

00361
14



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

**POSGRADO EN CIENCIAS
BIOLÓGICAS**

FACULTAD DE CIENCIAS

**EFFECTO DE LA SALINIDAD Y TEMPERATURA
SOBRE EL CONSUMO DE OXÍGENO EN JUVENILES
DE *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1874)**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
M A E S T R O EN CIENCIAS (BIOLOGÍA)**

P R E S E N T A

MILTON SPANOPOULOS HERNÁNDEZ

Director de tesis: Dr. Carlos Antonio Martínez Palacios.

MÉXICO, D. F.

ENERO, 2003

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

A



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.

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar

Mi agradecimiento al Dr. Carlos Antonio Martínez Palacios por su invaluable apoyo durante la dirección de este trabajo desde su planteamiento hasta concluir el mismo.

Las gracias al Dr. Carlos Rosas Vázquez, la Dra. Ruth C. Vanegas Pérez; por su apoyo, su asesoría y particularmente por sus comentarios en la revisión del escrito.

El desinteresado apoyo del Dr. José Antonio Farias Sánchez durante todo el trabajo y particularmente por sus atinadas observaciones al escrito.

Mi agradecimiento a la Dra. Lucía Ocampo Victoria por sus siempre oportunos comentarios y observaciones al escrito.

Mi agradecimiento a la Dra. Gabriela Gaxiola Cortes al Dr. Jorge Ricardo Ruelas Inzunza; y a La Dra. Cristina Chávez Sánchez por las sugerencias y comentarios en la revisión del escrito.

Las gracias al Dr. Mario Nieves Soto y al M. C. Pablo Piña Valdez por su apoyo en el procesamiento estadístico de la información.

El reconocimiento al Biol. Pesquero Oscar Javier García Rodríguez por su invaluable apoyo durante el trabajo de campo y de laboratorio y sin el cual la labor hubiese sido más difícil y de la misma forma al M. C. Miguel Ángel Franco Nava y al Biól. Acuacultor Manuel de Jesús Sol Hernández por su apoyo en la revisión del escrito.

Deseo expresar también mi agradecimiento a las autoridades del **Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD)** Unidad Mazatlán por el apoyo brindado con sus instalaciones para llevar a cabo el trabajo experimental; a las autoridades del **Instituto de Investigaciones sobre Recursos Naturales (INIRENA)** de la **Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (UMSNH)**, por el apoyo brindado durante el trabajo de gabinete durante el procesamiento de los datos del trabajo; así mismo, a las autoridades de la **Dirección general de Ciencias del Mar de la SEIT** y del **Instituto Tecnológico del Mar 02 en Mazatlán** por las facilidades brindadas durante el desarrollo del trabajo y en particular al **Consejo del Sistema Nacional de Educación Tecnológica (CoSNET)** por el apoyo financiero al proyecto de Investigación a través del convenio 655.96.

B

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

INDICE

Resumen.....	1
Introducción.....	2
Antecedentes.....	10
Objetivos.....	13
Materiales y métodos.....	15
Resultados.....	26
Discusión.....	37
Conclusiones.....	47
Literatura citada.....	49
Anexo.....	62

a la Dirección General de Bibliotecas para que
se difunda en formato electrónico e impreso el
contenido de mi trabajo recepcional.
NOMBRE: Hilton Spasopoulos
Ugarte
FECHA: 23/05/13
LUGAR: Hijocapulo

C

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

INDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Figura 1 Esquema del sistema respirométrico.....	18
Tabla 1. Condiciones de salinidad y temperatura utilizadas para evaluar el consumo de oxígeno en juveniles de <i>L. stylirostris</i>	21
Tabla 2. Consumo de oxígeno (mg/h/animal) en juveniles de <i>L. stylirostris</i> en un periodo de 4 horas evaluados a la salinidad de 35 ‰ y 25 °C de temperatura durante la etapa de adaptación a la cámara respirométrica.....	27
Figura 2. Consumo de oxígeno (mg/h/animal) en juveniles de <i>L. stylirostris</i> durante 4 horas a la salinidad de 35 ‰ y 25 °C de temperatura durante la adaptación a la cámara respirométrica.....	27
Tabla 3. Ecuaciones del Metabolismo de Rutina (en mgO ₂ /h/animal) y valores de la ordenada al origen y <i>b</i> en juveniles de <i>L. stylirostris</i> a distintas salinidades y temperaturas.....	28
Tabla 4. Análisis de Varianza del efecto de la salinidad, temperatura y la interacción de ambas sobre el Metabolismo de Rutina en juveniles de <i>L. stylirostris</i>	28
Tabla 5. Análisis de Covarianza y comparaciones múltiples para las ordenadas al origen (a) de las ecuaciones de la Tabla 4 para juveniles de <i>Litopenaeus stylirostris</i>	30
Tabla 6. Ecuaciones del Consumo de Oxígeno-Peso Especifico (QO ₂ en mg/Kg/h) para juveniles de <i>L. stylirostris</i> . a distintas salinidades y temperaturas.....	30
Tabla. 7 Consumo de Oxígeno-Peso Especifico (QO ₂ en mg/kg/h) en juveniles de 4 g. p. h. de <i>Litopenaeus stylirostris</i> . A diferentes salinidades y temperaturas.....	31

D

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Figura 3. Consumo de Oxígeno Peso-Específico (QO_2) para juveniles de <i>L. stylirostris</i> de 4 g. p. h. a tres salinidades (20, 30 y 40 ‰) y para las temperaturas de 20 °C 30 °C y 35 °C.....	32
Figura 4. Consumo de oxígeno Peso-Específico (QO_2) para juveniles de <i>L. stylirostris</i> de 4 g. p. h. en tres temperaturas (20, 30 y 35 °C) y para las salinidades de 20 ‰, 30 ‰ y 40 ‰.....	33
Tabla 8 Valores de Q_{10} para juveniles de <i>L. stylirostris</i> a diferentes salinidades...31	
Tabla 9a. Análisis de Varianza de los coeficientes parciales de la ecuación de regresión múltiple del QO_2, la salinidad y la temperatura en juveniles de camarón azul <i>L. Stylirostris</i>.....	34
Tabla 9b Valor del coeficiente de determinación y correlación para la regresión múltiple del Consumo de Oxígeno-Peso Especifico, la salinidad y temperatura en juveniles de camarón azul <i>L. Stylirostris</i>.....	35
Figura 5. Superficie de respuesta que muestra del (QO_2) para camarones juveniles <i>L. stylirostris</i> a diferentes combinaciones de salinidad y temperatura. Las isóbaras muestran el QO_2.....	36
Tabla. 10. Valores del Consumo de Oxígeno-Peso Específico (QO_2) para algunas especies de crustáceos de importancia comercial.....	44

E

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

RESUMEN

Litopenaeus stylirostris es una especie de importancia comercial en México y se ha cultivado en sistema semi-intensivo donde las condiciones de salinidad y temperatura fluctúan con la época del año. Se determinó el tiempo de estabilización del consumo de oxígeno en juveniles de 4.02 a 13.86 gramos de peso húmedo en *L. stylirostris* al respirómetro después de manipularse. El efecto sobre la tasa respiratoria para 3 salinidades y 3 temperaturas en un respirómetro en sistema cerrado. Salinidades de 20, 30 y 40 partes por mil no tienen efecto ($p > 0.05$) no así las temperaturas de 20, 30 y 35 grados centígrados y la combinación de ambos factores. Se obtuvieron las ecuaciones del consumo de oxígeno de rutina (VO_2) y el consumo de oxígeno-peso específico (QO_2). El efecto del incremento de la temperatura (Q_{10}) sobre el consumo de oxígeno fue menor a 2 entre 20 y 30 grados centígrados y mayor a 2 entre 30 y 35 grados centígrados. La capacidad de compensación de *L. stylirostris* se encontró entre 20 a 30 °C. El consumo de oxígeno es menor a la salinidad de 30 partes por mil. Esta especie pertenece al grupo 1 de Kinne y su punto isoosmótico se encuentra cercano a 30 partes por mil de salinidad. Los coeficientes parciales y la ecuación de regresión múltiple fueron altamente significativos sugiriendo que el cultivo de esta especie se desarrolle entre 25 a 38 partes por mil de salinidad y entre 20 y 30 grados centígrados.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

EFFECTO DE LA SALINIDAD Y TEMPERATURA SOBRE EL CONSUMO DE OXÍGENO EN JUVENILES DE *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1874)

INTRODUCCIÓN

La acuicultura en el mundo ha tenido un papel importante al coadyuvar conjuntamente con la pesca, la agricultura y la ganadería para satisfacer la producción de alimentos necesarios.

En los últimos 10 años la producción pesquera mundial ha tenido un incremento de más de 20 millones de toneladas y la producción por pesca no ha crecido en la misma proporción que la acuicultura ya que esa ha tenido un incremento menor al 7 por ciento, mientras que la acuicultura se ha incrementado en más del 40 por ciento. En la última década, la acuicultura ha tenido un desarrollo considerable duplicándose la producción de animales y vegetales acuáticos y constituyendo en la actualidad alrededor del 28 por ciento de la producción pesquera mundial (FAO, 2000^a).

La producción mundial de las especies acuáticas cultivadas en 1998 (peso vivo) alcanzó la cifra de 36.5 millones de toneladas, de los cuales China produjo 24.3 millones lo que representa el 66.65 % de la producción mundial por acuicultura y en donde México ocupó el lugar 18 con una producción de 41 mil toneladas. (SEMARNAP, 2000)

En México, la producción pesquera nacional de los últimos diez años ha oscilado en torno a 1.5 millones de toneladas. La probabilidad de un crecimiento futuro es escasa, ya que la capacidad pesquera ha aumentado, tanto por la frecuencia como por la duración de las expediciones pesqueras, o el número de embarcaciones. En 1998 la producción nacional por acuicultura fue mayor a 41 mil toneladas de las cuales el camarón constituyó más del 80 % (FAO, 2000^b).

A) LA CAMARONICULTURA EN EL MUNDO.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

La camaronicultura en el mundo se desarrolla fundamentalmente en aguas salobres y los países asiáticos han dominado la producción mundial. La producción mundial (en peso vivo) de camarón cultivado casi se ha duplicado en los últimos 10 años, pasando de 576 a 942 mil toneladas. Cuando Tailandia ocupó el primer lugar en 1997 con 215 mil toneladas en Latinoamérica Ecuador ocupó el tercer lugar en la producción mundial de camarón de cultivo con 133 mil toneladas en 1997 (SEMARNAP, 2000). En 1998 México tuvo una producción de 32, 800 toneladas ocupando el segundo lugar en Latinoamérica (FAO, 2000^a).

Entre 1998 y 1999 varios países productores de camarón en Sud América y México tuvieron una disminución en su producción por enfermedades y problemas climáticos en contraste con los años anteriores.

Hasta 1998 en Latino América, el 95 % de la producción lo cubría el camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* y el camarón azul del Pacífico *L. stylirostris*, mientras que en el Caribe la principal especie de cultivo era *L. schmitti* (FIRA, 1996; INEGI, 1998). A la fecha la situación es fundamentalmente la misma con la diferencia de que en el Golfo-Caribe hubo un reporte de cultivo del camarón blanco del Pacífico *L. vannamei* (Itmar Campeche, 2000).

B) LA CAMARONICULTURA EN MÉXICO

Los penéidos en México son especies de gran importancia económica en las actividades de acuacultura debido a su elevada tasa de crecimiento y a la demanda del mercado nacional e internacional, sin embargo, a pesar de esto la camaronicultura en México presentó una falta de inversión y un retraso tecnológico como consecuencia de las políticas de la pesca aplicadas hasta principios de los años ochenta (Ruiz-Luna y Hernández-Cornejo, 1999).

Las primeras experiencias de camaronicultura de México se iniciaron en los años setentas en el estado de Sonora a cargo del Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (CICTUS) y la especie

que se empezó a cultivar fue el camarón azul del Pacífico *Litopenaeus stylirostris* y *Farfantepenaeus californiensis* (CICTUS, 1983).

Sin embargo, debido a que el camarón azul presentó poca tolerancia a condiciones extremas de salinidad y temperatura en las zonas de cultivo se sustituyó por camarón blanco *L. vannamei*, organismo que ha sido el de mayor empleo a la fecha.

Las especies que actualmente se emplean en el Pacífico mexicano para el cultivo comercial son *Litopenaeus vannamei*, *L. stylirostris* y *Farfantepenaeus californiensis* (SEMARNAP, 2000).

La camaronicultura en México ha tenido un crecimiento sostenido en los últimos diez años con una producción de 4, 371 toneladas en 1990 y 32 800 toneladas en 1998 constituyendo actualmente más del 34 por ciento de la producción nacional total de camarón en peso vivo para 1999 con 95 611 toneladas.

Es importante señalar que el litoral del Pacífico aporta más del 77 por ciento de la producción nacional de camarón y también aporta, hasta ahora, más del 95 % del camarón de cultivo que se produce en el país, de este volumen de producción, los estados de Sonora y Sinaloa aportaron en 1999 el 89.2 % de la producción nacional por acuicultura (SEMARNAP, *op. cit.*).

El cultivo del camarón está especialmente desarrollado en la costa del Pacífico mexicano (239 centros con una superficie media de 100 ha) y actualmente, en los estados de Sonora y Sinaloa se presenta el desarrollo camaronícola más importante del país debido a su localización geográfica, experiencias en la producción comercial de crustáceos y a las fuertes tradiciones culturales en el ámbito de la pesca.

En Sinaloa existen aproximadamente 193 granjas de engorda construidas (55.6 % del total nacional) con un poco más de 17, 385 hectáreas de cultivo, reportándose en el año 2000 una producción de 15, 846 toneladas de camarón de cultivo, lo que representa alrededor de la mitad de la producción nacional (SEMARNAP, 2000; SAGARPA, 2002).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

C) OXÍGENO DISUELTO EN EL AGUA Y SU IMPORTANCIA EN LA CAMARONICULTURA

Los estudios sobre el consumo de oxígeno pueden ser importantes para conocer las respuestas de los organismos ante condiciones subletales que pueden provocar efectos a largo plazo, tales como crecimiento diferencial, decremento de la fertilidad, gasto energético desproporcionado en ciertas funciones y también para inferir la demanda de los demás componentes del sistema de cultivo e intervenir en el mismo con el propósito de optimizar las relaciones costo-beneficio en acuicultura (Armstrong, 1978).

La concentración de oxígeno es uno de los factores que limitan la calidad del agua en los cultivos intensivos de camarón por lo que los acuicultores han recurrido a los sistemas de aireación mecánicos, sin embargo no se han evaluado los requerimientos del cultivo de acuerdo a los consumos de oxígeno para las condiciones de salinidad y temperatura prevalecientes durante el ciclo de cultivo.

