

00381

15
24



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO

CONDICIONES PARA EL CRECIMIENTO DEL
CAMARON BLANCO *Penaeus setiferus*:
MODELOS PARA SU CULTIVO

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE
DOCTOR EN CIENCIAS (BIOLOGIA)
P R E S E N T A
JOSE EVENOR MARTINEZ GONZALEZ

MEXICO, D. F.

1996

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

**GOBIERNO DE MEXICO
SECRETARIA DE RELACIONES EXTERIORES**

**ESTA TESIS CORRESPONDE A LOS ESTUDIOS REALIZADOS CON UNA
BECA OTORGADA POR EL GOBIERNO DE MEXICO, POR MEDIO DE
LA SECRETARIA DE RELACIONES EXTERIORES**

TLATELOLCO, MEXICO, D.F. AGOSTO DE 1996

(PROGRAMA DE INTERCAMBIO CULTURAL Y EDUCATIVO MEXICO-NICARAGUA)

SUBTITULO

ADAPTACIONES FISIOLÓGICAS DE LAS
POSTLARVAS Y JUVENILES DEL CAMARON
BLANCO *P. setiferus* AL OXIGENO DISUELTO.

INDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTOS	ii
SUMMARY	iii
RESUMEN	iv
I. INTRODUCCION	1
II. ANTECEDENTES	4
A) Niveles letales	4
B) Crecimiento	5
C) Consumo de oxígeno	7
D) Excreción nitrogenada	12
E) Aspectos bioenergéticos	16
III. MATERIALES Y METODOS	21
A) Obtención de los camarones	21
B) Niveles letales	22
C) Balance energético	25
a) Diseño experimental	25
b) Crecimiento (P)	30
c) Consumo de oxígeno (R)	31
d) Excreción nitrogenada (U)	32
e) Reacción O:N	32
f) Ecuación energética	32
D) Estadísticos	33
IV. RESULTADOS	35
A) Niveles letales	35
B) Crecimiento	38
C) Consumo de oxígeno	45
D) Excreción nitrogenada	52
E) Asimilación	60
V. DISCUSION	68
VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	84
VII. LITERATURA CITADA	86
X. ANEXOS	96

DEDICATORIA

A mi madre Francisca Gonzalez de Martinez (q.e.p.d), su ejemplo de tenacidad, trabajo y amor están siempre presente.

A mi esposa, Miriam Corrales Rivera, sin su apoyo no hubiera podido lograr esta meta. Gracias por tu compañía y por todo lo que me has dado.

A mis hijos José Evenor, Martha Carolina, Antonio Evenor, Miriam Francela, Maricela José y Roberto Carlos.

A mis hermanos: Roberto Adonis, José Andrés, Maria Edith, Juana Erenia, Gilberto Adrián y Marta del Carmen.

AGRADECIMIENTOS

Agradesco a la Secretaria de Relaciones Exteriores del gobierno de los Estados Unidos Mexicanos por la beca otorgada para llevar a cabo mis estudios de doctorado y al programa PADEP de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México por su financiamiento para la edición de esta tesis; a la Dra Margarita Collazo ejemplo de gestión eficiente al frente de la División de estudios de Posgrado de la Facultad de Ciencias. A la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, en especial a la M. en C. Maritza Vargas de Rodriguez, Decano de la Facultad de Ciencias por su apoyo para culminar con mis estudios.

Agradesco profundamente al grupo Maricultura de la Facultad de Ciencias de la UNAM, por su compañerismo y solidaridad. A los Biólogos Marinos Limber Trejo y Miguel Aguilar por su decidido apoyo en el desarrollo de los experimentos; agradezco especialmente a los Doctores Adolfo Sánchez y Gabriela Gaxiola por su colaboración y ayuda brindada.

Especial agradecimiento expreso al Dr. Carlos Rosas V., gracias por darme la oportunidad de investigar como miembro del grupo Camaronicultura, por su confianza y amistad.

Mucho agradecimiento a los Doctores Eugenio Diaz y Luis Soto por sus consejos y orientaciones, a las Doctoras Elva Escovar y Thalia Castro por sus atinadas recomendaciones a este trabajo. Al Dr. Ilie Racotta por su valioso aporte en la revisión de este trabajo. Al Dr. José Luis Arredondo por sus recomendaciones a este trabajo y su amistad y confianza.

A los compañeros del Laboratorio de ecofisiología en especial a las Doctoras Sonia Espino, Guillermina Alcaraz y Cecilia Vanegas, gracias por su consejo y apoyo. A los Biólogos Gabriel Tabuada y Fabián Contreras por su amistad.

SUMMARY

Dissolved oxygen is one of the important factors limiting penaeid shrimp harvesting. The main objective of the present study was to the minimal level of dissolved oxygen necessary to obtain optimum growth for postlarval and juvenile from *Penaeus setiferus*. To complete this objective, it was necessary to determine the lethal limits at low dissolved oxygen concentration for both stages. CL_{50-48h} for postlarvae and CL_{50-72h} for juveniles were studied in relation to salinities of 15 and 38, and pH of 6 and 8. From these series of experiments it was then possible the estimation of the effect of the dissolved oxygen upon growth, survival, O₂ consumption and N excretion in postlarval cultivated under laboratory conditions. These experiments were conducted in a semi-enclosure system that permitted control of the oxygen concentration. The dissolved oxygen levels (2, 3, 4 and 5.5 mg/l) were combined with two levels of salinities 15 and 35. The energetic balance (As = P + U + R) was applied as a form of integratin the physiological response with the combined effect of both salinity and dissolved oxygen. The CL_{50-48h} for postlarvae were 2.20±0.1 mgOD/l for the combination 38 salinity and pH 8 and of 1.27±0.08 mgOD/l for 15 of salinity and pH 8. In juvenile the CL_{50-72h} were 1.86±0.1 mgOD/l to 38 salinity and pH 8 and of 1.15±0.3 mgOD/l in 15 salinity and pH 8. They were no significant differences among the densities of 40 and 60 shrimps/m³. The best biological yield was recorded in O₂ concentrations higher of 4 mg/l and in salinity of 15. Juvenile survival fluctuated from 75 % to 85% in salinities of 15 and 35. The temperatures upon to 32 °C provoked decrease in the growth. The apparent heat increase (AHI) was greater at low oxygen levels with 261 j/d/g dry weigh (dw) in 35 salinity and 355 j/d/g dw in 15 salinity. The energetic expense in the nitrogen excretion it was also higher in shrimps maintained in low levels of OD with 22 and 24 j/d/g dw in salinities of 35 and 15 respectively. In all the treatments it was determined as metabolic substratum a mixture of proteins and lipidos. The O:N values oscilated from 29 to 33 in 35 in a salinity of 31 to 37 in a salinity of 15. In the assimilation model here described, the quantis of absorbed energy by the individuals for growth increased when the level of dissolved O₂ also increased; for 35 of salinity: As = P (3%) + U (4%) + R (93%) in 2 mg OD/l, while in 5 mg OD/l As = P (5%) + U (4%) + R (91%) for salinity of 15 was increased the percentage of P (growth).

RESUMEN

El oxígeno disuelto es uno de los factores limitantes importantes del cultivo de camarones peneidos. El presente estudio se llevó a cabo con el objetivo de determinar el nivel mínimo de oxígeno disuelto necesario para obtener el mayor crecimiento de postlarvas y juveniles de *Penaeus setiferus*. Para lograr esto fue necesario conocer primero los límites letales a bajas concentraciones de oxígeno disuelto de postlarvas y juveniles. La CL_{50-48} (Concentración letal 50 en 48 horas para postlarvas) y CL_{50-72h} (juveniles) fueron estudiadas en función de la salinidad (15 y 38) y el pH (6 y 8). Con estos resultados se derivó una serie de experimentos en los cuales se determinó el efecto del oxígeno disuelto sobre el crecimiento, la sobrevivencia, el consumo de oxígeno y la excreción nitrogenada de postlarvas criadas en el laboratorio. Estos experimentos se llevaron a cabo en un sistema semicerrado que permitió un control estricto del oxígeno disuelto. Los niveles de oxígeno disuelto (2,3,4 y 5.5 mg/l) fueron combinados con dos niveles de salinidad 15 y 35. Se aplicó la ecuación del balance energético ($A_s = P + U + R$) como una forma de integrar las respuestas fisiológicas medidas con los efectos de la salinidad y el oxígeno disuelto. Las CL_{50-48} para postlarvas fueron 2.20 ± 0.1 mgOD/l para la combinación 38 salinidad y pH 8 y de 1.27 ± 0.08 mgOD/l para salinidad de 15 y pH 8. En juveniles las CL_{50-72h} fueron 1.86 ± 0.1 mgOD/l a salinidad 38 y pH 8 y de 1.15 ± 0.3 mgOD/l en salinidad 15 y pH 8. No se presentaron diferencias significativas entre las densidades de 40 y 60 ind/m². Los mejores índices de rendimiento biológico fueron registrados en concentraciones de oxígeno superior a 4 mg/l y en salinidad de 15. Las sobrevivencias de juveniles registradas variaron entre 75% a 86 % en salinidades 15 y 35. El crecimiento disminuyó con temperaturas superiores a 32 °C. El incremento de calor aparente (ICA) fue mayor en los niveles inferiores de oxígeno con 261 j/d/g peso seco (ps) en 35 salinidad y 355 j/d/g ps en 15 salinidad. El gasto energético en la excreción nitrogenada también fue superior en los camarones mantenidos en bajos niveles de OD con 22 y 24 j/d/g ps en salinidades de 35 y 15, respectivamente. En todos los tratamientos se determinó como sustrato metabólico a una mezcla de proteínas y lípidos. Los valores de O:N variaron entre 29 y 33 en salinidad 35 y entre 31 y 37 en una salinidad de 15. En los modelos de asimilación la cantidad de energía asimilada hacia el crecimiento se incrementó a medida que aumentó el nivel de OD; para 35 de salinidad: $A_s = P(3\%) + U(4\%) + R(93\%)$ en 2 mg OD/l, mientras que en 5 mg OD/l $A_s = P(5\%) + U(4\%) + R(91\%)$ para salinidad de 15 se incrementó el porcentaje de P(crecimiento)

I. INTRODUCCION

El aprovechamiento de los recursos naturales del mar es una de las actividades más antiguas del género humano. Con el incremento de la población humana se ha incrementado la demanda de más alimento y de fácil acceso, esto ha conducido a una explotación permanente de los recursos marinos. Desde 1948 y hasta 1980 se estimó que la producción pesquera mundial aumentó aproximadamente en un 6% anual aportando alrededor de un tercio de la producción de alimentos (FAO, 1992). Sin embargo, la producción pesquera de muchos de los recursos marinos explotados ha alcanzado ya su límite máximo e incluso algunos se consideran sobreexplotados.

Debido a que la captura de camarones mediante la pesca industrial ha disminuido considerablemente (aproximadamente en un 25%), la camaronicultura surge como una alternativa para recuperar los mercados en que México participaba destacadamente hace algunos años. Cabe hacer notar que entre 1986 y 1991 México pasó del 1er al 6o lugar en las importaciones de camarón en los Estados Unidos (Ocean Garden 1991).

En el Golfo de México se distribuyen tres especies de camarón de importancia económica: *Penaeus aztecus*, *P. setiferus* y *P. duorarum* (Weidner et al., 1992). De estas tres, *P. setiferus* ha sido considerada como una especie adecuada para la camaronicultura del Golfo de México (Sandifer et al., 1993). El camarón blanco *P. setiferus* ha demostrado tener las cualidades que se requieren para ser una especie cultivable. Entre estas se encuentran la tolerancia al manejo en condiciones de cautiverio, al cultivo de altas densidades, la resistencia a enfermedades y un

crecimiento rápido y adecuado (Sandifer *et al.*, 1993; Hopkins *et al.*, 1993). Sin embargo, aún no se cuenta con información suficiente para producir postlarvas en cantidades que garanticen un abasto constante a las granjas de engorde (Sandifer, *et al.*, 1993) por lo cual se requiere conocer intervalos de seguridad para los principales factores ambientales que influyen sobre el crecimiento y la sobrevivencia de esta especie. Por estas razones las granjas actualmente en funcionamiento en el Golfo de México han establecido el uso de especies no nativas como *P. vannamei* del Pacífico Mexicano ó *P. monodon* de China.

Así, aunque los camarones peneidos del Golfo de México no son especies en "peligro de extinción" la falta de tecnología para su cultivo pudiera traer como consecuencia la introducción de especies no nativas con el consecuente potencial impacto ecológico en el ambiente marino. El camarón blanco del Pacífico *P. vannamei* es especie portadora del virus IHHN. Este virus puede deprimir el crecimiento y producir la muerte en todos los organismos de un cultivo (Kalagayan *et al.*, 1991). Las activaciones masivas del virus en granjas ecuatorianas han provocado colapso económico en algunas de ellas. En correspondencia a lo anterior es necesario realizar investigaciones que coadyuven al desarrollo de tecnologías de producción ecológicamente sanas que, a mediano plazo contemplen el desarrollo económico considerando la estructura armónica de los ecosistemas.

Por lo antes planteado y considerando el alto rendimiento que puede ser obtenido con *P. setiferus* (más de 4 Ton/ha/cosecha; Sandifer *et al.*, 1993; Hopkins *et al.*, 1993), la especie ha sido considerada como una alternativa a la introducción de *P. vannamei* en la zona costera del Golfo de

México. Sin embargo, antes es necesario investigar cada uno de las técnicas que componen la producción masiva de postlarvas en ambientes controlados y los factores ambientales que inciden sobre el crecimiento y sobrevivencia. Los factores ambientales más importantes que influyen en la productividad biológica de los camarones en cultivo son: oxígeno, salinidad, pH, temperatura y densidad de siembra (Martínez, 1993).

II. ANTECEDENTES

A. Niveles letales

El ciclo biológico de muchos camarones, incluye tres etapas, primeramente un habitat marino en los primeros estadios de desarrollo, seguido de fases estuarinas correspondientes a postlarva y juveniles. Finalmente un estado adulto marino. En este ciclo de vida se puede apreciar el grado de tolerancia a los diferentes factores ambientales como la temperatura, el pH y la salinidad (Yagi, *et. al.*, 1990).

Tsai (1990), consideró valores de pH por debajo de 4.8 y por arriba de 10.6 letales para peneidos. Y un intervalo óptimo para el crecimiento y la conversión de alimentos entre 6.6 y 8.5. Por su parte Hogendoorn, (1983) registró que una disminución de la salinidad puede acompañar una disminución del pH.

En los sistemas naturales, cuando la respiración excede a la fotosíntesis se observa reducción en el pH, lo cual afecta el equilibrio: $\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} \Leftrightarrow \text{HCO}_3^- + \text{H}^+$ (Boyd, 1982). Una reducción en el pH puede hacer daño a los tejidos de las branquias de peces y pueden también influenciar el potencial de impacto de toxinas como el amonio (Ferguson, 1988) , (Alabaster y Lloyd, 1980; Colt y Amstrong, 1981) y metales pesados (Boyd y Watter, 1989). De igual manera (Wickins, 1984) observó que el crecimiento y la frecuencia de muda de *Penaeus occidentalis* y *P. monodon* fueron reducidas y el peso seco del caparazón se incrementó cuando los camarones

fueron expuestos a 36 y 56 días en aguas de mar con reducciones de pH de 7.9 a 6.4 con la adición de dióxido de carbono .

Se han realizado estudios para determinar el nivel bajo letal de pH. Hogendoorn (1983), estudió el nivel bajo letal de $pH_{L-50-96h}$ para juveniles de *P. monodon* (4.2- 5.5 g de peso promedio), utilizando un sistema de bioensayos estáticos (técnica toxicológica) con agua de mar acidificada con ácido clorhídrico. De estos ensayos se obtuvo una $pH_{L-50-96h}$ de 3.7 (95 % limite de confianza: 3.4 y 4.1).

La salinidad desempeña un papel importante en la fisiología de los organismos acuáticos ya que en condiciones anormales, la salinidad modifica el efecto de otros factores del medio, alterando las respuestas funcionales y desencadenando los mecanismos reguladores (Kinne, 1971).

La tasa metabólica no siempre se correlaciona con el iso-osmótico, si lo hace con los gastos de energía debido a la osmorregulación. En este sentido se ha notado una entre tasa metabólica y la salinidad, ya sea en salinidades supra y/o subnormales (Nelson *et al*, 1976b). Según Hagerman (1970), los cambios en la presión osmótica es el motivo para que la tasa de consumo de oxígeno dependa de la salinidad, la parte más grande del incremento de la tasa de consumo de oxígeno es debido al trabajo osmorregulatorio. El resto del incremento no hay duda es causada por la reacción de huida de los animales observada en salinidades adversas.

B. Crecimiento

El término crecimiento se relaciona directamente con cambio cuantitativo de masa dada por proteína y otros constituyentes químicos o contenido energético. El crecimiento puede asociarse a la capacidad reproductiva de las células como una función de la diferenciación celular o a la expansión y distribución de energía como una función del alimento consumido bajo varias condiciones ambientales (Beamish y Trippel, 1990).

En estudios realizados por Taboada, *et. al.*, (1996) con juveniles de *Penaeus setiferus* se registraron los mejores crecimientos con 30% de proteína en la dieta. Así mismo, en resultados publicados por Gaxiola (1994) sobre postlarvas y juveniles los mejores rendimientos se registraron con 50 y 40% de proteínas.

Una medida global, indicadora de la adecuación de los organismos al ambiente es el campo de crecimiento (P), el cual se refiere a la energía potencial destinada al crecimiento somático y a la producción de gametos (Vanegas, 1992). La energía potencial de crecimiento o campo de crecimiento, es la suma total de las respuestas de los organismos a las variables ambientales (Bayne *et al* 1976; Widdows 1973). En los crustáceos, la medición de esta energía potencial requiere la determinación de varios procesos fisiológicos, tales como la tasa de alimentación, de respiración, de excreción y de muda y una integración mediante la energía fisiológica. Por lo tanto, cualquier alteración por efecto de los factores ambientales (oxígeno disuelto, salinidad) modificará el equilibrio energético de los organismos (Vanegas, 1992).

En experimentos llevados a cabo por Sandifer *et al* (1993) con *P. setiferus*, se obtuvieron camarones con más de 13 gramos de peso en 145 días, se probaron densidades de 12, 40 y 60 ind/m². Los rendimientos productivos alcanzados en estos estudios fueron satisfactorios, aún a la densidad de 60 ind/m² y se comparan sus resultados con otros hechos en Texas por Parker *et. al.* (1974) y al sur de Carolina (Stokes, *et.al.* 1985) en la misma zona. De manera general estos autores concluyeron que *P. setiferus* puede ser una alternativa viable para el cultivo intensivo de camarones en el continente americano (Sandifer *et al*, 1993).

C. Consumo de oxígeno

La actividad fisiológica general de los animales puede ser evaluado por medio de uno de sus índices más importante, el metabolismo, el cual puede ser representado por la respiración, es decir, por el consumo de oxígeno. Así el consumo de oxígeno es utilizado para cuantificar la utilización de la energía en respuesta a diferentes condiciones ambientales (Duncan y Klekowsky, 1975). El consumo de oxígeno provee una forma apropiada para medir los cambios asociados con el desarrollo en crustáceos (Conover y Conover 1968; Logan y Epifanio 1978; John, 1982; Emmerson, 1984; Jacobi y Anger 1985, Rosas, *et. al.*, 1995a).

De acuerdo con Fry (1947) el oxígeno disuelto (OD) es un factor regulador del metabolismo en los organismos acuáticos. Debido a su papel en la cadena respiratoria, el OD puede limitar la capacidad metabólica y por ende la producción de energía cuando éste se encuentra por debajo del requerimiento. En general los camarones peneidos pueden ser oxireguladores dentro de intervalos fisiologicamente adecuados de OD. Evidencias recientes han demostrado que postlarvas

(PL15-18) de *P. setiferus* y *P. schmitti* pueden ser oxiregulatoras entre 4.5 y 5 mg/L de OD, dependiendo de la salinidad. Por debajo de estas concentraciones el consumo de oxígeno se hace dependiente de la concentración de oxígeno, reduciendo hasta en un 26% la capacidad metabólica aeróbica de los animales (Rosas *et al.*, 1996).

La influencia de la salinidad (osmo- y ion-regulación) y el oxígeno sobre el metabolismo pueden ser estimados sobre su influencia en el consumo de oxígeno. Estudios de algunos crustáceos eurihalinos han mostrado que el rango de consumo de oxígeno aumenta bajo condiciones de stress osmótico, se ha propuesto que el incremento en la tasa del consumo de oxígeno a baja salinidad, es debido a la combinación del incremento del trabajo osmorregulatorio y un incremento en actividades locomotoras o de nado (Hagerman, 1970).

Existen tres niveles metabólicos: 1.- Basal o standar (Brett, 1972), energía mínima indispensable en el funcionamiento del organismo en estado de reposo (Diaz-Iglesias, 1988). 2.- Metabolismo de rutina (Fry, 1947; Deudoroff y Shumway, 1970) o metabolismo natural, es el consumo de oxígeno obtenido con un mínimo de actividad motora no controlada (Diaz-Iglesias, 1988). 3.- Metabolismo activo (Beamish y Dickie, 1967), o metabolismo forzado (Diana, 1983), es el consumo de oxígeno obtenido durante la actividad máxima inducida (Diaz-Iglesias, 1988).

El alimento incrementa la tasa metabólica cuando el material ingerido es procesado bioquímicamente (Aldrich, 1974; Rosas *et al.* 1996, Taboada, 1996). Similares incrementos en el consumo de oxígeno seguido de la alimentación han sido reportado para un gran número de

invertebrados marinos (Newell, 1970, 1973; Thompson y Bayne, 1972). Este incremento generalmente ocurre dentro de horas y puede persistir por días, luego la curva declina a un nivel de ayuno o estandar (Saunders, 1963; Ansell, 1973; Wallace, 1973; Winddows, 1973).

