



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS



VARIACIÓN DE LA COMPOSICION ESPECÍFICA Y ABUNDANCIA DE CIANOFITAS EN ESTANQUES DE CAMARÓN

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS
EN
MANEJO DE RECURSOS MARINOS

PRESENTA

MARIA ALEJANDRA RAMIREZ RUIZ

LA PAZ, B.C.S., JUNIO 2009



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., siendo las 12:00 horas del día 21 del mes de Mayo del 2009 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CICIMAR para examinar la tesis de grado titulada:

“VARIACIÓN DE LA COMPOSICIÓN ESPECÍFICA Y ABUNDANCIA DE CIANOFITAS EN ESTANQUES DE CAMARÓN”

Presentada por el alumno:

RAMÍREZ Apellido paterno	RUIZ materno	MARÍA ALEJANDRA nombre(s)							
		Con registro: <table border="1"><tr><td>A</td><td>0</td><td>7</td><td>0</td><td>3</td><td>3</td><td>5</td></tr></table>	A	0	7	0	3	3	5
A	0	7	0	3	3	5			

Aspirante al grado de:

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA

Director de tesis
PRIMER VOCAL

DRA. MARÍA MARGARITA CASAS VALDEZ

PRESIDENTE

DR. DAVID ALFARO SIQUEIROS BELTRONES

SECRETARIO

DRA. CHRISTINE JOHANNA BAND SCHMIDT

SEGUNDO VOCAL

DRA. BÁRBARA GONZÁLEZ ACOSTA

2°. DIRECTOR

TERCER VOCAL

DRA. HILDA LEÓN TEJERA

EL PRESIDENTE DEL COLEGIO

DR. RAFAEL CERVANTES DUARTE



IPN
CICIMAR
DIRECCION



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., el día 5 del mes Junio del año 2009, el (la) que suscribe HB. MARÍA ALEJANDRA RAMÍREZ RUIZ alumno(a) del Programa de MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS con número de registro A070335 adscrito al CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de tesis, bajo la dirección de: DRA. MARÍA MARGARITA CASAS VALDEZ y DRA. BÁRBARA GONZÁLEZ ACOSTA y cede los derechos del trabajo titulado: "VARIACIÓN DE LA COMPOSICIÓN ESPECÍFICA Y ABUNDANCIA DE CIANOFITAS EN ESTANQUES DE CAMARÓN"

al Instituto Politécnico Nacional, para su difusión con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección: alex_ram13@hotmail.com amartin@ipn.mx bagonzal@hotmail.com Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

HB. MARÍA ALEJANDRA RAMÍREZ RUIZ

nombre y firma

A mi mamá Rosy
Por tu amor, tu apoyo y confianza de toda la vida

A mi hermana Erika
Por estar siempre a pesar de la distancia, te admiro por
ser una gran mujer

A mi sobrina Sasha
Te amo muñeca por regalarme tantas sonrisas

Porque ustedes son lo que más amo
y
Mi motivo para seguir adelante

A mi mamá Mary
Por enseñarme que con esfuerzo, perseverancia y mucha
paciencia se alcanzan las metas

Seguirás en mi corazón por siempre

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer en primera instancia al Instituto Politécnico Nacional y a CICIMAR por brindarme la oportunidad de crecer académicamente y por las becas otorgadas (PIFI, Beca-Tesis).

A CONACYT, por el apoyo financiero otorgado durante la realización del posgrado.

A la granja camaronícola Marea Alta Comercial S. A. de C. V., por permitirnos el acceso a sus instalaciones y su colaboración en la toma de muestras.

Un agradecimiento muy especial a mi directora la Dra. Margarita Casas Valdez, quien estuvo detrás de la realización de este proyecto y por su invaluable aportación para la realización de este documento.

A mi codirectora Dra. Bárbara González Acosta, por rescatarme cuando todo parecía perdido, por sus enseñanzas, su amistad y sobre todo por su paciencia.

A mi comité revisor, conformado por: Dra. Christine J. Band Schmidt, Dr. David Alfaro Siqueiros Beltrones, Dra. Hilda León Tejeda por su disposición en la revisión del documento, así como por sus comentarios y aportaciones que ayudaron a mejorar este trabajo.