En la actualidad, la disponibilidad de oxígeno en los sistemas de cultivo es uno de los factores más difíciles de manejar y por ello se deben resolver diferentes problemas técnicos asociados al confinamiento de los organismos en cultivo.

Se sabe que existen parámetros que afectan directamente la fisiología de los organismos acuáticos en cultivo como es el caso de la temperatura y la salinidad, que varían durante los ciclos de cultivo de primavera-verano y el ciclo de otoño-invierno; otro aspecto importante sobre la salinidad y la temperatura del agua es que estas son variables altamente interactivas con los gases disueltos lo que genera dificultad en el manejo de la concentración de oxígeno disuelto en el agua y consecuentemente la satisfacción y los requerimientos mínimos de los animales en cultivo.

Por otro lado existen otros factores que si, es posible controlar como es el caso del pH, y la presencia de materia orgánica en el cultivo (en forma de alimento) y que pueden ser manejados en función del trabajo que se haga del sistema de cultivo: con un buen tratamiento del fondo de los estanques durante el periodo

de mantenimiento y el empleo de charolas de alimentación (Arredondo-Figueroa y Ponce-Palafox, 1999).

Los estanques de cultivo intensivo y semi intensivo deben soportar una elevada biomasa por lo que es muy importante asegurar la disponibilidad de oxígeno (Wheaton, 1982), por tal razón, la eficiencia en la oxigenación del agua de los estanques es motivo de preocupación permanente de los acuacultores, ya que una disminución por debajo del nivel mínimo tolerado por la especie puede provocar la muerte de los organismos (Kramer, 1975; Martínez y De la Cruz., 1985) o en el mejor de los casos reducción del crecimiento que implica pérdidas en el proceso de producción (Wheaton, 1982; Seidman y Lawrence, 1985).

El consumo de oxígeno en los animales acuáticos está en relación con su actividad, la temperatura ambiental, salinidad, peso corporal y la dieta que pueden alterar las tasas respiratorias como un reflejo de alteraciones fisiológicas (Prosser y Brown, 1968; Gasca-Leyva *et al.*, 1991)

La biotecnología empleada en el cultivo del camarón en algunos sitios de México emplea sistemas de aireación que ayudan a mantener la disponibilidad de oxígeno en concentraciones adecuadas para los organismos en cultivo (Stine 1978 en Esparza-Leal, 1997).

Para la operación de estos sistemas de suministro de oxígeno se requieren datos sobre las tasas respiratorias de la especie en cultivo bajo diferentes condiciones ambientales como son la salinidad y la temperatura, así como las concentraciones mínimas y críticas de oxígeno para las especies en cultivo (Seidman y Lawrence, 1985; Martínez-Palacios y Ross, 1994; Rosas *et al.*, 1997).

El oxígeno es necesario en el metabolismo intermediario de los organismos al participar en las diferentes reacciones enzimáticas oxidativas donde se libera energía para el trabajo biológico. El metabolismo se manifiesta como oxígeno consumido, calor producido o bióxido de carbono liberado (Prosser y Brown, 1968).

Particularmente en el cultivo de camarones penaeidos es prioritario el conocimiento del consumo de oxígeno a diferentes condiciones de salinidad y

temperatura ya que este puede ser considerado como un indicador directo de la reserva metabólica. Esta es definida como la cantidad de energía en el organismo que está disponible para realizar sus funciones fisiológicas y ecológicas (Vernberg, 1983). Con esta información es posible hacer estimaciones iniciales del requerimiento de flujo de agua en función de la densidad de organismos dentro de los sistemas de cultivo o bien hacer evaluaciones del requerimiento de oxígeno durante el transporte de postlarvas entre otras aplicaciones.

Uno de los problemas que enfrenta la acuicultura es la disponibilidad de oxígeno en concentraciones adecuadas para los organismos en cultivo, ya que la tasa metabólica fluctúa en función de las condiciones del medio y la baja concentración de este gas trae como consecuencia altas mortalidades, y se afecta el crecimiento de los animales en cultivo ya que provocan variaciones en el sistema energético de los organismos lo que puede repercutir en la producción (Martínez-Palacios y Ross, 1994).

D) FACTORES QUE AFECTAN A LA RESPIRACIÓN DE LOS CAMARONES

La respiración significa intercambio gaseoso entre el organismo y el medio ambiente (respiración externa) y oxidación biológica de las sustancias alimenticias en el organismo por medio del oxígeno consumido por el organismo (respiración interna).

Una característica del ciclo de vida de muchas especies de penaeidos de importancia comercial es que estos incluyen una fase marina durante los primeros estadios de su desarrollo, posteriormente migran a los estuarios donde permanecen desde los estadios de postlarva y hasta juveniles para finalmente regresar al medio marino como preadultos o adultos (CICTUS, 1983).

Debido a que la salinidad en los sistemas estuarinos varía mas que en el medio marino es posible suponer que la eurihalinidad de los juveniles sea mayor que la de los organismos adultos, por lo que el conocimiento de la relación entre temperatura-salinidad y la tasa metabólica para las dos etapas de desarrollo de

los organismos es importante ya que permitirá una adecuada estimación del requerimiento de energía de los mismos (Martínez-Palacios, 1996^b).

La temperatura es el parámetro de mayor importancia en los sistemas acuáticos pues influye directamente en la disolución del oxígeno en el agua, en la productividad primaria, la reproducción y el crecimiento de los organismos (Wheaton, 1982). Los crustáceos son organismos poiquiloterms y consecuentemente al elevarse la temperatura en el medio se aceleran las reacciones químicas o bien de la misma forma al disminuir ésta se reduce la velocidad de reacción, para establecer el efecto se emplea el método de la aproximación del Q_{10} (Prosser y Brown, 1968).

Ciertos crustáceos son estenohalinos, mientras que otros son eurihalinos y capaces de vivir en un ambiente con variaciones de salinidad amplia. Esta diversidad basada en la selección de habitats está asociada a cuatro tipos de respuesta respiratoria a cambios de salinidad (Kinne, 1964 en Vernberg, 1983) como es el caso de las postlarvas de *L. Stylirostris* que emplea los estuarios y lagunas costeras como zona natural de crianza y desarrollo hasta alcanzar tallas de pre-adultos, para después regresar a las aguas oceánicas

Con respecto a la salinidad se ha reportado para *P. monodon* y *L. stylirostris* que el incremento de la tasa respiratoria suele ser frecuente por un cambio en el metabolismo debido a un requerimiento energético para la regulación osmótica (Gaudy y Sloane, 1981).

La temperatura y la salinidad no siempre afectan a una especie de la misma forma pues se presentan variaciones fisiológicas con la edad que pueden influir en la respuesta metabólica (Vernberg, 1983).

Con relación al tamaño del cuerpo es importante señalar, que en general el metabolismo de los organismos de tamaño corporal pequeño es más elevado que en animales de mayor tamaño, por el aumento desproporcionado de los tejidos de índice metabólico bajo, esto es esqueleto, grasa y tejido conectivo en términos generales (Prosser y Brown, 1968).

La mayoría de los organismos acuáticos poiquiloterms han desarrollado una variedad de adaptaciones fisiológicas y bioquímicas ante las variaciones de

diferentes factores, este proceso de adaptación, dentro de los límites de tolerancia de los organismos con la salinidad y temperatura ambiental se llama **aclimatación** el cual es de gran importancia en la determinación de la distribución ecológica (Wheaton, 1982).

Para los cálculos de metabolismo y de balance energético, se pueden emplear los datos respirométricos teniendo en cuenta los diferentes niveles de actividad metabólica: estándar, de rutina y en actividad (Díaz- Iglesia, 1988).

"La tasa metabólica de rutina es la energía mínima indispensable para el funcionamiento del organismo en estado de reposo" y se evalúa por el consumo de oxígeno obtenido con un mínimo de actividad motora no controlada (Díaz- Iglesia, *op Cit.*).

Se ha reportado en tilapias que la manipulación de organismos modifica su consumo de oxígeno (Ross y Ross, 1983). En general para medir el consumo de oxígeno en los animales acuáticos se realiza un acondicionamiento de los organismos a una cámara metabólica y se evalúa el consumo de oxígeno en los organismos con una actividad motora mínima.

El consumo de oxígeno de los animales acuáticos puede medirse por distintas técnicas; éstas técnicas varían en cuanto a su complejidad y a los objetivos del trabajo. Un gran número de evaluaciones se realiza empleando un respirómetro con opción a flujo continuo y a circulación abierta (Martínez-Palacios y Ross, 1986; Gasca-Leyva *et al.*, 1991 Jiménez-Valenzuela, 1993; Martínez -Palacios y Ross, 1994; Martínez-Palacios *et al.*, 1996"; Carvalho y Phan, 1997; Esparza-Leal, 1997).

Este sistema o equipo mide la velocidad a la que el animal agota el oxígeno existente al ser colocado en un recipiente cerrado (Ross y Ross, 1983). El sistema de flujo cerrado, mide la disminución del oxígeno en el agua que fluye constantemente a través de la cámara donde se encuentra el animal, sin embargo tiene dos desventajas.

1.- Reducción de la concentración de oxígeno en el recipiente, por lo que la medición se lleva a cabo en los primeros minutos después de cerrar el circuito.

2.- Aumento de los productos nitrogenados dentro de los recipientes (Caulton, 1978; Hoar y Hikman, 1978), lo cual se evita colocando un volumen grande de agua en un recipiente de recirculación y cambiando el agua frecuentemente. Por otro lado, tiene la ventaja de ser barato y su operación permite monitorear simultáneamente el consumo de oxígeno hasta en seis cámaras cada 10 minutos (Keys, 1930; Cockcroft y Davidson, 1989).

Para calcular la tasa metabólica pueden emplearse los datos respirométricos, teniendo en cuenta los diferentes niveles de actividad metabólica: 1) estándar, 2) de rutina y 3) en actividad. Por la facilidad para evaluar la tasa metabólica de rutina es la más empleada (Prosser y Brown, 1968).

Se han realizado trabajos sobre fisiología de la respiración con algunas especies de crustáceos de importancia económica, sin embargo, los valores de consumo de oxígeno obtenidos para diferentes crustáceos son variables para la misma especie, lo que puede deberse a las técnicas de medición empleadas, a la manipulación de los organismos, a las condiciones nutricionales previas, o bien al estado de muda de los mismos (Lewis y Haefner, 1976; Carvalho y Phan, 1997), por lo tanto en este trabajo se consideró cuidadosamente la manipulación de los camarones, los estadios de muda y las mediciones mismas del respirómetro.

ANTECEDENTES

Los trabajos sobre **consumo de oxígeno en crustáceos** se han enfocado fundamentalmente a evaluar como se afecta el consumo de oxígeno en función de la temperatura, salinidad y peso corporal; crecimiento supervivencia, gasto energético y la biomasa de los organismos (Martínez-Córdova, 1987; Barnabé, 1991).

Dentro de los trabajos básicos se puede citar el realizado por Karandieva y Silva (1967), quienes evaluaron la respiración y osmoregulación del cangrejo *Menippe mercenaria* y encontraron que esta especie tiene una alta capacidad

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

para soportar largos periodos de anaerobiosis, desde 17 hasta 21 horas, además, que soporta cambios bruscos de salinidad.

En cuanto a los trabajos realizados con peneidos se ha determinado la relación entre el peso y el consumo de oxígeno de *Litopenaeus schmitti* (Suárez y Xiques, 1969), concluyéndose que los organismos mayores presentan un metabolismo mas activo.

Así mismo se ha encontrado que el consumo específico de oxígeno se modifica por la manipulación de los organismos como es el caso de *F. aztecus* que consume oxígeno 4 veces más rápido (aumenta de 0.13 a 0.56 mg O₂/l) que un camarón en "reposo" (Bishop, 1980).

La salinidad afecta la respuesta estructural y funcional de los invertebrados tal como la concentración de sales internas, saturación de los gases disueltos, la densidad y viscosidad. Los crustáceos, presentan una gran capacidad para regular iones (Kinne, 1967).

Engel y Eggert (1974) estudiaron el efecto de la salinidad y el sexo en la respiración de las branquias de jaiba azul *Callinectes sapidus*. Encontrando que la salinidad modifica los niveles de consumo de oxígeno, y este consumo es menor con el incremento de la salinidad (5 a 35 ‰), pero ni la edad ni el sexo tienen un efecto significativo en la respiración.

El consumo de oxígeno en juveniles de *Penaeus chinensis* parece incrementarse a 15, 20 y 30 ‰ (Chen y Fan, 1995).

En *F. aztecus* las diferencias en la tasa de consumo de oxígeno para 20 y 30 ‰ no se apreciaron y se encontró que los camarones regulan mejor (hipoosmoticamente) la concentración de sales en la hemolinfa.

En *L. stylirostris* se determinó el efecto de la salinidad sobre el consumo de oxígeno incrementándose su respiración a bajas salinidades, también se han investigado algunos aspectos con relación a su tolerancia a la salinidad como es la mortalidad en larvas y postlarvas y también al incremento en la tasa de crecimiento y balance energético (Gaudy y Sloane, 1981; Aquacop, 1988).

L. stylirostris tiene una ligera tendencia a incrementar su metabolismo a bajas salinidades (Gaudy y Sloane, 1981), otro trabajo con postlarvas de esta especie

reporta que no se modifica el consumo de oxígeno por efecto de la salinidad (Sloane, 1981).

En cuanto a las técnicas de medición se deben considerar el estado de la muda de los organismos ya que ésta afecta el metabolismo de los animales alterando la tasa de consumo de oxígeno (Lewis y Haefner, 1976).

Los trabajos sobre el efecto de la temperatura en el consumo de oxígeno, también han calculado el coeficiente térmico de organismos acuáticos poiquiloterms (Q_{10}) lo que permite conocer la respuesta a este factor (Ross y Ross, 1983; Kurmaly, *et al.* 1989; Villarreal y Ocampo, 1993; Villarreal y Rivera, 1993; Carvalho y Phan, 1997).

En larvas de *Carcinus maenas* el consumo individual de oxígeno se incrementa con el aumento de temperatura y disminuye con el desarrollo en su talla (Dawirs, 1983). Por otro lado, para el decápodo dulceacuícola *Caridina nilotica* el consumo de oxígeno aumenta con el incremento de temperatura (Hart, 1980). Por otro lado en postlarvas del camarón tigre (*P. monodon*) el consumo de oxígeno es mayor a altas temperaturas y la variación en el consumo de oxígeno es menos obvia cuando las postlarvas son de mayor talla (Licop, 1984 según Venkataramiah *et al.*, 1977).