Fry (1947), identificó efectos máximos y mínimos en el metabolismo a lo cual llamó "Amplitud de Actividad" y representa en un organismo el potencial que desempeña en varias actividades incluyendo: crecimiento, nado y reproducción. El incremento de calor aparente es conocido también como acción dinámica específica, metabolismo de nutrientes, acción termogénica, efecto calórico del alimento. (Rubner 1902; Kleiber 1975; NRC 1981) citado por (Beamish y trippel, 1990),

La manipulación o la excitación en general también inciden sobre la fisiología del organismo aumentando el consumo de oxígeno especialmente en peces (Saunders, 1963; Brett, 1964).

El incremento de la tasa metabólica se conoce como Incremento Calor Aparente (ICA) varía con las especies, composición de la dieta y la ración (Beamisk y Tripple, 1990). El ICA ha sido estudiado insuficientemente en crustáceos y en camarones pencidos (Du-Prez, *et al* 1992; Nelson *et al*, 1977a; Dall *et al* 1986).

Con el ICA podemos conocer la necesidad de oxígeno de los organismos durante la alimentación, cuantificando la energía perdida en la ingestión, digestión y asimilación de ciertos tipos de alimentos. El tiempo necesario para alcanzar el pico máximo de consumo de oxígeno post-

alimentario depende de los niveles de proteína que contiene la dieta, en *Penaeus setiferus* se ha reportado en 1 y 2 horas (Rosas *et al.*, 1996, Taboada, *et al.*, 1996).

La síntesis de proteínas, lípidos y carbohidratos en los tejidos, la sustancia asimilada al igual que los aminoácidos y ácidos grasos, así como la formación de productos nitrogenados excretables, todos constituyen al ICA (Beamish y trippel, 1990).

Varios autores sugieren en base a estudios con peces que el ICA no siempre es una proporción fija de la energía bruta o digestible y que este anda en un rango entre 11% y 29% de la energía digestible, tanto con alimento natural y pelletizado. La energía equivalente de oxígeno respirado es generalmente de 14.32 j/mg OD (Brody 1945). Este equivalente oxienérgico varía según la composición del sustrato catabolizado: carbohidrato= 14.78 j/mg OD, lípidos= 13.69 j/mg OD, catabolismo amonotelico de proteínas = 13.44 j/mg OD (Brett y Grove, 1979).

La energía requerida para los aspectos mecánicos de la alimentación tal como agarre, masticación e ingestión son técnicamente distintos de la energía requerida para el incremento de calor, pero los dos requerimientos son difíciles de separarlos experimentalmente (Beamish y Trippel, 1990). En peces, Tamdler y Beamish (1979) estimó un rango de 10 a 30% del total de energía atribuida al incremento del calor, a la energía asociada con los aspectos mecánicos (Beamish, *et al.*, 1975).

El ICA, es un indicador de los procesos mecánicos y bioquímicos asociados con la ingestión y la asimilación de alimento. Los tejidos musculares son los responsables de la actividad mecánica, la glándula digestiva es el lugar de las funciones metabólicas que descomponen bioquímicamente el contenido estomacal (Guillaume, *et al*, 1989, Rosas *et al* 1995a). El ICA puede ser el resultado de la energía usada en los dos procesos, lo cual constituye un considerable porcentaje de la energía asimilada en los organismos acuáticos. (Du- Preez *et al* 1992; Chakraborty *et al*, 1993).

En acuicultura, el ICA ha sido usado en la selección de la dieta de los camarones cultivados, esto hace imperativa la necesidad de determinar los costos asociados con la actividad de alimentación, usando este indicador.

De la energía asimilada, la cantidad de energía invertida en el ICA es reportada por varios autores; Dabrowski y Kaushik, (1984) reportan para *Coregonus schizel* un ICA de 28.7 % de la energía asimilada del alimento. Du-Preez *et al*, (1992), reportó entre 2.4 % a 19.5 % de la energía ingerida por los juveniles de *Penaeus monodon* alimentados con músculo de camarón, y del 2 % al 17 % para camarones alimentados con dieta balanceada comercial. En juveniles de *Macrobrachium rosenbergii*; en postlarvas de *Penaeus setiferus* Gaxiola, (1994) y Rosas *et al*, (1996) registraron ICA entre 0.3 a 2.4 % de la energía asimilada dependiendo de las proteína de la dieta.

En estudios hechos por (Rosas *et al* 1992b), mostraron que en ciclos de 24 horas, la tasa de consumo de oxígeno y la concentración de glucosa en la hemolinfa de *P. setiferus* fue alta entre 9 y

16 horas después de la alimentación y en un intervalo de 8 horas se estabiliza el metabolismo general. El tiempo para el periodo de observación de los cambios metabólicos debido a la alimentación, deben ser escogidos para eliminar los posibles efectos de los ritmos circadianos sobre la actividad metabólica (Guillaume, *et. al.*, 1989).

D. Excreción nitrogenada

El metabolismo del nitrógeno que soporta la oxidación de los aminoácidos puede seguir diferentes vías dependiendo de las condiciones experimentales de alimentación (Mayzaud y Conover, 1988). El amoníaco es el principal producto de excreción del catabolismo protéico en crustáceos y contiene más del 70% de la excreción de nitrógeno excretado (Quetin *et al*, 1980). Por esta razón la excreción de nitrógeno, medida como excreción de amoníaco es buena indicadora de la oxidación de los aminoácidos (Rosas *et al*, 1993a).

Según registros de Regnault (1981), existe una estrecha relación inversa entre la excreción nitrogenada y la salinidad, la cual puede ser predecible de acuerdo a la capacidad osmorregulatoria de la especie, sugiriendo que la tasa de excreción amoniacal incrementa cuando los animales son osmorreguladores hiperosmóticos e inversamente decrece cuando ellos son osmorreguladores hiposmóticos.

Lei *et al* (1989), observó que la excreción de amoníaco-N de *P. monodon* disminuyó con el incremento de la salinidad en el intervalo de 15 a 23 de salinidad. En *P. esculentus* se observa un aumento del 46 % de la excreción nitrogenada con el aumento de la salinidad en un periodo de 0-5 días. Esto contrasta con otros autores que han trabajado con otros crustáceos (Takahashi y Ikeda, 1975, euphausiids; Mayzaud 1976, zooplankton marino; Nelson *et al* 1977b, *Crangon franciscorum*; Clifford y Brick 1983, juveniles tempranos de *Macrobrachium rosenbergii*; Dawirs, 1983, *Carcinus maena* larvas). Muchos de estos animales registraron una baja inicial en la excreción de amoníaco-N seguido de un estado estable en la excreción.

Penaeus esculentus y *Crangon crangon* (Regnault, 1981) tienen un patrón similar de excreción nitrogenada, el cual indica que el metabolismo de sustancias nitrogenadas incrementa con el ayuno. En este trabajo se nota que la reducción en la tasa metabólica en ayuno es un mecanismo que provee la prolongación de la sobrevivencia. En el estudio hecho por Dabrowski y Katwisch, (1984), se observó un incremento en la excreción de nitrógeno de *Coregonus schizzi* después de 2 horas de alimentarlos.

Relación O:N

Una forma de conocer el sustrato metabólico que es oxidado por los crustáceos en su dieta es por medio de la relación de el consumo de oxígeno y la excreción nitrogenada (O:N) (Harris, 1959; Conover y Corner, 1968; Dall y Smith, 1986; Regnault, 1979, 1981; Rosas *et al*, 1995a).

Valores de 3 a 16 han sido asociados al uso de proteína como principal sustrato (único), el catabolismo de lípidos y proteínas en partes iguales corresponde a valores entre 50 y 60. Valores mayores a 60 corresponden a sustratos de lípidos y carbohidratos (Mayzaud y Conover, 1988).

Los camarones peneidos son conocidos por usar proteínas como fuente de energía (Regnault, 1979; 1981), y por lo tanto la determinación de sus requerimientos nutricionales puede considerar suministro de aminoácidos para ser usados para el crecimiento, y carbohidratos para la producción de quitina y síntesis de lípidos (Tacon, 1990). De aquí que en la alimentación de camarones la relación O:N puede reflejar no solamente el tipo de sustrato oxidado, sino también la relación entre el animal y la composición bioquímica del alimento ingerido (Mayzaud y Conover, 1988).

Integrado con el RICA y con el UENPA, la razón O:N permite conocer con mayor precisión los mecanismos fisiológicos involucrados en el aprovechamiento de la energía del alimento ingerido y ayuda a delimitar los cambios en el uso de los diferentes sustratos energéticos bajo una condición particular. La O:N puede ser particularmente útil cuando se analiza en condiciones de estrés pues puede ser una medida directa de la capacidad adaptativa de una especie para responder a un factor ambiental adverso (Mayzaud y Conover, 1988).

Se ha registrado como sustrato metabólico a las proteínas en: *P. esculentus* Dall y Smith, 1986. *H. americanus* Capuzzo y Lancaster, 1979; *Cragon cragon* Rengnault, 1981; proteína-lípido *M. rosengertii* Clifford y Brick, 1983. En juveniles de *Penaeus setiferus* se registró razones

O:N de 26.6 a 38.0 con 40% de proteínas y baja energía (Gaxiola, 1994) y valores relacionados con el uso de un sustrato compuesto por proteína y lípidos. (Taboada *et al*, 1996).

La relación O:N registrada por Dall y Smith (1986) para *Macrobrachium rosebergii* es de 22.1 , el cual concluyó que el metabolismo energético fué dominado por la oxidación de proteína, en segundo lugar carbohidratos, lípidos. En el carnívoro *Homarus americanus* fué de 12.9-23.3 (Capuzzo y Lancaster, 1979). *Penaeus esculentus* muestra una gran dependencia de las proteínas como sustrato metabólico con una relación O:N de 7 (no alimentados) y 13.6-16.4 (alimentados). En omnívoro *Palaemonetes varians* (Snow y Williams, 1971), la razón fué de 6.1 en invierno y 34.2 en verano.

Estudios hechos por Barklay *et al* (1983), indican que los músculos son como un sitio de almacén de reservas metabólicas, el cual podría en poco tiempo abastecer los lípidos y proteínas necesarias para suplir de energía. Varios autores han demostrado que las proteínas son los más importantes sustratos de reserva durante prolongados ayunos de crustáceos, lípidos y carbohidratos son utilizados en condiciones normales de alimentación o durante cortos ayunos (Dall y Smith, 1986; Winget *et al* 1977; Dean y Vernberg, 1965; Chang y O'Connor, 1983; Chan *et al*, 1988; Rosas *et al*, 1992a).

La relación O:N es un valor de importancia si ellos son comparados con el requerimiento protéico para el crecimiento de cada especie (Rosas *et al*, 1995b). Varios autores (Guitart y Hondares, 1980; Mctique y Zimmerman, 1991) han expresado que las especies carnívoras tienden a

utilizar sustratos con altos niveles de proteína mas eficientemente que las especies omnivoras y esto es reflejado en los valores de O:N. Valores de O:N reportados de

CARNIVOROS

13.6-16.4 *P. esculentus* (Dall y Smith, 1986)

12.9-23.3 *H. americanus* (Capuzzo y Lancaster 1979)

OMNIVOROS

21.8-54.7 *M. rosebergii* (depende lípidos o relación CHO, Clifford y Brick, 1983).

6.1-34.2 *Palaemonetes varians* (depende de época del año, Snow y Williams, 1971).

27 *Cragon cragon* (Regnault, 1981).

26.6-38.0 *P. setiferus* (de 20 y 40 % proteína con bajo nivel de energía Gaxiola, 1994)

E. Aspectos bioenergéticos

La energía que los organismos utilizan en el proceso fisiológico integral se puede estimar mediante el balance energético, el cual es uno de los primeros pasos que se dan en los estudios trofodinámicos o del flujo energético. El balance energético permite conocer la eficiencia metabólica de una especie (Díaz-Iglesias, 1988).

Una evaluación del crecimiento usando un criterio simple puede ser engañoso (Dalla, 1983). Los estudios del crecimiento con énfasis en los cambios de peso enfocan su preocupación principalmente por la cantidad y evitan cualquier cambio cualitativo. Contrario a esta visión está el

uso del concepto de energía total. Una medición más restringida es la medida de la simple constitución biológica como el nitrógeno (Birkett 1969; Gerking 1952).

La producción (P) es una respuesta integradora del estado fisiológico de los organismos, la cual representa la acumulación de tejidos en el organismo. Desde el punto de vista energético, la producción es una medida del anabolismo durante un tiempo determinado y está determinada por las condiciones ambientales.

La ecuación que integra los elementos del balance energético es (Lucas, 1993):

$$C = F + U + R + P$$

donde C es la energía ingerida en el alimento, F la energía perdida en las heces U la energía perdida a través de la excreción nitrogenada, R la energía obtenida a través de la respiración y P la energía acumulada en la producción de tejidos. En esta ecuación el incremento de calor aparente (RICA) y la excreción nitrogenada post-alimentaria (UENPA) son parte del esquema de repartición de la energía ingerida en el alimento. El R_{ICA} es parte de R y es responsable de la generación de energía utilizada en el catabolismo:

$$R = R_{std} + R_{ICA} + R_{act}$$

Donde R_{std} es la energía metabólica estandard, R_{ICA} la energía metabólica invertida en el incremento de calor aparente y R_{act} la energía metabólica utilizada en el metabolismo activo (movimiento).

Debido a las dificultades asociadas a la medición de R_{std} y R_{act} , la R frecuentemente ha sido integrada a partir de las mediciones del consumo de oxígeno de rutina durante actividad espontánea, sin considerar a RICA (Dame y Vernberg, 1982; Klein, 1975; Rosas *et al.*, 1993a; Rosas *et al.*, 1993b; Vernberg, 1982).

En el esquema energético, la U ha sido definida como la cantidad de energía que es perdida después de los procesos de asimilación del alimento y es producto de la degradación de los aminoácidos excedentes de la dieta y/o de la degradación de las proteínas musculares bajo condiciones de estrés (Mayzaud y Conover, 1988). En crustáceos U puede ser entre el 60 y el 100% de los productos finales del metabolismo de las proteínas. Al igual que R, U tiene varios componentes:

$$U = U_{std} + U_{ENPA} + U_{act}$$

donde U_{std} corresponde a la excreción nitrogenada en condiciones estándar, U_{ENPA} a la excreción nitrogenada post alimentaria y U_{act} a la excreción nitrogenada producida durante el metabolismo activo.

En diversos estudios la U_{std} ha sido utilizada para conocer la capacidad de diversas especies de crustáceos para el aprovechamiento de las proteínas como sustrato energético durante periodos largos de ayuno (Regnault, 1981; Dall y Smith, 1986). Debido a las dificultades asociadas a la medición de U_{std} y U_{act} , la U frecuentemente ha sido integrada a partir de las mediciones de la excreción nitrogenada de rutina durante actividad espontánea, excluyendo a la U_{ENPA} (Dame y Vernberg, 1982; Klein, 1975; Rosas *et al.*, 1993a; Rosas *et al.*, 1993b; Vernberg, 1982) Evidencias

recientes obtenidas en nuestro laboratorio han demostrado que la UENPA puede ser una proporción importante de la RICA. Se ha observado que la UENPA depende de los hábitos alimenticios y por lo tanto del requerimiento de proteínas de diversas especies de pecidos reportando valores de hasta el 5% de la energía ingerida y el 94% de la RICA en postlarvas de *P. notialis* (Rosas *et al.*, 1996).

El conocimiento del presupuesto energético de los animales es importante pues indica el costo energético relativo de los procesos como nado, crecimiento, desarrollo de góndadas o mantenimiento. Los presupuestos pueden ser importantes también en un contexto evolutivo, porque cambios en el reparto de energía con la edad, sexo, estación, origen geográfico, son interpretados como las fuerzas selectivas que influyen en las poblaciones (Hirshfield y Tinkle 1975) citado por (Dalla, 1986). La principal aplicación del presupuesto energético involucra el análisis del reparto de la energía ingerida (C) hacia los principales componentes: Mantenimiento (R + F + U), Actividad, crecimiento del cuerpo y Reproducción (Dalla, 1986).

En presencia de concentraciones bajas de oxígeno disuelto, el metabolismo energético de los juveniles de *Percaeus setiferus*, atendiendo a las condiciones ecológicas del biotopo en que se desarrollan, se efectuará con una tendencia al aumento de la entropía, es decir, se registrará una disminución de la biosíntesis, sobre todo al interactuar con valores distantes a los del medio natural de pH, temperatura, salinidad y densidad.

Como un aporte a la consolidación de la tecnología para el cultivo del camarón blanco del Golfo de México se ha planteado esta investigación cuyo objetivo general es proponer modelos de predicción para el crecimiento y la sobrevivencia de postlarvas y juveniles del camarón blanco *Penaeus setiferus* considerando al oxígeno disuelto, salinidad, pH y densidad de los organismos como las variables limitantes del proceso productivo.

Los objetivos particulares fueron:

- 1.- Determinar la tolerancia a las bajas concentraciones de oxígeno disuelto en el agua y la sobrevivencia de postlarvas y juveniles de *P. setiferus* al efecto de la salinidad y el pH.
- 2.- Determinar el crecimiento y sobrevivencia de juveniles de *P. setiferus* afectados por el oxígeno disuelto, la densidad de siembra y la salinidad.
- 3.- Establecer los destinos de la energía asimilada con las variaciones del oxígeno disuelto através de la evaluación de algunos de los elementos del balance energético que permitan modelar el comportamiento de los juveniles de *P. setiferus* bajo condiciones limitantes de oxígeno.

III. MATERIALES Y METODOS

El presente estudio se llevó a cabo en el marco del programa camarón UNAM-INP ubicado en las instalaciones del centro regional de investigaciones pesqueras del estado de Campeche (CRIP), del Instituto Nacional de la Pesca, con quién la Facultad de Ciencias de la UNAM tiene un convenio de colaboración.

En estas instalaciones se cuenta con un sistema de circulación abierta de agua de mar filtrada con filtro de retención de metales pesados, filtro de arena de 200 kg y filtro de cartucho de 5 micras. Así mismo se cuenta con sistema de aereación continua proporcionado por un soplador de 1 HP. Hay una área de maduración de camarones, otra de producción de alimento vivo, otra área para cría de larvas y finalmente el área de ecofisiología de postlarvas y juveniles que es donde se realizó este estudio.

A.- Obtención de los camarones

Se capturaron reproductores de la especie *Penaeus setiferus* en la sonda de Campeche, frente a la Isla del Carmen a una profundidad de 4 brazas, posteriormente las hembras fueron inseminadas para la fecundación y desove en el laboratorio. Los organismos que se obtuvieron de estos desoves se utilizarán para la realización de este estudio.

B.- Niveles letales

a. Origen de los Animales.

Se utilizaron un total de 1080 postlarvas (PL12; 18 mg peso húmedo) y 576 juveniles tempranos (400 mg peso húmedo) provenientes de desoves obtenidos en el laboratorio. Las postlarvas se mantuvieron en tanques de cría de larvas hasta que cumplieron 12 días después de la última muda metamórfica. Durante este tiempo se alimentaron con nauplios de *Artemia franciscana* y alimento balanceado con 50% de proteína (Gaxiola, 1994; Rosas *et al.*, 1995a). Los animales fueron mantenidos en un tanque de 6m² 52 días.

En estos tanques los animales se mantuvieron con aireación constante (oxígeno mayor de 5 mg/l), salinidad de 38 y una temperatura de 29±1°C. Durante este tiempo los camarones se alimentaron con nauplios de *Artemia* y un alimento balanceado con 50% de proteína durante los primeros 35 días. Después de este tiempo el alimento se sustituyó con uno con 40% de proteína debido a la reducción en el requerimiento protéico con la edad (Gaxiola, 1994). Este alimento se mantuvo hasta el inicio de los experimentos.

b. Dispositivo experimental.

Para el control del oxígeno disuelto se utilizó un aparato similar al descrito por Saidman y Lawrence (1985) adaptado a un sistema de circulación semi-cerrada. Seis columnas de PVC de 6" de diámetro y 2 m de altura fueron utilizadas como columnas de intercambio de gases. El agua de mar (filtrada con

filtro de arena de 20 μ m y por cartucho de 5 μ m) fué suministrada a las columnas por gravedad, mediante un tanque elevado (Fig. 1, anexo).

El Nitrógeno fue suministrado a través de difusores colocados en la base de la columna, justo por arriba de la salida del agua hacia los tanques experimentales, en un sistema de contracorriente. Se utilizaron tanques de plástico redondos de 8 litros cubiertos con una lámina de plástico la cual evitó que el agua de mar se re-oxigenara. Ningún sedimento fué colocado en los tanques y la temperatura del agua fué mantenida a 30 \pm 1°C, i.e. dentro del intervalo óptimo para esta especie (Williams, 1974).

El agua de mar descargada de cada tanque experimental fué recogida en un tanque inferior desde el cual se bombeó nuevamente al depósito superior. Este depósito se mantuvo con aireación vigorosa durante todo el periodo experimental. En este sistema el N-NH₃ no fué superior a 0.03 mg/l. El sistema semi-cerrado contó con un volúmen total de 193 lt. La tasa de flujo de agua de mar desde la columna de intercambio de gases hacia los tanques experimentales fué de 280 ml/min, lo cual garantizó un recambio de 500%.

c. Diseño experimental.

Se determinaron los niveles letales de oxígeno en animales sometidos a un diseño factorial 2 x 2 con dos salinidades (15 y 38) y dos pH (6 y 8). A su vez en cada combinación se midió la sobrevivencia a seis niveles de OD, un control en el cual el agua de mar fué aireada vigorosamente antes de ser suministrada a las tanques experimentales y otros cinco de 2.3, 1.8, 1.3, 0.8 y 0.3 mg/l.

Para postlarvas se contemplaron 45 animales repartidos en tres tanques con 15 animales cada uno. En el caso de los juveniles los grupos experimentales fueron formados por 24 animales repartidos en 3 tanques con 8 animales cada uno. se consideró un periodo de aclimatación de 8 horas desde que el gas nitrógeno fué introducido por primera vez en la columna de intercambio de gases.

El pH 6 se ajustó a razón de 0.3 unidades/h (Allan y Maguire, 1992). Se utilizó HCl puro para el ajuste del pH el cual fue adicionado a razón de 2 ml/h. La salinidad fué ajustada con agua destilada durante 12 horas y a razón de 2 por hora. Así las LC50 determinadas calculadas después de los periodos de ajuste de la concentración de oxígeno y pH en cada grupo experimental. No se suministró aireación ni ningún tipo de alimento. La ausencia de movimiento y de respuesta al estímulo fué el criterio de muerte. Todos los camarones muertos en el curso de los experimentos fueron removidos.

