



SECRETARIA
D E
EDUCACION PUBLICA

INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS



CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE
CIENCIAS MARINAS
BIBLIOTECA
I.P.N.
DONATIVO

**EVALUACION DEL EFECTO DE LA TEMPERATURA Y DEL
PESO EN EL CONSUMO DE OXIGENO DEL CAMARON
CAFE *Penaeus californiensis* (Holmes 1900)
(Decapoda: Penaeidae)**

TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD
EN CIENCIAS MARINAS

PRESENTA

LUCIA OCAMPO VICTORIA

La Paz B.C.S., Abril 1994.

CONTENIDO

INSTITUTO INTERDISCIPLINARIO DE
ESTUDIOS MARINOS
BIBLIOTECA
I.P.N.
DONATIVO

página

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	ii
CONTENIDO	iv
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE TABLAS	vii
GLOSARIO	viii
1 RESUMEN	1
2 ABSTRACT	3
3 JUSTIFICACION	5
4 INTRODUCCION	7
4.1 SISTEMAS DE CULTIVO	7
4.1.1 SISTEMA EXTENSIVO	7
4.1.2 SISTEMA SEMI-INTENSIVO	7
4.1.3 SISTEMA INTENSIVO	7
4.2 CULTIVO DE CAMARON EN MEXICO	8
4.3 CULTIVO DE CAMARON EN B.C.S.	8
4.3.1 CULTIVO DE CAMARON CAFE	9
4.4 RELACION ENTRE LA CALIDAD DEL AGUA Y EL METABOLISMO DEL ORGANISMO EN LOS SISTEMAS DE CULTIVO.	11
4.5 METABOLISMO EN DECAPODOS	12
4.5.1 GENERALIDADES	12
4.5.2 METODOS CALORIMETRICOS	13
4.5.3 ACLIMATACION A LA TEMPERATURA	14
4.5.4 OXIGENO DISUELTO	14
4.5.5 TEMPERATURA	17
4.5.6 PESO	17
4.6 FACTORES QUE ALTERAN LA TASA METABOLICA DE CRUSTACEOS	18
4.6.1 SALINIDAD	18
4.6.2 INANICION	18
4.6.3 MUDA	19
4.6.4 RITMO CIRCADIANO	19

5 OBJETIVOS	21
6 MATERIALES Y METODOS	22
6.1 ORGANISMOS EXPERIMENTALES	22
6.1.1 MANTENIMIENTO	22
6.2 METODOS	24
6.2.1 UNIDADES EXPERIMENTALES	24
6.2.2 SISTEMA DE RESPIROMETRIA	24
6.2.3 TEMPERATURA EXPERIMENTAL	24
6.2.4 ACLIMATACION A LA TEMPERATURA	26
6.2.5 ACLIMATACION AL SISTEMA DE RESPIROMETRIA	26
6.3 MEDICIONES DEL CONSUMO DE OXIGENO	27
6.4 ANALISIS ESTADISTICO	28
6.5 COEFICIENTE TERMICO	28
6.6 PUNTO CRITICO	29
7 RESULTADOS	30
7.1 ACLIMATACION	30
7.2 DISMINUCION DEL OXIGENO DISUELTO EN LOS RESPIROMETROS	31
7.3 EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA TASA METABOLICA	35
7.4 COEFICIENTE TERMICO	38
7.5 EFECTO DEL PESO EN LA TASA METABOLICA	39
7.6 PUNTO CRITICO	42
8 DISCUSIONES Y RECOMENDACIONES	45
8.1 EFECTO DE LA TEMPERATURA	45
8.1.1 EFECTO DE LA TEMPERATURA DURANTE LA ACLIMATACION	45
8.1.2 EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA TASA METABOLICA ..	46
8.2 COEFICIENTE TERMICO	50
8.3 EFECTO DEL PESO	52
8.4 PUNTO CRITICO	53
9 CONCLUSIONES	55
9 BIBLIOGRAFIA	56

LISTA DE FIGURAS

	página
Figura 1. Zonas costeras de la República Mexicana con producción de camarón.	10
Figura 2. Zonas respiratorias en relación a la concentración del oxígeno disuelto del medio.	16
Figura 3. Localización del área de estudio.	23
Figura 4. Diagrama del sistema de respirometría. *	25
Figura 5. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en postlarvas de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	32
Figura 6. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en juveniles de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	33
Figura 7. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en preadultos de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	34
Figura 8. Tasas metabólicas masa-específicas promedio ($\text{mgO}_2/\text{g}/\text{min}$) en postlarvas, juveniles y preadultos de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	37
Figura 9. Tasas metabólicas masa-específicas promedio ($\text{mgO}_2/\text{g}/\text{min}$) a diferentes temperaturas en relación al peso.	40
Figura 10. Relación alométrica entre la tasa respiratoria (mgO_2/min) y el peso en <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	41
Figura 11. Esquematización del ajuste lineal en dos etapas para la estimación del punto crítico. Preadulto (peso=24 g) de <i>P. californiensis</i> a 23°C.	43
Figura 12. Puntos críticos en juveniles (A) y preadultos (B) de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	44

LISTA DE TABLAS

	página
Tabla 1. Diseño experimental para el consumo de oxígeno.	28
Tabla 2. Aclimatación a la temperatura experimental.	30
Tabla 3. Aclimatación al sistema de respirometría.	31
Tabla 4. Valores de los parámetros de la regresión lineal entre oxígeno disuelto (mgO_2/l) y tiempo (min) en <i>P. californiensis</i>	35
Tabla 5. Tasa metabólica masa-específica en <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas experimentales.	36
Tabla 6. Valores estimados del coeficiente térmico (Q_{10}) en <i>P. californiensis</i>	38
Tabla 7. Ecuaciones alométricas de la relación entre la tasa respiratoria, R (mgO_2/min), y el peso, W (g), en <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	39
Tabla 8. Puntos críticos estimados en juveniles y preadultos de <i>P. californiensis</i> a diferentes temperaturas.	42
Tabla 9. Tasas metabólicas masa-específicas de algunos camarones peneidos.	49
Tabla 10. Coeficiente térmico (Q_{10}) para diferentes crustáceos.	51
Tabla II. Ecuaciones alométricas entre la tasa metabólica y el peso para peneidos a diferente temperatura y 35 ppm.	53

GLOSARIO

COEFICIENTE TERMICO (Q_{10}) En estudios de fisiología representa el nivel de sensibilidad general del organismo a las variaciones de temperatura.

CONFORMADOR DE OXIGENO El organismo es dependiente de las concentraciones externas de oxígeno con lo que el consumo de oxígeno se incrementa uniformemente al incrementarse la concentración externa y disminuye uniformemente con su descenso.

ESTRES Es el estado de agotamiento, desajuste, debilitamiento, presión, choque o alteración fisiológica que presenta un organismo como consecuencia de las condiciones ambientales o de manejo.

HIPOXIA Cuando la concentración de oxígeno es insuficiente para llevar a cabo los procesos metabólicos.

METABOLISMO ACTIVO Representa el consumo de oxígeno del organismo bajo condiciones forzadas.

METABOLISMO BASAL Representa el consumo de oxígeno del organismo cuando se encuentra en total reposo y con los procesos bioquímicos reducidos al más bajo nivel compatible con la integridad de su organización.

METABOLISMO RUTINARIO Representa el consumo de oxígeno del organismo cuando presenta un movimiento espontáneo.

NORMOXIA Cuando la concentración de oxígeno es suficiente para llevar a cabo los procesos metabólicos.

PUNTO CRITICO Es el nivel de presión de oxígeno donde un organismo regulador se convierte en conformador de oxígeno.

REGULADOR DE OXIGENO El organismo es independiente de las presiones externas de oxígeno y conserva un nivel constante de consumo al descender la concentración de oxígeno hasta el punto crítico.

ZONA DE RESISTENCIA Límites en los que el organismo puede sobrevivir a las variaciones ambientales por un cierto período. Constituyen las áreas terminales de la zona de tolerancia.

ZONA DE TOLERANCIA Límites en los que el organismo expuesto a variaciones de un factor abiótico no sufre daño.

1 RESUMEN

Se determinó la tasa metabólica rutinaria de postlarvas, juveniles y preadultos de *Penaeus californiensis* con promedios de peso de 0.22, 2.6 y 9.6 g respectivamente, a cinco temperaturas experimentales (19, 23, 27, 31 y 35°C). Se utilizó un sistema de 14 respirómetros cerrados, con agua de mar filtrada y desinfectada con UV a una salinidad de 35 ppm. Los camarones se aclimataron por 24 horas a la temperatura experimental y permanecieron en los respirómetros por 2 horas previo al experimento. Durante este tiempo no fueron alimentados.

El curso de la disminución de oxígeno fue constante e independiente del nivel del oxígeno disuelto para todos los pesos y todas las temperaturas hasta 1.8 mgO₂/l. A 19°C el consumo de oxígeno (mgO₂/g/min) obtenido de la pendiente de la regresión lineal del oxígeno disuelto contra el tiempo y ajustado de acuerdo al volumen de agua en el respirómetro y al peso del organismo, fue de 0.0106 para postlarvas, 0.0031 para juveniles y 0.0015 para preadultos. El consumo de oxígeno se incrementó con la temperatura (P < 0.05) y fue inversamente proporcional al peso (P < 0.05). A 35°C el consumo de oxígeno fue de 0.0135 (mgO₂/g/min) para postlarvas, de 0.0065 para juveniles y de 0.0064 para preadultos. El coeficiente térmico indicó una mayor adaptabilidad de las postlarvas a cambios de temperatura. Se utilizó la ecuación alométrica general que describe la relación entre la tasa de consumo de oxígeno, R, (mgO₂/min) y el peso del organismo, W, (g). Las ecuaciones obtenidas para las diferentes temperaturas fueron las siguientes:

$$R = (5.16E-6)W^{0.465} \text{ (19\%)}$$

$$R = (4.84E-6)W^{0.645} \text{ (23°C)}$$

$$R = (9.12E-6)W^{0.746} \text{ (27°C)}$$

$$R = (1.05E-5)W^{0.694} \text{ (31°C)}$$

$$R = (2.34E-5)W^{0.785} \text{ (35°C)}$$

Los preadultos presentaron una relación directa entre la temperatura y el nivel incipiente letal, el cual se encontró en un intervalo de 1.1 a 1.8 mgO₂/l. Se sugiere que si bien el intervalo de temperatura del agua adecuado para el cultivo de la especie abarca desde los 19°C hasta los 31°C, se presenta el óptimo en el intervalo de 23 a 27°C. En la evaluación a 35°C los organismos presentaron problemas metabólicos manifestados por un marcado incremento en la tasa de consumo de oxígeno. Sin embargo, los mecanismos de respuesta y adaptación de la especie no son claros.

2 ABSTRACT

The standard rate of oxygen consumption by *Penaeus californiensis* was determined for 3 size groups with average weights of 0.22 g (postlarvae), 2.51 g (juveniles) and 9.32 g (preadults), at five temperatures (19, 23, 27, 31 and 35°C) in a series of closed respirometers using filtered water at 35 ppt salinity. The shrimp were starved for 24 hours at the experimental temperatures and held in the respiration chambers for 2 hours prior to the start of each trial.

The time course of oxygen depletion was independent of dissolved oxygen level down to 1.8 mgO₂/l. At 19°C, oxygen consumption (mgO₂/g/min) obtained from the slope of the linear regression of dissolved oxygen versus time, adjusted for water volume in the respirometer and the shrimp weight, was 0.0106 for postlarvae, 0.0031 for juveniles and 0.0015 for preadults. Oxygen consumption increased with temperature (P < 0.05) for the 3 groups and was inversely proportional to weight (P < 0.05). At 35°C, oxygen consumption (mgO₂/g/min) was 0.0135 for the postlarvae, 0.0065 for the juveniles and 0.0064 for the preadults. The thermal coefficient indicated a high adaptability by postlarvae to changes in water temperature. The general allometric equation was used to describe the relationship between the rate of oxygen consumption, R, (mgO₂/min) and body weight, W, (g). The equations for each temperature were:

$$R = (5.16E-6)W^{0.465} \text{ (19°C)}$$

$$R = (4.84E-6)W^{0.645} \text{ (23°C)}$$

$$R = (9.12E-6)W^{0.746} \text{ (27°C)}$$

$$R = (1.05E-5)W^{0.694} \text{ (31°C)}$$

$$R = (2.34E-5)W^{0.785} \text{ (35°C)}$$

In preadults, there was a direct correlation between temperature and the incipient lethal limit, which was found to be between 1.1 and 1.8 mgO₂/l. The results from the present study show that the adequate water temperature interval for the culture of this species ranges from 19 to 31°C, with an optimum in the range between 23 and 27°C. At 35°C metabolic problems occurred, as evidenced by the significant increase in oxygen consumption. The adaptation mechanisms of this species are not fully understood and further research in this area is necessary.

3 JUSTIFICACION

México es uno de los países más importantes en la explotación pesquera de camarones peneidos, con una producción anual de 75, 000 toneladas (RPI, 1989). Sin embargo, se considera que ésta ha llegado a su rendimiento máximo sostenible, por lo que se buscan alternativas de producción, como el cultivo en condiciones controladas.

A nivel nacional, los objetivos principales del cultivo de camarón son: satisfacer las necesidades socioeconómicas creando empleos, producir grandes cantidades de alimento y captar divisas mediante la exportación de este producto (Barrena & Trejo, 1987).

Considerando que más del 80% del total de camarón obtenido por captura y por cultivo es exportado a Estados Unidos y Japón (Barrena, 1987), recientemente se han establecido estrategias que permitan obtener un desarrollo tecnológico acelerado en el cultivo de este crustáceo. Estas incluyen el mejoramiento y acondicionamiento de las tecnologías ya existentes a nivel mundial, adecuándolas a las condiciones ambientales **del** país, a las especies nativas y a condiciones regionales específicas (CICTUS, 1982).

La camaronicultura se ha practicado con gran éxito en países tropicales donde se encuentran bien definidas las condiciones cálido-húmedas. Generalmente se obtienen de 1 a 2 cosechas anuales y ocasionalmente 3, vgr. Ecuador (Hughes, 1991). En Baja California Sur las condiciones ambientales son típicas de zonas cálido-desérticas con precipitaciones pluviales inferiores a 250 mm y altas tasas de evaporación (Magallón et al., 1989), por lo que resulta difícil alcanzar estos niveles de producción. Por ello, es importante realizar estudios fisiológicos que permitan obtener información sobre el comportamiento de la especie a cultivar, bajo diversas condiciones ambientales. Considerando que los camarones durante su ciclo de vida se enfrentan a amplios intervalos de variación de temperatura y salinidad, es fundamental determinar cómo estos factores afectan el metabolismo, crecimiento y sobrevivencia bajo condiciones controladas. Asimismo es importante evaluar el potencial de cultivo

de especies nativas de la región y particularmente de aquellas sujetas a esfuerzo pesquero (Rivera, 1992).

El presente trabajo ofrece una interpretación de ciertas características fisiológicas y metabólicas, definidas a partir de la evaluación del consumo de oxígeno del camarón café *P. californiensis*. La información presentada, contribuirá a definir la capacidad de adaptación del organismo para cultivo, en la región **semi-árida** del país, cuyas características climáticas no se encuentran dentro del intervalo óptimo normalmente asociado con el cultivo de camarón.

4 INTRODUCCION

4.1 SISTEMAS DE CULTIVO

Existen en el mundo diversas tecnologías para el cultivo de camarón de acuerdo a las condiciones geográfico-climáticas, a las especies utilizadas y al desarrollo tecnológico local (Arce, 1989). Los sistemas de cultivo pueden clasificarse en base a la densidad de organismos por unidad de área o volumen de agua, y al cuidado o mantenimiento que se le de al sistema. En base a esta clasificación se dividen en sistemas de cultivo extensivo, semi-intensivo e intensivo (Tseng, 1987).

4.1 .I SISTEMA EXTENSIVO

Generalmente se utilizan estanques naturales someros cercanos a bahías y ríos que varían en tamaño, desde unas cuantas hectáreas a cientos de ellas y en los cuales se siembran densidades de 1, 000 a 25, 000 juveniles/ha. El recambio de agua es por marea, en tasas de 5 a 10% al día. **El alimento proviene de la producción natural de los estanques, la cual puede ser estimulada con la utilización de fertilizantes inorgánicos u orgánicos. Las producciones obtenidas varían de 50 a 500 kg/ha/año** (Rosenberry, 1990).

4.1.2 SISTEMA SEMI-INTENSIVO

Este sistema incluye una etapa de crianza o pre-engorda de postlarvas, alimentación artificial y sistemas de bombeo de agua en estanques de 2 a 25 ha. La densidad de siembra de organismos para los estanques de crianza es alta, variando de 25, 000 a 200, 000 juveniles/ha. Las producciones alcanzadas varían de 500 a 5, 000 kg/ha/año (RPI, 1989).