En juveniles de *P. indicus* el consumo de oxígeno está influido por la temperatura y el peso corporal mas no por la salinidad (Kutty, 1971).

Se han realizado trabajos similares a los anteriores en cuanto al consumo de oxígeno en *Litopenaeus vannamei* y *P. monodon* encontrándose que el consumo de oxígeno se incrementa con la temperatura y se disminuye con el incremento del peso corporal (Liao, y Murai, 1986; Martínez-Palacios, 1996^a).

También se ha establecido que existe interacción entre los factores abióticos (en especial la relación entre oxígeno disuelto, temperatura y salinidad) y el crecimiento, sobre vivencia, gasto energético y biomasa de los organismos en los cultivos acuícolas (Barnabé, 1991).

A pesar del creciente desarrollo de la camaronicultura, se conoce poco sobre la fisiología básica de las especies mas cultivadas en México y Latinoamérica un ejemplo de esto es la poca investigación con relación al efecto de la

temperatura y/o salinidad sobre el consumo de oxígeno de *Litopenaeus stylirostris* (Gaudy y Sloane, 1981) .

En *L. vannamei* son escasos los estudios sobre fisiología de la respiración y están restringidos al efecto que tienen la salinidad y la temperatura sobre el consumo de oxígeno (Villarreal *et al.*, 1992; Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a).

La interacción de la salinidad y la temperatura se establece de manera que un factor actúa como un modulador positivo o negativo del efecto del otro. Los mecanismos del transporte de iones implicados en la osmoregulación de la sangre se verán afectados en el transporte por la temperatura incrementando o reduciendo este.

La osmoregulación de fluidos extracelulares en penaeidos es más efectiva en temperaturas más elevadas y se afecta negativamente por las bajas temperaturas (Williams, 1960 en Vernberg, 1983). Lo anterior indica que las especies eurihalinas resisten mejor una baja concentración de salinidad en altas temperaturas (Gilles and Pequeux, 1983 in Vernberg, 1983).

Para *Farfantepenaeus brasiliensis* se evaluó la respiración en función del peso, salinidad y temperatura encontrándose que los promedios de consumo de oxígeno se incrementa con el peso de los individuos y que dicho consumo se incrementa a medida que la temperatura y la salinidad aumentan (Robaina, 1983; Scelzo y Zúñiga, 1987).

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL.

El objetivo del presente trabajo fue determinar el efecto combinado de la salinidad y la temperatura sobre la tasa respiratoria de rutina de juveniles de camarón azul *Litopenaeus stylirostris*.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Establecer el tiempo de estabilización en la tasa respiratoria de rutina en juveniles de camarón azul *Litopenaeus stylirostris* después de su manipulación al introducirlos en el respirómetro.
2. Conocer el efecto combinado de la salinidad y la temperatura en la tasa respiratoria de rutina en juveniles de camarón azul *Litopenaeus stylirostris*.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

MATERIALES Y METODOS

Este trabajo se realizó en las instalaciones del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) Unidad Mazatlán entre mayo de 1996 a junio de 1997. Se desarrolló en dos fases: en la primera se determinó el tiempo que requieren los organismos juveniles de *L. stylirostris* para estabilizar el consumo de oxígeno después de la manipulación para introducirse en las cámaras de vidrio del respirómetro y en la segunda fase se determinó el metabolismo de rutina y el consumo de oxígeno-peso específico en juveniles de *L. stylirostris* en diferentes condiciones de salinidad y temperatura.

El agua que se empleó para mantener a los camarones durante el trabajo se tomó directamente del sistema de suministro de agua filtrada de mar que se emplea en las instalaciones del CIAD.

OBTENCIÓN Y MANTENIMIENTO DE LOS ORGANISMOS

Los camarones que se emplearon para este trabajo se obtuvieron del laboratorio de producción de postlarvas de La Cruz del Naranjero ubicado en el municipio del Rosario en el Sur de Sinaloa. Las postlarvas se obtuvieron del mismo laboratorio productor que surte a las granjas de engorda de camarón y se caracterizaron por ser de la misma edad (pl 14) evitando el máximo de variaciones en el lote experimental.

Las postlarvas se llevaron a las instalaciones del CIAD en los meses de marzo y abril de 1996 y abril de 1997 su traslado se realizó en bolsas de polietileno de con agua a 35 ‰ del propio laboratorio de postlarvas. Las bolsas con las postlarvas de camarones se colocaron entre trozos de hielo para bajar la temperatura del agua y mantenerla alrededor de 20 °C durante el tiempo que duró el traslado al CIAD.

Una vez en el CIAD se procedió a la aclimatación de las postlarvas y las bolsas con los animales fueron depositadas en tanques de polietileno de 600 litros de capacidad llenados previamente con agua de mar con salinidad de 35 ‰ y a 25 °C de temperatura.

En este proceso, la temperatura del agua interior de las bolsas se fue igualando gradualmente con la temperatura que tenía el agua en los tanques y una vez que se encontraron a la misma temperatura se abrió la bolsa para mezclar poco a poco el agua de la bolsa con el agua del tanque y depositar finalmente las postlarvas en los tanques.

Los camarones se mantuvieron en cuarentena en tanques de polietileno con capacidad de 600 litros de agua, a la salinidad de 35 ‰ y a 25 °C de temperatura con aireación constante y recambios del 10 % de agua diariamente.

Los camarones se alimentaron *ad libitum* dos veces al día con alimento comercial para camarón (marca PIASA: 35 % de proteína, 8.0 % de grasa, 3.0 % de fibra y 12 % de humedad), hasta que se manifestó que eran juveniles por presentar claramente la pigmentación característica de la especie (Gaudy y Sloane, 1981) y que alcanzaron consecuentemente los 4 gramos de peso húmedo (P; g PH) para los experimentos.

Antes a la evaluación en el sistema respirométrico los camarones se introdujeron con 48 horas de anticipación a un laboratorio húmedo equipado con tanques de polietileno con capacidad de 250 litros. La temperatura del agua se mantuvo igual a la del medio ambiente por medio de un sistema de aire acondicionado y con calentadores, según el caso, lo que permitió manejar diferentes temperaturas. La salinidad del agua se mantuvo con mezclas de agua dulce y con recambios de agua del 10 % a diario.

Para realizar el trabajo de adaptación y mediciones de consumo de oxígeno en el respirómetro los camarones se sometieron al foto período de 12 horas de luz por 12 horas de oscuridad y el alimento se suspendió 24 horas antes de realizar las mediciones del consumo de oxígeno para eliminar el consumo de oxígeno empleado para el metabolismo del alimento, ya que se reconoce que los camarones alteran su consumo de oxígeno si han consumido alimento recientemente (Brito-Pérez y Díaz-Iglesia, 1987; Gasca-Leyva *et al.*, 1991; Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a).

SISTEMA RESPIRÓMETRICO.

Para la evaluación del consumo de oxígeno se construyó un respirómetro con opción a flujo en circuito abierto y cerrado, según el modelo de Ross y Ross (1983) y modificado en 1996 (Ross, comunicación personal, 1996). Para la construcción del respirómetro se empleó una tina de plástico con capacidad para 30 litros, la cual tenía una estructura exterior para cubrir con plástico negro la tina. Esta estructura estaba equipada en su interior con una lámpara de luz de neón que permitió observar las condiciones de los organismos dentro del sistema y detectar la existencia de burbujas de aire. La tina de plástico contenía agua la cual se aireaba de forma continua por medio de mangueras conectadas al sistema de suministro de aire del laboratorio.

Dentro de la tina se instaló un juego de 4 cámaras de vidrio, de igual volumen donde se colocó un camarón en cada cámara, al que en su momento se midió el consumo de oxígeno.

Estas cámaras de vidrio se eligieron de un tamaño tal que mantuvo a los camarones sin espacio para desplazarse. Se emplearon tres juegos de 4 cámaras de vidrio de 50 ml (para camarones hasta de 5.0 g PH), cuatro cámaras de vidrio de 250 ml (para camarones de 5.1 a 10.0 g PH) y cuatro cámaras de vidrio de 500 ml. (para camarones de 10.1 a 14.0 g PH).

En la entrada de agua de cada cámara de vidrio se instaló un difusor de aire y un filtro de malla de 120 micras para evitar burbujas de aire en el interior de la misma.

Cada cámara del respirómetro contaba con un tapón de hule perforado por el centro donde se colocó un tubo de cristal con una manguera que provenía de la expulsión de agua de la bomba y la salida de agua en cada cámara se realizaba a través de una punta de cristal localizada en la parte inferior de la pared lateral de la misma (Figura 1).

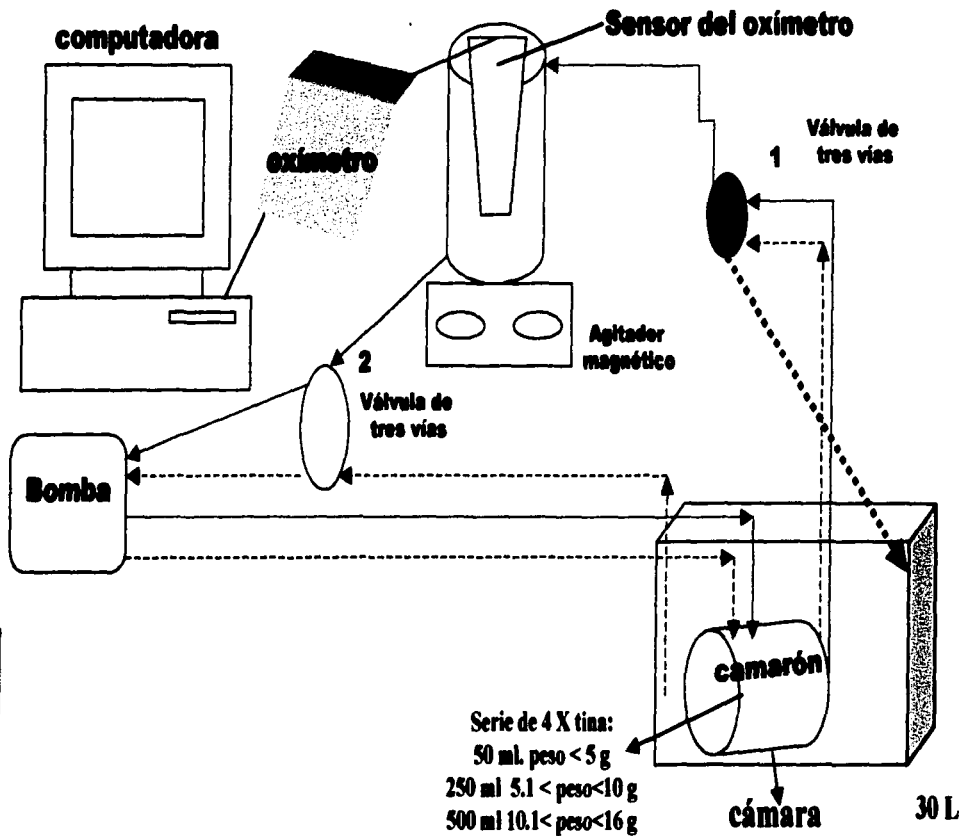


Figura. 1 Diagrama del respirómetro con circuito cerrado de agua en el sistema (—) y circuito abierto en el sistema (- - -).

En esta punta de cristal se insertó una manguera de plástico transparente de ¼ de pulgada, que conectaba a una válvula de teflón de tres vías, esta válvula recibía esta manguera y tenía opción de salida a la tina y otra a un recipiente de cristal donde se encontraba el sensor de un oxímetro. La salida de agua de este recipiente se hacía por medio de una punta localizada en la parte inferior del mismo. Una manguera conectaba a una válvula de teflón de tres vías, y esta conectaba al sitio de succión de una bomba centrífuga de 220 voltios, y la otra vía conectaba a una manguera que estaba dentro de la tina para tomar el agua de este sitio.

El recipiente donde estaba colocado el sensor del oxímetro estaba localizado sobre un agitador magnético en cuyo interior se colocó una barra de metal cubierta de plástico que al girar permitía mantener homogénea el agua de tal manera que la membrana del sensor del oxímetro tuviera un intercambio adecuado evitando fluctuaciones bruscas en la medición.

El sensor del oxímetro se encontraba dentro de un recipiente de cristal. Para el presente trabajo se calibró el oxímetro cada 15 días de acuerdo al método Winkler (Strickland y Parsons 1968) y diariamente se revisó la membrana del sensor calibrándose el oxímetro con agua dulce a saturación.

El oxímetro YSI 59 estaba conectado por una salida analógica con una interfase a una computadora para capturar los datos de concentración de oxígeno en un programa de cómputo Procomm versión 2. 4. 3.

Se determinó semanalmente el amonio total basándose en la cuantificación por espectrofotometría de azul de indofenol producto de la oxidación del compuesto amonio-fenol en presencia de nitroprusiato de sodio como catalizador, de acuerdo a Strickland y Parsons (1968) para evitar la acumulación de amonio en el respirómetro se hicieron recambios de agua del 20 % al finalizar el día.

La temperatura se midió diariamente con un termómetro de mercurio con graduación de 0 a 50 °C (± 0.5) y la salinidad también fue medida diariamente con un refractómetro American Optical (0 a 100 ‰) con una precisión de ± 0.5 ‰ de salinidad.

TIEMPO DE ESTABILIZACIÓN DENTRO DEL RESPIROMETRO DE JUVENILES DE *L. stylirostris*.

Para establecer el tiempo en la estabilización del consumo de oxígeno después de la manipulación se emplearon juveniles de *L. stylirostris*.

Antes de introducir cada camarón a la cámara del respirómetro fue eliminado el exceso de agua secándolos con toallas de papel y se pesó en una balanza digital Ohaus GT4800 (± 0.01 g), determinando de esta manera su peso húmedo.

Para este experimento se usaron los datos de 4 animales con un intervalo de peso de 9.17 a 13.11 g PH que se encontraban a la salinidad de 35 ‰ y temperatura de 25 °C y a los que se les suspendió el alimento 24 horas antes del experimento.

El procedimiento empleado fue el siguiente: un camarón fue colocado en cada cámara del respirómetro y una cámara sin camarón sirvió como "blanco". En dos ocasiones se hicieron mediciones de la concentración de oxígeno cada hora durante 4 horas, a partir del momento en que se introdujeron los animales a las cámaras del respirómetro se mantuvieron siempre en completa oscuridad. Para el cálculo del consumo de oxígeno en este experimento y también en el segundo se emplearon los primeros cuatro minutos de cada medición de la concentración de oxígeno en los cuales la concentración descendió linealmente para evitar así la tendencia asintótica del consumo de oxígeno (Martínez-Palacios *et al.*, 1996).