Los experimentos con postlarvas fueron corridos por 48h y los experimentos con juveniles tempranos por 72h, considerando el criterio establecido para la evaluación de niveles letales en fases tempranas del ciclo de vida de los organismos (APHA, 1992). Periodos más largos no fueron considerados debido al canibalismo y al estres asociado al ayuno. El número de organismos muertos fué registrado después de 2, 4, 6, 12, 18, 24, 36 y 48h para postlarvas y 60 y 72h para juveniles. Las concentraciones de oxígeno, pH y salinidad fueron verificadas después de los registros de sobrevivencia, tomando una muestra de la manguera de salida de cada tanque experimental. Esto se hizo con el fin de no perturbar a los animales innecesariamente.

C.- Balance energético

c. Diseño experimental

Una vez obtenidas las LC₅₀, se realizó el experimento de crecimiento el cual fué implementado de acuerdo al siguiente diseño experimental:

SALINIDAD	35		15	
DENSIDAD an/m ²	40	60	40	60
OXIGENO mg/l	2, 3, 4 y Testigo		2, 3, 4 y Testigo	

Los camarones fueron expuestos a una combinación salinidad-densidad y 4 diferentes niveles de OD de 2, 3, 4 y 5.5 mg/l. Cada concentración contó con tres repeticiones en cada una de las salinidades y densidades experimentales. Los animales en cada salinidad se colocaron al azar en 24 tanques de 70 l con una superficie de 0.28 m² distribuidos de acuerdo a las densidades experimentales: 12 tanques con 11 camarones/tanque equivalentes a 40 camarones/m² y 12 tanques con 17 camarones/tanque equivalentes a 60 camarones/m² (Fig. 2, anexo) Los camarones se mantuvieron durante 50 días. Durante este tiempo se alimentaron tres veces al día (8:00, 14:00 y 20:00 hrs) *ad libitum*, con un alimento pletizado (EVE 1) (Tabla 1) durante el estadio de postlarva y EVE 2 (Tabla 1) a los individuos en etapa de juveniles.

Se utilizó agua de mar natural previamente filtrada por arena (20µm) y filtros de cartucho (5µm). Durante el periodo experimental en la salinidad nominal de 35, la temperatura del agua se mantuvo en $28 \pm 2^{\circ}\text{C}$, la salinidad en 32 ± 2 , el pH de 8 ± 1 . Los niveles de OD se mantuvieron constantes de acuerdo con el diseño experimental. En el experimento con salinidad nominal 15, la temperatura del agua varió en $31 \pm 2^{\circ}\text{C}$, la salinidad en 15 ± 1 , y el pH 8 ± 1 .

Tabla 1. Composición química de la dieta del experimento 2 sobre crecimiento y balance energético de juveniles tempranos de *Penaeus setiferus* (Base 90 Materia seca %)

Ingredientes	Eve 1	Eve 2
Materia seca (%)	90.00	90.00
Humedad (%)	10.00	10.00
Proteína cruda (%)	49.89	42.70
Extracto etéreo (%)	6.08	4.51
Cenizas (%)	11.41	20.62
Fibra cruda	1.78	6.92
E.L.N. (%)	20.84	15.24
T.N.D. (%)	69.38	58.34
E.D. Kcal/kg.	3052.59	2781.68
E.M. kcal/kg.	2497.57	2100.92

Método A.O.A.C. químico proximal.

Laboratorio de análisis químico para alimentos (SARH No. 0950693)

Diariamente y una vez al día se retiraron las heces, el alimento no ingerido y las mudas de cada tanque, además de realizarse un recambio de agua del 50%. Así mismo dos veces al día se midió la salinidad, temperatura, OD (YSI 51B) y pH (ORION 720A). Las muestras de agua para las mediciones se tomaron de la manguera de alimentación de los tanques experimentales, ya que es ahí donde el agua del sistema presenta la concentración de oxígeno disuelto requerida para las distintas condiciones experimentales y también con el fin de no perturbar a los animales. El nitrógeno amoniacal

se midió una vez por semana (N-NH₃) con un electrodo selectivo de iones conectado a un multianalizador ORION 720A.

Al final del experimento parte de los animales fueron pesados en balanza analítica (± 0.00005 g) sacrificados y secados a 60°C hasta peso constante. La tasa de crecimiento (mg/día) fué relacionada con la sobrevivencia a través del índice de rendimiento (IR) el cual fué definido como:

$$IR = WR * S$$

donde WR es la tasa de crecimiento en mg/día y S es el valor fraccionado de la sobrevivencia. El IR fué utilizado como un indicador productivo de las diferentes condiciones experimentales

Para determinar el consumo de oxígeno se utilizó la otra parte de organismos (10 de cada tratamiento) del experimento de crecimiento, el diseño experimental es el mismo. Un periodo de 15 horas fué considerado suficiente para reducir el estrés causado por la manipulación. Durante este periodo los animales se mantuvieron sin alimentación. Con el fin de aislar a los animales del personal del laboratorio, el respirómetro fué cubierto con plástico negro (fig 3, anexo). Una vez cumplido el periodo de aclimatación se realizaron las mediciones del consumo de oxígeno de rutina en ayuno y en actividad espontánea. El consumo de oxígeno fué calculado como:

$$VO_2 = ODe - ODe \times Fr$$

donde VO₂ es el consumo de oxígeno (mg OD/hr/animal), ODe la concentración de oxígeno a la entrada de la cámara (mg/l), ODe_x la concentración de oxígeno a la salida (mg/l) y Fr la tasa de flujo (ml/hr). La concentración del oxígeno se midió con un oxímetro digital (YSI 50B digital) con sensor

polarográfico ($\pm 0.01 \text{ mg/l}$) previamente calibrado con agua de mar saturada de oxígeno a temperatura ambiente.

Una vez determinado el consumo de oxígeno de ayuno de los camarones fueron alimentados en las cámaras respirométricas con alimento pelletizado (0.051 g/cámara) (500 a 700 micrones), para el experimento con 35 de salinidad; con 0.010 g/cámara (400 - 600 micrones) para el experimento realizado en 15 de salinidad. La misma cantidad de alimento fué colocada en una cámara control sin organismo para estimar el oxígeno consumido durante la descomposición del alimento. El consumo de oxígeno de la cámara control fué despreciable.

El consumo de oxígeno de los animales alimentados se midió cada hora por un periodo de 8 horas, entre las 0800 y las 1700 hr. El mismo procedimiento descrito con los animales no alimentados se siguió para determinar el consumo de oxígeno de los animales alimentados. Las cámaras respirométricas también fueron cubiertas durante este periodo experimental. Una vez concluido el experimento los animales fueron pesados, sacrificados y secados a 60°C hasta peso constante.

Los valores del consumo de oxígeno (VO_2) de ayuno y alimentados fueron relacionados con el peso seco (ps) t de los camarones utilizando la ecuación:

$$\text{VO}_2 = a(\text{ps})^b$$

El consumo de oxígeno peso específico VO_2 fué obtenido de: $\text{VO}_2 = a$ cuando (ps) $t = 1$ (Sánchez et al., 1991). El R_{ICA} peso específico fué calculado de la diferencia entre el VO_2 de los animales sin alimento y el valor máximo obtenido después de haber alimentado. Se utilizó el factor de conversión de

14.3 j/mg oxígeno consumido para convertir los datos a j/g ps (ps = peso seco) por hora (Lucas, 1993).

A cada hora e inmediatamente después las mediciones de consumo de oxígeno se tomaron muestras de agua a las cuales se le realizaron las mediciones de la excreción de los productos nitrogenados (N-NH₃ mg/l). Las muestras se obtuvieron de las mismas cámaras utilizadas para determinar el consumo de oxígeno. La excreción de amonio se determinó como:

$$EN = NH_{3e} - NH_{3ex} * Fr$$

donde EN es la excreción nitrogenada (mg N-NH₃/animal por hora), NH_{3e} es la concentración de amonio a la entrada, NH_{3ex} la concentración de amonio a la salida y Fr la tasa de flujo. La concentración de amonio se midió con un electrodo específico conectado a un multianalizador de iones (ORION 720 A) previamente calibrado. Los valores del metabolismo nitrogenado de ayuno y alimentados fueron relacionados con el peso seco (ps) de los camarones utilizando la ecuación:

$$EN = n(ps)^b$$

La excreción nitrogenada peso específico EN fué obtenida de $EN = a$; cuando $ps = 1$. U_{ENPA} fué calculada de la diferencia entre el consumo de oxígeno de los animales sin alimento y la máxima obtenida después de haberlos alimentado. Se utilizó el factor de conversión de 20.5 j/mg amonio excretado para convertir los datos a j/g ps por hora (Lucas, 1993).

Para determinar la contribución del metabolismo del nitrógeno al RICA la razón $U_{ENPA}/RICA$ fué calculada. Los coeficientes de RICA y de U_{ENPA} fueron calculados como porcentajes de la energía ingerida (Ross, *et al.*, 1992; Rosas *et al.*, 1996).

b. Crecimiento

b.1. Origen de los animales

Se utilizaron 374 postlarvas de 15 días (PL₁₅) en los experimentos en 15 de salinidad y de 27 días (PL₂₇) en 35 de salinidad, con peso inicial de 5 ± 0.005 y 35 ± 0.006 mg ps, respectivamente, obtenidas a partir de un solo desove.

b. Dispositivo experimental

Para el experimento de crecimiento se utilizó un dispositivo modificado al descrito por Seidman y Lawrence (1985) adaptado a un sistema de circulación semi-cerrada. Se utilizaron 4 columnas de PVC de 6" de diámetro y 2 metros de altura, para el intercambio de gases. El agua de mar se suministró a las columnas por gravedad mediante un tanque elevado. El nitrógeno gaseoso fue suministrado a través de difusores colocados en la parte inferior de las columnas justo por arriba de la salida del agua hacia los tanques experimentales (Fig 2, anexo).

Los tanques experimentales fueron cubiertos con una lámina de plástico con el fin de evitar que el agua se re-oxigenara parcialmente. El agua de mar descargada de cada tanque experimental fue colectada en un tanque inferior desde el cual se bombeó nuevamente al depósito elevado. Este depósito se mantuvo con aereación vigorosa durante todo el periodo experimental. El tanque de descarga fue utilizado también para realizar los recambios diarios de agua de mar del sistema.

c. Consumo de oxígeno (R)

c.1 Origen de los organismos

Se utilizaron 80 juveniles de 78 días (PL₇₈) para 35 de salinidad y 65 días (PL₆₅) para 15 de Salinidad, provenientes del experimento de Crecimiento.

c.2 Dispositivo experimental

Una vez concluido el experimento de crecimiento se procedió a determinar el efecto de el OD sobre algunos elementos del balance energético de *P. setiferus*. Para hacer ésto se utilizaron 80 juveniles con intervalos de peso entr 0.6 y 1.5 g ps, provenientes de las 8 combinaciones OD-densidad del experimento de crecimiento.

Para determinar el consumo de oxígeno de los camarones se utilizó un respirómetro de flujo continuo en circuito cerrado (Martínez-Otero y Díaz-Iglesia, 1975). Los camarones fueron colocados en una cámara de 250 ml con un flujo de agua de mar filtrada (con arena 20µm y cartucho, 5µm) de 33 ml/min. Para el control de oxígeno disuelto en las cámaras se utilizó una columna de PVC de seis pulgadas de diámetro y dos metros de altura, que permitió el intercambio de gases (nitrógeno por oxígeno) en el agua de mar previo a su entrada a las cámaras respirométricas (Fig. 3, anexo).

El funcionamiento del sistema respirométrico se basa en la circulación del agua a través de las cámaras donde se colocan los animales. El agua de mar proviene de un matraz erlenmeyer de cinco

litros, cuya función es mantener un flujo constante. La altura de la columna de agua en el matraz se regula mediante un tubo rebosador; el agua se distribuye uniformemente a las cámaras respirométricas.

d. Excreción nitrogenada (U)

d.1. Origen de los organismos

Se utilizaron 80 juveniles de 78 días (PL₇₈) para 35 de salinidad y 65 días (PL₆₅) para 15 de de salinidad, provenientes del experimento de Crecimiento.

d.2. Dispositivo experimental

El dispositivo experimental fué el mismo utilizado para determinar el consumo de oxígeno

e. Relación O:N

La relación oxígeno:nitrógeno se calculó a partir de la expresión atómica del consumo de oxígeno y la excreción nitrogenada tanto de los animales en ayuno como en el tiempo de máxima actividad metabólica después de alimentarlos.

f. Ecuación energética.

La energía asimilada (As) fué calculada utilizando la ecuación balanceada (J/g PS por día):

$$As = P + R + U$$

donde P es la producción de biomasa, R la respiración ($R = R_{rit} + R_{ICA}$) y U la excreción nitrogenada ($U = U_{rit} + U_{ENPA}$). RICA, UENPA, R_{rit} y U_{rit} fueron transformados a su equivalente diario tomando

en consideración el tiempo invertido por los animales en el metabolismo de alimentación (ICA y ENPA) y de rutina reflejo de la actividad espontánea:

$$RICA^* , UENPA^* , = [(RICA) \text{ ó } (UENPA)] \times TP \times EFF$$

donde $RICA^*$ y $UENPA^*$ son el incremento de calor aparente y la excreción nitrogenada post alimentaria expresada por día, TP es el tiempo para alcanzar el pico después de haber alimentado a los animales y EFF es la frecuencia de alimentación durante los experimentos. La $Rrut$ y la $Urut$ fueron calculadas:

$$Rrut^* \text{ y } Urut^* = [(Rrut) \text{ ó } (Urut)] \times DTMrut$$

donde $Rrut^*$ y $Urut^*$ son la tasa respiratoria y la excreción nitrogenada de rutina y $DTMrut$ es el tiempo diario que pasan los animales entre picos de alimentación y en el periodo de la noche que no se alimentaron

D. Estadísticos.

Para estos análisis de datos se utilizaron los siguientes paquetes de computo: Quattro ver.3.0, Statgrafic ver.5.0 y Harvard Grafic ver.3.0.

Los valores de LC50 se calcularon usando el análisis próbit sistematizado por el programa DORES (Ramirez, 1989). La homogeneidad de varianzas se verificó mediante la prueba de Cochran. Se utilizó un análisis de variancia para establecer diferencias entre tratamientos, utilizando la prueba de Duncan para conocer las diferencias entre promedios. Se utilizó un ANOVA de dos vías con el fin de establecer la interacción entre la salinidad y el pH para los valores de LC50-48 y LC50-72, postlarvas y juveniles, respectivamente.

De los datos obtenidos en los registros de pesos se aplicó los estadísticos tales como: media, desviación estandar, error estandar.

El efecto combinado del oxígeno disuelto y salinidad sobre el crecimiento y la sobrevivencia se analizaron mediante ANOVA de dos vías con réplica. Se utilizó la transformación raíz cuadrada del arc-seno antes de analizar los valores dados en porcentaje.

Un análisis de varianza múltiple fué aplicado a los coeficientes de las regresiones de la relación entre el consumo de oxígeno y el peso y entre la tasa de excreción nitrogenada y el peso de los camarones de cada tratamiento experimental, con el fin de determinar la significatividad del incremento de la tasa respiratoria después de la alimentación.

IV. RESULTADOS

A.- Niveles letales

Las variaciones de las salinidades , pH y oxígeno disuelto obtenidos durante los experimentos demostraron que las condiciones experimentales fueron adecuadamente controladas. Los valores nominales de oxígeno, pH y salinidad se mantuvieron dentro de los intervalos estrechos en cada ensayo (Tabla. 2, anexo). El único factor ambiental que no fué controlado fué la temperatura la cual se mantuvo entre 30 y 31.2°C, temperaturas comunes en el laboratorio durante el verano.

Tanto para postlarvas como para juveniles las concentraciones de oxígeno de 0.3 y 0.8 mg/l provocaron la muerte del total de los animales en periodos no mayores de 4 horas. Cuando los camarones fueron expuestos a pH de 6, los camarones expuestos a 1.3 y 1.8 mg/l de oxígeno murieron en menos de 12 horas.

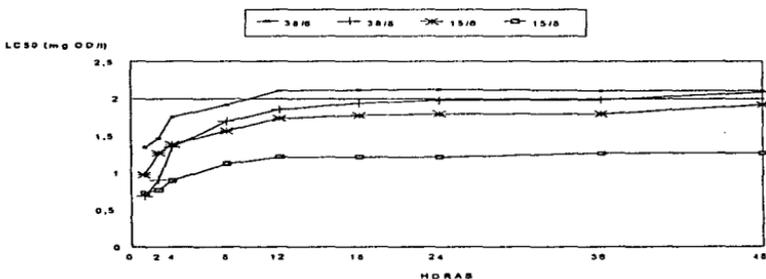


Fig. 1. Comportamiento de los niveles letales (LC₅₀) de oxígeno disuelto con la combinación de salinidad/pH y OD en postlarvas de camarón blanco *Penaeus setiferus*

En postlarvas y juveniles se observó una curva asintótica de la relación LC₅₀ y tiempo de exposición en las cuatro combinaciones de salinidad y pH (Figs. 1 y 2). En ambos grupos las variaciones de las LC₅₀ fueron dependientes de la salinidad y el pH. En las postlarvas Las mayores variaciones se observaron en salinidad 38 y pH 8 (0.6 y 2.18 mgOD/l), y las menores en los animales expuestos a salinidad 15 y pH 8 (0.7-1.26 mg OD/l). Valores intermedios fueron obtenidos en los animales expuestos a pH 6 y salinidad de 38 y 15, (1.3-2.1 y 0.96-1.91 mg OD/l), respectivamente (Fig. 1).

En los juveniles, las mayores variaciones de las LC₅₀ fueron observadas en los animales expuestos a pH 6 y salinidades 36 y 15 (0.8-2.37; 0.8-2.3 mgOD/l), respectivamente. Las menores variaciones se registraron en salinidad 15o/oo y pH 8 (0.7-1.38 mg OD/l). Valores intermedios de variación fueron registrados en salinidad 38 y pH 8 (0.6-1.8 mg OD/l) (Fig. 2).

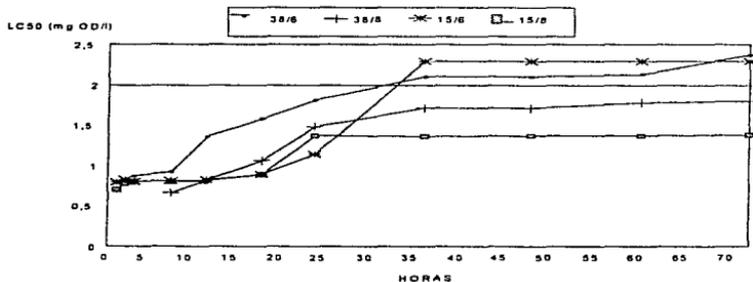


Fig 2. Comportamiento de los niveles letales (CL50) de oxígeno disuelto a variaciones de salinidad/pH y OD, en juveniles tempranos de *P. setiferus*

La LC50-48h de las postlarvas expuestas a salinidad 15 y pH 8 (1.27 mgOD/l) resultó ser significativamente menor que la obtenida en las demás combinaciones salinidad-pH ($p > 0.05$) (Fig. 1). El LC10-48h también resultó menor en 15‰ y pH 8 (1.89 mgOD/L) con valores intermedios en salinidad 15 pH 6 (2.1 mgOD/L) y altos en salinidad 38, pH 6 y pH 8, respectivamente (Tabla 1).

Tabla 1. Niveles letales de Oxígeno en postlarvas de *P. setiferus* expuestas a diferentes salinidades y pH por 48h. Media \pm S.E.

LC	SALINIDAD			
	38		15	
	8	6	pH 8	6
10	3.58 \pm 0.5	3.37 \pm 0.4	1.89 \pm 0.16	2.7 \pm 0.03
20	3.03 \pm 0.3	2.93 \pm 0.3	1.65 \pm 0.09	2.6 \pm 0.03
30	2.70 \pm 0.2	2.70 \pm 0.2	1.49 \pm 0.07	2.5 \pm 0.04
40	2.40 \pm 0.2	2.40 \pm 0.01	1.37 \pm 0.07	2.5 \pm 0.05
50	2.20 \pm 0.1	2.30 \pm 0.1	1.27 \pm 0.08	2.4 \pm 0.05
60	2.00 \pm 0.05	2.10 \pm 0.09	1.17 \pm 0.09	2.3 \pm 0.05
70	1.80 \pm 0.08	1.90 \pm 0.07	1.07 \pm 0.11	2.3 \pm 0.05
80	1.60 \pm 0.08	1.70 \pm 0.08	0.97 \pm 0.13	2.1 \pm 0.03
90	1.40 \pm 0.10	1.50 \pm 0.09	0.84 \pm 0.14	2.1 \pm 0.03

La LC50-72h de los juveniles expuestos a salinidad 15 y pH 8 (1.16 mgOD/L) resultó ser significativamente menor seguida de la obtenida en salinidad 38 y pH 8, y salinidad 15 pH 6. Entre estos dos últimos no se observaron diferencia significativas ($p > 0.05$) (Fig. 2). La LC10-72h también resultó menor en salinidad 15 y pH 8, con valores intermedios en salinidad 38, pH 8 y salinidad 15, pH 6 y los mayores en salinidad 38, pH 6 (Tabla 2).

El análisis de varianza indicó que existe una interacción significativa entre salinidad y pH (P 0.05). En el caso de las postlarvas la interacción fué resultado de diferencias entre las sobrevivencias obtenidas en 15o/oo, en donde en el pH 8 se encontró la menor LC50.

En salinidad 38 las sobrevivencias en ambos pH resultaron ser similares. En los juveniles la interacción fué producto de las diferencias obtenidas tanto entre salinidades como entre pH. Aquí las menores LC50-72h estuvieron asociadas con pH de 8 y las LC50-72h altas en los animales expuestos a pH 6 en las dos salinidades.

Table 2. Niveles letales de oxígeno en juveniles de *P. setiferus* expuestos a diferentes salinidad y pH por 72h. Media \pm S.E.