4.1.3 SISTEMA INTENSIVO

En este sistema se utilizan estanques de 0.1 a 5 ha con densidades de siembra superiores a 200, 000 juveniles/ha. Se lleva a cabo un control de parámetros de

calidad de agua a través de recambios de agua, de al menos 30% por día. Adicionalmente, se remueven los desechos y se mantiene una aereación constante para evitar enfermedades y parásitos. El alimento incorpora dietas balanceadas nutricionalmente y con alto valor proteico (CICTUS, 1982). Las producciones alcanzadas varían de 5, 000 a 10, 000 kg/ha/año.

4.2 CULTIVO DE **CAMARON** EN MEXICO

La superficie potencialmente disponible para cultivo de camarón en México es de 335, 500 hectáreas (Barrena, 1987; Dugger, 1990). En 1989, México produjo por medio del cultivo 4, 000 toneladas de camarón al año, lo que representa un ingreso de tan sólo 10.5 millones de dólares (Rosenberry, 1989). Esta producción es equivalente al 1% del total de la capacidad instalada en el país (figura 1). De utilizarse a su máxima capacidad, el cultivo de camarón generaría un mínimo de 30, 000 empleos indirectos en las industrias conexas (Barrena, 1987).

De las aproximadamente 70 granjas que operan, 60% utilizan el sistema extensivo de cultivo, 35% el sistema semi-intensivo y 5% el sistema intensivo (Rosenberry, 1990). Asimismo, hasta 1990 existían 7 laboratorios de producción de semilla (Dugger, 1990). Las especies que se cultivan son *P. vannamei* (92%) y *P. stylirostris* (6%) (Lanza-Espino & Arredondo, 1990; Rosenberry, 1990), aunque recientemente *P. aztecus* y *P. californiensis* han sido consideradas especies con potencial de cultivo (Arce, 1989; Darsey, 1990; Villarreal, 1989a).

4.3 CULTIVO DE **CAMARON** EN B.C.S.

El estado de Baja California Sur cuenta con aproximadamente 3, 000 hectáreas de superficie con potencial de cultivo para camarón, de las cuales, hasta 1986, solamente 16 hectáreas eran utilizadas por dos granjas camaroneras (Barrena, 1987). Sin embargo, existen algunos proyectos en la etapa de planeación o en proceso de ejecución, dentro de los cuales se incluyen los siguientes:

En Guerrero Negro, la Compañía Salinera está construyendo en una primera etapa un estanque de 1.5 hectáreas; posteriormente construirá uno de 50 hectáreas para la Sociedad Cooperativa Puerto de Ilusión. **France Aquaculture** diseñó un proyecto de estanquería que hasta la fecha no se ha materializado para el Ejido La Purísima, en Bahía Concepción. En Puerto Chale se construyeron en 1984 seis estanques experimentales de 2, 500 m², los cuales fueron utilizados por el Centro de Investigaciones Biológicas de Baja California Sur (CIB) en coordinación con Fomento Pesquero del Estado, para evaluar tecnologías tradicionales de cultivo para camarón (Villarreal, com. *pers.*, CIB La Paz).

En La Paz, el CIB ha instalado laboratorios y estanques con el propósito de evaluar la biología y el potencial de cultivo de camarones peneidos nativos y exóticos en la región semi-árida. A la fecha se han realizado experimentos de crecimiento, engorda, maduración, cultivo larvario y ecofisiología con *P. californiensis*, *P. vannamei* y *P. stylirostris* (Villarreal com. *pers.*, CIB La Paz).

4.3.1 CULTIVO DE CAMARON CAFE

El camarón café, *P. californiensis*, es una especie que se encuentra presente en forma natural en las costas de Baja California Sur. Su producción tiene un papel importante en el comercio (Kitani & Alvarado, 1982). Trabajos experimentales realizados por el CETMAR en La Paz, B.C.S., han mostrado que *P. californiensis* presenta potencial económico y social en la región, ya que se han obtenido buenos rendimientos para cultivos tanto intensivos como extensivos (Moreno, 1984; CETMAR, 1986).

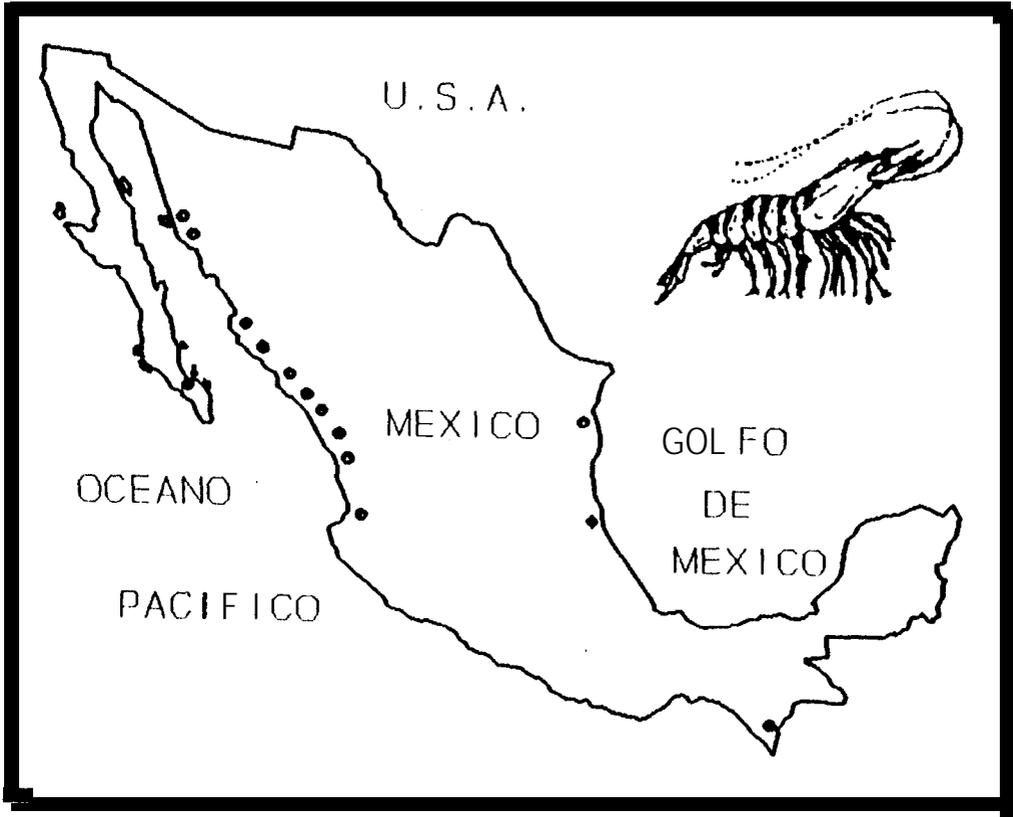


Figura 1. Zonas costeras de la República Mexicana con producción de camarón.

4.4 RELACION ENTRE LA CALIDAD DEL AGUA Y EL METABOLISMO DEL ORGANISMO EN LOS SISTEMAS DE CULTIVO.

El éxito del cultivo de especies de importancia comercial depende de la habilidad del acuacultor para maximizar rendimientos y minimizar costos de producción. Estos rendimientos están directamente relacionados con el crecimiento y la sobrevivencia de las especies seleccionadas. Uno de los principales factores ambientales que influyen en la sobrevivencia y en el crecimiento es el nivel de oxígeno disuelto en el agua. La producción puede estar directamente afectada por bajos niveles de oxígeno, como resultado de la combinación de diversos factores: excesiva tasa de alimentación, alta temperatura del agua, baja calidad de agua, vgr. cantidad de amoníaco, salinidad, y alta densidad de organismos (Villarreal, 1989a).

En acuicultura, la estimación de la tasa metabólica y factores subordinados tales como el nivel incipiente letal de una especie ó punto crítico (Pc), permiten determinar la capacidad máxima de un estanque, los requerimientos y calidad del alimento, los niveles de aereación requeridos, las densidades de siembra máximas, entre otros (Villarreal, 1989b). Por otro lado, es importante conocer la relación entre la temperatura y la tasa metabólica de especies cultivables de importancia comercial para tener una estimación adecuada de sus requerimientos energéticos (Villarreal & Hewitt, 1993). En áreas donde se encuentran criaderos sujetos a fluctuaciones en la temperatura ambiental, esto adquiere una gran importancia económica (Jones et al, 1979). Por otra parte, los métodos de transporte para peneidos vivos podrían beneficiarse con el conocimiento del consumo de oxígeno de éstos a temperaturas cercanas a su límite de tolerancia inferior.

La influencia del peso corporal de un organismo en su requerimiento de oxígeno, ha sido discutida en detalle para un gran número de especies (vgr. Brody, 1945; Zeuthen, 1947, 1953; I-Lemingsen, 1950, 1960; Bertalanffy, 1957). Por otro lado, existe una gran cantidad de información sobre los efectos del peso en el metabolismo de varios poiquiloterms, vgr. Wolvekamp & Waterman, 1960. Asimismo, existen algunos reportes sobre los efectos de la temperatura en la sobrevivencia de

muchos crustáceos marinos durante las etapas larvarias (Costlow et al., 1960, 1962, 1966; Choudhury, 1971; Young & Hazlet, 1978; Moreira et al., 1980). Sin embargo, existe poca información sobre los efectos de la temperatura en el metabolismo post-larvario del camarón (Rivera, 1992; Villarreal et al., 1991; Villarreal & Rivera, 1993). Los estudios sobre los efectos de la temperatura en la tasa metabólica de peneidos adultos han estado limitados a un intervalo de temperatura entre 20 y 30°C (Liao & Murai, 1986; Dall, 1986; Kurmaly et al., 1989; Hewitt, 1992; Villarreal & Hewitt, 1993).

4.5 METABOLISMO EN DECAPODOS

4.5.1 GENERALIDADES

Los animales vivos son considerados como un sistema abierto que intercambia materia y energía con el medio ambiente. Midiendo la energía que entra y sale de un organismo, y tomando en cuenta cualquier almacenamiento de ésta, puede demostrarse que los animales obedecen a las leyes de conservación y transformación de la masa y la energía (Wilson, 1979).

La sobrevivencia y desarrollo de una especie están íntimamente relacionados con el almacenamiento, la reorganización y el empleo de energía, por lo que es importante determinar su balance energético. Particularmente, resulta apropiado analizar la respuesta de un organismo y sus adaptaciones a diversas fluctuaciones ambientales (Kurmaly et al., 1989).

El consumo de oxígeno está influenciado por factores ambientales tales como salinidad, intensidad luminosa, concentración de oxígeno y temperatura (Kinne, 1970; Bridges & Brand, 1980; Villarreal, 1989b); y por factores intrínsecos como peso, actividad, inanición, estado de muda y reproducción (Wolvekamp & Waterman, 1960; Cockcroft & Wooldridge, 1985; Emmerson, 1985; Villarreal, 1989b). La tasa metabólica, donde el proceso catabólico representa uno de los mayores canales del flujo energético (Brody, 1964), considera el total de las transformaciones energéticas

que se llevan a cabo, y frecuentemente es utilizado como un indicador del estado interno de un organismo (Davies, 1966).

El metabolismo se puede dividir en basal, rutinario y activo (Fry, 1957; Prosser & Brown, 1968; Villarreal, 1989b). La tasa basal es aquel nivel de actividad mínima compatible con la vida, mientras que la tasa activa se da en condiciones de actividad motora sostenida. La tasa rutinaria es definida como el oxígeno consumido durante actividad motora mínima y no controlada (Prosser, 1986).

4.5.2 METODOS CALORIMETRICOS

Existen varios métodos calorimétricos para estimar la energía metabólica de sistemas vivientes. La calorimetría directa utiliza métodos que miden directamente el contenido energético de un sistema. Por otro lado, la calorimetría indirecta emplea métodos que determinan el valor de algunos factores relacionados a unidades de energía calorífica. Tales factores en sistemas vivientes incluyen el consumo de oxígeno y liberación de bióxido de carbono (Wilson, 1979; Bradfield & Llewellyn, 1982; Villarreal, 1989b).

Existen diversas técnicas experimentales para el control y medición del consumo de oxígeno en decápodos, *vgr.* Sutcliffe et al., 1975; Hewitt, 1984; Swain et al., 1987. Básicamente, existen dos tipos de respirómetros: los cerrados y los abiertos. En los primeros, el volumen de medio respiratorio es utilizado de manera continua sin reposición, mientras que en los segundos, el medio es repuesto continuamente (Cech, 1990).

También se utilizan sistemas de respirometría automatizados, *vgr.* Dall, 1986; Villarreal, 1989b, que incorporan aparatos de procesamiento de datos, unidades de sensores, rayos infrarrojos y videocámaras, que permiten llevar un control preciso y continuo del comportamiento, la actividad, el ritmo cardíaco y el consumo de oxígeno, entre otros parámetros, de diversos organismos durante ciclos de hasta 24 horas.

4.5.3 ACLIMATACION A LA TEMPERATURA

Aunque los crustáceos son poiquiloterms y no mantienen una temperatura corporal constante como los homeoterms, **realizan** ajustes y presentan una respuesta compensatoria a las diferentes temperaturas externas, utilizando mecanismos homeostáticos específicos (Hoar, 1966). Se sabe que muchas especies en el laboratorio se aclimatan después de estar expuestas durante algún tiempo a una temperatura superior o inferior a la que viven normalmente, y presentan cambios en los intervalos de tolerancia, por lo que el efecto negativo de la **variación** de temperatura disminuye (Prosser, 1986).

Markel (1974) sugiere que se requiere un período menor para aclimataciones a mayores temperaturas que a las bajas. Boyd (1990), señala que los camarones son incapaces de compensar su metabolismo cuando se les somete a cambios de salinidad y de temperatura de más del 10% en breves lapsos. Sin embargo, los organismos pueden tolerar condiciones más extremas cuando la aclimatación se realiza de manera gradual (Rivera, 1992).

Por otro lado, los cambios en la temperatura ejercen una gran influencia en los organismos acuáticos poiquiloterms. Desviaciones en la temperatura de aclimatación alteran los requerimientos respiratorios, provocan un desbalance interno ácido-base, y causan disturbios en la regulación del fluido sanguíneo (Wolvekamp & Waterman, 1960).

Los efectos directos de la temperatura en los organismos, generalmente se interpretan en términos de cambio en la estructura y eficiencia de las enzimas, lo que se traduce en la velocidad de las reacciones coordinadas por ellas. Sin embargo, los mecanismos de aclimatación requieren mayor investigación (Prosser, 1986).

4.5.4 OXIGENO DISUELTO

En la acuicultura, es importante conocer los niveles mínimos de **oxígeno** disuelto (OD) requeridos para la sobrevivencia, crecimiento, desarrollo y actividad del

organismo y su interacción con una variedad de condiciones ambientales (Seidman & Lawrence, 1985). La concentración de OD en el agua de mar decrece con el **incremento en la temperatura y la salinidad** (Fòx, 1907; en Hughes, 1991). Los niveles **críticos de OD pueden ser inferidos de las mediciones** del consumo de oxígeno como función **del** nivel de OD del medio (Fry, 1957). El punto en donde la independencia respiratoria cambia a dependencia con respecto al oxígeno disuelto del medio, se denomina punto crítico (Pc), y generalmente es considerado como el comienzo del nivel letal. Por debajo del Pc el animal puede sobrevivir por un corto lapso pero eventualmente perece. Esto se describe mediante una curva sigmoideal asintótica como se presenta en la figura 2 (Hoar, 1966; Prosser, 1986).

La tolerancia a niveles bajos de OD generalmente varía con la especie. Broom (1971) y Mackay (1974), entre otros, indican que los camarones **penéidos** pueden tolerar niveles de OD cercanos a $2 \text{ mgO}_2/\text{l}$ por 24 horas. Existen indicaciones de que la resistencia a niveles letales de OD está influenciada por la temperatura y el peso de los organismos (Kutty et al., 1971; Newell, 1972; McMahon et al., 1974; Kurmaly et al., 1989; Widdows et al., 1989).

CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE
CIENCIAS BÁSICAS
BIBLIOTECA
I.P.N.
DONATIVO

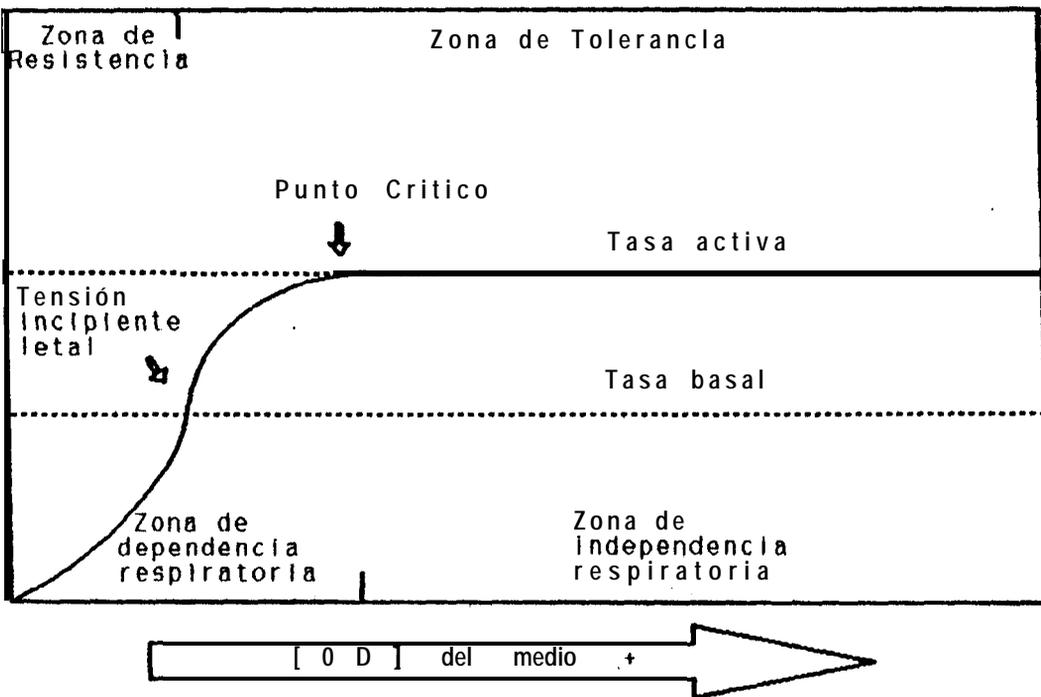


Figura 2. Zonas respiratorias en relación a la concentración del oxígeno disuelto del medio.

4.5.5 TEMPERATURA

La temperatura es el parámetro ambiental que domina la respuesta fisiológica y el comportamiento de la mayoría de los organismos acuáticos. Por ejemplo, *Penaeus aztecus* a temperatura menor de 17°C se vuelve inactivo (Aldrich et al., 1968); mientras que a 15°C el crecimiento y sobrevivencia de *P. californiensis* es menor que para 25°C y 32°C (Darsey, 1990). Asimismo, *P. esculentus* a temperaturas inferiores a 20°C se vuelve inactivo, y no emerge durante la noche (Dall, 1986). La temperatura actúa principalmente como un factor directo y controlador, mientras que el oxígeno es el principal factor limitante (Neill, 1989). El intervalo de temperatura en el cual el animal puede vivir sin sufrir efecto letal, es denominado como la zona de tolerancia de la especie (Brett, 1956). Los intervalos de temperatura que eventualmente podrían ser letales son llamados zonas de resistencia. Las variaciones en la temperatura ejercen una enorme influencia en los organismos acuáticos poiquilotermos, ya que marcan la pauta del metabolismo mediante el control de dinámicas moleculares (difusión, solubilidad y fluidez), y las tasas de reacción bioquímica (Armitage & Wall, 1982; Neill, 1989).

4.5.6 PESO

En general, los animales pequeños poseen una tasa metabólica (masa-específica) superior a la de animales más grandes (Zeuthen, 1953; Hemmingsen, 1960; Brody, 1964; Prosser & Brown, 1968). Esto es válido para individuos de diferente talla en una especie y para adultos de diferente especie. La relación entre el metabolismo (R) y el peso corporal (W) de un organismo es alométrica (Paloheimo & Dickie, 1966; Prosser, 1986) para varios invertebrados, vertebrados poiquilotérmicos, aves, mamíferos e incluso plantas. La relación alométrica es generalmente muy estable y puede ser expresada por la función potencial $R = aW^b$, donde R es el oxígeno consumido en un determinado tiempo, y W, el peso corporal (gramos). El exponente del peso, *b*, varía desde estricta proporcionalidad ($b = 1$) hasta $b = 0.5$. Para la mayoría de los animales *b* se encuentra entre 0.67 y 0.75

(Zeuthen, 1947; 1953). El exponente de peso varía de acuerdo a la composición del cuerpo y es constante para una especie (Prosser, 1986).

4.6 FACTORES QUE ALTERAN LA TASA METABOLICA DE CRUSTACEOS

4.6.1 SALINIDAD

Diversos autores, *vgr.* Subrahmanyam, 1962; Leffler, 1972; Nelson et al., 1977; Yagi & Ceccaldi, 1984, han señalado que la variación de la salinidad dentro de ciertos límites, no tiene un efecto significativo en la tasa metabólica de los crustáceos. Scelzo & Zúñiga (1987) encontraron que el consumo de oxígeno en *P. brasiliensis* a diferentes salinidades no fue significativamente diferente; sin embargo reportan una velocidad de consumo de oxígeno particular para cada salinidad siendo ésta máxima a la mayor salinidad experimental. Rivera (1992) encontró que en postlarvas de *P. californiensis*, el efecto de la salinidad en la tasa metabólica rutinaria fue proporcionalmente menor al efecto de la temperatura, y que solamente altas salinidades combinadas con altas temperaturas tuvieron un efecto sinérgico significativo. Liao & Murai (1986) reportan que el consumo de oxígeno de *f? monodon* fue independiente de la salinidad en un intervalo de 5 a 45 ppm, y que camarones con pesos menores a 9 g fueron más tolerantes a los niveles de oxígeno disuelto a salinidades de hasta 3 ppm. Por su parte, Hewitt (1992) indica que la salinidad óptima para juveniles de *P. californiensis* se encuentra entre 25 y 35 ppm.

4.6.2 INANICION

Al realizar mediciones del consumo de oxígeno se debe tomar en consideración el estado nutricional del organismo. Ansell (1973) encontró que el efecto de inanición en *Cancer pagurus* ocasionó un decremento en el consumo de oxígeno y en los niveles de actividad. Asimismo, el tamaño corporal y estado de inanición afectaron la capacidad de adaptación a la temperatura en *Orconectes nais* (Armitage & Wall, 1982).

Dall & Smith (1986) señalan que para preadultos de *P. esculentus* el consumo de oxígeno disminuyó aproximadamente 30% en los primeros 5 días de inanición para posteriormente incrementarse. Por otro lado, la excreción de amonía aumentó entre 46 y 73% por efecto de la inanición. Sin embargo Barclay *et al.*, (1983) no reportan diferencias significativas en el consumo de oxígeno para organismos alimentados y en inanición en experimentos realizados en el día con la misma especie.

4.6.3 MUDA

Existen pocos estudios que hacen referencia al efecto de la muda en el metabolismo. Alcaraz & Sarda (1981) observaron un incremento en la tasa metabólica en *Nephrops norvegicus* durante la premuda y la postmuda. Por su parte, Dall (1986), señala un incremento de 55% en el consumo de oxígeno de *P. esculentus* durante la premuda (3 días antes de la ecdisis) regresando a su nivel normal 24 horas después de la ecdisis. Penkoff & Thurberg (1982) reportan observaciones similares para *Homarus americanus*.

4.6.4 RITMO CIRCADIANO

La mayoría de los trabajos científicos han puesto muy poca atención en el posible incremento de la tasa metabólica durante la noche, sobretodo considerando que los camarones presentan actividad nocturna. Por ejemplo, Wassenberg & Hill (1984), Hill & Wassenberg (1985) y Hill (1985) realizaron estudios en tanques con sistema de videocámaras y rayos infrarrojos para determinar el comportamiento de *P. esculentus* a 25°C, en un ciclo de 24 horas. Durante este período, los camarones dedicaron de 400 a 600 minutos por noche para emerger y alimentarse, aumentándose la tasa rutinaria aproximadamente 10.2%. Por su lado, Dall (1986), señala para la misma especie, que el consumo de oxígeno durante la noche es 3

veces superior al consumo durante el día. Similares observaciones reportan Bishop et al., (1980) en *P. aztecus* y Subrahmanyam (1976) en *P. duorarum*.

Aparentemente ningún autor ha definido hasta la fecha la tasa metabólica activa de camarones peneidos (Dall, 1986), debido a la variación circadiana, este autor sugiere que los experimentos de tasas metabólicas se realicen en períodos de por lo menos 24 horas.

5 OBJETIVOS

Evaluar el efecto de la variación de la temperatura del agua en la tasa metabólica rutinaria del camarón café, *P. californiensis*.

Evaluar el efecto del peso corporal del organismo en la tasa metabólica rutinaria del camarón café, *P. californiensis*.

Definir el nivel incipiente letal ó punto crítico (P_c) para juveniles y preadultos de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

6 MATERIALES Y METODOS

6.1 ORGANISMOS EXPERIMENTALES

Se seleccionaron 1, 000 postlarvas, 200 juveniles y 100 preadultos de *P. californiensis* con pesos promedio de 0.22 ± 0.05 , 2.51 ± 0.44 y 9.32 ± 0.30 g respectivamente, procedentes del desove de hembras mantenidas en el Laboratorio de Cultivo de Crustáceos del Centro de Investigaciones Biológicas de B.C.S. (CIS) en La Paz, B.C.S., México. Las hembras fueron capturadas en el complejo lagunar de Bahía Magdalena-Almejas, B.C.S. (24° 25' latitud Norte- 111° 44' longitud Oeste) (figura 3).

A los organismos en los estadios larvarios de nauplio a mysis se les alimentó con microalgas (*Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii*); una dieta comercial (Artificial Plancton, Nippai) con un contenido proteico de 40% y con nauplios de *Artemia* salina, siguiendo las técnicas de cultivo tipo Galveston de Treece y Yates (1990). Las postlarvas fueron alimentadas con *Artemia* salina adulta hasta llegar a postlarva 20 (PL20). Para obtener los juveniles y preadultos antes mencionados, las postlarvas se mantuvieron en tanques de fibra de vidrio (2x1.5x0.6 m) y fueron alimentadas con una variedad de alimentos naturales (almeja y calamar frescos) y artificiales (dietas peletizadas comerciales para camarón).

6.1.1 MANTENIMIENTO

Los organismos seleccionados permanecieron en tres tanques de fibra de vidrio (2 X 1.5 X 0.6 m), llenados con agua de mar filtrada (5 micras) a una salinidad de 35 ± 1 ppm y aereación constante a una saturación mayor a 85%. Se realizó un control diario de temperatura, oxígeno, salinidad, pH y amoníaco así como la limpieza de las excretas y del alimento no consumido, y un recambio de agua de 20%.

Todos los organismos fueron alimentados con nauplios de *Artemia*, calamar ó almeja congelados, y una dieta comercial (NUTRIPAC) con 36% de proteína cruda, a una tasa del 50% de la biomasa total por día (bt/d) para postlarvas, 20% bt/d para juveniles y 15% bt/d para preadultos.

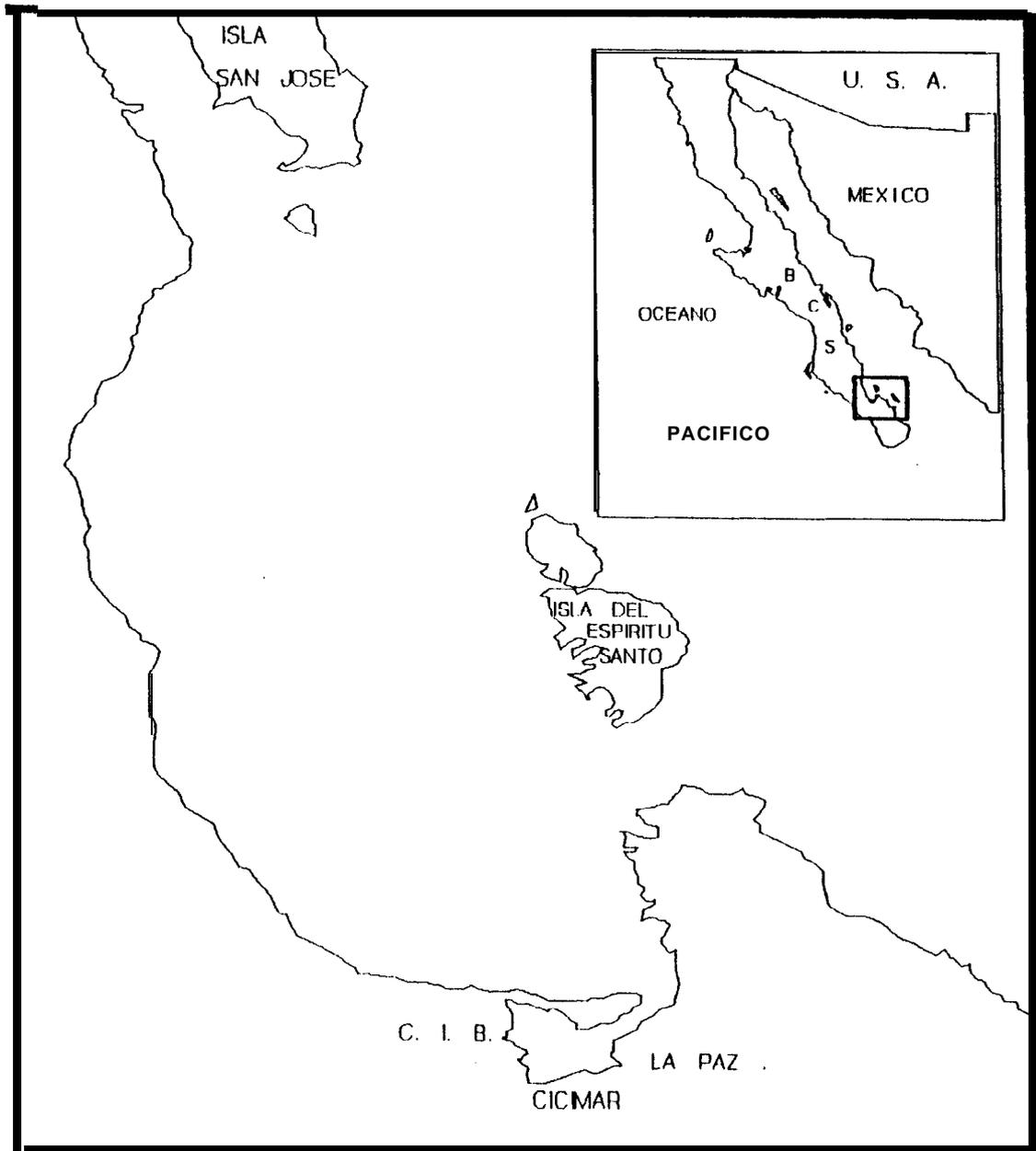


Figura 3. Localización del área de estudio.

6.2 METODOS

6.2.1 UNIDADES EXPERIMENTALES

Para la evaluación de la tasa respiratoria se utilizaron tres tipos de unidades experimentales o respirómetros, de acuerdo al peso de los organismos en estudio. Las unidades experimentales seleccionadas fueron de un tamaño que se consideró adecuado permitiéndoles únicamente un pequeño movimiento libre. En el caso de postlarvas y juveniles se utilizaron matraces Erlenmayer de vidrio y fondo plano de 250 y 500 ml de capacidad respectivamente, cubiertos con papel aluminio, para disminuir la intensidad de luz y la actividad del organismo. Para preadultos se utilizaron contenedores plásticos opacos de 2, 000 ml.

6.2.2 SISTEMA DE RESPIROMETRIA

El Sistema de Respirometría consistió de una serie de 14 respirómetros llenados con agua de mar (35 ppm) filtrada (5 micras) y desinfectada con UV, en un baño de agua mantenido a la temperatura experimental con ayuda de calentadores sumergibles de 250 watts previamente calibrados. Se utilizaron 200, 450 y 2, 000 ml de agua dentro del respirómetro para postlarvas, juveniles y preadultos respectivamente.

La saturación de oxígeno del agua en cada respirómetro se realizó con difusores de aire de 0.5 cm de diámetro, conectados a dos bombas de aire y manteniéndose ésta cercana al 100%. El sistema se muestra en la figura 4.

6.2.3 TEMPERATURA EXPERIMENTAL

Se seleccionaron 5 temperaturas que cubren un intervalo de variación similar al presentado en experimentos de engorda hechos por el CIB (Magallón, 1988) en la Granja Piloto de Cultivo de Camarón en Puerto Chale, B.C.S. Las temperaturas experimentales para la determinación de la tasa metabólica rutinaria fueron: 19, 23, 27, 31 y 35°C.

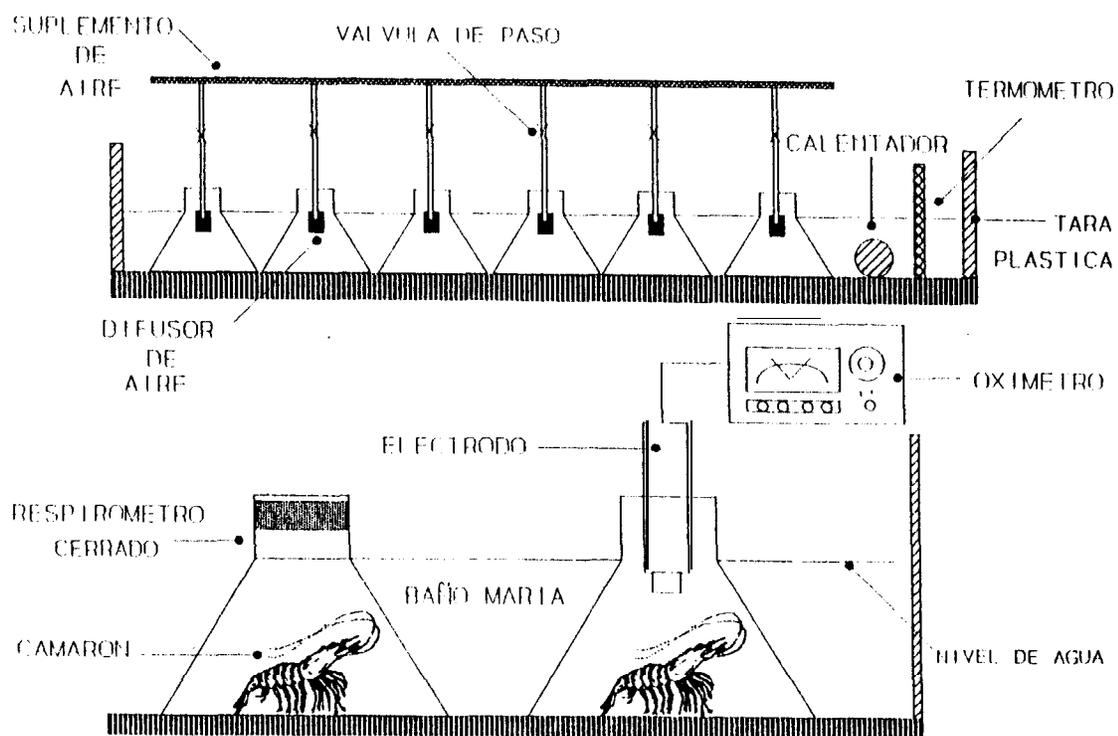


Figura 4. Diagrama del sistema de respirometría.

6.2.4 ACLIMATACION A LA TEMPERATURA

Se seleccionaron aleatoriamente para cada peso experimental grupos de 25 individuos de los tanques de fibra de vidrio. Ya que los efectos de la muda y ritmo metabólico deben ser tomados en cuenta en cualquier estudio fisiológico en crustáceos (Alcaraz & Sarda 1981; Jacobi & Anger 1985a, b; Janakíram et al., 1985; Dall, 1986), se seleccionaron organismos que se encontraran en la fase de intermuda. Se colocaron a los preadultos en taras plásticas (0.8 X 0.3 X 0.3 m) y a los juveniles y postlarvas en acuarios plásticos (20 l de capacidad) con agua de mar filtrada y desinfectada con rayos UV, a la temperatura experimental. Los organismos se mantuvieron por un período de aclimatación de 24 horas (a excepción de la temperatura de 35°C para preadultos) recibiendo un suministro constante de aire.

Se mantuvieron las temperaturas de 27, 31 y 35°C en las unidades experimentales con ayuda de calentadores sumergibles de 200 watts, previamente calibrados. En el caso de la temperatura de 19°C se utilizó agua previamente enfriada y hielo.

La aclimatación de preadultos para el tratamiento de 35°C fue como sigue: aclimatación por 24 horas a 31°C, posteriormente se fue incrementando la temperatura a razón de 2°C/hora hasta alcanzar los 35°C, permaneciendo así por un lapso de 6 horas previo al inicio de los experimentos. Durante este período de aclimatación no se alimentó a los camarones, permitiendo así el vaciado de su tracto digestivo. De esta manera, no se incluyó la acción dinámica estándar en la medición, provocada por la digestión y transporte interno de nutrientes (Villarreal, 1989b).

6.2.5 ACLIMATACION AL SISTEMA DE RESPIROMETRIA

Una vez aclimatados a la temperatura, los organismos seleccionados fueron colocados individualmente en el sistema de respirometría, y permanecieron por un período de 2 horas previo al experimento, con la finalidad de minimizar los efectos por manejo de acuerdo a las recomendaciones de Liao & Murai (1986). En el caso de

postlarvas, se colocaron 5 individuos por respirómetro. Durante este período se evitó cualquier tipo de ruido.

6.3 MEDICIONES DEL CONSUMO DE OXIGENO

Después del período de aclimatación al sistema y antes de cortar el suministro de aire y cerrar herméticamente los respirómetros con tapones de plástico, se hizo una medición del nivel de concentración de oxígeno en el agua, con un oxímetro (YSI-57) provisto de un electrodo polarográfico. Sutcliffe et al., (1975), Scelzo & Zúñiga (1987) y Villarreal (1989b) sugieren la utilización de controles para proveer información útil en relación con la medición del consumo de oxígeno de microorganismos y de factores externos como el electrodo, por lo que se removieron los camarones de dos de los respirómetros para que estos últimos sirvieran como controles.

Se permitió a los organismos consumir oxígeno por un período de 60 minutos, con mediciones de la concentración de oxígeno disuelto a intervalos de 10 minutos. Cada serie de experimentos se realizó entre las 10:00 y 16:00 horas rechazándose aquella réplica en la que el organismo mudara durante ó en las 24 horas siguientes al experimento. Al término del experimento los organismos se pesaron con una balanza digital con precisión de 0.01 g. Los respirómetros y las conexiones plásticas del suministro de aire eran lavados y secados disminuyendo de esta manera las poblaciones de microorganismos presentes.

Cada tratamiento fue realizado por duplicado, es decir, se llevaron a cabo **24** evaluaciones del consumo de oxígeno para cada temperatura y cada peso como se muestra en la tabla 1.

Tabla 1. Diseño experimental para el consumo de oxígeno.

Evaluaciones **Realizadas** Vs. **Evaluaciones** No Descartadas

TEMPERATURA	19	23	27	31	35
POSTLARVAS	24/23*	24/24*	24/24*	24/21*	24/22*
JUVENILES	24/17*	24/11*	24/18*	24/18*	24/19*
PREADULTOS	24/16*	24/18*	24/16*	24/24*	24/18*

* Representan aquellos datos en los que no se presentó muda, muerte, fallas en el electrodo o pérdida de datos por cualquier otra causa.

6.4 ANALISIS ESTADISTICO

La tasa de consumo de oxígeno ($\text{mgO}_2/\text{g}/\text{min}$), se determinó en base al análisis de la pendiente producida por la regresión lineal del oxígeno disuelto contra tiempo, después de haber considerado el peso del organismo experimental, el volumen de agua empleado en el t-espírometro y el consumo medio de los controles. Las diferencias en el consumo de oxígeno entre los tratamientos experimentales fueron definidos por análisis de varianza y la prueba de Tukey (Sokal & Rohlf, 1984; STATGRAPHICS, 1990) utilizando los paquetes para computadora STATGRAPHICS y QPRO.

La hipótesis nula (H_0), asume que las variaciones en la temperatura y el peso no producen diferencias en la tasa metabólica rutinaria de *P. californiensis*. La hipótesis alterna (H_a) asume que si existen diferencias.

6.5 COEFICIENTE TERMICO

El coeficiente térmico, Q_{10} , fue descrito en base a la ecuación de Belehrádek, que describe velocidades de reacción enzimática a intervalos de 10°C . El Q_{10} , se ha aplicado a estudios de fisiología animal y se define como:

$$Q_{10} = (M1/M2)^{(10/T1-T2)}$$

donde M1 y M2 representan la tasa metabólica a dos diferentes temperaturas (T1 y T2) (Zúñiga et al., 1982).

Valores de Q_{10} superiores a 2 sugieren una alta sensibilidad a cambios en la temperatura, mientras que valores por debajo de 1 sugieren una marcada euritermia (Schlieper, 1971; Wolvekamp & Waterman, 1960).

6.6 PUNTO CRITICO

Debido a que el punto crítico es considerado como el comienzo del nivel letal de una especie, se realizaron mediciones del consumo de oxígeno siguiendo la misma metodología, ampliando únicamente el tiempo de consumo de los organismos tanto en juveniles como en preadultos de camarón café a diferentes temperaturas. De acuerdo a Villarreal (1989b), el punto crítico para cada temperatura se calculó ajustando regresiones lineales a las observaciones que se encontraron por arriba y por debajo del punto estimado de cambio. Se fueron añadiendo observaciones cercanas al punto estimado de cambio hasta que el coeficiente de determinación de la regresión lineal disminuyó. Este proceso debe llevarse a cabo puesto que la tendencia natural es una hipérbola sobre la cual matemáticamente es imposible estimar con exactitud este parámetro. Al punto resultante de la intersección de ambas regresiones se le designó como el mejor estimador del punto crítico.

7 RESULTADOS

7.1 ACLIMATACION

En la tabla 2 se presenta la aclimatación a la temperatura experimental haciéndose referencia a la actividad, muda y mortalidad observadas en cada grupo de organismos. Se observó un incremento en la actividad y la muda a 35°C para todos los pesos. La mayor mortalidad se registró en preadultos alcanzando un valor de hasta 50% a 35°C.

Tabla 2. Aclimatación a la temperatura experimental.

	ACTIVIDAD	MUDA	MORTALIDAD
POSTLARVAS	NORMAL; A 35°C SE INCREMENTO	POCO FRECUENTE A 35°C	BAJA; A 35" APROX. 40%
JUVENILES	NORMAL; A 35°C SE INCREMENTO	EVIDENTE A 35°C	BAJA; A 35°C APROX. 20%
PREADULTOS	NORMAL; A 31° Y 35°C SE INCREMENTO	OCASIONAL A 27°C; EVIDENTE A 31° Y 35°C	RAJA; A 31°C APROX. 10%; A 35°C APROX 50%

En la tabla 3 se presenta la aclimatación al sistema de respirometría. Se observó ocasionalmente la muerte del organismo durante el experimento. En postlarvas no se registraron muertes ni mudas durante el experimento. En el caso de preadultos a la temperatura de 35°C, algunos camarones se colocaron de un costado, observándose una reducción en la actividad.

Tabla 3. Aclimatación al sistema de respirometría

	ACTIVIDAD	MUDA	MORTALIDAD
POSTLARVAS	MODERADA	AUSENTE	AUSENTE
JUVENILES	BAJA; MINIMA A 19° Y 35°C	OCASIONAL	OCASIONAL
PREADULTOS	BAJA; MINIMA A 19° Y 35°C	OCASIONAL A 31" Y 35°C	INFERIOR A 10%

7.2 DISMINUCION DEL OXIGENO DISUELTO EN LOS RESPIROMETROS

En las figuras 5, 6 y 7 se presenta la disminución del oxígeno disuelto con respecto al tiempo, en los respirómetros conteniendo postlarvas, juveniles y preadultos de *P. californiensis* sujetos a diferentes temperaturas. En todos los casos, el mejor ajuste estadístico obtenido fue el modelo lineal.

El promedio de los parámetros obtenidos, a y b , (intercepción y pendiente respectivamente) de la regresión lineal de oxígeno disuelto (OD) (mgO_2/l) contra tiempo (minutos) por pesos y temperatura se muestran en la tabla 4. Las pendientes, b , representan el consumo de oxígeno por minuto ($\text{mgO}_2/\text{l}/\text{min}$) en los respirómetros para las diferentes temperaturas.

El curso en la disminución de oxígeno fue constante e independiente del oxígeno disuelto para todos los pesos y todas las temperaturas, alcanzando un nivel de hasta $1.8 \text{ mgO}_2/\text{l}$ en postlarvas (figura 5). La disminución del oxígeno disuelto en los controles para todas las corridas experimentales fue menor del 10% del consumo medio del organismo y no aumentó con incrementos en el tamaño del respirómetro o de la temperatura.

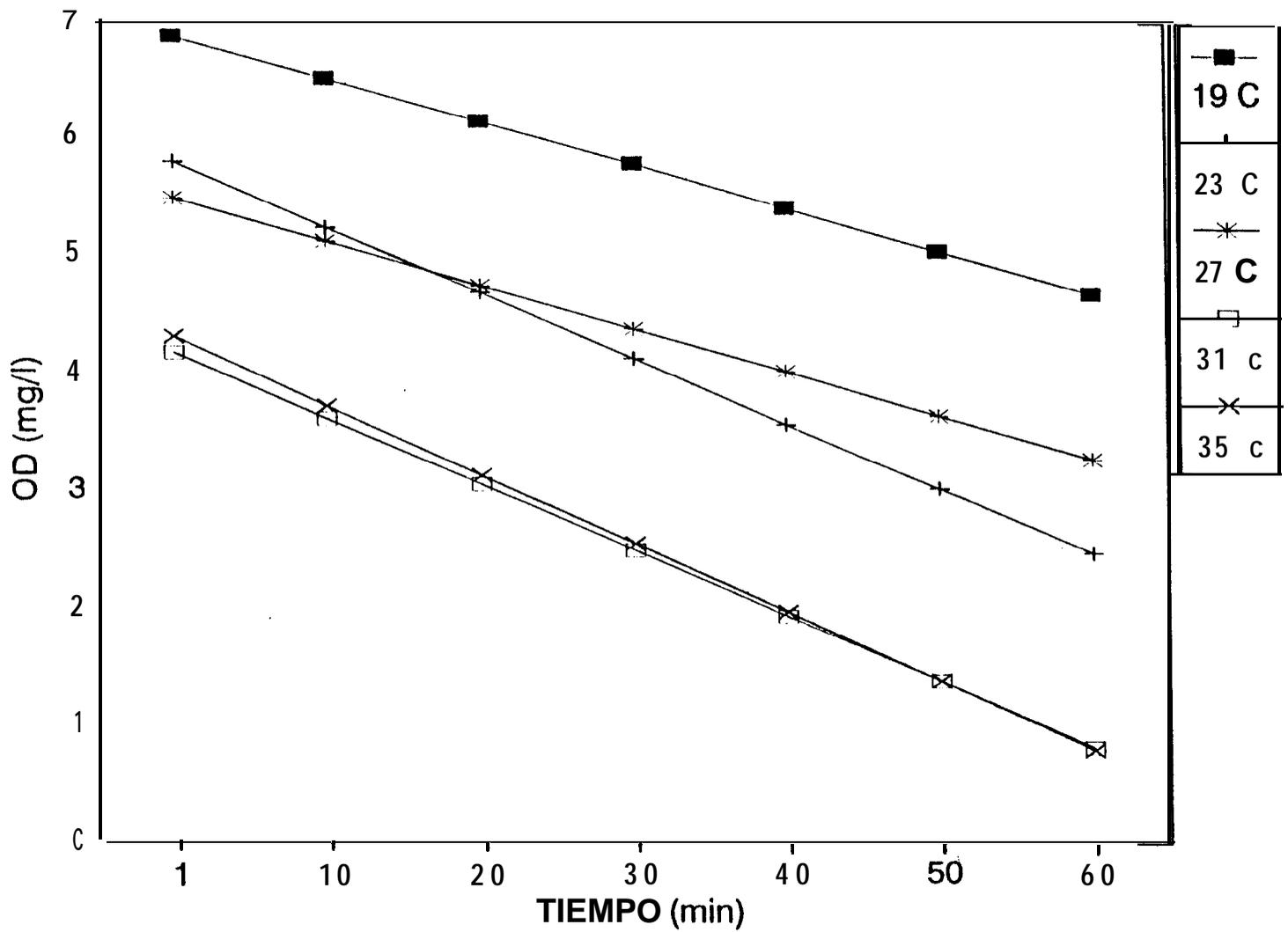


Figura 5. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en postlarvas de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