CONSUMO DE OXÍGENO DE RUTINA EN JUVENILES DE *L. stylirostris* EXPUESTOS A DIFERENTES NIVELES DE SALINIDAD Y TEMPERATURA.

Definido el tiempo que requieren los camarones para la adaptación a las cámaras del respirómetro, se procedió a evaluar el consumo de oxígeno en juveniles de *L. stylirostris*. Se emplearon lotes de camarones dentro de un intervalo de 4.02 a 13.86 g PH que se encontraban a 35 ‰ y 25 °C y que

fueron acondicionados a las salinidades y temperaturas experimentales 48 horas antes de las mediciones del consumo de oxígeno.

Las combinaciones de salinidad y temperatura para evaluar el consumo de oxígeno en camarones de diferente peso se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1. Condiciones de salinidad y temperatura utilizadas para evaluar el consumo de oxígeno en juveniles de *L. stylirostris*.

Número de individuos	Peso (g PH)	Salinidad, ‰	Temperatura, ° C
18	4.11-13.27	20	20
31	4.16-13.67	20	30
15	4.12-13.56	20	35
23	4.34-13.30	30	20
40	4.17-13.70	30	30
16	4.34-13.76	30	35
32	4.34-13.33	40	20
29	5.18-13.86	40	30
19	4.02-13.73	40	35
aclimatación		35	25

El procedimiento empleado para medir el consumo de oxígeno de cada camarón fue el siguiente: se introdujo un camarón en cada cámara del respirómetro por un periodo de 4 horas en oscuridad total (que fue el tiempo establecido en este trabajo) para la estabilización de los camarones dentro del respirómetro) y una cámara se dejó como "blanco", para evaluar el consumo del sensor del oxímetro y de los microorganismos presentes en el agua.

El camarón permaneció 4 horas en la cámara del respirómetro y el agua se saturó de oxígeno previamente. El sistema respirométrico se mantuvo en circulación abierta, sin embargo, para evaluar el consumo de oxígeno éste se dispuso en circuito cerrado un tiempo de 10 minutos girando las válvulas de tres vías, se inició con la evaluación del consumo de oxígeno en la cámara vacía (blanco) y posteriormente se determinó el consumo de oxígeno de cada animal en experimentación.

El cálculo del consumo de oxígeno de cada animal se hizo empleando exclusivamente los primeros cuatro minutos en que el respirómetro funcionó en circuito cerrado y en los cuales la concentración del oxígeno dentro del recipiente donde estaba el camarón descendió linealmente, evitando la tendencia asintótica en el consumo de oxígeno (Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a).

CÁLCULOS MATEMÁTICOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Cálculo del Metabolismo de Rutina en juveniles del camarón azul *L. Stylirostris*.

La relación entre la tasa de consumo de oxígeno y tamaño corporal para animales acuáticos se expresa en forma de una ecuación de tipo potencial (Bayne, 1976; Díaz-Iglesia, 1988)

$$Y = aX^b \quad (1)$$

Donde **Y** es el Metabolismo de Rutina individual; **X** es el peso corporal; **a** (la ordenada al origen) y **b** (la pendiente) que son los parámetros a calcular.

A cada camarón dentro de la cámara del respirómetro se le midió el consumo de oxígeno en 4 minutos y a este valor se le restó el consumo de oxígeno en la cámara sin camarón (blanco), con este valor se calculó el metabolismo de rutina que en este trabajo se expresó como VO₂ (miligramo de O₂/ hora/ animal) de acuerdo a la Formula 2 (Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a).

Consumo de oxígeno por animal:

$$(VO_2) = A * (B) / (C) \quad (2)$$

Donde

A = oxígeno consumido en mg/l durante el periodo de medición.

B = volumen de agua (litro) de la cámara y las mangueras del respirómetro.

C = tiempo de medición en horas.

Tiempo de estabilización a la cámara del respirómetro del consumo de oxígeno para juveniles de camarón azul *L. stylirostris*.

A los datos del consumo de oxígeno de cada animal se les aplicó la prueba de homocedasticidad de Bartlett para establecer que todas las muestras provengan de poblaciones con varianzas idénticas y la prueba de normalidad de Lilliefors (Zar, 1984).

A los promedios del consumo de oxígeno de los camarones, se les aplicó un análisis de varianza. Se aplicó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey para evaluar diferencias significativas ($p < 0.05$) en las mediciones del consumo de oxígeno durante el tiempo que duró el experimento de adaptación de los animales a las cámaras del respirómetro (Zar, 1984) y finalmente se graficaron los datos del consumo de oxígeno de cada camarón contra el tiempo.

Cálculos para el Consumo de Oxígeno Peso-Específico en juveniles de camarón azul *L. stylirostris* expuestos a diferentes combinaciones de salinidad y temperatura.

Los datos del consumo de oxígeno (VO_2) por animal en cada combinación de salinidad y temperatura se relacionaron con el peso corporal utilizando el modelo potencial de la ecuación 1, para cada combinación de temperatura-salinidad con el propósito de obtener los valores de a y b en cada ecuación.

Para establecer el efecto de la temperatura, salinidad y la interacción entre estas dos sobre el consumo de oxígeno para cada una de las diferentes combinaciones de salinidad y temperatura se aplicó un análisis de covarianza a las ecuaciones de consumo de oxígeno con un nivel de confianza de 0.95 (Zar, 1984).

El análisis de covarianza aplicado permitió establecer si había diferencia significativa ($p < 0.05$) entre las pendientes y las ordenadas de cada ecuación.

La significancia de las diferencias entre las ordenadas al origen se probó por medio de una prueba de comparaciones múltiples de Tukey con el fin de

determinar entre cuales combinaciones de salinidad y temperatura se dan estas diferencias (Scheffler, 1979; Sokal y Rohlf, 1981; Zar, 1984).

Para obtener el consumo de oxígeno-peso específico (QO_2) se emplearon las ecuaciones obtenidas anteriormente y se transformaron a la ecuación 3

$$Y = aX^{b-1} \quad (3)$$

Obteniéndose así los valores del Consumo de Oxígeno Peso-Específico (QO_2) cuyas unidades fueron **mg/kg/h**. Con estas ecuaciones se obtuvieron los valores del consumo de oxígeno peso-específico para cada combinación de salinidad y temperatura en camarones de 4 y 10 gramos.

El coeficiente térmico (Q_{10}) que representa el nivel de sensibilidad del organismo a la temperatura (Díaz-Iglesia, 1988) se calculó por la siguiente ecuación:

$$Q_{10} = (K_2/K_1)^{(10/t_2-t_1)} \text{ donde}$$

$K_2 = QO_2$ a la temperatura 2.

$K_1 = QO_2$ a la temperatura 1.

t_1 Temperatura superior.

t_2 Temperatura inferior

Se realizó una análisis de regresión múltiple ($p < 0.05$) con los 221 datos de camarones de 4.02 a 13.86 (g PH) de los 9 tratamientos, para describir el comportamiento del QO_2 con respecto a la salinidad, la temperatura y el efecto de interacción de las dos. La ecuación que describe esta relación se ajustó mediante un polinomio de segundo orden.

$$Y = b_0 + b_1 X_1 + b_2 X_2 + b_3 (X_1)^2 + b_4 (X_2)^2 + b_5 X_1 * X_2 \quad (4)$$

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Donde Y es el Consumo de Oxígeno Peso-Específico (QO_2), b_0 es la intersección en Y (cuando X_1 y X_2 son cero); b_1 a b_5 son los coeficientes parciales estimados de la regresión.

Habiendo obtenido el polinomio de segundo orden de la muestra se hizo el análisis de regresión y se aplicó un análisis de varianza ($p < 0.05$) de la regresión múltiple y de los coeficientes parciales obtenidos.

La ecuación y la representación gráfica del modelo de superficie de respuesta que permite establecer el efecto de la temperatura y la interacción de la temperatura y la salinidad sobre el consumo de oxígeno se obtuvo empleando el programa Statistica 5. 5.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

RESULTADOS

Organismos experimentales.

La aclimatación de las postlarvas de *L. stylirostris* se hizo en las instalaciones del CIAD y se mantuvieron en tanques de 600 litros con agua a 35 ‰ con salinidad y con oxigenación permanente.

Durante el traslado de las postlarvas a las instalaciones del CIAD se presentó una mortalidad del 0.5 % y posteriormente la muerte de los camarones se presentó por canibalismo durante el proceso de muda y nunca fue mayor al 1 %.

Tiempo de estabilización después de la manipulación para introducirse al respirómetro.

El tiempo requerido por los camarones para estabilizar su respuesta respiratoria después de la manipulación al introducirlos a la cámara del sistema respirométrico fue de 2 horas, sin embargo, se dejaron 4 horas por seguridad.

El consumo de oxígeno disminuyó desde el valor de saturación del oxígeno, para las condiciones de salinidad y temperatura experimentales (5.53 a 6.68 mgO₂/l), hasta la concentración final en cada medición y esta fluctuó entre 3.72 y 5.88 mgO₂/l.

En la Tabla y la Figura 2 se presentan los datos del consumo de oxígeno por animal (VO₂) durante el tiempo que permanecieron los camarones en el respirómetro y en ellas se observa el cambio del (VO₂) a través del tiempo de permanencia dentro de las cámaras del respirómetro.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Tabla 2. Consumo de oxígeno por camarón, en juveniles de *L. stylirostris* en 35 ‰ y 25 °C de temperatura y resultados de la comparación múltiple para el tiempo de adaptación al sistema respirométrico.

Camarón	Consumo de oxígeno (mg/h/animal)				
	Hora 0	Hora 1	Hora 2	Hora 3	Hora 4
1	2.73	3.27	2.18	1.63	1.09
2	3.22	2.68	2.68	2.68	2.14
3	3.39	3.39	1.45	1.94	1.94
4	5.5	2.75	2.20	1.65	1.10
Promedio	3.71 ^a	3.02 ^b	2.13 ^c	1.97 ^c	1.57 ^c
Desv. estándar	±1.22	±0.36	±0.50	±0.49	±0.55

Letras diferentes en la misma fila denotan diferencias significativas ($P < 0.05$).

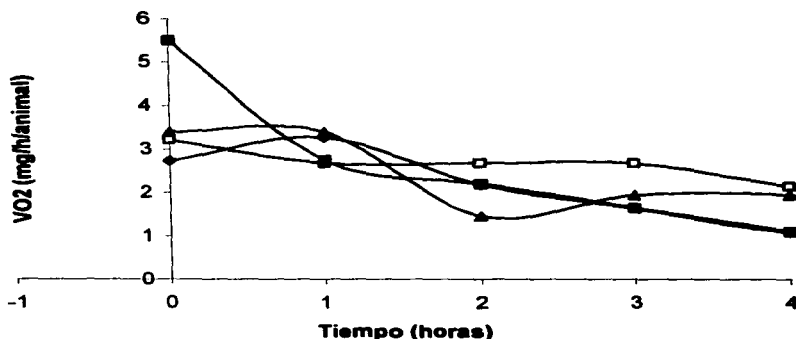


Figura 2. Consumo de oxígeno (mg/h/animal) en juveniles de *L. stylirostris* durante 4 horas a la salinidad de 35 ‰ y 25 °C de temperatura durante la adaptación a la cámara respirométrica.

Efecto combinado de salinidad y temperatura sobre el Metabolismo de Rutina en juveniles de camarón azul *Litopenaeus stylirostris*

En la Tabla 3 se presentan las ecuaciones del modelo potencial que relaciona el metabolismo de rutina y el peso húmedo de los juveniles de *L. stylirostris* que se expusieron a diferentes salinidades y temperaturas. Todas las ecuaciones

presentaron una correlación significativa ($p < 0.05$) y el valor del exponente b se encontró en un intervalo de 0.6028 y 0.8824.

Tabla 3. Ecuaciones que describen metabolismo de rutina (VO_2 ; mg/h/animal) en función del peso (P; g PH) en juveniles de *L. stylirostris* a distintas salinidades y temperaturas.

Ecuación	salinidad ‰	Temperatura °C	VO_2 (mgO ₂ /h/animal)	n	R ²	r
1	20	20	$VO_2 = 22.50P^{0.6028}$	16	0.31	0.55
2	20	30	$VO_2 = 130.85P^{0.6297}$	31	0.38	0.61
3	20	35	$VO_2 = 68.34P^{0.6351}$	15	0.53	0.73
4	30	20	$VO_2 = 46.24P^{0.7635}$	23	0.35	0.59
5	30	30	$VO_2 = 131.54P^{0.6824}$	40	0.26	0.51
6	30	35	$VO_2 = 84.81P^{0.7159}$	16	0.57	0.75
7	40	20	$VO_2 = 46.62P^{0.6911}$	32	0.44	0.66
8	40	30	$VO_2 = 185 P^{0.6394}$	29	0.24	0.49
9	40	35	$VO_2 = 123.52P^{0.6606}$	19	0.24	0.49

Los resultados del Análisis de Covarianza Bifactorial aplicado a los nueve tratamientos de este experimento se presentan en la Tabla 4 y en ella se muestra que existe efecto de la temperatura sobre el consumo de oxígeno ($p < 0.05$) y que la salinidad no tiene efecto ($p > 0.05$). Con relación a la interacción de la salinidad y la temperatura esta tiene efecto en el consumo de oxígeno ($p < 0.05$) para juveniles de *L. stylirostris* con un peso de 4 a 13 (g PH).

Tabla 4. Efecto de la salinidad, temperatura e interacción en el metabolismo de rutina para juveniles de *L. stylirostris*.

FUENTE	GRADOS DE LIBERTAD	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	SIGNIFICANCIA ($p < 0.05$)
Temperatura	2	8.9637	4.4818	S.
Salinidad	2	1.7851	0.89255	N. S.
Interacción	4	-4.5932	-1.1483	S.
Error	211	-57.6710	-0.2733	

S = significativa; N. S. = no significativa.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

En la Tabla 5 se presenta los resultados del Análisis de Covarianza (ANCOVA) y la Prueba de Comparaciones Múltiples para las nueve ecuaciones experimentales y también se presenta el valor promedio de las pendientes de las diferentes combinaciones de salinidad y temperatura y el resultado de la prueba de comparaciones múltiples ($p>0.05$) para las mismas.

Los resultados del análisis de covarianza entre las ecuaciones del VO_2 y el peso húmedo mostraron que no hay diferencia significativa ($p<0.05$) entre las pendientes de las ecuaciones de las nueve combinaciones de salinidad y temperatura por lo que se calculó una pendiente común que se presenta en la Tabla 5.

Para la ordenada al origen de cada una de las ecuaciones al aplicarles la prueba de comparaciones múltiples se encontró que existen diferencias significativas entre ellas ($p>0.05$) y se presentan aquellas combinaciones de salinidad y temperatura para las que existen diferencias significativas.