LC	SALINIDAD			
	38		15	
	8	6	pH 8	6
10	3.15 \pm 0.5	4.17 \pm 1.9	2.33 \pm 0.3	3.60 \pm 1.2
20	2.60 \pm 0.4	3.45 \pm 1.2	1.80 \pm 0.2	3.10 \pm 0.8
30	2.30 \pm 0.3	3.00 \pm 0.8	1.52 \pm 0.1	2.73 \pm 0.5
40	2.01 \pm 0.2	2.70 \pm 0.5	1.36 \pm 0.1	2.59 \pm 0.3
50	1.86 \pm 0.1	2.47 \pm 0.3	1.16 \pm 0.3	2.37 \pm 0.2
60	1.64 \pm 0.1	2.16 \pm 0.2	1.04 \pm 0.1	2.16 \pm 0.1
70	1.42 \pm 0.1	1.91 \pm 0.2	0.83 \pm 0.1	1.90 \pm 0.09
80	1.32 \pm 0.2	1.78 \pm 0.3	0.72 \pm 0.1	1.73 \pm 0.2
90	1.00 \pm 0.2	1.42 \pm 0.3	0.61 \pm 0.1	1.43 \pm 0.3

B.- Crecimiento

En la Fig. 4 del anexo se muestran las variaciones diarias de temperatura a lo largo del periodo experimental en salinidad de 15. Como se puede apreciar los animales expuestos a 4 y 5 mg OD/l experimentaron temperaturas mayores (de 33 °C) a las observadas en los camarones expuestos a 2

y 3 mg OD/l. Esto afectó el crecimiento de los diferentes grupo. Las temperaturas extremas al parecer, redujeron sensiblemente el crecimiento de los camarones expuestos a las más altas concentraciones de oxígeno disuelto (Fig 4, anexo). Se registró una relación inversa entre el incremento de la temperatura (del día 10 al día 20) y la sobrevivencia registrada ($r^2 = 0.8601$). Se presentó muy poca correlación entre la temperatura (40 a 50 días) y la sobrevivencia observada ($r^2 = 0.0349$). Las temperaturas registradas en el experimento con salinidad de 35 no presentaron el mismo comportamiento (Fig 5, anexo).

Se notó que en organismos mantenidos en densidades de 40 ind/m³ el crecimiento fué menor en 2 mg OD/l (0.1782±0.05 gPS/50d) que el que se registró en 3 mg OD/l (0.2062 ± 0.07 g PS/50 d). Esto evidenció el efecto que el OD tiene en condiciones similares sobre el crecimiento de los camarones *P. setiferus* (Tabla 3)

Table 3. Efecto del oxígeno disuelto y la densidad sobre el crecimiento (mg ps/día), sobrevivencia (%) e índice de rendimiento (IR) de juveniles de *P. setiferus* durante 50 días de experimento. OD = Oxígeno disuelto (mg/l) salinidad 15. Media ± S.E.

	Peso Inicial mg ps	Peso Final mg ps	Tasa Crecimiento mg ps/día	Sobrevivencia %	IR
Densidad = 40 camarones/m³					
OD Nominal					
2	2.5 ± 0.1	176 ± 5	3.52 ± 0.3 ^a	82 ± 5 ^a	2.89 ± 0.11 ^a
3	2.5 ± 0.1	204 ± 6	4.08 ± 0.4 ^b	82 ± 5 ^a	3.35 ± 0.17 ^a
4	2.5 ± 0.1	55 ± 1	1.11 ± 0.2 ^c	76 ± 5 ^a	0.84 ± 0.10 ^b
5	2.5 ± 0.1	40 ± 1	0.79 ± 0.3 ^c	67 ± 5 ^a	0.53 ± 0.09 ^b
Densidad = 60 camarones/m³					
OD Nominal					
2	2.5 ± 0.1	158 ± 3	3.17 ± 0.2 ^a	90 ± 5 ^a	2.85 ± 0.14 ^a
3	2.5 ± 0.1	184 ± 3	3.68 ± 0.4 ^b	98 ± 5 ^a	3.61 ± 0.19 ^a
4	2.5 ± 0.1	43 ± 1	0.86 ± 0.3 ^c	53 ± 5 ^b	0.45 ± 0.11 ^b
5	2.5 ± 0.1	42 ± 5	0.84 ± 0.3 ^c	71 ± 5 ^b	0.59 ± 0.09 ^b

Media con la misma letra no presentan diferencias significativas ($p > 0.05$).

La concentración de oxígeno disuelto afectó significativamente los pesos finales promedios de *P. setiferus*. No se encontraron diferencias significativas entre el crecimiento de los camarones expuestos entre los 4 y 5 mg O₂/l ($P>0.05$), lo cual permitió calcular un peso final promedio 0.04952 g ps obtenidos durante 50 días .

El efecto de las bajas concentraciones (2 y 3 mg de OD/l) quedó en evidencia al analizarse el peso final. Los animales mantenidos en la mayor densidad presentaron pesos finales inferiores a los cultivados en 40 ind/m² aunque resultaron no diferente estadísticamente ($P>0.05$). Los pesos finales bajo la influencia de 2 y 3 mg O₂/l fueron 0.1606 ± 0.033 y 0.1860 ± 0.035 g ps. Los grupos conformados por los pesos expuestos a 2 y 3 mg OD/l y 4 y 5 mg OD/l, fueron significativamente diferentes entre sí ($p<0.05$).

El efecto de los diferentes niveles de oxígeno disuelto sobre el índice de rendimiento (IR) mostraron un comportamiento similar al observado estudiando al peso final solamente. En densidades de 40 ind/m², y bajos niveles de oxígeno disuelto se obtuvieron valores de 0.1462 y 0.1659 g para 2 y 3 mg de oxígeno disuelto, los cuales resultaron ser mayores a los observados en 4 y 5 mg OD/l, (0.0430 y 0.0281 g PS) respectivamente, ($P<0.05$)(fig. 3).

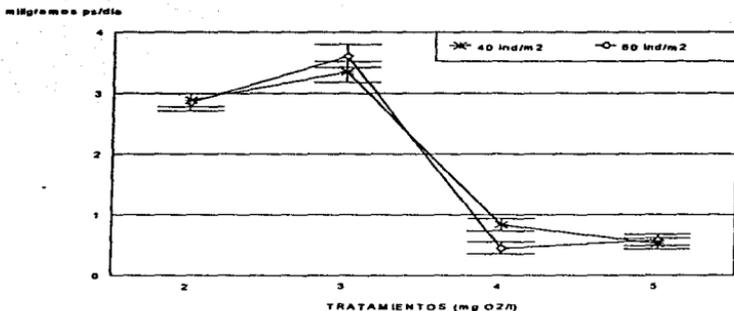


Fig. 3. Efecto del OD sobre el índice de rendimiento en juveniles de *P. setiferus* mantenidos en dos densidades y salinidad de 15, durante 50 días.

El efecto negativo de los niveles por debajo de 3 mg de oxígeno disuelto se hizo evidente sobre el rendimiento de los juveniles tempranos de *Penaeus setiferus*. Contrastantemente las concentraciones por arriba de 4 mg de oxígeno disuelto y combinada con altas temperaturas (tabla 3) afectaron significativamente el rendimiento de estos animales ($P > 0.05$).

Con respecto a los individuos que crecieron en densidades de 60 ind/m², la influencia de los bajos niveles de oxígeno sobre el rendimiento fué evidente en 2 mg de OD. Así mismo se observó la influencia de la temperatura sobre el rendimiento de los tratamientos de 4 y 5 mg O₂/l. Los rendimientos entre sí correspondieron a dos grupos homogéneo estadísticamente ($P < 0.05$) (ver fig. 3)

En 35 de salinidad la concentración de oxígeno disuelto también afectó significativamente los pesos finales promedios de *P. setiferus* (PL78). Cuando la densidad de la población bajo estudio fué de 40 ind/m², el crecimiento de los animales expuestos a 2 mg OD/l, fué significativamente menor (0.18 ± 0.048 g PS)(tabla 4) al observado en las otras concentraciones probadas (3, 4 y 5 mg OD/l)(ver fig 4).

Tabla 4. Efecto del oxígeno disuelto y la densidad sobre el crecimiento (mg ps/día), sobrevivencia (%) e índice de rendimiento (IR) de juveniles de *P. setiferus* durante 50 días de experimento. OD = Oxígeno disuelto (mg/L) salinidad 35. Media \pm S.E.

	Peso Inicial mg ps	Peso Final mg ps	Tasa Crecimiento mg ps/día	Sobrevivencia %	IR
Densidad = 40 camarones/m²					
OD Nominal					
2	11.8 \pm 0.1	180 \pm 12	3.36 \pm 0.3 ^a	85 \pm 5 ^a	2.85 \pm 0.12 ^a
3	11.8 \pm 0.1	240 \pm 26	4.56 \pm 0.4 ^b	76 \pm 5 ^a	3.46 \pm 0.18 ^b
4	11.8 \pm 0.1	260 \pm 13	4.96 \pm 0.3 ^c	76 \pm 5 ^a	3.76 \pm 0.15 ^b
5	11.8 \pm 0.1	266 \pm 14	5.10 \pm 0.8 ^c	85 \pm 5 ^a	4.33 \pm 0.19 ^b
Densidad = 60 camarones/m²					
Nominal OD					
2	11.8 \pm 0.1	180 \pm 5	3.38 \pm 0.2 ^a	80 \pm 5 ^a	2.70 \pm 0.18 ^a
3	11.8 \pm 0.1	250 \pm 12	4.76 \pm 0.4 ^b	73 \pm 5 ^a	3.47 \pm 0.29 ^b
4	11.8 \pm 0.1	310 \pm 35	5.96 \pm 0.4 ^c	76 \pm 5 ^a	4.52 \pm 0.35 ^b
5	11.8 \pm 0.1	360 \pm 25	6.96 \pm 0.5 ^d	74 \pm 5 ^a	5.15 \pm 0.29 ^b

Media con la misma letra no presentan diferencias significativas ($p > 0.05$).

No se encontraron diferencias significativas entre el crecimiento de los camarones expuestos entre 3 - 5 mg OD/l ($P > 0.05$), lo cual permitió calcular un peso final promedio de 0.25 g peso seco (ps) obtenidos durante 50 días.

El efecto de las bajas concentraciones (2 y 3 mg de OD/l) de oxígeno sobre el crecimiento fué más evidentes en animales mantenidos en condiciones de 60 ind/m² del obtenido en las concentraciones por arriba de 4 mg de OD/l. Así los valores 0.18±0.06 (2 mg OD/l) y 0.25±.04 g (3 mg OD/l) resultaron ser significativamente menores de los obtenidos en 4 mg OD/l (0.31 ± 0.08) y 5 mg OD/l (0.36 ± 0.06) (p<0.05). No se encontraron diferencias entre los pesos finales de los animales expuestos a 4 y 5 mg OD/l. Esta observación es válida para las dos densidades probadas. El efecto del los diferentes niveles de oxígeno disuelto en 35 de salinidad sobre el (IR) mostró un comportamiento similar al observado estudiando al peso solamente. En densidades de 40 ind/m², y bajos niveles de oxígeno disuelto se obtuvieron valores de 2.85 y 3.46 mg para 2 y 3 mg de oxígeno disuelto, los cuales resultaron ser menores a los observados en 4 y 5 mg OD/l, (3.76 y 4.33 mg) respectivamente. (P<0.05)(fig. 4).

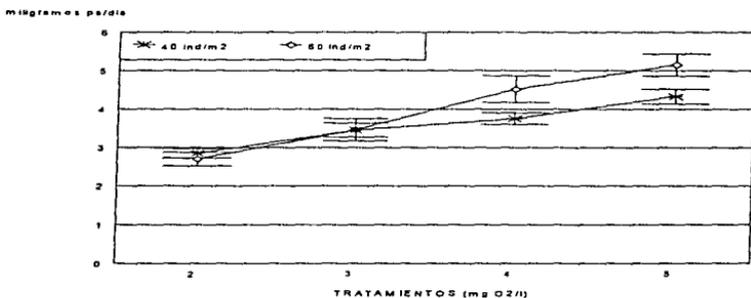


Fig 4. Efecto de los niveles de OD sobre el índice de rendimiento en juveniles tempranos de *P. setiferus* mantenidos en 35 de salinidad y 40 y 60 ind/m².

El efecto negativo de los niveles por debajo de 3 mg de oxígeno disuelto se hizo evidente sobre el rendimiento de los juveniles tempranos de *Penaeus setiferus*. Contrastantemente las concentraciones por arriba de 4 mg de oxígeno disuelto no afectan significativamente el rendimiento de estos animales ($P>0.05$).

Con respecto a los individuos que crecieron en densidades de 60 ind/m², la influencia de los bajos niveles de oxígeno sobre el índice de rendimiento fué evidente en concentraciones menores a 3 mg de OD. No se observó influencia (0.005 %) del OD sobre el rendimiento a concentraciones por arriba de 4 mg OD/l, ($P>0.05$). (ver fig. 4)

Los diferentes niveles de oxígeno probados no influyeron significativamente en la sobrevivencia de los camarones estudiados ($P>0.05$) (ver fig. 5,)



Fig 5. Sobrevivencia de juveniles de *P. setiferus* mantenidos durante 50 días en salinidades de 15 y 35 y densidades de 40 y 60 ind/m²

C. Consumo de oxígeno

Los intervalos de valores de pesos seco entre el más bajo 2 mg OD/l y el más alto (5mg OD/l) de los organismos sometidos a estudios respirométricos fué de 180 ± 10 mg ps/50 días. Este intervalo no fué suficiente para encontrar la relación entre el consumo de oxígeno y el peso corporal de los camarones expuestos a los diferentes niveles de oxígeno disuelto, tanto antes como después de haberles suministrado alimento

Con 15 horas de ayuno y 35 de salinidad, el consumo de oxígeno varió entre 5.5 y 6.3 mg OD/l/g ps (40 ind/m^2) y entre 5.7 y 6.3 mg OD/l/g ps (60 ind/m^2). No se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($P > 0.05$). En salinidad de 15 el consumo varió entre 5.5 y 6.3 mg OD/l/g ps (40 ind/m^2) y entre 5.6 y 6.4 mg OD/l/g ps (60 ind/m^2). No hubo diferencias significativas entre tratamientos ($P > 0.05$)

Una vez que los animales fueron alimentados el consumo de oxígeno se elevó rápidamente y continuó así durante varias horas. De los animales mantenidos en las dos salinidades (35 y 15 de salinidad) y en 40 ind/m^2 y 60 ind/m^2 el consumo de oxígeno de los camarones expuestos a las diferentes concentraciones de oxígeno regresaron a su nivel inicial, 7 horas después de haber sido alimentados ($P < 0.05$) (Fig. 4, 5, 6, y 7).

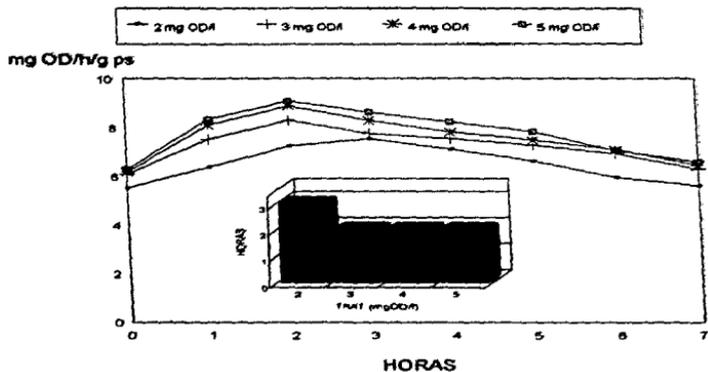


Fig. 4 Consumo de oxígeno de *P. setiferus* en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 40 ind/m³ y 35 de salinidad, la figura interna expresa el tiempo necesario para alcanzar el pico de consumo

En 35 de salinidad, los individuos expuestos a 2 mg OD/l presentaron los niveles de consumo de oxígeno más bajos en el período de muestreo (Fig. 4 y 5) en las dos densidades probadas. Los niveles de consumo de oxígeno más altos (6.32 - 9.24 mg OD/l) correspondieron a la concentración de oxígeno de 5 mg OD/l.

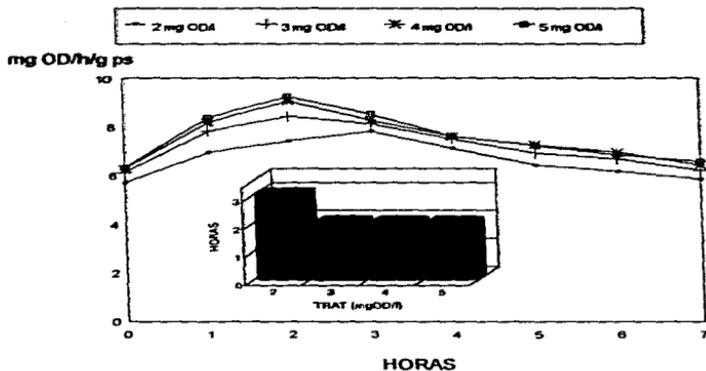


Fig. 5. Consumo de oxígeno de juveniles tempranos de *P. setiferus* mantenidos en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 60 ind/m² y 35 de salinidad, en la figura interna tiempo necesario para alcanzar el pico de consumo.

En 15 de salinidad, los valores de consumo más altos fueron 6.38 - 9.12 mg OD/l en los individuos expuestos en 3 mg de OD/l; los niveles de consumo de oxígeno más bajos (5.54 - 7.63 mg OD/l) correspondieron a la concentración de oxígeno de 3 mg OD/l (Fig 6 y 7).

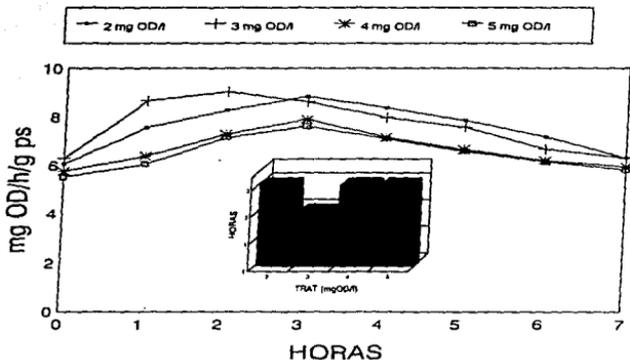


Fig. 6. Consumo de oxígeno de juveniles de *P. setiferus* en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 40 ind/m³ y 15 de salinidad, figura interna expresa el tiempo necesario para alcanzar el pico de consumo.

El aumento en el consumo de oxígeno después de la alimentación varió entre 136 y 146 % con respecto al consumo de oxígeno obtenido en ayuno (100%) en 35 de salinidad. En 15 de salinidad, el incremento de consumo de oxígeno postalimentario varió entre 137 y 147 % con respecto al consumo de oxígeno registrado en ayuno (100 %)

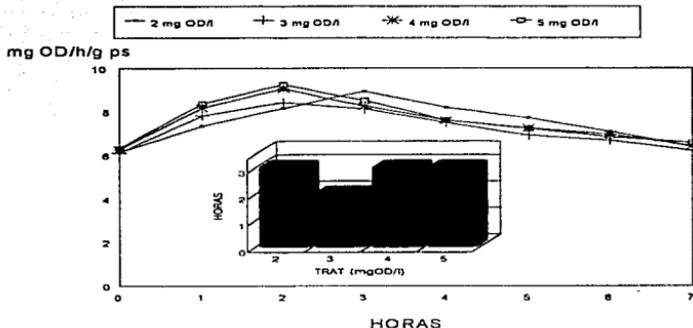


Fig. 7. Consumo de oxígeno de *P. setiferus* mantenidos en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 60 ind/m² y 15 de salinidad, figura interna expresa tiempo usado para alcanzar el pico de consumo.

El efecto de los niveles de oxígeno disuelto sobre el tiempo que utilizan los organismos para alcanzar el pico de consumo de oxígeno fué similar en ambas densidades experimentales (fig 4 y 5) y en 35 de salinidad. Tres horas fué el tiempo transcurrido desde la alimentación para alcanzar el pico mayor de consumo de oxígeno en 2 mg de OD/l, mientras que a 3, 4 y 5 mg de OD/l transcurrieron solamente dos horas.

Igual comportamiento se observó en los tiempos transcurridos para alcanzar el pico mayor de consumo de oxígeno de 2 y 3 mg OD/l, en 15 de salinidad; sin embargo en 4 y 5 mg OD/l se necesitaron tres horas. (Fig 6 y 7)

Los valores del ICA obtenidos en los camarones que crecieron en bajas densidades (40 ind/m²) y 35 de salinidad aumentaron con respecto a la baja en la concentración de OD (Fig 8). En los animales que crecieron en 15 de salinidad, también disminuyó con el oxígeno en 2 y 3 mg OD/l (Fig. 9). Como se puede apreciar en 35 de salinidad se presentaron 2 grupos de ICA uno correspondiente a 2 mg OD/l (261 j/d/g ps) y el otro a los niveles de 3, 4 y 5 mg OD/l (188, 228 y 239 j/d/g ps, respectivamente) (P<0.05) (Fig. 8).

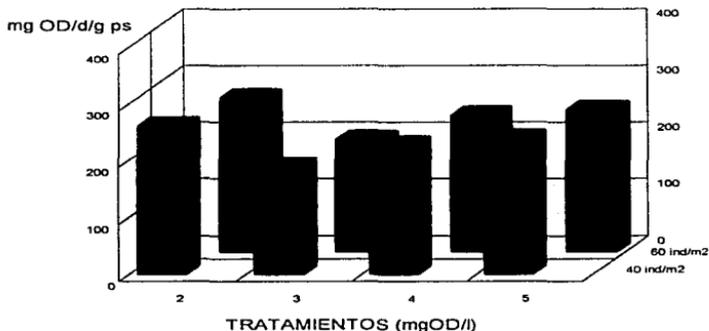


Fig. 8. Incremento calor aparente (ICA) expresado en j/dia/gPS de juveniles de *P. setiferus* en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 35 de salinidad, 40 ind/m² y 60 ind/m².

En 15 de salinidad también se presentaron dos grupos de ICA, un grupo correspondiente a 2 mg OD/l (355 j/d/g ps y el otro a los niveles de 3, 4 y 5 mg OD/l (234, 270 y 269 j/d/g ps, respectivamente)($P < 0.05$)(Fig. 9).

