

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA

UNAN-LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍA

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

CARRERA DE INGENIERÍA ACUÍCOLA.



Previo para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Consumo de oxígeno disuelto como indicador del metabolismo intermediario de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* alimentados con dos tipos de dietas comerciales.

Presentado por:

Br. Alvaro Fabricio Barreto Altamirano.

León, Marzo, 2012.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA

UNAN-LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍA

DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA

CARRERA DE INGENIERÍA ACUÍCOLA.



Previo para optar al título de Ingeniero Acuícola.

Tema:

Consumo de oxígeno disuelto como indicador del metabolismo intermediario de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* alimentados con dos tipos de dietas comerciales.

Presentado por:

Br. Alvaro Fabricio Barreto Altamirano.

Tutor:

Dr. Evenor Martínez

León, Marzo, 2012.

RESUMEN

Los estudios de ecofisiología referidos al consumo de oxígeno disuelto debido a los diferentes sustratos metabólicos que ofrece los alimentos involucrados en la alimentación, son útiles para los nutricionistas y mejoramiento continuo del alimento balanceado. El suministro de estos alimentos a los camarones se da a diferentes horas sin conocer si es asimilado o no por los camarones. Por otro lado, no se conoce el costo metabólico que tiene la asimilación de estos alimentos en los camarones. Por lo tanto el propósito de este trabajo es determinar el consumo de oxígeno disuelto como indicador de la intensidad metabólica y sobre la relación que tiene este sobre el ciclo circadiano, teniendo dos tratamientos: alimentados con AQUAFEED y BIOCAMARONINA ambos con 25 % de proteína. La metodología usada para ejecutar estos objetivos implica el registro de factores físicos y químicos como el oxígeno disuelto, temperatura, salinidad. Se trabajo con camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* en cámaras de respirometría donde se determinaba el consumo de oxígeno disuelto por diferencia del oxígeno de entrada y de salida en función del tiempo, se realizaba registros de oxígeno cada hora po un lapso de tiempo de seis horas y para determinar su relación con el ciclo circadiano se trabajó con un lapso de tiempo de 12 horas alimentando a las 7 am y 2 pm registrados los valores de oxígeno disuelto cada hora y las demás variables ambientales. Como resultado de este trabajo, el oxígeno disuelto presento un máximo de 5.9 mg/L, y un mínimo de 5.24 mg/L, la temperatura presento un máximo de 25.8 C° y un mínimo de 25 C°, salinidad máximo de 35 ‰ y mínimo de 28 ‰; sobre el consumo de oxígeno se registro un máximo de 0.47 VO₂, mg O₂/h/g pv y un mínimo de 0.25 VO₂, mg O₂/h/g pv con un incremento de calor aparente (I.C.A) de 0.22 para AQUAFEED. Se registro un máximo de 0.46 VO₂, mg O₂/h/g pv y un mínimo de 0.26 VO₂, mg O₂/h/g pv con un I.C.A de 0.2 para BIOCAMARONINA. Para el consumo de oxígeno relacionando la hora de alimentación con el ciclo circadiano de las 7 am se registró un máximo de 0.54 VO₂, mg O₂/h/g pv y un mínimo de 0.24 VO₂, mg O₂/h/g pv para BIOCAMARONINA y un máximo de 0.53 VO₂, mg O₂/h/g pv y un mínimo de 0.26 VO₂, mg O₂/h/g pv para AQUAFEED concluyendo que se encontraron diferencias significativas entre los dos tratamientos por lo tanto BIOCAMARONINA tiene un mayor gasto metabólico.

DEDICATORIA.

A Dios Nuestro Señor y a la Virgen Santísima por darme la vida, la salud y las innumerables bendiciones a lo largo de mi vida.

A mi madre Lesbia del Carmen Altamirano Salguera por su amor y apoyo incondicional, a mi Padre Domingo Denis Barreto Espinoza por todo su apoyo y a todos mis tíos (as) que durante toda mi carrera me han brindado su apoyo incondicional para lograr mis metas.

A mi esposa por siempre darme ánimos siempre para continuar y especialmente a mi hijo Alvaro Daniel Barreto Meléndez por llenar mi vida de mucha felicidad.

AGRADECIMIENTOS.

A Dios Padre por darme la vida, la salud y la oportunidad de vivir esta etapa tan importante de mi vida

A mi Padre y a mi Madre por su apoyo incondicional.

A mi tutor Dr. Evenor Martínez, por su apoyo durante todo este proceso y a la Lic. Claudia Herrera, por su colaboración en la enseñanza de toda mi carrera.

INDICE

Resumen.....	i
Dedicatoria.....	ii
Agradecimientos.....	iii
Índice.....	iv
I. Introducción.....	1
II. Objetivos.....	3
2.1 General	
2.2 Específicos	
III. Hipótesis.....	4
IV. Literatura Revisada.....	5
4.1 Clasificación Taxonómica.....	5
4.2Ciclo de vida.....	5
4.3 Sistema digestivo.....	7
4.3.1 Ingestión de alimento.....	7
4.3.2 Digestión de los alimentos.....	8
4.3.3 Células de la digestión.....	9
4.3.4 Enzimas digestivas.....	10
4.4 Aspectos generales del metabolismo.....	12
4.4.1 Metabolismo en camarones.....	11
4.5 Calidad del agua.....	18
4.6 Factores físicos químicos del agua.....	18
4.6.1 Oxígeno disuelto.....	19
4.6.1.1 Fuentes de oxígeno.....	19
4.6.1.2 Perdidas de oxígeno.....	19
4.6.2 Temperatura.....	20
4.6.3 Salinidad.....	20
4.7 Efectos de factores del medio sobre el metabolismo.....	21
4.7.1 Oxígeno disuelto.....	21
4.7.2 Salinidad y temperatura.....	23

4.8 Ritmo circadiano.....	30
4.9 Alimentación.....	34
4.10 Sistema respiratorio.....	36
4.10.1 Mecanismos para intercambio de gases.....	36
4.10.1.1 Órganos respiratorios.....	36
4.10.1.2 Pigmentos respiratorios.....	36
4.10.1.3 Afinidad del oxígeno en la sangre.....	37
4.11 Cámaras de respirometría.....	37
V. Materiales y Metodos.....	39
5.1 Localización.....	39
5.2 Dispositivo experimental.....	39
5.3 Factores físicos y químicos.....	40
5.3.1 Oxígeno disuelto.....	40
5.3.2 Temperatura.....	40
5.3.3 Salinidad.....	40
5.4 Medición del consumo de oxígeno disuelto.....	40
5.5 Relación de ciclos circadiano.....	41
5.6 Análisis de información.....	41
VI. Resultados y Discusión.....	42
VII. Conclusiones.....	51
VIII. Recomendaciones.....	52
IX. Bibliografía.....	53
X. Anexos.....	58

I.- INTRODUCCIÓN

En Nicaragua en los últimos años se ha incrementado el cultivo de camarón, ya que es una de las actividades económicas más importante en el área de la acuicultura. Nuestro territorio cuenta con 38,000 hectáreas de extensión de tierra óptimas para este cultivo, complementándose con las condiciones climáticas adecuadas para el desarrollo de la camaronicultura. (Saborío, 2000).

El manejo de la alimentación representa un 60 % del total de los costos de producción y es de vital importancia para la calidad de agua en el estanque ya que un exceso representa una contaminación ambiental y pérdida económica.

De acuerdo con Fry (1947), el oxígeno disuelto (OD) es un factor que regula el metabolismo de los organismos acuáticos. El OD puede limitar la capacidad metabólica y consecuentemente, la producción de biomasa. En general, los camarones *Litopenaeidos* son oxireguladores dentro de un limitado intervalo de OD. Evidencia reciente ha demostrado que postlarvas *Litopenaeus setiferus* y *L. schmitti* (PI 15-18) son oxireguladores en 4.5 a 5 mg/L OD, dependiendo de la salinidad. El consumo de oxígeno por debajo de estos niveles se convierten en dependientes de la concentración de oxígeno, decrece la capacidad metabólica del camarón en un 26 % (Rosas et al. 1997).

El incremento de calor aparente (I.C.A) se define como la cantidad necesaria de energía para las transformaciones mecánicas y bioquímicas del alimento, tanto durante su ingestión como durante la digestión de contacto. A partir del consumo de oxígeno, el I.C.A se calcula como la diferencia entre el consumo de oxígeno máximo obtenido en animales alimentados y el oxígeno registrado antes de alimentar.

Debido a que es considerada energía invertida, el I.C.A se ha utilizado como un índice de la relación costo beneficio en estudios de nutrición tanto en peces Beamish, y Tripple (1990) como en camarones *Litopenaeidos* Rosas, et al.,

(1996). En esos estudios se ha reportado que el I.C.A puede variar entre 5 y el 20% de la energía del alimento ingerido, dependiendo de las características nutricionales. Por ejemplo, se ha observado que dietas con altos niveles de proteína ó elaboradas con aglutinante en exceso producen elevados valores de I.C.A (20%).

En el mercado internacional, se encuentran diferentes tipos de alimentos que se ofrecen a los productores estos pueden variar en calidad y precio. Por ello, es de mucho interés para los productores camaroneros conocer cuál es el costo metabólico de los alimentos que se suministra en las granjas camaroneras.

Los estudios de ecofisiología referidos al consumo de oxígeno, debido a los diferentes sustratos metabólicos que ofrece los alimentos involucrados en la alimentación, son útiles para los nutricionistas y mejoramiento continuo del alimento balanceado.

Con este trabajo se pretende encontrar, si el alimento AQUAFEED tiene un menor gasto metabólico que BIOCAMARONINA, lo cual estos son de interés para los productores ya que con un buen manejo de la calidad de agua y buen uso del alimento balanceado se puede lograr costos bajos de producción y buenas ganancias económicas sin perjudicar el ambiente.

II.- OBJETIVOS

2.1- Objetivo general.

-Determinar consumo de oxígeno disuelto, como indicador del metabolismo intermediario de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei*, alimentados con dos tipos de dietas comerciales.

2.2- Objetivos específicos.

1. Verificar que los factores físico-químicos (oxígeno disuelto, temperatura, salinidad) se encuentren en niveles óptimos y no afecten el metabolismo de los camarones.
2. Evaluar el consumo de oxígeno disuelto a lo largo de un ciclo metabólico en la digestión de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* con dos tipos de dietas comerciales.
3. Relacionar las horas del día del ritmo circadiano de la alimentación en juveniles *Litopenaeus vannamei* con respecto al consumo de oxígeno disuelto derivado de la alimentación con dos tipos de dietas.

III.- HIPOTESIS

H1. El alimento comercial Aquafeed de 25 % de proteína tiene un menor consumo de oxígeno sobre el alimento Biocamaronina de 25 % de proteína.

H0. Entre los dos tipos de alimentos no hubo diferencia significativa entre el consumo de oxígeno.

IV.- LITERATURA REVISADA.

4.1- Taxonomía de la especie *Litopenaeus vannamei*

Phylum : Arthropoda

Clase: Malacostraca

Orden: Décapoda

Suborden: Dendobranchiata

Superfamilia : Penaeoidea

Familia : Penaeidae

Género: *Litopenaeus*

Especie: ***vannamei***

Perez-Farfante y Kensley, (1997)

4.2- Ciclo de vida del camarón

El ciclo de vida del camarón (Figura 1) puede ser dividido en dos fases: la marina y la estuarina, (Morales, 1990).

La reproducción del camarón comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de esperma que fertiliza los huevos a medida que son puestos (CPC, 1989). Las hembras grávidas son reconocidas fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del caparazón, (Van Olst y Carlberg, 1972).

Luego los huevos se desarrollan y pasan a través de una serie de estadios larvales: nauplio, zoea y mysis, posteriormente alcanzan el estadio de post-larva que asemeja a un camarón adulto. Luego las post-larvas se mueven en dirección a la costa hacia los estuarios de los ríos, donde se desarrollan rápidamente, pues encuentran una mayor disponibilidad de alimento, menor salinidad, mayores temperaturas y mayor protección contra los depredadores.

Después de sucesivas mudas, las post-larvas se transforman en juveniles manteniéndose en los estuarios de los ríos durante un lapso de 3 a 4 meses,

Morales (1990), posteriormente comienzan a migrar al mar donde su crecimiento es mas rápido (CPC, 1989).

Las hembras son sexualmente inmaduras cuando salen de los estuarios, estas no maduraran hasta que lleguen a los campos de apareamiento, los cuales se encuentran lejos de la costa a profundidades de 12 a 18 metros. Los machos por naturaleza maduran antes que las hembras. Para que ocurra el apareamiento, la hembra debe de haber mudado y encontrarse en un estado característico, con el carapacho o exoesqueleto blando, por otro lado el macho debe tener su exoesqueleto duro. El desove tiene lugar en la temporada cálida, el número de huevos por desove fluctúa entre los 200,000 – 500,000, Morales (1990) y 300000 (CPC, 1989).

Existe evidencia de que las hembras desovan más de una vez. La vida normal del camarón es de 12 meses aproximadamente, pero algunos llegan a los dos años, Morales (1990).

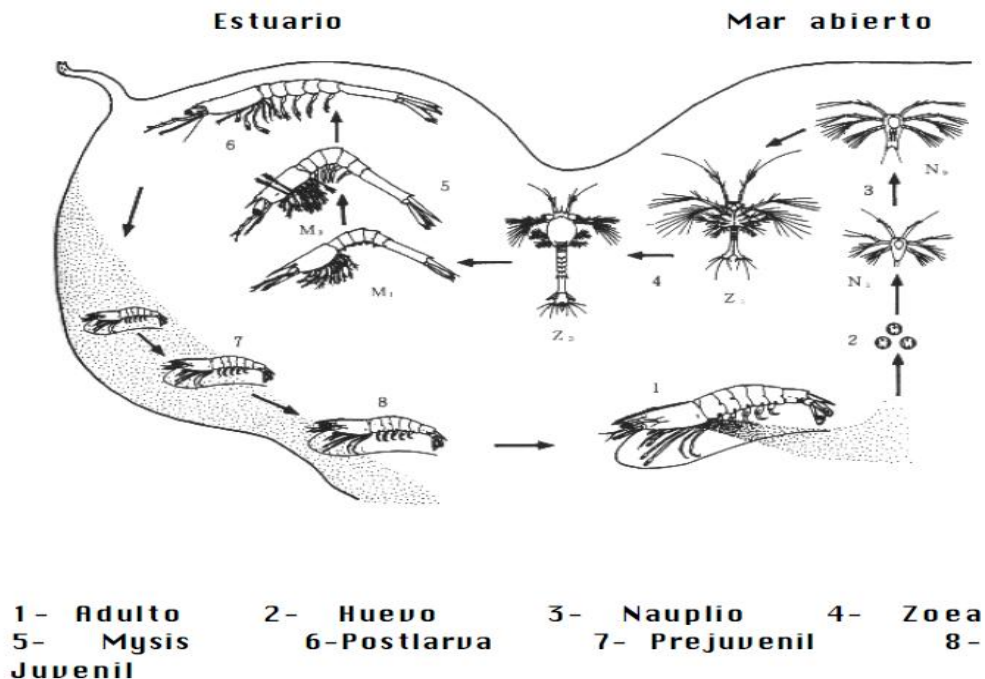


Figura 1. Ciclo de vida del camarón

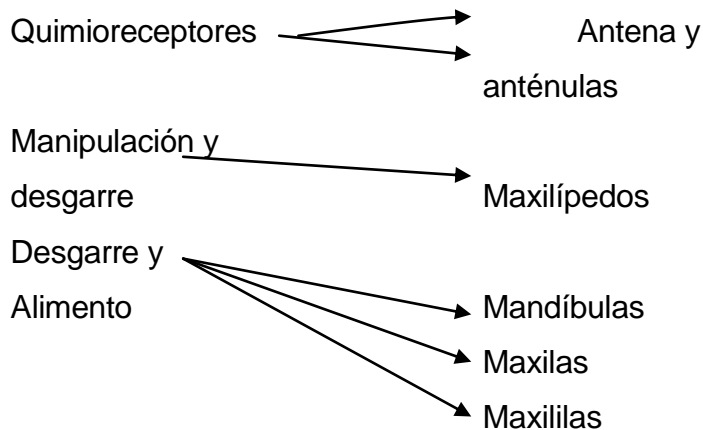
4.3- Sistema digestivo

4.3.1 Ingestión del alimento.

El organismo detecta el alimento del ambiente por medio de la quimiorrecepción (antenas, anténulas) y con los primeros artejos toman el alimento (primer proceso de alimentación) por medio de mandíbulas, maxilípedos que lo manipulan y desgarran.

En los decápodos los apéndices más delanteros participan generalmente en la función de alimentación de manera tanto más evolucionada y específica cuanto más próximos a la boca están. Los apéndices pertenecientes a los metámeros cefálicos como son las mandíbulas, las maxilas y las maxilulas rodean la boca y laceran los alimentos antes de que éstos sean introducidos en el esófago. Los tres pares anteriores de apéndices torácicos están transformados en patas-maxilas o maxilípedos y también contribuyen a la manipulación y laceración de los alimentos. Los restantes apéndices torácicos han conservado la función locomotora. (Dall, 1967, Van Weel, 1974).

1.- Primer proceso de la digestión



Los alimentos así dilacerados llegan al estómago donde son reducidos al estado de una papila muy finamente triturada.

Los dos pares de antenas, antenas propiamente dichas y anténulas, juegan un papel en la quimiorrecepción y por tanto en la búsqueda y reconocimiento del alimento gracias a las moléculas disueltas que éste libera en el medio.

Diagrama de la ingestión.

Captura del alimento y trituración Digestión Intestinal Pasa a Hemolinfa Distribución y utilización para diferentes procesos

4.3.2- Digestión de los alimentos.