Para la combinación 20-20 y 30-20 (la primera cifra corresponde a la salinidad y la segunda a la temperatura) no se presenta diferencia significativa ($p>0.05$) en el consumo de oxígeno y éste es diferente del resto de las otras; De igual forma se encontró que no hay diferencia significativa ($p>0.05$) entre el consumo de oxígeno en las combinaciones 20-30, 20-35 y 30-30 y si existen diferencias significativas ($p>0.05$) con las otras combinaciones; Para la combinación 40-20, ésta tiene el mismo consumo que las combinaciones anteriores y finalmente, el consumo de oxígeno de 40-30 y 40-35 no tienen diferencia significativa pero su consumo de oxígeno es significativamente diferente ($p>0.05$) a todas las combinaciones anteriores.

Tabla 5. Análisis de Covarianza y comparaciones múltiples para las ordenadas al origen para juveniles de *Litopenaeus stylirostris*.

Regresiones de acuerdo a la Tabla 4	Pendientes (b)		Ordenadas al origen (a)	Comparación múltiple para las ordenadas *
	F	b común	F	
1/2/3/4/5/6/7/8/9	0.17 (p>0.05)	0.74	27.00 (p<0.05)	^a 20-20 ^b 20-30 ^b 20-35 ^a 30-20 ^b 30-30 ^b 30-35 ^a 40-20 ^c 40-30 ^c 40-35

*Letras diferentes denotan diferencia significativa entre los grupos.

Las ecuaciones para el consumo de oxígeno-peso específico (mg/Kg/h) en los juveniles de *L. stylirostris* se obtuvieron a partir de las ecuaciones del VO₂ para las diferentes combinaciones de salinidad y temperatura de este trabajo. Estas ecuaciones se presentan en la Tabla 6 y con ellas se puede calcular el Consumo de Oxígeno-Peso Específico en juveniles de *L. stylirostris* de diferente peso corporal.

Tabla 6 Ecuaciones que describen el consumo de oxígeno-peso específico (QO₂; mg/Kg/h) para juveniles de *L. stylirostris*.

salinidad ‰	Temperatura °C	(QO ₂ ; mg/Kg/h)	n	R ²	r
20	20	QO ₂ = 22.496P ^{-0.3972}	16	0.31	0.55
20	30	QO ₂ = 130.85P ^{-0.1703}	31	0.38	0.61
20	35	QO ₂ = 68.342P ^{-0.3648}	15	0.53	0.73
30	20	QO ₂ = 46.241P ^{-0.2385}	23	0.35	0.59
30	30	QO ₂ = 131.54P ^{-0.1176}	40	0.26	0.51
30	35	QO ₂ = 84.81P ^{-0.2841}	16	0.57	0.75
40	20	QO ₂ = 46.619P ^{-0.3069}	32	0.44	0.66
40	30	QO ₂ = 185 P ^{-0.1608}	29	0.24	0.49
40	35	QO ₂ = 123.52P ^{-0.3194}	19	0.24	0.49

En la Tabla 7 se presentan las Tasas del consumo de oxígeno peso-específico (QO₂) para juveniles de *L. stylirostris* de 4 g PH, que se encuentra en el intervalo de peso del grupo experimental y calculadas a partir de las ecuaciones de la Tabla 3 en las diferentes salinidades y temperaturas experimentales. Se

obtuvieron los menores QO_2 en la temperatura de 20 °C y la salinidad de 30 ‰. El mayor QO_2 se obtuvo en 35 °C y 40 ‰, mientras que en 30 °C y la salinidad de 20 ‰ se presentan los consumos de oxígeno intermedios.

Tabla. 7 consumo de oxígeno-peso específico en juveniles de 4 g PH de *L. stylirostris* en diferente salinidad y temperatura.

Salinidad ‰	Consumo de oxígeno (QO_2 ; mg/kg/h)		
	20°C	30°C	35°C
20	201.63 ± 1.29	335.07 ± 1.09	512.50 ± 1.26
30	170.66 ± 1.15	251.80 ± 1.06	407.10 ± 1.21
40	256.62 ± 1.17	449.04 ± 1.08	720.51 ± 1.22

La variación en el coeficiente térmico (Q_{10}) para *L. stylirostris* en el intervalo de 20 a 35 °C se presenta en la Tabla 8. Aquí se observa que en el intervalo de 20 a 30 °C los valores son menores a 1 y en el intervalo de 20 a 35 °C el valor de Q_{10} es cercano a 2.0 mientras que, entre la temperatura de 30 a 35 °C el valor del Q_{10} es mayor a 2.0 independientemente de la salinidad.

Tabla 8 Valores del coeficiente térmico (Q_{10}) en juveniles de *L. stylirostris* para diferentes salinidades.

Salinidad ‰	Intervalos de temperatura		
	20 a 30 °C	20 a 35 °C	30 a 35 °C
20	0.60	1.86	2.34
30	0.68	1.79	2.61
40	0.57	1.99	2.57

En las Figuras 3 y 4 se presentan los valores del consumo de oxígeno-peso específico para juveniles de *L. stylirostris* con 4 g PH en las salinidades de 20, 30 y 40 ‰ a las temperaturas de 20, 30 y 35 °C.

Se observa en la Figura 3 un patrón de consumo de oxígeno-peso específico (QO_2) donde el patrón es similar en las 3 temperaturas incrementándose el

consumo con la temperatura y se constata también que el consumo siempre es menor en la salinidad de 30 ‰. El consumo de oxígeno-peso específico para 20 y 30 °C es significativamente diferente ($p > 0.05$) a las tres salinidades, y este consumo es mayor en la temperatura de 35 °C donde no existe diferencia significativa ($p < 0.05$) entre 20 y 30 ‰ y solamente entre 40 ‰ y esas dos salinidades.

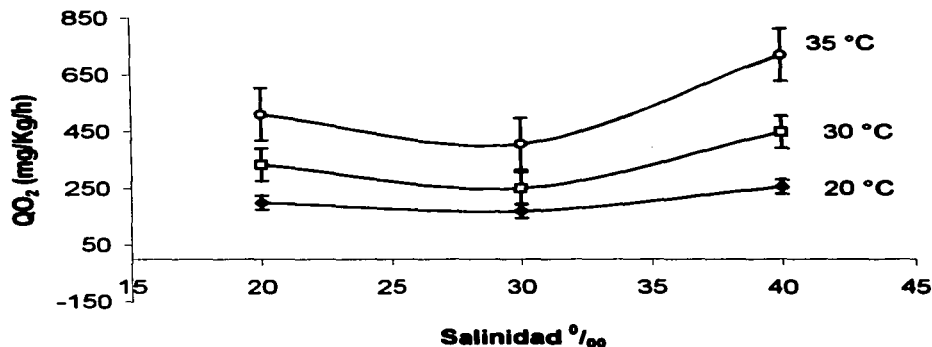


Figura 3. consumo de oxígeno peso-específico (QO_2 ; mg/Kg/h) de juveniles de *L. stylirostris* con 4 g PH en tres salinidades (20, 30 y 40 ‰) y a temperaturas de 20 °C (●) 30 °C (□) y 35 °C (○).

En la Figura 4 se observa el efecto de la temperatura para las diferentes salinidades (20, 30 y 40 ‰) sobre el consumo de oxígeno-peso específico. Se puede apreciar que este consumo sigue el mismo patrón en las tres salinidades probadas en el experimento y se presenta un aumento brusco en la temperatura de 35 °C, independientemente de la salinidad.

En la salinidad de 30 ‰ se presenta el menor consumo de oxígeno-peso específico y un mayor consumo a 40 ‰. En esta misma figura se observa una zona de estabilidad en el intervalo de 20 a 30 °C donde no existe diferencia

significativa ($p < 0.05$) entre las salinidades de 20 y 30 ‰, sin embargo, si hay diferencia significativa ($p > 0.05$) en 40 ‰ y 30 °C.

El consumo de oxígeno en la temperatura de 35 °C y salinidades de 30 y 40 ‰ es significativamente diferente ($p > 0.05$) del consumo en 20 y 30 °C.

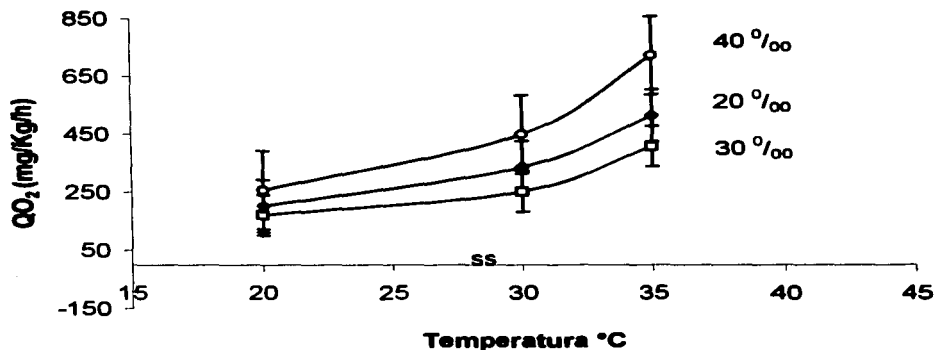


Figura 4. Consumo de oxígeno peso-específico (QO₂; mg/Kg/h) en juveniles de *L. stylirostris* de 4 g PH en tres temperaturas (20, 30 y 35 °C) y para salinidades de 20 ‰ (◆), 30 ‰ (□) y 40 ‰ (○).

La regresión múltiple que describe las relaciones entre el consumo de oxígeno peso-específico en camarones juveniles de *L. stylirostris*, con relación a la salinidad, la temperatura y el efecto de interacción de estas se presenta en el siguiente polinomio:

$$Z = 1663.584 - 68.226 * X - 57.356 * Y + 1.011 * X^2 + 0.437 * XY + 1.146 * Y^2$$

Donde:

- Z es el Consumo de Oxígeno Peso-Específico (QO₂).
- 1663.584 es el intercepto.
- X es la salinidad.
- Y es la temperatura.

- **-68.226, -57.356, 1.011, 0.437, 1.146** son los coeficientes parciales para los miembros del polinomio.

En la Tabla 9a se presentan los valores de los coeficientes parciales del polinomio y el Análisis de Varianza donde se observa que los coeficientes parciales son altamente significativos lo que establece que el QO_2 es dependiente de la salinidad, la temperatura y de la interacción de ambas. En la Tabla 9b se presentan los resultados del análisis de regresión siendo altamente significativo ($p < 0.00$) y el valor del coeficiente de regresión ajustado establece que la ecuación permite explicar mas del 88.5 % de los datos.

Tabla 9a. Análisis de Varianza y coeficientes parciales de la ecuación de regresión múltiple en juveniles de camarón azul *L. Stylirostris*.

Variabes	Parámetros	S.S.	Grados de libertad	MS	F	p
Intercepto	1663.584	382228	1	382228	196.0524	0.00
Sal.	-68.226	488297.9	1	488297.9	250.4578	0.00
(Sal.) ²	1.011	510206	1	510206	261.6949	0.00
Temp..	-57.356	125067.5	1	125067.5	64.1496	0.00
(Temp.) ²	1.146	158546.1	1	158546.1	81.3215	0.00
(Sal) * (Temp.)	0.437	89758.4	1	89758.4	46.0389	0.00
Error		419168.6	215	1949.6		

Tabla 9b. Análisis de regresión múltiple del consumo de oxígeno-peso específico en juveniles de camarón azul *L. Stylirostris*.

R	R ²	R ² ajustada	S.S.	g. de l.	M. S.	F.	p.
0.9423	0.8880	0.8853	Modelo	Modelo	Modelo	340.9301	0.00
			3323423	5	664684.6		
			Residual	Residual	Residual		
			419168.6	215	1949.621		

En la Figura 5 se observa que el consumo de oxígeno se incrementa con la temperatura y es evidente la interacción de la salinidad y la temperatura ya que las isóbaras se mueven en dirección del aumento de la salinidad y la temperatura.

Se aprecia que el incremento en el consumo de oxígeno es más pronunciado por el eje de la temperatura que en el eje de las salinidades y que para salinidades de 40 ‰ y temperaturas superiores a 35 °C el efecto de ambos factores tiene el mismo peso específico.

$$z=1663.584-68.226*x-57.356*y+1.011*x*x+0.437*x*y+1.146*y*y$$

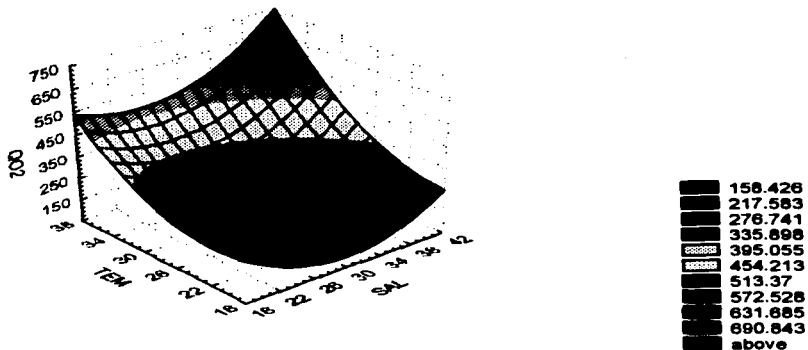


Figura 5. Superficie de respuesta del consumo de oxígeno-peso específico (QO_2 ; mg/Kg/h) en juveniles de *L. stylirostris* con un intervalo de 4.02 a 13.86 g PH y diferentes combinaciones de salinidad y temperatura.

DISCUSIÓN

Generalidades.

Es conocido que el foto período afecta la tasa metabólica de los organismos marinos incrementando o disminuyendo el consumo de oxígeno, como es el caso de los crustáceos decápodos *Hemigrapsus oregonensis*, *H. Nudus* y *Xiphopenaeus kroyeri* (Dehnel, 1958 en Vernberg, 1983; Carvalho y Phan, 1997), por lo que en este trabajo los camarones se mantuvieron con un foto periodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad similar al foto período de la región en la época del año en que se desarrolló este estudio.

Después de la manipulación de los camarones para introducirlos al respirómetro y previo a la evaluación del consumo de oxígeno en las diferentes condiciones experimentales la determinación del consumo se hizo en completa oscuridad para reducir el efecto sombra que puede influir en el mismo y además no se proporcionó alimento a los camarones 24 horas antes de introducirlos a las cámaras del respirómetro debido a que el consumo de alimento por los crustáceos requiere de una demanda de oxígeno adicional para el metabolismo como se reporta para *Carcinus maenas* (Wallace, 1973 citado por Vernberg, 1983).

Calidad de agua.