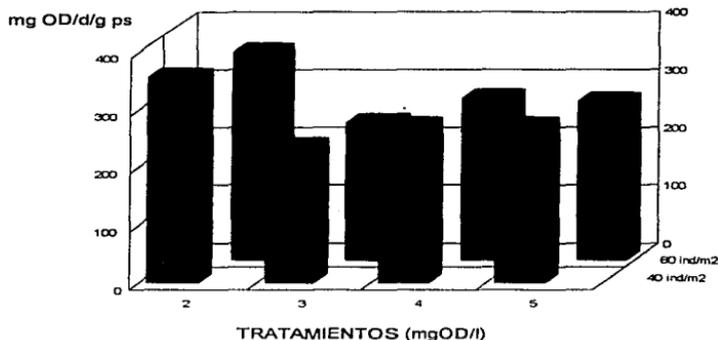


Fig. 9. Incremento calor aparente (ICA) expresado en j/dia/gps de juveniles *P. setiferus* en cuatro concentraciones de oxígeno disuelto, 15 de salinidad, 40 y 60 ind/m²

El ICA correspondiente a los organismos que crecieron en densidades altas (60 ind/m²) y salinidad de 35 de salinidad presentó igualmente dos grupos de ICA diferentes ($P > 0.05$). Uno correspondió con los valores de 2 mg OD/l (272 j/d/g ps) y el otro al de los individuos que crecieron bajo la influencia de los niveles de 3, 4 y 5 mg OD/l (197, 240 y 250 j/d/g ps,

respectivamente)($P < 0.05$)(fig. 8). En 15 de salinidad igualmente se presentaron dos grupos de ICA, uno correspondió con los valores de 2 mg OD/l (359 j/d/g ps), y el otro correspondió con los valores de 3, 4 y 5 mg O2/l (236, 278 y 273 j/h/gps, respectivamente)(Fig. 9)

D) Excreción nitrogenada

Con 15 horas de ayuno y en un medio con salinidad 35, la excreción nitrogenada varió entre 0.18 y 0.22 mg NH₃-N/h/g ps (40 ind/m²) y entre 0.20 y 0.24 mg NH₃-N/h/g ps (60 ind/m²). A pesar de que el menor valor de excreción nitrogenada durante el período de estudio se presentó en el nivel más bajo de OD, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos. En 15 de salinidad, la excreción nitrogenada varió entre 0.16 y 0.20 mg NH₃-N/h/g ps (40 ind/m²) y entre 0.16 y 0.20 mg NH₃-N/h/g ps (60 ind/m²). Las excreciones nitrogenadas más bajas se encontraron bajo la influencia de 4 y 5 mg OD/l, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$)(fig. 10, 11, 12 y 13)

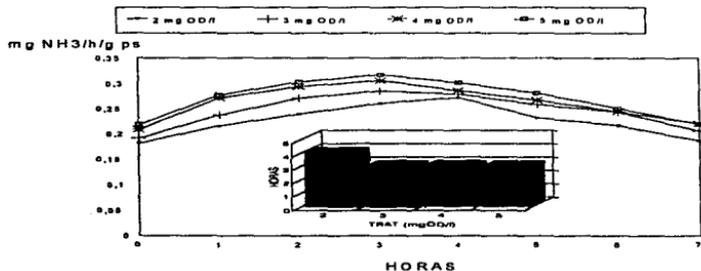


Fig. 10. Excreción nitrogenada de juveniles de *P. setiferus* mantenido en una densidad de 40

ind/m² y salinidad 35, figura interna expresa tiempo para alcanzar pico de excreción.

Una vez que los animales fueron alimentados, la excreción nitrogenada se incrementó hasta alcanzar un nivel máximo y continuó y se mantuvo así durante varias horas. En los animales mantenidos en 40 y 60 ind/m² y en salinidad 35 y 15 la excreción nitrogenada de los camarones regresó a su nivel inicial 7 horas después de haber alimentado (Figs 10, 11, 12 y 13),

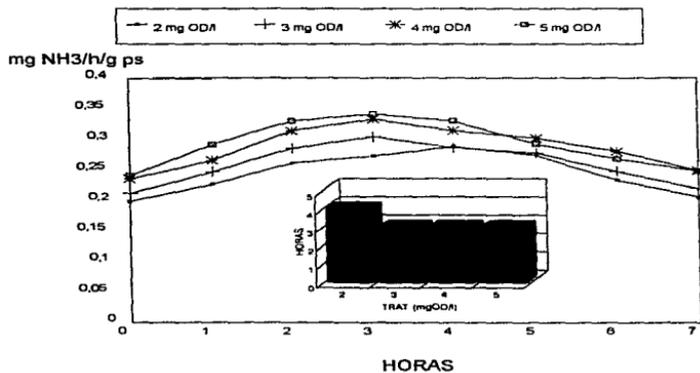


Fig. 11. Excreción nitrogenada de *P. setiferus* mantenido en una densidad de 60 ind/m² y salinidad 35, figura interna muestra el tiempo usado para alcanzar pico de excreción.

El tiempo para alcanzar el pico de excreción nitrogenada postalimentaria fué influenciado por las concentraciones de Oxígeno. En camarones mantenidos en salinidad 35, en 40 y 60 ind/m² y

en el más bajo nivel de oxígeno (2 mg OD/l) se registró el mayor tiempo para alcanzar el pico de excreción nitrogenada postalimentaria (4 horas). En 3, 4 y 5 mg OD/l la máxima excreción nitrogenada se alcanzó en 3 horas después de suministrado el alimento. (Fig 10 y 11).

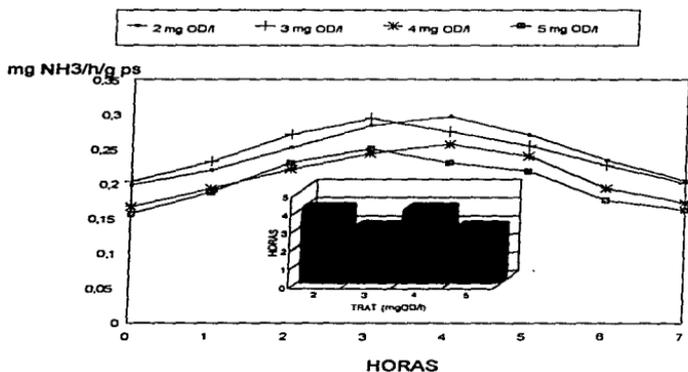


Fig. 12. Excreción nitrogenada de *P. setiferus* mantenido en una densidad de 40 ind/m² y 15 de salinidad, figura interna expresa tiempo necesario para alcanzar pico de excreción.

En salinidad 15, en 40 y 60 ind/m² los tiempos para alcanzar el pico de excreción nitrogenada fueron de 4 horas en los niveles de 2 y 4 mg OD/l, y 3 horas en 3 y 5 mg OD/l (Fig. 12 y 13)

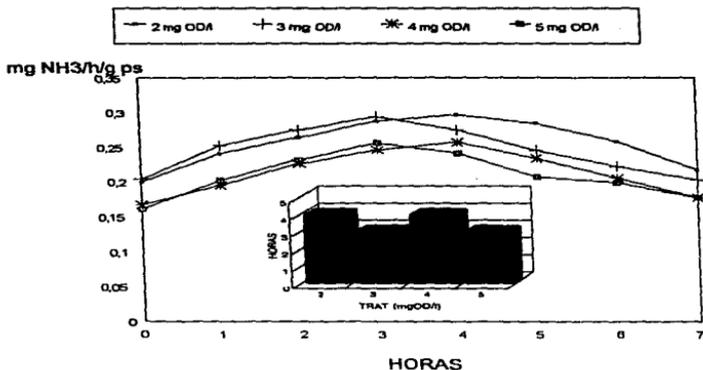


Fig. 13. Excreción nitrogenada de *P. setiferus* mantenido en una densidad de 60 ind/m² y salinidad 15, figura interior expresa tiempo usado para alcanzar pico de excreción.

Los porcentajes de incremento de la excreción nitrogenada postalimentaria oscilaron entre 142 % y 150 % en salinidad 35 y entre 144 % y 160 % en salinidad 15, con respecto a los valores de excreción nitrogenada del ayuno (100%) en ambas densidades. Donde los individuos fueron mantenidos en 40 ind/m² y salinidad 35 el efecto del oxígeno disuelto sobre los porcentajes de incremento de la excreción nitrogenada presentaron dos grupos, uno compuesto por los valores de 147 % y 146 % (4 y 5 mg OD/l) y el otro grupo con valores de 149 % y 150 % en camarones expuestos a 2 y 3 mg OD/l. En salinidad de 15, igualmente se presentan dos

grupos uno compuesto por valores de 149 % y 145 % (2 y 3 mg OD/l) y el otro grupo con valores de 154 % y 160 % (4 y 5 mg OD/l).

El porcentaje de incremento de la excreción nitrogenada con respecto al ayuno en los individuos mantenidos en 60 ind/m², salinidad de 35 y bajo la influencia del Oxígeno, mostraron un comportamiento similar al registrado en los animales mantenidos en 40 ind/m², un grupo en los niveles de 4 y 5 mg de OD (142 % registrado para ambos) y el otro en las concentraciones de 2 y 3 mg OD/l (146, y 144 % respectivamente) (P<0.05). En salinidad 15, se presentaron dos grupos de datos de incremento de la excreción nitrogenada, un grupo en los niveles 2 y 3 mg OD/l (149 % y 145 %, respectivamente) y el otro en las concentraciones de 4 y 5 mg OD/l (154 % y 160 %, respectivamente) (P<0.05).

La excreción nitrogenada postalimentaria (ENPA) fué afectada por los niveles de oxígeno disuelto. En los organismos que se mantuvieron en 40 ind/m², salinidad 35, y 3, 4 y 5 mg OD/l el ENPA registró valores entre 17 y 18 j/d/g ps, respectivamente. El valor más alto de ENPA fué obtenido en los animales mantenidos en 2 mg OD/l (22 j/d/g ps; fig. 43). En salinidad 15, se encontraron valores de 24 y 22 j/d/g ps en niveles de 2 y 4 mg OD/l; los valores más bajos se presentaron en 3 y 5 mg OD/l (17 j/d/g ps, para ambos; fig. 14).

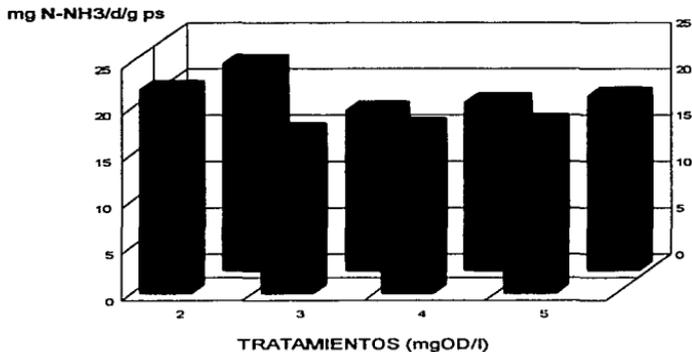


Fig. 14. Excreción nitrogenada postalimentaria (ENPA) expresada en $\mu\text{mol}/\text{g ps}$ de *P. setiferus* en densidades de 40 y 60 ind/m^2 y salinidad 35.

Se observó que los organismos mantenidos en alta densidad (60 ind/m^2) y en ambas salinidades (35 y 15) tienden a presentar valores similares de ENPA a los de baja densidad (40 ind/m^2) (Fig 14 y 15). No se observó diferencias significativas entre ambas densidades en las dos salinidades estudiadas

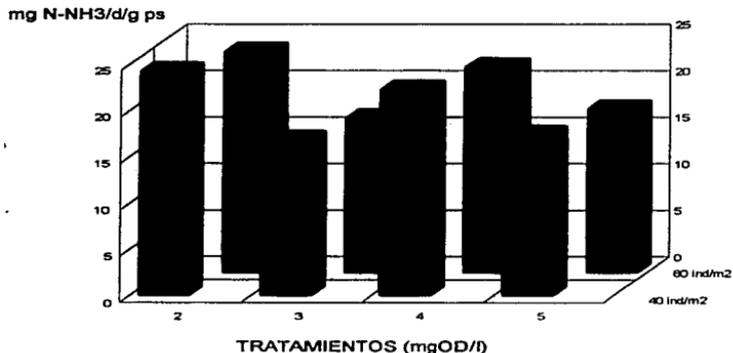


Fig. 15. Excreción nitrogenada postalimentaria (ENPA) expresada en $\mu\text{g}/\text{d}/\text{g}$ ps de juveniles *P. setiferus* en densidad de 40 y 60 ind/m^2 y salinidad 15.

E) Relación O:N

En términos generales la relación oxígeno nitrógeno presentó valores similares tanto para los organismos mantenidos en 40 ind/m^2 como en 60 ind/m^2 , salinidad 35, disminuyendo en ambos casos en animales post-alimentados con respecto al ayuno. No se observan diferencias entre las dos densidades ($P > 0.05$), en los camarones en ayuno que se mantuvieron en bajas densidades (40 ind/m^2) y bajo niveles de OD (2 y 3 mg/l) se presentan razones O:N de 32.20 y 33.85. Estos valores resultaron similares a las razones obtenidas en valores altos de oxígeno (4 y 5 mg/l) de 31.42 y 30.66 están relacionados con los niveles de 4 y 5 $\text{mg OD}/\text{l}$ (Fig. 16).

En los camarones mantenidos en salinidad 15, la diferencia entre la relación O:N de ayuno con alimentados se incrementó con el incremento de los niveles de oxígeno disuelto; 32.49 en ayuno y 31.60 en alimentados a 2 mg OD/l, mientras que 37.51 en ayuno y 32.31 en alimentados en 5 mg OD/l (Fig. 17)

En animales mantenidos en ayuno, en altas densidades (60 ind/m²) y salinidad 35, los valores de la razón O:N fueron de 30.56 y 30.78 y fueron afectados por los niveles bajos de oxígeno (2 y 3 mg OD/l). Los valores altos de O:N correspondieron a 29.35 y 29.17 y se registraron en los animales mantenidos en 4 y 5 mg OD/l (Fig. 16).

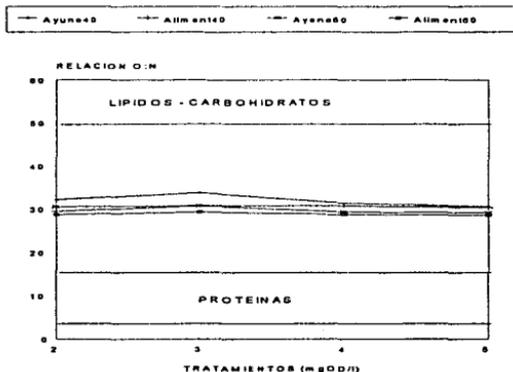


Fig. 16 Relación O:N en juveniles de *Penaeus setiferus* en condición de ayuno y alimentados, así como la relación O:N de ICA y ENPA mantenidos en 35 de salinidad

En salinidad 15, los valores de la relación O:N variaron entre 32.58 en ayuno y 31.92 alimentado bajo la influencia de 2 mg OD/l; en niveles de 5 mg OD/l se registró 36.86 en ayuno y 31.97 en alimentados (Fig. 17)($P > 0.05$).

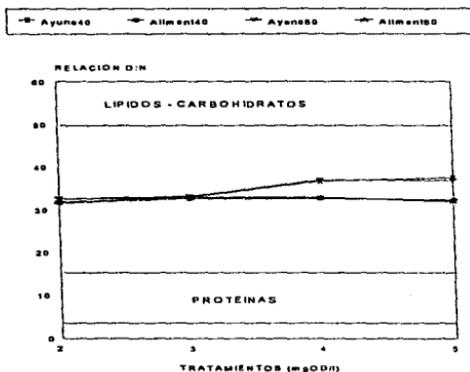


Tabla 17 Relación O:N en juveniles de *Penaeus setiferus* en condición de ayuno y alimentados, así como la relación O:N de ICA y ENPA mantenidos en 15 de salinidad

F) Asimilación

En salinidad 35 del total de calorías del alimento ingerido, la participación del ICA en camarones mantenidos en 60 ind/m² presentó valores ligeramente superiores a los observados en 40 ind/m². En los organismos que fueron mantenidos en 40 ind/m² e influenciados por el menor niveles de

Oxígeno (2 mg OD/l) se presentó la mayor participación de la respiración (ICA) en el alimento ingerido con 9.53 %, mientras que los organismos sometidos a niveles mayores de oxígeno (3, 4 y 5 mg OD/l) registraron las menores participaciones de ICA en el alimento ingerido (6.89, 8.49 y 8.73 %, respectivamente) (Tabla 5). En los organismos mantenidos en salinidad 15, los porcentajes de participación del ICA en el alimento fueron mayor que en salinidad 35, registrandose 18.74 % asociadas a 2 mg OD/l. Los valores menores (12.35, 14.57 y 14.22 %, respectivamente) se presentaron en los mayores niveles de oxígeno (3, 4 y 5 mg OD/l, respectivamente) (Tabla 6)

Tabla 5. Porcentaje de incremento de calor aparente y excreción nitrogenada post-alimentaria del alimento ofrecido, 35 de salinidad en juveniles de *P. setiferus*

Densid Ani/m ² mg/l	OD	o/o ICA en el alim	o/o ENPA en el alim
40	2	9.53	0.80
	3	6.89	0.64
	4	8.49	0.66
	5	8.73	0.67
60	2	9.91	0.81
	3	7.20	0.63
	4	8.77	0.66
	5	9.13	0.68

En los organismos mantenidos en 60 ind/m² y salinidad 35, el porcentaje más alto (9.91 %) de participación del ICA en la energía ingerida en el alimento se presentaron bajo la influencia de 2 mg OD/l. Los porcentajes menores de participación (7.20, 8.77 y 9.13 %) se presentaron bajo el efecto de 3, 4 y 5 mg OD/l (Tabla 5). En los organismos mantenidos en salinidad 15, el porcentaje más alto (18.92 %) correspondió al nivel de oxígeno más bajo (2 mg OD/l) (Tabla 6)

Tabla 6. Porcentaje de incremento de calor aparente y excreción nitrogenada post-alimentaria del alimento ofrecido, 15 de salinidad en juveniles de *P. setiferus*

Densid Ani/m ²	OD mg/l	o/o ICA o/o en el alim	ENPA en el alim
40	2	18.74	1.27
	3	12.35	0.89
	4	14.57	1.17
	5	14.22	0.91
60	2	18.92	1.26
	3	12.43	0.87
	4	14.69	1.17
	5	14.42	0.93

La participación (porcentaje) de la energía pérdida en la excreción nitrogenada (ENPA), de la energía ingerida como alimento, incrementó con los niveles de oxígeno en salinidad de 35. En animales mantenidos a 40 ind/m² el porcentaje de participación de ENPA más alto (4.28 %) se presentó bajo la influencia del nivel más bajo de Oxígeno (2 mg OD/l) (Fig. 18).

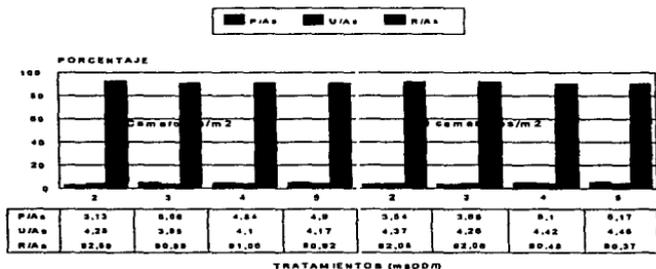


Fig 18. Distribución de la energía asimilada (As) en juveniles de *P. setiferus* expresada en porcentajes de participación, 35 Salinidad.

En animales sometidos a salinidad 15, Los valores porcentuales de participación de ENPA en el alimento ingerido presentaron un comportamiento similar al de salinidad 35. En general los de salinidad 15 fueron ligeramente menores, no presentando diferencias significativas entre densidades de siembra en la misma salinidad. El valor más alto (4.27) fué influenciado por 5 mg OD/l (Fig 19)

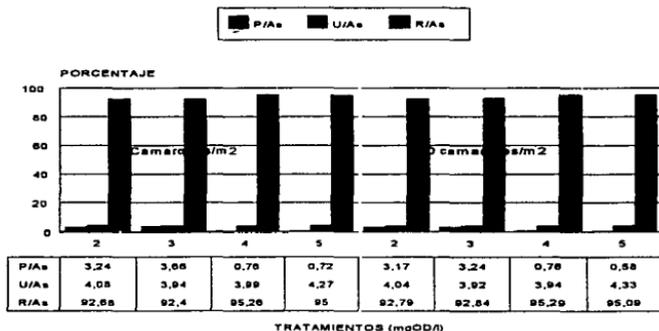


Fig 19 Distribución de la energía asimilada (As) en juveniles de *P. setiferus* expresada en porcentajes de participación. 15 Salinidad.

La energía asimilada (As) (respiración R, excreción U y crecimiento P) por los camarones presentó una tendencia similar para las dos densidades estudiadas, con valores ligeramente mayores en 60 ind/m² ($P > 0.05$). La asimilación de energía de los organismos mantenidos en 2 y 3 mg OD/l fué superior en salinidad 15 que en 35. En animales mantenidos en 40 ind/m², salinidad 35 se

registraron valores de 2042 $\mu\text{g/d/g ps}$ en 5 mg OD/l, mientras que en 2 mg OD/l se obtuvieron valores de 1559 $\mu\text{g/d/g ps}$ (Fig. 20)($P < 0.05$). En 15 de salinidad, los mayores valores de asimilación (1790 y 2012 $\mu\text{g/d/g ps}$) se encuentran asociadas a la influencia de los bajos niveles de oxígeno (2 y 3 mg OD/l); los valores menores de asimilación (1587 y 1533 $\mu\text{g/d/g ps}$) se presentaron en los niveles altos de oxígeno (4 y 5 mg OD/l)(Fig. 21).