A MC. Gustavo de la Cruz por sus comentarios y asesorías

A Dr. Fernando Aguirre por ayudarme en la edición de las gráficas.

Al buen Humberto Ceseña Amador por su eficiencia en los trámites administrativos, su amable atención y su buen humor.

Al personal de la Biblioteca y de Cómputo de CICIMAR por brindar siempre un servicio eficiente y cordial.

A MC. Noemí Aguila, Dra. Claudia Guerrero, MC. Diana Urías, Dra. Aída Martínez, Dr. Rodolfo Ramírez, por escucharme y apoyarme en los momentos difíciles y sobre todo por brindarme su amistad.

A mis amigos y compañeros con quienes conviví durante esta etapa compartiendo alegrías, desvelos, preocupaciones, etc. y quienes fueron un gran apoyo en las buenas y en las otras.....

A mis amiguitos que a pesar de la distancia siempre me apoyaron mandando “buenas vibras” y “muchas porras” para poder concluir esta tesis.

A todos ¡¡Gracias!! porque de alguna manera estuvieron involucrados en la elaboración de esta tesis.

ÍNDICE

LISTA DE TABLAS	i
LISTA DE FIGURAS	ii
GLOSARIO	iv
RESUMEN	vi
ABSTRACT	vii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	5
3. JUSTIFICACIÓN	8
4. OBJETIVOS	9
4.1 Objetivo General	9
4.2 Objetivos Particulares	9
5. HIPÓTESIS	9
6. ÁREA DE ESTUDIO	10
7. MATERIAL Y MÉTODOS	12
7.1 Composición específica de cianofitas	12
7.2 Abundancia de cianofitas	14
7.3 Variables físicas y químicas	16
7.3.1 Temperatura y oxígeno	16
7.3.2 Nutrientes	17
7.4 Procesamiento de datos	17
8. RESULTADOS	19
8.1 Composición específica	19
8.2 Abundancia	21
8.3 Variables físicas y químicas	26
8.3.1 Temperatura y oxígeno	26
8.3.2 Datos climáticos	30
8.3.3 Nutrientes	30
8.4 Similitud	36
8.5 Correlación de la abundancia de las cianofitas con el ambiente fisicoquímico	37

9. DISCUSIÓN	38
9.1 Riqueza específica.....	39
9.2 Abundancia.....	41
9.3 Variables físicas y químicas.....	43
10. CONCLUSIÓN	47
11. RECOMENDACIONES	47
12. BIBLIOGRAFÍA	48
13. APÉNDICE	55

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Características del sistema de producción intensivo utilizado en la granja Marea Alta Comercial.....	11
Tabla 2. Duración del periodo de cultivo de camarón para cada estanque.....	12
Tabla 3. Composición específica y abundancia promedio de cianofitas (org. mL ⁻¹) observada en los estanques 4, 8, 9,16, y 17 en la granja Marea Alta Comercial, en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007)	22
Tabla 4. Abundancia quincenal de cianofitas dominantes (org. mL ⁻¹) en los estanques 4, 8, 9,16 y 17, durante el ciclo de cultivo (julio a octubre del 2007), en la granja Marea Alta Comercial. Para el estanque 9 su periodo de cultivo fue del 15 de mayo al 15 de octubre.....	26
Tabla 5. Temperatura media (°C), velocidad media del viento (km h ⁻¹) y precipitación media (mm) registrados en la estación Meteorológica de Mazatlán, Sinaloa, en el periodo de julio a octubre del 2007.....	30
Tabla 6. Valores del coeficiente de correlación de Spearman entre la abundancia de las especies y las variables (físicas y químicas).	38

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica de Escuinapa Sinaloa (a, b).....	10
Figura 2. Esquema de la granja de cultivo de camarón Marea Alta Comercial, ubicación de los estanques, toma de agua, cárcamo, canal de llamada y canal de descarga. El muestreo se realizó en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17.....	11
Figura 3. Abundancia total (org. mL ⁻¹) de cianofitas en los estanques estudiados (4, 8, 9, 16 y 17), durante el ciclo de cultivo (del 15 de mayo al 15 de octubre del 2007), en la granja Marea Alta Comercial.....	23
Figura 4. Abundancia total (org. mL ⁻¹) por quincena de las cianofitas observadas en los estanques estudiados en la granja Marea Alta Comercial, durante el ciclo de cultivo (mayo a septiembre del 2007).....	23
Figura 5. Temperatura y oxígeno promedio diarios (04:00, 08:00, 16:00, 20:00, 24:00 horas) en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17 de la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007).....	28
Figura 6. Temperatura y oxígeno promedio quincenales en los estanques 4, 8, 9 16 y17, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007).....	29
Figura 7. Variación quincenal de la concentración de nitritos (NO ₂) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de julio al 15 de septiembre del 2007).....	32