Esta es importante ya que la concentración de oxígeno disuelto en el agua es un factor determinante en el estado de salud de la especie en cultivo por lo que en el tiempo que duró el trabajo y aún dentro del respirómetro la concentración de oxígeno disuelto en el agua del respirómetro nunca fue menor a 3.72 mg/l lo que evitó condiciones que afectarían la supervivencia y el crecimiento (Aquacop *et al.*, 1988).

Durante todo el trabajo no se permitió en el agua una concentración mayor a 0.3 mg/l de amonio total para evitar que se pudiera alterar la respuesta fisiológica de los camarones pues se ha reportado que en los cultivos de camarón el control de la concentración de amonio es fundamental para la salud

de los camarones, pues se ha demostrado (Chen *et al.* 1991 en Carvalho y Phan, 1997) que la concentración de amonio total de 0.678 mg/l modifica el consumo de oxígeno.

Tiempo de estabilización en el Consumo de Oxígeno (VO₂) para juveniles de *L. stylirostris* en la cámara del respirómetro.

Los términos adaptación y adaptación no genética son sinónimos de aclimatación; sin embargo, la adaptación no genética (o aclimatación) implica el ajuste gradual del individuo dentro de los límites establecidos en su información genética a las condiciones del medio (Venkataramiah *et al.*, 1977; Ross y Ross, 1983).

Se ha reportado que el "estrés" por manipulación de crustáceos y un confinamiento posterior eleva las tasas fisiológicas (Kamler, 1970; Cockroft y Wooldridge, 1985; Dall y Smith, 1986 en Carvalho, 1997).

Así mismo, el consumo de oxígeno de crustáceos y peces se altera al manipularlos e introducirlos en la cámara del respirómetro (Brito-Pérez y Díaz-Iglesia, 1987; Gasca-Leyva *et al.*, 1991; Martínez-Palacios *et al.*, 1996^b).

Durante este trabajo se dio un manejo cuidadoso a los camarones y la adaptación a las condiciones del respirómetro fue determinante ya que como consecuencia de la manipulación, los camarones tuvieron una respuesta inmediata que se manifestó por un incremento en el consumo de oxígeno el cual se estabilizó después de dos horas.

En este trabajo se consideró importante evaluar el tiempo que requieren los juveniles de *L. stylirostris* para adaptarse a las cámaras del respirómetro después de la manipulación. Este es hasta ahora el primer informe para juveniles de *L. stylirostris* donde se estableció el tiempo de estabilización después de la manipulación para introducirlo a la cámara del respirómetro.

Los resultados mostraron que no hubo diferencia significativa ($p < 0.05$) en el consumo de oxígeno (VO₂) después de la segunda hora de permanencia en la cámara del respirómetro. Lo anterior, sugiere que el camarón a las dos horas ha

reducido el efecto de la manipulación, sin embargo, por seguridad los camarones se dejaron cuatro horas dentro de la cámara antes de evaluar el consumo de oxígeno.

El tiempo para la adaptación de los camarones al respirómetro también depende de su conducta y se han reportado diferentes tiempos para la estabilización en el consumo de oxígeno en los camarones como sucede con *Penaeus monodon* (Liao y Murai, 1986) que necesita un tiempo de dos horas para estabilizar su consumo de oxígeno dentro del respirómetro.

Para México se han reportado tiempos de aclimatación al respirómetro en especies de camarón de interés comercial únicamente para *L. vannamei* (Jiménez-Valenzuela, 1993; Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a) quienes reportaron que el tiempo en que se estabiliza el consumo de oxígeno dentro del respirómetro es de cuatro horas; Para postlarvas de *Farfantepenaeus californiensis* Villareal y Rivera (1993) establecieron que se requieren 2 horas para estabilizar el consumo de oxígeno por efecto de la manipulación.

En otras especies como en *P. indicus* se reporta que requiere de una hora de permanencia en el respirómetro para que se "equilibre su metabolismo" (Kutty *et al.*, 1971) y en *Xiphopenaeus kroyeri* se reporta que para animales confinados 1, 2, 3, 6, 12 y 24 horas "no hubo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los periodos de aclimatación" (Carvalho y Phan, 1997) por lo que el consumo de oxígeno lo midieron en ese experimento, por seguridad, después de una hora de confinamiento en las cámaras del respirómetro.

Efecto combinado de la salinidad y la temperatura en la tasa respiratoria para juveniles de *Litopenaeus stylirostris*.

En particular se ha determinado que la temperatura es el factor que más afecta a la tasa metabólica de los organismos lo que se refleja con un incremento en la tasa de respiración (Bishop *et al.*, 1980; Kulkarni y Joshi, 1980; Martínez-Palacios, 1986; Martínez-Palacios *et al.*, 1996^a).

En la mayoría de los animales acuáticos poiquiloterms el metabolismo aumenta o disminuye de acuerdo con la variación de la temperatura del agua y es de gran influencia en el crecimiento de los animales, de hecho para especies tropicales se asocia el bajo crecimiento a bajas temperaturas del agua (Ponce-Palafox *et al.*, 1997).

El valor de los exponentes del peso (pendiente de la ecuación) obtenidos en este trabajo en las diferentes combinaciones de salinidad y temperatura para juveniles de *L. stylirostris* (0.74) es un valor cercano al exponente reportado (0.71) para postlarvas por Gaudy y Sloane (1971) y este valor es menor a los reportados por Liao (1986) y Kurmaly (1989) para *P. monodon* (0.85).

El valor promedio de la pendiente obtenida en este trabajo es menor al reportado para *F. brasiliensis* por Scelzo y Zúñiga (1987) y para *Xiphopenaeus kroyery* (Carvalho y Phan, 1997) donde obtuvieron un valor promedio de pendiente de 0.7916 y de 0.8490 respectivamente.

Es importante señalar que los valores de las ordenadas al origen y las pendientes reflejan como se afecta el Consumo de Oxígeno por la salinidad y temperatura experimental. También como disminuye la tasa metabólica con el peso corporal de los camarones respectivamente y esta última se encuentra entre 0.70 a 0.80 y refleja una tasa respiratoria proporcional entre peso y superficie para crustáceos (Kinne, 1967; Vernberg, 1983).

Los resultados del análisis de Covarianza de este trabajo establecieron que la temperatura tiene efecto significativo ($p < 0.5$) sobre el Consumo de oxígeno. Lo reportado por Martínez-Palacios *et al.* (1996^a) para *L. vannamei* reportan que no existe diferencia significativa en los consumos de oxígeno en 20, 25 °C y 30 °C y señalan que el menor consumo de oxígeno se presenta en 25 °C.

Estos resultados coinciden también con el consumo reportado para *L. schmitti* con un peso de 16 a 24 gramos a 25 grados centígrados donde el consumo específico de oxígeno es de 350.89 mgO₂/kg/h (Martínez y Díaz, 1975 en Martínez y de La cruz, 1985). De la misma forma ocurre con el QO₂ a 20 °C para los juveniles de *L. stylirostris* de este trabajo, donde el QO₂ es similar al

QO₂ de *Farfantepenaeus californiensis* (Villareal y Ocampo, 1993) a 19 °C para un peso húmedo de 2.31 a 10.01 gramos.

Los valores de QO₂ obtenidos para *L. Stylirostris* en este trabajo también coinciden con lo reportado para *P. monodon* donde la tasa de respiración se modifica por efecto de la temperatura siendo mayor el consumo de oxígeno a 35 °C que a los 20 y 30 °C (Kurmaly *et al.*, 1989) y lo mismo sucede con *Penaeus indicus*, *F. aztecus* y *P. monodon* (Kutty *et al.*, 1971; Bishop *et al.*, 1980).

Las ecuaciones de Consumo de Oxígeno-Peso Específico obtenidas en este trabajo demuestran que el Consumo de Oxígeno-Peso Específico en las temperaturas probadas en juveniles de *L. stylirostris* es mayor en camarones de menor peso corporal lo cual se explica porque el metabolismo es mayor en animales que están creciendo y tienen aumento de tejidos.

Otro aspecto relevante que influye en la tasa de consumo de oxígeno es la edad de los animales que se refleja como peso corporal, siendo mayor la tasa de respiración por unidad de peso en animales de menor edad que en animales de mayor edad como ocurre con peces (Müller-Feuga *et al.*, 1978; Ross y Ross, 1983; Martínez-Palacios y Ross, 1986) y también con crustáceos penaeidos en los que la tasa de respiración-Peso Específico se reduce con la edad de los camarones debido a que se incrementa el tejido no respiratorio (Waterman, 1960 Kulkarni y Joshi, 1980; Kurmaly *et al.* 1989).

Con relación a la salinidad, se sabe que es un factor que afecta el consumo de oxígeno de los organismos acuáticos cuando se encuentran en salinidades diferentes del punto isosmótico (Venkataramiah, 1977) pues aumenta el costo energético para realizar la osmorregulación.

Es importante señalar que la salinidad afecta de manera diferente a las especies y aún en distintas edades en una misma especie como es el caso de las larvas y postlarvas de *P. japonicus* donde su tolerancia a las bajas salinidades aumenta con los estadios de desarrollo (Charmantier *et al.*, 1989).

Esta situación está ligada al ciclo de vida de los camarones quienes ingresan a las lagunas y estuarios donde viven hasta que como preadultos regresan a las

aguas marinas Vernberg, 1983). La preferencia de los estadios juveniles y postlarvas de penaeidos a las aguas salobres se ha demostrado bajo condiciones de laboratorio y se señalado que en particular las postlarvas de *L. stylirostris* prefiere aguas salobres pero los juveniles tienen preferencia por aguas marinas (Mair, 1980).

Gaudy y Sloane (1981) y Sloane (1981) reportan que *L. stylirostris* pertenece al Grupo 1 de la clasificación de Kinne (Kinne, 1967), aunque se reporta que las salinidades menores de 20 partes por mil y mayores a 40 partes por mil producen un gasto energético elevado que no se invierte en crecer pues la eficiencia en el crecimiento de los camarones está relacionado con la salinidad (Venkataramiah *et. al.*, 1975). De igual forma se reporta por Gaudy y Sloane (1981) que las postlarvas de *L. stylirostris* y *P. monodon* presentan aumento de metabolismo a baja salinidad.

Aunque el análisis estadístico en este trabajo, indica que la salinidad no afecta significativamente ($p < 0.05$) al Consumo de oxígeno siempre se obtuvo el menor QO_2 a la salinidad de 30 partes por mil y el mayor consumo de oxígeno en *L. stylirostris* a las salinidades de 20 y 40 ‰ y que este esquema se mantiene en las temperaturas de 20, 30 y 35 °C (tal como se muestra en la tabla 8) por lo que esta especie pertenece al grupo 1 de la clasificación de Kinne (Kinne, 1967) por lo que es posible que la salinidad de 30 ‰ podría ser cercana al punto isosmótico para los juveniles de *L. stylirostris*.

Los valores en el consumo de oxígeno-Peso específico reportados aquí son similares a lo reportado por Carvalho y Phan (1997); Suárez y Xiques (1969); Martínez y De la Cruz (1985) y Villareal y Ocampo (1993) para *X. Kroyery*, *L. schmitti* y *F. californiensis* e indican un patrón fisiológico similar para decápodos en un intervalo de peso similar con los empleados en este trabajo.

Los valores de QO_2 reportados para juveniles de camarones marinos en salinidades de 25 ‰ o más y en temperaturas superiores a 25 °C son similares a los valores obtenidos con juveniles de *L. stylirostris* en este trabajo como en algunos juveniles de *Penaeus japonicus* (Dalla via, 1986), *P. semisulcatus* de 17.3 gramos (Carvalho y Phan, 1997); camarones de 10 gramos de

Litopenaeus schmitti (Martínez y De la Cruz, 1985), *Farfantepenaeus duorarum* de 9.66 gramos (Carvalho y Phan, 1997) y *F. californiensis* de 10.01 gramos (Villareal y Ocampo, 1993) todos en un intervalo de 181.4 a 383.7 mgO₂/Kg/h.

El efecto combinado de la salinidad y la temperatura sobre el consumo de oxígeno puede actuar como un modulador positivo o negativo del efecto del otro (Gilles and Pequeux, 1983 in Vernberg, 1983). En los penaeidos la baja temperatura es un factor que afecta negativamente la habilidad de osmoregulación en la sangre (Williams, 1960 en Vernberg, 1983) esto podría indicar que un estrés hipo osmótico en las especies eurihalinas se resiste mejor a altas temperaturas. Por otra parte las altas temperaturas pueden reducir la tolerancia a la baja salinidad (Hicks, 1973 en Vernberg, 1983). En este trabajo se considera que *L. stylirostris* resiste mejor la baja salinidad a baja temperatura por lo que el efecto combinado de alta salinidad-alta temperatura es un modulador negativo sobre el consumo de oxígeno.

Para la combinación con salinidad de 40 partes por mil y 35 grados centígrados se obtuvo un consumo de oxígeno significativamente diferente ($p > 0.05$) de todas las combinaciones de salinidad y temperatura excepto con la combinación de 40 es posible pensar en que esta especie tiene dificultades para adaptarse a esa temperatura, lo anterior se podría explicar a que está por arriba del límite superior del intervalo de distribución natural de los juveniles de esta especie (Mair, 1980).

Los juveniles de *L. stylirostri* no incrementan significativamente ($p < 0.05$) el QO₂ entre los 20 y 30 °C, como se puede ver en la Figura 4, lo que indica su capacidad de compensación térmica para este intervalo de temperatura, no así en la temperatura de 35 °C donde se tuvo un aumento significativo ($p > 0.05$) en el Consumo de Oxígeno.

Lo anterior coincide también con otra especie de interés comercial como lo es *F. californiensis* para la cual se reporta que su metabolismo se ve fuertemente afectado en temperaturas experimentales extremas de 19 y 35 °C y refleja quizá los límites de adaptación de los organismos (Villareal y Rivera, 1993).

En juveniles de *L. stylirostris* (Figura 3) se observa que el consumo de oxígeno-peso específico en 30 °C es muy cercano al consumo en 20 °C para el intervalo de 20 a 30 ‰. Para la temperatura de 35 °C el consumo de oxígeno se dispara bruscamente en las salinidades de 20 y 40 ‰ lo que indica que independientemente de la temperatura el menor consumo se presenta a 30 ‰ de salinidad.

Tabla. 10. Valores del Consumo de Oxígeno-Peso Específico (QO₂) para algunas especies de crustáceos de importancia comercial.