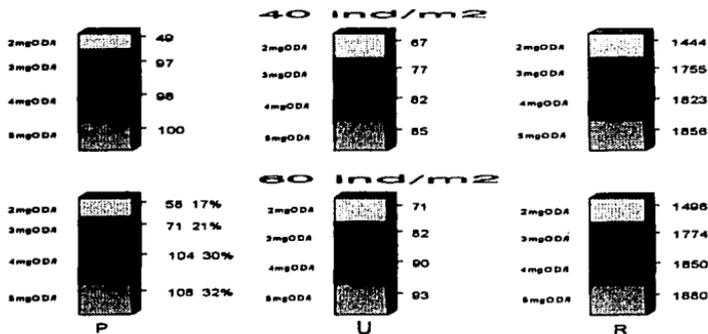


Tabla 20 Balance de la asimilación energética, modelos de crecimiento de juveniles de *P. setiferus* en 35 salinidad, valores expresados en $\mu\text{g/d/g ps}$: P = Producción; R = Respiración; U = Excreción.

Los niveles bajos de oxígeno afectaron el crecimiento en ambas densidades de crianza al comparar los resultados de los camarones mantenidos en 2 y 3 mg OD/l y en las dos salinidades experimentadas. Con salinidad 35, los organismos que se mantuvieron en 40 ind/m², registraron una eficiencia de crecimiento neto (P/As) más baja con 0.031 $\mu\text{g/d/g ps}$, influenciada por niveles de 2 mg

OD/l; mientras que en los niveles de 3, 4 y 5 mg OD/l se obtuvo una eficiencia similar entre esos tratamientos con 0.051, 0.048 y 0.049 j/d/g ps., respectivamente (Fig. 16)($P < 0.05$). En salinidad 15 el factor temperatura incidió en los niveles de 4 y 5 mg OD/l; los valores más altos de eficiencia de crecimiento (0.032 y 0.037 j/d/g ps) se presentaron en en los niveles de 2 y 3 mg OD/l, mientras que en los niveles 4 y 5 mg OD/l se registraron valores de 0.0076 y 0.0070 j/d/g ps (Fig. 21)

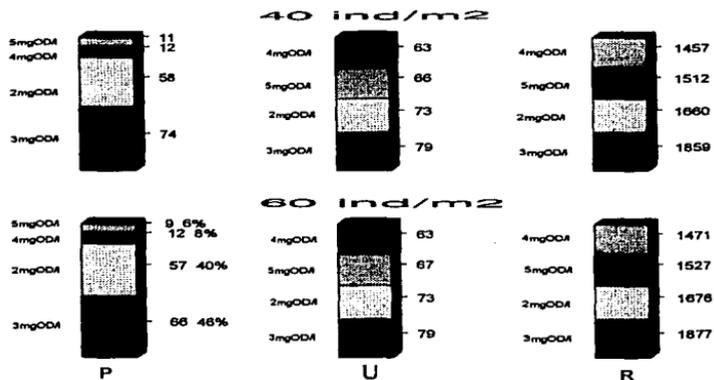


Fig. 21 Balance de la asimilación energética, modelos de crecimiento de juveniles de *P. setiferus* en salinidad 15, valores expresados en j/d/g ps: P = Producción; U = Excreción R = Respiración.

En animales mantenidos en 60 ind/m² y salinidad 35 se presentaron eficiencia de crecimiento neto con valor de 0.035 j/d/g ps en niveles de 2 mg OD/l y valores de 0.052 j/d/g

ps en niveles de 5 mg OD/l. En salinidad 15, los valores de 0.0317 y 0.0324 j/d/g ps se obtuvieron bajo la influencia de 2 y 3 mg OD/l 0.0076 y 0.0058 asociado a altos niveles de oxígeno disuelto (4 y 5 mg OD/l)(Fig. 20)

En los organismos mantenidos en 40 ind/m² y salinidad 35 la producción fué afectada por el OD con los valores menores a 2 mg OD/l y los mayores en 3, 4 y 5 mg OD/l. La cantidad de energía dedicada al crecimiento en esas condiciones fué de 98, 97 y 100 j/d/g ps, respectivamente (Fig. 18). En salinidad 15 se determinó un crecimiento de 73 j/d/g ps bajo la influencia de 3 mg OD/l 12 y 11 j/d/g ps en los niveles de 4 y 5 mg OD/l (Fig. 21)

Los camarones que se mantuvieron en 60 ind/m² en términos generales presentaron una mayor producción en salinidad 35. La energía dedicada al crecimiento fué menor en 2 mg OD/l, presentando valores de 57 j/d/g ps, mientras que en niveles de 3, 4 y 5 mg OD/l se presentaron valores de 70, 104 y 108 Joul/d/g PS, respectivamente (Fig. 20). En salinidad 15, el producción fué de 57 y 66 j/d/g ps la cual se presentó en niveles de 2 y 3 mg OD/l. Valores de 12.25 y 8.98 j/d/g ps fueron observados en 4 y 5 mg OD/l (Fig. 21).

Tabla 7. Análisis cualitativo comparativo de los elementos del balance energético con respecto de las variaciones de oxígeno disuelto en juveniles tempranos de *Percaeus setiferus*.

Oxígeno disuelto	Consumo oxígeno	ICA	Excreción nitrogenada	ENPA	P	U	R	As
35 de salinidad								
2 mg OD/l	+	++++	++	+++	+	+	+	+
3 mg OD/l	++	++	++	++	+++	++	+++	+++
4 mg OD/l	+++	+++	+++	++	+++	+++	+++	+++
5 mg OD/l	++++	+++	+++	++	+++	+++	+++	+++
15 de salinidad								
2 mg OD/l	++	++++	++	+++	++	++	++	++
3 mg OD/l	+++	++	++	++	+++	+++	+++	+++
4 mg OD/l	+	+++	+	+++	+	+	+	+
5 mg OD/l	+	+++	+	++	+	+	+	+

+ : significa valores más bajos y ++++ : valores más altos

V. DISCUSION

A. Niveles letales

En general se ha observado que el camarón blanco (*Penaeus. setiferus*) se mueve hacia altas salinidades conforme se desarrolla sexualmente, madurando y desovando en las zona costera marina (Muncy, 1984). Así no es sorprendente que en salinidad 15 las postlarvas y los juveniles de *P. setiferus* hayan tolerado mejor las bajas concentraciones de oxígeno, mostrando niveles de LC50 menores que los obtenidos en salinidad 38. Recientemente Rosas *et al.*, (1995) demostraron que la concentración crítica de oxígeno de postlarvas de *P. setiferus* (la concentración de oxígeno que hace dependiente al metabolismo) es menor en salinidad 5 y 15 que en salinidades superiores, demostrando una mayor tolerancia a las bajas concentraciones de oxígeno en bajas salinidades, lo cual sugiere que está especie esta bien adaptada a las amplias variaciones de la salinidad y el oxígeno disuelto característicos de los ambientes estuarinos.

Esta adaptación podría ser de utilidad para el cultivo de esta especie. Manteniendo los estanques de cultivo con bajas salinidades se podría proporcionar un ambiente propicio para el cultivo en altas densidades de organismos, los cuales serían más tolerantes a las bajas concentraciones de oxígeno.

Si bien los límites letales obtenidos con metodologías toxicológicas son útiles para establecer la capacidad de adaptación de las especies a las condiciones ambientales (APHA, 1992), éstos no han sido aplicados para dar límites de seguridad de orden práctico en acuicultura.

Las diferencias de comportamiento asociadas con el peso podrían sugerir un cambio en la capacidad de tolerancia al pH de acuerdo con la edad. En las lagunas costeras y los estuarios las postlarvas y los juveniles tempranos están expuestos a una amplia variación de los factores del medio, incluido el pH (Mann, 1982; Muncy, 1984). Esto sugiere que la tolerancia al pH pudiera estar asociada también con la capacidad de los organismos para la regulación iónica del medio interno la cual cambia con la edad y entre las especies. Wickins (1984) ha señalado que el pH del medio interno puede ser regulado a través del intercambio branquial de los iones Cl/HCO^- y Na^+/H^+ , lo cual podría sugerir que especies como *P. setiferus* presenten mayores capacidades en la regulación iónica que otras especies que no tienen este mecanismo de regulación branquial, como los peces (Ferguson, 1988).

Allan y Maguire (1992) han demostrado lo complejo que resulta la relación entre el pH, la salinidad, el crecimiento y la regulación osmótica en *P. monodon*. Acorde con esa complejidad están las interacciones químicas entre dureza y pH, las cuales son más importantes en ambientes salobres como los requeridos por *P. setiferus*. De los resultados obtenidos en el presente estudio se hace evidente la necesidad de cuidar la interacción entre pH, salinidad y oxígeno disuelto. Los CSL aquí obtenidos podrían usarse como criterios para el manejo de estanques en los cuales existan problemas asociados con estos factores del medio, adecuando el manejo y las estrategias de optimización a nivel productivo.

B. Crecimiento

El efecto de las variaciones de los factores ambientales y en especial del oxígeno disuelto interactuando con salinidad, pH y densidad se pueden constatar, no solamente a través del crecimiento y sobrevivencia sino también a través del efecto calórico del alimento (ICA, ENPA) y el sustrato metabólico.

El crecimiento de los organismos acuáticos, depende principalmente de la capacidad que estos tienen para responder a las variaciones ambientales entre las que destacan por su importancia el oxígeno disuelto y la salinidad. Las fluctuaciones de estos factores pueden modificar tanto la captación de la energía del medio a través de la ingestión de alimentos como las vías de distribución de ésta en el organismo. Estos factores pueden estimular o inhibir las respuestas fisiológicas de los individuos, lo cual repercute fundamentalmente en el crecimiento (Vanegas, 1992).

En las combinaciones experimentales 4 y 5 mgOD/l en ambas densidades y salinidad de 15 se observó incrementos de temperatura por arriba de 33°C durante 3 días seguidos y por encima de 32°C en cuatro periodos sumando 14 días en total. Se determinó una relación directa entre la temperatura en los 4 niveles de oxígeno y la sobrevivencia entre 10 a 20 días de iniciado el experimento, la regresión resultante fué significativa ($r^2=0.86$).

Las temperaturas por debajo de 31°C y de 32°C en periodos cortos, no afectaron el crecimiento de los camarones, sin embargo por arriba de 32°C y en periodos cortos por arriba de 33°C sí afectan de manera irreversible el crecimiento en juveniles de *P. setiferus*. Estos camarones presentan una distribución restringida a las aguas del Golfo de México y su límite sur en el estado

de Campeche, son organismos adaptados fisiológicamente a ambientes subtropicales (Kinne, 1970; Kinne, 1971).

La temperatura es un factor determinante en el Crecimiento y Supervivencia de los camarones en cultivo. En condiciones naturales, un incremento en la temperatura tendrá como consecuencia un incremento en las respuestas fisiológicas y por lo tanto un efecto acelerador de este factor sobre las reacciones bioquímicas (Prosser, 1958; Alcaraz, 1974; Prosser, 1991). Cuando la temperatura sobrepasa los niveles óptimos incide determinadamente sobre los organismos, (Vernberg y Vernberg, 1972), señalan que el 50 % de los adultos de muchos invertebrados mueren con temperaturas superiores a 32°C.

Las tasas de crecimiento obtenidas en este trabajo variaron entre 16.32 a 20.65 mg peso húmedo(ph)/d en todos los niveles de OD y en las dos densidades y salinidad 35 y entre 14.7 mg ph a 18.5 mg ph/d en los niveles 2 y 3 mgOD en ambas densidades y salinidad 15; todos estos valores fueron mayores a los obtenidos por Foreman (1983) a excepción del obtenido en 2 mg de OD y menores a los obtenidos por Vanegas, (1992), en juveniles de *P. acutecus* 44.8-51.8 mg ph/d.

Con respecto a los valores obtenidos por Foreman (1983), es posible suponer que las mayores tasas de crecimiento se debe al constante suministro de alimentos a estos camarones y por lo tanto la disminución del gasto de energía que se invertiría en la búsqueda y obtención de alimento característico en ambientes naturales. Esta diferencia de energía es canalizada a la producción.

También es posible suponer que la comparación balanceada de la dieta tiene un alto aprovechamiento.

Venkataramish *et. al.*, (1974), señalan que el crecimiento de los camarones depende de la disponibilidad y la utilización del alimento, este proceso es influenciado por la disponibilidad de oxígeno y la salinidad. Estos autores trabajaron con juveniles tempranos de 0.03 a 0.5 mg peso húmedo y observaron un mayor consumo de alimento y mayor crecimiento en bajas salinidades, en las cuales normalmente habitan estos estadios.

El crecimiento en los organismos acuáticos a sido considerado un indicador del amplio espectro, debido a que refleja el efecto neto de las condiciones ambientales, incluido el alimento, sobre las respuestas fisiológicas de los organismos (Beamish *et al*, 1975). Por lo tanto se puede considerar como un indicador de la capacidad de adaptación de esta especie lo cual es de gran importancia en acuicultura.

C. Aspectos bioenergéticos

Una forma de integrar esto es a través del balance energético. En este estudio se midieron las tasas de crecimiento (P), de respiración (R), excreción (U) Fisiológicos (j/d/g ps) de los juveniles tempranos de *Penaeus setiferus* lo cual permitió calcular la tasa de asimilación (As) de los camarones expuestos a 16 combinaciones de oxígeno disuelto, salinidad y densidad. Estas combinaciones son similares a las que se encuentran en los estanques de cultivo de los organismos y que influyen significativamente en las respuestas fisiológicas.

Con respecto al Oxígeno disuelto, se conoce que es el principal factor limitante en los estanques para el cultivo de camarones, cuando estos individuos son mantenidos en niveles de oxígeno similares a los de un ambiente natural expresan mejor estado fisiológico con el mejor crecimiento. El oxígeno disuelto actúa sobre las reacciones bioquímicas. En el presente estudio se observó que al disminuir los niveles de oxígeno en el medio disminuyó la asimilación tanto en 40 como en 60 ind/m² y en ambas salinidades. Los mayores valores de asimilación de energía se presentaron bajo la influencia de 4 y 5 mgOD/l y en 60 ind/m². Los coeficientes calculados a partir de la energía ingerida (Rosas *et.al.* 1992), del ICA y ENPA han servido para estimar las pérdidas de energía asociadas a condiciones adversas para los organismos. Los resultados de los efectos de las combinaciones de oxígeno disuelto, salinidad, y densidad sobre la energía asimilada obtenidos en este estudio son comparables a los resultados obtenidos por Seidman y Lawrence (1985) en *Penaeus vannamei* y *P. monodon* y con la de otros crustáceos, como *Callinectes sathbune* (Rosas *et.al.*, 1992), *Macrobrachium rosembergii* (Nelson *et.al.*, 1977). Las menores asimilaciones se obtuvieron en 2 mgOD/l, salinidad.

En general la mayor cantidad de energía asimilada, refleja una mayor cantidad de energía canalizada a la producción en todas las combinaciones experimentales, en 5 mg de oxígeno disuelto es donde el mayor crecimiento es reportado (0.36 ± 0.025 mg ps) y la tasa de asimilación presenta su mayor valor (2078 j/d/g ps). En 2 mg OD/l el crecimiento fue 55 % menor que el valor obtenido en los individuos que crecieron en 5 mg OD/l.

El metabolismo, es la suma de reacciones que producen energía la cual es utilizada por el organismo en diferentes procesos fisiológicos (Fry, 1978). Es conocido que la tasa metabólica se modifica por la influencia de los factores ambientales. En los juveniles tempranos de *P. setiferus* se observó que a medida que los niveles de oxígeno disuelto disminuyen, la tasa metabólica también. Es decir, el oxígeno disuelto funcionan como un freno metabólico cuando los organismos se encuentran por debajo de su nivel crítico.

En los camarones mantenidos en niveles bajos de oxígeno el desempeño fisiológico se vió reducido, lo cual se tradujo en menor crecimiento y se reflejo en la menor cantidad de energía asimilada. por esta razón es probable que los organismos tiendan a usar eficientemente la energía contenida en el alimento para cubrir sus necesidades energéticas.

La capacidad de un animal para regular la captación de oxígeno es afectada por cambios ambientales, particularmente cuando está involucrado una compensación metabólica a esos cambios, se ha demostrado en especies de cangrejos de río que el metabolismo anaeróbico se incrementa en condiciones de hipoxia. En estas condiciones los camarones responden con una disminución en el nivel de oxígeno suministrado, mayor afinidad del oxígeno con el pigmento respiratorio en baja tensión de oxígeno, relativamente alta capacidad de transporte de oxígeno de la hemocianina, también se incrementa la ventilación branquial y perfusión con una disminución de las reservas de oxígeno venosa. (McMahon y Wilkens, 1983). Los escafognatitos de las branquias esta innervado, lo cual indica un control neuromuscular de su funcionamiento. En general los crustáceos presentan anatomica y proporcionalmente un limitado espacio branquial para la distribución y

perfundión de los gases comparado con los peces, además el área branquial de los crustáceos contiene una capa de quitina que puede comprender más del 80 por ciento de la trayectoria de difusión. La difusión del oxígeno a través de la quitina es aparentemente más lenta que en el resto de los tejidos (Krogh, 1919, citado por. McMahon y Wilkens, 1983) por lo tanto esta capa puede limitar la capacidad de captación de oxígeno. El sistema de perfusión de las branquias puede ser limitante debido a limitaciones en el bombeo del corazón, provocado a su vez por condiciones de anoxia (McMahon y Wilkens, 1983). Posiblemente la combinación de todos los factores anteriores juegan un papel importante para regular la captación de oxígeno y de esta manera garantizar la sobrevivencia.

En este trabajo, las tasas de respiración mas altas se presentaron en niveles de oxígeno altos y salinidades bajas, esto concuerda también con las tasas de crecimiento. Altas salinidades posiblemente afecten negativamente la tasa de ingestión del alimento ofrecido. Fue observado mayor cantidad de alimento remanente en los tratamientos con niveles bajos de oxígeno y en salinidades altas.

A excepción de los niveles altos (4 y 5 mg OD/l) de oxígeno en salinidad baja en las cuales la temperatura ejerció un efecto adicional, se presenta una relación directa entre el nivel de oxígeno y las tasas metabólicas registradas y éstas a su vez con la tasa de crecimiento. La disminución de la tasa metabólica al disminuir los niveles de oxígeno puede estar asociado a una menor actividad de los organismos y por ende una menor energía. Se observó en los diferentes experimentos que a mayor nivel de oxígeno mayor movilidad de los camarones. En los organismos estuarinos se han

observado (Kinne, 1971) que la tasa metabólica es afectada por la salinidad entre otros factores; dependiendo de las especies si son osmoreguladoras u osmoconformadoras. Los pre-adultos y adultos de *Penaeus setiferus* son considerados como una especie eurihalina, isoosmótica en altas salinidades y reguladores hiperosmótico en bajas salinidades (Mantel y Farmer, 1983). Este mecanismo involucra un gasto energético en la regulación osmótica del medio interno de los organismos ante cambios de salinidad ambiental siendo menor el gasto energético en condiciones isoosmóticas (Kinne, 1971).

Los valores de excreción encontrados en este trabajo son comparables a los reportados en *Penaeus setiferus* de 6.5 a 9.3 % por Foreman (1983) y de 2 % para subadultos de *C. rathbunae* (Rosas *et.al.*, 1993).

Las mayores tasas de excreción nitrogenada o amoniacal fueron registradas en el nivel mayor de OD lo cual podría indicar un incremento del catabolismo de las proteínas de la dieta lo cual podría ser consecuencia de una mayor ingestión del alimento ofrecido. En juveniles de *Macrobrachium rosenbergii* (Nelson *et.al.* 1977) se ha reportado una relación directa entre la cantidad de alimento ingerido y la tasa de excreción nitrogenada. Iguales resultados se han obtenido trabajando con *Rhynchocinetes typus* (Zuñiga *et.al.* 1974) y de *Macropetasma africanus* (Cockcroft y Melachlan, 1987).

Por otro lado, se ha mencionado que en crustaceos reguladores, la relación entre la salinidad del medio y la producción de amonio, puede determinarse a partir del comportamiento

osmoregulador de la especie, en la cual cuando los organismos son hiperosmóticos la tasa de excreción se incrementa y decrece cuando son hiposmótico (Regnault, 1987).

El aumento de la producción de amonio ha sido reportado al disminuir la salinidad del medio ha sido reportado en *Carcinus maenas* (Spaargaren, 1982), en *Penaeus japonicus* (Spaargaren et.al. 1982), en *Rhynchocinetes typus* (Zuñiga et.al. 1984) y en *Penaeus aztecus* (Vaegas, 1992); estos autores señalan que el incremento de la excreción nitrogenada es un reflejo de un aumento en el catabolismo de los aminoácidos involucrados en la regulación osmótica, en bajas salinidades.

La distribución de la energía asimilada hacia cada uno de los procesos fisiológicos de los organismos tiene una gran utilidad; la tasa de eficiencia neta de crecimiento (P/As) representa un importante valor útil para conocer y predecir la producción en términos de biomasa o energía de una población en un ecosistema ó de un sistema de cultivo (Duncan y Klekovsky, 1975). Las proporciones de la energía asimilada por los juveniles de *P setiferus* y distribuida a los diferentes funciones, fueron modificadas por los niveles de oxígeno y salinidad.

Los organismos canalizaron la mayor parte de la energía asimilada a la respiración, siendo mayor el presupuesto de energía para esa función cuando los niveles de oxígeno son bajos o subletales. En segundo lugar se canalizó hacia el crecimiento en niveles de oxígeno superiores a 4 mg/l. En salinidad de 15 la energía canalizada hacia la excreción nitrogenada ocupó el segundo lugar puesto que a bajas salinidades hay hiperósmosis y tienen que compensar el desequilibrio

osmótico con aminoácidos iónicos, Kurmaly *et.al.* (1989) encontró que en los invertebrados acuáticos dependientes de la salinidad del medio, la cantidad de energía canalizada a la excreción nitrogenada puede representar hasta el 35 % de la energía asimilada.

Con respecto a la respiración y al crecimiento se observó que la tasa de respiración aumenta con el aumento de niveles de oxígeno disuelto. Sin embargo, la proporción de energía canalizada al crecimiento fué mayor en presencia de altos niveles de oxígeno.