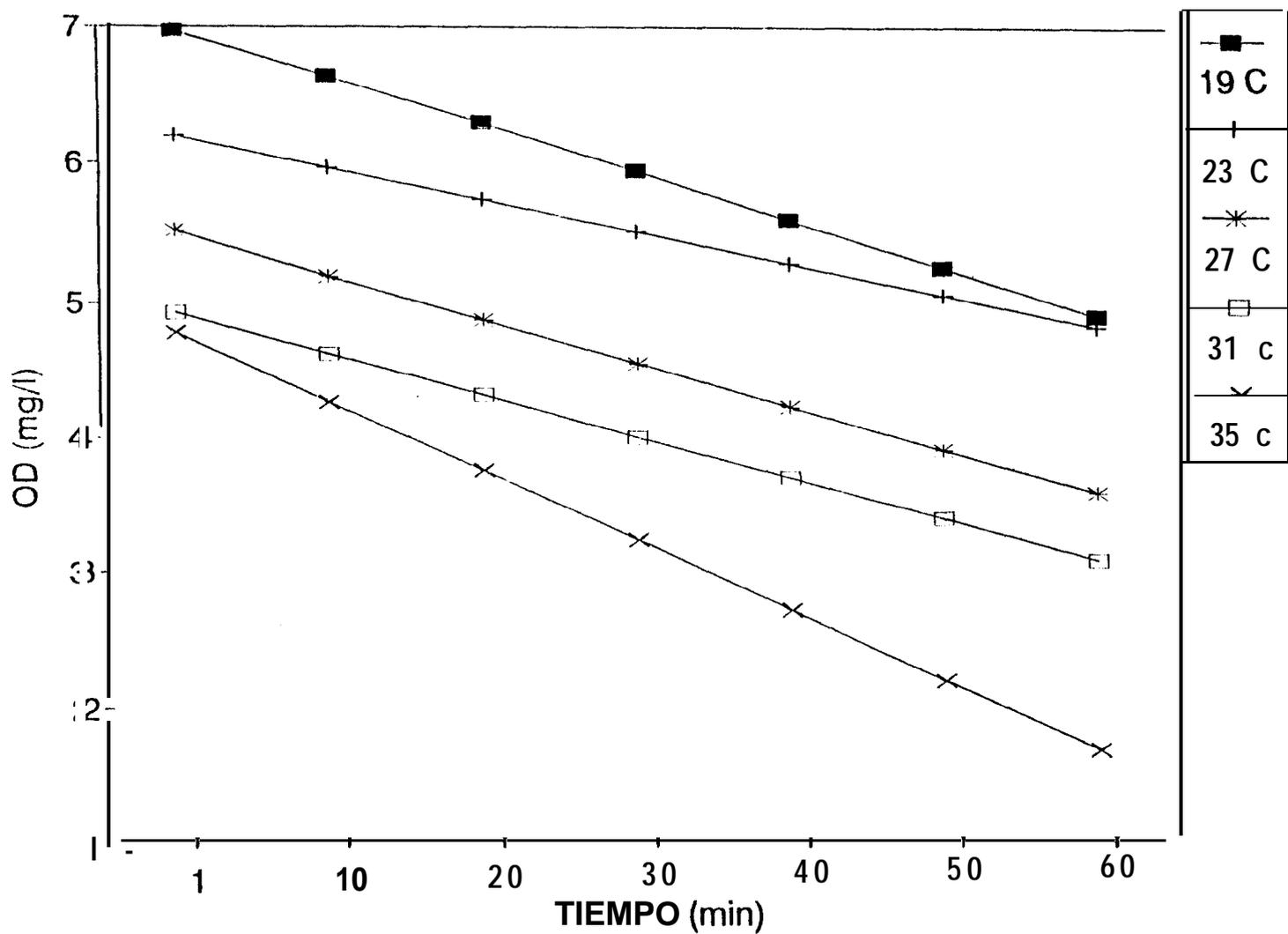


Figura 6. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en juveniles de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

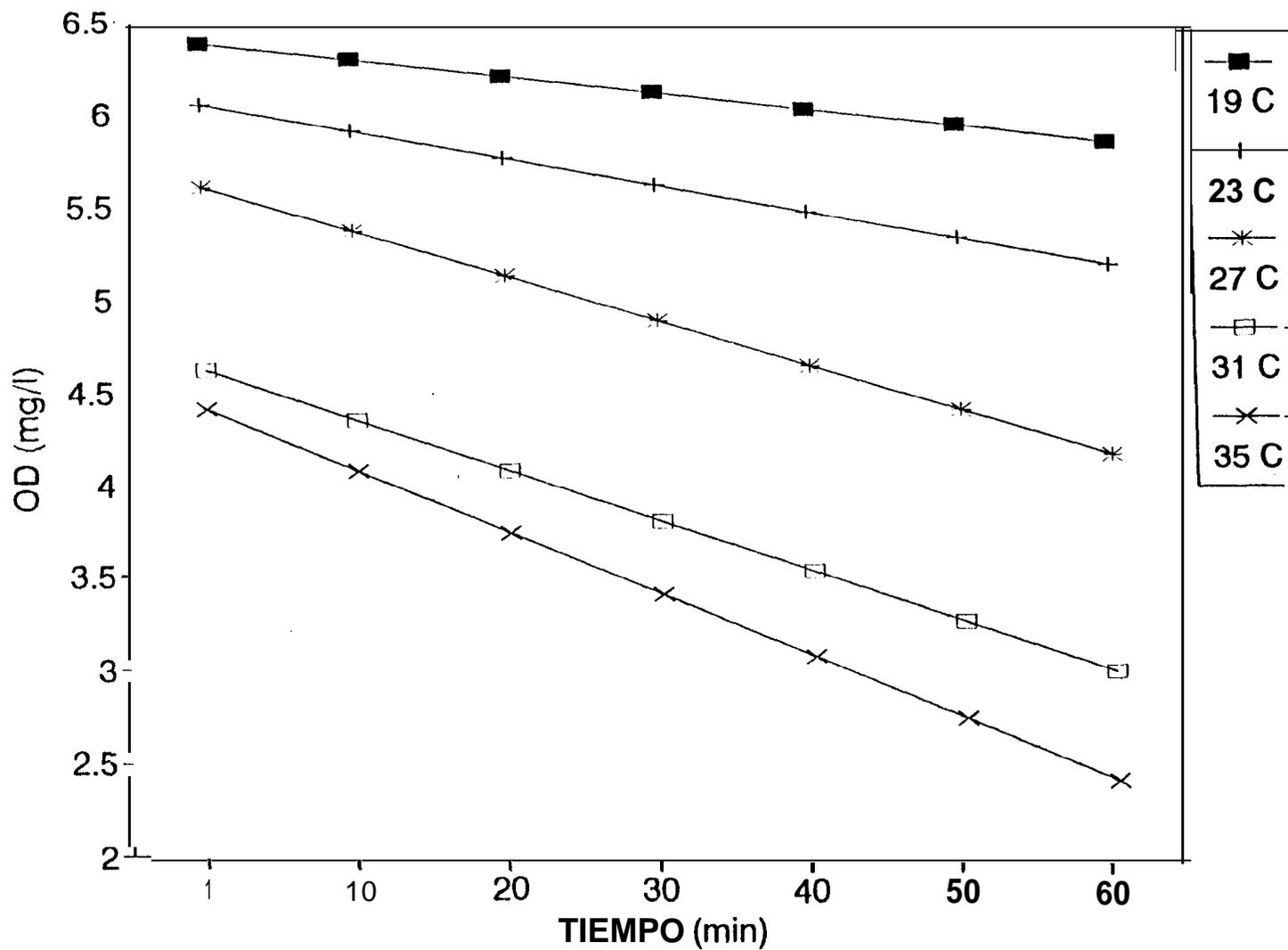


Figura 7. Disminución del oxígeno disuelto (OD) a través del tiempo en preadultos de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

Tabla 4. Valores de los parámetros de la regresión lineal entre oxígeno disuelto (mgO_2/l) y tiempo (min) en *P. californiensis*.

T (°C)	A	B	P	A	B	P	A	B	P
19	6.8a	0.035a	0.26	7.0a	0.034a	3.18	6.4a	0.009a	9.87
23	5.8b	0.055b	0.15	6.2b	0.023a	2.11	6.0b	0.012b	10.04
27	5.4c	0.036a	0.19	5.5c	0.032a	2.6	5.6c	0.02%	9.32
31	4.2d	0.055b	0.26	4.9d	0.030a	2.2	4.6d	0.028c	9.62
35	4.3d	0.058b	0.25	4.8d	0.051b	2.94	4.4d	0.034d	9.1

* El coeficiente de correlación (r) fue superior a 0.97 para todas las regresiones lineales.

P = Peso promedio (g).

Los valores para cada columna con la misma letra no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

7.3 EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA TASA METABOLICA

En la tabla 5 y la figura 8 se muestra la tasa metabólica masa-específica promedio ($\text{mgO}_2/\text{g}/\text{min}$) por temperatura, para cada peso experimental. La tasa metabólica tiende a aumentar con el incremento en la temperatura. El análisis de varianza y la prueba de Tukey (tabla 5) muestran, en el caso de postlarvas, que solamente a 35°C hubo un incremento significativo en el consumo de oxígeno; para juveniles y preadultos el consumo de oxígeno fue proporcional a la temperatura, como lo indican las ecuaciones:

Tabla 5. Tasa metabólica masa-específica en *P. californiensis* a diferentes temperaturas experimentales.

POSTLARVAS

TEMPERATURA	19	23	27	31	35
CONSUMO	0.0106a	0.0095a	0.0102a	0.0105a	0.0135b
ERROR STD.	4.7E-4	2.8E-4	3.7E-4	6.3E-4	4.1 E-4
NO. ORGS	23	24	24	21	22

JUVENILES

TEMPERATURA	19	23	27	31	35
CONSUMO	0.0031a	0.0047b	0.0051b	0.0065c	0.0075d
ERROR STD.	2.5E-4	2.8E-4	4.6E-4	4.7E-4	1.2E-4
NO. ORGS	17	11	18	18	19

PREADULTOS

TEMPERATURA	19	23	27	31	35
CONSUMO	0.0015a	0.0023a	0.0040b	0.0036b	0.0064c
ERROR STD.	1.5E-4	2.7E-4	2.3E-4	4.5E-4	3.7E-4
NO. ORGS	16	18	16	24	18

* Valores con la misma letra para cada renglón no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

W = Peso en gramos.

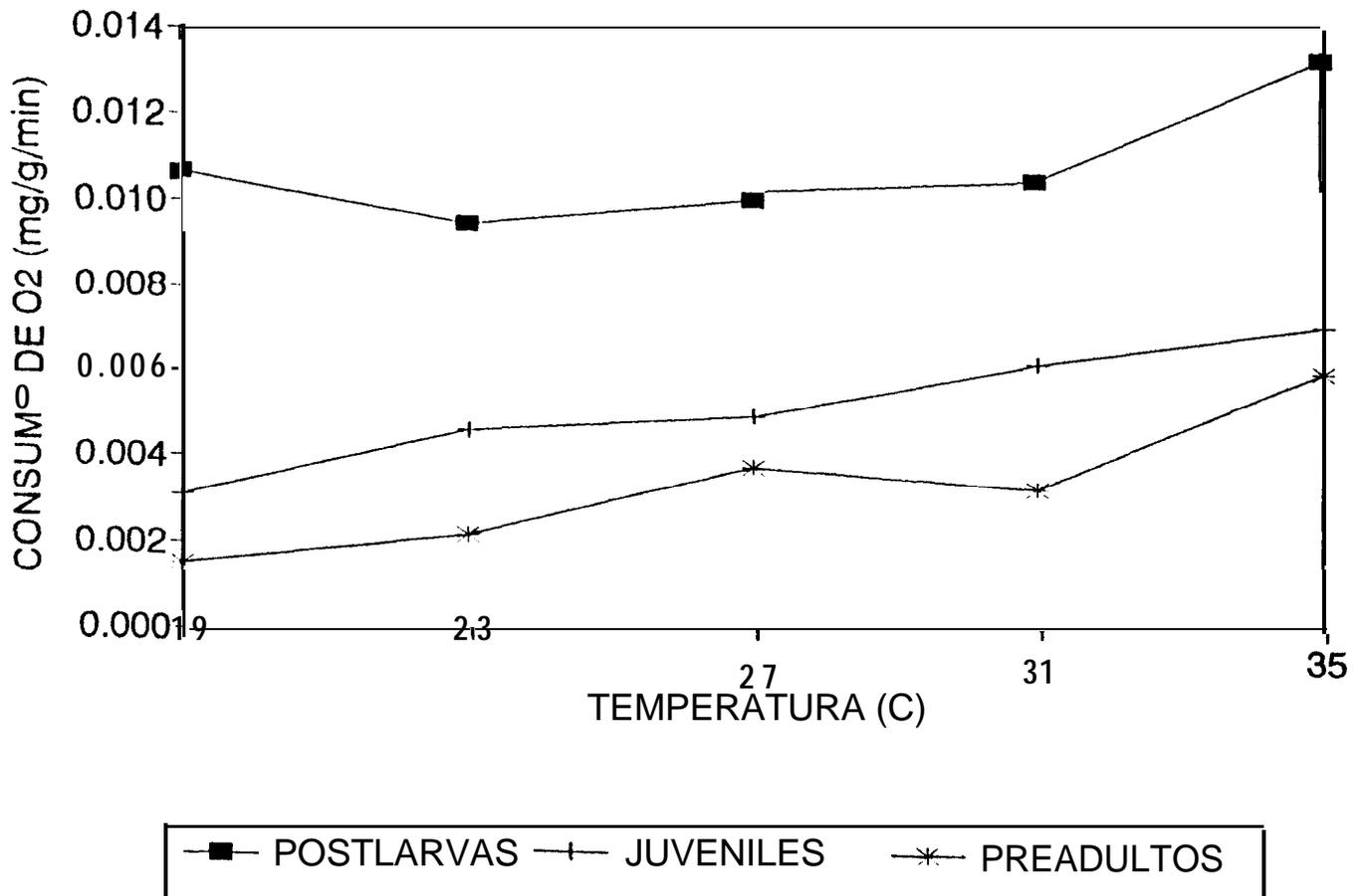


Figura 8. Tasas metabólicas masa-específicas promedio (mgO₂/g/min) en postlarvas, juveniles y preadultos de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

$$C_j = -1.81 \text{ E-}3 + (2.66\text{E-}4)T; r^2=0.99$$

$$C_{pa} = -3.92\text{E-}3 + (2.77\text{E-}4)T; r^2=0.93$$

donde C_j = consumo de oxígeno de juveniles

C_{pa} = consumo de oxígeno de preadultos

7.4 COEFICIENTE TERMICO

En la tabla 6 se presentan los valores calculados del Q_{10} para incrementos de temperatura con un intervalo de 4 grados centígrados. De acuerdo a los valores obtenidos del Q_{10} , las postlarvas y los juveniles muestran poca sensibilidad a cambios de temperatura (a excepción del intervalo de 19-23 para el caso de los juveniles), mientras que los preadultos son muy sensibles a éstos (a excepción del intervalo 27-31).

Tabla 6. Valores estimados del coeficiente térmico (Q_{10}) en *P. californiensis*.

INTERVALO	POSTLARVAS	JUVENILES	PREADULTOS
19-23	0.77	2.8	2.76
23-27	1.18	1.26	3.93
27-31	1.08	1.8	0.77
31-35	1.85	1.45	4.36

7.5 EFECTO DEL PESO EN LA TASA METABOLICA

En la figura 9 se presentan las tasas metabólicas masa-específicas promedio para cada temperatura. El análisis de varianza mostró diferencias significativas entre los tratamientos. La tasa metabólica disminuyó con el incremento del peso ($P < 0.01$). El consumo de oxígeno por unidad de peso de las postlarvas a 19°C es aproximadamente 7 veces mayor que el de los preadultos, mientras que a 35°C es únicamente 2 veces mayor. En la tabla 7 se presentan las ecuaciones alométricas que describen la relación entre la tasa respiratoria, R , (mgO_2/min) y el peso, W , del organismo, la cual se esquematiza en la figura 10. El exponente del peso varió desde 0.465 a la menor temperatura hasta 0.785 a la mayor temperatura.

Tabla 7. Ecuaciones alométricas de la relación entre la tasa respiratoria, R (mgO_2/min), y el peso, W (g), en *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

TEMPERATURA	ECUACION	INDICE CORR.	ERROR STD.	NO. ORGS.
19	$R = (5.16\text{E-}6)W^{0.465}$	0.92	0.34	54
23	$R = (4.84\text{E-}6)W^{0.645}$	0.96	0.38	52
27	$R = (9.12\text{E-}6)W^{0.746}$	0.98	0.29	66
31	$R = (1.05\text{E-}5)W^{0.694}$	0.94	0.4	58
35	$R = (2.34\text{E-}5)W^{0.785}$	0.99	0.17	59

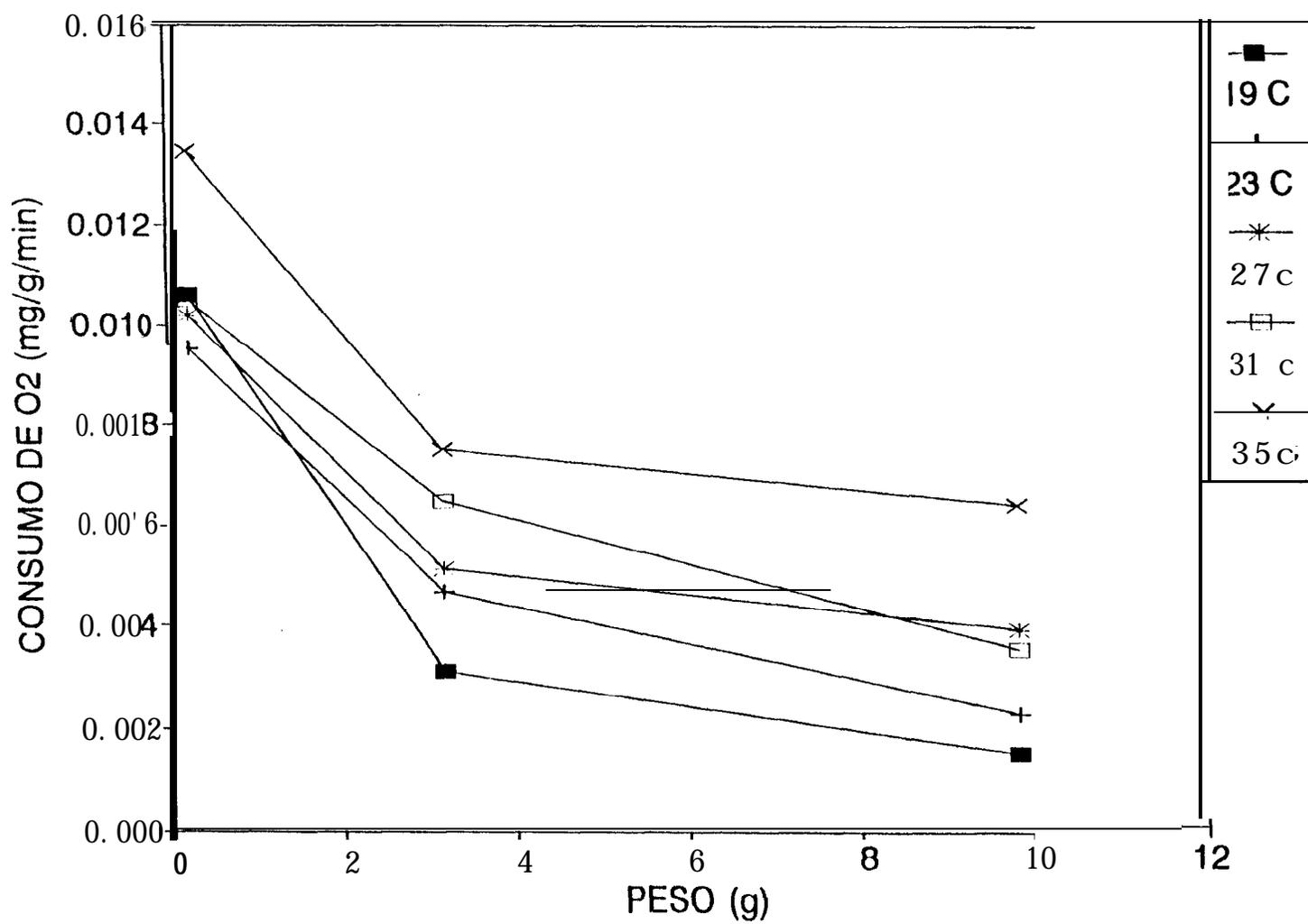


Figura 9. Tasas metabólicas masa-especificas promedio (mgO₂/g/min) a diferentes temperaturas en relación al peso.

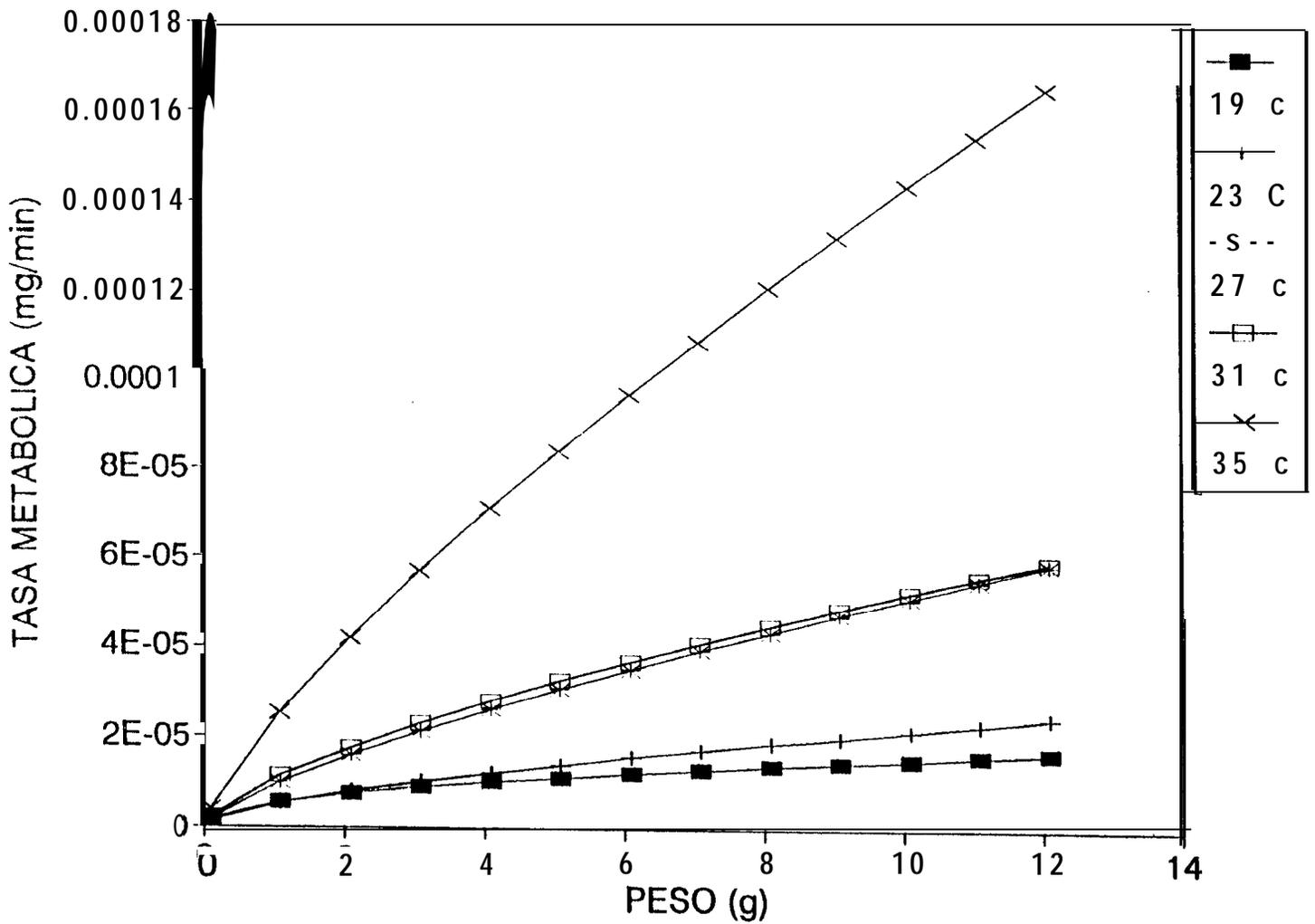


Figura 10. Relación alométrica entre la tasa respiratoria (mgO_2/min) y el peso en *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

7.6 PUNTO CRITICO

En la figura 11 se esquematiza el ajuste lineal en dos etapas para la estimación del punto crítico. Los puntos críticos calculados (mgO_2/l) para juveniles y preadultos de *P. californiensis* se muestran en la tabla 8 y la figura 12. Los preadultos presentaron una relación directa entre la temperatura y el punto crítico.

Tabla 8. Puntos críticos estimados en juveniles y preadultos de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

PC	19°C	23°C	27°C	31°C	35°C
JUVENILES	1.2	1.1	1.3	1.5	1.3
PREADULTOS		1.1	1.5	1.8	

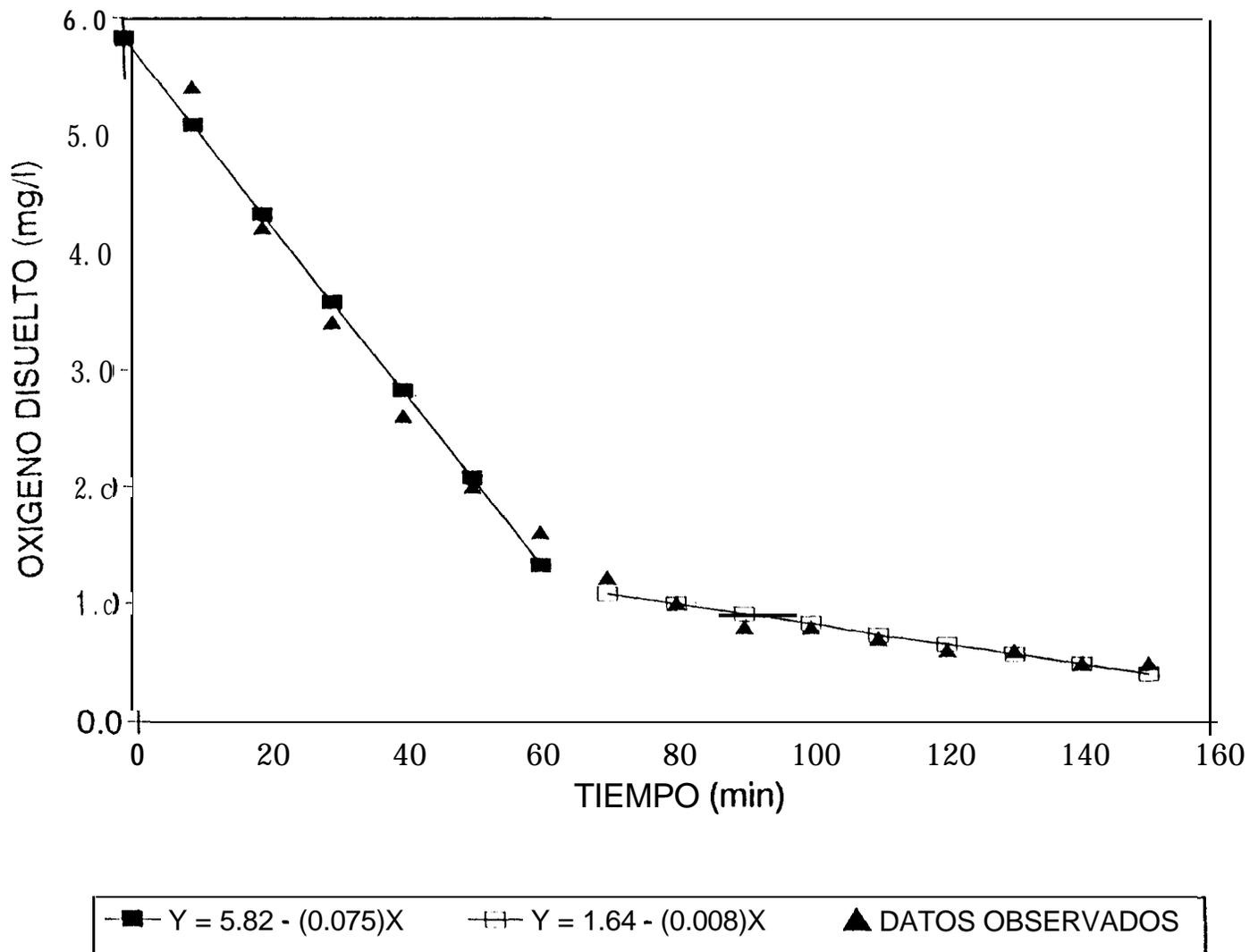


Figura II. Esquematización del ajuste lineal en dos etapas para la estimación del punto crítico. Preadulto (peso=24 g) de *P. californiensis* a 23°C.

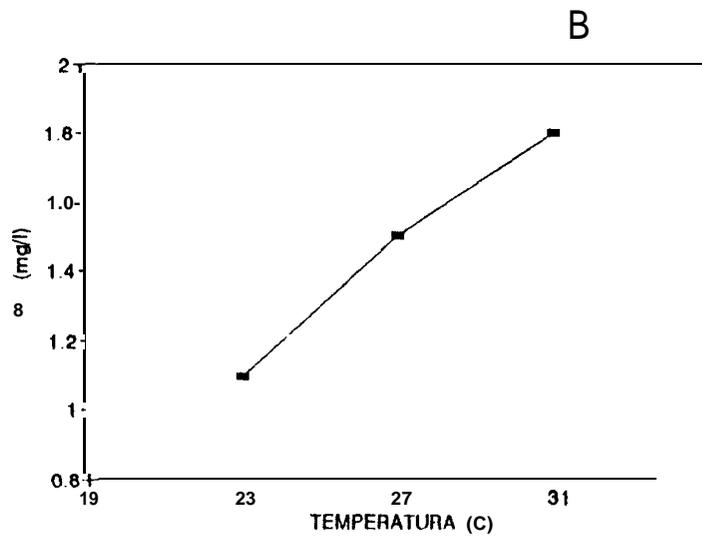
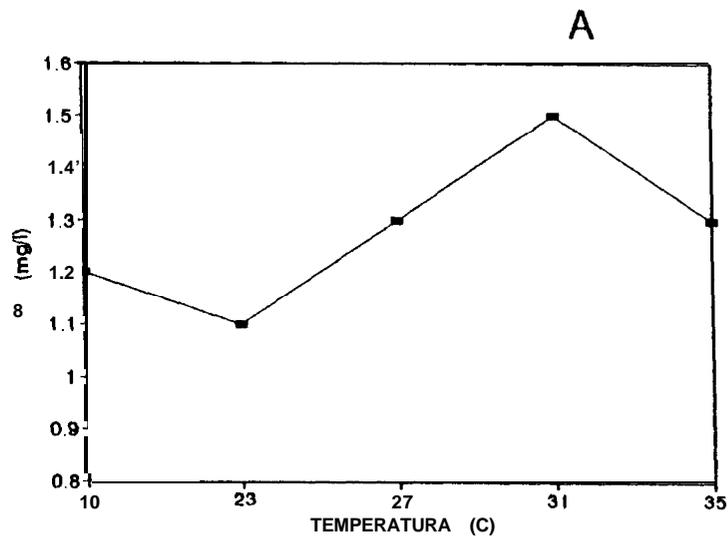


Figura 12. Puntos críticos en juveniles (A) y preadultos (B) de *P. californiensis* a diferentes temperaturas.

8 DISCUSIONES Y RECOMENDACIONES

En este trabajo no se evaluaron los efectos de la salinidad, la muda, el ritmo circadiano y el estado de inanición en la tasa metabólica. Sin embargo cabe mencionar lo siguiente:

- 1 La capacidad osmoreguladora de la especie no intervino significativamente en las diferencias obtenidas del consumo de oxígeno ya que la salinidad fue constante.
- 2 No se realizaron mediciones del consumo de oxígeno en organismos con más de 24 horas de inanición.
- 3 No se definió el efecto de la muda debido a la dificultad de manejo, al número de réplicas y al estrés de los organismos, por lo que se descartaron los datos procedentes de organismos que hubiesen mudado.
- 4 Las evaluaciones de consumo de oxígeno se realizaron a la misma hora durante el día, evitando así posibles variaciones circadianas.

8.1 EFECTO DE LA TEMPERATURA

8.1.1 EFECTO DE LA TEMPERATURA DURANTE LA ACLIMATACION

En general, los organismos se adaptaron fácilmente a la temperatura experimental observándose un incremento en la actividad y la muda a partir de los 31°C. En el caso de los preadultos y hasta los 35°C en postlarvas y juveniles, el estrés térmico fue manifestado de diversas maneras, por ejemplo, en postlarvas se reflejó básicamente en la mortalidad, mientras que en los preadultos se manifestó en la actividad, muda y mortalidad. Esto se reflejó en que en el período de aclimatación los camarones se mantenían muy activos saltando constantemente y presentando un cambio de coloración en el abdomen comunmente relacionado con estrés (Villarreal, 1989b). Asimismo, se observó un incremento evidente en la frecuencia de muda, lo que pone de manifiesto una alteración fisiológica provocada por la temperatura.

8.1.2 EFECTO DE LA TEMPERATURA EN LA TASA METABOLICA

En este trabajo, la temperatura tuvo un efecto directo en la tasa metabólica masa-específica de los juveniles y los preadultos, ya que en esta fase el consumo de oxígeno se incrementa linealmente con respecto a la temperatura (figura 8). Esta relación concuerda con las conclusiones obtenidas por Bishop et al., (1980) y Kuwabara et al., (1985) para *P. aztecus* y *P. monodon* y ha sido reportada para otros crustáceos vgr. Leffler, 1972; Liao & Murai, 1986; Scelzo & Zúñiga, 1987; Yagi et al., 1990; Hinojosa, 1992; Rivera, 1992. Sin embargo, en postlarvas el efecto de la temperatura no fue proporcional. Las postlarvas generalmente son más resistentes a cambios ambientales (Kutty et al., 1971). Esto se demuestra claramente en la figura 8, en donde solamente se aprecia un incremento marcado en la tasa metabólica a 35°C. En base a esta respuesta metabólica la temperatura crítica letal para este grupo, podría encontrarse alrededor de 35°C. El consumo medio de las postlarvas obtenido para las diferentes temperaturas fue muy similar a los reportados para la misma especie por Rivera (1992), excepto a 19°C. Este autor en base a la respuesta metabólica de las postlarvas, sugiere que el límite inferior de temperatura para la especie se encuentra a 19°C. En el presente trabajo, el consumo medio obtenido para 19°C no fue diferente del consumo medio obtenido a 23°C (tabla 5), por lo que no es posible concluir que 19°C sea la temperatura mínima letal crítica. Asimismo, se ha demostrado que el camarón café crece sin problemas aparentes (*i.e.* 100% de sobrevivencia) a temperaturas inferiores a 19°C (Magallón et al., 1993). Trabajos posteriores que consideren los efectos de aclimatación y el marco de actividad, entre otros, permitirán determinar el límite inferior para este grupo.

Por otro lado, entre 23 y 27°C se definió una zona en la que el incremento en el consumo de oxígeno en los juveniles fue mínimo, lo que sugiere que la temperatura óptima se encuentre probablemente entre este intervalo. En términos generales, es posible que el límite inferior se encuentre alrededor de los 19°C mientras que el límite superior podría encontrarse a 31°C. Esta apreciación se deriva de las mortalidades registradas durante el período de aclimatación. En la figura 8 se aprecia una “planicie”

entre los 27 y 31°C similar a la de los juveniles entre 23 y 27°C. Sin embargo, esta “planicie” no se puede considerar de estabilidad en base a la respuesta biológica de los organismos a 31°C (ver tabla 2) por lo que el límite superior para preadultos podría encontrarse a 31°C.

En general, los consumos de oxígeno obtenidos en el presente estudio se encuentran dentro de los intervalos reportados por diferentes autores para algunos camarones peneidos, a diferentes temperaturas (tabla 9). En la tabla 9, se aprecian diferencias entre los datos obtenidos y los de *P. monodon* y *P. brasiliensis* para pesos equivalentes a los de los preadultos manejados en este trabajo, si bien las diferencias en las metodologías impiden comparar los resultados. Por otro lado, los valores reportados para pesos similares de *P. californiensis* a los de las postlarvas de este estudio utilizando metodologías similares son muy cercanos, e inclusive a 31°C, el valor es idéntico. Sin embargo, a 19°C la diferencia es muy marcada por lo que se recomienda una reevaluación de esta temperatura en particular. Asimismo futuros trabajos que incorporen, entre otros parámetros, el marco de actividad de la especie, permitirán obtener conclusiones más finas. Los valores reportados para *P. esculentus*, *P. japonicus* y *P. californiensis* parecen ser relativamente más similares entre ellos, así como lo son los reportados para *P. monodon* y *P. brasiliensis* entre si.

Por otro lado, Boyd (1990), señala que el efecto de la temperatura en el consumo de oxígeno de un organismo acuático se comporta de la siguiente manera:

- 1 El consumo de oxígeno se incrementa con la temperatura hasta un máximo característico de la especie.
- 2 La tasa de consumo es mantenida en un intervalo de temperatura.
- 3 El consumo disminuye conforme la temperatura se incrementa.
- 4 La temperatura letal es alcanzada.

En el presente trabajo, la respuesta de *P.californiensis* por el efecto de la temperatura no es homogénea para todos los pesos. Sin embargo, los mecanismos de respuesta y adaptación de la especie no están del todo claros. Futuras investigaciones deberán enfocarse a la evaluación de otros parámetros intrínsecos y extrínsecos como nutrición, estado de muda, ritmo circadiano y marco de actividad. Asimismo es importante realizar estudios de respirometría que incorporen mediciones **continuas** del consumo de oxígeno, el ritmo cardiaco y el comportamiento de la especie. La información así obtenida permitirá optimizar el cultivo de la especie.

Tabla 9. Tasas metabólicas masa-específicas de algunos camarones peneidos.

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)	PESO (g)	TASA METABOLICA	FUENTE
<i>P. esculentus</i>	25	12	0	1
<i>P. japonicus</i>	26	2.18-3.18	0.0052	2
	26	5.99	0.0035	2
	26	11.15	0.0030	2
<i>P. monodon</i>	25	0.60-1.30	0.0075	3
	25	9.20-12.0	0.0050	3
<i>P. brasiliensis</i>	25	1.5	0.0034	4
	30	1.5	0.0054	4
	25	5.0	0.0047	4
	30	5.0	0.0047	4
	25	10.0	0.0048	4
	30	10.0	0.0052	4
<i>P. vannamei</i>	24	0.14	0.0090	5
	28	0.14	0.0130	5
<i>P. californiensis</i>	27	9.3	0.0037	6
	23	0.38	0.0086	7
	27	0.38	0.0100	7
	31	0.38	0.0105	7
	19	0.26	0.0106	8
	23	0.15	0.0095	8
	27	0.19	0.0102	8
	31	0.26	0.0105	8
	35	0.25	0.0135	8

(1) Dall, 1986.

(2) Sacayanan & Hirata, 1986.

(3) Liao & Murai, 1986.

(4) Scelzo & Zúñiga, 1987.

(5) Hinojosa, 1992.

(6) Hewitt, 1992.

(7) Rivera, 1992.

(9) Presente estudio.

8.2 COEFICIENTE TERMICO

Los resultados del Q_{10} obtenidos reflejan la dinámica del ciclo de vida de la especie, en la que las variaciones de temperatura encontradas en el medio natural disminuyen conforme el organismo va creciendo, ya que a partir de postlarva el organismo busca profundidades mayores conforme pasa al subsiguiente estadio, lo que en última instancia implica una temperatura menor y más estable.

En respirometría, el Q_{10} se utiliza con frecuencia por su fácil cálculo. Sin embargo, una de sus limitantes es que no toma en consideración el efecto que el estrés, por aumento o disminución de la temperatura, tiene sobre la tasa metabólica, así como la variación debida a la actividad y al tamaño del organismo. Si se considera puntualmente la escala empleada por diversos autores, los resultados de Q_{10} para preadultos en el intervalo de 27 a 31°C sugerirían una marcada tolerancia (ver tabla 6), lo cual no corresponde con la respuesta observada.

El consumo de oxígeno de los preadultos fue proporcional a la temperatura hasta 27°C (figura 8). La disminución **del consumo de oxígeno a 31°C puede explicarse por el ajuste que el organismo realiza a una temperatura** que altera su homeostasis. Los mecanismos de compensación parcial pueden incluir, por ejemplo, estrategias de reducción de la actividad y de las tasas de filtración (Villarreal, 1989b). Así, a 31°C algunos camarones se colocaron de un costado sin presentar movimiento aparente, por lo que se pensó que habían muerto. Sin embargo, al término de la evaluación, los organismos se recuperaron satisfactoriamente. Esto sugiere que los organismos probablemente respondieron al estrés provocado por una permanencia relativamente prolongada en altas temperaturas, desviando su metabolismo hacia la mínima actividad compatible con el mantenimiento de funciones vitales (metabolismo basal). La ecuación para la determinación del Q_{10} no toma en consideración estos aspectos, por lo que su uso es cada día menos frecuente. Sin embargo, en este trabajo se incluyen los valores obtenidos del Q_{10} , los cuales se encuentran dentro de los intervalos reportados para diferentes crustáceos en el caso de los juveniles (tabla 10).

Tabla 10. Coeficiente térmico (Q_{10}) para diferentes crustáceos.

ESPECIE	INTERVALO DE TEMPERATURA (°C)	Q_{10}	FUENTE
<i>A. astacus</i>	5	1.5	1
	8	2.5	1
	11	3.5	1
	14	2.6	1
	17	3.4	1
	20	2.5	1
<i>P. brasiliensis</i>	25-30	1.7-2.4	1
<i>P. monodon</i>	20-30	1.9	2
	20-30	1.8	2
	20-30	1.8	2
	20-25	3.5	3
	25-30	2.6	3
	20-25	3.6	3
	25-30	2.7	3
<i>P. vannamei</i>	20-24	2.4	4
	24-28	3.0	4
<i>P. californiensis</i>	19-23	4.1	5
	23-27	1.5	5
	27-31	1.1	5
	31-35	1.6	5
	19-23	2.8	6
	23-27	1.3	6
	27-31	1.8	6
	31-35	1.5	6

- (1) Waterman, 1960.
(2) Kurmaly *et al.*, 1989.
(3) Liao & Murai, 1986.
(4) Hinojosa, 1992.
(5) Rivera, 1992.
(6) Presente estudio.

8.3 EFECTO DEL PESO

El peso es el factor endógeno más significativo que afecta el consumo de oxígeno (Newell et al., 1976). El consumo de oxígeno se incrementa con el tamaño y decrece por unidades de masa (Bertalanffy, 1957; Kutty et al., 1971; Prosser, 1986).

Cuando el valor del exponente del peso b es unitario (tabla 7), el metabolismo es directamente proporcional al peso corporal, mientras que valores menores representan la proporción de la disminución del consumo de oxígeno con el área superficial del cuerpo (Sutcliffe, 1984). El valor de b se encuentra entre 0.67 y 1.0 para crustáceos (Wolvekamp & Waterman, 1960) y tiene un valor promedio para decápodos de 0.85 (Weymouth et al., 1944). En este estudio, los valores obtenidos del exponente del peso se encuentran entre el promedio reportado para la mayoría de los crustáceos por otros autores, vgr. Subrahmanyam, 1962; Kutty, 1969; Hewitt, 1984; Emmerson, 1985; Houlihan et al., 1985; Villarreal, 1989b.

Por otro lado, los valores de b pueden estar afectados por una serie de interacciones complejas del metabolismo y del peso con relación a la temperatura (Paloheimo & Dickie, 1966). A 19°C el valor de b fue ligeramente bajo, probablemente por efecto de la baja temperatura en la actividad. A 35°C el estrés térmico fue evidente. b puede estar afectado por este efecto y la ecuación alométrica no representa ningún índice que refleje ese efecto. Las ecuaciones alométricas obtenidas para *P. californiensis* son menores a las reportadas por diversos autores y al valor promedio de crustáceos decápodos (tabla II).

Futuros trabajos deberán incorporar mediciones del consumo de oxígeno para combinaciones de temperatura-peso-salinidad por arriba y debajo del intervalo óptimo reportado. De esta manera se podrán establecer los límites ambientales deseados para cada fase del cultivo de la especie.

Tabla II. Ecuaciones alométricas entre la tasa metabólica y el peso para peneidos a diferente temperatura y 35 ppm.

ESPECIE	TEMPERATURA ("C)	ECUACION	FUENTE
<i>P. brasiliensis</i>	25	$R = (0.9326)W^{0.819}$	1
	30	$R = (1.448)W^{0.773}$	1
<i>P. monodon</i>	20	$R = (0.168)W^{0.853}$	2
	25	$R = (0.311)W^{0.863}$	2
	30	$R = (0.487)W^{0.881}$	2
<i>P. esculentus</i>	20	$R = (0.014)W^{0.825}$	3
	25	$R = (0.055)W^{0.791}$	3
	30	$R = (0.407)W^{0.841}$	3
<i>P. californiensis</i>	19	$R = (5E-6)W^{0.465}$	4
	23	$R = (5E-6)W^{0.645}$	4
	27	$R = (9E-6)W^{0.746}$	4
	31	$R = (1E-5)W^{0.694}$	4
	35	$R = (2E-5)W^{0.785}$	4

(1) Scelzo & Zúñiga, 1987.

(2) Liao & Murai, 1986.

(3) Dall, 1986.

(4) Presente estudio.

8.4 PUNTO CRITICO

Las tasas de consumo durante hipoxia y normoxia son diferentes. Por ejemplo, *P. monodon* disminuye su consumo por debajo de 3.8-4.0 mgO₂/l (Liao & Huang, 1975; Chen, 1985; Liao & Murai, 1986).

9 CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos sobre el consumo de oxígeno del camarón café *P. californiensis*, con pesos entre 0.2-10 g y sometidos a 5 temperaturas (19, 23, 27, 31 y 35°C) y 35 ppm, se desprenden las siguientes conclusiones:

- 1 El consumo de oxígeno se incrementó con la temperatura ($P < 0.05$) y fue inversamente proporcional al peso ($P < 0.05$).
- 2 El coeficiente térmico indicó una mayor adaptabilidad de las postlarvas a cambios de temperatura.
- 3 La temperatura de 35°C provocó problemas metabólicos manifestados por un marcado incremento en la tasa de consumo de oxígeno.
- 4 *P. californiensis* fue oxígeno-independiente hasta 1.8 mgO₂/l.
- 5 Los preadultos presentaron una relación directa entre la temperatura y el nivel incipiente letal, el cual se encontró en un intervalo de 1.1 a 1.8 mgO₂/l.
- 6 El consumo de oxígeno para cada temperatura ha sido representado mediante las siguientes ecuaciones:

$$R = (5.16E-6)W^{0.465} \text{ (19°C)}$$

$$R = (4.84E-6)W^{0.645} \text{ (23°C)}$$

$$R = (9.12E-6)W^{0.746} \text{ (27°C)}$$

$$R = (1.05E-5)W^{0.694} \text{ (31°C)}$$

$$R = (2.34E-5)W^{0.785} \text{ (35°C)}$$

- 7 El intervalo de temperatura del agua adecuado para el cultivo de la especie abarca desde los 19°C hasta los 31°C, con un óptimo probablemente en el intervalo de 23 a 27°C.

9 BIBLIOGRAFIA

- Alcaraz, M. & F. Sarda. (1981). Oxygen consumption by *Nephrops norvegicus* (L.) (Crustacea: Decapoda) in relationship with its moulting stage. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 54, 11-18.
- Aldrich, D. V., C. E. Wood & K. N. Baxter. (1968). An ecological interpretation of low temperature responses in *Penaeus aztecus* and *P. setiferus* postlarvae. Bull. Mar. Sci. 18(1), 61-71.
- Ansell, A. D. (1973). Changes in oxygen consumption, heart rate and ventilation accompanying starvation in the decapod crustacean *Cancer pagurus*. Neth. J. Sea. Res. 7, 455-475.
- Arce, R. A. (1989). Cultivo larvario de camarones peneidos. Reporte interno del Centro de Investigaciones Biológicas de B.C.S., La Paz, México. 125 p.
- Armitage, K. B. & T. J. Wall. (1982). The effects of body size, starvation and temperature acclimation on oxygen consumption of the crayfish *Orconectes nais*. Comp. Biochem. Physiol. 73A, 63-68.
- Barclay, M. C., W. Dall & D. M. Smith. (1983). Changes in lipid and protein during starvation and the moulting cycle in the tiger prawn, *Penaeus esculentus* Haswell. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 68, 229-244.
- Barrena, B. (1987). La camaronicultura: práctica reciente en México. Acuavisión. 8, 4-7.
- Barrena, B. & L. Trejo. (1987). Perspectivas de la camaronicultura en México. Acuavisión. 8, 2-3.
- Bayne, B. L. (1971). Oxygen consumption by three species of lamellibranch mollusc in declining ambient oxygen tension. Comp. Biochem. Physiol. 40A, 955-970.
- Bertalanffy, L. Von. (1957). Quantitative laws in metabolism and growth. Q. Rev. Biol. 32, 217-231.

- Bishop, J. M., J. G. Gosselink & J. H. Stone. (1980). Oxygen consumption and hemolymph osmolality of brown shrimp, *Penaeus aztecus*. Fish. Bull. NOAA. 78, 741-757.
- Boyd, C. E. (1990). Water quality in ponds for aquaculture. In *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*. Elsevier. New York. 482 p.
- Brett, J. R. (1956). Some principles in the thermal requirements of fishes. *Quart. Rev. Biol.* 31, 75-87.
- Bradfield, A. & M. Llewellyn. (1982). *Animal Energetics*. Ch. 5 Respiratory rate and the rate of heat loss. Blackie. London. 50-70.
- Bridges, C. R. & A. R. Brand. (1980). Oxygen consumption and oxygen independence in marine crustaceans. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 2, 133-141.
- Brody, S. (1945). *Bioenergetics and growth*. Reinhold Publ. Co., New York. 1923 p.
- Brody, S. (1964). *Bioenergetics and growth, with special reference to the efficiency complex in domestic animals*. Hafner Publishing, Co., New York.
- Broom, J. G. (1970). Shrimp culture. *Proceedings World Mariculture Society*. 1, 63-68.
- Broom, J. G. (1971). Shrimp culture. In: *Proceedings of the First Annual Workshop of the World Maricul. Soc.* 1, 63-68.
- Cech, J. J. (1990). Respirometry. *Methods for Fish Biology*. The American Fisheries Society. 335-362.
- CETMAR (1986). Analysis on the first operation year of shrimp culture facilities in La Paz, Mexico. CETMAR Special Publication # 4. 30 p.
- Chen, H. C. (1985). Water quality criteria for farming the grass shrimp, *Penaeus monodon*. In Y. Taki, J. H. Primavera & J. A. Llobrera (eds.). *Proceedings of the first international conference on the culture of penaeid prawn/shrimps*. Aquaculture Department. Southeast Asian Fisheries Development Centre. Iloilo, Philippines. p. 165.
- Choudhury, P. (1971). Responses of larval *Macrobrachium carcinus* to variations in salinity and diet (Decapoda: Palaemonidale). *Crustaceana*. 20, 113-120.

- CICTUS. (1982). El cultivo de camarón azul (*P. stylirostris*). Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Sonora. Hermosillo, Sonora. 126p.
- Cockcroft, A. C. & T. Wooldrige. (1985). The effects of mass, temperature and moulting on the respiration of *Macropetasma africanus* Blass (Decapoda:Penaeidea). *Comp. Biochem. Physiol.* 81 A(1): 143-148.
- Costlow, J. D., C. G. Bookhout & R. Monroe. (1960). The effect of salinity and temperature on the larval development of *Sesarma cinerum* (Bosc.) reared in laboratory. *Biol. Bull. Mar. Biol. Lab. Woods Hole.* 118, 183-202.
- Costlow, J. D., C. G. Bookhout & R. Monroe. (1962). Salinity-temperature effects on the larval development of the crab, *Panopeus herbstii* Milne Edwards, reared in laboratory. *Physiol. Zool.* 35, 79-93.
- Costlow, J. D., C. G. Bookhout & R. Monroe. (1966). Studies on the larval development of the crab *Rhithropanopeus harrisi* (Gould). I. The effect of salinity and temperature on larval development. *Physiol. Zool.* 39, 81-100.
- Dall, W. (1986). Estimation of routine metabolic rate in a penaeid prawn, *Penaeus esculentus* Haswell. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 96, 57-74.
- Darsey, K. T. (1990). The influence of temperature, salinity on the growth and survival of California brown shrimp *P. californiensis* (Holmes). M. Sc. Thesis, University of Arizona. 43 p.
- Davies, P. S. (1966). Physiological ecology of *Patella*. I) The effect of body size and temperature on metabolic rate. *J. Mar. Biol.* 46, 647-658.
- Dugger, D. (1990). Shrimp farming in Mexico yesterday, today and tomorrow. *Aquaculture.* 16(4), 37-53.
- Egusa, S. (1961). Studies on the respiration of the "kuruma" prawn, *Penaeus japonicus* Bate. II. Preliminary experiments on its oxygen consumption. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.* 27, 643-647.

- Emmerson, W. D. (1985). Oxygen consumption in *Palaemon pacificus* (Stimpson) (Decapoda:Palaemonidae) in relation to temperature, size and season. *Comp. Biochem. Physiol.* 81A, 71-78.
- Fry, F. E. J. (1957). Effects of the environment on animal activity. Univ. of Toronto Studies Biological Series 55. Ontario Fisheries Research Laboratory Publication # 68.
- Hemmingsen, A. M. (1950). The relation of standard (basal) energy metabolism to total fresh weight of living organisms. *Resp. Steno. Hosp. Copenh.* 4, 7-58.
- Hemmingsen, A. M. (1960). Energy metabolism as related to body size and respiratory surfaces and its evolution. *Resp. Steno. Hosp. Copenh.* 9, 7-110.
- Hewitt, D. R. (1984). Growth and bioenergetics of the freshwater prawn, *Macrobrachium australiense* (Holthius). Honour Thesis James Cook University of North Queensland. 84 p.
- Hewitt, R. (1992). Efecto de la salinidad en el crecimiento, supervivencia y el consumo de oxígeno de juveniles de camarón café *P. californiensis* (Holmes, 1900). Tesis Profesional Biólogo Marino. Universidad Autónoma de B.C.S., México 80 p.
- Hill, B. J. (1985). The effect of temperature on duration of emergence, speed of movement and catchability of the prawn *Penaeus esculentus*. In Second Australian national prawn seminar. Ed. P. C. Rothlisberg et al., NPS2. Cleveland, Queensland. 77-83 p
- Hill, B. J. & T. J. Wassenberg. (1985). The effect of streamer tags on mortality, growth, moulting and emergence time on the tiger prawn *Penaeus esculentus*. *Fish. Res.* 3, 223-235.
- Hinojosa, P. (1992). Evaluación del efecto de la temperatura y la salinidad en el consumo de oxígeno de postlarvas de camarón blanco *Penaeus vannamei* producidas en laboratorio, Tesis Profesional Biólogo. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán. 60 p.

- Hoar, W. S. (1966). General and comparative physiology. Prentice Hall. International Editions. London. 851 p.
- Houlihan, D. F., C. K. Govind & A. El Haj. (1985). Energetics of swimming in *Callinectes sapidus* and walking in *Homarus americanus*. Comp. Biochem. Physiol. 82A(2), 267-279.
- Hughes, D. G. (1991). Manejo de la calidad del agua en estanques, con énfasis en camaronicultura. Taller sobre cultivo de camarón. Mazatlán Sinaloa, México. julio 1991. 31 p.
- Jacobi, C. C. & K. Anger. (1985a). Effect of temperature and respiration during the larval stages of *Hyas araneus* and *Hyas coarctatus* (Decapoda: Majidae). Mar. Ecol. Prog. Ser. 26, 181-186.
- Jacobi, C. C. & K. Anger. (1985b). Growth and respiration during the larval development of *Hyas coarctatus* (Decapoda: Majidae). Mar. Biol. 87, 173-180.
- Janakiram, B., Y. Venkateswarlu., G. R. Reddy & K. S. Babu. (1985). Oxygen uptake rhythm in penaeid prawn *Penaeus indicus* (H. Milne Edwards) in different salinities. Indian J. Mar. Sci. 14, 222-223.
- Jones, D. A., A. Kanazawa & S. A. Rahman. (1979). Studies on the presentation of artificial diets for rearing the larvae of *Penaeus japonicus* Bate. Aquaculture. Amsterdam. 17, 33-43.
- Kinne, O. (1970). Temperature, animals, invertebrates. In: Marine Ecology. Vol. I. Environmental factors, Part 2. London, Wiley Interscience. 407-514.
- Kitani, H. & J. N. Alvarado. (1982). The larval development of the Pacific brown shrimp *Penaeus californiensis* Holmes, reared in the laboratory. Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries. 48(3), 375-389.
- Kramer, G. L. (1975). Studies on the lethal dissolved oxygen levels for young brown shrimp, *Penaeus aztecus*. Proceedings World Mariculture Society. 6, 157-167.
- Kurmaly, K., A. B. Yule & D. A. Jones. (1989). Effects of body size and temperature on the metabolic rate of *Penaeus monodon*. Marine Biology. 103, 25-30.

- Kutty, M. N. (1969). Oxygen consumption in the prawns *Penaeus indicus* and *Penaeus semisulcatus*. *FAO Fish. Rep.* 57(3), 959-969.
- Kutty, M. N., G. Murugapoopathy & T. S. Krishknan. (1971). Influence of salinity and temperature on the oxygen consumption in young juveniles of the Indian Prawn *Penaeus indicus*. *Mar. Biol.* 11, 125-131.
- Kuwabara, R., R. Akimoto & R. Hirano. (1985). Studies on the oxygen consumption of *Penaeus monodon* Fabricus. *Suisan-Zoshoku Aquaculture.* 33(1), 1-6.
- Lanza-Espino, G. & J. L. Arredondo. (1990). *Compiladores. La acuicultura en México: de los conceptos a la producción.* Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. 316 p.
- Leffler, C. W. (1972). Some effects of temperature on the growth and metabolic rate of juvenile blue crab, *Callinectes sapidus* in the laboratory. *Mar. Biol.* 14(2), 104-110.
- Liao, I. C. & H. J. Huang. (1975). Studies on the respiration of economic prawns in Taiwan. I. Oxygen consumption and lethal dissolved oxygen of egg up to young prawn of *Penaeus monodon* Fabricus. *J. Fish. Soc. Taiwan.* 4(1), 33-50.
- Liao, I. C. & T. Murai. (1986). Effects of dissolved oxygen, temperature and salinity on the oxygen consumption of the grass shrimp, *Penaeus monodon*. *The First Asian Fisheries Forum.* (ed. by J. L. Maclean, L. B. Dizon & L. V. Hosillos), pp. 641-646. Asian Fisheries Society, Manila, Philippines.
- MacKay, R. D. (1974). A note on minimal levels of oxygen required to maintain life in *Penaeus shmitti*. *Proceedings World Mariculture Society.* 5, 451-452.
- Magallón, F. J. (1988). El cultivo de camarón en Baja California Sur. Reporte interno del Centro de Investigaciones Biológicas de la Paz, Baja California Sur. 23 p.
- Magallón, F. J., A. Hernández., R. Casillas., M. González., J. L. Hernández & H. Villarreal. (1989). Preliminary results on semi-intensive shrimp culture in Baja California Sur, México. *Abstract. Aquaculture '89, World Aquaculture Society.*

- Magallón-Barajas, F. J., G. Portillo-Clark; R. Campos-Ramos; M. A. Porchas-Cornejo; J. Naranjo-Páramo & A. Muhlia-Melo. (1993). *Penaeus californiensis* a cold tolerant species in Baja California Sur Mexico. (manuscrito),
- Markel, R. P. (1974). Aspects of the physiology of temperature acclimatation in the limpet *Acmaea limulata* Carpenter (1864): an integrated field and laboratory study. *Physiol. Zool.* 47(2), 99-109.
- McMahon, B. R., W. W. Burggren & J. L. Wilkens. (1974). Respiratory response to long-term hypoxic stress in the crayfish *Orconectes virilis*. *J. Exp. Biol.* 60, 195206.
- Moreira, G. S., J. C. McNamara., P. S. Moreira & M. Weinnich. (1980). Temperature and salinity effects on the respiratory metabolism of the first zoeal stage of *Machrobrachium holthust* Genofre and Lobo (Decapoda: Palaemonidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 47, 141-148.
- Moreno, C. (1984). Desarrollo experimental del cultivo de camarón en el Centro de Estudios Tecnológicos del Mar en La Paz, B.C.S. SEP, CETMAR. La Paz, B.C.S.
- Neill, W. (1989). Effects of temperature and oxygen on biology of aquatic organisms: implications for aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society.* 20(1), 54.
- Nelson, S. C., A. W. Knight & I-t. W. Li. (1977). The metabolic cost of food utilization and ammonia production by juvenile *Machrobrachium rosenbergii* (Crustacea, Palaemonidae). *Comp. Biochem. Physiol.* 56A, 67-72.
- Newell, R. C. (1972). *Biology of Intertidal Animals*. Ch. 8. Factors affecting the rate of oxygen consumption. Paul Elek Limited. London. 555 p.
- Newell, R. C., A. Roy & K. B. Armitage. (1976). An analysis of factors affecting the oxygen consumption of the isopod *Ligia oceanica*. *Physiol. Zool.* 49, 109-137.
- Palohemio, J. E. & L. M. Dickie. (1966). Food and Growth of fishes. II Effects of food and temperature on the relation between metabolism and body weight. *J. Fish. Res. Bd. Canada.* 23(6), 869-908.

- Penkoff, S. J. & F. P. Thurberg. (1982). Changes in oxygen consumption of the american lobster, *Homarus americanus*, during the molt cycle. *Comp. Biochem. Physiol.* 72A, 621-622.
- Prosser, C. L. & F. A. Brown. (1968). *Fisiología Comparada*. Ed. Interamericana. Segunda Edición. México.
- Prosser, C. L. (1986). *Adaptational Biology Molecules to Organisms*. John Wiley & Sons. U.S.A. 767 p.
- Rivera, J. A. (1992). Evaluación del efecto de la variación de la temperatura y la salinidad en el metabolismo respiratorio de post-larvas de camarón café *P. californiensis* (Decapoda: Penaeidae) (Holmes, 1900). Tesis Profesional Biólogo Marino. Universidad Autónoma de B.C.S. México. 80 p.
- Rosenberry, R. (1989). World shrimp farming 1988. *Aquaculture Digest Annual Report*. 24p.
- Rosenberry, R. (1990). World shrimp farming 1989. *Aquaculture Digest Annual Report*. 40p.
- RPI (1989). *Penaeid technology short course*. CETMAR La Paz, B.C.S. México.
- Scelzo, M. & O. Zúñiga. (1987). Consumo de oxígeno en el camarón *Penaeus brasiliensis* Latreille (Decapoda: Penaeidae) en relación a salinidad y temperatura. *Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*. Tomo XLVII, no. 127-I 28. Contribución no. 159.
- Schlieper, C. (1971). *Physiology of brackishwater*. In *Biology of Brackishwater* (Ed. Remane, A. & Schlieper, C.). Wiley Interscience. New York. 21 I-350 p.
- Seidman, E. R. & A. L. Lawrance. (1985). Growth, feed, digestibility and proximate body consumption of juvenile *Penaeus vannamei* and *Penaeus monodon* grown at different dissolved oxygen levels. *J. Maricult. Soc.* 16, 333-346.
- Sokal, R. R. & F. J. Rohlf. (1984). *Biometry*. Freeman & Co. (Ed.). San Francisco. 776 p.

- STATGRAPHICS. (1990). Statistical Graphics System. Statistical Graphical Corporation. Maryland, U.S.A.
- Subrahmanyam, C. B. (1962). Oxygen consumption in relation to body weight and oxygen tension in the prawn *Penaeus indicus* (Milne Edwards). *Proc. Indian Acad. Sci. (sect. B)*. 55, 152-161.
- Subrahmanyam, C. B. (1976). Tidal and diurnal rhythms of locomotory activity and oxygen consumption in the pink shrimp, *Penaeus duorarum*. *Contrib. Mar. Sci.* 20, 123-132.
- Sutcliffe, D. W., T. R. Carrick & W. H. Moore. (1975). An automatic respirometer for determining oxygen uptake in the crayfish *Austropotamobius pallipes* over periods of 3-4 days. *J. Exp. Biol.* 63, 673-688.
- Swain, R., P. F. Marker & A. M. Richardson. (1987). Respiratory responses to hypoxia in stream-dwelling (*Astacopsis franklinii*) and burrowing (*Parastacoides tasmanicus*) parastacid crayfish. *Comp. Biochem. Physiol.* 87A(3), 813-817.
- Treece, D. G. & E. M. Yates. (1990). Laboratory manual for the culture of penaeid shrimp larvae. Sea Grant Course Program. Texas A&M University. 95 p.
- Tseng, W-Y. (1987). Shrimp Mariculture. A practical manual. Department of Fisheries. Chieng Chang Publisher. University of Papua, New Guinea. 305 p.
- Verheyen, E., R. Blust & C. Doumen. (1985). The oxygen uptake of *Sarotherodon niloticus* L. and the oxygen binding properties of its blood and hemolysate (Pisces: Cichlidae). *Comp. Biochem. Physiol.* 81A, 423-426.
- Villarreal, H. (1989a). Prawn culture in Mexico. *Austacia. Aquaculture.* 3(6), 17-18.
- Villarreal, H. (1989b). Feeding, growth and energetics of the freshwater crayfish *Cherax tenuimanus* (Smith) with special emphasis on its potential for commercial culture. Ph. D. Thesis, U. of Queensland. 249 p.
- Villarreal, H. & R. Hewitt. (1993). Effect of salinity on the oxygen consumption and growth of the brown shrimp *P. californiensis*. *Aquaculture and Fisheries Management.* (Accepted).

- Villarreal, H. & J. A. Rivera. (1993). Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *P. californiensis* postlarvae. Comp. Biochem. Physiol. 106A(1), 103-107.
- Villarreal, H., M. C. Rivera & A. Millán. (1991). Effect of the substitution of shrimp meal, fish meal and soy meal for red crab (*Pleuroncodes planipes*) meal in the growth of postlarvae and juvenile *P. californiensis*. Crustacean Nutrition Newsletter. 7(1), 12-23.
- Wassenberg, T. J. & B. J. Hill. (1984). Moulting behaviour of the tiger prawn, *Penaeus esculentus* (Haswell). Aust. J. Mar. Freshwater Res. 35, 561-571.
- Weymouth, F. W., J. M. Crimson., V. E. Hall., H. S. Beldring & J. Field. (1944). Total and tissue respiration in relation to body weight; a comparison of the kelp crab with other crustaceans and with mammals. Physiol. Zool. 17, 50-71.
- Widdows, J., R. I. E. Newell & R. Mann. (1989). Effects of hypoxia and anoxia on survival, energy metabolism and feeding of oyster larvae (*Crassostrea virginica*, Gmelin) Biol. Bull. 177, 154-166.
- Wilson, J. A. (1979). Principles of Animal Physiology. Second edition. Macmillan Pub. Co. New York. 894p.
- Wolvekamp, N. R. & T. H. Waterman. (1960). Respiration. In "The Physiology of Crustacea". Ed. Waterman, T. H. Vol. 1. Academic Press, New York. 670 p.
- Yagi, H. & H. Ceccaldi. (1984). L'influence combinée des facteurs température et salinité sur le métabolisme et la croissance larvaire de la crevette rose *Palaemon serratus* (Pennant). Aquaculture. 3, 73-85.
- Yagi, H., H. J. Ceccaldi & R. Gaudy. (1990). Combined influence of temperature and salinity on oxygen consumption of the larvae of the pink shrimp (*Palaemon serratus*), Crustacea, Decapoda, Palaemonidae. Aquaculture. 86, 77-92.
- Young, A. M. & J. L. Hazlett. (1978). The effect of salinity and temperature on the larval development of *Clibanarius vittatus* (Bosc) (Crustacea: Decapoda: Diagenidae). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 34, 131-141.

- Zeuthen, E. (1947). Body size and metabolic rate in the animal kingdom with special regard to the marine micro-fauna. C. R. Lab. Carlsberg, Sér. Chim. 26, 17-161.
- Zeuthen, E. (1953). Oxygen uptake as related to body size in organisms. The Quaterly Review of Biology. 28(1), 1-12.
- Zúñiga, O. A., R. A. Wilson & E. A. Oyarce. (1982). Consumo de oxígeno del camarón de roca (*Rhynchocinetes typus* ti. Milne Edwards), su relación con la temperatura y talla. Ciencia y Tecnología del Mar. 6, 53-60.