ESPECIE	PESO g	SAL (‰)	TEMP (°C)	QO ₂ mgO ₂ /kg/h	AUTOR
<i>Metapenaeus monoceros</i>	3.5	>25	25	630.75	Rao, 1958 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Penaeus japonicus</i>	3.1	>25	25	220.80	Egusa, 1961 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
	11.8	>25	25	173.73	
<i>P. japonicus</i>	3.4	>25	25	720.81	Kulkarni y Joshi, 1980
	12.8	>25	25	315.80	
<i>P. japonicus</i>	Juvenil	37		200 - 300	Datta Via, 1986
<i>P. japonicus</i>	4.1	>25	25	275.58	Chen y Lai, 1992 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Penaeus semisulcatus</i>	17.3	>25	25	243.91	Kutty, 1969 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Penaeus monodon</i>	1.5 a 8.5	>25	25	348.32	Ting, 1970 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>P. monodon</i> (pl)	< 1	35	27	5035.19	Gaudy and Sloane, 1981
<i>P. monodon</i>	0.6-34.3	30	25	2870	Liao y Murai, 1986

<i>P. monodon</i>	0.25		20	385	Dalla Via, 1986
<i>P. monodon</i> (pl)	0.25			1500	Chi-Hsiang <i>et al.</i> , 1989.
<i>Penaeus indicus</i>	1 a 3	25	30	458.73	Kutty <i>et al.</i> , 1971
<i>Litopenaeus schmitti</i>	16.1	35	25	375.28	Suárez y Xiques, 1989
<i>L. schmitti</i>	6.1			344.14	Suárez y Xiques, 1989.
<i>L. schmitti</i>	10.0	35-36	25	383.70	Martínez, A. y A de La Cruz, 1985
<i>Farfantepenaeus aztecus</i>	3.7	>25	25	344.04	Bishop, 1974 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>F. aztecus</i>	3.75	>25	25	1490.87	Venkataramiah, 1974 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>F. duorarum</i>	1.68 9.66	>25 >25	25 25	288.41 191.70	Subrahmanyam, 1976 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>F. brasiliensis</i>	1	>25	25	549.44	Romero, 1983 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Macropetasma africanus</i>	1	>25	25	522.91	Cockroft y Wooldrige, 1985 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Palemon pacificus</i>	1.12	>25	25	474.13	Emerson, 1985 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>Penaeus sculentus</i>	1	>25	25	284.13	Dall, 1986 (citado por Carvalho y Phan, 1997)
<i>F. californiensis</i>	2.31		19	295.26	Villareal y Ocampo,

	10.01			181.43	1993
<i>Litopenaeus vannamei</i>	PI	25	20	354	Villareal <i>et al.</i> , 1992
<i>L. vannamei</i>	PI	35	28	882	
<i>L. vannamei</i>	1	35	30	1288.24	Martínez-Palacios, 1996
<i>L. vannamei</i>	1	35	25	602.55	Martínez-Palacios, 1996
<i>L. vannamei</i>	1	35	20	1000	Martínez-Palacios, 1996
<i>L. stylirostris</i>	<1	35	27	5523	Gaudy y Sloane, 1981
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	40 40	20 20	256.62 193.37	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	40 40	30 30	449.04 387.70	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	40 40	35 35	720.51 537.77	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	30 30	20 20	170.66 137.40	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	30 30	30 30	251.80 226.04	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	30 30	35 35	407.10 313.83	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	20 20	20 20	201.63 140.76	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	20 20	30 30	335.07 286.61	ESTE TRABAJO
<i>L. stylirostris</i> (juveniles)	4.0 10.0	20 20	35 35	512.50 366.85	ESTE TRABAJO
<i>Xiphopenaeus kroyeri</i>	1 10	25 25	25 25	366.29 284.19	Carvalho y Phan, 1997

Con relación a los valores del coeficiente térmico los valores más bajos indican que *L. stylirostris* tiene una respuesta adaptativa a esas temperaturas y los

valores más elevados indican un incremento de sensibilidad a esas temperaturas. En este caso los valores de Q_{10} siguen el mismo patrón independientemente de los valores de salinidad y son más elevados en el intervalo de 30 a 35 °C lo que indica que su metabolismo se ve afectado y quizá refleja los límites de adaptación de la especie (Díaz-Iglesia, 1988; Villarreal y Rivera, 1993).

El polinomio obtenido en este trabajo permite predecir la respuesta metabólica de los juveniles de *L. stylirostris* y contar con un modelo para el Consumo de oxígeno-Peso Específico en salinidades de 20 a 40 y temperaturas de 20 a 35 °C para camarones de un intervalo de peso de 4 .02 a 13.86 g. p. h. y permite realizar el cultivo de juveniles de *L. stylirostris* dentro de los límites fisiológicos más adecuados para la especie sugiriendo las épocas y lugares mas adecuados para el mismo.

CONCLUSIONES

Se estableció que se requieren dos horas para adaptarse a las cámaras del respirómetro y no existió diferencia significativa ($p < 0.05$) en el consumo de oxígeno (VO_2) entre la segunda y las horas posteriores.

Existe efecto de la temperatura y efecto combinado de salinidad y temperatura sobre el consumo de oxígeno de rutina, así mismo que no existe efecto de la salinidad sobre el consumo de oxígeno.

Las pendientes de las ecuaciones de salinidad y temperatura en juveniles de *Litopenaeus stylirostris* no fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$) y el valor promedio de la pendiente fue de $b = 0.7424$.

Existe diferencia significativa ($p > 0.05$) entre la temperatura de 20 °C en la salinidad de 20 y 30 ‰ de la temperatura de 30 y 35 °C en las salinidades de 20 y 30 ‰ y de las temperaturas de 30 y 35 °C a 40 ‰ de salinidad.

El Consumo de Oxígeno-Peso Específico en las temperaturas probadas para juveniles de *L. stylirostris* es mayor en camarones de menor peso corporal.

Los juveniles de *L. stylirostris*, presentaron el QO_2 más elevado en la temperatura de 35 °C para las 3 salinidades lo que refleja quizá la temperatura límite de adaptación de la especie.

Existe capacidad de compensación térmica QO_2 en *L. stylirostris* entre los 20 y 30 °C

El consumo de oxígeno aumenta notablemente con el incremento de la temperatura lo que no sucede con la salinidad donde el QO_2 es menor para la salinidad de 30 partes por mil.

Se considera que el consumo de oxígeno *L. stylirostris* disminuye al incrementarse la salinidad hasta 30 ‰ en 20 y 30 °C y resiste mejor la baja salinidad a baja temperatura y que el efecto combinado de alta salinidad-alta temperatura es un modulador negativo sobre el consumo de oxígeno.

Esta especie pertenece al grupo 1 de la clasificación de Kinne (Kinne, 1967) y se puede suponer que el punto isosmótico para los juveniles de *L. stylirostris* se encuentra cercano a 30 ‰.

La ecuación de regresión múltiple permite sugerir que el cultivo de esta especie se desarrolle en el intervalo de 25 a 38 ‰ de salinidad y en un intervalo de 20 a 30 °C de temperatura.

LITERATURA CITADA

Alcaraz M. y Sarda F., 1981. Oxygen Consumption by *Nephtrops norvegicus* (L.), (Crustacea: Decapoda) in Relationship With its Moulting Stage. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology J. Exp. Mar. Biol. Ecol., vol. 54, no. 2, pp. 113-118

Allan G. L., Maguire G. E., 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.

Aquacop, Bedier E. And Soyez C., 1988. Effects of dissolved oxygen concentration on survival and growth of *P. vannamei* and *P. stylirostris*. J. World Aquaculture Soc. Aquaculture communiqués, 19 (1): 13A.

Arredondo-Figueroa J. L., Ponce-Palafox J. T., 1999. Calidad del agua en acuacultura. A G T editor, México, D. F. 222 p.

Armstrong D. A., 1978. Responses of *Macrobrachium rosebergi* to extremes temperature and salinity. Department of Water Science and Engineering, University of California, Davis. Water Science and Engineering Papers, 4507: 18-51.

Banco Nacional de Comercio exterior Bancomext., 1997. Dirección Ejecutiva Regional de Occidente. Sinaloa exporta fase II. Proyectos de exportación de camarón de acuacultura. 22 p.

Barnabé G., 1991. Acuicultura vol. 2 Editorial Omega, S. A., Barcelona España. 1099 p.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Bayne B. L., 1976. Marine mussels their ecology and physiology. International Biological Programme. Cambridge University Press London 506 pp.

Beamish F. W. H., 1964. Respiration of fishes with special emphasis on standar oxygen consumption. II. Influence of weight and temperature on respiration of several species. Canadian Journal of Zoology, 42: 177-188.

Bishop J.M., Gosselink J. G., Stone J. H., 1980. Oxygen consumption and hemolymph osmolality of brown shrimp *Penaeus aztecus*. Fish.-Bull., 78 (3): 741-757.

Boyd C. E., 1999. Aquaculture sustainability and environmental issues. World Aquaculture, 30 (2): 10-11.

Brito-Pérez R., Díaz-Iglesias E., 1987. Efectos de la extirpación unilateral de pedúnculos oculares sobre el consumo de oxígeno en juveniles de langosta, *Panulirus argus*. Rev. de Inv. Mar., 8 (3): 71-81.

Carvalho P. S. M. Phan V. N., 1997. Oxygen consumption and amonia excretion of *Xiphopenaeus kroyeri* Séller (penaeidae) in relation to mass temperature and experimental procedures, shrimp oxygen uptake and ammonia excretion. J. Exp. Mar. Biol. and Ecology, 209: 143-156.

Caulton M. S., 1978. The effect of temperature and mass on routine metabolism in *Sarotherodon* (tilapia) *mossambicus* (Peters). J. Fish Biol., 13: 195-201.

CICTUS, 1983. El cultivo del camarón azul *Penaeus stylirostris* (Stimpson, 1874) Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora., Hermosillo Sonora, México. 126 paginas.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Clifford C.H., Brick. W. R., 1979. A physiological approach to the study of growth and bioenergetics in the freshwater shrimp *Macrobrachium rosenbergii*. *Proc. World Maricul. Soc.*, 10: 701-719.

Cockcroft A. C., Davidson S., 1989. An Improved Flow-Through Respirometer for the Automatic Determination of Oxygen Consumption in Aquatic Invertebrates. *Aquaculture*, 77: 271-275.

Charmantier G., Bouaricha N., Charmantier-Daures M., Thuet. P. y Trilles J. P., 1989. Salinity tolerance and osmoregulatory capacity as indicators of physiological state of penaeid shrimps. *European Aquaculture society. Especial publication No. 10.*

Chen-Jiann-Chu; Nan-Fan-H., 1995. Oxygen consumption and ammonia-N excretion of *Penaeus chinensis* (Osbeck, 1765) juveniles at different salinity levels (Decapoda, Penaeidae) *Crustaceana*, 68 (6): 712-719.

Chi-Hsiang L., Li-Yueng H., Chao-Kuan C., 1989. Effects of salinity on the oxygen consumption and ammonia excretion of juveniles of the grass shrimp, *P. monodon* Fabricius. *Bull. Inst. Zool., Academica Sinica*, 28 (4): 245-256.

Dalla Via G. J., 1986. Salinity responses of the juvenile penaeid shrimp *Penaeus japonicus*. oxygen consumption and estimations of productivity. *Aquaculture*, 55: 297-306.

Dawirs R. R., 1983. Respiratory, energy balance and development during growth and starvation of *Carcinus maenas* L larvae (Decapoda: Portunidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 69: 105-128.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Degani G. M., Gallagher L., 1985. The relationship between growth, food conversion and oxygen consumption in developed and underdeveloped American eels, *Anguilla rostrata* (Lesueur) J. Fish Biol. 27: 635-641.

Díaz-Iglesia E., 1988. Aspectos de la fisiología de animales acuáticos. Editorial Pueblo y Educación. La Habana Cuba. 119 p

Engel D. W., Eggert L. D., 1974. The effect of salinity and sex on the respiration rates of excised gills of the blue crab, *Callinectes sapidus*. Comp. Biochem. Physiol., 47a: 1005-1011.

Esparza-Leal, H. M., 1997. Efecto de temperatura y salinidad sobre el consumo de oxígeno de juveniles de camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias con especialidad en Acuicultura del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C. Unidad Mazatlán, México. 54 p.

Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2000^a. World Review of Fisheries and Aquaculture. *Fisheries Resources: Trends in Production, utilization and trade*. www.fao.org.

Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2000^b Resúmen informativo sobre la pesca por países. FID/CP/MEX Rev. mayo 2000.

Fideicomisos Instituidos con Relación a la Agricultura (FIRA), Banco de México, 1996. Boletín Técnico (S/N) México, D. F. 44 p.

Fry F. E. J., 1974. Effects of the environment on animal activity. University of Toronto Studies in Biology, 55: 1-62.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Gasca-Leyva J. F., Martínez-Palacios C. A., Ross L. G., 1991. The respiratory requirements of *Macrobrachium acanthurus* (Weigman) at different temperatures and salinities. *Aquaculture*, 93: 191-197.

Gaudy R., Sloane L., 1981. Effect of salinity on oxygen consumption in postlarvae of the penaid shrimps *Penaeus monodon* and *P. stylirostris* without and with acclimation. *Marine Biology*, 65: 297-301.

Hoar W. S., Hikman C. P., 1978. Fisiología general y comparada. Editorial Omega. Barcelona España: 41-49.

Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática, (INEGI), 1998. el sector alimentario en México, Ed. INEGI: 176-179

Instituto Tecnológico del Mar en Campeche, 2000. Informe de Actividades de Investigación del Área de Acuicultura. Reunión Nacional del Programa Camarón de la Dirección General de Educación en Ciencia y Tecnología del Mar de la Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica de la SEP. Noviembre del 2000. Campeche Campeche.

Jiménez-Valenzuela L., 1993. Efectos de la temperatura y peso corporal en el consumo de oxígeno del camarón blanco *Penaeus vannamei*. Boone, 1931 (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) Tesis de licenciatura Universidad Juárez Autónoma de Tabasco Unidad Sierra. 36 p.

Jones D. A., Kanazawa A., Rhahman S. A., 1979. Studies on the presentation of artificial diets for rearing the larvae of *Penaeus japonicus* Bate. *Aquaculture*, 17: 33-43.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Karandieva O., Silva L. A., 1967. Intensidad de respiración y osmoregulación del cangrejo comercial *Menippe mercenaria* (Say), en las aguas Cubanas. Est. Inst. Ocean. Cuba, 11 (1): 5-20.

Keys A. B., 1930. The measurement of the respiratory exchange of aquatic animals. Biol. Bull., 59: 187-197.

Kinne O., 1967. Physiology of stuarine organisms with special reference to salinity and temperature: general aspects. In *Estuaries*, pp. 525-540. Whashington, D. C. American Association for the Advancement of Science (Publ. Am. Ass. Advm Sci. No. 83)

Kinne O., 1970. Marine Ecology: A comprehensive integrated treatise of life in oceans and coastal waters. London. Wiley Interscience.