Similar comportamiento ha sido descrito en las larvas de cangrejos *Braquiurus* (Anger, 1990) y de *Macrobrachium rosebergii* (Stephenson y Knight, 1980), y en las larvas y juveniles de *Homarus americanus* (Logan y Epifanio, 1978) en juveniles de *P. setiferus* (Foreman, 1983) y de *M. rosebergii* (Nelson, *et.al.*, 1977) y en los preadultos de *C. rathbunae* (Rosas *et.al.* 1992).

La eficiencia neta del crecimiento refleja la capacidad de los organismos de utilizar la energía asimilada en la producción de biomasa (Duncan y Klekovsky, 1975). A salinidad 35, en juveniles de *P. setiferus* se observó que el valor de K_2 incrementó con los niveles de oxígeno disuelto. Por arriba de 4 mgOD/l no se observaron diferencias significativas entre los valores de K_2 .

Al evaluar el efecto de los niveles de oxígeno sobre los camarones blancos del Golfo de México, los mejores resultados en crecimiento e IR se obtuvieron en 3, 4 y 5 mgOD/l. La sobrevivencia no presentó diferencias significativas entre tratamientos, excepto los influenciados por altas temperaturas (>32°C).

La relación O:N se ha considerado como un indicador de la estrategia nutricional de largo plazo (Hatcher, 1991), lo cual es importante ya que se refleja el catabolismo de los nutrientes contenidos en el alimento para la producción de energía (Gaxiola, 1994).

Las razones O:N tanto de los organismos en ayuno como alimentados (29 a 37) dan cuenta de que los juveniles tempranos de *P. setiferus* utilizan una mezcla de proteínas y lípidos de la dieta como sustrato metabólico.

Las razones O:N con mayores valores estuvieron influenciados por niveles bajos de oxígeno y posiblemente de altas temperaturas (> 32°C); Al respecto de los valores altos de ICA y ENPA, registrados en bajos niveles de OD, Rosas *et.al.*, (1992) señalan que la ingestión de proteína ejerce una fuerte influencia en el consumo de oxígeno postalimentario, al contrario de los lípidos y los carbohidratos que contribuyen en menor medida.

La integración de las distintas respuestas obtenidas sugieren que los bajos niveles de oxígeno y posiblemente altas temperaturas (>32°C) produjo efectos deletereos en el metabolismo de los juveniles tempranos de *P. setiferus* como lo demuestran los altos valores de ICA y ENPA, obtenidos en esas condiciones experimentales.

Estas pérdidas de energía, posiblemente pudieran estar asociadas al catabolismo de proteínas con fines energéticos lo cual puede ser una de las razones de los crecimientos pobres obtenidos en estos tratamientos (Gaxiola, 1994).

El sustrato metabólico utilizado por los juveniles tempranos en ayuno fué de una combinación de lípidos y proteínas (O:N de 30.66 a 33.85), mientras que los alimentados presentaron una relativa disminución del valor de O:N (28-30) disminuyendo el valor en salinidad de 35. En general se puede observar que las razones O:N de animales ayunados y alimentados obtenidos en este experimento, pueden ser consideradas dentro de los límites teóricos establecidos para el catabolismo de lípidos y proteínas.

Esta respuesta de los juveniles tempranos podría explicarse debido a la limitada actividad proteolítica relacionada con la gran actividad de amilasa. Esta diferencia has sido atribuida a la estrategia omnívora-herbívora de esta especie (Loretz y Felder, 1990).

En los crustáceos en general los carbohidratos son utilizados tanto como fuente de energía como estructural (Gaxiola, 1994). La glucosa almacenada como glucógeno es la base para la formación de la quitina, la cual es una molécula básica en la estructura del exoesqueleto (Chang y O Connor, 1983).

De los valores de la razón O:N obtenidos tanto en condiciones de ayuno como en los organismos alimentados, no se observó la intervención de los carbohidratos con fines energéticos. Sin embargo, el efecto de éstos puede apreciarse en los resultados de crecimiento y sobrevivencia.

La relación O:N no refleja que la demanda de este nutriente sea para fines energéticos, sino que sugiere que estaría canalizado más bien al mantenimiento de los niveles de glucógeno, para la síntesis de la glucosamina, que es el precursor de la quitina (Prosser, 1973).

Las razones O:N de ayuno de los organismos mantenidos en todos los tratamientos sugieren la degradación de los lípidos y las proteínas, con tendencia al mayor uso de proteínas (Razón O:N de 28 a 32).

La información obtenida sobre límites mínimos de sobrevivencia de OD para Postlarvas y Juveniles de *P. setiferus* y los niveles letales de oxígeno disuelto que afectan los procesos metabólicos y por ende al crecimiento, es importante para conocer la capacidad fisiológica de la especie. Así mismo conocer la salinidades con mejor crecimiento y la relación entre la densidad de crianza y el crecimiento y sus modificaciones producto de las variables experimentales, son de gran utilidad en la determinación del impacto de los factores ambientales sobre estos camarones, además aporta una valiosa información sobre las limitaciones y/o capacidades fisiológicas de la especie (Vanegas, 1992). De acuerdo con los resultados obtenidos, los juveniles de *P. setiferus* presentan menor tolerancia a las bajas concentraciones de oxígeno que las postlarvas, presentando una amplia

tolerancia a las variaciones de pH, salinidad, temperatura y densidad de crianza, característico de las especies estuarinas.

Es prerequisite básico para el manejo de los recursos renovables, el conocer la capacidad fisiológica de los organismos como respuesta a las variaciones ambientales, las cuales repercuten en última instancia sobre el crecimiento y desarrollo (Clifford y Brick, 1979).

Por lo tanto la información obtenida en este estudio sobre la distribución energética en los juveniles de *P. setiferus* y sus modificaciones provocadas por los efectos de los factores ambientales antes citados, es de gran utilidad para definir las condiciones ambientales óptimas en las cuales se incrementa la producción. Así mismo, esta información es útil para ubicar aguas costeras propias para las granjas semiintensivas que cultivan esta especie.

En granjas que cultivan esta especie en sistemas intensivos e hiperintensivos, en donde es posible controlar los factores ambientales que inciden sobre el crecimiento, se puede sugerir combinaciones que incluyen, OD mayor a 4 mg/l, pH entre 7 y 8.5, salinidades entre 15 y 25, temperaturas por debajo de 30°C y densidades de 60 ind/m², para obtener el crecimiento más eficiente del camarón blanco del Golfo de México.

La información obtenida en estudios sobre la distribución de la energía asimilada, pueden tener un carácter predictivo, pues permite conocer los cambios en la producción ante los cambios en los factores ambientales. Un buen manejo de los factores ambientales combinado con dieta

adecuada para esta especie es sinónimo de excelentes rendimientos productivos y de disminución de pérdidas económicas.

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- 1.- La asimilación de energía fue modificada por los bajos niveles de oxígeno ($p < 0.05$). La mayor asimilación se obtuvo en 3 mg OD/l (2021 j/d/g ps). Comparando los niveles de 2 y 3 mg OD/l entre salinidades de 15 y 35, se obtuvo que la mayor cantidad de energía asimilada se canalizó al crecimiento en una salinidad de 15. Las relaciones energéticas P/As, U/As, R/As fueron modificados por los niveles de oxígeno disuelto, de salinidad y temperatura. Con valores máximo en P/As en 5 mg OD/l, de U/As y R/As en 2 mg OD/l.
- 2.- Los juveniles tempranos de *Penaeus setiferus* usaron como sustrato metabólico, una mezcla de lípidos y proteínas. El uso de esta mezcla produjo un incremento de calor aparente (ICA) de 188 j/d/g ps y excreción postalimentaria (ENPA) de 16.77 j/d/g ps en organismos mantenidos en 3 mg OD/l en salinidad 15.
- 3.- Las mejores condiciones para el desempeño fisiológico y por ende para el crecimiento de los camarones *P. setiferus* son: Niveles de oxígeno disuelto por arriba de 3 mg/l, pH 8, densidad de 40 a 60 ind/m², salinidad 15, temperatura inferior a 31 °C; por otro lado se considera que una concentración de oxígeno menor a 3 mg/l limita significativamente la actividad del metabolismo energético..

- 4.- La salinidad afectó la tolerancia al oxígeno disuelto; los animales fueron más tolerantes a salinidades de 15 que a salinidad 35. En salinidades 38 y pH 6 se encontró un efecto interactuante que disminuye la tolerancia a las bajas concentraciones de oxígeno disuelto.

- 5.- No se encontraron diferencias significativas entre los efectos de las densidades probadas 40 y 60 camarones/m² sobre el crecimiento y la sobrevivencia.

Basados en los resultados de este trabajo se recomienda:

- 1.- Realizar estudios a escala mesocósmica para validar los resultados obtenidos con este estudio, esto es, evaluar los efectos del oxígeno disuelto sobre el crecimiento, sobrevivencia y balance energético.
- 2.- Llevar a cabo un estudio sobre la tolerancia de las postlarvas y juveniles de *Penaeus setiferus* a las temperaturas entre 30 y 45 °C.

VII. LITERATURA CITADA

- Alabaster, J.S. y Lloyd, R. 1980. Water quality criteria for freshwater fish butterworths. London. 297 p.
- Alcaraz M. 1974. Consumo de oxígeno en función del tamaño y de la temperatura en crustáceos. Inv. Pesq. 38 (2): 289-304
- Allan, G.L., Maguire, G.B. y Hopkins, S.J. 1990 Acute and chronic toxicity of ammonia to juvenile *Metapenaeus macleayi* and *Penaeus monodon* and the influence of low dissolved-oxygen levels. aquaculture, 91: 265-280.
- Allan, G.L., y Maguire, G.B., 1991 Lethal levels of low dissolved oxygen and effects of short-term oxygen stress on subsequent growth of juvenile *Penaeus monodon*. Aquaculture. 94: 27-37.
- Allan, G.L., y Maguire, G.B., 1992. Effeect of pH and salinity on survival, growth and osmoregulation in *Penaeus monodon*. Fabricius. Aquaculture, 107: 33-47.
- Aldrich, J.C. 1974. On the oxygen consumption of the crabs *Cancer pagurus* (L) and *Maia squinado* (Herbst). Comp. Biochem. Physiol, 50 A: 223-228.
- Ansell, A.D. 1973. Changes in oxygen consumption, heart rate and ventilation accompanying starvation in the decapod crustacean *Cancer pagurus*. Nirth. J. Sea. Rev, 7: 455-475.
- APHA 1992, Standard methods for the examination of water and estuaries. 16th. Washington, D. C. :1268.
- Barklay, M.M.; W. Dall; y S.M. Smith, 1983. Changes in lipid and protein during starvation and the moulting cycle in the tiger prawn *Penaeus esculantus* Haswell. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 68: 229-244.
- Bayne, B.L; R.J. Thompson y J. Windows. 1976. Physiology: 1- In B. L. Bayne (Ed): Marine mussels; their ecology and physiology. pp 121-206.- Int. biol. Prog. 10. Cambridge Univ. Press, Cambridge.
- Beamish F.W.H. y Dickie, L.M. 1967. Metabolism and biological production in fish. In The Biological Basis of freshwater fish production, Gerking, S.D., (Ed), pp 215-242, Blackwell, Oxford and Edinburgh.
- Beamish, F.W.H., A.J. Nhmi y P.F.K.P.Lett. 1975. Bioenergetics of teleost fishes: environmental influences. Comparative physiology. North Holland Publishing Company. Amsterdam : 188-209.

- Beamish, F.W.H. y E.A. Trippel. 1990. Heat increment: A static or dynamic dimension in bioenergetic models? Trans. American Fisheries Society, 119: 649-661.
- Birkett, L. 1969. The nitrogen balance in plaice, sole and perch. J. Exp. Biol. 50: 375-386.
- Brett, J.R. 1964. The respiratory metabolism and swimming performance of young sockeye salmon. J. Fish Res. Bd. Can., 21: 1183-1226.
- Boyd, C.E. 1982. Water quality management for warmwater fish culture developments in aquaculture and fisheries Science Vol. 9. Elsevier, Amsterdam. 319 p.
- Boyd, C.E. y Watten, B.J. 1989. Aeration systems in aquaculture. Rev Aquat. Sci. 1(3):425-472.
- Capuzzo H.C. y B.S. Lancaster, 1979. The effects of dietary carbohydrates levels on protein utilization in the American lobster, *Homarus Americanus*. Proc. World Maricult. Soc., 10: 689-700
- Chakraborty, R.K., Halder, D.D., Das, N.K., S.K. Mantel y Bhowmik, M.L. 1986. Growth of *Penaeus monodon* Fabricius under different environmental conditions. Aquaculture, 51 :189-194.
- Chang W. Y. B. y Douyang H. 1988. Dynamics of dissolved oxygen and vertical circulation in fish ponds. Aquaculture, 74: 263-276.
- Chang, E. y J.D. O'connor. 1983. Metabolism and transport of carbohydrates and lipids. En D. Bliss (Ed). The Biology of Crustacea Vol. 5: Academic Press, New York: 263-281.
- Clifford, H.C., y R.W. Brick. 1983. Nutritional physiology of the freshwater shrimp *Macrobrachium rosebergii* (deMan). I Substrate metabolism in fasting juvenile shrimp. Comparative Biochemistry and Physiology 74A: 561-578.
- Cockcroft, A.C. y A. McLachlan. 1978 Nitrogen regeneration by the surf zone Pencil prawn *Macropetasma africanus*. Mar. Biol. 96: 343-348.
- Colt, J.E. y Amnstromg D.A, 1981. Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and molluscs In: L.J. Allan and E.C. Kinney (Eds), proceedings of the Bio-engineerings symposium for fish culture. Fish culture section of the American Fisheries Society (FCS publ. 1) Bethesda, MD. pp 34-47.
- Conover R. J. y Conover E. D. S. 1968. Respiration and nitrogen excretion by some marine zooplankton in relation to their life cycles. Jour. Mar. Biol. Ass. U.K. 48: 49-75 .
- Dabrowski K. y Kaushik, S.J. 1984. Rearing of coregonid (*Coregonus schizzi* Palea Curv, et Val.) larvae using dry and live food. II. Oxygen consumption and nitrogen excretion. Aquaculture, 41: 333-344.

- Dall y Smith, 1986. Oxygen consumption and ammonia N-excretion in fed and starved tiger prawn *Penaeus esculentus* Haswell. *Aquaculture*, 55: 23-33.
- Dalla V. G. J. 1986. Salinity responses of the juvenile Penaeid shrimp *Penaeus japonicus*. 1. Oxygen consumption and estimations of productivity. *Aquaculture* 55: 297-306.
- Dame, R.F. y Vernberg F. 1982. Energetics of a population of the mud crab *Panopeus herbstii* (Milne Edwards) in the North inlet estuary, South Carolina. *J. exp. mar. Biol. Ecol.* 63: 183-193.
- Deudoroff, P. y Shumway, D.L. 1970. Dissolved oxygen requirements of freshwater fishes. European Inland Fisheries Advisory Commission, Food and Aquicultural Organization of the United Nations. Technical paper.,68
- Dawirs, R.R. 1983. Respiration, energy balance and developmental pattern in growing and starving larvae of *Carcinus maenas* L. (Decapoda, Portunidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 69: 105-128
- Dean J.M. y F.J. Vernberg, 1965. variations in the blood glucose level of crustacean. *Comp. Biochem. Physiol.* 14: 29-34.
- Diana, J.S. 1983. An energy budget for northern pike (*Esox lucius*). *Can. J. Zool.* 61: 1968-1975.
- Diaz Iglesias, E. 1988. Aspectos de la fisiología de animales acuáticos. Pueblo y Educación. (Ed) Ministerio de Educación. La Habana, Cuba. 119 pp.
- Duncan, A. y R.Z. Klekowsky, 1975. Parameters of an energy budget. p. 97-147. In : Grodzinski, W, R.Z. Klekowsky y A. Duncan (Eds), *Methods for Ecological Bioenergetics*. I.B.P. N° 24, Blackwell Ser. Publ. Oxford.
- Du-Prezz, H.H., H-Y., Chen, y C-S. Hsieh. 1992. apparent specific dynamic action of food in the grass shrimp *Penaeus monodon* Fabricius. *Comparative Biochemistry and Physiology* 103A: 173-178
- Elliot, J. M. y W. Davison 1975. Equivalents of oxygen consumption in animal energetics oecologia. 19: 195-201.
- Emmerson, W.D. 1984. Predation and energetics of *Penaeus indicus* (Decapoda: Penaeidae) larvae feeding on *Brachionus plicatilis* and *Artemia* nauplii. *Aquaculture*, 38: 201-209.
- FAO 1992. *Aquaculture Production 1985-1991*. FAO Fisheries circular. Roma Italia: 213.
- Ferguson, H. 1988. Water quality diseases In: *Fish diseases refresher course for veterinarians*. Proceeding 106. Post graduate committee in Veterinary Science. University of Sydney, Australia. pp 49-54.

- Foreman, V. E. 1983. The ecology of *Penaeus setiferus*: habitat selection, carbon and nitrogen metabolism and simulation modeling. Ph D Thesis. University of Georgia: 151.
- Fry, F.E.J. 1947. Effects of the enviroment on animal activity. University of Toronto Studies. Biological series 55. Publication of the Ontario Fisheries Research Laboratory 68: 1-62.
- Fry, F. E. J. 1978 The effects of enviromental factors on the phisiology of fish, P. 1-98 In: W. S. Hoar y D. J. Randall (Eds). Fish phisiology. vol 7 Academic press. New York.
- Gaxiola, G. 1994. Requerimientos nutricionales de las larvas de *Penaeus setiferus* y *P. duorarum* (Crustacea: Penaeidae). Tesis Doctoral. Universidad Nacional Autónoma de México.: 122.
- Gerking, S.D. 1952. The protein metabolism of sunfishes of different ages. *Physiol. Zool.* 25: 358-372.
- Guitart, B. y A. Hondares, 1980. Crustaceos. *Rev. Cubana Invest. Pesq.* 5(3), 1-52.
- Guillaume J., Cruz-Ricque E., Cuzon G., Van W.A. y Revol A. 1989. Growth factors in Penaeid shrimp feeding. *Advances in tropical aquaculture, Aquacop IFREMER. Actes de colloque,* 9:327-338.
- Hagerman, L. 1970. The oxygen consumption of *Crangon vulgaris* (Fabricius)(Crustacea, Natantia) a relation to salinity, *Ophelia* 7: 283-297.
- Harris, E. 1959. Oceanography a Long Island Sound II. The nitrogen cycle in Long Island Sound. *Bull. Bingham Oceanogr Coll.* 17: 31-65
- Henry, R.P., Kormanik G.A. Smatresk N.J y Cameron J.N. 1981. The role of CaCO₃ dissolution as a source of HCO₃ for the buffering of hypercapnic acidosis in aquatic and terrestrial decapod crustaceans. *J. Exp. Biol.* 94: 269-274.
- Hogendoorn, H. 1983. Growth and production of the African catfish, *Clarias lazera* (C.&V.) III. Bioenergetic relations of body weight and feeding level. *Aquaculture*, 35: 1-17.
- Hopkins, J.S, Hamilton, R.A., Sandifer, P.A., Browdy, C.L. y A.D. Stokes. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets of intensive shrimp ponds. *J. Of the World Aquaculture Society.* 24 (3): 304-320
- Jacobi, C.C. y Anger R., 1985. Effect of temperature and respiration of larval stages of *Hyas arenaeus* and *Hyas coarctatus* (Decapoda, Majidae) *Mar. Ecol. Progr. Ser.* 26: 181-186
- Johns, D.M. 1982. Physiological studies on *Cancer irroratus* larvae. III. Effects of temperature and salinity on the partition of energy resources during development, *Mar. Ecol. Progr. Ser.*, 8: 75-85.

- Kalagayan, H., Godin D., Kanna R., Hagino G., Sweeney J., Wyban J., y J., Brock. 1991. IHNN Virus as an etiological factor in runt-deformity syndrome (RDS) of juvenile *Penaeus vannamei* cultured in Hawaii. J. World aquac. Soc. 22(4): 235-243.
- Kinne O. 1970. Salinity: Animals invertebrates P. 821-995, in Kinne O. (Ed), Marine Ecology. Vol. I. Environmental factors. Pt. 2 Wiley Intersciences. London.
- Kinne O. 1971. Salinity: animals invertebrates. p. 407-514, In: Kinne, O. (Ed), Marine Ecology. Vol. I. Environmental factors. pt. 2. Wiley Intersciences. London.
- Klein, B.W.C.M. 1975. Food consumption, growth and energy metabolism of juvenile shore crabs, *Carcinus maenas*. Netherlands Journal of Sea Research 9: 255-272.
- Klieber, M. 1975. The fire of life: An introduction to animal energetics. RE. Krieger New York, 500 pp
- Kurmaly, K., Yule, A.B. y Jones, D.A., 1989. An energy budget for the larvae of *Penaeus monodon* (Fabricius) Aquaculture, 81, 13-25.
- Lange, R., Staaland H. y Mostad A. 1972. The effect of salinity and temperature on solubility of oxygen and respiratory rate in oxygen-dependent marine invertebrates. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 9: 217-229.
- Lei C.H., Hsieh L.Y. y Chen C.K., 1989. Effects of salinity on the oxygen consumption and ammonia-N excretion of young juveniles of the grass shrimp, *Penaeus monodon* Fabricius. Bull. Inst. Zool. Academia Sinica 28(4): 245-256.
- Liao, I.C. y Huang, H.J. 1975. Studies on respiration of economic prawn in Taiwan I. Oxygen consumption and lethal dissolved oxygen of egg up to young prawn of *Penaeus monodon* Fabricius. J. Fish. Soc. Taiwan, 4(1): 33-50.
- Liao, C.I. y Murai, 1986. Effects of dissolved oxygen temperature and salinity on the oxygen consumption of the grass shrimp *Penaeus monodon*. In: J.L. Maclean, L.B. Dizon and L.V. Hosillos (Ed). The first fisheries forum Asian Fisheries Society, Manila, Philippines. pp 641-646.
- Liu, R.Y. 1983. Shrimp mariculture studies in China. In proceedings of the first International Conference on Warm water aquaculture crustacean (Ed) by Rogers G.L., Day R. and Lim A. pp 82-87. Brigham Young University, Hawaii Campus, Laie.
- Logan, D.T. y C.E Epifanio, 1978. A laboratory energy balance for the larvae and juveniles of the american lobsters *Homarus americanus*. Mar. Biol. 47: 381-389.

