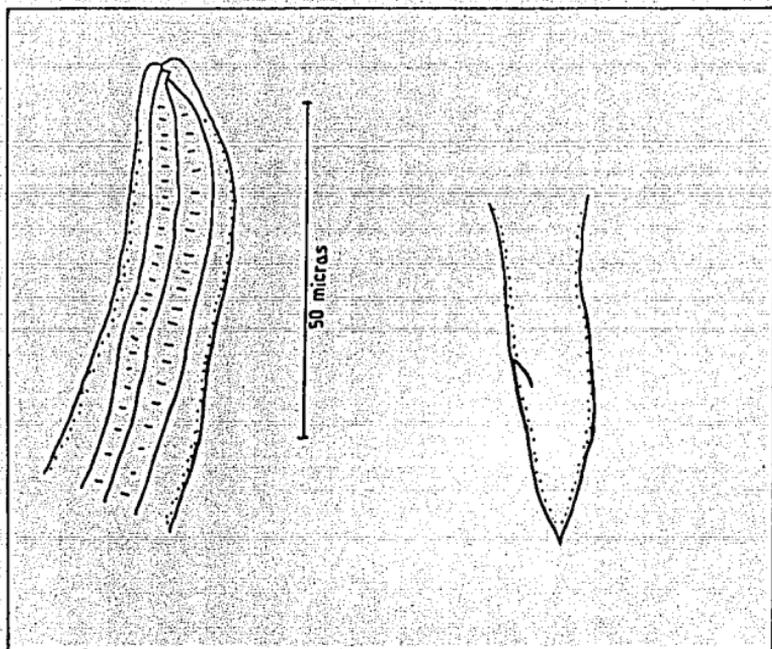


Fig. 12. Porción anterior y cauda del género CEPHALOZUS (2000 x)

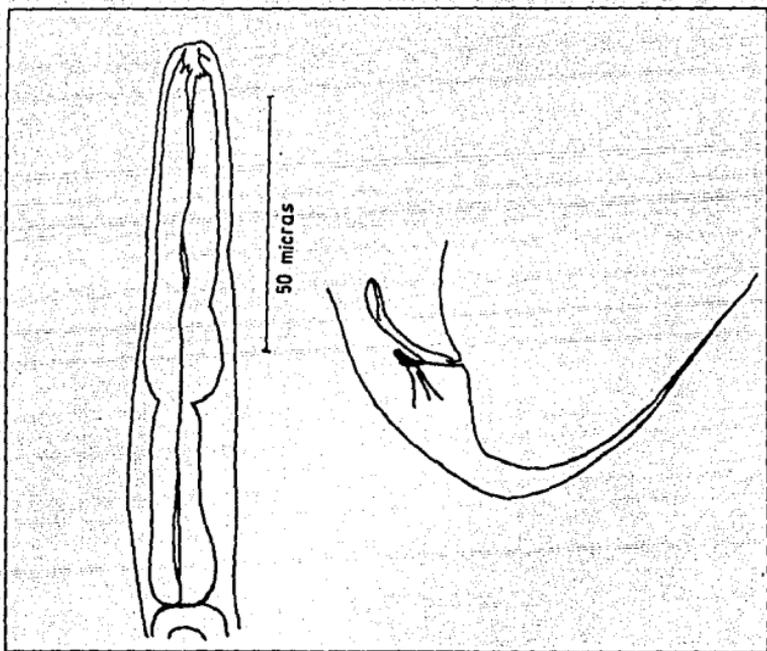


Fig. 13. Porción anterior y cauda del género BUTLERIUS (2000 x)