El tubo digestivo de los decápodos se divide en tres partes, el intestino anterior o estomodeo, el intestino medio o mecenteron y el intestino posterior o proctodeo. El estomodeo y el proctodeo están revestidos de quitina y este revestimiento se expulsa en cada exuviación.

Cuando se da alimento a un crustáceo, este traga la comida sin que por ello comiencen las actividades rítmicas en la bolsa cardíaca. La bolsa Pilórica, en la cual tienen lugar contracciones de intensidad regular cada 3 segundos, comienza a contraerse rítmicamente de manera más regular y rápida, cada segundo de que el alimento es ingerido. Las contracciones rítmicas en la bolsa cardíaca solo comenzarán unas tres horas más tarde. Estas contracciones podrían estar relacionadas con la secreción y vertido de enzimas digestivas desde la glándula del intestino medio al estómago.

Los movimientos rítmicos de las distintas regiones están asegurados por una musculatura estriada cuya contracción está controlada por neuronas. El sistema nervioso estomatogástrico de los decápodos consta de un importante ganglio que inerva la parte anterior del tubo digestivo y que controla dos redes hormonales.

- Una que asegura la motilidad rítmica de los dentículos gástricos
- Otra que asegura la motilidad rítmica de la región pilórica

Estas redes organizan ellas solas toda la actividad motriz rítmica del intestino anterior.

En el estomago es donde los alimentos ingeridos son transformados en una papila líquida y es igualmente donde se produce la mayor parte de la digestión química de éstos. (Talbot **et al.**, 1972; Lovett y Felde,1990).

4.3.3- Células de la digestión

En la digestión de los crustáceos entran en funcionamiento las siguientes tipos de células:

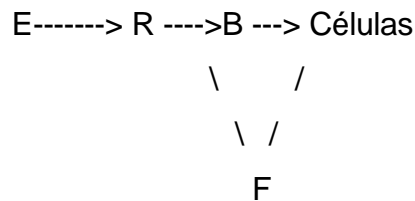
E. Embrionarias

R. Absortivas

F. Fibrilares

B. Cel. Secretoras

Esquema fundamental de la digestión:



Se plantea que las células digestivas vacían sus productos hacia la luz del túmulos digestivo.

Las Células absortivas (R), acumulan lípidos y glucógeno, son las más abundantes y con un mayor número de vacuolas.

Las células secretoras (B), son las mas grandes y presentan una vacuola grande.

Las Células fibrilares (F), presenta el retículo endoplasmático bien desarrollado.

La gastrina, localizada mediante inmunocitoquímica en las paredes del estómago, en las células neurosecretoras y en las glándulas del seno de los pedúnculos oculares, aumenta la síntesis de enzimas digestivas y en particular de la alfa-amilasa. Además produce un aumento de la síntesis proteica en el hepatopáncreas.

Los ecdisteroides (ecdisona) secretados por el órgano Y estimulan la síntesis de enzimas digestivas.

La colecistocinina (CCK), hormona péptica, está igualmente presente en las células neurosecretoras y en las glándulas del seno del pedúnculo ocular. Esta hormona aumenta la síntesis de enzimas digestivas. Igual ocurre con la secretina, localizada mediante técnicas de inmunocitoquímica en las células neurosecretoras del pedúnculo ocular

La hormona inhibidora de la muda, presente en las neurosecreciones, provoca por el contrario una inhibición de la síntesis proteica mediante el bloqueo de los ecdisteroides en el órgano Y, y por tanto produce una inhibición de la síntesis de enzimas digestivas. (Sousa y Petriella, 2001)

4.3.4 Enzimas digestivas

Proteasas

El conjunto de las enzimas proteolíticas está constituido de dos grupos: endopeptidasas, que cortan los enlaces peptídicos en el interior de las cadenas proteicas y las exopeptidasas, que cortan los enlaces peptídicos aminoterminal, carboxiterninal y los dipeptidos. En los crustáceos la digestión química de proteínas comienza en la cavidad cardiaca del estómago y continua en los túbulos del hepatopáncreas. El modelo de degradación de proteínas es en grandes líneas, similar al de los vertebrados: ruptura de las proteínas ingeridas por las endopeptidasas, degradación de los peptidos por las

exopeptidasas y absorción a nivel de células especializadas del hepatopáncreas. Sin embargo, hay diferencias importantes que modifican ese modelo general como son: ausencia de acidificación del medio estomacal durante la digestión, poca actividad quimiotripsica, ausencia de elastasa y existencia de una colagenasa digestiva y de una proteasa de bajo peso molecular.

En los camarones peneidos se han encontrado actividades análogas a la tripsina, carboxipeptidasas A y B (Galgani, 1985). Aminopeptidasas y dipeptidasas (Muramatsu y Morita, 1981).

La tripsina representa por sí sola el 60% de la actividad proteásica del hepatopáncreas en los crustáceos peneidos. La importancia relativa de esta enzima y su especificidad hacia los aminoácidos básicos que son esenciales en la nutrición de crustáceos, hace resaltar el problema de la calidad de las proteínas que se utilicen en su alimentación, en este caso un alimento balanceado. (Brun y Wojtowicz, 1976)

Carbohidrasas

También existen enzimas que digieren los glúcidos: amilasas, maltasas, sacarasas, algunas veces celulasas. En *Palaemon serratus* se han encontrado la beta-glucosaminidasa, la betaglucosidasa, la alfa-manosidasa, la beta fructofuranosidasa y la alfa-fucosidasa, tres glucuronidasas (Trellu y Ceccaldi, 1977).

Lipasas

La digestión de los lípidos está asegurada por las lipasas y estererasas. Los lípidos alimenticios deben sufrir dos tipos de transformaciones para poder ser absorbidos: -una emulsificación, que conduce a una micro-emulsión y una hidrólisis. Las lipasas actúan sobre los lípidos emulsionados y las estererasas continúan la digestión enzimática sobre los productos hidrosolubles obtenidos. En los crustáceos los compuestos emulsificantes que desempeñan el mismo

papel que la bilis de los mamíferos, es decir, la de dispersar las grasas antes de su digestión, son derivados de la taurina y de los ácidos cólico y desoxicólico.

Otras

Así mismo se han encontrado en crustáceos enzimas como la desoxiribonucleasa, la ribonucleasa y fosfatasas alcalinas.

El pH óptimo para las actividades de estas enzimas es bastante variable desde 5.5 a 9. La actividad tripsica tiene un pH óptimo de 8.3, la carboxipeptidásica A de 7.5 y la B de 9.2. La alfa amilasa muestra un pH óptimo de 6.3 a 6.8. (Galgani, 1985)

4.4- Aspectos generales del metabolismo

Todas las formas de vida están basadas en prácticamente las mismas reacciones bioquímicas. A cada uno de los compuestos que se generan en este conjunto de reacciones se le denomina 'compuestos endógenos' o 'metabolitos' y al conjunto de todas las reacciones que suceden en una célula se le denomina 'metabolismo'. Así en el metabolismo se resumen las reacciones en las que se degradan (catabolismo) o se sintetizan (anabolismo):

Metabolismo = catabolismo + anabolismo

Los crustáceos al igual que la mayoría de los organismos vivos usan básicamente las mismas reacciones para producir la energía que necesitan para sostener los procesos vitales, los mismos tipos de compuestos y mecanismos para construir sus macromoléculas y los mismos conjuntos de reacciones para sintetizar los compuestos que intervienen en las diferentes reacciones bioquímicas.

Aunque se puede generalizar diciendo que todas las células tienen básicamente el mismo metabolismo la magnitud con la que las reacciones se llevan a cabo depende en gran medida de la forma en que cada tipo de organismo se ha

adaptado para ser exitoso en el ambiente en el que habita. Las células de los crustáceos, y naturalmente las de los camarones necesitan un gran número de compuestos preformados los cuales deben estar en la dieta ya sea porque los organismos no son capaces de sintetizarlos (esenciales) o porque son necesarios para cubrir con las demandas de energía necesaria para mantenerlos con vida, crecer y reproducirse.

El ambiente acuático ha impuesto en los camarones Litopeneidos una serie de condiciones a las cuales se han adaptado. Muchas especies de camarones Litopeneidos, al igual que otros crustáceos, han acoplado su ciclo de vida al gradiente impuesto por el ambiente costero. Es común entre diversas especies de camarones que los adultos desoven en aguas oceánicas donde las larvas se desarrollan. Aprovechando las corrientes las larvas son arrastradas donde ya como postlarvas se reclutan a los ambientes costeros donde la abundancia de alimento les permite crecer apropiadamente. Como juveniles algunas especies como *Litopenaeus setiferus*, *L. vannamei*, y *L. schmitti* están adaptadas para soportar cambios importantes en la química del agua y así tolerar ambientes diluidos con aporte de agua dulce y materia orgánica proveniente de los ríos. Otras especies como *Farfantepenaeus aztecus*, *F. brasiliensis*, *F. notialis*, *F. duorarum*, *F. californianus*, son poco tolerantes a los ambientes diluidos y han colonizado las lagunas costeras hipersalinas o las praderas marinas costeras de pastos sumergidos. En tal diversidad de ambientes los hábitos alimenticios y las condiciones fisicoquímicas del agua han hecho que las reacciones metabólicas de cada especie muestren sensibles diferencias, las cuales invariablemente se reflejan en la forma en que cada una de ellas aprovecha la energía del alimento y la canaliza para mantener su estabilidad interna y crecer (Renaud, 1986; Rosas **et al.**, 1997; Rosas **et al.**, 1998; Sandifer **et al.**, 1993; Zein-Eldin and Renaud, 1986; Schoffeniels, 1970; Garcia, 1977; Espinosa, L. **et al.**, 1996).

El conjunto de reacciones que suceden en forma secuencial y que dan lugar a la formación de compuestos nuevos o a la obtención de energía pueden seguir varios caminos. Esto depende del sustrato energético que se trate, del origen de las moléculas (endógenas o exógenas) y de sus características bioquímicas. Aunque la dieta es la principal fuente de materia y energía, también las fuentes endógenas han demostrado ser fuente importante de moléculas y energía sobre todo cuando los camarones son expuestos a condiciones de ayuno (Pascual **et al.**, 2005). La glicólisis, es el camino metabólico por medio del cual se oxidan los azúcares produciendo piruvato y equivalentes reducidos como el NADH. La transformación de la acetil-coenzima A, proveniente de la descarboxilación del piruvato o de la beta-oxidación de los ácidos grasos, en anhídrido carbónico (CO₂) y equivalentes reducidos, proporciona las moléculas necesarias para el funcionamiento del ciclo de los ácidos tri-carboxílicos o “Ciclo de Krebs”. Esta serie de reacciones tiene como principal función la transferencia de electrones, de los equivalentes reducidos, hacia el oxígeno molecular. Durante este proceso se sintetizan las moléculas de adenosin trifosfato o ATP. A esta cadena de reacciones se le llama cadena de transporte de electrones o fosforilación oxidativa. Este último proceso está formado por un conjunto de enzimas complejas que catalizan varias reacciones de óxido-reducción, donde el oxígeno es el aceptor final de electrones (Figura 2). La magnitud con la que los camarones utilizan el oxígeno como último aceptor de electrones de la cadena respiratoria puede ser obtenida a través de mediciones del consumo de oxígeno Rosas **et al.**, (1996).

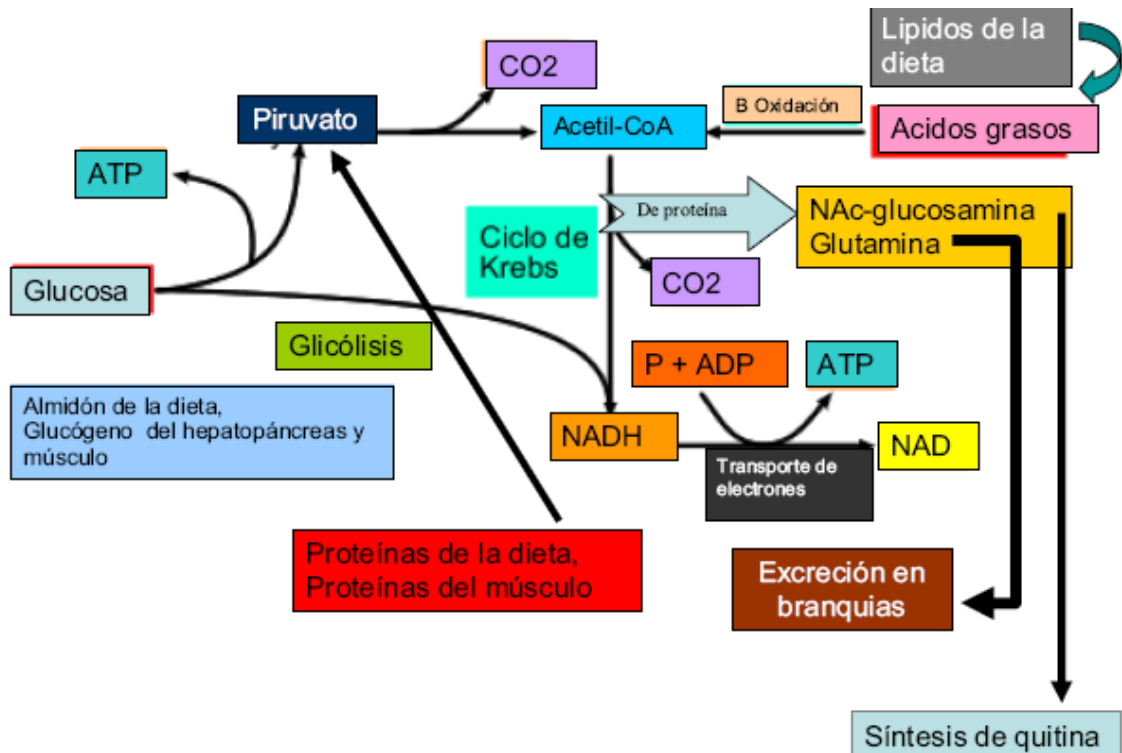


Figura 2. Esquema general del metabolismo energético.

Es conocido que en las células el ATP al hidrolizarse en fósforo (P) y adenosin difosfato (ADP) cede alrededor de 12 000 calorías/mol en condiciones fisiológicas, energía que es usada por los procesos metabólicos que no son termodinámicamente favorables. El ATP es el compuesto que se considera el producto útil de los procesos de oxidación.

Los siguientes procesos son ejemplos de pasos metabólicos que no son termodinámicamente favorables y que se llevan a cabo usando la energía almacenada en el ATP:

- Transporte a través de membranas en contra del gradiente de concentración (Aspecto básico en las adaptaciones al ambiente salobre donde habitan los camarones).
- Reacciones con energía libre positiva en condiciones fisiológicas, tales como la síntesis de proteínas, síntesis de ácidos nucleicos, reacciones de óxido-reducción en contra del gradiente de potencial, etc.

La mayoría de las reacciones de óxido/reducción que se efectúan en el organismo no involucran la participación directa del oxígeno molecular, sino que los electrones son transferidos a/o desde moléculas específicas (por ejemplo nicotin adenin dinucleótido NAD⁺ que se reduce a NADH).

Cuando estas moléculas están en su forma reducida, por haber aceptado electrones de un metabolito que se oxidó, se dice que son equivalentes reducidos y son los que se oxidan en la cadena de transporte de electrones que sí tiene al oxígeno molecular como aceptor final de electrones.

Este mismo tipo de sustancias se usan para reducir metabolitos mediante la transferencia de un ión hidruro (NADPH se oxida a NADP⁺). Se conoce como 'metabolismo sintético' al conjunto de procesos bioquímicos por medio de los cuales se sintetizan todos los compuestos que conforman una célula. Se incluye en este término la síntesis de lípidos, coenzimas, todas las macromoléculas como las proteínas, ácidos nucleicos y polisacáridos, así como la síntesis de los compuestos que se polimerizan para dar lugar a esas macromoléculas.

4.4.1- Metabolismo en camarones Litopeneidos

Al conjunto de los caminos metabólicos mencionados en la Figura 2, se le denomina metabolismo energético, debido a que es a través de estos, que se produce la energía que necesitan los organismos para cubrir con todas sus necesidades, incluyendo las reacciones involucradas en los trabajos físicos y en la síntesis de moléculas y tejidos, es decir en el crecimiento y la reproducción. Conocer la forma en que el tipo de alimento y las variaciones del entorno acuático de los camarones modifican estas reacciones es básico para poder desarrollar una tecnología de cultivo económica y ecológicamente rentables que conduzcan a la verdadera domesticación de los camarones cultivados.

En general las diversas especies de camarones Litopeneidos cultivadas en el mundo han sido descritas como omnívoras y de alimentación continua. Cuando los

estómagos de los camarones han sido examinados se ha podido detectar la presencia de restos de gusanos poliquetos, diversas especies de bivalvos, ophiuridos, nematodos, y restos vegetales, entre otros (Britton and Morton, 1989).

Estas observaciones indican que los camarones Litopeneidos tienen una amplia gama de posibilidades bioquímicas para utilizar diversos sustratos energéticos contenidos en la gran variedad de animales bentónicos que habitan el fondo de las lagunas costeras y estuarios donde crecen. Esto ha sido ampliamente corroborado a través de diversos estudios que sobre actividad enzimática se han llevado a cabo en distintas especies de camarones cultivados (Vega-Villasante **et al.**, 1993).

Basados en un gran número de estudios, los fabricantes de alimentos balanceados para la industria camaronera han diseñado alimentos para cubrir los requerimientos nutricionales de los animales en cultivo. Estos alimentos tienen en lo general niveles de proteína mayores de 25%, de entre 10 y 30% de carbohidratos (CHO) y alrededor de 10% de lípidos.

El metabolismo de los camarones pasa ser activa con intervalos de 4 horas, si el oxígeno disuelto se encuentra en concentraciones críticas subletales o letales indudablemente que afectará el crecimiento de dichos organismos en cultivo.

El oxígeno en el metabolismo intermedio (forma en que los organismos transforman o eliminan de una u otro modo las moléculas de alimentos absorbidas) juega un papel sumamente importante debido a que participan en todas las reacciones de oxidación biológica que extraen energía de los alimentos y permite que disponga de los organismos.

Se ha demostrado que el oxígeno inhalado por un organismo termina combinándose con el hidrógeno de las moléculas de los alimentos para formar agua; el oxígeno del CO₂ proviene principalmente de las moléculas de alimento. La reacción de oxidación biológica ocurre como una larga serie de reacciones antes

que el hidrógeno de un sustrato que convine con el oxígeno para formar agua.

Oxidación (atracción de electrones). La oxidación biológica tiene como meta llevar los átomos de hidrogeno con potencial de oxidación bajo, al nivel del oxígeno de potencial de oxidación alto, para formar agua; a lo largo de este trayecto se libera energía. Cuzon **et al.**, (2004).

4.5- Calidad del agua

La calidad de agua incluye todas las variables físicas, químicas y biológicas que influyen en la producción de especies acuáticas. El buen crecimiento de los organismos acuáticos depende en gran parte de la calidad del agua del cultivo. Múltiples factores pueden interactuar o solamente actuar uno, para alterar las propiedades físicas y químicas del agua. Para tener una producción es necesario mantener las condiciones ambientales del agua dentro de los límites de tolerancia para las especies cultivadas.

El análisis periódico del agua permite acumular datos importantes que describen las condiciones actuales y que pueden indicar los futuros cambios en la calidad del agua del cultivo.

Las propiedades del agua de mayor interés en la acuicultura, se relacionan en los cambios de la temperatura y estados físicos, los cuales ocurren según su contenido de energía. A demás varias propiedades químicas del agua tienen que ver con la concentración de gas de solución (O_2 y CO_2) y otros parámetros. Boyd C. E. and A. Gross (1998).

4.6- Factores físicos químicos del agua:

Los factores más importantes que rigen el crecimiento óptimo camarón y su supervivencia es la calidad del agua. Todas las actividades del camarón están directamente relacionadas con el manejo adecuado de los parámetros hidrológicos, más que cualquier otra cosa, Villalón (1994).

4.6.1- Oxígeno disuelto en el agua (O.D)

Torres (1991), Franco (1993) y Villalón (1994), señala que el oxígeno disuelto en el agua es uno de los parámetros más importantes a tener en cuenta en el cultivo de camarones, debido a que condiciones de oxígeno en el agua son las causas más comunes de la mortalidad y la disminución en la tasa de crecimiento en el cultivo semi – intensivo de camarones. De igual manera, Martínez E. (1998) destaca que nivel de O.D. No debe bajarse de 3 mg / lt., de lo contrario puede ser fatal para los camarones.

Villalón (1994), menciona que hay dos razones fundamentales para la deficiencia de oxígeno en el agua, (1) causado por la respiración fotosintética y (2) por una demanda biológica de oxígeno (D.B.O.).

4.6.1.1- Fuentes de oxígeno

Se considera que existen cuatro fuentes de oxígeno que proveen de este elemento

- a) Los estanques de cultivo: fitoplancton y plantas acuáticas (fotosíntesis),
- b) Oxígeno atmosférico (difusión); c) mediante el oxígeno de agua adicionada (renovación de agua); y d) oxígeno a partir de aireadores mecánicos.

4.6.1.2- Pérdidas de oxígeno en el agua del estanque.

Tres son las fuentes que generalmente provocan las pérdidas de oxígeno en un estanque: a) respiración del sedimento (50 - 55%) b) respiración del fitoplancton (40 - 45%); c) respiración del organismo cultivado (camarón = 5%).(Boyd, 1992). El ciclo del oxígeno en un cuerpo de agua; mayormente éste se pierde o es consumido a través de la respiración biológica de diferentes seres vivos, el lodo del estanque, a través de la oxidación química y su difusión hacia la atmósfera.

4.6.2- Temperatura.

Torres (1991) y Martínez – Lin (1994), señalan que el camarón es un organismo poiquilotermo, es decir, la temperatura del medio acuático influye de modo directo sobre su temperatura corporal incidiendo así en su metabolismo y en la velocidad de los procesos enzimáticos para la digestión de los alimentos, siendo los rangos óptimos para su crecimiento entre 26 °C y 33 °C.

Sin embargo, Villalón (1994) y Franco (1993), afirman que la temperatura del agua están frecuentemente relacionada con la temperatura del ambiente al igual que las condiciones del viento, lo que incide directamente en el metabolismo de los camarones y que el intervalo óptimo para el crecimiento fluctúa entre 27 °C – 32 °C, dos grados más que los anteriores autores.

4.6.3- Salinidad

La salinidad se refiere a la concentración total de los iones (sales) disueltos en el agua y se expresa en parte por mil, es decir, 1 gramo de sal en 1 kg de agua de mar (ppm). Esta salinidad puede verse afectada por la evaporación y las altas precipitaciones. Los intervalos para un buen crecimiento de los camarones oscilan de 15 ppm (que es el óptimo para el crecimiento) y no mayor de 35 ppm, Franco (1994).

Sin embargo, Torres (1991) describe que los camarones son organismos eurihalinos que soportan cambios altos de salinidad, pero no de forma brusca, además señala que su crecimiento continua en intervalos hasta de 5 a 45 partes por mil, aunque en Honduras existen reportes de crecimiento de camarones a salinidades menores de 5 y mayores de 45 ppm.

Martínez – Lin (1994), destaca que las salinidades afectan la sobrevivencia y el crecimiento de los camarones en el cultivo, la combinación de valores extremos de salinidad y temperatura inhiben la alimentación e influyen en el metabolismo de los camarones. Del mismo modo afirma que la combinación de salinidad y

temperatura influye sobre la disponibilidad de oxígeno en el agua, el que disminuye a medida que aumenta la temperatura y la salinidad. La falta de oxígeno no solo reduce la actividad de los camarones, si no que disminuye hasta 1/3 en el consumo normal de alimento.

4.7- Efectos de Factores del medio sobre el metabolismo.

4.7.1- Oxígeno disuelto.

El oxígeno disuelto ha sido uno de los factores del medio de gran interés por que de este depende el crecimiento de los camarones. El oxígeno disuelto es el último aceptor de electrones de la cadena respiratoria, por lo que de su concentración intracelular dependerá la cantidad de ATP producido y por ende la cantidad de energía disponible para hacer trabajo, Renaud (1986) (Fig. 3).

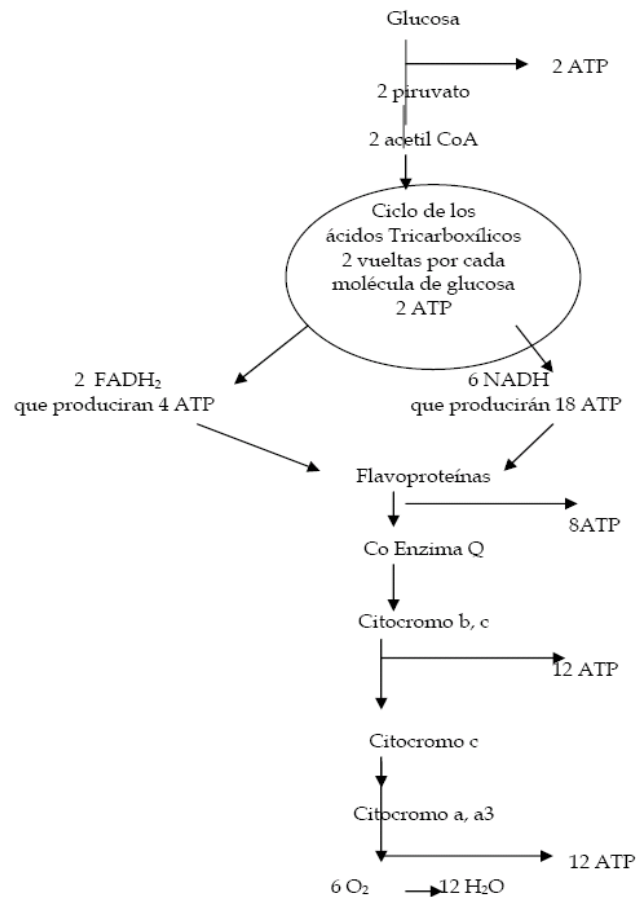


Fig. 3. Esquema general de las reacciones bioquímicas involucradas en la respiración.

Haciendo un seguimiento de las variaciones del consumo de oxígeno en relación al oxígeno disuelto es posible obtener una curva como la que se muestra en la figura 4. Como se puede apreciar hay un sector de la curva que indica que el consumo de oxígeno de los camarones es independiente de la concentración de oxígeno del agua en un intervalo de entre 5 y 4 mg l⁻¹. Por debajo de ese nivel el consumo de oxígeno se hace dependiente de la concentración de oxígeno, reduciendo entre 14 y 38% la energía metabolizable, poniendo en evidencia el papel controlador del oxígeno disuelto sobre el metabolismo energético. Los estudios realizados sobre el efecto del oxígeno disuelto sobre el balance energético de juveniles de *L. setiferus* han demostrado que el O₂ afecta el crecimiento debido a una reducción de la energía disponible para realizar trabajo, impidiendo que los animales se alimenten adecuadamente.

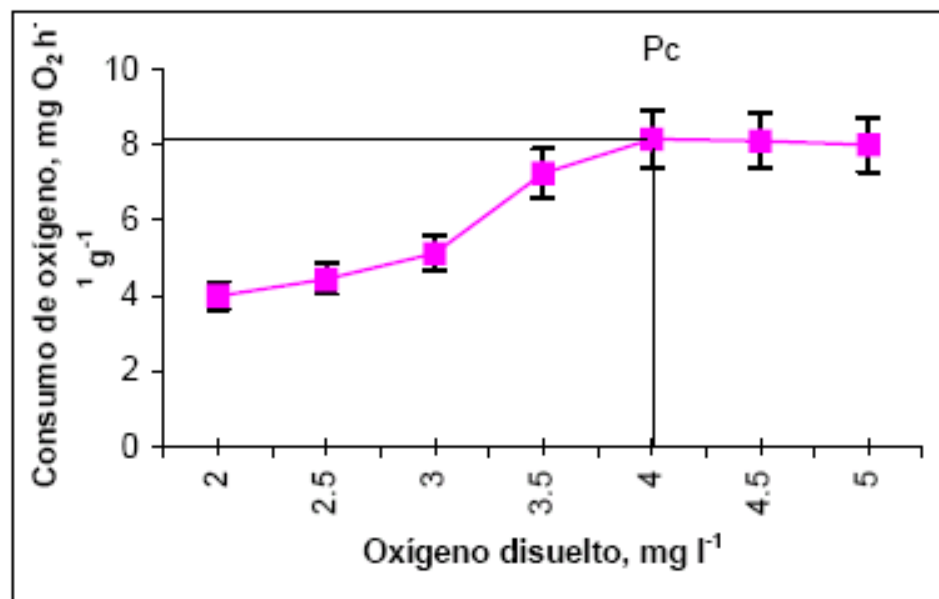


Fig. 4. Efecto del oxígeno disuelto en postlarvas de *L. setiferus* (35%). Pc = Concentración de oxígeno crítica.

Una vez más la relación entre costo y beneficio queda de manifiesto. Si los niveles de oxígeno disuelto no son suficientes para satisfacer los costos asociados con el consumo y procesamiento del alimento ingerido, los camarones dejan de comer, sacrificando la posibilidad de obtener energía del alimento para ser dedicada al crecimiento. Esta estrategia evidentemente afecta el crecimiento

pero asegura el aprovechamiento eficiente del oxígeno que es necesario para producir la energía metabólica para el mantenimiento de las funciones básicas Rosas et al., (1998).

4.7.2- Salinidad y temperatura.

Numerosas investigaciones han demostrado la capacidad de varias especies de camarones para tolerar amplios intervalos de salinidad ambiental. Boyd, (1989). Sin embargo en camarones Litopeneidos poco se conoce acerca de las respuestas que acompañan a los ajustes metabólicos que permiten a los individuos aclimatarse a la salinidad. En este sentido Rosas et al., (2001b) reportaron que los ajustes respiratorios asociados a un cambio de salinidad en los juveniles de *L. vannamei* depende del tiempo de aclimatación. En ese trabajo se observó que después de un cambio de salinidad los animales requieren de hasta 4 días para alcanzar una tasa respiratoria estable. Esto fue observado para cambios de salinidad de entre 30 ‰ y 5 ‰ (Fig. 5). Un aumento de la salinidad implica un aumento en el consumo de oxígeno y mayor ventilación. Brito, R., y Rosas C. (2000b)

Como se puede apreciar aún en camarones aclimatados una salinidad menor (5‰) a la de aclimatación (30 ‰) provocó un aumento significativo del consumo de oxígeno evidenciando que los juveniles de esta especie requieren de más energía metabólica en tales condiciones.

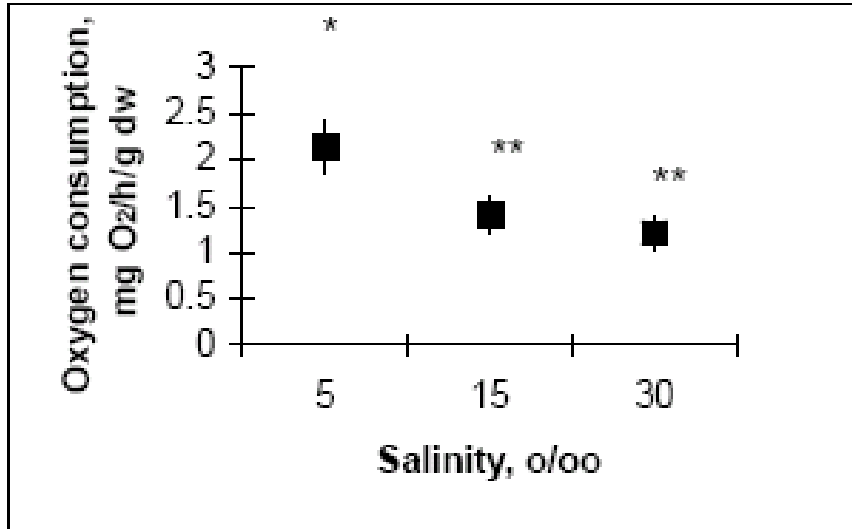


Fig. 5. Efecto de la salinidad sobre el consumo de oxígeno de juveniles de *L. vannamei* aclimatados por 4 días a cada salinidad. Valores dados como promedio + E.S. Tomado de Rosas et al., (2001b). Los asteriscos indican diferencias significativas entre salinidades $P < 0.05$.

En contraste si los camarones son expuestos a cambios bruscos de salinidad (5‰ cada 0.5 hora) una reducción del consumo de oxígeno puede ser observada entre 30 y 10‰ (Fig. 5).

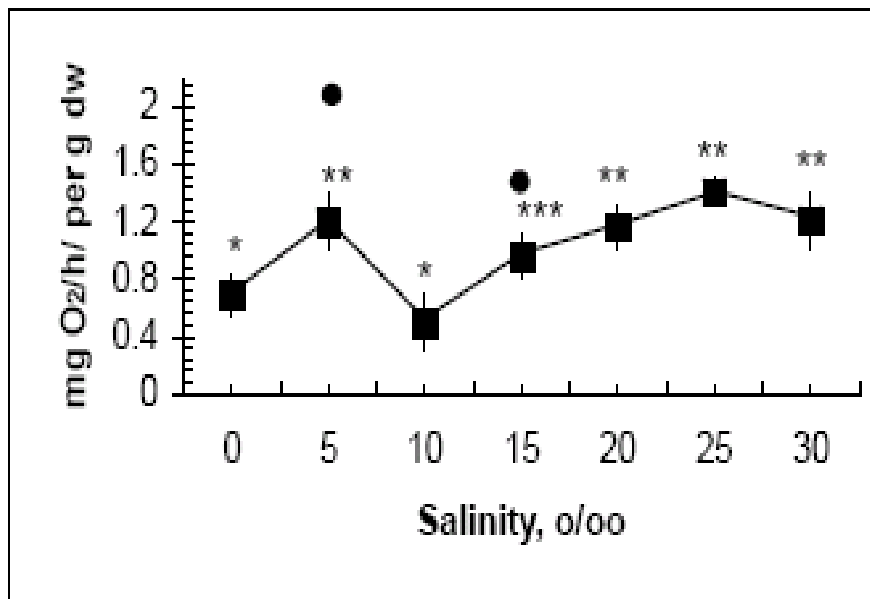


Fig. 6. Efecto de un cambio rápido de salinidad sobre el consumo de oxígeno de juveniles de *L. vannamei*

Esa reducción podría estar asociada con la estrategia de reducir la actividad en aras de ahorrar energía y canalizarla hacia los mecanismos de compensación por el cambio de salinidad. Por debajo de 10‰ el consumo de oxígeno aumentó significativamente indicando que en esas condiciones y ante un cambio brusco los animales aumentan el consumo de oxígeno con el fin de tener suficiente energía para escapar de una condición adversa. La relación entre crecimiento y salinidad ha sido estudiada en diversas especies en un intento por establecer el intervalo de distribución de las especies así como de conocer cuales son los sitios más adecuados para su cultivo. En este sentido estudios realizados en *Farfantepenaeus brasiliensis*. Brito et al., (2000b) han demostrado que la salinidad afecta al crecimiento por el desvío que es necesario hacer de la energía ingerida para compensar por los cambios en el equilibrio hidromineral, más que por un efecto directo de la presión osmótica. En este estudio se encontró que el punto isosmótico (utilizado como un indicador de la salinidad donde las funciones fisiológicas y energéticas son óptimas) no está relacionado con la salinidad óptima para el crecimiento de las diversas especies de camarones (Fig. 7).

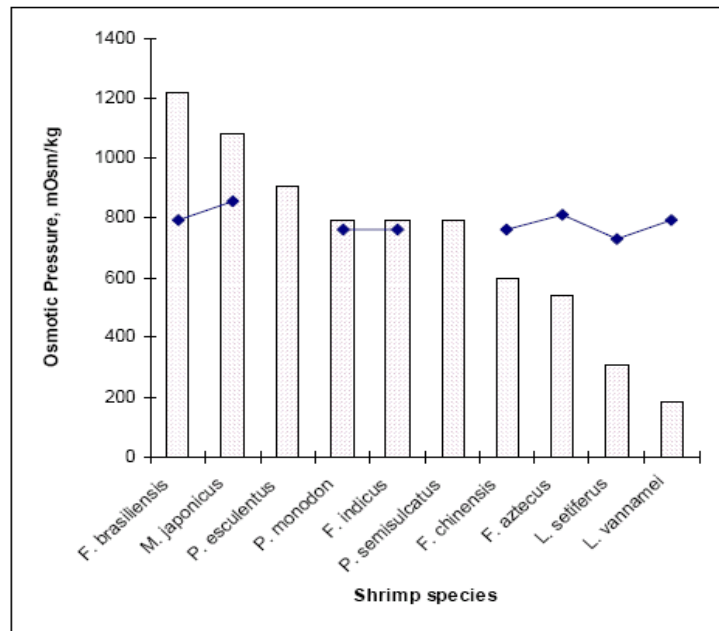


Fig. 7. Salinidades para el crecimiento óptimo de juveniles de diferentes especies de camarón (barras) y el punto isosmótico (puntos) de esas especies Tomado de Brito et al., (2000b)

Los resultados de ese estudio también demostraron que *F. brasiliensis* es una especie con limitada capacidad para tolerar bajas salinidades ya que crece bien en salinidades mayores a su punto isosmótico.

Al parecer la independendencia entre el metabolismo respiratorio y la salinidad es una respuesta más general en camarones. Bishop et al., (1980) reportaron que el consumo de oxígeno de *F. aztecus* no se modificó con la salinidad en un intervalo entre 10 y 30‰. En esta especie se observó que la salinidad afectó significativamente la osmolaridad de la hemolinfa pero la energía gastada por los ajustes a la salinidad fue pequeña en comparación con la tasa metabólica total. En ese mismo estudio fue reportado el efecto de la temperatura sobre el consumo de oxígeno de *F. aztecus*. Los resultados de ese estudio demostraron que el consumo de oxígeno de *F. aztecus* aumentó linealmente con respecto a un aumento de la temperatura en un intervalo de entre 18 y 33°C (Fig. 8). Bishop et al., (1980)

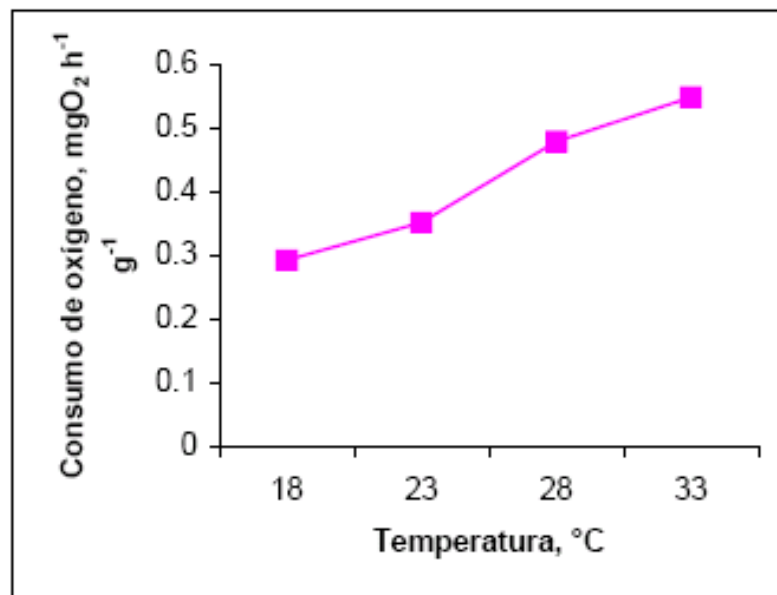


Fig. 8. Efecto de la temperatura sobre el consumo de oxígeno de juveniles de *F. aztecus*.

La relación entre consumo de oxígeno y la excreción nitrogenada de juveniles de *F. chinensis* se muestra en la figura 9. Chen y Nan, (1995).

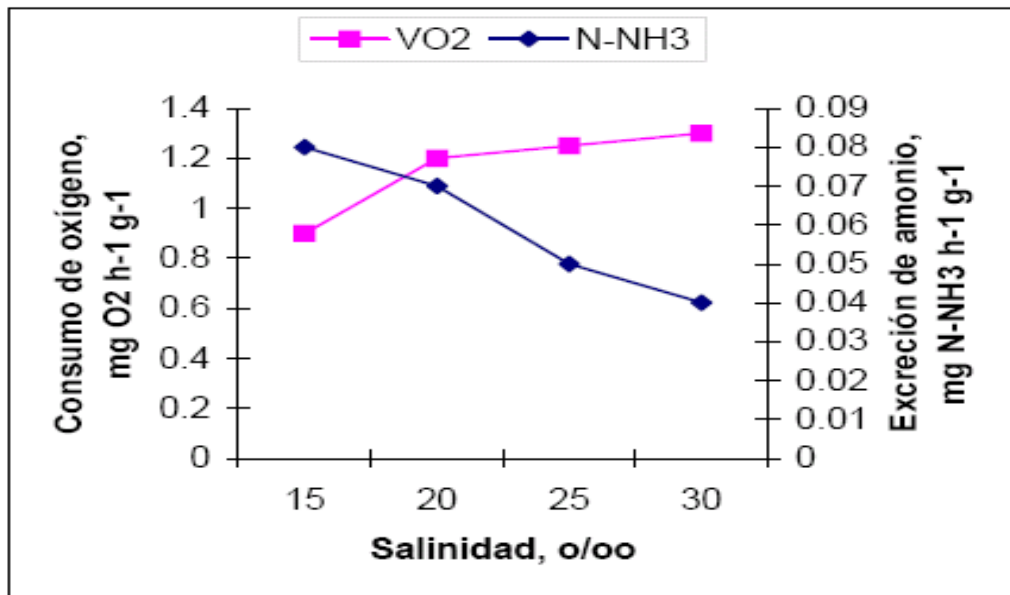


Fig. 9. Efecto de la salinidad sobre el consumo de oxígeno y la excreción nitrogenada de juveniles de *F. chinensis*. Datos tomados de Chen y Nan, (1995)

A diferencia de *L. vannamei*, en *F. chinensis* se observó una disminución de la tasa metabólica y un aumento de la excreción de amonio en relación a una reducción de la salinidad. Con estos resultados los autores propusieron que un metabolismo basado en las proteínas en bajas salinidad podría ser consecuencia del uso de los aminoácidos como fuente de energía metabólica y como fuente también de macromoléculas útiles para preservar la presión osmótica interna.

El efecto combinado de la salinidad y la temperatura en el consumo de oxígeno y excreción nitrogenada de *L. japonicus* fue estudiado por Chen y Lai, (1993) y Dalla-Via, (1986) (Fig.10).

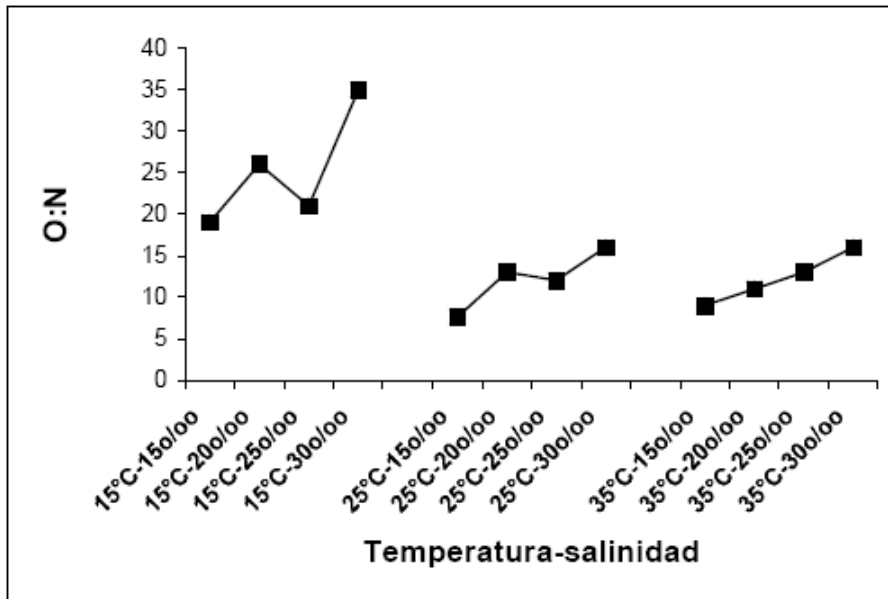


Fig. 10. Efecto combinado de la temperatura y la salinidad sobre la razón O:N de juveniles de *L. japonicus*. Datos tomados de Chen y Lai, (1993).

Aunque en las temperaturas estudiadas el uso de las proteínas como sustrato energético aumenta con la reducción de la salinidad, en 15°C los camarones tendieron a utilizar sustratos mezclados en comparación con los camarones mantenidos dentro del intervalo óptimo de temperatura de la especie. Esto es particularmente interesante si se considera que, en condiciones óptimas *L. japonicus*, al igual que *L. vannamei*, *L. setiferus* y *L. stylirostris* tienden a utilizar a las proteínas como sustrato energético en lugar de a los carbohidratos y los lípidos. La degradación de aminoácidos para compensar por la pérdida de iones en baja salinidad es uno de los mecanismos vinculados con el aprovechamiento de las proteínas para mantener la homeostasis en camarones. Un estudio similar se llevó a cabo con *F. brasiliensis*. Scelzo y Zuñiga, (1987) (Fig. 11)

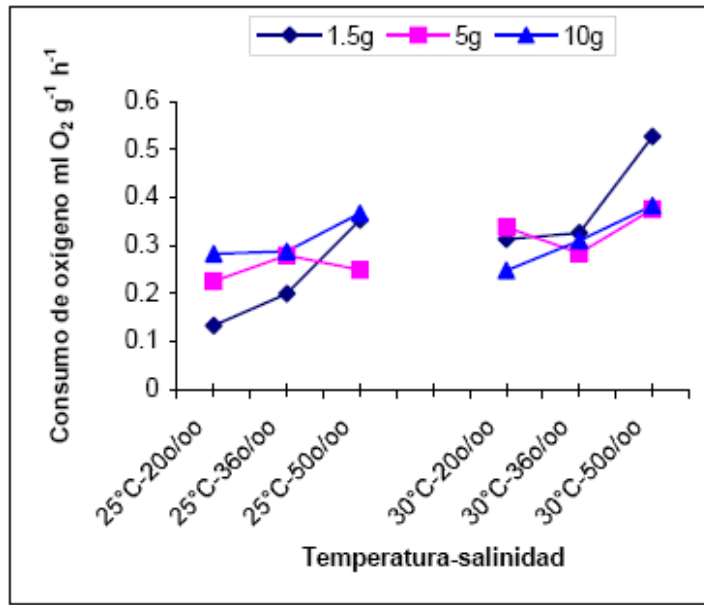


Fig. 11 Variaciones del consumo de oxígeno de *F. brasiliensis* en relación con la temperatura y salinidad. Valores tomados de Scelzo y Zuñiga, (1987).

Al igual que con las otras especies una reducción del metabolismo con respecto a una reducción de la salinidad fue observado. En este caso el efecto de la temperatura únicamente fue evidente en los animales aclimatados a las más altas salinidades. Es adecuado hacer notar que no existen diferencias marcadas entre las tres tallas estudiadas, poniendo en evidencia que los juveniles de esta especie responden de manera similar a esta combinación temperatura-salinidad. En este sentido Rosas et al., (2001c) reportaron que los juveniles de *L. setiferus* de entre 1 y 5 g responden de manera similar a las variaciones de salinidad entre 36 y 15 ‰ evidenciando que, una vez desarrollados los tejidos involucrados en la regulación del medio interno los efectos de la salinidad suelen mantenerse constantes durante todo el estadio juvenil lo que permite establecer que, las respuestas obtenidas en estadios de juvenil temprano pueden ser utilizadas como referencia para establecer condiciones en estadios de juvenil más avanzado. El efecto combinado de temperatura y salinidad también fue estudiado en *Fenneropenaeus indicus* por Kutty et al., (1971) (Fig. 12)

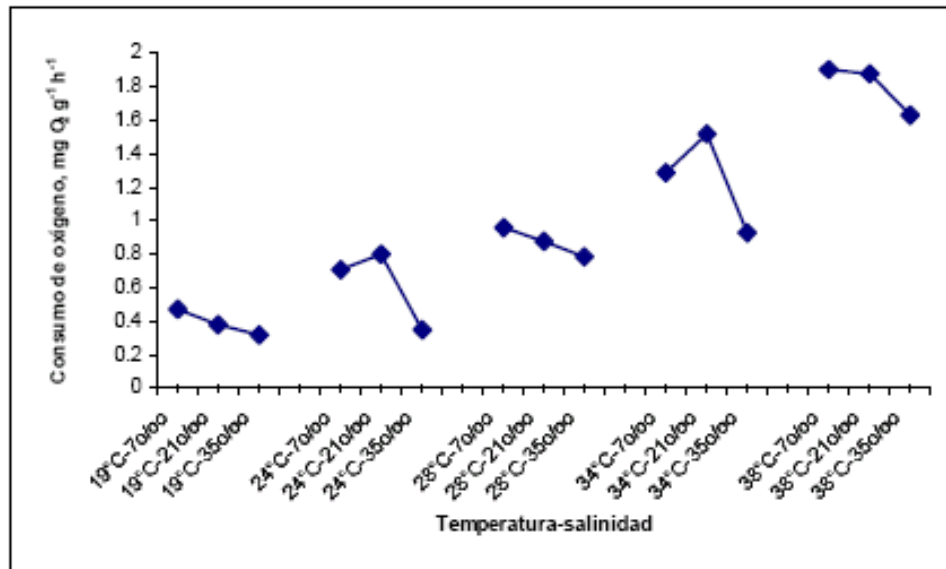


Fig. 12. Efecto combinado de la temperatura y la salinidad sobre el consumo de oxígeno de juveniles de *F. indicus*. Datos tomados de Kutty *et al.*, (1971).

Como se puede notar un aumento de la temperatura y una disminución de la salinidad provocó un aumento de la tasa respiratoria en todas las combinaciones. Como se mencionó anteriormente el efecto de la salinidad sobre la tasa metabólica va mas allá de la inversión de energía necesaria para mantener el equilibrio hidromineral. Otros factores como el cambio en la permeabilidad de las branquias y de las membranas externas, la movilización y aprovechamiento de los aminoácidos de los fluidos intracelulares los cambios en el comportamiento y la actividad general, pudieran estar relacionados con los cambios en el consumo de oxígeno en relación con la disminución en la salinidad.

4.8- Ritmo circadiano

Ciertos fenómenos biológicos que ocurren rítmicamente alrededor de la misma hora son conocidos como ritmo circadiano, estos aparecen tanto en los organismos primitivos como en los más avanzados. De Coursey, (1983). En los crustáceos se han encontrado ritmicidades diarias en muchos aspectos, desde bioquímicos relacionados con la concentración de proteínas, aminoácidos libres, ácidos grasos, pigmentos y secreción de enzimas digestivas hasta rutinarios como la actividad alimenticia. Molina *et al.*, (2000). Los diversos estudios

realizados sobre los ritmos biológicos en diferentes especies de animales indican que pueden ser modulados por fenómenos físicos, cíclicos anuales, lunares, diarios, de mareas, etc. De Coursey,(1983).

Diversos estudios han demostrado que los mecanismos moleculares controlados por el reloj biológico responden a la luz y a la temperatura. La duración cotidiana del foto periodo juega un papel importante en el ciclo circadiano de la actividad enzimática, siendo así, como para el *Marsupenaeus japonicus* (Bate) y *Palaemon serratus* (Pennant) se llegó a evidenciar por Van Wormhoudt, Ceccaldi & Le Gal (1972) que el punto máximo de la actividad enzimática se produce en las horas de la mañana y el segundo en la tarde, 12 horas después del primero, sucediendo el primero 5 horas después de la transición oscuridad luz. Adicionalmente se ha demostrado que la actividad enzimática se incrementa de una a cuatro horas después de haber sido suministrado el alimento. Ceccaldi, (1987).

Van Wormhoudt, Ceccaldi & Martin (1980) en *P. serratus* encontró que en zoea 4 el ritmo tiene una tendencia bifásica en un período de alrededor de 12 horas, haciéndose éste más claro en las postlarvas y juveniles en la actividad de la α -amilasa, fosfatasa, proteasas, fosfodiesterasas, DNAsas y algunas RNAsas. Para las 4 primeras enzimas el estudio reveló que el primer pico máximo aparece 5 horas después del comienzo de la iluminación, entre las 12.00 y 14.00 h, siendo este el más pequeño y el segundo entre las 22.00 y 01.00 h, el más importante.

Díaz-Granda (1997) en experimentos relacionados al horario de alimentación en *Litopenaeus schmitti* (Burkenroad) bajo condiciones de cultivo semi-intensivo encontró que los camarones alimentados en diferentes horarios presentaban distintos patrones de picos de actividad enzimática, sin embargo existieron horarios en los cuales los picos se mantenían independientemente del horario de alimentación. Este autor observó que en *L. schmitti* la actividad de la tripsina

sigue el mismo patrón que la actividad de las proteasas totales durante el ciclo circadiano, registrándose un pico de actividad entre las 10.00 h y las 12.00 h.

La actividad de amilasa y maltasa en juveniles de *Farfantepenaeus paulensis* Pérez Farfante(1997) presentó un ciclo circadiano bifásico con mayores actividades a las 04.00 h y las 18.00 h. Sugai, Orenha & Lopez,(1998). En camarones juveniles *L. vannamei* también se encontró un comportamiento bifásico en horarios de 11.00 y 23.00 h, y en horas de la tarde noche para el *Farfantepenaeus californiensis* (Holmes) con un pico de actividad predominante al atardecer. Nolasco, (1998). En cambio Molina *et al.* (2000) trabajando en condiciones de laboratorio, determinaron que el horario de alimentación (08.00-16.00 h, 10.00-18.00 h, 12.00-20.00 h y 14.00-22.00 h) afectó la magnitud y aparición de los picos enzimáticos en el *L. vannamei*. Los camarones alimentados a las 12.00-20.00 h produjeron la mayor actividad específica de proteasa, amilasa y lipasa, con un pico máximo a las 14.00 h y un segundo de menor intensidad a las 02.00 h. Este comportamiento bifásico, pero menor en actividad enzimática, fue también observado en el horario de 10.00 y 18.00 h, en tanto que los animales que fueron alimentados a las 14.00 y 22.00 h no presentaron picos enzimáticos definidos. Esta diferencia en respuestas de las enzimas digestivas indica el efecto que tienen las horas de alimentación sobre la aparición del pico enzimático tal como fue reportado por Díaz-Granda (1997), no obstante Molina *et al.* (2000) encontraron que en algunos horarios la mayor actividad se expresaba entre las 12.00 y 14.00 h. Las mayores actividades de proteasa y lipasa (calculadas como un promedio diario de 12 mediciones) se determinaron en los camarones alimentados en el horario de las 12.00 y 20.00 h. Estas fueron significativamente superiores a las obtenidas en los otros 3 horarios de alimentación (Fig. 13).

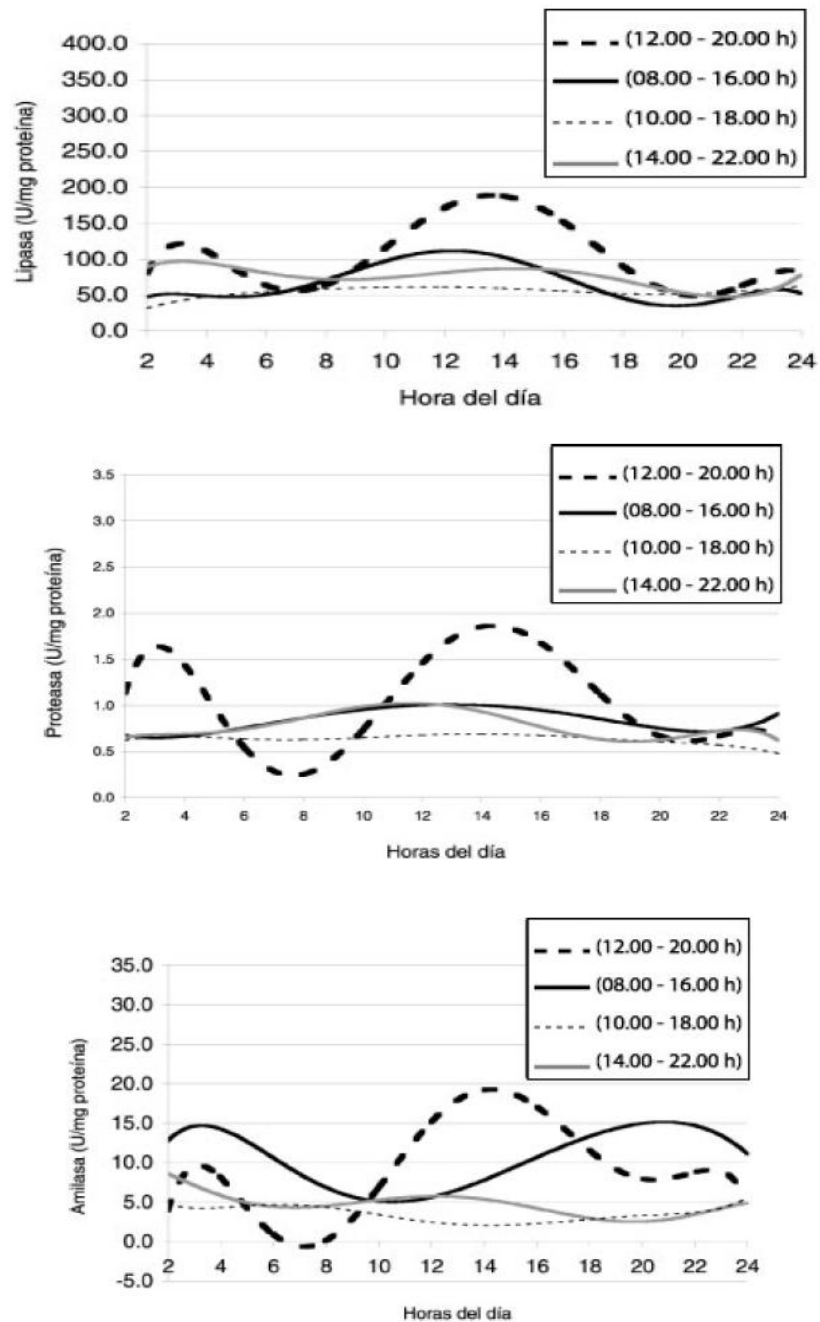


Figura 13. Ritmo circadiano de la amilasa, lipasa y proteasa en camarones juveniles *L. vannamei* alimentados en 4 horarios diferentes. Las líneas representan la regresión polinomial de 3 réplicas en cada hora del día.

Otro de los factores mencionados anteriormente y que influyen en la concentración de las enzimas es la muda.

4.9 Alimentación

Los estudios sobre las preferencias alimenticias en diversas especies de peneidos indican que una amplia variedad de componentes alimenticios son consumidos. Los patrones de alimentación de *Farfantepenaeus subtilis* (Pérez Farfante) durante un ciclo de cultivo y determinaron que los camarones ingieren una gran diversidad de componentes que varían en proporción a las diferentes edades pero no difieren en base al ritmo circadiano. Una variabilidad en los componentes alimenticios también fue observada al determinar las siguientes proporciones de elementos contribuyentes al contenido estomacal de *F. subtilis* durante un ciclo de engorda: presas 33%, detritos 26%, macrofitas 11%, alimento artificial 16% y minerales 6 a 9%. Se observaron una disminución en el consumo de material vegetal y un incremento en el consumo de presas a medida que los camarones aumentaban su peso, lo cual indicó un cambio hacia una tendencia más carnívora. Otro estudio con *L. vannamei* también reveló diferencias en la preferencia alimenticia durante un ciclo de cultivo. El material vegetal tuvo una contribución sobre el 30% del total del contenido estomacal en camarones de 6, 8 y 10 g. El detritus representó entre 58 y 62% del total del contenido estomacal en camarones de 2 y 4 g, respectivamente reduciendo a 33-43% en camarones de 6, 8 y 10 g.

En los sistemas de cultivo semi-intensivos la biota natural de las piscinas otorga una contribución importante a la nutrición de los camarones a pesar de que se suministren cantidades significativas de alimento artificial (Reymond & Lagardère, 1990). Además, esta biota natural es fuente de nutrientes no presentes en las dietas artificiales que son nutricionalmente incompletas (Hunter *et al.*, 1987) o que se distribuyen mediante un esquema de alimentación deficiente provocando un bajo impacto del alimento artificial sobre la nutrición de la especie en cultivo (Nunes & Parsons, 2000). Debido a esto las estrategias de producción deben ir encaminadas a lograr obtener un crecimiento más rápido, mejor conversión alimenticia, menor contaminación y con el menor costo posible.

El suministro de alimento balanceado en un sistema semi-intensivo es variable tanto en cantidades como en frecuencias, según la estrategia de alimentación. Lawrence & Lee (1997) indican que la alimentación es una práctica de manejo muy importante si se considera su costo elevado, aunado con el efecto nocivo que pudiera causar su equivocada dosificación ya que el alimento artificial tan sólo aporta con el 30-40% en el crecimiento del camarón (Anderson, Parker & Lawrence, 1987).

Los requerimientos nutricionales de proteína han sido estimados utilizando incrementos graduales de los niveles de este nutriente en dietas experimentales, suministradas en exceso o a saciedad aparente, y evaluando la respuesta en crecimiento (típicamente peso ganado) bajo condiciones ambientales controladas. Dichos resultados han indicado un requerimiento de proteína (que en realidad se trata del nivel de proteína en el alimento balanceado, tal como es ofrecido) de juveniles de *Litopenaeus vannamei* desde 15% con una proporción de energía y proteína (proporción E: P) de 119.58 kJ g⁻¹ proteína, hasta aproximadamente 30%, con una proporción E:P de 41.86 kJ g⁻¹ proteína, e incluso mayor de 36% y de 40%. Estas variaciones obedecen a que los requerimientos de proteína de los camarones cambian con factores tales como la talla, edad, estatus fisiológico, tasa de crecimiento y características de la dieta como la proporción E: P (Colvin y Brand, 1977), así como la fuente de proteína. Los costos del alimento formulado y el trabajo asociado a la práctica de alimentación representan el mayor costo de producción del cultivo de camarón. Al utilizar un horario adecuado de alimentación el camarón consume más rápido el alimento, se reducen las pérdidas de nutrientes y mejoran las tasas de crecimiento. El camarón *Farfantepenaeus paulensis* y *Farfantepenaeus subtilis* busca activamente y consume las mayores cantidades de alimento a la misma hora cada día, después del amanecer y al atardecer. Los estudios realizados para el camarón blanco *L. vannamei*, indican que la mayor ingesta de alimento ha sido observada entre las 20:00h y 22:00h (Hernández et al., 1999), otro estudio señala que a las 12:00h (Molina et al., 2000).

4.10- Sistema respiratorio de camarones *Litopenaeus vannamei*.

Las tres fases de la respiración son:

- 1.- Requerimiento básico determinado por necesidad metabólica de eliminar el CO₂ y necesidad aeróbica de proveer O₂ gaseoso
- 2.- El problema de intercambio respiratorio entre el animal y su ambiente
- 3.- Mecanismo interno para el transporte de O₂ y C=2 entre la superficie respiratoria y el metabolismo y el metabolismo protoplasmático

4.10.1- Mecanismos para el intercambio de gases

4.10.1.1- Órganos respiratorios

Un crustáceo típico presenta lamelas o lóbulos sobre los segmentos basales de las extremidades torácicas. Las Branquias de los malacostracos es una podobranquia asida a las coxas de las extremidades torácicas. Estas formas simples pueden estar altamente vascularizada, la lamela o sacos vesiculares. Esta estructura está organizada con un eje central conteniendo los vasos sanguíneos aferentes y eferentes en una profusión branquial que es llamada dendritas en Litopeneidos. El integumento en toda la superficie respiratoria consiste de capa de quitina de origen externo forrado con epitelio celular.

Los poros internos o vasos sanguíneos pueden ser continuados con túbulos intracelulares en las células epiteliales, las cuales relaciona y promueve la respiración y el recambio osmótico entre la sangre contenida en la branquia y el medio. El intercambio se efectúa gracias a la existencia de diferencia de gradientes tanto del O₂ como del CO₂.

4.10.1.2- Pigmentos respiratorios

El contenido de O₂ en la sangre es incrementado por la Hemocianina disuelta en el plasma. La habilidad de ese pigmento para incrementar en la sangre la cantidad de O₂ depende de las propiedades del gas.

En hemocianina la oxigenación sobre el cobre cambia de Cuproso a forma Cúprica, la molécula de oxígeno como ión Perhidroxilo entre ambos átomos de cobre (uno monovalente y otro divalente) es transportada

4.10.1.3- Afinidad del oxígeno en la sangre

La afinidad del O₂ en la sangre de crustáceos es alta, esto, es demostrado con sus rápidas curvas de disociación que suben a bajas presiones de oxígeno. La alta afinidad del oxígeno está a menudo explicada como adaptaciones de sobrevivencia a extremos niveles de bajas concentraciones de Oxígeno. En crustáceo la hemocianina nunca llega a ser saturada. (Chen, J. C. and Lai, S. H 1993).

4.11- Cámaras de respirometría para la determinación del consumo de oxígeno disuelto.

El metabolismo oxidativo se puede expresar en términos de O₂ consumido, calor producido, CO₂ liberado o N₂ excretada.

El consumo de oxígeno (VO₂) en un organismo (ml O₂/ ind/h) es una función exponencial del peso del animal. El VO₂ es influido por factores biológicos como actividad y el estado de la alimentación y por otro lado por factores abióticos como: la temperatura, la salinidad (presión osmótica) y la presión parcial del OD.

Los valores de consumo de oxígeno se pueden calcular experimentalmente utilizando un equipo denominado respirómetro. Los respirómetros pueden ser de sistemas cerrados o abiertos, siendo este último el más recomendable para estudios en juveniles y adultos (Rosas et al., 1998). En un respirómetro de sistema abierto o de flujo se hace pasar una corriente de agua a una velocidad conocida a través de una cámara (cámara respirométrica) en la que se encuentra el animal objeto de estudio.

Por diferencia en la concentración de oxígeno y de amonio en el agua que entra y sale de las cámaras y conociendo la velocidad con que pasa el agua a través de las cámaras se puede determinar la cantidad de oxígeno que está consumiendo el

animal por unidad de tiempo mediante las fórmulas:

$$VO_2 = ([O_2] \text{ entrada} - [O_2] \text{ salida}) * F$$

Donde VO_2 es el consumo de oxígeno expresado en mg de O_2 por hora por animal
[O_2] entrada es la concentración en mg por litro de O_2 en el agua que entra a la cámara respirométrica, [O_2] salida es la concentración en mg por litro de O_2 en el agua que sale de la cámara respirométrica. F es la velocidad o flujo del agua que pasa a través de la cámara respirométrica expresada en litros por hora. (Martínez **et al.**, 1998).

V.- MATERIALES Y METODOS

5.1 Localización

El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA); año 2011, localizada en las coordenadas 496457mE y 1367324mN, comunidad de Las Peñitas. Esta se comunica con la ciudad de León por medio de una carretera pavimentada de 22 kilómetros y a 112 kilómetros de Managua la capital de Nicaragua.

5.2 Dispositivo experimental.

Se usó dos tratamientos: uno usando alimento comercial AQUAFEED y el otro el alimento comercial BIOCAMARONINA, ambos conteniendo el 25% de proteína. Cada uno de estos tratamientos consistió de tres repeticiones. Cada repetición consiste en una cámara de respirometría de un litro de capacidad cada una, conectadas a un sistema de agua abierto, permitiendo la circulación del agua permanentemente. Cada cámara de respirometría estuvo dentro de un amortiguador de temperatura que es una pecera de 90 litros de capacidad. El agua que se utilizó en este experimento fue extraída de la costa del océano pacífico, con una bomba de agua Marca STA-RITE, Modelo JHHG-53HL de 5 HP y fue almacenada en un reservorio, luego de esto se pasó a almacenar en un tanque de fibra de vidrio de 300 litros de capacidad, a partir del cual se instaló un sistema de agua que consistió en un tubo de PVC de 1" del cual se conectaron 6 mangueras de 1/2" para cada cámara de respirometría.

La oxigenación se realizó directamente al tanque de almacenamiento de fibra de vidrio, mediante un dispersor de aire conectado al blower marca BALDOR Industrial Motors de 3 HP, este sistema permitió aireación constante las 24 horas del día.

Se consiguieron camarones de la granja GASPARIN de 6.5 ± 0.5 gramos de peso con excelente estado de salud.

5.3 Factores físico químicos.

Determinación de factores físico-químicos:

Se registró los factores físicos y químicos del agua lo cual se realizó en el reservorio de agua que se destinó para las cámaras de respirometría utilizadas en el experimento, estas mediciones se realizaron antes de comenzar el experimento y cada hora hasta completar 7 registros. Tomándose de la siguiente manera:

Oxígeno disuelto:

Para medir el O.D se utilizó un oxigenómetro marca (YSI-550). Se calibro según la salinidad que se encontraba en el agua luego se procedió a introducir el electrodo hasta unos 15 centímetros debajo de la superficie del agua del reservorio y se procedió a la medición y registro. Estos datos se anotaron en el formato correspondiente.

Temperatura:

La temperatura se registró con el oxigenómetro antes descrito después de tomar el oxígeno disuelto (OD). Se introdujo el sensor térmico del oxigenómetro para determinar la temperatura del agua, estos resultados se anotaran en su formato respectivo.

Salinidad:

Para medir la salinidad se utilizó un refractómetro marca AQUAFAUNA, se regula con agua dulce hasta que marque cero luego se coloca una muestra de agua sobre el lente del refractómetro se pone contra luz y se toma el dato de la salinidad.

5.4-Medición del consumo de oxígeno disuelto.

Los animales permanecieron en ayuno por 24 horas antes de realizarse las mediciones. Para lograr una mejor aclimatación y disminuir el efecto del estrés

por la manipulación se colocaron los animales en las cámaras respirométricas con 1 día de antelación a las mediciones.

Al colocar a los organismos en las cámaras se tuvo mucho cuidado para que no quedaran burbujas de aire o hubiera alguna fuga en las cámaras. Posteriormente se reguló el flujo en cada cámara a 1 ml/seg. Esto puede realizarse de forma sencilla y bastante precisa midiendo con un cronómetro el tiempo que tarda en llenarse un matraz aforado de 100 mL, estos valores se transformarán posteriormente a litros por hora.

Se determinó el consumo de oxígeno disuelto tomando muestras del agua que entra a las cámaras y del agua que sale de cada cámara. Esto se realizó de forma que el agua no forme remolinos ni se agite mucho al entrar en el recipiente que se usó para tomar las muestras, de esta forma se evitó que varíe la concentración de oxígeno disuelto en las muestras.

El primer registro de oxígeno disuelto se realizó 15 minutos antes de la alimentación, el segundo registro, una hora después de la alimentación y así sucesivamente hasta completar el séptimo registro, solo se alimentaron una vez.

5.5- Relación de ciclos circadiano con respecto a la alimentación .

Se determinó la relación de los ciclos circadianos sobre el consumo de oxígeno disuelto a través de las cámaras de respirometría siguiendo el mismo procedimiento anterior con una duración de 12 horas, por lo que se alimentó a las 7 am y 2 pm del mismo día.

5.6- Análisis de información.

La información se procesó en Excel, los procedimientos estadísticos que se utilizó son: promedio, error estándar, desviación estándar; se realizó gráficos de líneas comparando los resultados de los dos tratamientos.

VI.- RESULTADOS Y DISCUSION

Los resultados encontrados en los factores físico-químicos del flujo agua de entrada a los respirómetros fueron:

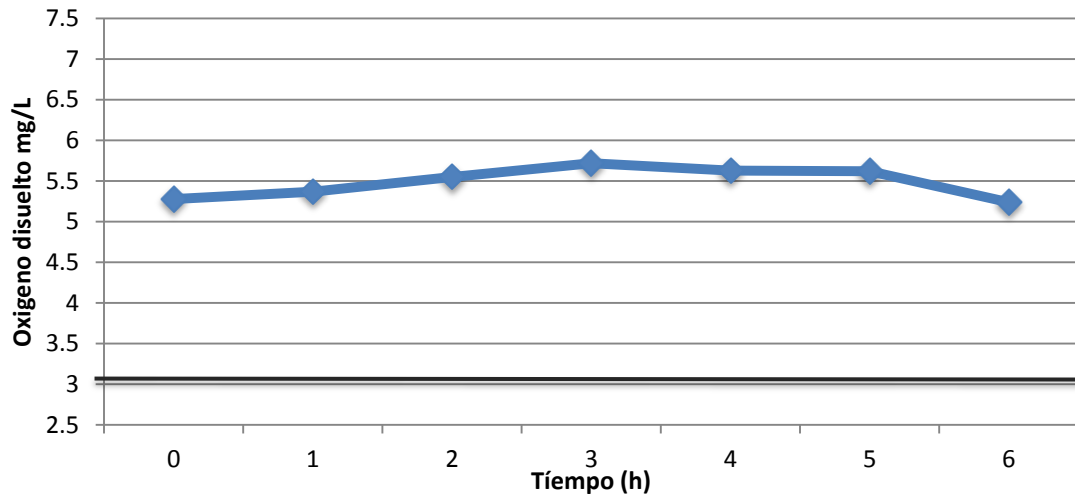
Oxígeno disuelto:

Entre los valores obtenidos de oxígeno disuelto en la determinación del consumo de oxígeno disuelto encontramos que el valor más alto fue de 5.72 mg/L registrado a las 3 horas de iniciado el experimento y el valor más bajo fué de 5.24 mg/L registrado a la última hora del experimento, (Gráfica 1).

Para los valores obtenidos en el comportamiento del oxígeno disuelto para relacionar el consumo de oxígeno con el ciclo circadiano, resultó que el valor máximo registrado fue de 5.9 mg/L a las 11 am y el mínimo fue 5.4 mg/L a las 2 pm, la mayoría del tiempo resultó el oxígeno disuelto estable, no se encontró una gran diferencia entre los valores mínimos y máximos debido al corto tiempo que duro el experimento y dentro de este período la aireación artificial fue constante. (gráfico 2).

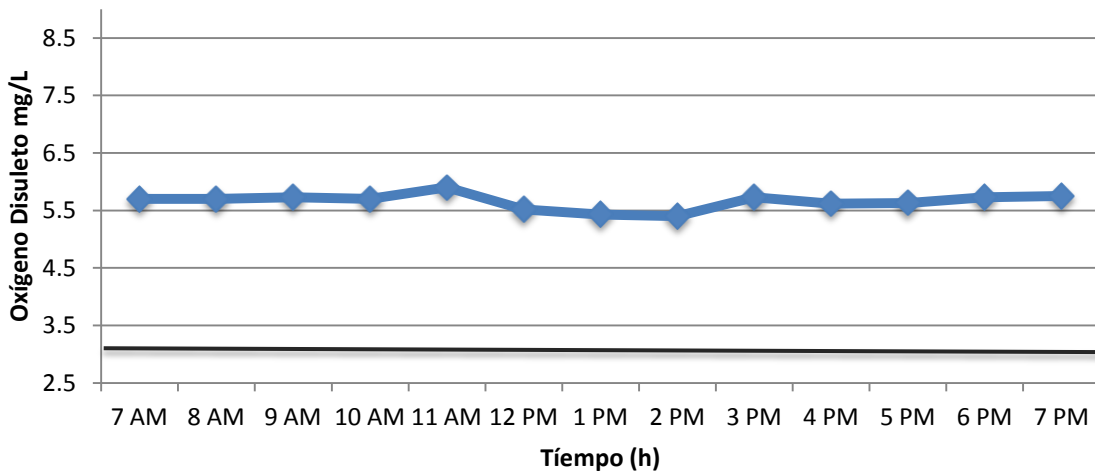
Según, Martínez E., (1998) destaca que el nivel de O.D. no debe de bajarse de 3 mg/L ya que por debajo de esos niveles se dá un freno metabólico y puede ser fatal para los camarones.

El consumo de oxígeno de los camarones es independiente de la concentración de oxígeno del agua en un intervalo de entre 5 y 4 mg/L. Por debajo de ese nivel el consumo de oxígeno se hace dependiente de la concentración de oxígeno, reduciendo entre 14 y 38% la energía metabolizable, poniendo en evidencia el papel controlador del oxígeno disuelto sobre el metabolismo energético. Rosas et al., (1998).



Gráfica 1. Valores de oxígeno disuelto presentes en el flujo de entrada de agua en la determinación del consumo de oxígeno, durante un ciclo metabólico en la digestión de juveniles *Litopenaeus vannamei*, de dos tipos de dietas comerciales.

Por lo tanto los resultados registrados de O.D dentro del experimento se mantuvo muy superior a los niveles mínimos, por lo que no hubo una influencia negativa sobre el metabolismo de los camarones y el consumo de oxígeno estuvo independiente del oxígeno disuelto, por que se mantuvo entre el intervalo óptimo.

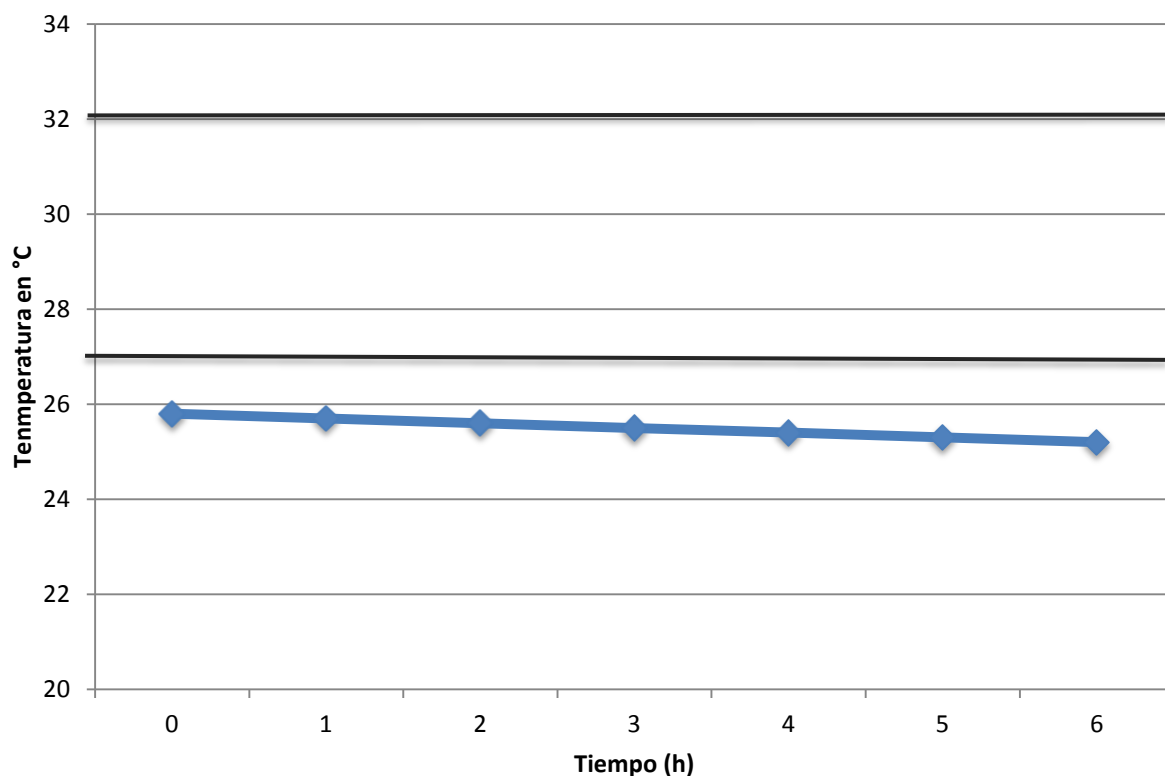


Gráfica 2. Valores de oxígeno disuelto, presentes en el flujo de entrada de agua en la determinación de la relación del consumo de oxígeno, con respecto al ciclo circadiano de la alimentación en juveniles *Litopenaeus vannamei* con dos tipos de dietas comerciales.

Temperatura:

Se registraron valores de temperatura para establecer el consumo de oxígeno disuelto de dos tipos de dietas comerciales teniendo como tendencia a disminuir y se encontró una temperatura máxima de 25.8 °C al inicio del experimento y fue disminuyendo hasta llegar a una temperatura mínima de 25.2 °C al final del experimento que duró 6 horas. (Gráfica 3)

Entre los valores registrados de temperatura para encontrar la relación del consumo de oxígeno disuelto y el ciclo circadiano se registró durante todo el experimento una tendencia a disminuir desde su inicio hasta las 2 pm después la temperatura se mantuvo constante, el valor máximo se dio a las 7 am en 25.6 °C y el mínimo fue de 25 °C que se mantuvo constante desde las 2 pm hasta las 7 pm. (Gráfica 4)



Gráfica 3. Valores de temperatura, presentes en el flujo de entrada de agua, en la determinación del consumo de oxígeno, durante un ciclo metabólico en la digestión de juveniles *Litopenaeus vannamei* de dos tipos de dietas comerciales.

Según, Torres (1991) y Martínez – Lin (1994), señalan que el camarón es un organismo poiquilotermo, es decir, la temperatura del medio acuático influye de modo directo sobre su temperatura corporal incidiendo así en su metabolismo y en la velocidad de los procesos enzimáticos para la digestión de los alimentos por lo que Villalón (1994) y Franco (1993) sostienen que el intervalo óptimo para el crecimiento fluctúa entre 27 °C – 32 °C.

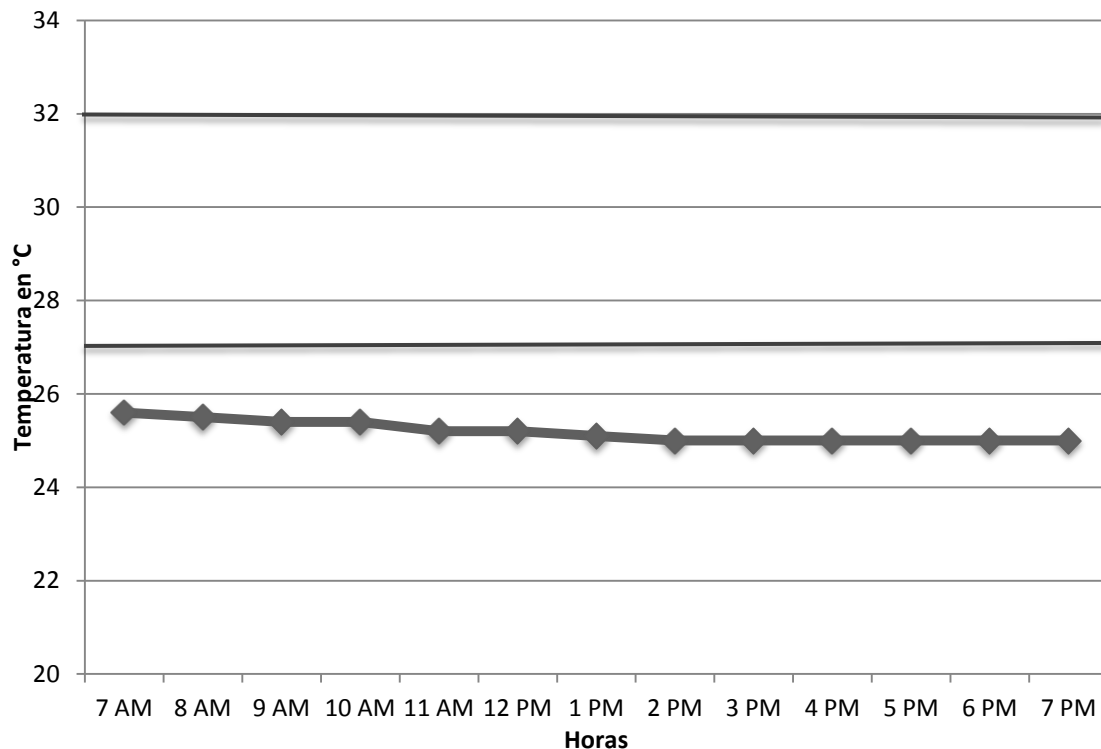


Gráfico 4. Valores de temperatura presentes en el flujo de entrada de agua en la determinación de la relación del consumo de oxígeno con respecto al ciclo circadiano de la alimentación en juveniles *Litopenaeus vannamei* con dos tipos de dietas comerciales.

La temperatura encontrada en el experimento se encontraba por debajo del nivel óptimo establecido por Villalón (1994) y Franco (1993) por lo tanto la temperatura como un factor muy importante en el metabolismo en la velocidad de los procesos enzimáticos las bajas temperaturas en las que se realizó el experimento disminuyó el metabolismo de los camarones pero no a un nivel en el que pudiera ser letal para los organismos.

Salinidad:

Los valores registrados en la salinidad en la realización del experimento sobre consumo de oxígeno se mantuvieron constantes en 35 ppm durante las 6 horas. (Gráfica 5)

Los valores de salinidad en la determinación de la relación del consumo de oxígeno con el ciclo circadiano se mantuvieron constantes en 28 ppm durante las 12 horas que duró el experimento. (Gráfica 6)

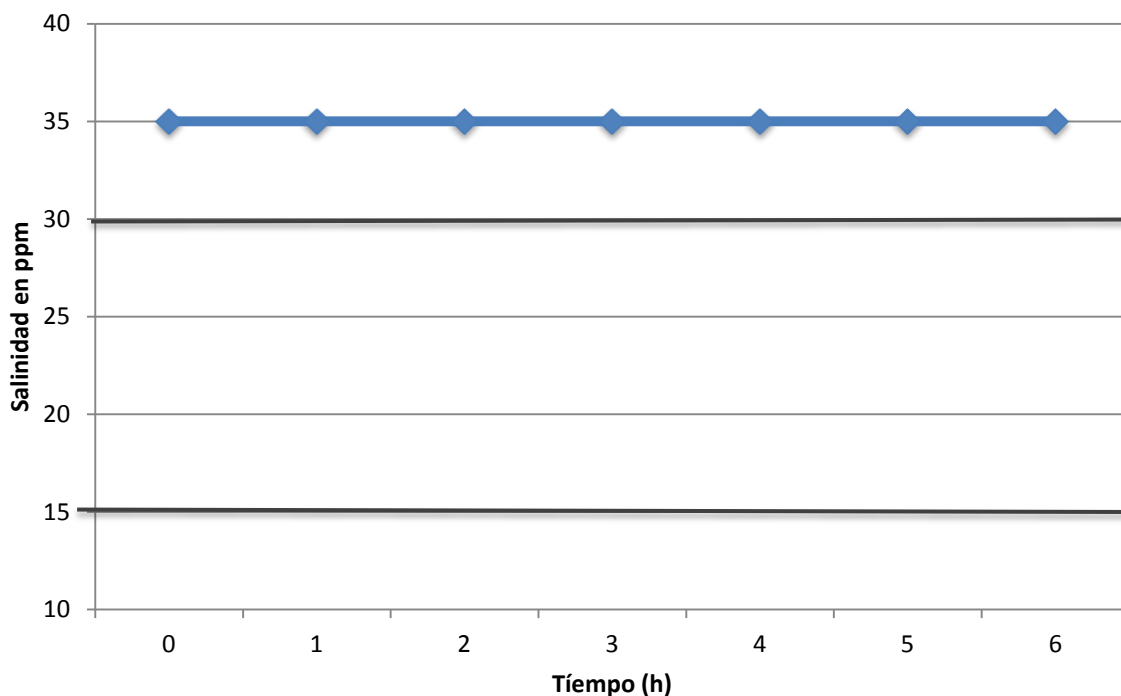
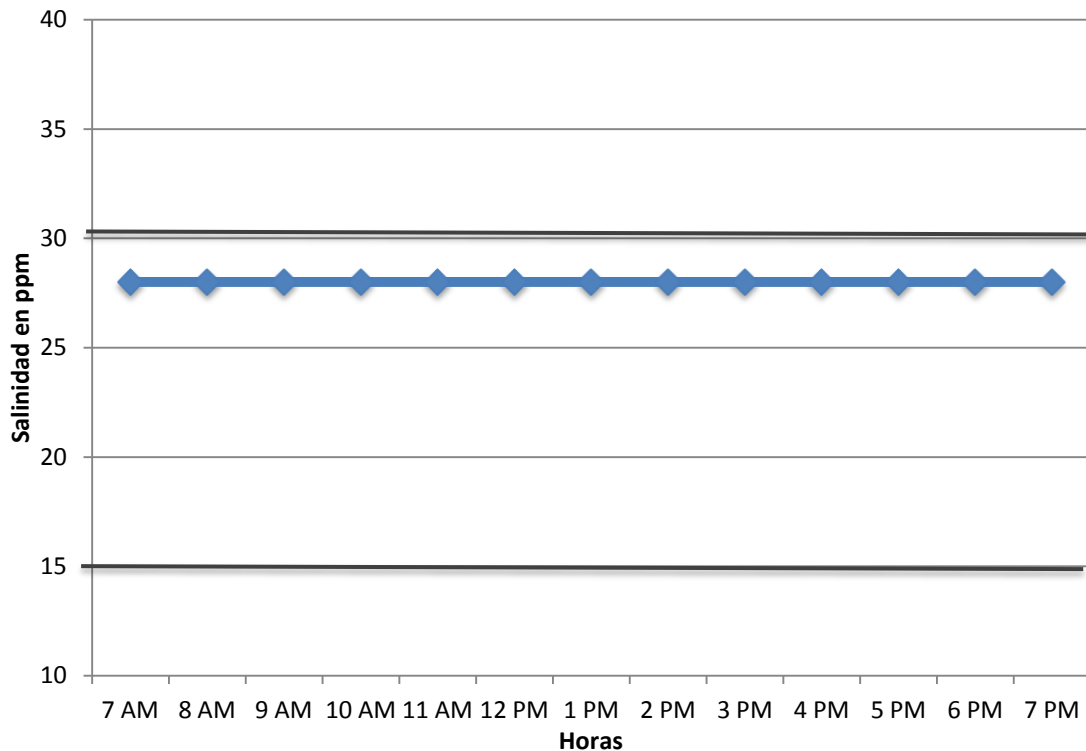


Gráfico 5. Valores de salinidad presentes en el flujo de entrada de agua en la determinación del consumo de oxígeno durante un ciclo metabólico en la digestión de juveniles *Litopenaeus vannamei* de dos tipos de dietas comerciales.

Según, Franco (1994) los intervalos para un buen crecimiento de los camarones oscilan de 15 ppm (que es el óptimo para el crecimiento) y no mayor de 30 ppm pero sin embargo, Torres (1991), describe que los camarones son organismos eurihalinos que soportan cambios altos de salinidad, pero no de forma brusca, además señala que su crecimiento continua en rango hasta de 5 a 45 partes por mil; Brito, R., Chimal, and Rosas C. (2000b). Aseguran que un aumento de la salinidad implica un aumento en el consumo de oxígeno y una mayor ventilación.



Gráfica 6. Valores de salinidad presentes en el flujo de entrada de agua, en la determinación de la relación del consumo de oxígeno, con respecto al ciclo circadiano de la alimentación en juveniles *Litopenaeus vannamei* con dos tipos de dietas comerciales.

En el experimento los camarones se encontraban en salinidades por encima de lo que se establece como óptima para el crecimiento y el cultivo del camarón pero no resultaron letales para los camarones ya que son organismos eurihalinos y pueden soportar salinidades fuera de sus intervalos óptimos y según Brito, R., Chimal, and Rosas C. (2000b). Esto pudo implicar que el organismo sufra un aumento en su consumo de oxígeno.

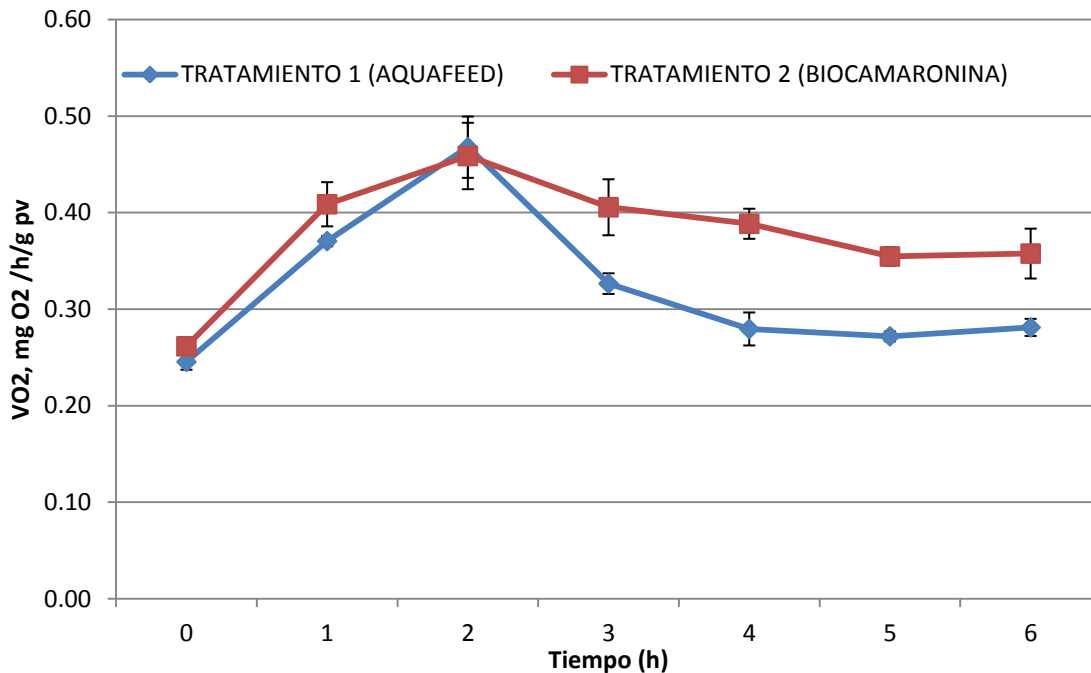
Consumo de oxígeno disuelto

Comportamiento del **consumo de oxígeno disuelto** en un ciclo metabólico de dos dietas comerciales: AQUAFEED y BIOCAMARONINA de 25 % de proteína.

El consumo de oxígeno disuelto debido al metabolismo basal fue de 0.25 miligramo de oxígeno disuelto por hora por los gramos de peso vivo (VO_2 , mg O_2 /h/g pv) y su consumo de oxígeno disuelto máximo de 0.47 VO_2 , mg O_2 /h/g pv

para el tratamiento que se alimentó con AQUAFEED por lo que se obtuvo un I.C.A de 0.22 VO_2 , mg O_2 /h/g pv y para los alimentados con BIOCAMARONINA tuvieron un máximo de consumo de oxígeno disuelto de 0.46 VO_2 , mg O_2 /h/g pv, con un I.C.A de 0.20 VO_2 , mg O_2 /h/g pv en el transcurso de 2 horas y luego fue descendiendo el consumo de oxígeno también se encontró que tuvo un consumo total de 2.24 mg O_2 AQUAFEED y 2.64 BIOCAMARONINA mg O_2 (Gráfica 7).

De acuerdo con Chakraborty et al., (1992) y Ross et al., (1992) el ICA expresado como coeficiente es un buen indicador de la eficiencia de transformación de la energía perdida en los procesos mecánicos y bioquímicos asociados con la degradación del alimento.



Gráfica 7. Consumo de oxígeno disuelto (\pm ES) de camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* en un ciclo metabólico alimentado con dos tipos de dietas comerciales.

Por lo tanto el consumo de oxígeno del alimento BIOCAMARONINA fue más elevado que el de AQUAFEED por lo que este alimento tiene una mayor eficiencia en la transformación mecánica y bioquímica del alimento hacia el organismo.

Comportamiento del consumo de oxígeno disuelto con relación al ciclo circadiano alimenticio de dos dietas comerciales: AQUAFEED y BIOCAMARONINA de 25 % de proteína.

Según los datos registrados de consumo de oxígeno, el metabolismo basal es de 0.24 VO_2 , mg O_2 /h/g pv y alcanzando un máximo de consumo de oxígeno dos horas después de 0.53 VO_2 , mg O_2 /h/g pv para AQUAFEED con un I.C.A de 0.27 y 0.54 VO_2 , mg O_2 /h/g pv para BIOCAMARONINA con un I.C.A de 0.3 en la primera hora de alimentación (7 am). En la segunda hora de alimentación (dos pm) el consumo de oxígeno alcanzado por el organismo fue para el tratamiento con AQUAFEED de 0.26 VO_2 , mg O_2 /h/g pv y de el tratamiento con BIOCAMARONINA 0.30 VO_2 , mg O_2 /h/g pv y con un aumento dos horas después para el tratamiento con AQUAFEED de 0.42 VO_2 , mg O_2 /h/g pv con un I.C.A de 0.16 y el tratamiento con BIOCAMARONINA 0.5 VO_2 , mg O_2 /h/g pv con un I.C.A de 0.2, también se puede observar que un comportamiento bifásico en la gráfica y teniendo el mayor aumento en la mañana. (Gráfica 8)

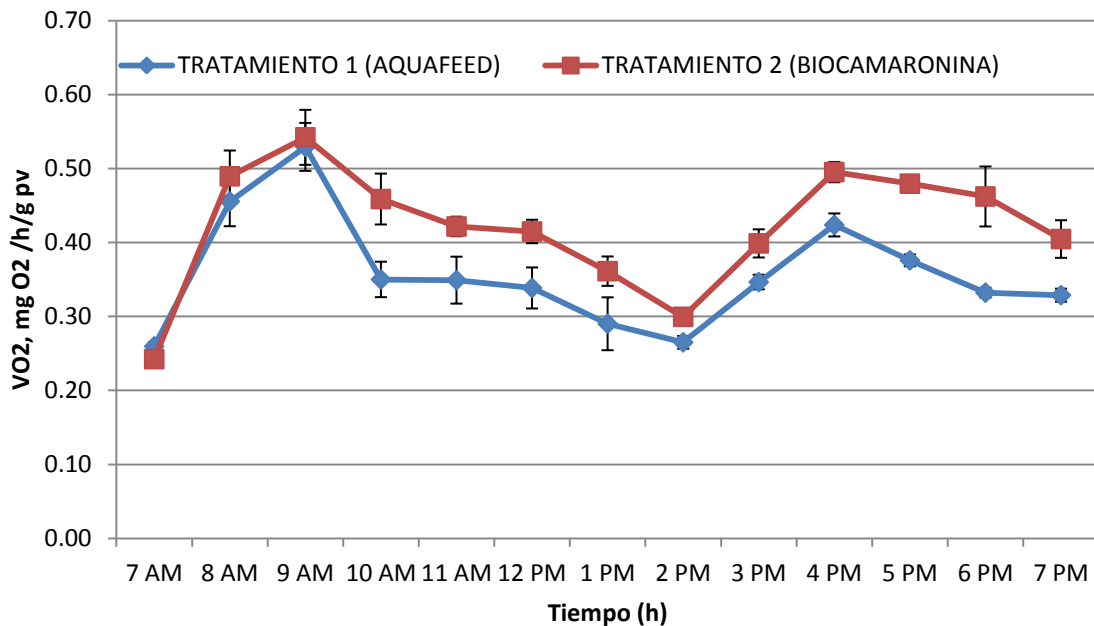


Gráfico 8. Consumo de oxígeno disuelto (\pm ES) de camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* alimentados a las 7 AM Y 2 PM con dos tipos de dietas comerciales en relación al ciclo circadiano de la alimentación.

Diversos estudios han demostrado que los mecanismos moleculares controlados por el reloj biológico responden a la luz y a la temperatura. La duración cotidiana del foto período juega un papel importante en el ciclo circadiano de la actividad enzimática, siendo así, como para el *Marsupenaeus japonicus* (Bate) y *Palaeomon serratus* (Pennant) se llegó a evidenciar por Van Wormhoudt, Ceccaldi & Le Gal (1972).

Van Wormhoudt, Ceccaldi & Martin (1980) en *P. serratus* encontró que en zoea 4 el ritmo tiene una tendencia bifásica en un período de alrededor de 12 horas, haciéndose éste más claro en las postlarvas y juveniles.

Según los resultados encontrados se estableció que el consumo de oxígeno disuelto se comporta de manera similar al ritmo en que las enzimas digestivas son liberadas ya que estas representan que los mecanismos bioquímicos en los que se degrada el alimento provoquen el consumo de oxígeno y por lo tanto tienen la misma tendencia bifásica en el camarón.

VII.- CONCLUSIONES.

1. En los parámetros físicos químicos se registró para el oxígeno disuelto un máximo de 5.9 mg/L, y un mínimo de 5.24 mg/L, la temperatura presentó un máximo de 25.8 °C y un mínimo 25 °C, salinidad máximo de 35‰ y un mínimo de 28‰
2. En el consumo de oxígeno se encontró un I.C.A 0.22 VO₂, mg O₂/h/g pv para AQUAFEED y un 0.20 VO₂, mg O₂/h/g pv para BIOCAMARONINA.
3. El consumo de oxígeno con respecto al ciclo circadiano se encontró un I.C.A 0.27 VO₂, mg O₂/h/g pv para AQUAFEED y un 0.3 VO₂, mg O₂/h/g pv para BIOCAMARONINA alimentados a las 7 am y los alimentados a las 2 pm se encontró un I.C.A 0.16 VO₂, mg O₂/h/g pv para AQUAFEED y un 0.2 VO₂, mg O₂/h/g pv para BIOCAMARONINA.

VIII.- RECOMENDACIONES

1. Este experimento se puede repetir en las demás etapas de vida del camarón como postlarva y adulto.
2. Tener siempre presente que tener los equipos en perfectas condiciones con mantenimiento continuo para que los datos registrados sean los más exactos posibles.
3. Tener organismos para futuros experimentos con condiciones de salud excelentes, para que así no afecte el proceso de respiración y metabolismo.
4. Estos estudios de ecofisiología son muy eficaces para determinar la calidad del alimento así que se puede repetir con otros alimentos que se comercializan en el país.
5. Se puede aplicar a otros tipos de organismos de cultivos para el mejoramiento continuo de la acuicultura.

IX.-BIBLIOGRAFÍA:

1. Anderson, R. K., Parker, P. L., Lawrence, A., 1987. A ^{13}C / ^{12}C tracer study of the utilization of presented feed by a commercially important shrimp *Penaeus vannamei* in a pond grow out system. *Journal of the World Aquaculture Society* 18, 148 - 155.
2. BEAMISH, F. W. H., and Trippel, E.A. 1990. Heat increment: a static or dynamic dimension in bioenergetic models? --*Trans. Am. Fish. Soc.* 119: 649-661
3. BISHOP, J. M., Gosselink, J. G., and Stone, J. Oxygen consumption and hemolymph osmolality of brown shrimp *Penaeus aztecus*. *Fishery Bulletin* 78, 741-757. 1980.
4. BOYD, C.E., 1989. Water quality management and aereation in shrimp farming. Rep 2, 1-89, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University.
5. BRITO, R., Chimal, and Rosas C. Effect of salinity in survival, growth and osmotic capacity of early juveniles of *Farfantepenaeus brasiliensis* (decapoda; penaeidae). *Journal Experimental Marine Biology and Ecology* 244, 253-263. 2000b.
6. Britton, J. C., Morton, B., 1989. Shore ecology of the Gulf of México, University of Texas Press, Austin, Texas.
7. Brun, G. and Wojtowicz, M. 1976. A comparative study of the digestive enzymes in the hepatopancreas of jonah crab (*Cancer borealis*) and rock crab (*Cancer irroratus*). *Comp. Biochem. Physiol.*, 53 B:387391.
8. Cámara de Productores de camarón (CPC). 1989. Libro blanco del camaron.
9. CECCALDI, H. J., 1987. La digestión en crustáceos. En: *Nutrición en Acuicultura II*, Vol. 1 (eds. por J. Espinosa & U. Labarta), pp. 67-84. Industrias gráficas España, Madrid.
10. Chakraborty S.C., L.G. Ross, and B. Ross. 1992. Specific Dinamic action and feeding metabolism in common carp, *Cyprinus carpio* L. *Comparative Biochemistry and Physiology* 103A: 809-815
11. Chen, J. C. and Lai, S. H. Effects of temperature and salinity on oxygen consumption and ammonia-N excretion of juvenile *P. japonicus* Bate. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 165, 161-170. 1993.
12. Chen, J. C. and Nan, F. H. Oxygen consumption and ammonia-N excretion of *Penaeus chinensis* (Osbeck, 1765) juveniles at different salinity levels (decapoda, Penaeidae). *Crustaceana* 68, 712-718. 1995.
13. Chu, K.H. and Shing, C.K. 1986. Feeding behavior of the shrimp, *Metapenaeus ensis*, on *Artemia* nauplii. *Aquaculture* 58: 175-184.
14. Colvin, L.B., Brand, C.W., 1977. The protein requirement of penaeid shrimp at various life cycle stages in controlled environmental systems. *Proceedings of the World Mariculture Society* 8, 821-840.
15. Conover, R.J. and Corner, E.D.S. 1968. Respiration and nitrogen excretion by some marine zooplankton in relation to their life cycle. *J. Mar. Biol. Assoc. U.K.* 48: 49-75.
16. Cuzon, G., Lawrence, A., Gaxiola, G., Rosas, C., Guillaume, J., 2004. Nutrition of *Litopenaeus vannamei* reared in tanks or in ponds. *Aquaculture* 235, 513-551.
17. Dall, W., 1975. The role of ninhydrin-positive substances in osmoregulation in the western rock lobster *Panulirus longipes* (Milne Edwards). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 19, 43-58.
18. Dalla-Via, G. J. Salinity responses of the juvenile Penaeid shrimp *Penaeus japonicus*. I Oxygen consumption and estimations of productivity. *Aquacuaculture* 55, 297-306. 1986.
19. Dawris, R.R. 1983. Respiration, energy balance and developmental pattern in growing and starving larvae of *Carcinus maenas* L. (Decapoda, Portunidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 69: 105-128.

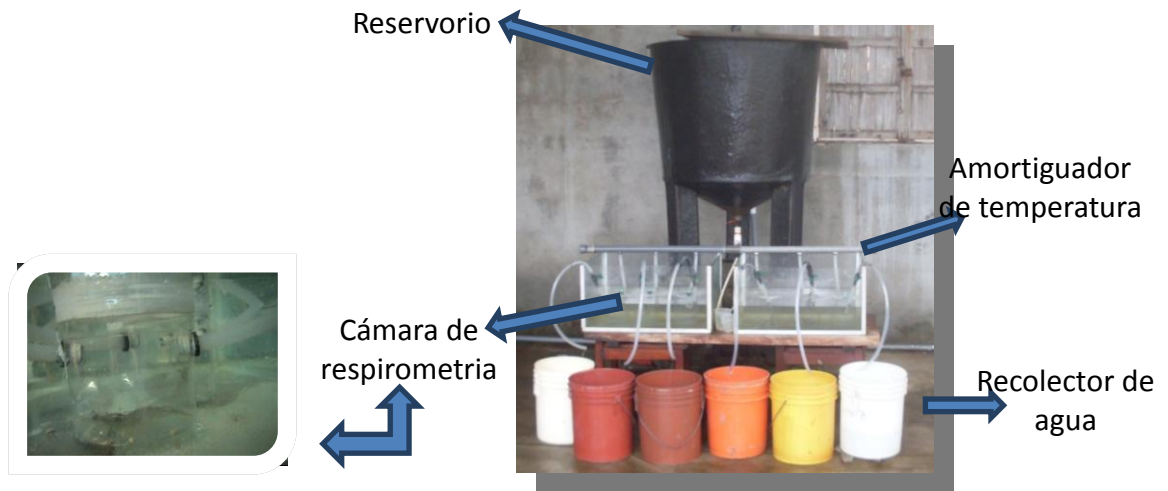
20. De Coursey, P. J., 1983. Biological timing. En: The Biology of crustacean. Vol. 7 (eds. Verberg F. & Verberg W.) pp: 107-162. Academic press, New York,
21. Díaz-Granda, E., 1997. Horario de alimentación del camarón *Penaeus schmitti* en condiciones de engorde semi-intensivo. Tesis de Maestría. Universidad de La Habana, Cuba. 77 p.
22. Eduardo Cadena y César Molina, 2009. Relación ente el ciclo de muda y la actividad de las enzimas digestivas y su efecto en la tasa de alimentación y crecimiento del juvenil *Litopenaeus vannamei*"
23. Emmerson, W.D. 1980. Ingestion, growth and development of *Penaeus indicus* larvae as a function of *Thalssiosira weissflogii* cell concentrations. Mar. Biol. 58: 65-73.
24. Emmerson, W.D. 1984. Predation and energetics of *Penaeus indicus* (Decapoda: Penaeidae) larvae feeding on *Brachionus plicatilis* and *Artemia nauplii*. Aquaculture 38: 201-209.
25. Espinosa, L. G., Diaz F. R., Paez C. J., Prats H. R .M., Labacena, M. E., 1996. [Biochemical-genetics analysis of the population of *Penaeus n otialis* from La Ensenada de la Broa, Cuba]. Rev. Invest. Mar. 17, 37-43.
26. Franco A. 1993. Manejo técnico de granja camaronera. Proyecto de fortalecimiento a la Acuicultura. Manual I. Pág. 52-60
27. Fry FEJ. 1947. Effects of the environment on animal activity University of Toronto. Studies Biological Senes 55. Ont Fish Res Lab Publ 68:1-45
28. Galgani, F. 1985. Etude des Proteases Digestives de Crevettes Peneides (Crustacea Decapoda).
29. Gallardo, P.P., Alfonso, E., Gaxiola, G., Soto, L.A. and Rosas, C. 1995. Feeding schedule of *Penaeus setiferus* larvae based on diatoms (*Chaetoceros ceratosporum*), flagellates (*Tetraselmis chuii*) and *Artemia nauplii*. Aquaculture 131: 239-252
30. García T., and Galindo J. 1990. Requerimientos de proteína de postlarvas del camarón blanco *Penaeus schmitti*. Revista de Investigaciones Marinas 11(3): 247-250
31. Garcia, S., 1977. Biologie et dynamique des populations de crevettes roses (*P. duorarum notialis*, Perez-Farfante, 1967) en Cote d'Ivoire. Trav. Docum. O. R. S. T. O. M. 79, 1-271
32. Gaxiola G. 1994. Requerimientos nutricionales de las postlarvas de *Penaeus setiferus* y *P. duorarum* (crustacea; Penaeidae). Tesis Doctoral. Universidad Nacional Autónoma de México. 214 pp.
33. Hopkins J.S., R.D. Hamilton II, P.A. Sandifer, C.L. Browdy and A.D Stokes. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets of intensive shrimp ponds. Journal of the World Aquaculture Society 24 (3): 304-320.
34. Hunter, B., Pruder, G., Wyban, J., 1987. Biochemical composition of pond biota, shrimp ingesta, and relative growth of *Penaeus vannamei* in earthen ponds. Journal of the World Aquaculture Society 18, 167- 174.
35. Jacobi, C.C. and Anger, K. 1985. Effect of temperature and respiration of larval stages of *Hyas arenaeus* and *Hyas coarctatus* (Decapoda, Majidae). Mar. Ecol. Prog. Ser., 26: 181-186
36. Johns, D.M. 1982 Physiological studies on *Cancer irroratus* larvae. III. Effects of temperature and salinity on the partitioning of energy resources during development. Mar. Ecol. Prog. Ser. 8: 75-85.
37. Kurmaly, K., Yule, A.B. and Jones, D.A. 1989. An energy budget for the larvae of *Penaeus monodon* (Fabricius). Aquaculture, 81:13-25.

38. Kutty, M. N., Murugapoopathy, G., and Krishnan, T. S. Influence of salinity and temperature on the oxygen consumption in young juveniles of the Indian prawn *Penaeus indicus*. Mar.Biol. 11, 125-131. 1971.
39. Lawrence, A. L., Lee, P. G., 1997. Research in the Americas. En: Crustacean Nutrition. En: Crustacean Nutrition: Advances in World Aquaculture, Vol. 6 (eds. by L.R. D'Abramo, D.E. Conklin & D.M. Akiyama), pp. 566-580. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA.
40. Logan, D.T. and Epifanio, C.E. 1978. A laboratory energy balance for the larvae and juveniles of the american lobster *Homarus americanus*. Mar. Biol. 47: 381-389.
41. Lovett, D. L. and Felder, D. L. 1990. Ontogenetic changes in enzyme distribution and midgut function in developmental stages of *Penaeus setiferus* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae). Biol. Bull. 178: 160-174.
42. Lovett, D.L., and Felder, D.L. (1990a) Ontogenic change in digestive enzyme activity of larval and postlarval white shrimp *Penaeus setiferus* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae). Biol. Bull., 178: 144-159.
43. Lovett, D.L., and Felder, D.L. 1990b. Ontogeny of kinematics in the gut of the white shrimp *Penaeus setiferus* (Decapoda, Penaeidae). J. Crust. Biol. 10: 53-68. Loya-Javellana, G.N. (1989) Ingestion saturation and growth responses of *Penaeus monodon* larvae to food density. Aquaculture 81: 329-336.
44. Luca A. 1993. Bioenergética de los animales acuáticos. Masson, Paris, 179 pp.
45. Lovett, D.L., and Felder, D.L. 1989. Ontogeny of gut morphology in the white shrimp *Penaeus setiferus* (Decapoda; Penaeidae). J. Morphol. 201: 253-272.
46. **Martínez E. 1998.** Lethal Low Dissolved Oxygen Concentrations for Postlarvae and Early Juvenile *Penaeus setiferus* at Different Salinities and pH. Journal of the World Aquaculture Society.
47. Molina, C., Cadena, E., Orellana, F., 2000. Alimentación de camarones en relación a la actividad enzimática como una respuesta natural al ritmo circadiano y ciclo de muda. En: Avances en Nutrición Acuícola V. Memorias del V Simposium Internacional de Nutrición Acuícola (Eds. by L.E. Cruz -Suárez, D. Ricque-Marie, M. Tapia-Salazar, M.A. Olvera-Novoa, & R. Civera-Cerecedo), pp. 358-380. Universidad Autónoma de Nuevo León, Mérida, Yucatán, México.
48. Morales, V. 1990. Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla Pradepesca. pp 1.
49. Morowitz H.J., 1968. Energy flow in biology. Academic Press, London. 179 pp.
50. Muramatsu, T. and Morita, T. 1981. Anionic trypsin-like enzymes from the crab *Enriocheir japonicus* De Haan, active in more acidic media. Comp. Biochem. Physiol. 70 B:527533.
51. Nolasco, H., 1998. Actividad enzimática digestiva, ritmos circadianos y su relación con la alimentación de camarón. En: IV Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. Vol. 1 (ed. by R. Civera), 18pp. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, La Paz, Mexico.
52. Nunes, A. J. P., Parsons, G. J., 2000. Size-related feeding and gastric evacuation measurements for the Southern brown shrimp *Penaeus subtilis*. Aquaculture 187, 133-151.
53. Nunes, A.J.P. y G.J. Parsons. 1999. Feeding levels of the Southern brown shrimp *Penaeus subtilis* in response to food dispersal. Journal of the World Aquaculture Society, 30: 331-348.
54. Paffenhoffer, G.A., 1971. Grazing and ingestion rates of nauplii copepodids and adults of the marine planktonic copepod *Calanus helgolandicus*. Mar. Biol., 11: 286-298.

54. Pérez-Farfante, I & Kensley, B. 1997. Keys and diagnoses for the families and genera. Penaeoid and sengestoid shrimps and prawns of the world. Memoires du museum national d histoire naturelle. pp 233.
55. Renaud, M. L., 1986. Detecting and avoiding oxygen deficient sea water by brown shrimp *Penaeus aztecus* (Ives) and white shrimp *P. setiferus* (Linnaeus). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 98, 283-292.
56. Renaud, M.L., 1986. Detecting and avoiding oxygen deficient sea water by brown shrimp *Penaeus aztecus* (Ives) and white shrimp *P. setiferus* (Linnaeus). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 98, 283-292.
57. Reymond, H., Lagardère, J. P., 1990. Feeding rhythms and food of *Penaeus japonicus* Bate (Crustacea, Penaeidae) in salt marsh ponds: role of halophilic entomofauna. Aquaculture 84, 125-143.
58. Rosas C., Sanchez A., Gallardo P.P., Gaxiola G. Díaz E. and L.A. Soto. 1995a. Oxygen consumption and ingestion rate of *Penaeus setiferus* larvae fed *Chaetoceros ceratosporum*, *Tetraselmis chunii* and *Artemia nauplii*. Aquaculture Nutrition. 1 (1). 13-20
59. Rosas, C., A. Sanchez, E. Diaz-Iglesia, R. Brito, E. Martinez and L. A. Soto. 1997. Critical dissolved oxygen level to *Penaeus setiferus* and *Penaeus schmitti* postlarvae (PL sub(10-18) exposed to salinity changes. --Aquaculture. 152: 259-272
60. Rosas, C., López, N., Mercado, P., and Martinez, E. Effect of salinity acclimation on oxygen consumption of white shrimp *Litopenaeus vannamei* juveniles. Journal Crustacean Biology 21[4], 279-292. 2001b.
61. Rosas, C., Martínez E., Gaxiola G., Brito R., Díaz-Iglesia E., and Soto L.A. 1998. Effect of dissolved oxygen on the energy balance and survival of *Penaeus setiferus* juveniles. --Mar Ecol Prog Ser. 174: 67-75 Rosas, C., Ocampo, L., Gaxiola, G.,
62. Rosas, C., Sanchez A., Díaz, E., Soto, L.A., Gaxiola, G., Brito R. 1996. Effect of dietary protein level on apparent heat increment and post-prandial nitrogen excretion of *Penaeus setiferus*, *P. schmitti*, *P. duorarum* and *P. notialis* postlarvae. --Journal of The World aquaculture Society. 27: 92-102
63. Rosas, C., Bolongaro-Crevenna, A., Sanchez, A., Gaxiola, G., Soto, L., Escobar, E., 1995c. Role of the digestive gland in the energetic metabolism of *Penaeus setiferus*. Biol. Bull. 189, 168-174.
64. Rosas, C., Cuzon, G., Taboada, G., Pascual, C., Gaxiola G., Van Wormhoudt, A., 2001c. Effect of dietary protein and energy levels (P/E) on growth, oxygen consumption, hemolymph and digestive gland carbohydrates, nitrogen excretion and osmotic pressure of *Litopenaeus vannamei* and *L. setiferus* juveniles (Crustacea, Decapoda ; Penaeidae). Aquaculture Research 32, 1-20.
65. Ross L.G., R.W. McKinney, S.K. Cardwell, J.G. Fullarton, S.E. Roberts and B. Ross. 1992. The effect of dietary protein content, lipid content and ratio level on oxygen consumption and specific dynamic action in *Oreochromis niloticus* L. Comparative Biochemistry and Physiology 103A: 573-578
66. Saborío, A., 2000. La Camaronicultura en Nicaragua; Nicaragua: Universidad Centroamericana
67. Sandifer P.A., J. S. Hopkins, A.D. Stokes and C.L. Browdy. 1993. Preliminary comparisons of the native *Penaeus setiferus* white shrimp for pond culture in South Carolina, USA. Journal of the World Aquaculture Society 24(3): 295-303
68. Scelzo, M. A. and Zuñiga, O. Consumo de oxígeno en el camarón *Penaeus brasiliensis* Latreille (Decapoda; Penaeidae) en relación a salinidad y temperatura. Sociedad de la Ciencias Naturales de La Salle XLVII, 201-216. 1987.

69. Schoffeniels, E., 1970. Isosmotic intracellular regulation in *Maia squinado* Risso and *Penaeus aztecus* Yves. Archives of International Physiological Biochemistry 78, 461-466.
70. Sousa, L. G. and Petriella, A. M. 2001. Changes in the hepatopancreas histology of *Palaemonetes argentines* (Crustacea, Caridea) during moult. Biocell 25(3): 275-281.
71. Sugai, J. K., Orenha, C. E., López, K., 1998. Variaciones circadianas de la actividad de la amilasa y maltasa en juveniles de camarón rosa *Penaeus paulensis* (Pérez Farfante 1967) En: IV Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. Vol. 2 (ed. by R. Civera), Resumen PC-02. Centro de Investigaciones Biológicas del Noreste, La Paz, México.
72. Talbot, P., Clark, W. H. and Lawrence, A. L. 1972. Fine structure of the midgut epithelium of the developing brown shrimp *P. aztecus*. J. Morphol. 138: 467-486.
73. Torres D. 1991. Manual práctico de cultivo de camarón de hondura. Honduras. Pág.28-29
74. Trellu, J. and Ceccaldi, H. J. 1977. Variation des activités enzymatiques de l'hépatopancreas et du muscle de *Palaemon serratus* au cours du cycle d'intermue. C. R. Soc. Biol., 171 (1):115-121.
75. Van Olst, J.C & Calberg J. M. 1972. shrimp farming. Aquaculture systems international. Sorrento valley road. San Diego California.
76. Van Weel, P. B. 1974. Hepatopancreas? Comp. Biochem. Physiol. 47(A): 1-9.
77. Van Wormhoudt, A., Ceccaldi, H. J., Le Gal, Y., 1972. Activite des proteases et amylase chez *Penaeus kerathurus*: existence d'un rythme circadien. Academic des Science (Paris) Serie D 274, 1200-1211.
78. Van Wormhoudt, A., Ceccaldi, J., Martin, B., 1980. Adaptation de la teneur en enzymes digestives del hepatopancreas de *Palaemon serratus* (crustacea, decapoda) A la composition de alimentos experimentaux. Aquaculture 21, 63-78.
79. Vega-Villasante, F., Nolasco, H., Civera, R., 1993. The digestive enzymes of the pacific brown shrim *californiensis*. I- properties of amylase activity in the digestive tract. Comp. Biochem. Physiol. 106B, 547-550.
80. Villalón J. 1994. Manual práctico para la producción comercial semi-intensiva de camarón marino. Pág.10,11
81. Yufera, M., Rodriguez, A. and Lubian, L.M. 1984. Zooplankton ingestion and feeding behavior of *Penaeus keraturus* larvae reared in the laboratory. Aquaculture 42: 217-224.
82. Zein-Eldin, Z. P., Renaud, M. L., 1986. Inshore Enviromental Effects on Brown Shrimp *Penaeus aztecus* and White Shrimp *P. setiferus* Populations in Coastal Waters, Particularly of Texas. Marine Fisheries Review. 48, 9-19.

X.-ANEXOS



Fotografía 1. Dispositivo experimental.



Fotografía 2. Alimentando en las cámaras de respirometría



Fotografía 3. Cámaras de respirometría



Fotografía 4. Tomando parámetros Físicos y químicos