- Lovett D.L. y D.L. Felder, 1990. Ontogenetic change in digestive activity of larval and postlarval white shrimp *Penaeus setiferus* (Crustacea: Decapoda, Penaeidae). Biol. Bull. 178: 144-159.
- Lucas, A. 1993. Bioenergetique des animaux aquatiques. De. Masson. Paris. 179pp.
- Mantel, L.H. y Farmer L.L. 1983. Osmotic and ionic regulation. In the biology of crustacea. 1st edition Academic Press. New York. Bliss D.E.. (Ed). Vol 5. 44-162 pp..
- Martínez-Otero, A. y E. Díaz-Iglesias, 1975 Instalación respirométrica para el estudio de la acción de diversos agentes presentes en el agua del mar. Rev. Ins. Mar III (18): 1-6.
- Martínez, C.L.R. 1993. camaronicultura: bases técnicas y científicas para el cultivo de camarones peneidos. A.G.T. Editor S.A. México D.F.: 233
- Mayzaud, P., 1976. Respiration and nitrogen excretion of zooplankton IV. The influence of starvation on the metabolism and the biochemical composition of some species. Marine Biology 37: 47-58
- Mayzaud, P., y R.J. Conover. 1988. O:N atomic ratio as a tool to describe zooplankton metabolism. Marine Ecology Progress Series 45: 289-302.
- McMahon, B.R y J.L. Wilkens. 1983. Ventilation, perfusion, and oxygen uptake 289-371 (Ed) Bliss D.E. The biology of crustacea. Academic press. 441 pp
- McTigue, T.A. y R.J. Zimmerman, 1991. Carnivory vs herbivory in juvenile *Penaeus setiferus* (Linnæus) and *Penaeus aztecus*. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 151: 1-16.
- Muncy, R.J., 1984. Species profile: life histories and environmental requirements of coastal fishes and invertebrates South atlantic) white shrimp. US Fishes and Wild. Serv. FWS/OBS-82/11.27 US Army Corps of Engineers. T.R. EL-82-4. 19 pp.
- Nelson, S.G., M.A. Simmons, A.W. Knight, y H.W. Li 1977a. The effect of temperature and salinity on the metabolic rate of juvenile *Macrobrachium rosenbergii*. Comparative Biochemistry and Physiology., 56A: 533-537.
- Nelson, S., W. Li y A. W. K Knight, 1977b. The metabolic cost of food utilization and ammonia production by juvenile *Macrobrachium rosenbergii* (Crustacea: Palaemonidae). Comp. Biochem. Physiol. 57 (A) :67-72.
- NRC (National Research Council). 1981. Nutritional energetics of domestic animals and glossary of energy terms 2nd revised edition. National Academy Press, Washington, D.C.: 765 pp
- Newell, R.C., 1970. The biology of intertidal animal American Elsevier, New York..265 pp.

- Newell, R.C. 1973. Factors affecting the respiration of intertidal invertebrates. *Am Zoologist*, 13: 513-528.
- Ocean Garden, 1991. Boletín informativo sobre producción de camarón en México: 1-54.
- Parker, J.C.; F.S Conte; W.S. Macgrath y B.W. Miller, 1974. An intensive culture system for penaeid shrimp. *Procc. World Maricul. Soc.* 5: 65-79.
- Prosser, C.L. 1958. general summary: The nature of physiological adaptation. p. 167-181, In C.L. Prosser (Ed) *Physiological adaptation*. American Physiological Society, Washington, D.C.
- Prosser, C.L. 1991. *Environmental and metabolic animal physiology*. Wiley-Liss, Inc. Pub. New York. 578 p
- Prosser, C. 1973, En C. L. Prosser (ed) *Comparative animal physiology*. 3er ed. p 265-312 Wiley-Liss, New York
- Quetin, L.B., R.M. Ross y K. Uchio. 1980. Metabolic characteristics of midwater zooplankton: Ammonia excretion, O:N ratios, and the effect of starvation. *Marine Biology*, 59: 201-209.
- Ramirez, A. 1989. Programa para computadores dosis-respuesta (DORES) presentado en el curso "Ensayos biológicos y prueba de toxicidad". Curso regional INDERENA/PAC/PNUMA/FAO/COI. Cartagena Colombia.
- Regnault, M. 1979. Ammonia excretion of sand shrimp *Crangon crangon* (L.) during the moult cycle. *J. Comp. Physiol.*, 133: 199-204
- Regnault, M. 1987. Nitrogen excretion in marine and fresh-water crustacea. *Biol. Rev.* 62: 1-24.
- Regnault, M., 1981. Respiration and ammonia excretion of the shrimp *Crangon crangon* L.: metabolic response to prolonged starvation. *Journal Comparative Physiology* 141: 549-555.
- Rosas C., Sánchez A., Escovar E., Soto L.A., y Bolongaro-Crevenna A. 1992. Dayli variations of oxygen consumption and glucose hemolymph level related to morphophysiological and ecological adaptations of crustacea. *Comp. Biochem. Physiol.* 101A(2): 323-328.
- Rosas C., Sánchez A., Diaz-Iglesia E., Soto I, Gaxiola G., Brito R, Garcia T, de Lima N., Baez M y Pedroza R. 1993. Oxígen consumption and ammonium excretion of *Penaeus setiferus*, *P. schmitti*, *P. duorarum* y *P. notialis* postlarvae
- Rosas C. A. Sánchez, E. diaz, L. A. Soto, G. Gaxiola, R. Brito, M. Baes y R. Pedroza 1995. Oxygen consumption and ammonia excretion of *Penaeus setiferus*, *P. schmitti*, *P. duorarum* and *P. notialis* postlarvae fed purified test diets: effect of protein level on substrate metabolism. *Aquat LivingResour.* 8: 161.169.

- Rosas C. A. Sánchez, P. Gallardo, J. Quiroz, G. Gaxiola, E. Diaz-Iglesias y L.A. Soto. 1995. Oxygen consumption and ingestion rate of *Penaeus setiferus* larvae fed *Chaetoceros ceratasporum*, *Tetraselmis chuii* and *Artemia* nauplii. *Aquaculture nutrition* 1: 13-20.
- Rosas, C., A. Sánchez, E. Diaz, R. Brito, E. Martínez y L.A. Soto. 1996 Critical dissolved level to *Penaeus setiferus* and *P. schmitti* postlarvae (PL10-18) exposed to salinity changes. en procesos de publicación.
- Ross, R. 1982. Energetics of *Euphausia pacifica* . II Complete carbon and nitrogen budgets at 8 and 12 °C throughout the life span. *Marine Biology* 68: 15-23.
- Rosenberry, R., 1994. World shrimp farming 1994. *Aquaculture digest*, San Diego, Ca. 69 pp
- Rubner, M. 1902. Die gesetze de energie vertebrans bei der Emahrung Deutche Vienna. 86 pp.
- Sánchez A., Rosas C., Escobar E., y Soto L.A. (1991) Skeleton weight free oxygen consumption related to adaptations to environment and habits of six crustacean species. *Comp. Biochem. Physiol.* 100A(1): 69-73.
- Saidman E.R., y Lawrence, A.L., 1985 growth, feed digestibility, and proximate body composition of juvenile *Penaeus vannamei* and *Penaeus monodon* growt at different dissolved oxygen levels. *J. World Maricul. Soc.* 16: 333-346.
- Sandifer, P.S., Hopkins, J.S., Stokes, A.D. y Browdy, C.L.. 1993. Preliminary comparisons of the native *Penaeus setiferus* and Pacific *P. vannamei* white shrimp for pond culture in South Carolina, USA.. *Journal of the world aquaculture society*: 24(3): 295-303.
- Saunders, R.L. 1963. Respiration of the Atlantic cod. *J. Fish. Res. Bd. Can.*, 20: 272-386.
- Sedgwick, R.W. 1979. Influence of dietary protein and energy on growth , food consumption and food convection efficiency in *Penaeus mergulensis* de Man. *Aquaculture*. Amsterdam 16: 7-30.
- Snow M. B. y P.J.B. Williams. 1971. A simple method of determine the O:N ratio of small marine animals. *Journal of Marine Biology Association of United Kingdom* 51: 105-109
- Spaargaren, D.H. 1982. The ammonium excretion of shore crabs, *Carcinus maenas*, in relation to environmental osmotic conditions. *Neth. J. Sea. Res.* 15 (2): 273-283.
- Stephenson M. J. y A. W. Knight. 1980. Growth, respiration and caloric content of larvae of the prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Biochem. Physiol.* 66A : 385-391.

- Stokes, A.D.; Hopkins J.S.; Sandifer P.A. y Smley R.A. 1985. Production of white shrimp (*Penaeus setiferus*) at various constant and fluctuating salinities in south Carolina.
- Taboada, G., Gaxiola, G. Garcia, T., Pedroza, R., Sánchez, A., Soto, L.A. y Rosas C. 1996. Oxygen consumption and ammonia-N excretion related to protein requirements for growth of *Penaeus setiferus* juveniles. Programa Camaron.: 15. En prensa.
- Tacon A.G.J., 1990. Standard methods for the nutrition and feeding of fish and shrimp, vol 1 The essential nutrients. Argent Laboratories Press, Redmond, Washington D.C. 258 pp.
- Takahashi, M. y Ikeda, . 1975. Excretion of ammonia and inorganic phosphorus by *Euphausia pacifica* and *Metridia pacifica* at different concentrations of phytoplankton. J. Fish Res. Board Can., 32: 2189-2195.
- Tandler, A. y F.W.H. Beamish, 1979. Mecanical and biochemical components of apparent specific dynamic action in Largemouth bass, *Micropterus salmoides* Lacepede. Journal of fish biology, 14: 343-350.
- Thompson, R.L. y Bayne, 1972. Active metabolism associated with feeding in the mussel *Mytilus edulis* L. Jexp. mar. Biol. Ecol.,): 111-124.
- Ting, Y.Y. 1970. Study on the oxygen consumption of grass shrimp *Penaeus monodon* and shrimp *Metapenaeus monoceros*. Bull. Taiwan Fish. Res. Inst., 16: 111-118.
- Tsai, C.K. 1990. Water quality management, In: D.M. Akiyama (Ed), Proc. Southeast Asia shrimp farm management workshop, Philippines, Indonesia, Thailand, 26 July-11 August 1989. American soybean association. Singapore. : 56-63.
- Vanegas, C. 1992. Efecto de la salinidad y de la temperatura sobre el balance energético de juveniles de camarón café *Penaeus aztecus* Ives (Crustacea, Decápoda). Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias, UNAM: 85.
- Venkataramish, A., G.J. Lakshmi y G. Gunter, 1974. studies on the effects of salinity and temperature on the commerial shrimp *Penaeus aztecus* Ives, with special regard to survival limits growth, oxygen consumption and ionic regulation. Gulf coast research Laboratory ocean Springs, Mississippi. 134 p.
- Vernberg, F.J. 1981. Benthic macrofauna. In: F.J., Vernberg y W.B. Vernberg (Eds), Functional adaptations of marine organisms. Acad. Press. Inc. New York. 346 p.
- Vernberg, F.J. y Vernberg, W.B. 1972. Environmental physiology of marine animals. Edit Springer-Verlag. New York. E.U.: 346 pp.

- Wallace J.C. 1973. Feeding, starvation and metabolic rate in the shore crab *Carcinus maenas* Mar. Biol. 20: 277-281
- Wickins, J.F., 1984. The effect of reduced pH on carapace calcium, strontium, and magnesium levels in rapidly growing prawns (*Penaeus monodon* Fabricius). Aquaculture, 41: 49-60.
- Windows, 1973. Effect of temperature and food on the heat, ventilation rate and oxygen uptake of *Mytilus edulis*, Mar. Biol. 20: 269-276.
- Winget, R.R. A.M. Rouse, y D. Maurer 1977. Seasonal fluctuations in brachyuran nutrient storage: Glycogen in *Callinectes* midgut glands. Comp. Biochem. Physiol. 56A: 69-71
- Williams, A.B. 1960. The influence of temperature on osmotic regulation in two species of estuarine shrimps (*Penaeus*). Biol. Bull., 119: 560-571.
- Yagi, H., Ceccaldi, H.J. Y. Gaudy, R. 1990 Combined influence of temperature and salinity on oxygen consumption of the larvae of the Pink shrimp, *Palaeomon serratus* (Pennant) (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). Aquaculture, 86: 77-92
- Zuñiga, O., R. Wilson y E. Oyarce. 1974. Tasa de excreción de amonio del camarón de roca *Rhynchocinetes typus* en condiciones de laboratorio (crustacea: Decapoda: Rhynchocinetidae) Rev. Biol. Mar. valparaiso, 20(2): 113-126.

ANEXOS

Table 1. Condiciones experimentales de postlarvas y juveniles de *P. setiferus* durante la determinación de los niveles letales. Media \pm S.E.

Nominal	Oxígeno		pH		Salinidad		Temperatura °C
	Rango	Nominal	Rango	Nominal	Rango		
Control	5.30-5.45	8	8.0-8.2	38	37-40	31.6 \pm 0.1	
2.3	2.3	8	8.0-8.2	38	37-40	31.3 \pm 0.1	
1.8	1.75-1.76	8	7.8-8.2	38	37-40	31.4 \pm 0.1	
1.3	1.29-1.33	8	8.0-8.3	38	37-40	31.6 \pm 0.1	
0.8	0.70-0.80	8	8.0-8.2	38	37-39	31.0 \pm 0.1	
0.3	0.30-0.40	8	7.8-8.2	38	37-40	30.8 \pm 0.1	
Control	6.70-6.75	6	5.8-5.6	38	39-40	31.6 \pm 0.2	
2.3	2.36-2.37	6	5.8-6.2	38	37-40	31.2 \pm 0.2	
1.8	1.75-1.76	6	5.8-6.2	38	37-40	31.5 \pm 0.2	
1.3	1.34-1.36	6	5.9-6.3	38	37-40	31.8 \pm 0.2	
0.8	0.70-0.80	6	6.2-6.3	38	39	31.9 \pm 0.1	
0.3	0.30-0.45	6	6.1-6.3	38	39-40	31.9 \pm 0.7	
Control	5.80-5.84	8	7.8-7.9	15	15	31.1 \pm 0.1	
2.3	2.26-2.32	8	7.8-8.0	15	14-15	30.5 \pm 0.2	
1.8	1.70-1.75	8	7.9	15	15	30.0 \pm 0.2	
1.3	1.28-1.32	8	7.8-7.9	15	14-15	30.0 \pm 0.2	
0.8	0.80-0.90	8	8.0-8.1	15	14-16	30.3 \pm 0.1	
0.3	0.25-0.33	8	8.0-8.2	15	15	30.4 \pm 0.1	
Control	6.19-6.23	6	5.7-6.1	15	14-16	31.9 \pm 0.2	
2.3	2.25-2.27	6	5.7-6.3	15	14-15	31.5 \pm 0.1	
1.8	1.83-1.85	6	5.7-6.3	15	15	31.4 \pm 0.2	
1.3	1.27-1.31	6	5.8-6.2	15	15	31.1 \pm 0.2	
0.8	0.78-0.90	6	5.8-6.1	15	14-16	31.6 \pm 0.2	
0.3	0.32-0.43	6	5.8-6.2	15	15	31.4 \pm 0.1	

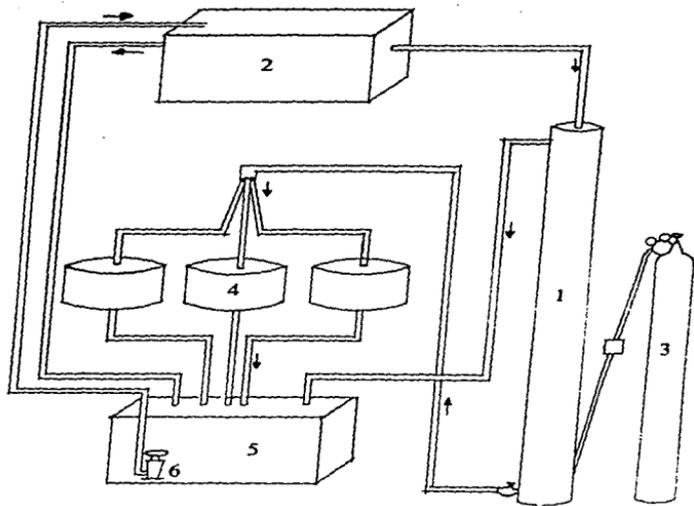


Fig. 1. Dispositivo experimental utilizado para las determinaciones de las Concentraciones Letales de oxígeno disuelto para ppostarvas y juveniles tempranos de *Penaeus setiferus*. 1- Columna de intercambio de gases, 2- Tanque elevado, 3- Tanque con nitrógeno, 4- Tanques experimentales, 5- Tanque inferior. 6- Bomba sumergible.

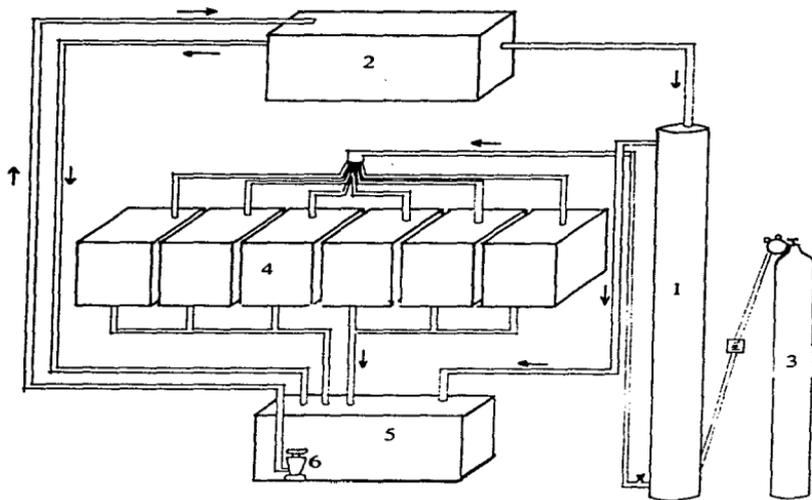


Fig 2. Dispositivo experimental utilizado para observar la influencia del oxígeno disuelto y la densidad sobre el crecimiento y sobrevivencia de postlarvas y juveniles tempranos de *Penaeus setiferus*. 1- Columna de intercambio de gases, 2- Tanque elevado, 3- Tanque con nitrógeno, 4- Tanques experimentales, 5- Tanque inferior. 6- Bomba sumergible.

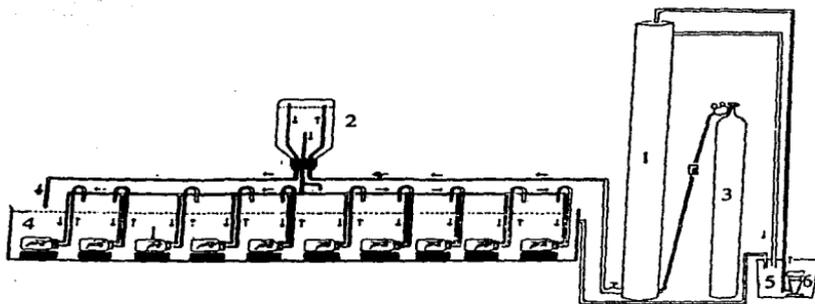


Fig 3. Respirómetro de flujo continuo en circuito cerrado (Martínez-Otero y Díaz-Iglesias, 1975, modificado por Martínez *et al*, 1996) para determinar consumo de oxígeno y excreción nitrogenada de juveniles de *Penaeus setiferus*. 1- Columna de intercambio de gases. 2- Matraz erlenmeyer el cual regula la presión hidrostática hacia las cámaras. 3- Tanque de nitrógeno. 4- Cámara respirométrica. 5- Tanque aireado. 6- Bomba sumergible

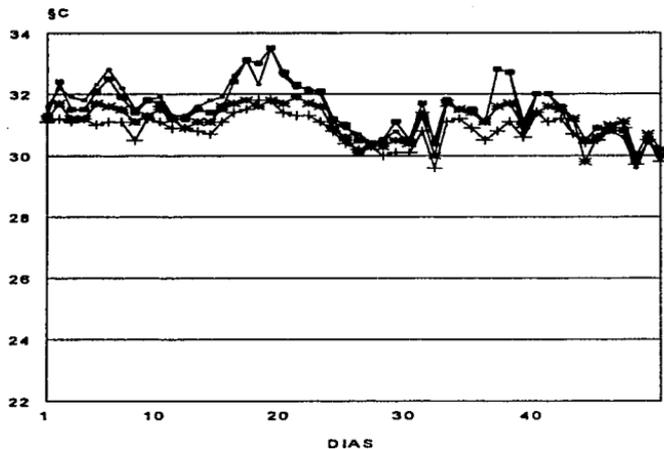
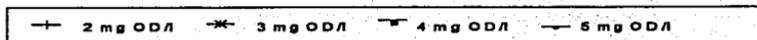


Fig. 4. Comportamiento de la temperatura en los tanques experimentales donde los *Penaeus setiferus* fueron mantenidos durante 50 días en salinidad 15.

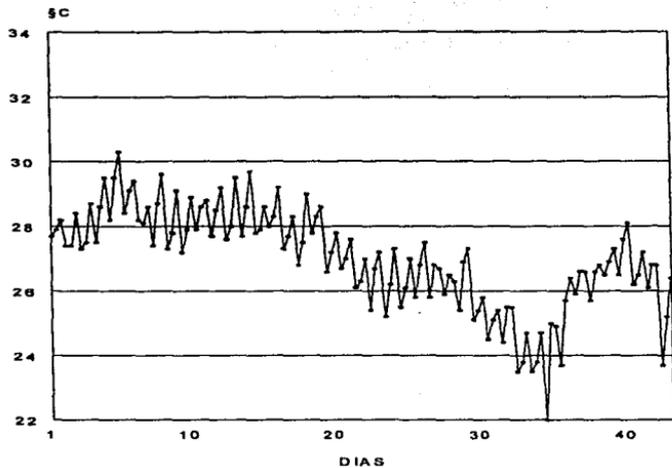


Fig. 5 Comportamiento de la temperatura en los tanques experimentales donde los *Penaeus setiferus* fueron mantenidos durante 50 días en salinidad 35.