Kulkarni G. K., Joshi P. K., 1980. Some aspects of respiratory metabolism of a penaeid prawn, *Penaeus japonicus* (Bate) (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) Hydrobiologia, 75 (1): 27-32.

Kurmaly K., Yule A. B., Jones D. A., 1989. Effects of body size and temperature on the metabolic rate of *Penaeus monodon*. Marine Biology, 103: 25-30.

Kramer G. L. 1975., studies on the lethal dissolved oxygen levels for young brown shrimps *Penaeus aztecus* (Ives) Proc. Annu. Met. World Maricult. Soc., 6: 157-167.

Kutty M. N., Murugapoopathy G., Krishnan T. S., 1971. Influence of salinity and temperature on the oxygen consumption in young juveniles of the Indian prawn *Penaeus indicus*. Mar. Biol., 11: 125-131.

Lewis E. G., Haefner P. A., 1976. Oxygen consumption of the blue crab *Callinectes sapidus* Rathbun from proecdysis to postecdysis. *Comp. Biochem. Physiol.*, 54 A: 55-60.

Liao C., Murai T., 1986. Effects of dissolved oxygen, temperature and salinity on the oxygen consumption of the grass shrimp, *Penaeus monodon*. p. 641 – 646. In Maclean, L. B. Dizon and L. V. Hosillos (eds.) *The First Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila Philippines.

Licop M. S., 1984. The influence of temperature and salinity on oxygen consumption of *Penaeus monodon* postlarvae. *Int. Conf. on the Culture of Penaeid Prawns/Shrimps (FICCPPS)*, Iloilo City (Philippines), 4-7 Dec 1984.

Mair J. McD., 1980. Salinity and water type preference of four species of postlarval shrimp (*Penaeus*) from west Mexico. *J. exp. Mar. Biol. Ecol.*, 45: 68-82.

Marshall *et al.*, 1935 in Vernberg, F. J.W. B. Vernberg., 1983. The Biology of crustacea. Vol. 8. Environmental adaptations. Academic Press. New York.

Marty-Ordoñez A., 1972. Estudio sobre las preferencias de temperatura y salinidad de *P. stylirostris* en estado adulto. Tesis Instituto Tecnológico de Estudios Superiores de Monterrey. Escuela de Ciencias Marinas y Tecnología de Alimentos, Guaymas, Sonora. México 52 pp.

Martínez A. y De la Cruz A., 1985. Respiración de camarones en condiciones de transporte en agua. *Rev. de Inv. Mar. Univ. de la Habana*, 6 (1): 70-78.

Martínez-Córdova R. L., 1987. Cultivo de camarón azul *Penaeus stylirostris*, en corrales flotantes en diferentes épocas del año en Sonora, México. Tesis de maestría. Inst. Cienc. Del Mar y Limnol. Univ. Nac. Autón. de México. 75 p.

Martínez -Palacios C. A. Ross L. G., 1986. The effects of temperature, body weight and hypoxia on the oxygen consumption on the Mexican mojarra, *Cichlasoma urophthalmus* (Günter). Aquatic Fish management, 17 (4): 243-248.

Martínez -Palacios C. A., Ross L. G., 1994. Biología y cultivo de la mojarra Latinoamericana *Cichlasoma urophthalmus*. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, México, D. F.

Martínez -Palacios.C. A., Ross L. G., Jiménez-Valenzuela L., 1996^p. The effects of temperature and body weight on the oxygen consumption. of *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). J. Aqua Trop., 11: 59-65.

Martínez -Palacios C. A.; Ross L. G., Sánchez-Licea V. H., 1996^p. The tolerance to salinity, respiratory characteristics and potential for aquaculture of the Central American cichlid *Cichlasoma synspilum* (Hubbs,1935). Aquaculture Research, 27: 215 – 220.

Moreira G. S., McNamara J. C. Shumway S.E. Moreira P. S., 1983. Osmoregulation and respiratory metabolism in brazilian *Macrobrachium* (Decapoda, Palaemonidae) Comp. Biochem. Physiol., 74A (1): 57-62.

Muller-Feuga J. P., Sabaut J. L., 1978. The influence of temperature and wet weight on the oxygen demand of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) in fresh water. Aquaculture, 14: 359-363.

Nelson S. G., A. Armstrong A. W., Knight. Li., H. W., 1977. The effect of temperature and salinity on the metabolic rate of juvenile *Macrobrachium rosenbergii* (Crustacea, Palemonidae). Comp. Biochem. Physiol., 56a: 522-537.

Parado-Esteba, P., R. P. Ferraris, J. M. Ladja & J. G. de Jesús, 1987. Responses of intermolt *Penaeus indicus* to large fluctuations in environmental salinity. *Aquaculture*, Vol. 64:175-184.

Ponce-Palafox J. Martínez-Palacios C. A., Ross L. G., 1997. The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Bonne, 1931. *Aquaculture*, 157:197-115.

Prasad-P.N., Rafiuddin-A.S., Naik-U.G., Neelakantan-B., 1991. Salinity tolerance and oxygen consumption in the juveniles of *Penaeus merguensis* (de Man). *Comp.-Physiol.-Sci.*, 16 (4): 144-148.

Prosser, C. I., Brown, F.A., 1968. Fisiología comparada. Ed. Interamericana, S. A. México 728 páginas.

Riley J. P., Chester R., 1989. Introducción a la Química Marina. AGT Editor, S. A. Mexico, D. F. 459 p.

Robaina O. G., 1983. Efecto de la salinidad y la temperatura en la sobrevivencia del camarón *Penaeus brasiliensis* Latreille (Crustacea, Decápoda, Penaeidea). *Rev. Lat. Acuic. Perú*, 17 (1) 54: 25-37.

Rosenberry R., 1997. World shrimp farming 1997. *Shrimp News International*. San Diego California, USA 284 p

Rosas C., E. Martínez M. Aguilar A. Sánchez E. Díaz-Iglesia R. Brito E. Martínez Soto L. A., 1997. Critical dissolved level to *Penaeus schmitti*: postlarvae (PL 10-18) exposed to salinity changes. *Aquaculture*, 152: 259-272.

Rosas C., E. Martínez Aguilar M., Sánchez A., Gaxiola G., Díaz Soto E. L. A., 1996. Concentración mínima de oxígeno para obtener el máximo crecimiento en

postlarvas y juveniles del camarón blanco *Penaeus setiferus*: un enfoque bioenergético. IV Simposio Centroamericano de Acuicultura.

Ross B. Ross. L. G., 1983. The oxygen requirements of *Oreochromis niloticus* under adverse conditions. Procc. Int. Symp. on Tilapia in Aquac. Israel. 134-143 pp.

Ruiz-Luna A., Hernández-Cornejo R., 1999. Desarrollo de la camaronicultura en el Sur de Sinaloa. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo Unidad Mazatlán. (Laboratorio de Manejo Ambiental) Mazatlán, Sinaloa México 36 paginas.

SAGARPA, 2002. Volumen y valor de la producción pesquera en el estado de Sinaloa correspondiente al año 2000 de la Subdelegación de Pesca. Mazatlán Sinaloa.

Scelzo M. A., Zúñiga O., 1987. Consumo de oxígeno en el camarón *Penaeus brasiliensis* Latreille (Decápoda: Penaeidae) en relación con la salinidad y temperatura. Sociedad de Ciencias Naturales La Salle. 47: 127-128.

Scheffler W. C., 1979. Statistic for the biological sciences. USA Addison-Wesley Publishing Company, INC. 227 pp.

Seidman E. R., Lawrence A. L. 1985. Growth, feed digestibility and proximate body composition of juvenile *Penaeus vannamei* and *Penaeus monodon* grown at different dissolved oxygen levels. J. World Maricult. Soc., 16: 333-346.

SEMARNAP, 1997. Componente ambiental del proyecto TCP/MEX/4555 camaronicultura rural para Nayarit y Sinaloa (informe final). Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación. 88 p

SEMARNAP., 2000. Anuario Estadístico de Pesca 1999. Secretaría de medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. México, D. F.

Sloane L., 1981. Influence de la salinité consommation d' aliment et excréation. Thèse 3 en Cycle Oceanol. 136 paginas.

Sokal R. R., Rohlf. F. J., 1981. Biometry. 2a ed. W. H. Freeman & Co. San Francisco. 859 p.

Spanopoulos-Hernández M., Sol Hernández M. J., Zarco-Padrón B. L. y Franco-Nava M. A., 1991. Estructura y Variación del Zooplankton en Estanques Camaroneros de Sinaloa. Informe técnico final del Instituto Tecnológico del Mar en Mazatlán mediante el convenio 290-89 con el Consejo Nacional de Educación Tecnológica (CoSNET) de la Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica de la SEP.

Spanopoulos-Hernández M., Farias-Sánchez J. A., Sol Hernández M. J., 1998. Efecto de la temperatura y la salinidad sobre el consumo de oxígeno en *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson) en condiciones de laboratorio quinto Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología del Mar Veracruz, Veracruz México de noviembre de 1998.

Spoor W. A., 1946. A quantitative study of the relationship between activity and oxygen consumption of the goldfish and its application to the measurements of respiratory metabolism. Biological Bulletin, Marine Biological Laboratory, Woods Hole, Mass., 91: 312-325.

Stern S., Cohen D., 1982. Oxygen consumption and ammonia excretion during the molt cycle of freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) Comp. Biochem. Physiol., 73a (3):417-419.

Stirling H. (Institute of Aquaculture), 1985. **Chemical and Biological Methods of Water Analysis for Aquaculturalists**. Edit. By H. Stirling. 119 p.

Strickland J., Parsons, T., 1968. **A Practical Handbook of Seawater analysis**. Fisheries Research Board of Canada.

Suárez, A. G. Xiques, R. D., 1969. Consideraciones sobre los índices metabólicos y la supervivencia del camarón blanco *Penaeus schmitti* (Burkenroad) de la plataforma cubana FAO Fish. Rep., 57: 621-642.

Venkataramiah. A., G. J. Lakshmi. P. Biesot, J. D. Valteau Gunter, G., 1977. Studies on the time course on salinity and temperature adaptation in the commercial brown shrimp *Penaeus aztecus* Ives 308 pp. Contract Report H-77-1 for office. Chief of Engineers. U. S. army Washington. D.C. (Contract DACW 39-73-C-0115). Vicksburg. Miss. U. S. Army Engineer Waterways Experiment Station.

Vernberg, F. J., 1983. Respiratory adaptations **The Biology of crustacea**. Vol. 8. Environmental adaptations. Academic Press. New York pp 1 – 44 pp.

Villareal, H.; Naranjo, J.; Hinojosa, P. 1992. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. Aquaculture 92 Growing-Toward-The 21-st-century.

Villareal H. Ocampo, L.;1993. Effect of size and temperature on the oxygen consumption of the brown shrimp *Penaeus californiensis* (Holmes, 1900) Comp. Biochem. Physiol. 106^a (1): 97-101.

Villareal H., Rivera, J. A., 1993. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus californiensis* postlarvae Comp. Biochem. Physiol. A. Vol., 106A (1): 103-107.

Waterman, 1960. The physiology of crustacea. Metabolism and growth. Academic Press, N. Y.

Wheaton F. W., 1982. Acuacultura diseño y construcción de sistemas. AGT Editor, México. 704 p.

Williams., 1960 in. Vernberg, F. Vernberg, J.W. B., 1983. The Biology of crustacea. Vol. 8. Environmental adaptations. Academic Press. New York página 24.

Zar J. H., 1984. Bioestatistical analysis Prentice-Hall, INC., Englewood Cliffs, N. J. 2ª edición: 718 p.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

ANEXO

Cálculo de densidad de siembra de juveniles de *L. stylirostris* basado en datos de respiración.

La información sobre fisiología de la respiración disponible para *L. stylirostris* es útil para calcular capacidades de carga en sistemas de cultivos semi-intensivos e intensivos y para el transporte de organismos. El conocimiento de las condiciones ambientales, combinada con la información metabólica proporciona las bases para esos cálculos (Martínez-Palacios y Ross, 1994), como se puede ver a continuación:

En el caso de los estanques de camarón la profundidad promedio es de un metro por lo que el siguiente cálculo será por metro cúbico de agua (1000 litros).

PROCEDIMIENTO

- a) Cuando el agua en un estanque de cultivo se encuentra a **30** grados centígrados de temperatura y **30** partes por mil de salinidad y consideramos el agua con la saturación de oxígeno al nivel del mar esta es de **6.4 mg/L** (Stirling, 1985; Riley y Chester, 1989).
- b) Por lo que la cantidad de oxígeno disponible por metro cúbico de agua es de **6400 mg O₂/día**, sin embargo la concentración mínima de oxígeno disuelto en agua reportado como el punto crítico para esta especie (Aquacop, 1988) es de **3 mg/l**.
- c) Por lo anterior la cantidad de oxígeno disponible es de $(6.4 - 3) * 1000$ litros = **3400 mg O₂/día** y la disponibilidad de oxígeno por hora es de **141.6 mg O₂/ hora**
- d) De acuerdo a la Tabla 8 que se presenta en este documento el consumo de oxígeno de animales de *L. stylirostris* de **4 gramos** en estas condiciones es de

251.80 mgO₂/Kg/h (que deberá duplicarse por seguridad), por lo que el consumo (251.80) * 2 es de 503.60 mg/Kg/hora

d) El peso de camarones que puede ser mantenido es de 141.6mg O₂/hora / 503.60 mg /Kg/h. = 0.2811 Kg

e) Esto es equivalente a **70 camarones** de 4 gramos de peso húmedo por metro cúbico **suponiendo que no hay otra carga.**

f) Si el cálculo se hace con animales de *L. stylirostris* de diez gramos en estas condiciones es de 226.04 mgO₂/Kg/h (que deberá duplicarse por seguridad), por lo que el consumo (226.04) * 2 es de 452.08 mg /Kg/hora

g) El peso de camarones que puede ser mantenido es de 141.6mg O₂/hora /452.08 mg O₂/Kg/h. = 0.3132 Kg

h) Esto es equivalente a **31 camarones** de 10 gramos de peso húmedo por metro cúbico **suponiendo que no hay otra carga.**

La mejor temporada para la engorda de esta especie en el sur de Sinaloa es el ciclo de cultivo que se llama de invierno (noviembre a febrero) pues en esta época se presentan las lluvias y la salinidad se encuentra entre los 32 a 40 ‰ en los estanques y, además la temperatura está en el intervalo de 21 a 32 °C (Spanopoulos *et al.* 1991; Farías-Sánchez, 2002) siendo estas condiciones de salinidad y temperatura donde el consumo de oxígeno es menor para los juveniles de esta especie.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN