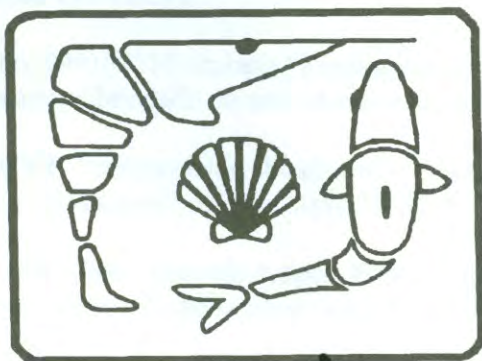




UNIVERSIDAD DE SONORA
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS

PROGRAMA REGIONAL DE POSGRADO EN ACUACULTURA



**EVALUACIÓN DEL ÁREA DE MICROALGAS DE TRES
LABORATORIOS DE PRODUCCIÓN DE LARVAS
DE CAMARÓN DEL ESTADO DE SONORA.**

T E S I S

que para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS, con especialidad en Cultivo de Crustáceos

Presenta:

ING. AC. IRÁN SAÚL ÁVILA MERCADO

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

ÍNDICE

RESUMEN.	<i>i</i>
ABSTRACT.	<i>ii</i>
ÍNDICE DE TABLAS.	<i>iii</i>
ÍNDICE DE FIGURAS.	<i>v</i>
I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES.	1
II.- OBJETIVOS.	7
II.1.- Objetivo general.	7
II.2.- Objetivos específicos.	7
III.- MATERIALES Y MÉTODOS.	8
III.1.- Sitios de muestreo.	8
III.2.- Especies de microalgas.	8
III.3.- Descripción de los laboratorios del estudio.	8
III.3.1.- Camarón Dorado.	8
III.3.1.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.	9
III.3.2.- Acualarvas.	10
III.3.2.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.	11
III.3.3.- CREMES (Centro Reproductor de Especies Marinas del Estado de Sonora).	11
III.3.3.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.	12
III.4.- Evaluación del la producción de microalgas.	12
III.5.- Intensidad luminosa, pH y temperatura de los cultivos.	13
III.6.- Determinación de la biomasa.	13
III.6.1.- Conteo celular.	13
III.6.2.- Peso seco total y orgánico.	13
III.7.- Composición química.	14
III.7.1.- Proteínas.	14
III.7.2.- Carbohidratos	14
III.7.3.- Lípidos.	14
III.7.4.- Ácidos grasos.	15
III.8.- Tratamiento estadístico.	15

IV.- RESULTADOS.	17
IV.1.- Parámetros físico - químicos.	17
IV.1.1.- Iluminación.	17
IV.1.2.- pH.	20
IV.1.3.- Temperatura.	23
IV.2.- Seguimiento de los cultivos masivos de microalgas.	26
IV.2.1.- Laboratorio Acualarvas.	26
IV.2.1.1.- Crecimiento en columnas de 400 litros	26
IV.2.1.2.- Crecimiento en pilas.	26
IV.2.2.- Laboratorio Camarón Dorado.	29
IV.2.2.1.- Crecimiento en columnas.	29
IV.2.2.2.- Crecimiento en pilas.	29
IV.2.3.- Laboratorio CREMES.	32
IV.2.3.1.- Crecimiento de las columnas al interior.	32
IV.2.3.2.- Crecimiento de las columnas al exterior.	32
IV.2.3.3.- Crecimiento de las pilas en el solarío.	33
IV.3.- Densidad celular y producción de la biomasa al momento de la cosecha.	34
IV.3.1.- Laboratorio Acualarvas.	34
IV.3.2.- Laboratorio Camarón Dorado.	34
IV.3.3.- Laboratorio CREMES.	34
IV.4.- Calidad de la biomasa.	38
IV.4.1.- Laboratorio Acualarvas.	38
IV.4.2.- Laboratorio Camarón Dorado.	38
IV.4.3.- Laboratorio CREMES.	39
IV.5.- Estadística de la producción, calidad y cantidad de la biomasa de los tres laboratorios.	42
IV.6.- Contenido de ácidos grasos.	44
V.- DISCUSIONES.	50
V.1.- Parámetros físicos y químicos.	50
V.1.1.- Iluminación.	50

V.1.2.- pH.	51
V.1.3.- Temperatura.	51
V.2.- Crecimiento celular. •	52
V.3.- Producción y calidad de la biomasa.	54
V.4.- Ácidos grasos.	56
VI.- CONCLUSIONES.	58
VII.- RECOMENDACIONES.	59
VIII.- REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.	60
IX.- ANEXOS.	66

RESUMEN

En esta investigación se evaluó la producción masiva y calidad de *Chaetoceros* sp. cultivadas en los laboratorios comerciales de Acualarvas, Camarón Dorado y CREMES durante un ciclo de producción.

En cada laboratorio se llevaron a cabo muestreos mensuales con estancias de 7 a 10 días por mes, con el monitoreo del pH, temperatura e iluminación en los cultivos. Las estrategias de muestreo fueron las de SEGUIMIENTO, en el cual se determinó la densidad celular diaria en los últimos dos niveles masivos para estimar el crecimiento y tasa de reproducción y del NO SEGUIMIENTO, para el cual se hicieron conteos al momento de la cosecha y se determinó la biomasa y la composición bioquímica de las microalgas utilizadas como alimento para las larvas de camarón.

En general las variables físicas y químicas de los cultivos fluctuaron ampliamente, tanto al interior como en el solarío y al exterior. La temperatura y la iluminación fueron las variables que incidieron en el crecimiento de los cultivos. En Camarón Dorado al interior se presentó un crecimiento lento debido a las bajas temperaturas e intensidad de iluminación registradas durante el ciclo de producción. Al exterior se apreció un aumento de luz y temperatura conforme transcurría el tiempo, observándose que en condiciones extremas se presentan las concentraciones menores.

Al nivel de pilas las concentraciones celulares mayores fueron obtenidos en Acualarvas, seguido por CREMES y finalmente Camarón Dorado. En lo referente al peso seco orgánico unitario, fue mayor en CREMES y Camarón Dorado. El porcentaje de cada uno de los constituyentes celulares mayoritarios variaron con el transcurso del tiempo. Al comparar estos laboratorios se encontró que los mayores porcentajes de proteínas y lípidos fueron registrados en Acualarvas y CREMES con un 59.58 y 22.2 %, respectivamente. El porcentaje de carbohidratos fue igual en los tres laboratorios, con aproximadamente un 13 %.

El perfil de los ácidos grasos fue similar en los tres laboratorios. Los ácidos grasos mayoritarios fueron los saturados y altamente insaturado. Al contrastar el contenido de ácidos grasos altamente insaturados entre los tres laboratorios se encontró que el C 20:5 fue el más abundante seguido por el C 20:4 y finalmente en porcentajes bajos el C 22:6.

En conclusión es importante controlar adecuadamente las variables físicas y químicas de los cultivos al interior de los laboratorios. La producción en el CREMES y Camarón Dorado fueron bajas y variables debido al manejo inadecuado y a las condiciones ambientales prevalecientes en la región, aunque la composición bioquímica se considera que esta dentro de un intervalo adecuado como alimento para las larvas de camarón.

ABSTRACT

In this work it was evaluated the mass production and quality of *Chaetoceros muelleri* cultivated in commercial hatcheries of Aqualarvas, Camaron Dorado and CREMES during an annual production cycle.

In each laboratory it was taken samples monthly of mass cultured of microalgae for 7 to 10 days per month. Measurements of pH, temperature and illumination were taken. In the last two steps of production it was determinate to count the cells daily to estimate the growth and reproductive rate and we got information about cell counts, organic biomas and biochemical composition of cultures used to feed shrimp larvae.

Physical and chemical variables fluctuate highly indoors, outdoors and greenhouse cultures. Temperature and illumination were very important in the microalgae growth. In indoor cultivation of Camaron Dorado, the growth was very slow because temperature and illumination were also as low during the production cycle. But in outdoor cultures, both variables increased from February to June when climatic conditions were in extremes. It was also observed less cell concentrations in both mass cultured systems.

Aqualarvas got the highest cell density, followed by CREMES and at last Camaron Dorado. The highest values of organic matter unit were obtained in CREMES and Camaron Dorado. The percentage of the principal components were variable during the production cycle in all laboratories. The highest concentration of proteins were found in Aqualarvas and lipids in CREMES. Carbohydrates were similar between laboratories.

The fatty acids profile was similar between laboratories. The highest percentage of the total fatty acids was saturated and polyunsaturated. The information about polyunsaturated fatty acids of all laboratories was analyzed and we found out that the most abundant was the C20:5, after the C20:4 and later the C22:6.

In conclusion we can tell that it is very important to take care of physical and chemical variables of indoor cultures. The production in CREMES and Camaron Dorado were low and variable because the management was incorrectly done and the environment conditions of the region were in constant change, but about the biochemical composition we can tell it is good to feed shrimp larvae.

INDICE DE TABLAS

		Página
Tabla I	Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis en el laboratorio Acualarvas.	35
Tabla II	Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el interior del laboratorio Camarón Dorado.	36
Tabla III	Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el exterior del laboratorio Camarón Dorado.	36
Tabla IV	Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el exterior del laboratorio CREMES.	37
Tabla V	Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el solarío del laboratorio CREMES	37
Tabla VI	Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio Acualarvas.	40
Tabla VII.	Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas al interior utilizados como inóculo para las pilas del laboratorio Camarón Dorado	40
Tabla VIII	Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas al exterior utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio Camarón Dorado	41
Tabla IX	Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas al exterior utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio CREMES.	42

Tabla X	Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas del solarío utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio CREMES.	42
Tabla XI	Producción promedio de la biomasa y desviación estándar entre paréntesis de los laboratorios, así como su contenido de materia orgánica.	43
Tabla XII	Composición proximal promedio y desviación estándar entre paréntesis durante todo el ciclo de los tres laboratorios en porcentaje.	43
Tabla XIII	Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de <i>Chaetoceros</i> sp. durante un ciclo de muestreo en Acualarvas.	45
Tabla XIV	Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de <i>Chaetoceros</i> sp. durante un ciclo de muestreo en Camarón Dorado.	46
Tabla XV	Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de <i>Chaetoceros</i> sp. durante un ciclo de muestreo en CREMES.	47
Tabla XVI	Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos en el solarío de <i>Chaetoceros</i> sp. durante un ciclo de muestreo en CREMES.	48

INDICE DE FIGURAS

		Páginas
Figura 1	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de la intensidad luminosa al exterior de los cultivos de microalgas del laboratorio de Acualarvas.	17
Figura 2	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de la intensidad luminosa al interior (a) y al exterior (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio de Camarón Dorado.	18
Figura 3	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de la intensidad luminosa al exrior (a) y del solarío (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES.	19
Figura 4	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al exterior de los cultivos de microalgas del laboratorio de Acualarvas.	20
Figura 5	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al interior (a) y al exterior (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del Camarón Dorado.	21
Figura 6	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al exterior (a) y del solarío (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES.	22
Figura 7	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al exterior de los cultivos de microalgas del laboratorio de Acualarvas.	23
Figura 8	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al interior (a) y al exterior (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del Camarón Dorado.	24
Figura 9	Mediana, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al exterior (a) y del solarío de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES	25
Figura 10	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel} \cdot \text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (marzo (a), Abril (b), mayo (c) y junio (d)) a nivel de columnas del laboratorio Acualarvas	27
Figura 11	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel} \cdot \text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (marzo (a), Abril (b), mayo (c) y junio (d)) a nivel de pilas del laboratorio Acualarvas.	28

Figura 12	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (febrero (a), marzo (b), Abril (c), mayo (d) y junio (e)) al nivel de columnas del laboratorio Camarón Dorado.	30
Figura 13	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (febrero (a), marzo (b), Abril (c), mayo (d) y junio (e)) al nivel de pilas del laboratorio Camarón Dorado.	31
Figura 14	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero de las columnas al interior del laboratorio CREMES.	32
Figura 15	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero de las columnas al exterior del laboratorio CREMES.	33
Figura 16	Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero en las pilas del solarío del laboratorio CREMES.	33
Figura 17	Porcentaje promedio de los ácidos grasos altamente insaturados (AGAI) esenciales para las larvas de camarón presentes en los cultivos masivos de <i>Chaetoceros</i> sp. cultivadas al exterior en tres laboratorios comerciales de larvas de camarón del estado de Sonora, incluyendo el solarío del laboratorio CREMES.	49

I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES

La acuicultura se ha venido desarrollando tanto para la producción de alimento de calidad a bajo costo, como para la producción de productos de alto valor comercial por su alta demanda en el mercado internacional, como es el caso de los cultivos de camarones peneidos. El cultivo de los camarones peneidos se ha consolidado dentro de los mercados internacionales, en especial en Asia y en Latinoamérica (Pérez, *et al.*, 1997), con un crecimiento anual de entre el 20 y el 30 % (Primavera, 1997).

A nivel nacional los estados con mayor producción camaronícola son Sinaloa con 14,000 ton., Sonora con 12,502 ton. y Nayarit con 3,600 ton. al año (Instituto de Acuicultura, 2001).

Sonora cuenta con 65 grupos camaronícolas los cuales aprovechan 7,500 de 100,000 hectáreas aptas para la construcción de estanquería para cultivo, es decir solamente el 7.5 %. Por otro lado existen 11 laboratorios productores de postlarvas, que en total tienen una capacidad instalada de producción de 200 millones de postlarvas al mes con los cuales satisfacen en gran parte la demanda de las granjas. Existen 40 plantas para el proceso y comercialización del camarón al mercado nacional e internacional. Para sustentar la investigación y capacitación requerida, se cuenta con 13 centros de educación e investigación, apoyados por dependencias y organismos públicos (Instituto de Acuicultura, 2001).

La estructura de los laboratorios productores de larvas de camarón está compuesta por el área de cultivo de microalgas, de artemia, de los cultivos larvarios y otros. Uno de los factores más importantes en estos laboratorios es el aspecto nutricional, sobre todo la alimentación inicial que es de trascendencia en el desarrollo de los primeros estadios larvarios (Aguirre-Hinijosa *et al.* 1999; Treece y Yates, 1990).

El estudio de las microalgas marinas ha adquirido gran importancia para la acuicultura de moluscos y crustáceos (Claus, 1981; Donaldson, 1991; López-Muñoz *et al.*, 1992), ya que frecuentemente las microalgas son la principal o la única dieta en sus estadios larvarios, razón por la cual es necesario cultivarlas en la cantidad y calidad apropiadas para abastecer las demandas de alimento para los organismos en cautiverio. Las microalgas se seleccionan de acuerdo a ciertos criterios, como son: la facilidad de cultivo, dimensiones apropiadas que

faciliten su ingesta, no ser tóxicas, y sobre todo contener los constituyentes químicos esenciales adecuados para que los organismos crezcan con resultados favorables (Nelson *et al.*, 1992; Brown *et al.*, 1993; Trujillo-Valle y Voltolina, 1994), por lo que varios autores han estudiado la morfología, la sistemática y la composición química de las diversas especies (Brown *et al.*, 1993).

Los sistemas de producción de microalgas se clasifican en tres tipos básicos: continuos, semicontínuos y estáticos (Fogg y Thake, 1987). El sistema continuo se lleva a cabo mediante un recambio continuo de una parte del cultivo, el cual es reemplazado por medio de cultivo fresco. De esta forma se puede producir con regularidad una cantidad aproximada de biomasa microalgal. Cuando el sistema continuo está en condiciones estables, la tasa de crecimiento microalgal es igual a la tasa de renovación del medio y la cantidad de biomasa depende de la concentración del nutriente limitante. Son sistemas que requieren un delicado balance entre la cosecha continua y el reemplazo de nutrientes (Droop, 1975).

En cuanto al cultivo semicontínuo es un tipo de cultivo cíclico, el cual se diluye a intervalos frecuentes. Se puede efectuar manualmente, por lo cual la concentración de la biomasa de estos cultivos tienen que vigilarse, de manera que se pueda estimar la frecuencia y la razón de la dilución (Vonshak, 1988). A nivel comercial esta técnica no es muy común, debido a que a corto plazo se generan problemas de contaminación por bacterias, depredadores o competidores (Fulks y Main, 1991).

El cultivo estático consiste en iniciar con un inóculo pequeño de microalgas además de la adición de nutrientes, con iluminación, aireación y agitación continua, dejando crecer el cultivo hasta llegar a una densidad alta por periodos cortos.

Estos diferentes sistemas de producción se llevan a cabo iniciando con una cepa de trabajo, en el cual se realizan escalamientos secuenciales de las microalgas, hasta la obtención de grandes volúmenes de los cultivos para satisfacer las demandas alimenticias de los organismos en cautiverio. Estos sistemas de producción masiva pueden ser al exterior o al interior del laboratorio.

En los sistemas de producción de Singapur, Tailandia y China se manejan cultivos al exterior a partir de bolsas de plástico de capacidad variable de 3 a 20 litros hasta llegar a tanques de fibra de vidrio transparentes o tanques de concreto de 10 m³ de capacidad

(Kongkeo , 1991). Chen y Long (1991) reportan cultivos masivos en invernaderos en la República Popular China utilizando tanques de concreto de grandes capacidades que van desde los 150 m³ hasta tanques de fibra de vidrio de 1 m³, en los cuales se mantienen densidades de 1 x 10⁶ cel.ml⁻¹. En Filipinas se ha trabajado con cultivos masivos de microalgas que son incluidas en las dietas de los crustáceos, como es *Chaetoceros calcitrans* de la cual se han obtenido densidades de 2.65 x 10⁶ cel.ml⁻¹ en cultivos en tanques al exterior de 1 m³ (Samonte *et al.*, 1993).

En los laboratorios comerciales de Sonora y Sinaloa, las microalgas se producen en condiciones semicontroladas, en sistemas de cultivos estáticos en el interior del laboratorio, en el exterior y en solaríos tipo invernadero, con cosechas entre las 48 y 72 horas (López-Elías, 2001).

Gallegos-Simental (1997), evaluó el crecimiento y perfil pigmentario de *Chaetoceros muelleri*, durante tres estaciones del año, bajo condiciones de laboratorio y al exterior, encontrando que en cultivos de 2 días la concentración celular fue mayor al exterior que al interior en estaciones de verano y primavera, mientras que en invierno fueron similares.

Borbón-Muñoz y Victoria-Gallardo (1996), obtuvieron densidades celulares mayores a 1.3 x 10⁶ cel.ml⁻¹ a las 48 horas y encontraron que las especies generalmente no siguen un patrón definido, ya que el manejo y las condiciones ambientales modifican la composición, las dimensiones, la calidad de la biomasa y el peso de las microalgas.

Bernal-Valenzuela (2001) evaluó cuantitativa y cualitativamente la producción de microalgas en el laboratorio “Generación Cincuenta, S. A. de C. V.” En los cultivos de laboratorio se observó una progresiva disminución de la cantidad de luz disponible para los cultivos en cilindros, debido a la falta de mantenimiento del sistema de alumbrado, aunado a las bajas temperaturas ambientales y del medio de cultivo, causaron un lento crecimiento de las microalgas, que rindieron bajas concentraciones celulares de entre 1.3 y 1.7 x 10⁶ cel.ml⁻¹ de *Chaetoceros* sp. comparado a lo reportado por Rodríguez-Rodríguez (2000) en el año anterior. Angulo-Escárcega (2001) reportó que en el laboratorio # 2 de Maricultura del Pacífico se obtuvo una densidad final de *Chaetoceros* sp de 2.2 x 10⁶ cel.ml⁻¹ y de 0.25 a 0.5 x 10⁶ cel.ml⁻¹ para *Tetraselmis suecica* a las 72 horas de cultivo.

La composición química y la velocidad relativa de crecimiento de las poblaciones microalgales son muy variables, debido a que son afectados por diversos factores como la manipulación de las condiciones de cultivo, fase de crecimiento al momento de la cosecha, composición y concentración de los nutrientes, pH, iluminación (intensidad, longitud de onda y fotoperiodo) y temperatura (Brown *et al.*, 1989), pero los que destacan por su importancia son la luz y la temperatura, por presentar una mayor variación, tanto diaria como estacional (Brown, 1991).

Figuroa-Ortiz (2001) evaluó la producción y composición química de las microalgas *Chaetoceros* sp. e *Isochrysis* sp. en un centro de reproducción acuícola, encontrando una alta variabilidad en la cantidad y calidad de las microalgas producidas, debido al manejo irregular de los cultivos, y a la amplia variabilidad de la temperatura e iluminación. La densidad celular y composición química de *Chaetoceros* sp. fue mayor en el solarío en comparación con el área fría, mientras que la densidad celular para *Isochrysis* sp. fue baja, ya que el manejo de los cultivos fue inadecuado.

Para el éxito de estos cultivos, la luz es un factor determinante, ya que de su disponibilidad depende en gran parte el crecimiento poblacional de la microalgas, ya que es su única fuente de energía para realizar el proceso de fotosíntesis.

La cantidad de luz incidente en la superficie de los cultivos de gran escala disminuye con la profundidad y además la disponibilidad de luz al interior del recipiente disminuye conforme aumenta la concentración celular, por lo cual resulta que el propio cultivo autolimita su crecimiento, creando condiciones adversas, que se definen mediante el término de autosombreado (Fogg y Thake, 1987; Harrison *et al.*, 1990).

Las adaptaciones de las microalgas a los ciclos luz-oscuridad se caracterizan por cambios en el contenido de pigmentos, cambios en la respuesta fotosintética, variación en la composición química y volumen celular de la microalga (Brown *et al.*, 1993).

Otro factor que es fundamental es la temperatura, ya que las microalgas responden directamente a las variaciones de temperatura, aumentando la tasa de crecimiento y de las reacciones metabólicas al incrementarse ésta, dentro de su intervalo vital (López-Elías, 2001). De la misma forma la temperatura regula las concentraciones de CO₂ en el agua, lo cual incide

en el proceso de fotosíntesis que da lugar a la síntesis de materia orgánica (Davison, 1991 citado por Villalobos, 1991).

El pH es otro de los factores importantes en el cultivo microalgal, las diferentes especies varían ampliamente su respuesta a la variación de este factor. Cada microalga presenta un pH óptimo para su cultivo (entre 7.8 y 8.3), y un descenso puede ser letal, en cambio pueden soportar mejor los incrementos del mismo hasta un cierto límite (Abalde *et al.*, 1995).

La gran demanda de fitoplancton para la acuicultura requiere tecnologías cada vez más eficientes de producción masiva en sistemas artificiales (Horstmann, 1985; Trujillo-Valle y Voltolina, 1994).

Los cultivos masivos de microalgas se pueden realizar al interior, bajo condiciones controladas y constantes; en invernaderos y al exterior, en donde el limitado control de las condiciones ambientales pueden causar modificaciones importantes del crecimiento, y de la calidad y la cantidad de la biomasa que se cosecha, además que se pueden dar fenómenos de fotoinhibición y se facilita la contaminación (Materassi, 1992).

En los últimos años, todos los laboratorios productores de semilla o larvas de camarón, han llevado la etapa final de los cultivos de microalgas al exterior y en invernaderos, con el fin de aminorar los costos de producción por consumo de energía eléctrica, pero uno de los principales inconvenientes es que no controlan la temperatura ni la intensidad de iluminación.

Cuevas-Rocha (2001) evaluó el área de microalgas de tres laboratorios comerciales de producción de larvas de camarón en el estado de Sinaloa, encontrando que en dos de ellos, los sistemas de climatización y de iluminación son poco eficientes o mal utilizados. También reportó que los inóculos para el último nivel de producción pueden ser producidos al exterior en todas las situaciones estacionales, con resultados comparables o mejores a los que se obtienen bajo condiciones de laboratorio. Además en los tres laboratorios evaluados se observó la tendencia a utilizar concentraciones iniciales muy elevadas y en cuanto a la producción final de biomasa, se confirmó que en las pilas demasiado profundas, se ocasiona una baja producción de biomasa orgánica por unidad de volumen y de tiempo.

Chavira-Ortega (2000) encontró que en el módulo uno del laboratorio # 1 de Maricultura del Pacífico, uno de los principales problemas es el de no contar con una rutina

especifica con periodos constantes de cultivo, además de que en algunas ocasiones se utilizan mezclas de inóculos sin conocimiento directo de las condiciones que cada uno presenta; sumado a esto, la mayoría de los cultivos utilizados para alimentar o como inóculo, se encuentran en fases de crecimiento avanzadas y por lo tanto inadecuadas para su uso en cultivos escalonados, mientras que en dos de ellos, se observó una baja producción de biomasa debido quizá a las profundidades de las pilas.

Leyva-Armenta (2001) observó que la producción del área de microalgas del módulo I del laboratorio de producción de postlarvas “Maricultura del Pacifico, S. A. de C. V.”, redundaba en crecimientos lentos en los dos últimos niveles de producción, debido al uso de inóculos densos y en una utilización poco racional del potencial biológico de las cepas de cultivo.

En base a la información generada en los laboratorios comerciales de Sinaloa y del laboratorio del Cremes en Sonora, se pretende estudiar las rutinas de producción, además de evaluar la cantidad y calidad de la biomasa producida a nivel masivo en tres laboratorios comerciales del estado de Sonora, dado que los recipientes y las rutinas de producción son diferentes, así como también las condiciones climáticas de los dos estados.

Esta investigación obedece a que existe una variación alta en la producción de los sistemas masivos, además de un manejo inadecuado del área de microalgas, por lo cual se requiere ahondar en el crecimiento de la productividad y calidad del alimento vivo utilizado en larvas de camarón.

I.- OBJETIVOS

II.1.- OBJETIVO GENERAL

Evaluar la producción masiva de microalgas de los laboratorios comerciales de producción de larvas de camarón Acualarvas, Camarón Dorado y CREMES, comparando cantidad y calidad durante un ciclo de producción entre los mismos.

II.2.- OBJETIVOS ESPECIFICOS

Evaluar la producción de biomasa microalgal a través de producción celular y de peso seco, así como de la tasa de crecimiento diario de los cultivos durante la rutina de producción.

Estimar la composición química (proteínas, carbohidratos, lípidos y ácidos grasos) de las especies de microalgas marinas cultivadas en los tres laboratorios durante un ciclo de producción.

III.- MATERIALES Y MÉTODOS

III.1.- Sitios de muestreo.

Los sitios de muestreo fueron tres laboratorios camaronícolas localizados en el estado de Sonora (Acualarvas, S. A. de C. V., Camarón Dorado, S. A. de C. V. y CREMES). Acualarvas y Camarón Dorado se encuentran en el municipio de Huatabampo, el primero de ellos en la playa de Huatabampito y el segundo a unos 3 kms. de distancia de la misma, ambos aproximadamente a 16 kms. de Huatabampo. El CREMES se encuentra localizado frente a la Isla Tiburón, a 8 kilómetros del poblado de Bahía Kino.

III.2.- Especies de microalgas.

La principal especie cultivada en los tres laboratorios fue *Chaetoceros* sp. y solamente en el laboratorio de Acualarvas se cultivo también *Tetraselmis* sp solo que no se utilizó como alimento de las larvas por eso no se presenta en los resultados.

III.3.- Descripción de los laboratorios.

Con la finalidad de obtener información general sobre los laboratorios, en especial sobre los volúmenes de producción de microalgas, las especies cultivadas, su manejo y los cuidados que se aplican, así como el control de las diferentes variables de los cultivos, se aplicaron los cuestionarios que se reproducen en los apéndices I, II y III.

III.3.1.- Camarón Dorado.

El área de microalgas de este laboratorio cuenta con un cepario, una sala intermedia con luz continua con 140 cilindros de 30 litros y 85 cilindros de 300 litros; cultivos al exterior en 4 módulos de 9 pilas con capacidad de 2.5 m³ por pila, además un área de lavado y preparación de nutrientes. Este laboratorio opera durante 7 meses del año, con capacidad de producción de microalgas de 29 m³ diarios.

Para la iluminación se cuenta con 415 lámparas de 39 watts, de las cuales se tienen 16 lámparas horizontales por cilindro en la primera sección de la sala intermedia y 3 lámparas verticales por cilindro en la segunda sección.

Cuenta con dos áreas de larvarios, el larvario I tiene 16 tanques de 14 m^3 , mientras que el larvario II tiene 12 tanques de 40 m^3 , con una capacidad de producción de 23 millones de postlarvas al mes.

En el cepario se mantiene la temperatura relativamente constante a 20°C con un aire acondicionado de 12,000 BTU; en la primera sección de la sala intermedia se mantiene la temperatura de 22 a 24°C empleando 5 aires de 18,000 BTU; y en la segunda sección de la sala intermedia la temperatura es de 26°C y tiene solamente un ducto para un aire acondicionado de 18,000 BTU.

Para la aireación de los cultivos se tienen 2 sopladores de 4 H. P. y se utiliza el CO_2 para la regulación del pH, aunque éste se agregue constantemente, no se mide. El CO_2 es introducido por una línea lateral a la entrada principal del aire a través de una manguera de $1/3$ de pulgada de diámetro interno.

La limpieza de los recipientes, cristalería, cilindros y pilas se lleva a cabo con ácido clorhídrico comercial, diluido al 30 % para finalmente enjuagar con agua dulce.

El agua utilizada para el cultivo de microalgas a nivel de cristalería se obtiene de un pozo profundo; para el llenado de columnas y pilas el agua proviene directamente del mar. Esta última es tomada con una bomba sumergible, pasando a través de una galería filtrante, almacenada en pilas de concreto y finalmente pasada por filtros de arena los cuales se recambian cada ciclo de cultivo. El agua es clorada antes de la inoculación de cilindros de 30 litros, garrafones de 20 litros, columnas de 300 litros y en las pilas de 2.5 m^3 , se utiliza aireación y tiosulfato para neutralizar el cloro residual.

III.3.1.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.

El cepario se mantiene al nivel de tubos de ensayo en un cuarto de 6 m^2 , con 10 ml de medio f/2 y renovación cada 6 días, traspasando unas gotas de un tubo a otro. La línea de trabajo es iniciada en matraces de 250 ml, los cuales se escalan a 1, 30 y 300 litros en el interior, manteniendo los cultivos por tres días de un nivel al sucesivo, a excepción del último nivel en el cual se mantienen de 1 a 2 días.

En el cepario se utiliza medio f/2, utilizando sales con grado analítico. Para la línea de producción el medio está basado en el fertilizante Nutrilake, preparado en concentración similar al f/2 y corregido por la falta de fosfatos.

III.3.2.- Acualarvas.

Este laboratorio de microalgas cuenta con un cepario, una sección iluminada para cultivos de 1 litro y garrafones de 20 litros, con capacidad para 8 garrafones, un área al exterior con 15 columnas de 400 litros y 12 pilas de 4 m³. Este laboratorio opera durante 8 meses al año, con una capacidad de producción microalgal de 12 m³ diarios.

Para la iluminación de los garrafones se tienen 45 lámparas de 39 watts, y para las cepas se utilizan 2 lámparas de 39 watts.

El larvario se encuentra al exterior con 12 tanques de 40 m³; la temperatura del cepario se mantiene a 24 °C con un aparato de aire acondicionado de 24,000 BTU. y para los sistemas de aireación se cuenta con 2 sopladores de 3 HP, y posteriormente se filtra el aire a través de filtros de algodón para los cultivos de microalgas en el laboratorio.

Se utiliza inyección de CO₂ para el mantenimiento del pH, éste se agrega constantemente de 8 A.M. a 5 P.M. y se mide con un flujómetro, el cual lo mantiene a 2 rpm. El CO₂ es introducido por una línea lateral a través de una manguera de aproximadamente 1/5 de pulgada de diámetro interno.

En la rutina de limpieza para la cristalería, cilindros y pilas se usa ácido clorhídrico comercial diluido al 10 %, para enjuagarse posteriormente con agua dulce.

El agua para cristalería, garrafones y pilas proviene del mar y para su uso en las columnas se utiliza agua de mar y agua de pozo. La salinidad promedio del pozo es de 29 partes por mil y la de mar es de 35 partes por mil.

El agua de mar es introducida al laboratorio con una bomba sumergible, pasa a través de una galería filtrante, por filtros de arena (se recambian cada ciclo de cultivo), carbono activado y finalmente por un filtro de U.V. (este es lavado 2 ó 3 veces por ciclo con HCl diluido). El agua es clorada antes de la inoculación en los cilindros, garrafones, columnas de 300 litros y en las pilas de 2 m³, se utiliza aireación y tiosulfato para eliminar los residuos de cloro.

III.3.2.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.

El cepario se mantiene en tubos con tapón de rosca con 20 ml de medio f/2, recambiándose cada 8 ó 10 días, pasando 2 a 3 gotas de un tubo a otro (las cepas se purifican dos veces por ciclo utilizando agar inclinado), las cepas de trabajo se inoculan con 2 ó 3 ml de cultivo. La línea de producción inicia con matraces de 250 ml, para pasar a frascos de vidrio de 1 litro y posteriormente a los garrafones de 20 litros, con la adición de CO₂ hasta este último nivel. Después se subdivide el garrafón en otros 3 ó 4 más ubicados al exterior y cubiertos con una malla sombra, para pasar a cilindros de 400 litros y finalmente a las pilas de 4 m³.

El medio de cultivo que se utiliza en el interior es el f/2, al exterior es similar al f/2 pero se sustituyen con urea los nitratos como fuente de nitrógeno; pero al nivel de las pilas los nutrientes se agregan en proporción del f/4 y no se utilizan vitaminas.

III.3.3.- CREMES.

Este laboratorio cuenta para la producción de microalgas, con un cuarto pequeño denominado área fría o cepario, un área iluminada para cultivos de 70 garrafones de 20 litros y 32 columnas de 300 litros; un solarío al interior con 6 tinas de 3.5 m³, 8 de 3 m³ y 1 de 14 m³; y una plataforma al exterior con 36 columnas de 300 litros, 11 tinas de 3.5 m³ y 2 de 6 m³, con una capacidad de producción total de microalgas de 66 m³ diarios.

Para la iluminación se tienen 10 lámparas para los cultivos de 1 y 5 litros, 36 lámparas para los cultivos de garrafones de 18 litros y 72 más para las 32 columnas de 300 litros, en este caso todas las lámparas utilizadas son de 75 watts.

Tiene dos áreas destinadas para los cultivos larvarios, el larvario I cuenta con 12 tanques rectangulares con una capacidad total de 420 m³. El larvario II cuenta con 6 tanques redondos con una capacidad de 475 m³.

La temperatura del cepario se mantiene con el uso de un aire acondicionado central de 60,000 BTU. En las otras dos áreas la temperatura depende del ambiente.

Para la aireación de los cultivos se cuenta con dos compresores de 2.5 H.P. El aire es filtrado con filtros dobles de algodón de 5 micras y a través de este sistema también se regula

el pH ya que se inyecta CO_2 cada 8 horas por 20 minutos, solamente hasta el nivel de columnas.

El agua utilizada proviene de un pozo con una salinidad promedio de 34 a 36 partes por mil, esta es filtrada a través de filtros de arena, de algodón de hasta $1 \mu\text{m}$, de carbón activado (todos los filtros son lavados con cloro una vez por semana), y esterilizada por rayos UV (cada mes es lavado con cloro, introducido por la tubería) hasta el nivel de columnas, en el caso de los tanques solo se clorina con $0.1 \text{ ml}\cdot\text{l}^{-1}$, y se procede al uso de tiosulfato para neutralizar el cloro residual. La limpieza diaria de todos los contenedores y materiales se realiza con ácido clorhídrico comercial diluido al 5 %.

III.3.3.1.- Actividades y rutinas del área de microalgas.

Las cepas se mantienen en medio de cultivo f/2, en tubos con tapón de rosca, con diluciones sencillas o seriadas según se requiera, que en periodos de producción se realizan cada 7 días y en periodos sanitarios se hacen cada 10 días. Al nivel de tanques se utilizan los medios f/4 y f/8, mientras que en los niveles inferiores se emplea el medio f/2. La línea de producción inicia con matraces de 250 ml, pasando por matraces de 1 litro, garrafones de 20 litros, columnas de 300 litros y finalmente a los tanques de diferentes capacidades, el tiempo de duración de cada etapa es de tres días exceptuando el volumen final que es de 2 días, con un tiempo total de 11 días.

III.4.- Evaluación de la producción de microalgas.

Las estrategias de muestreo fueron dos, la de seguimiento, que consiste en llevar a cabo muestreos diarios desde el inóculo hasta la cosecha de los cultivos masivos en los últimos dos niveles, con al menos dos cultivos al mes para cada nivel. Para la estrategia de no seguimiento se llevaron a cabo tres muestreos por mes, determinando la concentración celular, calidad y cantidad de la biomasa, por lo cual se escogieron diariamente al azar tres cultivos destinados a ser suministrados como alimento a las larvas de camarón.

Se tomaron muestras para el conteo celular directo al microscopio, las cuales se fijaron con aproximadamente 2 gotas de lugol, para determinar la concentración celular. Para la determinación de biomasa se filtraron entre 100 y 300 ml de muestra. Para los componentes

químicos se filtraron entre 10 y 50 ml para proteínas y carbohidratos, entre 50 y 100 ml para lípidos y entre 1.5 y 2 litros para ácidos grasos, haciendo todas las determinaciones por triplicado. Se emplearon filtros de 25 y 47 mm de diámetro, las muestras se filtraron utilizando un equipo de filtración en vacío.

III.5.- Intensidad luminosa, pH y temperatura en los cultivos.

La intensidad de luz incidente en los cultivos de microalgas al interior y al exterior en cada uno de los laboratorios se midió en lux, utilizando un medidor de luz Fisher Scientific, para la medición de pH se utilizó un pHmetro portátil marca waterproof pHtestr 1, el cual fue calibrado con soluciones amortiguadoras con pH de 7.0 y 10.0. La temperatura fue medida con un termómetro convencional.

III.6.- Determinación de la biomasa.

III.6.1.- Conteo celular.

La producción de los cultivos de microalgas se expresan rutinariamente en términos de número de células presentes en un mililitro de cultivo, que se evalúa mediante conteo celular directo al microscopio. En este caso se utilizó un hematocitómetro de 0.1 mm de profundidad equipado con rejilla de Neubauer (López-Elías *et al.*, 1995).

III.6.2.- Peso seco total y orgánico.

Los filtros Whatman GFC de 47 mm de diámetro, al inicio se calibraron individualmente, para lo cual se lavaron con agua destilada para eliminar los residuos de fibra de vidrio y se secaron a 85 °C en una estufa durante 8 horas, con el fin de eliminar residuos de humedad. Por último se pesaron por triplicado, registrando su peso inicial.

Durante los muestreos se filtraron tres alícuotas de cada cultivo a través de los filtros de fibra de vidrio, lavando los filtros con formiato de amonio a 36 ‰ antes y después de filtrar para eliminar el exceso de sales. Después del filtrado, los filtros se colocaron en la estufa a 75 °C de 6 a 8 horas y finalmente se pesaron en una balanza analítica para determinar el peso seco del filtro y de la muestra, y calcular con el resultado la biomasa total por cada litro de cultivo.

Una vez registrado el peso seco total, se determinó la cantidad de sustancia inorgánica presente en la muestra con el método de incineración en una mufla a 500 °C por 12 horas (Sorokin, 1973). Este valor se utilizó posteriormente para calcular el contenido orgánico de la biomasa, empleando la formula: $\text{Materia Orgánica (g/l)} = \text{Peso seco} - \text{Cenizas}$.

III.7.- Composición química.

III.7.1.- Proteínas.

Se llevó a cabo una extracción con hidróxido de sodio 0.1 N calentando la muestra a 100 °C por 10 minutos, empleando la metodología de Lowry *et al.* (1951) descrita por Malara y Charra (1972^a). La cuantificación se realizó utilizando albúmina de bovino como estándar y la lectura de absorbancia se realizó a 700 nm.

La metodología de Lowry es una de las técnicas espectrofotométricas de uso más común para la determinación de proteínas en las microalgas, las cuales se relacionan con iones de cobre en una solución alcalina, ocasionando la reacción del reactivo de Folin-Ciocalteu con los residuos de tirosina y triptófano y en menor medida por cistina, cisteína e histidina (Peterson, 1979).

III.7.2.- Carbohidratos.

Se realizó una extracción utilizando ácido sulfúrico como solvente, calentando la muestra a 100 °C por 10 minutos. La determinación fue por el método de Dubois *et al.* (1956) modificado por Malara y Charra (1972^b) usando glucosa como estándar.

Mediante esta técnica, se utiliza un oxidante fuerte como el fenol, con el fin de transformar las pentosas y hexosas en furfural y en 5-hidroximetilfurfural, para que a continuación se combinen con un ácido mineral fuerte formando un complejo cromofórico que se puede leer a una densidad óptica de 485 nm (Malara y Charra, 1972^b).

III.7.3.- Lípidos.

Se realizó la extracción por medio del método de Bligh y Dyer (1959), para lo cual se utiliza una mezcla de cloroformo-metanol-agua, para posteriormente cuantificar por el método de Pande *et al.* (1963), usando tripalmitina como estándar.

Este método se basa en la reacción de la fracción lipídica con una solución de dicromato de potasio disuelto en ácido sulfúrico concentrado que provoca la oxidación de los lípidos dando una coloración oscura. La solución se diluye con agua destilada para obtener una coloración anaranjada, la cual se lee a 590 nm (Pande *et al.*, 1963).

III.7.4.- Ácidos grasos.

Se realizó la extracción de lípidos de las muestras por el método de Bligh y Dyer (1959). Posteriormente se eliminaron los solventes en un rotavapor al vacío a 45 °C entre 10 y 20 minutos, según la cantidad de muestra extraída.

La composición de ácidos grasos de las muestras fue determinada después de una metil-esterificación realizada de acuerdo al método oficial (AOCS Ce 2-66) para los ácidos grasos (AOCS, 1993). Los metil ésteres de ácidos grasos fueron identificados y cuantificados por cromatografía de gas líquido, empleando una columna capilar de sílica de 0.25 mm i.d x 30 metros. La temperatura utilizada fue la siguiente: 205 °C (5 min.) y 205 – 240 (4 °C·min⁻¹). El inyector y el detector de ionización de flama fueron programados a 250 y 260 °C, respectivamente. El nitrógeno fue utilizado como gas acarreador con un flujo de 20 cm·min⁻¹. La determinación del tiempo de retención y las áreas pico se realizó por medio de una computadora integrada. La identificación cualitativa fue realizada por comparación de tiempos de retención de estándares PUFA-Fuente marina (Supelco Inc., Bellefonte, P.A.). La cuantificación se realizó, usando al ácido graso C 17:0 como estándar interno (Vazhappilly y Chen, 1998).

III.8.- Tratamiento estadístico.

En esta investigación se evaluaron las rutinas en dos ciclos de producción además de la variabilidad en el interior del laboratorio y al exterior en condiciones ambientales, por lo cual se utilizaron estadísticos descriptivos de tendencia central y dispersión como lo son la media, mediana y desviación estándar, ya que de esta forma se analiza la amplitud de la variabilidad de los datos generados, además de los valores promedios que se registraron por muestreo. También se aplicaron análisis de varianza y correlación para determinar posibles diferencias entre laboratorios así como para investigar el grado de relación entre las variables estudiadas.

En caso de no cumplirse con las suposiciones de los métodos estadísticos paramétricos se utilizó uno no paramétrico (Zar, 1984).

Los datos fueron procesados utilizando el paquete estadístico STATISTICA versión 5.5 para windows.

IV.- RESULTADOS

IV.1.- Parámetros físicos y químicos.

IV.1.1.- Iluminación.

En los cultivos al exterior en Acualarvas la intensidad luminosa fluctuó de 70 a 100 klux, encontrándose en marzo la variación menor. En mayo y junio las medianas fueron 75 y 72 klux, respectivamente. Por otro lado en abril y mayo se presentó la variación más alta, de 75 a 100 klux en abril y de 75 a 87 klux en mayo (Figura 1).

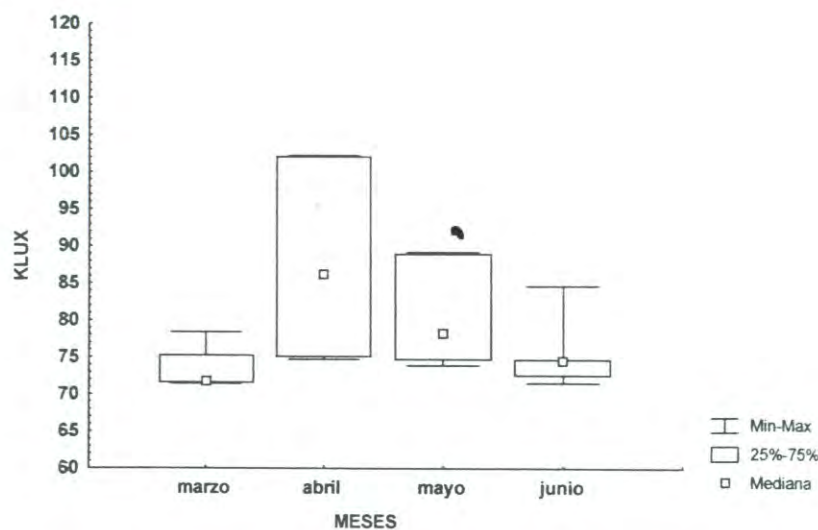
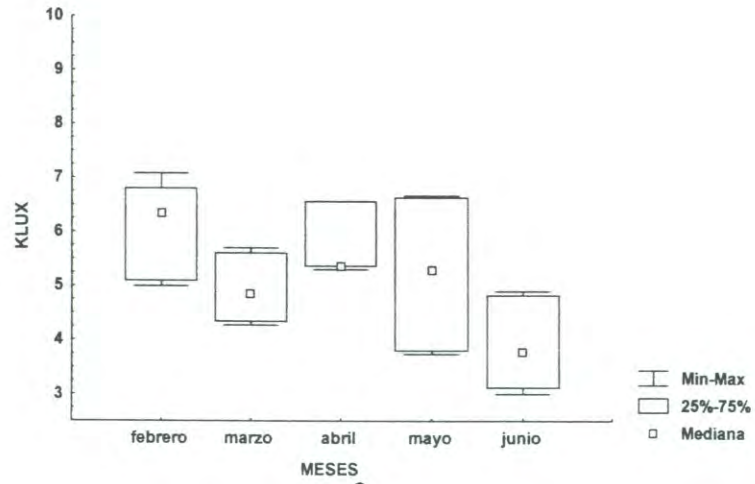


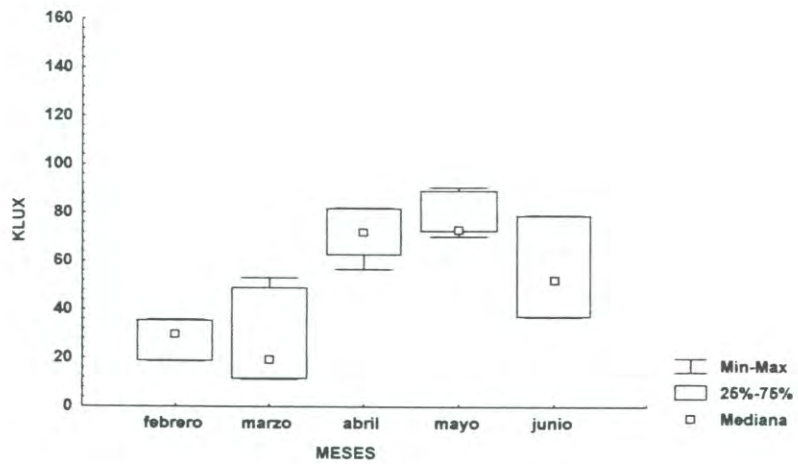
Figura 1 .- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de la intensidad luminosa al exterior de los cultivos de microalgas en el laboratorio de Acualarvas.

En los cultivos al interior en Camarón Dorado la intensidad se mantuvo en un intervalo entre 3 y 7 klux, con tendencia a disminuir conforme avanzaba el ciclo de producción. En febrero se registro una mediana de 6.2 klux y en junio de 3.7 klux. De marzo a mayo se mantuvieron las medianas entre 4.7 y 5.4 klux (Figura 2a). En los cultivos al exterior en las pilas de 2.5 m² se encontró que en los primeros dos meses su mediana estuvo entre 20 y 30 klux, aumentando paulatinamente de abril a junio con medianas entre 55 y 70 klux (Figura 2b).

a)

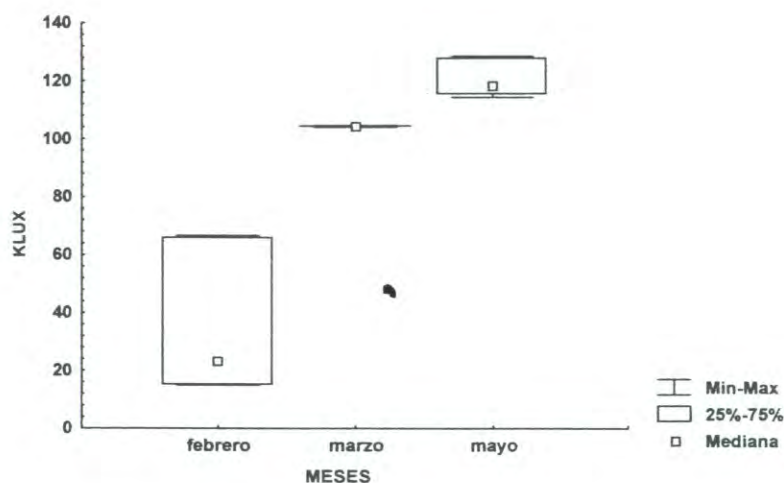


b)



La intensidad de iluminación al exterior del CREMES presentó grandes fluctuaciones en el transcurso de todo el ciclo de cultivo con valores entre 20 y 125 klux, con medianas de 25 klux en febrero, 105 klux en marzo y de 118 klux en mayo (Figura. 3a). En los cultivos en el solarío la intensidad de luz durante el ciclo de producción fue baja, con una mediana de 10 klux en febrero, mientras que en marzo y abril las medianas alcanzaron valores apenas por encima de los 30 klux (Figura. 3b).

a)



b)

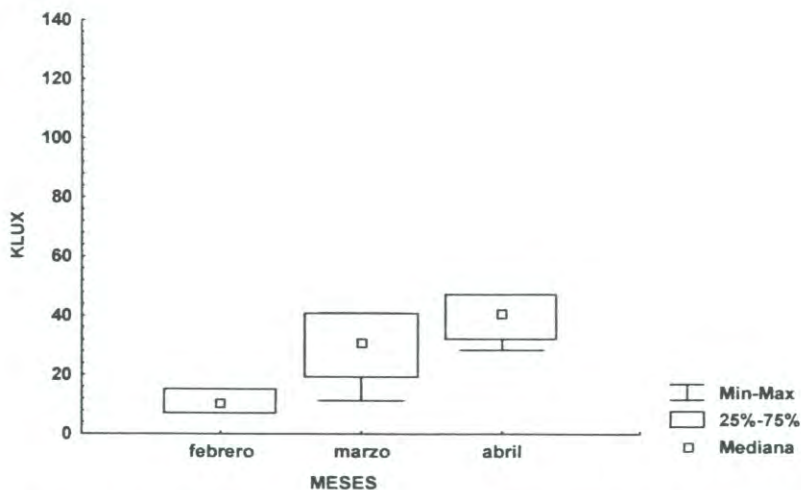


Figura 3 .- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de la intensidad luminosa al exterior (a) y del solarío (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES.

IV.1.2.- pH.

En Acualarvas el pH registrado fluctuó durante el ciclo de producción, con medianas desde 7.9 hasta 9.9, aunque en los primeros dos meses se mantuvo entre 8 y 8.4 (Figura 4).

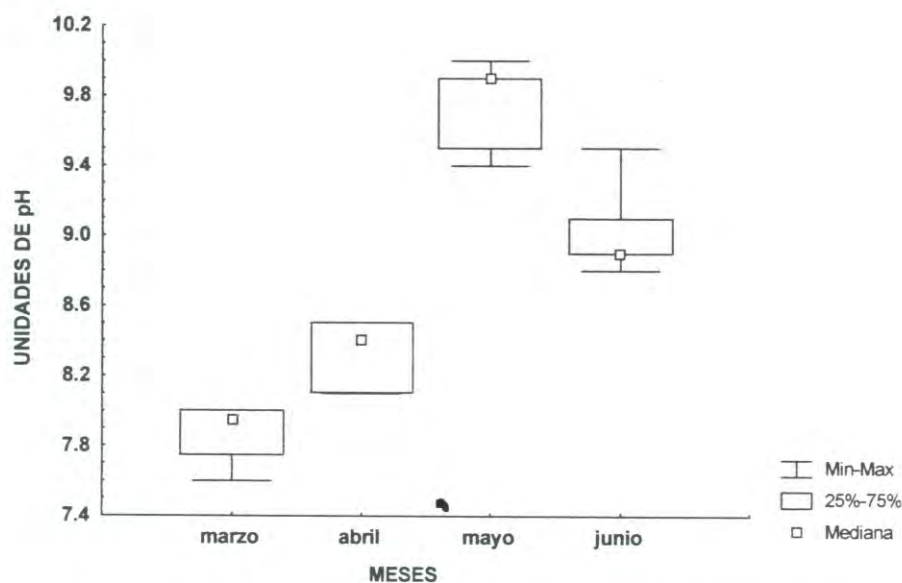
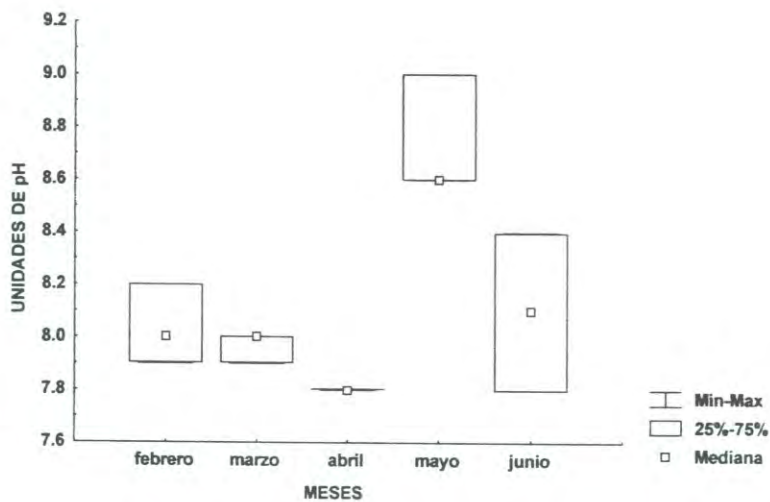


Figura 4.-Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al exterior de los cultivos de microalgas en el laboratorio de Acualarvas.

En Camarón Dorado al interior el pH en los cultivos se mantuvo controlado durante todo el ciclo de producción a excepción de mayo, fluctuando de 8.6 a 9.1 con una mediana de 8.6. Finalmente en el mes de junio se apreció que el 50 % de los datos estuvieron entre 7.8 y 8.4 (Figura 5a). Al exterior del Camarón Dorado durante los primeros tres meses de muestreo, el pH se mantuvo con medianas de 8.1, 8.0 y 7.9 respectivamente, y en los últimos dos meses varió de 8.5 a 9.2 en mayo y de 8.5 a 9.1 en junio (Figura 5b).

El pH de los cultivos al exterior del CREMES se mantuvo entre 8.6 y 8.8 en febrero, entre 9.4 y 9.5 para marzo, y de 9.7 a 10.1 en mayo, con una mediana de 10.0 (Figura 6a). En el solarío el pH varió entre los meses muestreados, con medianas de 8.8 en febrero, 8.3 en marzo, sólo que en este último la fluctuación fue mayor (8.2 a 9.2) (figura 6b).

a)



b)

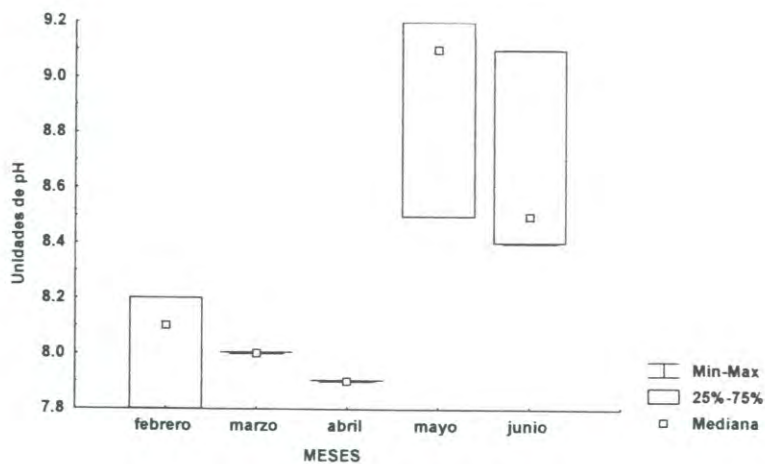


Figura 5.- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al interior (a) y al exterior (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del Camarón Dorado.

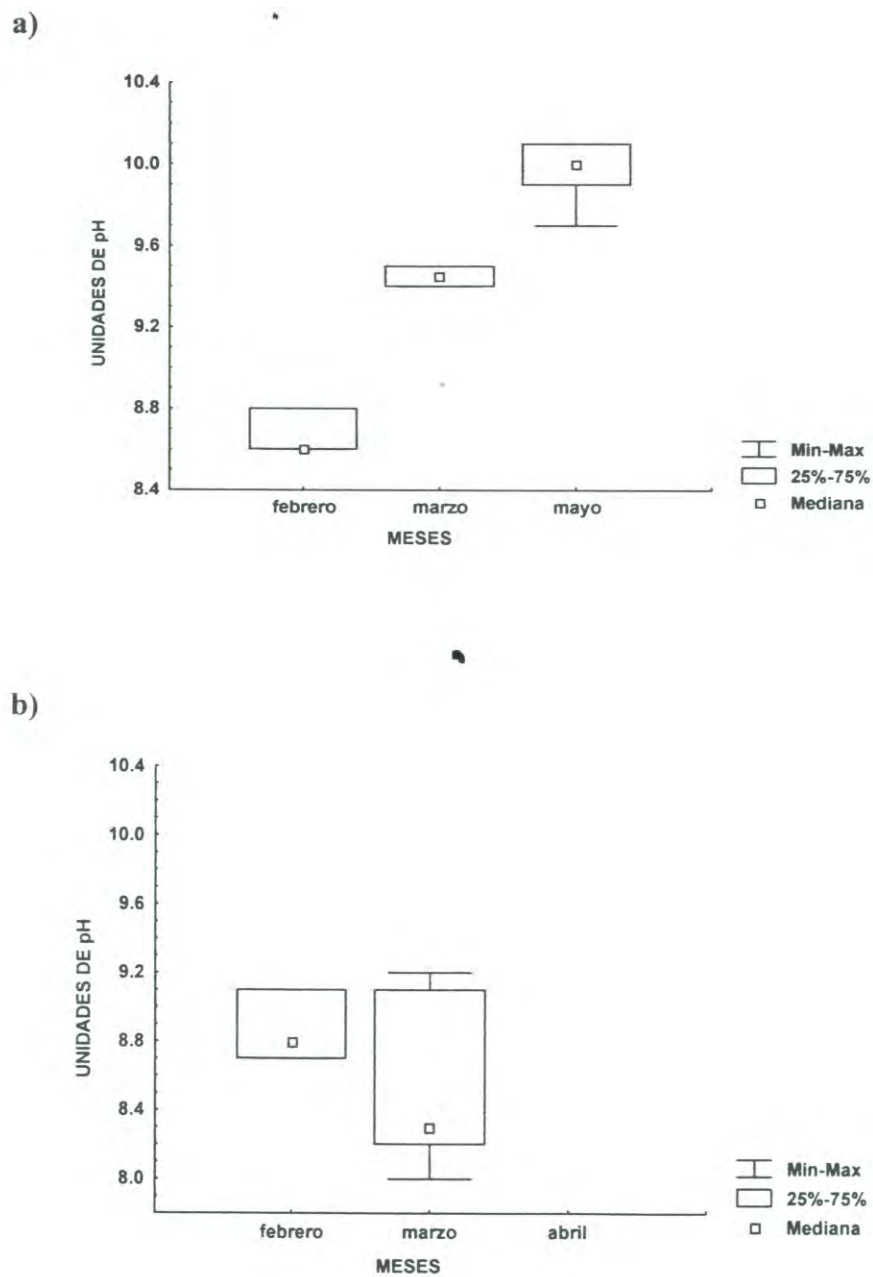


Figura 6.- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de los pH al exterior (a) y del solarío (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES.

IV.1.3.- Temperatura.

En el laboratorio de Acuálarvas la temperatura de los cultivos fue aumentando paulatinamente conforme pasaban los meses de cultivo, siendo las medianas desde 21.5 °C en marzo hasta 30 °C en junio (figura 7).

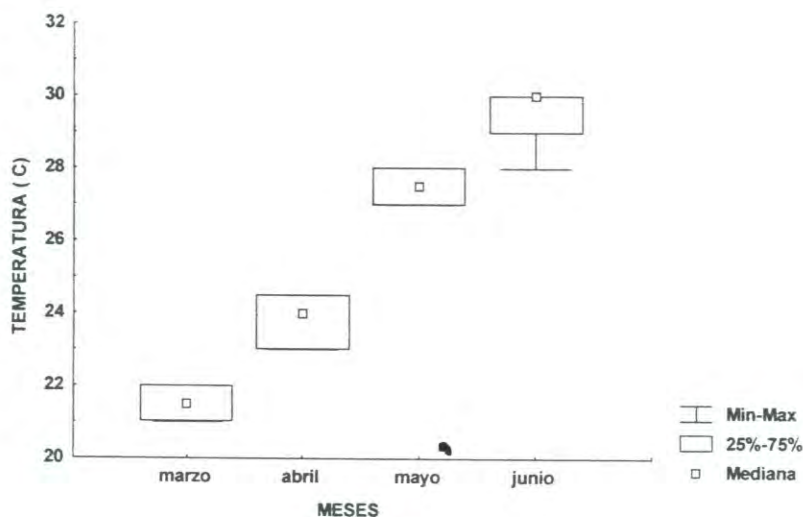
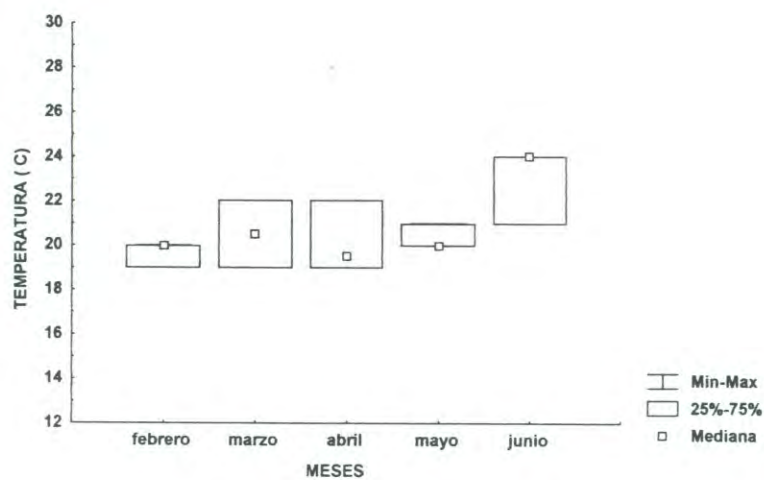


Figura 7.- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al exterior de los cultivos de microalgas del laboratorio de Acuálarvas.

En los cultivos al interior del Camarón Dorado la temperatura fluctuó entre 19 y 24 °C, con los valores más altos en junio. Los meses en los cuales se detectaron las menores variaciones fue en febrero, fluctuando de 19 a 20 °C, y en mayo de 20 a 21 °C (Figura 8a). En el exterior la temperatura de los cultivos mostró una tendencia similar al laboratorio Acuálarvas en donde se registró una mediana de 13 °C en febrero, en marzo de 18 °C, abril de 23 °C, en mayo de 27 °C y en junio de 29 °C. Cabe aclarar que durante este ciclo de producción no se utilizó la malla sombra (Figura 8b).

a)



b)

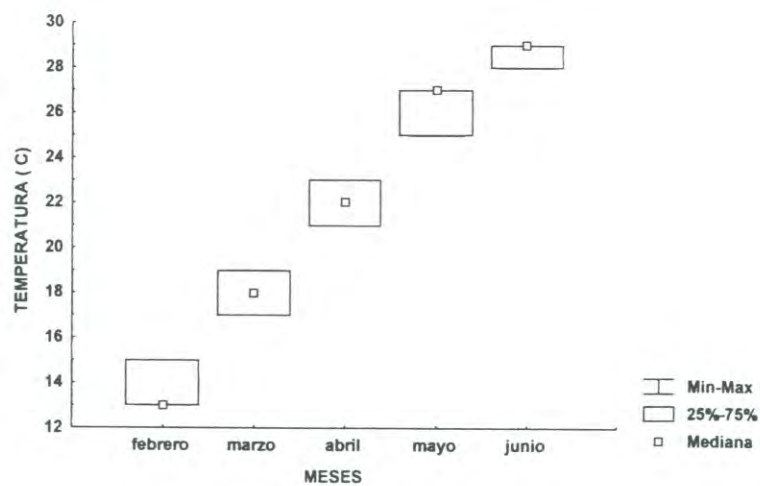
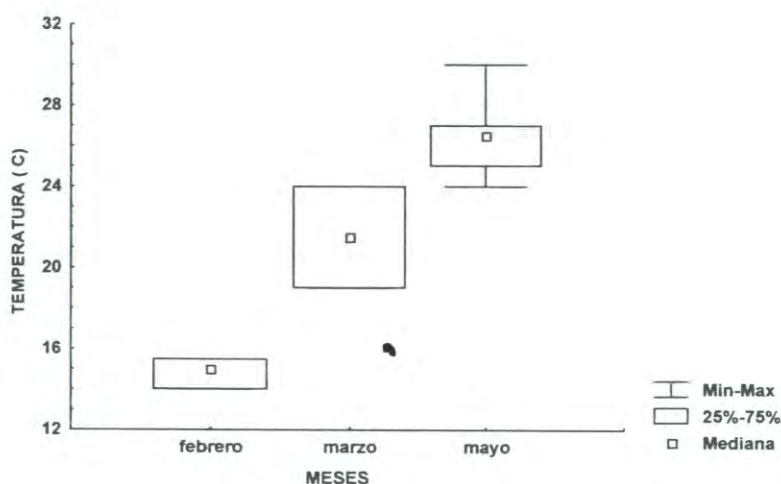


Figura 8.- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al interior (a) y al exterior (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del Camarón Dorado.

En los cultivos al exterior del CREMES la temperatura fue en ascenso presentando los valores menores en el mes de febrero con una mediana de 15 °C, mientras que los valores mayores se registraron en mayo con una mediana de 27 °C, en el mes de marzo la temperatura presentó una mediana de 21.5 °C (Figura 9a). En el solarío los valores se mantuvieron durante los dos primeros meses con medianas de 20.5 °C en ambos casos, aunque en marzo se registró una amplia variación de la temperatura. En abril la mediana fue de 23 °C (Figura 9b).

a)



b)

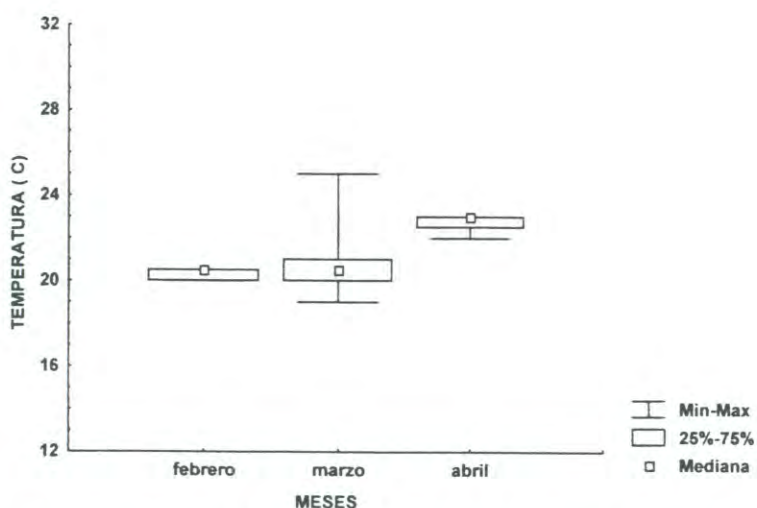


Figura 9 .- Medianas, centiles (cajas) y valores extremos (bigotes) de las temperaturas al exterior (a) y del solarío (b) de los cultivos de microalgas del laboratorio del CREMES.

IV.2.- Seguimiento de los cultivos masivos de microalgas

En virtud que la especie utilizada como alimento vivo para el cultivo de larvas de camarón fue *Chaetoceros muelleri*, los resultados descritos son enfocados a esta especie. Las otras especies cultivadas fueron crecidas irregularmente y generalmente alcanzaron densidades celulares bajas, por lo que su uso es limitado.

IV.2.1.- Acualarvas.

IV.2.1.1.- Crecimiento en columnas de 400 litros.

En general se apreció que la cantidad de inóculo aplicado al nivel de columnas varió de 0.184 a 0.253×10^6 cél.ml⁻¹ a excepción del muestreo de marzo, que fue de 0.722×10^6 cél.ml⁻¹. En este primer muestreo, como en todos los demás, se apreció que a las 24 horas se alcanza una densidad celular adecuada como inóculo para el último nivel, fluctuando desde 1.19 a 1.80×10^6 cél.ml⁻¹. Al momento de la cosecha se obtuvo un mínimo de 2.06×10^6 cél.ml⁻¹. Se apreció una tendencia a aumentar la concentración celular con respecto al tiempo al momento de la cosecha, de 2.06 hasta 3.12×10^6 cél.ml⁻¹ (Figura 10).

En cuanto a la tasa de crecimiento de los cultivos los valores más altos fueron registrados a las 24 horas encontrándose entre 2.33 y 3.29 divisiones.día⁻¹, a excepción del mes de marzo que fue de 1.29 divisiones.día⁻¹ y al momento de la cosecha a las 48 horas la tasa de crecimiento oscilo entre 0.92 y 1.27 divisiones.día⁻¹, aunque en marzo, sucedió lo mismo que a las 24 horas, la tasa fue baja con 0.22 divisiones.día⁻¹, debido a que la cantidad de inóculo fue alta.

IV.2.1.2.- Crecimiento en pilas.

En el último nivel de cultivo, en pilas de 4 m³ se registraron inóculos altos, con concentraciones celulares entre 0.405 y 0.727×10^6 cél.ml⁻¹ llegando al momento de la cosecha que fue entre las 24 y 48 horas, a densidades desde 1.31 hasta 2.29×10^6 cél.ml⁻¹, no se apreció una tendencia definida (figura 11).

La tasa de crecimiento mayor se encontró a las 24 horas, los valores variaron de 1.81 a 1.91 divisiones.día⁻¹ a excepción del mes de marzo cuyo valor fue de 0.81 divisiones.día⁻¹. A

las 48 horas en marzo y mayo la tasa de crecimiento fluctuó de 0.13 y 0.20 divisiones·día⁻¹ respectivamente, en los meses de abril y junio los cultivos sólo duraron 24 horas.

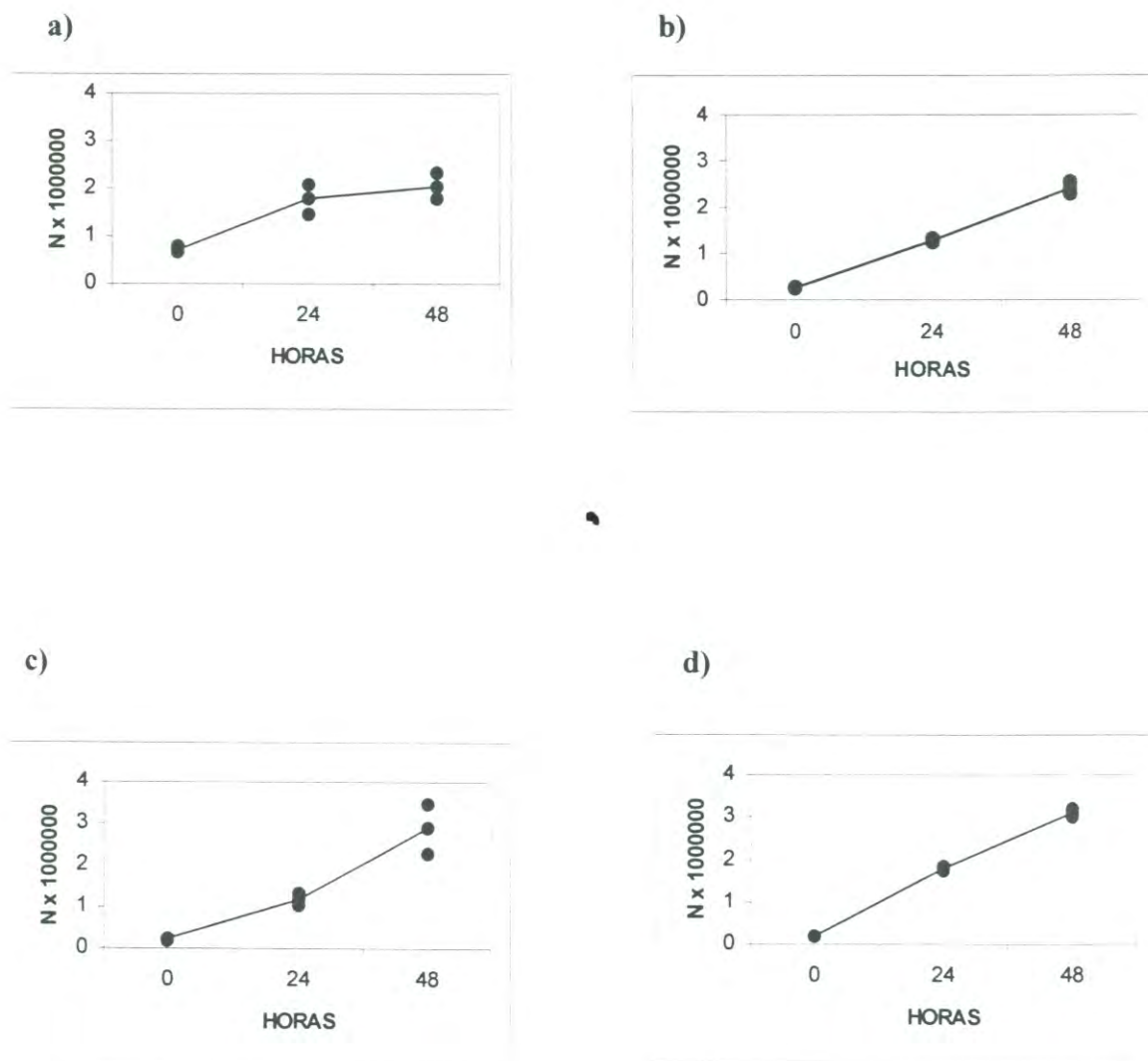


Figura 10.- Densidad celular ($N \times 10^6$ cel.ml⁻¹) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (marzo (a), abril (b), mayo (c) y junio (d)) a nivel de columnas del laboratorio Acualarvas.

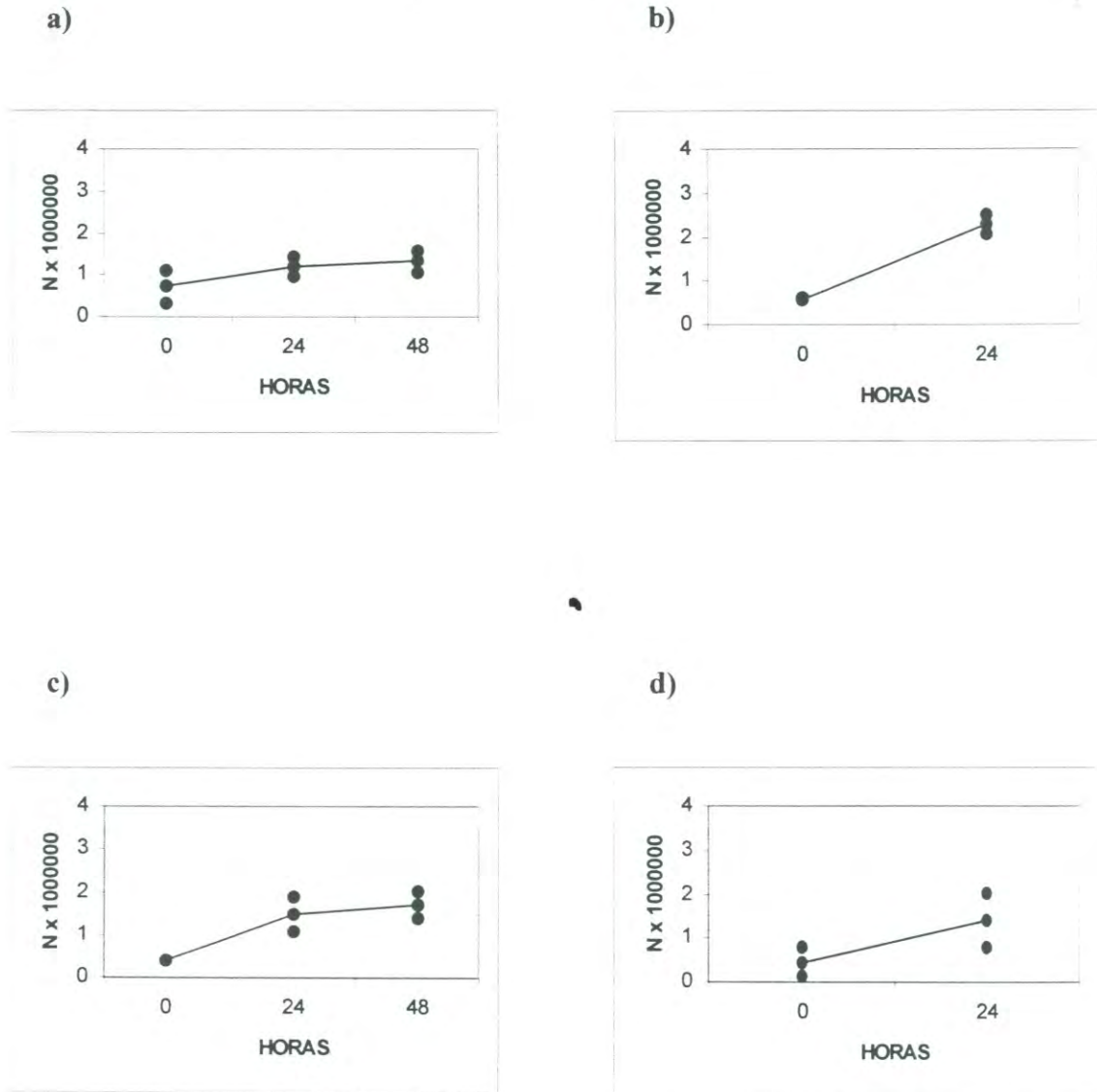


Figura 11.- Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (marzo (a), abril (b), mayo (c) y junio (d)) a nivel de pilas del laboratorio Acualarvas.

IV.2.2.- Camarón Dorado.

IV.2.2.1.- Crecimiento en columnas.

Los cultivos se iniciaron con densidades promedio de 0.153 a 0.224×10^6 cél. ml^{-1} , alcanzando a las 24 horas niveles de 0.337 a 0.487×10^6 cél. ml^{-1} , a las 48 horas los cultivos alcanzaron valores de 0.517 a 0.756×10^6 cél. ml^{-1} a excepción del mes de junio en el cual el cultivo entró a la fase de muerte teniendo una densidad de 0.20×10^6 cél. ml^{-1} . Al momento de la cosecha los cultivos a las 72 horas se encontraron entre 0.791 y 1.191×10^6 cél. ml^{-1} , con la máxima densidad en marzo y la menor en febrero (Figura 12).

La mayor tasa de crecimiento se encontró a las 24 horas, en donde los valores promedio variaron de 1.02 a 1.36 divisiones. día^{-1} , a las 48 horas los valores se encontraron entre 0.51 y 0.68 divisiones. día^{-1} a excepción del mes de junio cuyo cultivo entró a la fase de muerte con una tasa de -0.92 divisiones. día^{-1} . A las 72 horas la tasa varió desde 0.23 hasta 0.79 divisiones. día^{-1} .

IV.2.2.2.- Crecimiento en pilas.

Al nivel de pilas la densidad promedio inicial varió de 0.136 a 0.470×10^6 cél. ml^{-1} a excepción de febrero en el cual la densidad del inóculo fue de 0.024×10^6 cel. ml^{-1} . A las 24 horas la densidad celular de los cultivos se mantuvo entre 0.214 a 0.406×10^6 cél. ml^{-1} exceptuando el mes de mayo en el cual la densidad celular promedio fue de 0.820×10^6 cél. ml^{-1} . Al momento de la cosecha, a las 48 ó 72 horas, la densidad varió de 0.725 hasta 1.183×10^6 cél. ml^{-1} a excepción de los meses de mayo y junio en los cuales los cultivos entraron en las fases estacionaria y de muerte con densidades de 0.275 y 0.681×10^6 cél. ml^{-1} respectivamente, en el mes de junio sólo se muestreo un cultivo por lo que no se obtuvieron suficientes datos para realizar una gráfica. (Figura 13).

La mayor tasa de crecimiento se encontró a las 24 y 48 horas dependiendo del mes de cultivo, a las 24 horas los valores variaron de 0.77 a 1.03 divisiones. día^{-1} , a excepción de febrero con 3.47 divisiones. día^{-1} debido a que el inóculo fue pequeño. A las 48 horas los valores se encontraron entre 0.74 y 1.51 divisiones. día^{-1} a excepción de mayo, en el cual los cultivos estaban en la fase de muerte con una tasa de -0.22 divisiones. día^{-1} debido a que el

inóculo fue elevado y por último los cultivos que llegaron a las 72 horas fueron los de los meses de febrero y marzo con tasas de 0.65 y 0.49 divisiones·día⁻¹, respectivamente.

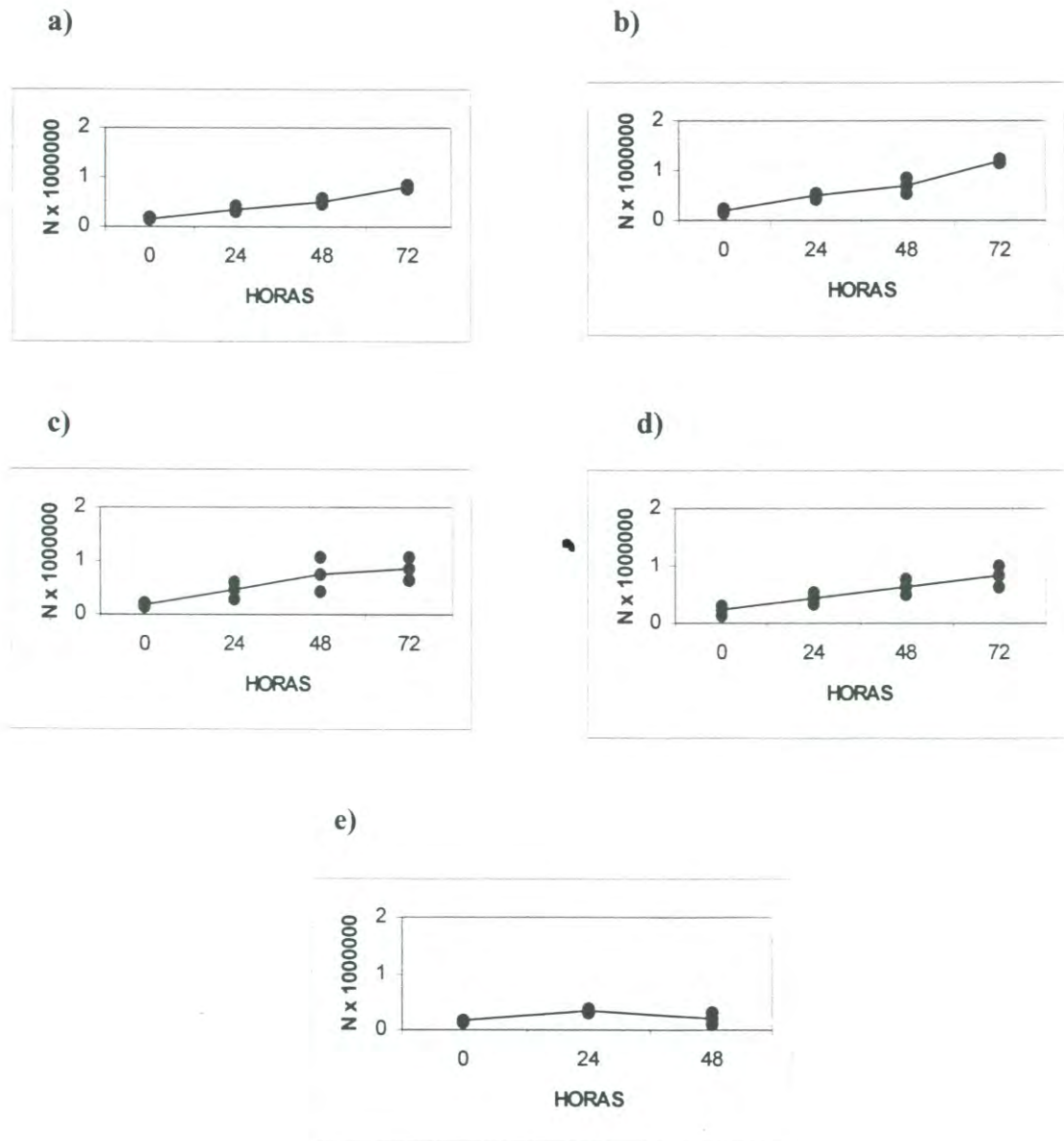
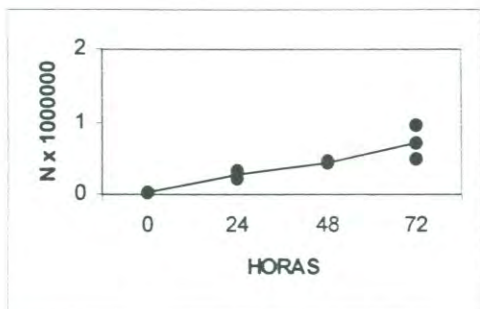
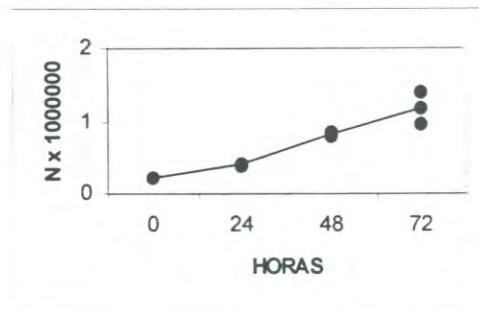


Figura 12.- Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel. ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (febrero (a), marzo (b), abril (c), mayo (d) y junio (e)) al nivel de columnas del laboratorio Camarón Dorado

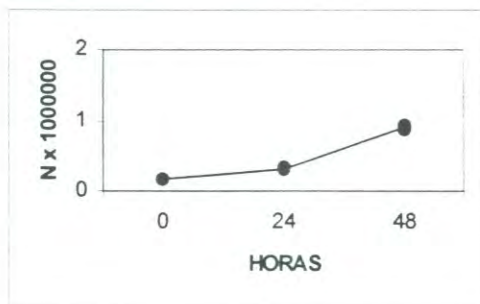
a)



b)



c)



d)

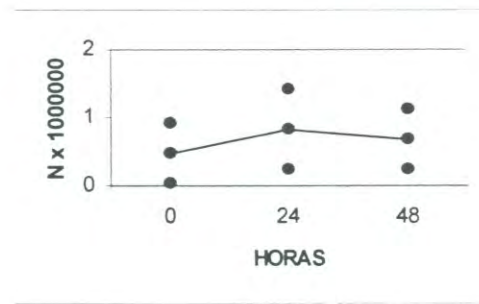


Figura 13.- Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel. ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante todo el ciclo de producción (febrero (a), marzo (b), abril (c) y mayo (d)) al nivel de pilas del laboratorio Camarón Dorado.

IV.2.3.- CREMES.

IV.2.3.1.- Crecimiento de las columnas al interior.

En el caso de este laboratorio sólo se tuvo la oportunidad de muestrear el mes de febrero en el cual los cultivos fueron inoculados con densidades promedio de 0.095×10^6 cel.ml⁻¹, alcanzando a las 24 horas valores de 0.352×10^6 cel.ml⁻¹, cosechándose a las 48 horas y registrándose en los cultivos niveles de 0.799×10^6 cel.ml⁻¹ (Figura 14).

La mayor tasa de crecimiento se encontró a las 24 horas, con un valor promedio de 1.89 divisiones.día⁻¹, y a las 48 horas fue de 1.17 divisiones.día⁻¹.

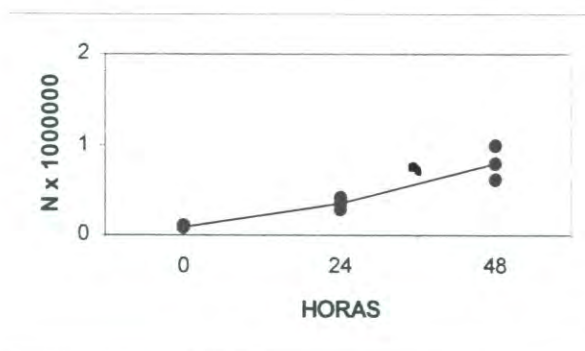


Figura 14.- Densidad celular ($N \times 10^6$ cel.ml⁻¹) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero de las columnas al interior del laboratorio CREMES.

IV.2.3.2.- Crecimiento de las columnas al exterior.

En estas columnas en el mes de febrero los cultivos se inocularon con 0.178×10^6 cél.ml⁻¹, llegando a las 24 horas a 0.360×10^6 cél.ml⁻¹, para concluir a las 48 horas con una densidad promedio de 1.103×10^6 cél.ml⁻¹ (Figura 15).

La mayor tasa de crecimiento se encontró a las 48 horas con 1.60 divisiones.día⁻¹, mientras que a las 24 horas fue de 1.02.

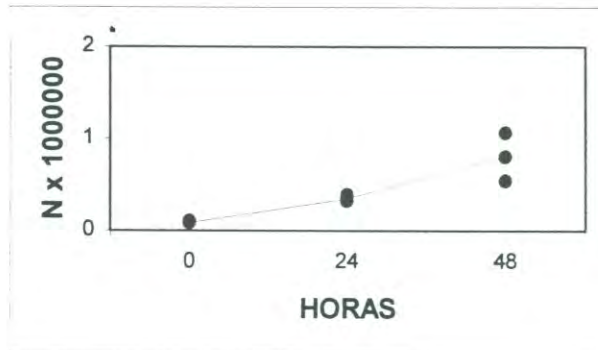


Figura 15.- Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero de las columnas al exterior del laboratorio CREMES.

IV.2.3.3.- Crecimiento de las pilas en el solarío.

En el nivel de pilas los cultivos en el único mes de muestreo fueron inoculados con $0.119 \times 10^6 \text{ cél}\cdot\text{ml}^{-1}$, a las 24 horas los cultivos alcanzaron densidades promedio de $0.193 \times 10^6 \text{ cél}\cdot\text{ml}^{-1}$, finalizando a las 48 horas con una densidad de $0.572 \times 10^6 \text{ cél}\cdot\text{ml}^{-1}$ (Figura 16). Consecuentemente la tasa de crecimiento mayor fue registrada a las 48 horas, con $1.56 \text{ divisiones}\cdot\text{día}^{-1}$, y a las 24 horas fue de 0.71 .

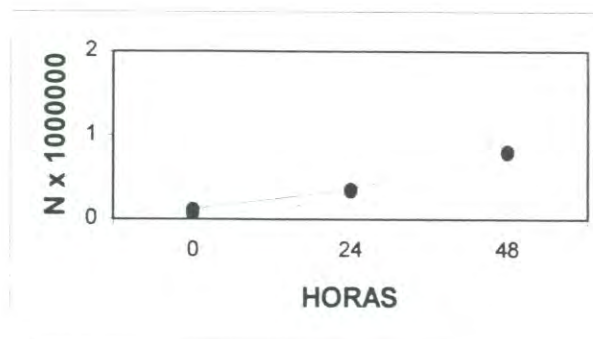


Figura 16.- Densidad celular ($N \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$) de los cultivos de microalgas durante el mes de febrero en las pilas del solarío del laboratorio CREMES.

IV.3.- Densidad celular y producción de la biomasa al momento de la cosecha

IV.3.1.- Acualarvas'

La densidad alcanzada al momento de la cosecha de los cultivos utilizados para alimentar las larvas de camarón variaron de 1.91 hasta 2.38×10^6 cel.ml⁻¹, y disminuyeron en el último muestreo a 1.56×10^6 cel.ml⁻¹. El promedio de la densidad celular alcanzada durante todo el ciclo fue de 1.94×10^6 cel.ml⁻¹ (Tabla I).

La biomasa como peso seco orgánico total (PSO) presentó un rango de variación de 42.73 a 70.66 µg.ml⁻¹. El promedio en el ciclo fue 58 ± 19 µg.ml⁻¹ (Tabla I).

IV.3.2.- Camarón Dorado

Las densidades celulares al momento de la cosecha en las columnas de 300 litros y que son utilizadas como inóculo para las pilas al exterior se mantuvieron en un intervalo de entre 0.79 y 1.19×10^6 cel.ml⁻¹ con una disminución notoria en el último muestreo, con un promedio de 0.49×10^6 cel.ml⁻¹ (Tabla II).

En condiciones al exterior del mismo laboratorio las densidades variaron de 0.53×10^6 cel.ml⁻¹ a 1.17×10^6 cel.ml⁻¹, presentándose la densidad menor en junio (Tabla III).

El peso seco orgánico al interior de este laboratorio fue muy homogéneo, entre 31.84 y 38.06 µg.ml⁻¹, siendo en mayo cuando se presentó una mayor variación con un coeficiente de 31.28 % (Tabla II).

El peso seco orgánico registrado al exterior durante el periodo de muestreo varió desde 24.13 hasta 39.29 µg.ml⁻¹, con el valor mayor en junio, así como el mayor coeficiente de variación con 28.27 % (Tabla III).

IV.3.3.- CREMES

Al exterior del laboratorio CREMES las densidades al momento de la cosecha de los cultivos variaron entre 1.11 y 1.62×10^6 cel.ml⁻¹. En el mes de abril no se llevaron a cabo cultivos en esta área (Tabla IV).

En el área de el solarío las densidades fueron muy similares durante todo el ciclo y fluctuaron entre 1.03 y $1.40 \times 10^6 \text{ cel}\cdot\text{ml}^{-1}$. La concentración celular mayor fue en febrero y la menor en abril. En esta área no se llevaron a cabo cultivos en el mes de mayo (Tabla V).

El peso seco orgánico al exterior del laboratorio presentó valores muy diferentes ya que fueron desde 35.30 hasta $68.11 \mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ (Tabla IV).

En el contenido de peso seco orgánico en el solarío los valores variaron desde 46.35 hasta $63.44 \mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$ (Tabla V).

Tabla I .- Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el laboratorio Acualarvas.

Mes	No. de cel.ml⁻¹ x 10⁶	PSO (μg.ml⁻¹)
Marzo	1.91 (0.76)	68.73 (24.12)
Abril	2.38 (0.24)	46.85 (8.75)
Mayo	2.28 (0.89)	70.66 (8.96)
Junio	1.56 (0.48)	42.73 (6.49)
Total	1.94 (0.77)	57.79 (18.51)

Tabla II .- Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados al interior del laboratorio Camarón Dorado.

Mes	No. de cel.ml⁻¹ x 10⁶	PSO (μg.ml⁻¹)
Febrero	0.79 (.05)	35.85 (3.14)
Marzo	1.19 (0.29)	38.06 (4.09)
Abril	0.85 (0.19)	31.84 (8.01)
Mayo	0.82 (0.16)	33.75 (10.56)
Junio	0.49 (0.16)	36.39 (6.43)
Total	0.83 (0.26)	35.06 (7.00)

Tabla III .- Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados al exterior del laboratorio Camarón Dorado.

Mes	No. de cel.ml⁻¹ x 10⁶	PSO (μg.ml⁻¹)
Febrero	0.74 (0.15)	24.74 (3.80)
Marzo	1.17 (0.17)	33.71 (4.13)
Abril	0.91 (0.07)	31.26 (1.43)
Mayo	0.60 (0.33)	24.13 (8.04)
Junio	0.53 (0.39)	39.29 (11.11)
Total	0.79 (0.22)	30.56 (8.57)

Tabla IV .- Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el exterior del laboratorio CREMES.

Mes	No. de cel. \cdot ml ⁻¹ x 10 ⁶	PSO (μ g. \cdot ml ⁻¹)
Febrero	1.21 (0.24)	35.30 (5.67)
Marzo	1.62 (0.25)	68.11 (13.23)
Abril		
Mayo	1.11 (0.18)	65.14 (4.63)
Total	1.24 (0.27)	58.02 (15.34)

Tabla V.- Densidad celular y peso seco orgánico (PSO) promedio y desviación estándar entre paréntesis registrados en el solarío del laboratorio CREMES.

Mes	No. de cel/ml x 10 ⁶	PSO (μ g. \cdot ml ⁻¹)
Febrero	1.40 (0.31)	50.47 (3.87)
Marzo	1.30 (0.21)	63.44 (7.56)
Abril	1.03 (0.09)	46.35 (5.32)
Mayo		
Total	1.25 (0.25)	55.78 (10.03)

IV.4.- Calidad de la biomasa

IV.4.1.- Acualarvas.

El peso orgánico unitario varió de 19.59 a 41.76 pg.cél⁻¹ (Tabla VI). Mientras que el contenido promedio de proteínas en Acualarvas entre los meses de muestreo varió de 55.17 a 71.88 % (Tabla VI).

En el contenido de carbohidratos este laboratorio mostró valores entre 7.98 y 26.28 %, presentando marzo un coeficiente de variación de 58.6 % (Tabla VI).

En cuanto a lípidos, su contenido varió de 2.41 a 17.05 % (Tabla VI).

IV.4.2.- Camarón Dorado.

El peso orgánico unitario al interior registro valores diferentes. El valor mayor fue en junio con 77.64 pg.cél⁻¹ y en marzo fue el menor, con 32.05 pg.cél⁻¹ (Tabla VII).

En cuanto al peso orgánico unitario al exterior de este laboratorio registró valores que van desde 28.93 hasta 44.41 pg.cél⁻¹, a excepción de junio, con 111.32 pg.cél⁻¹ con un coeficiente de variación de 65.54 % (Tabla VIII).

El contenido de proteína al interior varió de 30.17 % en junio hasta 50.03 % en febrero (Tabla VII).

Al exterior de este laboratorio la concentración de proteína se mantuvo relativamente constante entre un 41.76 hasta 55.11 %, a excepción del mes de junio, en el cual disminuyó hasta un 29.40 % (Tabla VIII).

En el contenido de carbohidratos al interior fue muy similar entre los meses de muestreo con valores entre 7.52 y 10.54 %, excepción de mayo, que fue de 18.36 % (Tabla VII).

En lo referente a carbohidratos el exterior se mantuvo constante ya que su contenido varió de 8.08 a 10.39 %, a excepción de mayo, que fue de 32.78 % (Tabla VIII).

En cuanto al contenido de lípidos en el interior, en los primeros dos meses (febrero y marzo) el promedio se mantuvo constante con 5.27 y 5.14 % respectivamente. En abril el contenido aumento hasta 12.17 %, mientras que en mayo y junio el contenido se disparó por encima del 21 % (Tabla VII).

En el exterior del laboratorio la concentración de lípidos mostró un comportamiento similar al del interior en los primeros dos meses con proporciones del 4.49 y 5.22 % respectivamente, y en los últimos tres meses fue 16.86, 20.98 y 18.16 % respectivamente (Tabla VIII).

IV.4.3.- CREMES

En este laboratorio de producción el peso orgánico unitario al exterior fluctuó entre 30.49 y 65.50 $\text{pg}\cdot\text{cel}^{-1}$ (Tabla IX).

En lo referente al peso orgánico unitario, el solarío mostró valores promedio desde 37.98 hasta 50.03 $\text{pg}\cdot\text{cel}^{-1}$ (Tabla X).

El contenido de proteína al exterior de este laboratorio se mantuvo estable durante todo el ciclo de producción con valores que van desde 50.73 a 54.49 % (Tabla IX).

El contenido de proteína en el área del solarío de este laboratorio varió desde 37.95 hasta 51.89 %, con las proporciones menores en marzo y las mayores en abril. En febrero se encontró un valor de proteína del 47.96 % (Tabla X).

En cuanto a la concentración de carbohidratos al exterior esta fue incrementándose durante el ciclo de producción, iniciando en febrero con un 11.56 % y terminando en mayo con un 23.65 % (Tabla IX).

En lo concerniente a los carbohidratos el solarío mostró valores que van desde 7.79 hasta 10.26 % (Tabla X).

El contenido de lípidos al exterior se mantuvo alto durante todo el ciclo de producción con valores que van desde 18.99 hasta 25.36 % (Tabla IX).

Los lípidos en el solarío tuvieron un comportamiento similar a la otra sección, con valores relativamente altos de 18.64 a 27.91 %, con la mayor concentración en febrero y la menor en marzo (Tabla X).

Tabla VI .- Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microlagas utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio A'cualarvas.

Mes	Proteínas (%)	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	POU (pg-cél ⁻¹)
Marzo	71.88 (14.07)	26.28 (15.4)	2.41 (0.38)	41.76 (22.65)
Abril	55.17 (4.70)	12.02 (2.29)	10.03 (3.88)	19.59 (2.28)
Mayo	59.78 (6.96)	13.04 (4.14)	17.05 (13.95)	34.51 (10.64)
Junio	55.52 (12.35)	7.98 (1.82)	9.84 (5.03)	33.67 (8.74)
Total	59.58 (11.64)	13.51 (9.31)	10.49 (9.23)	33.34 (14.63)

Tabla VII .- Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas al interior utilizados como inóculo para las pilas del laboratorio Camarón Dorado.

Mes	Proteínas (%)	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	POU (pg-cél ⁻¹)
Febrero	32.15 (5.25)	7.52 (0.98)	5.27 (0.93)	45.38 (3.77)
Marzo	42.38 (3.25)	10.22 (2.62)	5.14 (0.99)	32.05 (3.64)
Abril	40.68 (2.43)	10.54 (3.03)	12.17 (8.77)	36.07 (4.02)
Mayo	50.03 (6.17)	18.36 (8.26)	21.26 (5.74)	40.75 (6.74)
Junio	30.17 (7.19)	8.28 (1.27)	22.47 (9.57)	77.64 (15.17)
Total	39.99 (8.94)	11.46 (6.02)	13.26 (9.54)	46.56 (18.05)

Tabla VIII .- Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar de los cultivos de microalgas al exterior utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio Camarón Dórado.

Mes	Proteínas (%)	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	POU (pg·cél ⁻¹)
Febrero	53.59 (2.23)	8.08 (0.86)	4.49 (1.62)	33.98 (4.92)
Marzo	51.20 (4.80)	10.02 (1.11)	5.22 (1.91)	28.93 (3.55)
Abril	41.76 (8.18)	10.39 (0.98)	16.86 (2.02)	34.42 (3.86)
Mayo	55.11 (5.25)	32.78 (5.64)	20.98 (4.97)	44.41 (9.36)
Junio	29.40 (9.29)	8.83 (2.57)	18.16 (4.37)	111.32 (72.96)
Total	46.50 (11.09)	14.12 (9.87)	13.13 (7.63)	50.63 (44.28)

Tabla IX.- Composición proximal y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas al exterior utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio CREMES.

Mes	Proteínas (%)	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	POU (pg·cél ⁻¹)
Febrero	54.49 (6.92)	11.56 (1.16)	19.77 (2.43)	30.49 (7.60)
Marzo	52.64 (3.83)	14.90 (0.41)	18.99 (1.10)	41.95 (4.48)
Abril				
Mayo	50.73 (8.50)	23.65 (13.57)	25.36 (3.78)	65.50 (4.47)
Total	51.96 (7.67)	19.39 (11.91)	23.12 (4.30)	51.90 (16.62)

Tabla X.- Composición proximal* y peso orgánico unitario (POU) promedio y desviación estándar entre paréntesis de los cultivos de microalgas del solarío utilizados como alimento para las larvas de camarón del laboratorio CREMES.

Mes	Proteínas (%)	Carbohidratos (%)	Lípidos (%)	POU (pg·cél ⁻¹)
Febrero	47.96 (8.06)	9.59 (0.35)	27.91 (4.47)	37.98 (10.28)
Marzo	37.95 (8.48)	7.79 (3.31)	18.64 (10.99)	50.03 (11.73)
Abril	51.89 (2.16)	10.26 (1.23)	21.00 (7.04)	45.58 (7.83)
Mayo				
Total	42.79 (9.81)	8.73 (2.79)	20.84 (9.69)	46.18 (11.25)

IV.5.-Estadística de la producción, calidad y cantidad de la biomasa de los tres laboratorios.

Al comparar estadísticamente la densidad celular de los tres laboratorios se encontraron diferencias significativas entre ellos (Tabla XI), siendo superiores las densidades celulares en el laboratorio Acualarvas seguido del CREMES y por último Camarón Dorado ($P \geq 0.0001$).

Con respecto al peso seco orgánico las pruebas estadísticas indican que hay diferencias significativas entre Camarón Dorado con respecto a CREMES y Acualarvas ($P \geq 0.0001$) (Tabla XI), donde el CREMES fue mayor con $49 \text{ pg}\cdot\text{cel}^{-1}$, seguido por Camarón Dorado y por último Acualarvas.

Estadísticamente el peso orgánico unitario de los laboratorios Camarón Dorado y CREMES fue significativamente mayor que el de Acualarvas ($P \geq 0.0001$) (Tabla XI), mientras que el contenido de proteína en Camarón Dorado y CREMES fueron significativamente mayores que Acualarvas ($P \geq 0.0001$) (Tabla XII).

Con respecto al contenido de carbohidratos no se encontraron diferencias significativas entre los tres laboratorios ($P = 0.06$) (Tabla XII), y en relación al contenido de lípidos de los

cultivos en el laboratorio CREMES fue significativamente mayor que en Acualarvas y Camarón Dorado ($P \geq 0.0001$) (Tabla XII).

Tabla XI.- Producción promedio de la biomasa y desviación estándar entre paréntesis de los laboratorios, así como su contenido de materia orgánica.

LABORATORIO	No. Cel.ml ⁻¹ Cosechado	PSO (ug.ml ⁻¹)	POU (pg.cel ⁻¹)
Acualarvas	1,941,507 ^c (769,682)	58 ^b (19)	34 ^a (15)
Camarón dorado	808,792 ^a (297,848)	33 ^a (8)	47 ^b (13)
CREMES	1,239,250 ^b (252,324)	57 ^b (13)	49 ^b (34)

Tabla XII .- Composición proximal promedio y desviación estándar entre paréntesis durante todo el ciclo de los tres laboratorios en porcentaje.

LABORATORIO	PROTEINAS %	CARBOHIDRATOS %	LÍPIDOS %
Acualarvas	59.58 ^a (11.64)	13.51 ^a (9.30)	10.49 ^a (9.22)
Camarón dorado	46.26 ^b (10.57)	12.89 ^a (8.14)	13.69 ^a (8.47)
CREMES	43.40 ^b (10.37)	13.31 ^a (10.07)	22.20 ^b (8.20)

IV.6.- Contenido de ácidos grasos.

Los ácidos grasos que predominaron durante todo el ciclo de producción de las microalgas en el exterior del laboratorio de Acualarvas fueron los ácidos grasos saturados C14:0 y C16:0 con un promedio de 22.8 y 22.11 % del total de los ácidos grasos, respectivamente, así como también lo fue el AGAI (ácido graso altamente-insaturado) ácido eicosapentanoico (C20:5) con un promedio del 39.72 % del total de los ácidos grasos. En abril se registró el valor más alto. (Tabla XIII).

El contenido de ácidos grasos de los cultivos de microalgas al exterior del laboratorio Camarón Dorado fue constante y mostró el mismo comportamiento del laboratorio anterior, los ácidos grasos saturados C14:0 y C16:0 representaron en promedio el 25.22 y 20.45 % del total de los ácidos grasos, respectivamente, en cuanto a la concentración promedio del C20:5 fue del 38.52 % del total de los ácidos grasos. (Tabla XIV).

El perfil de ácidos grasos de las microalgas cultivadas al exterior del laboratorio CREMES fue similar a los laboratorios anteriores. El promedio de los ácidos grasos saturados C14:0 y C16:0 fue de 23.18 y 20.70 % del total de los ácidos grasos, respectivamente La proporción promedio registrada del C20:5 fue de 36.05 % del total de los ácidos grasos. (Tabla XV). En el solarío de este mismo laboratorio se encontró que el promedio del ácido graso saturado C14:0 presentó un promedio de 22.22 % del total de los ácidos grasos y el C16:0 tuvo un promedio de 23.21 % del total de los ácidos grasos mientras que el AGAI C20:5 se mantuvo entre 40.18 y 43.06 % del total de los ácidos grasos (Tabla XVI).

El contenido de los AGAI en las microalgas fue similar en los tres laboratorios. El C20:4 en promedio varió en los tres laboratorios de 2.04 a 9.66 % del total de los ácidos grasos, a excepción del mes de mayo al exterior del laboratorio CREMES el cual presentó un promedio de 15.9 % del total de los ácidos grasos. El promedio del C20:5 en los laboratorios muestreados varió de 30.45 a 44.60 % del total de los ácidos grasos, a excepción del mes de abril al exterior del laboratorio Acualarvas el cual presentó un valor promedio de 50.80 % del total de los ácidos grasos. El C22:6 en promedio se encontró en menor proporción en los laboratorios, los valores promedios variaron de 0.04 a 3.03 % del total de los ácidos grasos (Figura 17).

Tabla XIII.- Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de *Chaetoceros* sp. durante un ciclo de muestreo en Acualarvas.

Tipo de ácidos grasos	Nombre del ácido graso	Marzo	Abril	Mayo	junio
Saturados	Tridecanóico (13:0)	0.02 (0.01)	0.02 (0.02)	0.01 (0.00)	0.03 (0.01)
Saturados	Tetradecanóico (14:0)	30.84 (10.24)	17.86 (7.10)	16.92 (1.83)	23.15 (3.54)
Saturados	Pentadecanóico (15:0)	1.78 (0.40)	1.02 (0.14)	1.01 (0.12)	1.23 (0.10)
Saturados	Hexadecanóico (16:0)	24.51 (16.59)	17.34 (3.18)	23.95 (11.38)	21.83 (0.62)
Saturados	Octadecanóico (18:0)	2.59 (0.85)	1.80 (0.57)	1.90 (1.15)	1.61 (0.12)
Saturados	Nonadecanóico (19:0)	0.12 (0.05)	0.09 (0.08)	0.15 (0.05)	0.19 (0.03)
Saturados	Eicosanóico (20:0)	0.17 (0.04)	0.15 (0.02)	0.20 (0.10)	0.17 (0.04)
Saturados	Heneicosanóico (21:0)	0.32 (0.46)	0.20 (0.04)	0.01 (0.01)	0.11 (0.16)
Saturados	Docosanóico (22:0)	1.02 (0.39)	0.85 (0.32)	1.23 (0.13)	1.29 (0.12)
Σ ac. grasos saturados		61.36 (29.03)	39.33 (11.46)	45.40 (14.76)	49.60 (4.73)
monoinsaturados	Eicosenóico (20:1)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.03 (0.01)	0.01 (0.01)
monoinsaturados	Tetracosanóico (24:1)	4.97 (1.42)	4.77 (1.47)	4.70 (0.77)	2.77 (1.79)
Σ ac. grasos monoinsaturados		4.97 (1.42)	4.77 (1.47)	4.73 (0.78)	2.78 (1.80)
Poliinsaturados	Eicosadeinóico (20:2)	0.01 (0.01)	0.01 (0.01)	0.05 (0.02)	0.03 (0.03)
Poliinsaturados	Docosadienóico (22:2)	0.00 (0.01)	0.00 (0.00)	0.00 (0.01)	0.00 (0.01)
Σ ac. grasos poliinsaturados		0.01 (0.02)	0.01 (0.01)	0.05 (0.03)	0.03 (0.04)
Altamente insaturados	Eicosatetraenóico (20:4)	2.39 (0.86)	3.91 (1.0)	9.66 (5.43)	6.18 (2.34)
Altamente insaturados	Eicosapentaenóico (20:5)	30.45 (6.93)	50.80 (6.40)	40.02 (11.89)	40.71 (3.25)
Altamente insaturados	Docosatetraenóico (22:4)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.01)
Altamente insaturados	Docosahexaenóico (22:6)	0.76 (.023)	1.19 (0.75)	0.28 (0.35)	0.72 (0.40)
Σ ac. grasos altamente insaturados		33.59 (8.00)	55.89 (8.14)	49.91 (17.65)	47.58 (5.95)

Tabla XIV.- Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de *Chaetoceros* sp. durante un ciclo de muestreo en Camarón Dorado.

Tipo de ácidos grasos	Nombre del ácido graso	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio
Saturados	Tridecanóico (13:0)	0.05 (0.02)	0.03 (0.01)	0.02 (0.02)	0.02 (0.00)	0.03 (0.01)
Saturados	Tetradecanóico (14:0)	21.57 (5.90)	22.94 (7.45)	21.12 (0.68)	24.89 (5.27)	17.85 (4.48)
Saturados	Pentadecanóico (15:0)	1.58 (0.27)	1.09 (0.16)	1.19 (0.02)	1.14 (11.15)	1.46 (0.33)
Saturados	Hexadecanóico (16:0)	23.94 (5.15)	17.99 (3.59)	22.02 (2.90)	20.54 (2.89)	29.87 (7.62)
saturados	Octadecanóico (18:0)	4.53 (0.88)	3.73 (0.51)	2.76 (0.46)	2.27 (0.58)	3.43 (1.16)
saturados	Nonadecanóico (19:0)	0.02 (0.04)	0.02 (0.03)	0.13 (0.02)	0.12 (0.08)	0.14 (0.04)
saturados	Eicosanóico (20:0)	0.44 (0.05)	0.40 (0.12)	0.27 (0.08)	0.20 (0.02)	0.46 (0.26)
saturados	Heneicosanóico (21:0)	0.00 (0.00)	0.15 (0.12)	0.18 (0.14)	0.16 (0.14)	0.16 (0.27)
saturados	Docosanóico (22:0)	1.59 (0.40)	2.10 (1.20)	1.49 (0.37)	1.37 (0.11)	1.65 (0.72)
Σ ac. grasos saturados		53.73 (12.70)	48.46 (13.19)	49.18 (4.69)	50.71 (20.24)	55.05 (14.89)
monoinsaturados	Eicosenoico (20:1)	0.00 (0.00)	0.05 (0.05)	0.01 (0.01)	0.02 (0.04)	0.02 (0.04)
monoinsaturados	Tetracosanoico (24:1)	4.46 (1.36)	3.35 (1.50)	2.24 (0.77)	1.99 (1.35)	1.99 (1.35)
Σ ac. grasos monoinsaturados		4.46 (1.36)	3.40 (1.55)	2.24 (0.78)	2.01 (1.39)	2.01 (1.39)
Poliinsaturados	Eicosadeinoico (20:2)	0.02 (0.02)	0.03 (0.03)	0.04 (0.06)	0.04 (0.06)	0.45 (0.40)
Poliinsaturados	Docosatrienoico (22:3)	0.01 (0.02)	0.00 (0.00)	0.01 (0.01)	0.01 (0.01)	0.01 (0.01)
Poliinsaturados	Docosadienoico (22:2)	0.01 (0.02)	0.00 (0.00)	0.01 (0.01)	0.01 (0.01)	0.00 (0.00)
Σ ac. grasos poliinsaturados		0.04 (0.06)	0.03 (0.03)	0.06 (0.08)	0.06 (0.08)	0.46 (0.41)
Altamente insaturados	Eicosatetraenoico (20:4)	2.04 (0.93)	2.74 (1.32)	5.37 (0.98)	6.42 (3.67)	9.0 (6.51)
Altamente insaturados	Eicosapentaenoico (20:5)	39.06 (9.74)	44.60 (3.15)	42.81 (3.49)	40.49 (4.40)	33.87 (4.61)
Altamente insaturados	Docosatetraenoico (22:4)	0.01 (0.02)	0.14 (0.23)	0.01 (0.01)	0.00 (0.00)	0.15 (0.25)
Altamente insaturados	Docosahexaenoico (22:6)	0.66 (0.47)	0.64 (0.23)	0.34 (0.06)	0.32 (0.36)	0.04 (0.05)
Σ ac. grasos altamente insaturados		41.78 (11.17)	48.55 (4.59)	48.52 (4.54)	47.22 (8.42)	43.05 (11.43)

Tabla XV.- Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos al exterior de *Chaetoceros* sp. durante un ciclo de muestreo en CREMES.

Tipo de ácidos grasos	Nombre del ácido graso	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
saturados	Tridecanóico (13:0)	0.04 (0.00)	0.02 (0.01)		0.01 (0.01)
saturados	Tetradecanóico (14:0)	26.74 (1.54)	22.34 (2.84)		20.47 (6.44)
saturados	Pentadecanóico (15:0)	1.64 (0.16)	1.66 (0.04)		1.13 (0.39)
saturados	Hexadecanóico (16:0)	21.00 (0.11)	19.86 (8.78)		21.25 (4.89)
saturados	Octadecanóico (18:0)	3.68 (0.24)	2.84 (0.24)		2.33 (0.79)
saturados	Nonadecanóico (19:0)	0.03 (0.04)	0.11 (0.01)		0.19 (0.03)
saturados	Eicosanóico (20:0)	0.43 (0.04)	0.32 (0.01)		0.18 (0.04)
saturados	Heneicosanóico (21:0)	0.08 (0.06)	0.11 (0.14)		0.02 (0.01)
saturados	Docosanóico (22:0)	1.99 (0.24)	1.48 (0.10)		0.94 (0.26)
Σ ac. grasos saturados		55.64 (2.41)	48.72 (12.16)		46.52 (12.87)
monoinsaturados	Eicosenóico (20:1)	0.02 (0.03)	0.00 (0.00)		0.02 (0.03)
monoinsaturados	Tetracosanóico (24:1)	5.11 (0.20)	3.31 (0.45)		3.68 (1.29)
Σ ac. grasos monoinsaturados		5.12 (0.23)	3.31 (0.45)		3.70 (1.32)
Poliinsaturados	Eicosadeinóico (20:2)	0.05 (0.07)	0.11 (0.01)		0.21 (0.20)
Poliinsaturados	Docosadienóico (22:2)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)		0.00 (0.00)
Poliinsaturados	Docosatrienóico (22:3)	0.01 (0.01)	0.01 (0.01)		0.01 (0.02)
Σ ac. grasos poliinsaturados		0.06 (0.08)	0.12 (0.02)		0.22 (0.22)
Altamente insaturados	Eicosatetraenóico (20:4)	2.66 (1.14)	5.1 (0.79)		15.9 (6.09)
Altamente insaturados	Eicosapentaenóico (20:5)	35.56 (1.59)	39.82 (10.29)		32.77 (8.29)
Altamente insaturados	Docosatetraenóico (22:4)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)		0.06 (0.11)
Altamente insaturados	Docosahexaenóico (22:6)	0.95 (0.74)	1.37 (0.74)		0.85 (0.25)
Σ ac. grasos altamente insaturados		39.18 (3.47)	46.27 (11.82)		49.57 (14.84)

Tabla XVI.- Valores promedio en porcentaje y desviación estándar entre paréntesis de los ácidos grasos de los cultivos en el solarío de *Chaetoceros* sp. durante un ciclo de muestreo en CREMES.

Tipo de ácidos grasos	Nombre del ácido graso	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
saturados	Tridecanóico (13:0)	0.03 (0.01)	0.02 (0.02)	0.02 (0.01)	
saturados	Tetradecanóico (14:0)	22.15 (0.52)	22.56 (5.05)	21.96 (2.07)	
saturados	Pentadecanóico (15:0)	1.49 (0.08)	2.04 (5.05)	1.23 (0.12)	
saturados	Hexadecanóico (16:0)	24.22 (0.60)	23.46 (3.25)	21.97 (2.33)	
saturados	Octadecanóico (18:0)	2.55 (0.68)	2.12 (0.33)	1.90 (0.20)	
saturados	Nonadecanóico (19:0)	0.09 (0.06)	0.13 (0.01)	0.15 (0.04)	
saturados	Eicosanóico (20:0)	0.25 (0.03)	0.21 (0.02)	0.18 (0.01)	
saturados	Heneicosanóico (21:0)	0.13 (0.12)	0.15 (0.07)	0.17 (0.12)	
saturados	Docosanóico (22:0)	1.48 (0.27)	1.35 (0.15)	1.08 (0.15)	
Σ ac. grasos saturados		52.39 (2.35)	52.04 (13.95)	48.64 (5.04)	
monoinsaturados	Eicosenóico (20:1)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.01 (0.02)	
monoinsaturados	Tetracosanóico (24:1)	2.25 (0.87)	3.03 (1.06)	2.75 (0.41)	
Σ ac. grasos monoinsaturados		2.25 (0.87)	3.03 (1.06)	2.76 (0.43)	
Poliinsaturados	Eicosadeinóico (20:2)	0.01 (0.01)	0.02 (0.03)	0.04 (0.04)	
Poliinsaturados	Docosadienóico (22:2)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	
Poliinsaturados	Docosatrienóico (22:3)	0.01 (0.02)	0.01 (0.01)	0.00 (0.00)	
Σ ac. grasos poliinsaturados		0.02 (0.03)	0.03 (0.04)	0.04 (0.04)	
Altamente insaturados	Eicosatetraenóico (20:4)	3.02 (0.54)	4.31 (2.57)	4.8 (1.62)	
Altamente insaturados	Eicosapentaenóico (20:5)	41.71 (0.70)	40.18 (5.26)	43.06 (3.26)	
Altamente insaturados	Docosatetraenóico (22:4)	0.00 (0.00)	0.00 (0.01)	0.01 (0.01)	
Altamente insaturados	Docosaheptaenóico (22:6)	0.28 (0.26)	3.03 (1.06)	0.72 (0.30)	
Σ ac. grasos altamente insaturados		45.00 (1.49)	47.53 (8.90)	48.58 (5.18)	

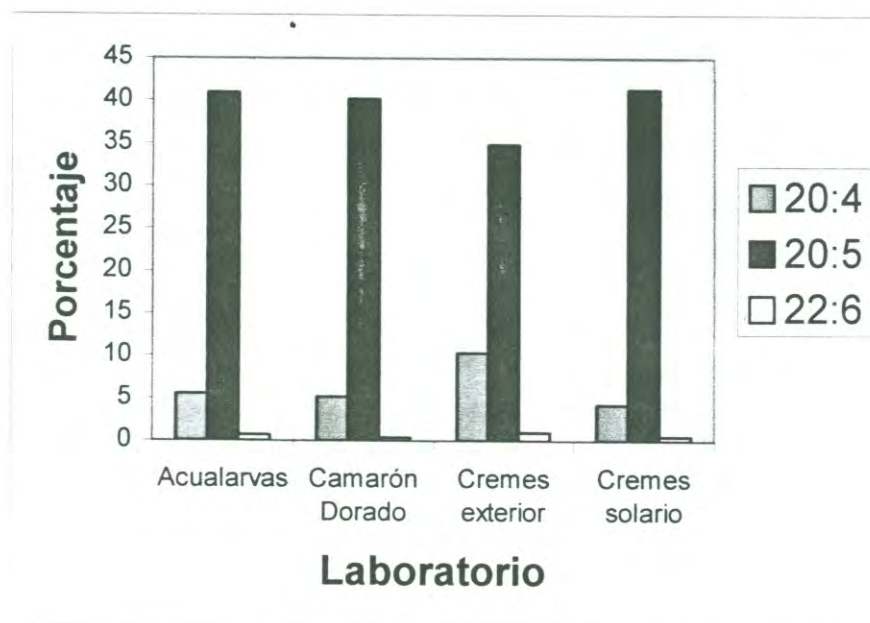


Figura 17 .- Porcentaje promedio de los ácidos grasos altamente insaturados (AGAI) esenciales para las larvas de camarón presentes en los cultivos masivos de *Chaetoceros* sp. cultivadas al exterior en tres laboratorios comerciales de larvas de camarón del estado de Sonora, incluyendo el solarío del laboratorio CREMES.

V.- DISCUSIONES

V.1.- Variables físicas y químicas.

V.1.1.- Iluminación

En los cuartos de cultivo al interior, la iluminación continua para el crecimiento microalgal se obtiene mediante lámparas de luz fría y es evidente que ésta puede variar ampliamente según el tipo, la vida útil y la limpieza de los tubos fluorescentes utilizados para cada cultivo (Chavira Ortega, 2000). La iluminación al interior del laboratorio Camarón Dorado durante todo el ciclo fue baja y presentó una tendencia a disminuir conforme el ciclo de cultivo avanzaba, debido a la falta de mantenimiento del sistema de alumbrado. Esta poca iluminación es un aspecto muy importante a considerar, ya que aunado a lo anterior, a causa del paulatino incremento de la concentración celular al interior de un cultivo, se produce una disminución de la penetración de la luz, lo cual disminuye también la cantidad de energía luminosa disponible para la fotosíntesis, factor que determina los límites de la capacidad productiva de un sistema de cultivo microalgal (Raven, 1988). Algunos valores encontrados al interior del laboratorio Camarón Dorado fueron inferiores o cercanos a los 4 klux, que es menor a lo considerado como adecuado para un buen crecimiento microalgal en ambientes controlados (cultivos al interior), que esta en un intervalo entre 5 y 20 Klux (Dupuy *et al.*, 1977; Sánchez Saavedra, 1994).

La intensidad de iluminación al exterior de los laboratorios Acualarvas y Camarón Dorado fueron menores a lo reportado el año anterior por López Elías, *et al.* (2001) (80 a 180 y de 95 a 150 klux, respectivamente).

La cantidad de luz recibida en los cultivos al exterior de los laboratorios es adecuada para el crecimiento de las microalgas (Richmond, 1986), aunque la profundidad de las pilas del Camarón Dorado impide una penetración mayor conforme aumenta la densidad celular.

En el laboratorio del CREMES se presentó una diferencia entre la intensidad de iluminación del exterior y el solarío. En el exterior fue mayor que en el solarío y este problema aumenta conforme pasa el tiempo de cultivo llegando a ser hasta de 4 veces menor, aunque no influyó en las concentraciones celulares alcanzadas en el solarío y al exterior. Los valores de iluminación encontrados en el solarío este año fueron menores a los reportados para el ciclo

anterior (82 a 260 klux) por Figueroa-Ortiz (2001), debido a que se presentaron más días nublados y lluviosos.

V.1.2.- pH.

El pH en el laboratorio Acualarvas presentó valores más altos en mayo y junio, debido al aumento en la temperatura en esos meses en comparación con los anteriores, lo cual influyó en la alcalinización del medio de cultivo, aunque no se apreció un efecto marcado en las microalgas, debido a que la rutina de producción es corta.

Los valores del pH al interior de Camarón Dorado se mantuvieron en el intervalo adecuado debido a la inyección de CO₂ y a que no se registraron densidades celulares altas (el intervalo de pH considerado como adecuado para el crecimiento de microalgas esta dentro del rango de 7 – 9 (Riley y Chester, 1971)). Al exterior los valores de pH fueron similares a los del interior, a pesar de que no se inyectó CO₂ debido a que las densidades celulares alcanzadas fueron bajas. Los valores de pH registrados en este año son muy similares a los reportados en años anteriores por López Elías et al. (2001), en el cual los valores fluctuaron entre 8.2 y 9.2 en 1999 y entre 8.0 y 9.2 en el 2000.

Los valores de pH en el exterior del laboratorio CREMES fueron incrementándose hasta llegar a valores altos (9.7 – 10), que fueron relacionados con las altas temperaturas registradas, ya que influyen en la solubilidad de los gases y con la alcalinidad del medio (Riley y Chester, 1971). Además a este nivel no se utilizó la inyección de CO₂.

En el solarío de este laboratorio los valores de pH se encontraron dentro de un rango aceptable debido a la baja temperatura y a la baja densidad celular. Los valores registrados este año en el solarío fueron mayores a lo reportado por Figueroa Ortiz (2001), que estuvieron dentro del intervalo de 7.9 hasta 8.8.

V.1.3.- Temperatura

La temperatura promedio de los cultivos fue baja al interior del laboratorio Camarón Dorado (20 °C a excepción del último mes que fue de 24 °C) lo cual retardó el crecimiento de las microalgas, ocasionando que se mantengan rutinas de producción largas, que pueden disminuirse a 2 días si se mantienen las temperaturas a un promedio de 24 °C.

La temperatura de los cultivos en el exterior de los tres laboratorios tendió a incrementarse con el tiempo, debido a que en el estado de Sonora es muy marcado el cambio de la temperatura ambiental. Este aumento en la temperatura en los meses de cultivo tiene como efecto una disminución en la tasa de crecimiento de las microalgas, debido a que arriba de los 30 °C, se está cercano al límite superior del rango de tolerancia a la temperatura (Peraza Contreras, 2002). La temperatura de los cultivos al exterior de los laboratorios Camarón Dorado y Acualarvas son similares a las reportadas el año pasado por López Elías et al. (2001) y los valores registrados en el CREMES también fueron similares a los registrados el año anterior por Figueroa Ortiz (2001).

En el solarío las microalgas se cultivaron en los primeros meses del año, por lo que las temperaturas registradas fueron menores a los 24° C, lo que ocasionó que los cultivos crecieran lentamente, similar a lo reportado por Figueroa Ortiz (2001).

Torres Rodríguez (1997) señaló que la especie *Chaetoceros muelleri* cultivada a la temperatura de 30 °C es probablemente el límite superior aconsejable para la producción de esta microalga, por lo que se deben de acortar las rutinas de producción en los meses más cálidos del año, para evitar la acumulación de calor en el medio.

Nelson et al. (1992), reportó que en cultivos masivos desarrollados en un invernadero, *Chaetoceros muelleri* creció en un intervalo de temperatura de 10 a 35 °C con un óptimo a los 35 °C, pero en los cultivos al exterior debe ser considerada la interacción de la temperatura e iluminación, lo cual en las épocas más cálidas del año pueden representar un problema. Eppley (1972) encontró que por arriba de los 30 °C se produce un decaimiento abrupto, provocando la muerte del cultivo. En este estudio al final del ciclo se encontró también que la densidad celular tiende a disminuir por efecto de las altas temperaturas registradas (30 °C).

V.2.- Crecimiento celular.

Los inóculos empleados al nivel de columnas en el laboratorio Camarón Dorado se consideran adecuados, ya que según Fogg y Thake (1987) la cantidad de inóculo recomendado es de entre 0.20 y 0.25 cél.ml⁻¹, y esto permite un crecimiento acelerado y retarda el efecto de autosombreado de las microalgas. Sin embargo con estos inóculos al final de los cultivos se llegaron a concentraciones relativamente bajas, ya que se utilizó

excesivamente el aire acondicionado, lo cual limitó el crecimiento de las microalgas. Esta especie alcanza tasas de crecimiento máxima de entre 2 y 3 divisiones·día⁻¹ (López-Elías y Voltolina, 1993), lo cual no se observó en este laboratorio, en donde se observó un promedio máximo de 1.36 divisiones·día⁻¹, debido a que las temperaturas y la iluminación fueron bajas.

Al momento de la cosecha, las tasas de crecimiento fueron bajas (0.23 – 0.79 divisiones·día⁻¹), por lo que los inóculos para el exterior fueron cultivos en la fase de crecimiento lento o estacionaria.

Al comparar con los crecimientos obtenidos en el ciclo del 2000 (López-Elías et al. 2001), se apreció que hubo problemas similares, solamente que en el 2001 se agravaron al final de la temporada debido a que se tuvieron problemas desde el manejo del cepario, lo cual repercutió en el escalamiento de los cultivos.

Al nivel de pilas se encontró que los inóculos empleados fueron variables, lo cual influyó en la concentración celular cosechada, prevaleciendo las concentraciones bajas, que en comparación con los ciclos de 1999 y 2000 fueron menores. Lo anterior fue debido a que al final del ciclo se empezaron a presentar problemas de manejo inadecuado en el escalamiento de los cultivos.

Los recipientes de cultivos al exterior de esta empresa son profundos (> 1 metro), lo cual representó un problema en la concentración celular final empleada como alimento para las larvas de camarón, debido a que la penetración de la luz a los cultivos es baja, lo que provoca que disminuya la actividad fotosintética.

En el laboratorio Acualarvas, al nivel de columnas de 300 litros al exterior se encontró que la cantidad de inóculo utilizado fue adecuado y a las 24 horas la concentración celular es suficiente como inóculo para las pilas de 4.0 m³.

En los cultivos en columnas, en abril se apreció la menor concentración celular y menor tasa de crecimiento, producto del uso de un inóculo elevado, lo cual provocó al término de 24 horas un autosombreado de las células. Durante todo el ciclo anterior en este laboratorio al nivel de pilas, se tuvieron los mismos problemas que en el mes de abril, ya que se utilizaron inóculos demasiado densos, lo cual provocó que la mayor tasa de crecimiento se encontrara a las 24 horas y que a las 48 horas los cultivos entraran a la fase estacionaria, la densidad final apenas alcanzó 1.07 x 10⁶ cel·ml⁻¹ (López Elías et al. 2001).

En el laboratorio del CREMES la mayor tasa de crecimiento se dio a las 48 horas porque el cultivo al nivel de columnas se llevó a cabo al interior del laboratorio en condiciones estables y al pasar al nivel de pilas entró a una fase de adaptación (fase lag), debido al cambio abrupto de las condiciones físicas y químicas, lo cual provocó que se demorara unas horas en entrar a la fase exponencial. El número de células registrado en esta investigación fue menor a lo reportado por Borbón-Muñoz y Victoria-Gallardo (1996) y Gallegos-Simental (1997), ya que ellos obtuvieron densidades celulares mayores a 1.3×10^6 cel.ml⁻¹, con rutinas de producción de dos días.

V.3.- Producción y calidad de la biomasa.

La concentración celular al momento de la cosecha al nivel de pilas en el laboratorio Acualarvas (1.94×10^6 cel.ml⁻¹) durante el ciclo de producción fue más alto que en los otros laboratorios (0.81 y 1.24×10^6 cel.ml⁻¹ en Camarón Dorado y CREMES, respectivamente), aunque en junio se apreció una ligera disminución.

La concentración celular en el laboratorio Camarón Dorado al nivel de columnas en el laboratorio y pilas al exterior fueron relativamente bajas (0.83 y 0.79×10^6 cel.ml⁻¹, respectivamente) con una notoria disminución en el último muestreo, que comparado con los ciclos anteriores, fue crítico ya que para solucionar las necesidades de alimento se empezaron a desdoblar pilas al exterior para obtener un mayor volumen de microalgas, con lo cual se obtuvieron cultivos en fase estacionaria y contaminados. Esto fue debido al manejo inadecuado por parte de los técnicos encargados de este departamento.

La concentración celular en el laboratorio del CREMES tanto en el solarío como al exterior se mantuvo dentro del intervalo en el cual regularmente trabaja este laboratorio (López *et al.*, 1995; Borbón Muñoz y Victoria Gallardo, 1996; Figueroa Ortiz, 2001). Aunque al final de la temporada se colapsaron los cultivos, resultado de un manejo deficiente desde el cepario hasta los últimos niveles de cultivo, por lo que se utilizó solamente alimento sustituto de microalgas en la última corrida larvaria.

El laboratorio que produjo significativamente la mayor concentración celular fue Acualarvas, ya que se utilizaron inóculos adecuados, además de que los cultivos fueron llevados a cabo en recipientes poco profundos de 50 y 60 cm.

Al comparar este laboratorio con los laboratorios de Sinaloa, Acualarvas sigue siendo uno de lo mejores, sobre todo al compararlo con aquellos que utilizan pilas profundas. Solamente el laboratorio 2 de Maricultura del Pacifico con cultivos en tinas de 1.0 m³ al exterior, fue similar a lo reportado en este laboratorio (Cuevas Rocha, 2001).

La amplia variación de la biomasa en base al peso seco orgánico y unitario en los cultivos de todos los laboratorios estudiados fue similar a lo que se reporta en una serie de estudios realizados en laboratorios a nivel comercial en el estado de Sinaloa (Rodríguez-Rodríguez, 2000 y Chavira-Ortega, 2000). Así mismo con lo reportado por Borbón-Muñoz y Victoria-Gallardo (1996) y por Cordero-Esquivel (1994), lo cual indica que no existe un control adecuado en los cultivos masivos de microalgas en los laboratorios comerciales.

El peso seco orgánico de las microalgas de los laboratorios Acualarvas y CREMES fue mayor que el de Camarón Dorado, debido al mal manejo de los cultivos en este último laboratorio, mientras que se presentó lo contrario con respecto al peso seco unitario, el cual fue mayor en Camarón Dorado, lo cual es indicativo de que la microalga está acumulando compuestos de reserva por lo que se apreciaron células de tamaño grande.

Al comparar la cantidad orgánica producida en Acualarvas y CREMES durante este ciclo de estudio, se encontró que fue ligeramente mayor a la del ciclo anterior. En el caso de Camarón Dorado fue menor la cantidad promedio producida en esta investigación que en la del 2000 (López – Elías, 2001).

La biomasa microalgal de las especies esta contenida aproximadamente en el 90 % del peso seco constituido por proteínas, lípidos, carbohidratos, cenizas y minerales, de los cuales el principal componente de la materia orgánica son las proteínas que constituyen generalmente más del 50 % del peso seco, luego los lípidos y finalmente los carbohidratos (aunque esta relación puede variar), según las especies y condiciones de cultivo. Nelson *et al.*, (1992) evaluaron la composición bioquímica de clones de microalgas cultivados a 30 °C, encontrando para *Chaetoceros* sp. del 35 al 78 % de proteína, de 12.1 a 20.8 % para carbohidratos y de 17.5 a 20.2 % para lípidos.

El contenido de proteína de las microalgas en los tres laboratorios mostró una tendencia general a decrecer conforme se incrementaron las temperaturas mientras que los lípidos aumentaron, debido a que el incremento de la temperatura provoca problemas en el

metabolismo celular, ocasionando que aumente la producción de compuestos de reserva como los carbohidratos y lípidos. En un estudio realizado en el CREMES por Tinoco-Villa (1996) se encontró que en *Chaetoceros* sp. tendió a incrementarse el porcentaje de proteínas, lípidos y carbohidratos, en cultivos al exterior en primavera en comparación con los de invierno.

En el laboratorio CREMES el compuesto de reserva mayoritario fueron los lípidos, que es similar a lo reportado en este laboratorio de Sonora en 1996 y 2000 (Gallegos Simental, 1997; Figueroa Ortiz, 2001), a diferencia de Sinaloa, en los cuales son similares las cantidades de carbohidratos y lípidos (Chavira Ortega, 2000 y Rodríguez Rodríguez 2000; Cuevas Rocha, 2001), lo cual es similar a lo registrado en el Camarón Dorado y Acualarvas. El intervalo del porcentaje de carbohidratos y lípidos requeridos por las larvas de camarón fluctúa entre 7.5 y 33 % y entre 4.3 y 16 %, respectivamente (Jones et al. 1997).

En general los valores promedios de la composición proximal de los cultivos de microalgas de los tres laboratorios, se consideran adecuadas para satisfacer las demandas nutricias de las larvas de camarón.

V.4.- Ácidos grasos.

El perfil de ácidos grasos de los tres laboratorios muestreados fueron muy similares en cuanto al orden en abundancia de los mismos. El valor encontrado en las muestras de los tres laboratorios del ácido eicosapentaenoico (C20:5) fue mayor que lo reportado por Sánchez Pérez (1994) quien encontró un 5.3 % y Boeing (1999), que encontró un 4.6 % para *Chaetoceros gracilis*.

Carrillo Sánchez et al, (2001) encontró para *Chaetoceros muelleri* un contenido de 7.17 mg/100mg de C20:5, 3.58 mg/100mg de C20:4 y por último 0.20 mg/100mg de C22:6 dentro de los AGAI's. Estos valores son menores en el caso de C20:5 y similares en C20:4 y C22:6 a lo encontrado en este trabajo.

Los ácidos grasos poliinsaturados y altamente insaturados como el ácidos linoleico C18:2(n-6), linolénico C18:3(n-3), eicosapentaenoico C20:5(n-3) y docosahexaenoico C22:6(n-3), son esenciales ya que algunos de los organismos son incapaces de sintetizarlos, además de que son precursores dietéticos de muchos compuestos biológicamente activos como las prostanglandinas, importantes en el desarrollo del sistema nervioso (Jory, 1997).

Varios estudios muestran que los crustáceos no tienen o presentan muy poca habilidad para biosintetizar AGAI's n-3 y n-6 desde AGPI's n-3 y n-6, respectivamente (Castell, 1981; D'Souza, 1999). Con el contenido de ácidos grasos encontrados en los tres laboratorios se observa que estos son más que suficientes para proporcionarle una nutrición adecuada y no serán un factor limitante para los camarones durante sus estadios larvales. Sobre los ácidos grasos esenciales (AGE) Lawrence *et al*, (1995) recomiendan de 0.3 a 0.4 % en la dieta de los camarones. Rodríguez *et al*, (1994) cita para *Penaeus japonicus* y *P. monodon* AGAI's desde 1.0 hasta 3.4 % en protozoas para un buen crecimiento y sobrevivencia

VI.- CONCLUSIONES

En los cultivos al interior se registraron valores bajos de iluminación debido al descuido en el mantenimiento del sistema de alumbrado además de temperaturas bajas, lo cual ocasionó que disminuyera la velocidad de crecimiento y la densidad celular alcanzada al momento de la cosecha.

Los valores de pH de los cultivos estuvieron dentro del intervalo considerado como adecuado, lo cual es debido a que no se obtuvieron concentraciones celulares elevadas. En algunos casos se obtuvieron al exterior valores superiores a 9.0, lo cual fue efecto de las temperaturas elevadas sobre la solubilidad de los gases disueltos.

La duración de las rutinas de producción de los tres laboratorios tanto al interior como al exterior son excesivas. Además se debe de considerar que la cantidad de inóculo es elevado y variable, lo cual ocasiona que las cosechas finales sean diferentes. El laboratorio que produjo las mayores concentraciones celulares fue Acuálarvas, aunque pueden ser mejoradas las rutinas de producción reduciendo el tiempo.

La producción celular y la biomasa al momento de la cosecha en los laboratorios CREMES y principalmente Camarón Dorado fueron bajas y diferentes entre los muestreos debido a los malos manejos a los que fueron sometidos los cultivos durante el ciclo de producción.

A pesar de los manejos inadecuados, el promedio de la composición proximal de los cultivos, se encuentra dentro de un rango adecuado para satisfacer las necesidades nutricionales de las larvas de camarón.

Los ácidos grasos saturados (C14:0 y C16:0) y altamente insaturados (C20:5) fueron las fracciones más elevadas en los tres laboratorios durante todo el ciclo de producción, lo cual nos muestra que con los resultados obtenidos en este trabajo en particular, el cultivo de la microalga *Chaetoceros* sp. satisface las necesidades de ácidos grasos de las larvas de camarón a diferentes condiciones de cultivo.

VII.- RECOMENDACIONES

Mantener un estricto control sobre los sistemas de iluminación al interior de los laboratorios, así como de la temperatura y el pH, debido a que en ninguno de ellos se miden estas variables tan importantes en los cultivos masivos de microalgas.

Establecer una rutina de producción adecuada de acuerdo a las condiciones de cada laboratorio, ya que hay que considerar las condiciones ambientales al exterior además del recipiente empleado.

Inocular los cultivos con una concentración estándar de microalgas para obtener una producción eficiente en menor tiempo, debido a que en esta investigación se encontró una amplia variabilidad en las concentraciones celulares iniciales utilizadas en los dos últimos niveles masivos de cultivo.

Evitar que los cultivos que sirven como inóculo estén en las fases de lento crecimiento o de muerte, llevando a cabo conteos diarios de los cultivos, lo cual implica que se estandarice el seguimiento de los cultivos en los últimos niveles de la producción.

Capacitar al personal a cargo de estas áreas con el fin de darle un mejor manejo a los cultivos y concientizarlos sobre la importancia de sus labores y funciones, además de que se aumente su salario.

Utilizar adecuadamente los recipientes empleados para los cultivos al exterior, en virtud de que se manejan estructuras de material, forma y ubicación diferentes.

VIII.- REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abalde, J., A. Cid, P. Hidalgo, E. Torres, y C. Herrero. 1995. *Microalgas: Cultivo y Aplicaciones*. Ed. Universidade da Coruña. Coruña, España. 210 pp.
- Aguirre-Hinojosa, E., M. López Torres y M. C. Garza Aguirre. 1999. Cultivo larvario de camarones peneidos. En: R. Martínez-Cordova (ed.). *Cultivo larvario de camarones peneidos*. Editorial A.G.T. México. 283 pp.
- Angulo-Escarcega, C. G. 2001. Evaluación cuantitativa y cualitativa de las microalgas cultivadas en un laboratorio comercial. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Sinaloa. Mazatlán, Sinaloa, México. 59 pp.
- AOCS, 1993. Preparation of methyl esters of long-chain fatty acids. Fatty acids composition by gas chromatography. En: *Official methods of Analysis*. Association of official analytical chemists. 15th edition. Published by the association of official analytical chemist, inc. USA. Editado por Kenneth Heltich.
- Bernal-Valenzuela, B. 2001. Evaluación cualitativa y cuantitativa de la producción de microalgas en el laboratorio "Generación Cincuenta, S. A. de C. V." en el invierno-verano del año 2000. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Sinaloa. Mazatlán, Sinaloa, México. 44 pp.
- Bligh, E. y W. Dyer. 1959. Rapid method of total lipid extraction and purification. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology*. 37: 911-917.
- Boeing, E. y W. Dyer. 1999. Larval feed alternatives. Marine Aquafauna Inc. Internet: www.aquafauna.com/larvalfeecalt.htm.
- Borbón Muñoz, R.E. y A. Victoria Gallardo. 1996. Producción masiva de microalgas marinas (*Chaetoceros muelleri*) en condiciones controladas y a la intemperie durante otoño de 1994 y de verano de 1995 en Bahía de Kino, Sonora. Tesis de Licenciatura. División de Ciencias Biológicas y de la salud. Departamento de Ciencias Químico-Biológicas. Universidad de Sonora. 101 pp.
- Brown, M. R., S. W. Jeffrey y C. D. Garland. 1989. Nutritional aspects of microalgae used in mariculture: A literature review. *CSIRO mar. Lab. Rep. No. 205*: 44.
- Brown, M. R. 1991. The amino acid and sugar composition of 16 species of microalgae used in mariculture. *J. Exp. Mar Biol. Ecol.* 145: 79- 99.

- Brown, M. R., G. A. Dunstan, S. W. Jeffrey, J. K. Volkman, S. M. Barres y J. M. LeRoi. 1993. The influence of irradiance on the biochemical composition of the prymnesiophyte *Isochrysis sp.* (Clone T-Isø). *J. Phycol.* 29: 601-612.
- Carrillo-Sanchez, M. A., R. Castro-Longoria, L. Bringas-Alvarado, J. A. López-Elías, y S. Galaviz-Moreno. 2001. Different nutrition mixes of microalgae as food schimp larvae of *Litopenaeus stylirostris*. Tesis de Maestría. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 4 pp.
- Castell, J. D. 1981. Fatty Acid Metabolism in Crustaceans. Department of Fisheries and Oceans Fisheries and Environmental Sciences. Nova Scotia, Canada. 2: 124 – 145.
- Chavira-Ortega, C. O. 2000. Evaluación del sistema de producción de microalgas de un laboratorio comercial. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar Universidad Autónoma de Sinaloa. Mazatlán, Sinaloa, México. 53 pp.
- Chen, X. Q. y L. J. Long. 1991. Research and production of live feeds in China. pp. 187-202 pp. En: Fulk, W. y K. L. Main, (Eds.). Rotifer and microalgae Culture Systems. Workshop Proceedings of a U. S. Honolulu, Asia.
- Claus, C. 1981. Trends in nursery rearing of bivalve molluscs. European Mariculture Society. Special Publication 7: 31-38 pp.
- Cordero-Esquivel, B. 1994. Evaluación de diferentes métodos de preservación de microalgas y su efecto sobre el crecimiento de *Mytilus galloprovincialis* Lamarck. Tesis de Doctorado. Centro de Investigaciones Científicas de Educación Superior de Ensenada. Ensenada B. C. N. 104 pp.
- Cuevas-Rocha, F. 2001. Evaluación del área de microalgas de tres laboratorios comerciales de producción de larvas de camarón. Tesis de Maestría. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 71 pp.
- D'Souza, F.M.L. and N.R. Loneragan. 1999. Effects of monospecific and mixed-algae diets on survival, development and fatty acid of penaeid prawn (*Penaeus spp.*) larvae. *Marine Biology* 133: 621-633 pp.
- Donaldson, J. 1991. Commercial production of microalgae at coast oyster company. 229-236 pp. En: Fulk, W y K. L. Main. (Eds.) Rotifer and microalgae Culture Systems. Workshop Proceedings of a U.S. Honolulu, Asia.
- Droop, M. R. 1975. The chemostat in mariculture. 71-93 pp. En : Persoone, G. y P. Sorgeloos, (Eds), Proceedings of the 10th European Symposium of Marine Biology. Universa Press, Wetteren, Belgium.

- Kongkeo, H. 1991. An overview of live feeds production systems desing in Thailand. 187-202 pp. En: Fulk, W. y K. L. Main. (Eds.) Rotifer and microalgae Culture Systems. Workshop Proccedings of a U. S. Honolulu, Asia.
- Lawrence, L. A., D. M. Akiyama y W. G. Dominy. 1995. Recent Developments: Srhimp Nutrition. Texas A&M University. 42 pp.
- Leyva-Armenta, J. A. 2001. Evaluación de la producción del área de microalgas del modulo 1 del laboratorio de producción de postlarvas "Maricultura del Pcifico S.A. de C. V.". Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Sinaloa. Mazatlán, Sinaloa, México. 40 pp.
- López-Elías, J. A. y D. Voltolina. 1993. Cultivos semicontinuos de cuatro especies de microalgas con un medio no convencional. *Ciencias Marinas*, 19 (2): 169-180.
- López-Elías, J. A., M del C Báez Dueñas y N. Huerta Aldaz. 1995. Manual de Técnicas Analíticas Aplicadas al Cultivo de Microalgas. Publicaciones Académicas Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Publicación no. 5: 47 pp.
- López-Elias, J. A., 2001. Evaluación cuantitativa y cualitativa de los sistemas de producción de microalgas de seis laboratorios comerciales del noroeste del país. Cuarto Avance de Tesis de Doctorado. Doctorado en Ciencias Pecuarias. Universidad de Colima. 60 pp.
- López Muñoz, Y., J. Abalde y C. Herrero. 1992. Crecimiento y contenido de pigmentos de cuatro especies de microalgas marinas cultivadas con diferentes temperaturas e intensidades de luz. *Nova Acta Científica Compostelana (Biología)* 3: 59-65.
- Lowry, O. H., N. J. Rosebrough, A. L. Farr y R. J. Randall. 1951. Protein measurement with the folin phenol reagent. *J. Biol Chem.* 93: 265-275.
- Malara, G. y R. Charra. 1972^a. Dosage de proteines particulaires selon la methode de Lowry. Notes of travail no. 5. Station Zoologique de Villefranche sur Mer. 7 pp.
- Malara, G. y R. Charra. 1972^b. Dosage de glucides particulaires du phytoplancton selon la methode de Dubios. Notes of travail no. 6. Station Zoologique de Villefranche sur Mer. 7 pp.
- Materassi. 1992. From open ponds to vertical alveolar panels: the Italian eperience in the development of reactors for the mass cultivation of phototrophic microorganisms. *J. of Aplied Phycology.* 4: 221-229.

- Dubois, M. K., A. Gilles, J. K. Hamilton, P. A. Rebers y F Smith. 1956. Colorometric method for determination of sugar and related substances. *Anal. Chem.* 28: 350-356 pp.
- Duppy, J.L., N.T. Windsor, C.E. Sutton. 1977. Manual for desing and operation of an oyster seed hatchery for the American oyster *Crassostrea virginica*. Special report No. 142 in Applied Marine Science and Ocean Engineering of the Virginia Institute of marine science. Virginia. 104 pp.
- Eppley, R. W. 1972. Temperature and phytoplankton growth in the sea. Institute of Marine Resources, University of California. San Diego. 4: 1063-1085.
- Figuroa-Ortiz, L. 2001. Evaluación de la producción y composición química de las microalgas *Chaetoceros* sp e *Isochrysis* sp. en un centro de reproducción acuícola. Tesis de Maestría. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 43 pp.
- Fogg, G. E. y B. Thake. 1987. Algal Cultures and Phytoplankton Ecology. The University of Wisconsin. CRC Press Inc. Boca Ratón Florida. 153-156 pp.
- Fulks, W. y K. L. Main. (Eds.). 1991. Rotifer and Microalgae Culture Systems. Argent Press. Redmond. WA. 364 pp.
- Gallegos-Simental, G. F. 1997. Crecimiento y perfil pigmentario de *Chaetoceros muelleri* (Bacillariophyceae), durante tres estaciones del año bajo condiciones del laboratorio y al exterior. Tesis de Mestría. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 137 pp.
- Harrison, P. J., P. A. Thompson y G. S. Calderwood. 1990. Effects of nitrient and light limitation on the biochemical composition of phytoplankton. *J. Applied. Phycology.* 2: 45-46.
- Horstmann, U. 1985. The use of microalgae in aquaculture. *Achiv Fur Hydrobiologische Beihefte Ergebnisse Limnologie.* 20: 153-156.
- Instituto de Acuicultura. 2001. Directorio Estatal de Acuicultura 2001. Gobierno del Estado de Sonora. 46 pp.
- Jones, D. A., A. B. Yule y D. L. Holland. 1997. Larval nutrition. pp 353-389. En: Crustacean Nutrition. D'Abramo, R. L. Vol. 6. Douglas E. Conklin y Dean M. Akiyama (Edit). World Aquaculture Society.
- Jory, M. 1997. Status of the World Sshrimp Culture. *Aquaculture Magazine Buyers Guide.* 32- 41 pp.

- Nelson, J. R., S. Guarda, L. E. Cowell y P. B. Heferman. 1992. Evaluation of microalgal clones for mass culture in a subtropical greenhouse bivalve hatchery: Growth rates and biochemical composition at 30° C. *Aquaculture*. 106: 375-377.
- Pande, S. V., R. P. Khan y T. A. Venkitasubramanian. 1963. Microdetermination of lipids and serum total fatty acid. *Analytical Biochemistry*. 6: 415-423.
- Peraza – Contreras, P. Y. 2002. Efecto de la luz y la temperatura sobre la composición bioquímica y la velocidad de crecimiento de la microalga *Chaetoceros muelleri*. Tesis de licenciatura no publicada. Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Mazatlán, Sinaloa, México. 50 pp.
- Pérez, L., S. Samanda y M. Espejo. 1997. Producción y empleo de cuatro generaciones parentales del camarón blanco *Penaeus schmitti* en un ciclo cerrado. *Revista de Investigación Marina*. (18) 2: 169-177.
- Peterson, G. L. 1979. Review of the folin phenol protein quantitation method of Lowry, Rosebrough, Farr and Randall. *Analytical Biochemistry*, 100: 201-220.
- Primavera, J. 1997. Socio-economic impacts of shrimp culture. *Aquaculture Research*. (28): 815-827.
- Raven, J. A., 1988. Limits of growth. En Borowitzka, M. A. y Borowitzka, L. J. (eds). *Microalgas biotechnology*. Cambridge University Press. pp. 331-356.
- Richmond, A. 1986. *Handbook of microalgal mass culture*. CRC Press, Boca Raton, Florida. 528 pp.
- Riley, J. P. y R., Chester. 1971. *Introduction to marine chemistry*. Academic Press, London and New York, 463 pp.
- Rodríguez, A., L. Lvay, G. Mourente, D. A. Jones. 1994. Biochemical composition and digestive enzyme activity in larvae and postlarvae of *P. japonicus* during herbivorous and carnivorous feeding marine biology. 118:45-51.
- Rodriguez-Rodriguez, B. B. 2000. Evaluación de las técnicas de producción de microalgas en el laboratorio comercial Generación Cincuenta, S. A. de C. V. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Sinaloa. Mazatlán Sinaloa, México. 35 pp.
- Samonte, G. P. B., C. C. Espigadera y R. D. Caturao. 1993. Economics of microalgae (*Chaetoceros calcitrans*) production using the multi-step method in the Philippines. *Aquaculture*. 112: 39-45.

- Sánchez-Pérez, J. A. 1994. n-3 polyunsaturated fatty acid productivity of the marine microalga (*Isochrysis galbana*). Growth conditions and phenotypic selection. *J. of Applied Phycology* 6:475-478.
- Sánchez-Saavedra, M.P. 1994. Efecto de la luz azul sobre el crecimiento, la composición bioquímica y el valor alimenticio de *Chaetoceros* sp. (Bacillariophyceae). Tesis de Doctorado en ciencias. CICESE. Ensenada, México. 90 pp.
- Sorokin, C. 1973. Dry weight, packed volume and optical density. 448 pp. En: Mc Vey, J. P. (Ed.). *Handbook of Phycological Methods. Culture Methods and Growth Measurement*. Cambridge University Press. Cambridge.
- Tinoco-Villa O. D. 1996. Evaluación cualitativa y cuantitativa de la producción de cultivos masivos al exterior de la microalga marina *Chaetoceros muelleri* en invierno y primavera. Tesis de Licenciatura. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 86 pp.
- Torres Rodríguez, L.M. 1997. Uso de un fotobioreactor para la producción masiva de microalgas para la acuicultura. Tesis de Maestría en Ciencias. Centro de investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, México. 66 pp.
- Treece, G. y M. Yates. 1990. Laboratory manual for the culture of Penaeid Shrimp larvae. Marine Advisory Service Sea Grant Cllage Program Texas A&M University, 95 pp.
- Trujillo-Valle, M. L. y D. Voltolina-Lobina. 1994. Cultivos de microalgas para la acuicultura. Universidad Autonoma de Baja California Sur. Serie Científica. 2 (1): 73-85.
- Vazhappilly, R., F. Chen. 1998. Eicosapentaenoic Acid and Docosahexanoic Acid Production Potencial of Microalgae and Their Heterothrophic Growth. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 75:393-397.
- Villalobos, P. S. 1991. Variación de los principales componentes de alga marina *Gracilaria lemaneiformis* (Rodophyta) durante 1989 en la laguna La Cruz Sonora, México. Tesis de Licenciatura. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 89 pp.
- Vonshak, A. 1988. Microalgas. Técnicas de cultivo en laboratorio para producción de biomasa a la interperie. En: Coombs, J., D. O., Hall, S. P., Long y J. M., Scurlock (Eds.). *Técnicas en fotosíntesis y bioproduktividad*. Colegio de Graduados. Chapingo, México. 258 pp.
- Zar, H. J. 1984. *Biostatistical Análisis*. Second editon. Prentice-Hall. 718 pp.

ANEXO I

EVALUACIÓN DE LABORATORIOS DE PRODUCCIÓN DE MICROALGAS

- 1) Compañía: Aqualarvas.
- 2) Especie producida: camarón blanco
 - 2.1) Capacidad instalada:

Para 24 millones de postlarvas, cuenta con el área de microalgas con un pequeño laboratorio, donde se tiene el cepario, una sección iluminada para cultivos de 1 l y garrafones de 20 l, con capacidad para 8 garrafones y un área al exterior con columnas de 400 l y 12 pilas de 4000l de capacidad, cultivo de Artemia con 6 módulos, área de maduración, donde se tienen un lote de reproductores para su propia producción de nauplios con 12 tanques y una pequeña sección con tinas de 60 l para el mantenimiento de los nauplios en condiciones controladas, área de maternidad, con una capacidad de 24 millones de postlarvas con 40 m³.
 - 2.2) Producción por año: 400 millones de nauplios.
- 3) Año de inicio de operaciones: 1994
- 4) Encargado del área de microalgas: Luis Enrique Aragón López Tec. En Edmón.. de Cooperativas Pesqueras (CETMAR, Guaymas).
Años de experiencia del personal: 4 años, dos de ellos en Camarón Dorado.
- 5) Otro personal del laboratorio: Número 1 Funciones: Lavado y esterilización de cristalería, lavado de cilindros de 30 y 300 l, lavado de pilas de 2500 l, inóculo de la cristalería, garrafones, columnas y de pilas y alimentación de las larvas de camarón.
¿Recibieron o reciben capacitación? El encargado solo fue a un curso de cultivo de microalgas en el CIBNOR y el resto lo fueron aprendiendo en el mismo trabajo, formados por Oc. Antonio Juvera.
- 6) Meses de operación al año: De enero a agosto (8 meses).
- 7) Volúmenes de producción diario: 12,000 l.
¿Es constante? No, depende de los cultivos larvarios, ya que en los primeros estadios se suministra CHGRA y THALA y en los cultivos de zoea y mysis se proporciona TETRA.
- 8) Especies o cepas en cultivo (especifique m³/día y concentraciones promedio)

<u><i>Chaetoceros</i> sp. (CHGRA)</u>	<u>7,000 l diarios</u>	<u>1,000,000 – 1,500,000 cel/ml</u>
<u><i>Thalassiosira weissfloyi</i></u>	<u>3,500 l diarios</u>	<u>400,000 – 500,000 cel/ml</u>
<u><i>Tetraselmis suecica</i></u>	<u>3,500 l diarios</u>	<u>300,000 – 400,000 cel/ml</u>
- 9) Promedio de cultivos desechados / mes: 21,000 l
 - 9.1) Por falta de demanda: Principalmente
 - 9.2) Por baja calidad: Ninguno.
- 10) ¿Tienen problemas de producción? No

11) ¿Cuál es el más común?

12) ¿Qué medidas correctivas utilizan?

13) Cepas ¿cuáles tienen? *Thalassiosira pseudonana*, *Thalassiosira weissfloyi*, *Isocrysis galbana*, *Chaetoceros muelleri*, y *Chaetoceros gracilis*.

¿Dónde las consiguieron? Estas cepas provienen del CICESE o excepción de *thalassiosira weissfloyi*, que proviene del Ecuador.

¿Cómo se mantienen? (Medio, tipo de recipiente, frecuencia de transferencia, otros) Las cepas se mantienen en el medio f/2 en tubos de ensaye con tapón de rosca de 20 ml de capacidad y se recambian cada 8/10 días, se inoculan con 2 o 3 gotas al tubo y los tubos de trabajo se inoculan con 2 o 3 ml de un tubo a otro, la cepa se purifica dos veces por ciclo y se utiliza agar inclinado. Las cepas de trabajo salen 3 cepas por triplicado diariamente y 3 cepas de reserva.

14) Cultivos masivos:

- Niveles de cultivo 250 ml, 1 l, 30 l, 300 l y 2500 l. Estos se inoculan de los de 250 ml a 4 de l y de estos se toman 2 por un garrafón en el laboratorio, de este garrafón se inoculan 4 al exterior y de estos se toman 2 a una columna de 400 l y de la columna se pasa a dos pilas.

Duración de cada nivel: cada nivel es de 3 días en el laboratorio, pero al exterior es de 2 días y solo excepcionalmente de 1 día.

- Medio de cultivo: el medio f/2. ¿ Es lo mismo para cada cepa o nivel? No.

- Especifique:

- Preparación del medio ¿puede dar especificaciones? (frecuencia de preparación de soluciones, como se almacenan y utilizan): cada mes se preparan a nivel de frascos de litro y de una semana para el cultivo a los cultivos masivos en garrafones de 20 l, en el primer caso se guardan en refrigeración y para el segundo en el laboratorio de microalgas a temperatura de 20 – 22 °C.

- El medio f/2 se prepara de la forma tradicional, pero al nivel de cilindros y de pilas es de la siguiente forma:

	F/U garrafones/columnas	Pilas
Agua purificada	10 l	10 l
Urea	1000 gr	1000 gr
Fosfato de sodio	60 gr	60 gr
EDTA sal disódica	35 gr	17.5 gr
Cloruro férrico	20 gr	10 gr
Vitaminas	10 ml	10 ml
Metales traza	8 ml c/u	8 ml c/u

- ¿Dónde compra los productos químicos? Química Valdivia.

- ¿A que precio?

- Recipientes para cultivo masivo (últimos 2 niveles): número. ¿Puede dar una breve descripción? (Dimensiones, material, ubicación): 15 columnas transparentes de 400 l, las cuales son colocadas sobre concreto al exterior, aunque se tiene capacidad para 22 columnas y se tienen pilas de concreto de 60 cm de

profundidad, con aireación por en medio con un tubo de PVC y de 5 m de largo por 1 ½ de ancho y no se utiliza el CO² a este nivel.

- 15) Rutina de limpieza de los recipientes ¿Usa cloro? No
 ¿ácido? Si, con ácido clorhídrico al 10 % tanto en la cristalería como en cilindro y pilas, para enjuagarse con agua dulce.
- 16) Agua de mar
 ¿De donde proviene? Para la cristalería, garrafones y pilas es de agua de mar y para columnas es tanto con agua de pozo como de mar.
 ¿Salinidad promedio? La de pozo es de 29 ppmil, para los cultivos de columnas y para cristalería, garrafones y pilas es a 35 ppmil del agua de mar.
 ¿Cómo llega al laboratorio? Es tomada con bomba sumergible y pasa a través de galería filtrante, se filtra con filtros de arena y carbón activado y finalmente con filtro de U.V.
 ¿Se clorina? Si ¿Cómo se elimina el cloro? El cloro se utiliza en los cilindros dew 30 l, garrafones, columnas de 300 l y en las pilas de 2500 l y se utiliza aireación y tiosulfato para eliminarlo. En los garrafones y columnas se utilizan 0.25 ml de cloro/l y 0.125 gr de tiosulfato para neutralizar y en las pilas no se agrega nada.
 Rutina de mantenimiento de filtros: Los filtros de arena se recambian cada ciclo y es con HCl diluido.
- 17) Temperatura promedio del laboratorio: En el cepario se mantiene a 24 °C con un aire de 2 toneladas.
 ¿Cómo se controla? Con acondicionador de aire.
 ¿Cuántos equipos y de que capacidad? En total son un aire de 2 ton.
 ¿En los cultivos al exterior que temperaturas tienen? Se mantienen entre 15 y 25 °C en invierno y entre 27 y 28 °C en verano, si no se utiliza la malla sombra suben hasta.
- 18) Corriente eléctrica ¿Conectados a la red? Si
 ¿Planta generadora? Si
 Alumbrado: focos (¿Número/reciente, watts, continuo o discontinuo?): se tienen 45 lámparas de 39 watts, donde los garrafones son iluminados por aproximadamente 4 lámparas y en cepario se tienen cubiertas con papel blanco, con el fin de evitar tener problemas con las cepas, ya que cuando están al descubierto se forman grumos para la especie CHGRA.
 Miden intensidad? No
- 19) Condiciones de cultivo
 Aire comprimido (compresor o soplador) Se tienen 2 sopladores interconectados de 3 H.P. c/u y tienen filtro de algodón solo en el laboratorio pero no al exterior.
 ¿Filtran el aire? Si ¿Cómo? Se utilizan filtros de algodón.
 ¿Inyección de CO₂? Si ¿Cómo? Se le agrega constantemente de 8 A.M. a 5 P.M. y se mide con un flujometro. El cual lo mantienen a RPM y entra una línea lateral después de pasar por una trampa para la humedad y a unos 5 metros de la toma principal del aire con una manguera delgada de diámetro interno de aproximadamente 1/5 de pulgada.
 Miden el Ph? No

ANEXO II

EVALUACIÓN DE LABORATORIOS DE PRODUCCIÓN DE MICROALGAS

- 1) Compañía: Camarón Dorado.
- 2) Especie producida: camarón blanco y camarón azul
 - 2.1) Capacidad instalada:

Para 23 millones de postlarvas, cuenta con el área de microalgas con un cepario, una sala intermedia con luz continua con 140 cilindros de 30 l c/u y 85 cilindros de 300 l c/u, un solarío con 4 módulos de 9 pilas c/u con capacidad de 2500 l por pila, un área de lavado y preparación de nutrientes, el larvario I con 16 tanques de 14,000 l c/u, el larvario II con 12 tanques de 40,000 l c/u, cultivo de Artemia con 2 módulos de 6 tanques c/u de 1000 l c/u, área de maduración y maternidad, que básicamente se utiliza para maternidad con una capacidad de 23 millones de postlarvas con 450 m³.
 - 2.3) Producción por año: 150 millones de nauplios.
- 3) Año de inicio de operaciones: 1991
- 4) Encargado del área de microalgas: Marielos Ing. En Acuicultura (CESUES) y Jorge Alfredo Lango Alemán Pas. M. en C. en Acuicultura (UNISON).
Años de experiencia del personal: 4 años, en el mismo Camarón Dorado, formada por el Oc. Antonio Juvera.
- 5) Otro personal del laboratorio: Número 5 Funciones: Lavado y esterilización de cristalería, lavado de cilindros de 30 y 300 l, lavado de pilas de 2500 l, inóculo de la sala intermedia, inóculo de pilas y alimentación de las larvas de camarón.
¿Recibieron o reciben capacitación? No recibieron, aprendieron en el mismo trabajo.
- 6) Meses de operación al año: De enero a julio (7 meses).
- 7) Volúmenes de producción diario: 29,000 l.
¿Es constante? Si
- 8) Especies o cepas en cultivo (especifique m³/día y concentraciones promedio)

<u>Chaetoceros sp. (CHX-1)</u>	<u>21,700 l diarios</u>
<u>Chaetoceros sp. (CHGRA)</u>	<u>7,100 l diarios</u>
<u>Dunalella sp.</u>	<u>3 l diarios</u>
<u>Isochrysis sp. (Tahiti)</u>	<u>300 l diarios</u>
- 9) Promedio de cultivos desechados / mes: 3,000 l
 - 9.1) Por falta de demanda: Principalmente
 - 9.2) Por baja calidad: Mínimo por contaminación bacteriana.
- 10) ¿Tienen problemas de producción? Si

- 11) ¿Cuál es el más común? Contaminación de la cepa que ocasiona una baja densidad en los cultivos posteriores, a veces hay un mal lavado del material o por el tiempo que se le da el tiosulfato para que neutralize el cloro.
- 12) ¿Qué medidas correctivas utilizan? Para la contaminación del cepario se arregla obteniendo cepas de nueva cuenta y los otros se arreglan con una mayor atención a los técnicos.
- 13) Cepas ¿cuáles tienen? *Dunaliella*, *Isochrysis*, *Chaetoceros muelleri*, y *Chaetoceros gracilis*.
 ¿Dónde las consiguieron? Estas cepas provienen del CICESE.
 ¿Cómo se mantienen? (Medio, tipo de recipiente, frecuencia de transferencia, otros) Las cepas se mantienen en el medio f/2 en tubos de ensaye con tapón de rosca de 20 ml de capacidad y se recambian cada 6 días, se inoculan con 3 o 5 ml al tubo.
- 14) Cultivos masivos:
- Niveles de cultivo 250 ml, 1 l, 20 l, 400 l y 3500 l. Estos se inoculan respectivamente con 40 ml, 190 ml, 1.5 l 45l y 500 l.
 Duración de cada nivel: cada nivel es de 3.
 - Medio de cultivo: el medio f/2. ¿ Es lo mismo para cada cepa o nivel? No.
 - Especifique:
 - Preparación del medio ¿puede dar especificaciones? (frecuencia de preparación de soluciones, como se almacenan y utilizan): cada semana se preparan a nivel de frascos de litro y de garrafones de 20 l, en el primer caso se guardan en refrigeración y para el segundo a temperatura ambiente en el cuarto de lavado de microalgas.

Nutrientes	F/U garrafones/columnas	Pilas
Nutrilake	800 gr	800 gr
Vitaminas	8 ml	15 ml
Fosfato de sodio	50 gr	25 gr
EDTA sal disódica	35 gr	17.5 gr
Cloruro férrico	20 gr	10 gr

- ¿Dónde compra los productos químicos?
- ¿A que precio?
- Recipientes para cultivo masivo (últimos 2 niveles): número. ¿Puede dar una breve descripción? (Dimensiones, material, ubicación): 85 columnas transparentes de 300 l, las cuales están colocadas de pares de 11 columnas, donde en medio se tienen 16 lámparas de 39 watts, están colocadas sobre una base de madera y arriba de estas columnas están los garrafones y cilindros de 30 l para proveer de microalga por gravedad y 4 módulos de 9 pilas con capacidad de 2500 l de aproximadamente 5 m de largo por 1 m de ancho con 1 m de profundidad, colocados al exterior protegidos entre paredes de concreto y con capacidad de instalar malla sombra para protección del sol, la cual es colocada en el mes de mayo cuando la temperatura ambiental empieza a subir y los cultivos no crecen bien.

- 15) Rutina de limpieza de los recipientes ¿Usa cloro? No

¿ácido? Si, con ácido clorhídrico al 30 % tanto en la cristalería como en cilindro y pilas, para enjuagarse con agua dulce.

16) Agua de mar

¿De donde proviene? Para la cristalería, es de agua de pozo y para columnas y pilas con agua de mar.

¿Salinidad promedio? La de pozo es de 38 ppmil, pero se rebaja hasta 28 ppmil para los cultivos de cristalería y para las columnas y pilas es a 35 ppmil del agua de mar.

¿Cómo llega al laboratorio? Es tomada con bomba sumergible y pasa a través de galería filtrante, se almacena en pilas de concreto y se filtra con filtros de arena.

¿Se clorina? Si ¿Cómo se elimina el cloro? El cloro se utiliza en los cilindros de 30 l, garrafones, columnas de 300 l y en las pilas de 2500 l y se utiliza aireación y tiosulfato para eliminarlo. En los cilindros se utilizan 90 ml de cloro y 10 gr de tiosulfato y en las pilas fueron 700 ml de cloro y 300 gr de tiosulfato.

Rutina de mantenimiento de filtros: Los filtros de arena se recambian cada ciclo de cultivo.

17) Temperatura promedio del laboratorio: En el cepario se mantiene a 20 °C con un aire de 1 tonelada, en la primera sección se mantiene entre 22 y 24 °C, pero en cultivos esta entre 19 y 29 °C (los 19 °C fueron medidos en este primer muestreo), empleado 5 aires de 1 ½ ton y en la segunda sección medí 26 °C al ambiente y en las columnas 24 °C, en esta solo tiene un ducto de un aire de 1 ½ ton.

¿Cómo se controla? Con acondicionadores de aire.

¿Cuántos equipos y de que capacidad? En total son 7 aires de 1 ½ ton siendo un total de 10 ½ ton..

¿En los cultivos al exterior que temperaturas tienen? Se mantienen entre 22 y 24 °C pero en mediciones realizadas en esta estancia se detectaron temperaturas de 19 y 20 °C a las 9:00 de la mañana.

18) Corriente eléctrica ¿Conectados a la red? Si

¿Planta generadora? Si

Alumbrado: focos (¿Número/reciente, watts, continuo o discontinuo?): se tienen 415 lámparas de 39 watts, de las cuales se tienen 16 lámparas horizontales por cilindro en la primera sección de la sala intermedia, 3 lámparas verticales por cilindro en la segunda sección de la sala intermedia, además se encontró que en esta sección de las 82 lámparas empleadas se tenían descompuesta 15 de éstas (aproximadamente el 18 %).

Miden intensidad? No

19) Condiciones de cultivo

Aire comprimido (compresor o soplador) Se tienen 2 sopladores uno de ellos de 4 H.P. para el laboratorio y no tiene una válvula de escape.

¿Filtran el aire? Si ¿Cómo? Se utilizan filtros de algodón.

¿Inyección de CO₂? Si ¿Cómo? Se le agrega constantemente, más no se mide y entra por una línea lateral a la entrada principal del aire con una manguera gruesa de diámetro interno de aproximadamente de 1/3 de pulgada.

Miden el Ph? No

ANEXO III

EVALUACIÓN DE LABORATORIOS DE PRODUCCIÓN DE MICROALGAS

- 1) Compañía: Centro de Reproducción de Especies Marinas del Estado de Sonora.
- 2) Especie producida: camarón blanco y camarón azul y ostión japones.
 - 2.1) Capacidad instalada: Para 30 millones de postlarvas de camarón y para 20 millones de semilla de ostión, se tiene un laboratorio para producción de microalgas y un solarío al interior y al exterior se tiene un área de cultivo de columnas y tanques, una sección para cultivo de larvas de camarón, con capacidad de 420 m³ y otra para cultivo de ostión, con capacidad de 475 m³.
 - 2.2) Producción por año: 40 millones de postlarvas de camarón por año y 20 millones de semilla de ostión por año..
- 3) Año de inicio de operaciones: 1984
- 4) Encargado del área de microalgas: Ing. en Acuicultura Jesús Valdés Pérez (CESUES)
Años de experiencia del personal: 10 años
- 5) Otro personal del laboratorio: Número 2 Funciones: Lavado y esterilización de vidriería, garrafones, columnas y tanques, preparación de los medios de cultivo.
¿Recibieron o reciben capacitación? No recibieron, solo el entrenamiento en el trabajo y el encargado solo ha asistido a un curso de microalgas.
- 6) Meses de operación al año: 11 meses.
- 7) Volúmenes de producción diario: cuando es cultivo de camarón son 45 m³ y cuando es para moluscos son 21 m³.
¿Es constante? No
- 8) Especies o cepas en cultivo (especifique m³/día y concentraciones promedio)

<u>Chaetoceros sp. (CHX-1)</u>	<u>12,000 l (moluscos), 33,000 (crustáceos)</u>	<u>1,200,000 cel/ml</u>
<u>Dunaliella sp.</u>	<u>6,000 l (moluscos) y 6,000 l (crustáceos)</u>	<u>300,000 cel/ml</u>
<u>Isochrysis sp. (T-ISO)</u>	<u>6,000 l (moluscos) y 6,000 l (crustáceos)</u>	<u>1,000,000 cel/ml</u>
- 9) Promedio de cultivos desechados / mes: 20,000 l
 - 9.1) Por falta de demanda: 50 %
 - 9.2) Por baja calidad: 50 % por contaminación bacteriana.
- 10) ¿Tienen problemas de producción? Mínimos a excepción de los años 1997 y 1995 por problemas con bacterias en el sistema.
- 11) ¿Cuál es el más común?
- 12) ¿Qué medidas correctivas utilizan?

- 13) Cepas ¿cuáles tienen? CHGRA, T-ISO, DUNA, 3 H (*Thalassiosira psuedonana*), *Chaetoceros calcitrans*, C-ISO (origen cubana), CHX-1 y *Nannochloropsis oculata*.
 ¿Dónde las consiguieron? CHGRA, 3 H y NANO en el CIBNOR, CHX-1, DUNA, *Ch. calcitrans* y T-ISO en el CICESE Y C-ISO EN Oregon.
 ¿Cómo se mantienen? (Medio, tipo de recipiente, frecuencia de transferencia, otros) Las cepas se mantienen en el medio f/2 en tubos de ensaye con tapón de rosca, donde se transfieren gotas para el cepario y por dilución seriada, cada 7 días se hacen los recambios cuando es producción y en periodos sanitarios en cada 10 días, además se mantienen matraces de trabajo y otra línea de matraces inviolados.
- 14) Cultivos masivos:
- Niveles de cultivo 1 l, 20 l, 300 l, 3500 l, 5,000 l, 12,000 l y 14,000 l.
 - Duración de cada nivel: cada nivel es de 2 días.
 - Medio de cultivo: el medio f/2. ¿ Es lo mismo para cada cepa o nivel? No.
 - Especifique: Al nivel de tanques se utiliza f/4 y f/8, desde el cepario hasta cilindros se emplea el medio f/2.
 - Preparación del medio ¿puede dar especificaciones? (frecuencia de preparación de soluciones, como se almacenan y utilizan): El medio f/2 se prepara en tambos de plástico de 200 l cada 7 días, cuando es producción y se almacena a 30 °C, se utiliza agua de la llave almacenada en reservorio y se esteriliza calentándola a 85 °C.
 - ¿Dónde compra los productos químicos? En Hermosillo Sonora, con diferentes proveedores.
 - ¿A que precio?
 - Recipientes para cultivo masivo (últimos 2 niveles): número. ¿Puede dar una breve descripción? (Dimensiones, material, ubicación): cilindros de fibra de vidrio transparentes de 300 l, y tanques de plástico translúcido de 3,500 l de capacidad, para el caso de los cilindros: cuando es cultivo de camarón se utilizan 8 afuera y 4 adentro para CHGRA, 4 adentro para cuando son los cultivos de moluscos. En el caso de T-ISO y DUNA se utilizan 4 de c/u adentro y al nivel de tanques son: en cultivo de camarón 7 afuera y 4 en el solarío de CHGRA y cuando son moluscos son 4 de CHGRA en el solarío, en el caso de T-ISO y DUNA, tanto para moluscos como camarón son 1 adentro en el laboratorio y 1 en el solarío, para la primera y 2 en el solarío para la segunda.
- 15) Rutina de limpieza de los recipientes ¿Usa cloro? Si, en el caso de T-ISO al 5 %.
 ¿ácido? Si, con ácido clorhídrico al 5 % para el resto de las especies..
- 16) Agua de mar
- ¿De donde proviene? agua de pozo.
 - ¿ Salinidad promedio? 34 – 36 ppmil.
 - ¿Cómo llega al laboratorio? Se filtra con filtros de arena, filtros de algodón de hasta 1 micra, carbón activado y UV hasta el nivel de columnas, en el caso de tanques solo se clorina con 0.1 ml/l.
 - ¿Se clorina? Si ¿Cómo se elimina el cloro? Con tiosulfato.
 - Rutina de mantenimiento de filtros: Lavado con cloro una vez por semana.

- 17) Temperatura promedio del laboratorio: de 20 °C a 30 °C..
¿Cómo se controla? Con aire acondicionado central.
¿Cuántos equipos y, de que capacidad? Un aire central de 5 ton, aunque se tiene uno de 3 ton, que esta descompuesto.
¿En los cultivos al exterior que temperaturas tienen? Varia desde 13 hasta 35 °C, pero en el solarío va desde 18 hasta 3 °C.
- 18) Corriente eléctrica ¿Conectados a la red? Si
¿Planta generadora? Si de 100 KVC.
Alumbrado: focos (¿Número/reciente, watts, continuo o discontinuo?): 18 lámparas de 75 watts con un subtotal de 72 lámparas para los cilindros y 5 lámparas de 72 watts por tanque, con un subtotal de 24 lámparas y un total de 176 lámparas de 75 watts..
Miden intensidad? No
- 19) Condiciones de cultivo
Aire comprimido (compresor o soplador) Se tienen 2 sopladores de 2 ½ H.P. con capacidad para el laboratorio, solarío y cultivos al exterior.
¿Filtran el aire? Si ¿Cómo? Se utilizan filtros dobles de algodón de 5 micras.
¿Inyección de CO₂? Si ¿Cómo? Cada 8 horas, con un máximo de 20 minutos.
Miden el Ph? No