Figura 8. Variación quincenal de la concentración de nitratos (NO_3) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de julio a l 15 de septiembre del 2007).....33

Figura 9. Variación quincenal de la concentración de amonio (NH_4) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007).....34

Figura 10. Variación quincenal de la concentración de ortofosfatos (PO_4) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007).
.....35

Figura 11. Clasificación de muestras de los estanques basada en la abundancia de las cianofitas observadas durante el ciclo de cultivo 2007. La línea punteada representa el sitio de corte para la asignación de los grupos: 1, 2, 3 y 4.....37

GLOSARIO

Anoxia. Ausencia casi total de oxígeno disuelto en las aguas del fondo; los valores que indican dicha condición están comprendidos entre 0 - 1.0 mg L⁻¹.

Blooms microalgales. Llamados también florecimientos, se deben a la proliferación anómala del número de microalgas presentes en el agua, que pueden llegar incluso a millones de células por litro. Son la causa de las aguas turbias y con color anormal.

Canal de llamada. Canal por donde se distribuye el agua del cárcamo de bombeo hacia los estanques.

Célula apical. Célula terminal de un tricoma.

Cianofitas. Organismos procariontes fotosintéticos oxigénicos llamados también algas verde-azules o cianofitas, algunas de ellas tienen capacidad para fijar nitrógeno atmosférico.

Cocoide. Forma más o menos esférica.

Eutrofización. Se presenta por un enriquecimiento de las sustancias nutritivas en el agua, que pueden generar, proliferaciones microalgales (blooms) y crecimiento de plantas acuáticas, con aguas pobres en oxígeno alterando su calidad.

Efluente. Salida o flujos salientes de cualquier sistema que despacha flujos de agua, a un tanque de oxidación, a un tanque para un proceso de depuración biológica del agua, etc.

Filamento. Talo o parte del talo de un alga de desarrollo linear, compuesto generalmente por una sola fila de células. En cianofitas se llama filamento al tricoma que presenta vaina.

Hemocianina. Proteína de la sangre de los moluscos y crustáceos que difiere de la hemoglobina por presentar cobre, la función esencial de la hemocianina es transportar oxígeno.

Hemolinfa. Líquido circulatorio de los artrópodos, moluscos, etc., parecido a la sangre de los vertebrados. Su composición varía mucho de una especie a otra. Puede ser de diferentes colores o incluso incolora; los pigmentos suelen proceder de la alimentación o de los procesos metabólicos y no tienen ninguna función biológica, ya que el transporte de gases es independiente del aparato circulatorio. Contiene células sanguíneas de diferentes tipos y funciones.

Heterocito. Célula intercalada o terminal presente en el filamento de algunas cianofitas; incoloras, de pared gruesa y con nódulos polares. Célula diferenciada contenedora de la enzima nitrogenasa que actúa en la fijación de nitrógeno molecular.

Hipertrófico. Sistema saturado con elevado contenido de nutrientes, tanto en las formas inorgánicas como totales de nitrógeno y fósforo.

Microaerofílico es aquel organismo capaz de utilizar el oxígeno como último aceptor de electrones en su proceso metabólico para obtener energía, pero que a concentraciones atmosféricas le resulta perjudicial. Por ello, crecen donde la atmósfera está enriquecida con dióxido de carbono (CO₂).

Morfotipo. En las especies que presentan varias formas, se refiere a cada uno de los estados distinguibles.

Tricoma. Hilera de células del filamento sin una vaina.

Vaina. Cubierta de polisacáridos en torno de una célula, tricoma o colonia.

RESUMEN

Las cianofitas son organismos procariontes fotosintéticos, fijadores de nitrógeno atmosférico, que pueden formar blooms principalmente en ambientes eutróficos. Estos han sido detectados en granjas camaronícolas del Noroeste de México, provocando efectos nocivos en los organismos en cultivo. Por lo anterior con este trabajo se pretende determinar la variación de la composición específica y la abundancia de las cianofitas en estanques de cultivo de camarón en un ciclo de producción. Este estudio se realizó en una granja, localizada en Sinaloa. Se seleccionaron cinco estanques, a los cuales diariamente se les midió la temperatura y el oxígeno. Se realizaron muestreos quincenales tanto para la determinación de nutrientes (NO_2 , NO_3 , NH_4 y PO_4) como para la identificación y cuantificación de la abundancia de las cianofitas. Hubo poca variación en la riqueza específica de las cianofitas a lo largo del ciclo de cultivo, ya que la mayoría de las especies se mantuvo presente. Para la determinación de la abundancia, se utilizó la técnica de conteo directa por epifluorescencia. Se encontraron 16 especies, las más abundantes fueron: *Pseudanabaena catenata* ($9\ 247\ \text{org. mL}^{-1}$), *Calothrix* spp. ($7\ 801\ \text{org. mL}^{-1}$) y los morfotipos no identificados: sp.1 ($5\ 659\ \text{org. mL}^{-1}$) y sp.3 ($11\ 683\ \text{org. mL}^{-1}$). Se observó que la abundancia se relaciona principalmente con las formas nitrogenadas. Durante el ciclo de cultivo (15 de julio - 15 de octubre, 2007), la abundancia fue mayor en los meses más cálidos y menor al final del ciclo. Hubo variación en la abundancia promedio entre estanques, donde el estanque 16 fue muy heterogéneo, presentando de $1\ 200$ a $3\ 500\ \text{org. mL}^{-1}$, los estanques 4 y 8, se caracterizaron por tener densidades intermedias entre 500 y $1\ 200\ \text{org. mL}^{-1}$ y el estanque 17 presentó abundancias bajas de 100 a $300\ \text{org. mL}^{-1}$. Los nutrientes (NO_2 , NO_3 , NH_4 y PO_4) no presentaron un patrón definido a lo largo del ciclo, siendo el nitrato (NO_3), el más abundante, se encontraron diferencias entre estanques y entre quincenas. El análisis de correlación entre la abundancia de las cianofitas y las variables fisicoquímicas sugiere, una relación entre la abundancia de algunas especies (*Gomphosphaeria aponina*, *Pseudanabaena catenata*, *Chroococcus obliteratus*, *Johannesbaptistia pellucida*, sp.1 y sp. 2) y la concentración de NO_2 , NO_3 , NH_4 , PO_4 y la temperatura.

ABSTRACT

The Cyanophytes are photosynthetic prokaryotes, which can fix molecular nitrogen. They can form blooms mainly in eutrophic environments. These have been detected in shrimp farms in the northwest of Mexico, provoking nocive effects in the cultured organisms. Because of the information mentioned above, this paper tries to determine the specific composition and the abundance of cyanophytes, and their variation in shrimp culture ponds in a production cycle. This study was carried out in a shrimp farm located in Escuinapa, Sinaloa. Five ponds were selected which temperature and oxygen were measured daily. Samples were taken every two weeks for determining nutrients (NO_2 , NO_3 , NH_4 , and PO_4) and for the identification and quantification of cyanophytes. There was little variation in the specific richness of cyanophytes along the culture cycle, since most of the species were always present. To determine the abundance of cyanophytes, the technique of direct count by epifluorescens was used. Sixteen species were identified, the most abundant were: *Pseudoanabaena catenata* (9 247 org. mL^{-1}), *Calothrix* spp. (7 801 org. mL^{-1}) and the non- identified morphotypes sp. 1 (5 659 org. mL^{-1}) and sp. 3 (11 683 org. mL^{-1}). During the culture cycle (July 15 to October 15, 2007), the abundance was higher in the warmer months and lower at the end of the cycle. There were variations on the average abundance among ponds. Pond 9, presented the highest total abundance (18 435 org. mL^{-1}). Pond 16 was very heterogeneous, reaching an abundance from 1 200 to 3 500 org. mL^{-1} , ponds 4 and 8 show intermediate densities between 500 and 1 200 org. mL^{-1} , and pond 17 had a low abundance from 100 to 300 org. mL^{-1} . In the nutrients (NO_2 , NO_3 , NH_4 and PO_4) no pattern along the cycle was observed. The most abundant nutrient was the nitrate (NO_3). Differences were found among ponds and dates of sample collection. The correlation analysis suggests that there is a relationship between the abundance of some species (*Gomphosphaeria aponina*, *Pseudanabaena catenata*, *Chroococcus obliteratus*, *Johannesbaptistia pellucida*, sp.1 y sp. 2) and the concentration of NO_2 , NO_3 , NH_4 , PO_4 and the temperature.

1. INTRODUCCION

Las algas son un grupo polifilético, muy diverso y grande, constituido por productores primarios, provistos de diferentes pigmentos fotosintéticos. Con organización celular eucariota y procariota. En ambientes marinos se encuentran como formas planctónicas o bentónicas, viven en simbiosis con vegetales (hongos, algas, etc.) y animales (protozoarios, esponjas, etc.) (Acleto & Zúñiga, 1998). Hasta hoy se han clasificado, al menos, en 12 grupos o divisiones: Cyanophyta, Prochlorophyta, Chlorophyta, Charophyta, Euglenophyta, Chrysophyta, Xantophyta, Bacillariophyta, Pyrrhophyta, Chrythophyta, Phaeophyta y Rhodophyta (Bold & Wynne, 1985).

Actualmente, la división Cyanophyta conformada por organismos pocariontes conocidos preferentemente como cianobacterias, llamadas también cianofitas o algas verde-azules (Acleto & Zúñiga, 1998), son los microorganismos fotosintéticos oxigénicos más primitivos, que presentan una gran variabilidad morfológica y estructural, debido a que han desarrollado estrategias ecofisiológicas de adaptación a diferentes condiciones ambientales (Whitton & Potts, 2000).

En general las formas morfológicas que caracterizan a las cianofitas son: no filamentosas y filamentosas. Las formas no filamentosas comprenden a las cocoides solitarias o unicelulares y a las formas pluricelulares agrupadas en colonias. Las colonias son microscópicas o macroscópicas, con arreglo laminar, globular, irregular o alargadas. Entre las formas filamentosas, se distinguen los tricomas y/o filamentos que pueden ser tanto simples o con pseudoramificaciones, que nacen de la ruptura del tricoma, o con ramificaciones verdaderas. En los organismos filamentosos sin vaina evidente, tricoma se usa como sinónimo de filamento, el primero consiste de una fila de células dispuestas una detrás de la otra, como resultado de la división celular en un solo plano; mientras que el filamento comprende al tricoma o tricomas incluidos en una vaina mucilaginoso común (Acleto & Zúñiga, 1998).

Los principales factores físicos y químicos que influyen en la presencia, distribución y abundancia de las microalgas en los ecosistemas acuáticos son: temperatura, oxígeno disuelto, CO₂, pH, alcalinidad, sólidos disueltos, dureza, transparencia, turbiedad, conductividad y cantidad de nutrientes, donde la variación de éstos a través del año, influye directamente en la dinámica del sistema (Barnes & Mann, 1980).

Dada la versatilidad fisiológica de las cianofitas, pocos factores físico-químicos se pueden considerar como limitantes. El oxígeno no pertenece a esta categoría. Se han observado a numerosas colonias de cianofitas creciendo en zonas rocosas muy oxigenadas por el movimiento constante del agua y también se han encontrado en el fondo de los esteros, en aguas casi inmóviles y poco oxigenadas (Gómez, 1970).

La temperatura influye en la tasa de producción primaria y en las reacciones metabólicas de la reproducción y el crecimiento de las especies (De la Lanza, 1998). Los niveles de tolerancia de las algas frente a las variaciones de la temperatura son diversos (Wetzel, 1981), de tal forma que los organismos del fitoplancton elevan su tasa de crecimiento cuando aumenta la temperatura hasta algún valor óptimo, después del cual disminuye, con frecuencia hasta cero (Marshall, 1991).

Las cianofitas hacen dos contribuciones importantes en las comunidades biológicas: a) Son organismos fotoautótrofos, que realizan la fotosíntesis con liberación de oxígeno, presentan clorofila *a* como pigmento fotosintético primario y ficobiliproteínas como pigmentos auxiliares; b) Comparten con algunas otras bacterias la capacidad de fijar nitrógeno molecular y reducirlo a amonio (NH₄), una forma que todas las células pueden aprovechar. Los autótrofos que no pueden fijar el N₂ tienen que utilizar nitrato (NO₃), que es un nutriente limitante (Bryant, 1986), mismo que habrá de ser reducido también.

Dependiendo de su capacidad para fijar nitrógeno, estos microorganismos se pueden dividir en tres grupos: 1) Cianofitas filamentosas que presentan heterocitos; en este caso la fijación del nitrógeno se lleva a cabo en presencia de

la enzima nitrogenasa en condiciones microaerófilas; 2) Cianofitas filamentosas y unicelulares que no presentan heterocitos, capaces de llevar a cabo la fijación del nitrógeno, en condiciones anóxicas y microaerófilas en diversos ambientes incluyendo los tapetes microbianos; 3) Cianofitas filamentosas y unicelulares que no tienen heterocitos y que fijan nitrógeno molecular, en el cual, los procesos de fotosíntesis y fijación de nitrógeno se separan en el tiempo, realizándose la fotosíntesis durante las horas de luz y la fijación de nitrógeno solamente por la noche (Villbrandt & Stal, 1996).

Dada su abundancia en distintos ambientes las cianofitas son importantes para la circulación de nutrientes, incorporando nitrógeno a la cadena alimentaria, en la que participan como productores primarios o como descomponedores (Sze, 1998). Sin embargo, concentraciones excesivas de los principales nutrientes, como el nitrógeno (N) y el fósforo (P), puede dar lugar a florecimientos descontrolados de cianofitas (eutrofización) (Boyd, 1989).

Al igual que las bacterias, tienen una organización procarionte y una amplia distribución, y habitan en todos los ambientes acuáticos: charcas, lagos, reservorios, aguas dulces, salobres o marinas; así como en los ambientes terrestres. Las cianofitas acuáticas pueden ser planctónicas o bentónicas.

Las cianofitas planctónicas filamentosas, eventualmente pueden desarrollarse en grandes masas, denominadas «blooms» o florecimientos, que aunque pueden ocurrir naturalmente, pueden ser favorecidos, usualmente, por efectos antropogénicos. Las especies bentónicas se encuentran en el fondo, formando tapetes o adheridas a un sustrato como rocas, arena, lodo o diversas plantas (Acleto & Zúñiga, 1998).

En ambientes artificiales como los estanques de cultivo de camarón, la presencia de cianofitas puede alcanzar desarrollos excesivos.

Como parte del crecimiento global de la acuicultura, la producción mundial de crustáceos se ha expandido considerablemente y se espera que esta tendencia continúe en los próximos años como respuesta al crecimiento de la población

humana (Davis *et al.*, 2004). La mayor parte de la actividad camaronícola en el mundo se lleva a cabo en la zona costera en instalaciones externas y en estanques de tierra. En México, la camaronicultura alcanzó una producción de 114 317 toneladas en el 2007. Sinaloa es uno de los principales estados productores de camarón por cultivo en México; donde para el 2007 se reportó una producción de 33 408 toneladas (CONAPESCA, 2007).

El objetivo principal de la acuicultura es la producción de especies acuáticas bajo condiciones controladas o semicontroladas. Para optimizar el crecimiento de los organismos en granjas de cultivo se utilizan alimentos balanceados y fertilizantes, principales agentes que afectan la calidad del agua en la acuicultura (Cho *et al.*, 1994; Boyd & Tucker, 1998). Una parte es inmovilizada por la absorción del suelo y fijación por bacterias, otra es volatilizada, absorbida por el fitoplancton o descargada en los efluentes (Ritvo *et al.*, 1998). Los fertilizantes son utilizados para incrementar la productividad primaria y constituyen el segundo ingreso de nutrientes en sistemas de cultivo. Florecimientos fitoplanctónicos se producen por una excesiva carga de nutrientes colaborando con el proceso de eutrofización. Al morir estas microalgas forman materia orgánica que es descompuesta por bacterias con la consecuente disminución de los niveles de oxígeno disuelto (Boyd, 1989) en el fondo de los estanques.

Los camarones también son susceptibles a sustancias tóxicas, pueden provenir de fuentes de tipo: industrial, urbano, agrícola, efluentes de otros estanques o granjas camaroneras vecinas y algas tóxicas, estas pueden producir “branquias negras” o una condición conocida como “enteritis hemocítica”, causada por la ingestión de algas verde-azules productoras de toxinas, incluyendo a la forma filamentosa *Schizothrix calcicola* (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna, 2003).

Si bien a lo largo de toda la historia se han registrado brotes de algas tóxicas y no tóxicas en el mar, estos se han incrementado durante las últimas décadas (Anderson, 1989; Smayda, 1989a; Hallegraeff, 1993). En diversas áreas tales como el Mar Báltico, Mar del Norte, Mar Adriático, costas del Japón y Golfo de México, estos florecimientos se han convertido en un fenómeno constante y su

elevada frecuencia ha acompañado el enriquecimiento nutricional de las aguas costeras a escala global (Smayda, 1989b).

2. ANTECEDENTES

Existen reportes sobre envenenamiento, enfermedades, e incluso muerte, por exposición y/o consumo de cianofitas por crustáceos y moluscos cultivados, animales de granja y hasta en humanos. Por ejemplo, en 1972 y 1973 se registraron mortalidades de peces en la Bahía de Biscayne, Florida, asociadas a varias especies de cianofitas tóxicas. En Australia, el caso más grave de envenenamiento en humanos, fue causado por una proliferación de cianofitas en Palm Island en 1980. En Micronesia, en 1994, hubo un caso de muerte masiva de peces juveniles asociada a una proliferación simultánea de algas entre las que se encontraban las cianofitas *Schizothrix calcicola* y *Lyngbya majuscula*. Desde 1995, en San Roque Dam, Argentina, se han estado haciendo monitoreos de primavera a otoño en estanques de agua para uso humano, ya que se detectaron proliferaciones de cianofitas tóxicas que además provocan mal olor y sabor al agua. En la India, *Schizothrix*, *Lyngbya* y *Synechococcus*, han causado mortalidades en estanques de acuicultura en fechas recientes (Ochoa *et al.*, 2004).

En México, en 1991, se reportaron varios casos de proliferaciones de cianofitas en las que se encontraron las especies: *Schizothrix calcicola*, *Anabaenopsis elenkenii*, *Oscillatoria limnética*, *Anabaena aequalis* junto con el dinoflagelado *Prorocentrum minimum* en estanques de cultivo semi-intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en Sinaloa, causando en los organismos efectos de estrés, disminución de talla y peso, infecciones virales e incluso la muerte. En los últimos años, han sucedido varios casos de desarrollo anormal, enfermedad y hasta muerte de crustáceos cultivados también en otras zonas (Ochoa *et al.*, 2004; Alonso-Rodríguez *et al.*, 2005).

En Sinaloa los estanques de camarón son típicamente hipertróficos, esto significa que son sistemas que reciben un exceso de nutrientes (Smith *et al.*, 1999). Lo anterior provoca que frecuentemente se generen problemas de exceso de

biomasa fitoplanctónica, lo que causa la disminución de oxígeno disuelto durante la noche. Estos sistemas de cultivo, también pueden ser promotores de crecimiento de microalgas nocivas, las cuales no han sido previamente detectadas en la fuente de suministro de agua (Glibert & Terlizzi, 1999). Algunos de los nutrientes, dependiendo de su forma química y concentración, pueden llegar a ser tóxicos para el camarón. El nitrito (NO_2) en concentraciones de 10 a 20 mg L^{-1} , se combina con la hemocianina y reduce drásticamente la capacidad de la hemolínfa para transportar oxígeno. Esto ha sido reportado en estanques intensivos. Por otro lado, el amonio (NH_4) cuando se presenta en el agua de los estanques en forma no ionizada (NH_3) y a concentraciones mayores de 10 mg L^{-1} puede provocar estrés en los camarones, aunque pocas veces llega a ser letal (Boyd, 1970).

Para las granjas camaronícolas del Noroeste de México, Cortés-Altamirano & Licea-Durán (1999), reportaron un florecimiento algal con una duración de 10 días, donde las especies dominantes fueron *Anabaena elenkenii*, *Anabaena aequalis* y *Schizothrix calcicola*. Particularmente en una de estas granjas, detectaron florecimientos de *Schizothrix calcicola* ($>140 \times 10^6 \text{ cel/L}^{-1}$) y esto fue relacionado con una disminución en el peso del camarón de 0.1 g por semana.

En las aguas costeras aledañas a Sinaloa, se ha detectado una amplia composición fitoplanctónica donde predominan diatomeas, dinoflagelados, cianofitas, algas verdes y algunos silicoflagelados (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna, 2001). En las granjas de camarón localizadas en el Noroeste de México, la abundancia del fitoplancton varía ampliamente. Se han registrado abundancias de fitoplancton cercanas a $3 \times 10^6 \text{ cel L}^{-1}$ en condiciones de operación normal y más de $15 \times 10^9 \text{ cel L}^{-1}$ durante los florecimientos, presentándose una mayor abundancia en los estadios avanzados del ciclo de cultivo, siendo la especie dominante (>88.9%) la cianobacteria *Synechocystis diplococcus* (Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna, 2003).

En la Granja Acuícola Marea Alta Comercial, localizada en el Municipio de Escuinapa, Sinaloa, se llevó a cabo un estudio en el ciclo correspondiente al 2004, donde se determinó la composición específica de las cianofitas. Se

reportaron como especies más frecuentes a lo largo de todo el ciclo a: *Gomphosphaeria aponina* var. *delicatula*, *Lyngbya majuscula* y *Calothrix aeruginea*, la frecuencia relativa de la primera varió entre 10% y 25%, siendo particularmente abundante en un estanque. La segunda varió entre 2% y 40%, mientras que la tercera varió entre 2% y 70%. Asimismo, se detectó la presencia de las dos primeras especies, en el intestino de los camarones en cultivo, encontrando también daño en el epitelio del mismo (Casas-Valdez *et al.*, 2005).

En el ciclo comprendido de junio a octubre del 2003, en la misma granja se realizó un trabajo donde se determinó la variación espacial y temporal de las asociaciones microalgales, representadas por diatomeas y dinoflagelados. Se realizaron muestreos mensuales de fondo y de arrastre. Se identificaron 100 taxa de diatomeas, correspondientes a 46 géneros; de estos los más representativos fueron: *Nitzschia* (9), *Amphora* (7) y *Navicula* (6). La diversidad varió obteniéndose los valores más bajos en junio ($H'=1.5$) y los más altos en septiembre y octubre ($H' = 4.3$). Se identificaron 44 taxa de dinoflagelados; *Protoperidinium* cf. *pacificum*, *Scrippsiella trochoidea*, *Prorocentrum minimum* presentaron las mayores abundancias. Se encontraron taxa considerados como nocivos (*Peridinium quinquecorne* y *Noctiluca scintillans*) y formadores potenciales de florecimientos algales nocivos en los estanques de cultivo (Acevedo-González, 2007). Así, se distinguieron dos asociaciones, la inicial presente en junio y julio, con mayor dominancia y menor riqueza de taxa, caracterizada por *Amphora coffeaeformis* var. *salina* y *Catacombas gaillioni*; y otra formada por las muestras de septiembre y octubre, caracterizada por la disminución de los taxa anteriores y la presencia de *Navicula cryptocephala* var. *subsalina* y *Neodelphineis pelagica*. Los estanques de cultivo de camarón, mostraron un comportamiento similar de ambientes someros eutrofizados manifestando cambios en su estructura características del verano y de “florecimientos de otoño”; sin embargo, este comportamiento no es el deseado, ya que lo que se busca es mantener una misma asociación durante todo el ciclo de cultivo (Acevedo-González, 2007).

Los estudios sobre la variación diurna o nictemeral en ciclos cortos del plancton y los factores abióticos relacionados son en general escasos; la mayoría de ellos se refieren a las estanquerías de peces de agua dulce (Ganapati, 1955, Verma,

1967; Nasar, 1977; Datta *et al.*, 1983) y al ambiente costero y lagunar (Glibert & Garside, 1992; Affronti & Marshall, 1993; Cervetto *et al.*, 1993). En el caso particular de los estanques camaronícolas de agua salobre o estuarina, la información disponible es escasa, a pesar de la importancia de este sector y del conocimiento que se puede derivar al comprender los cambios migratorios del plancton en periodos cortos diurnos y nocturnos. Con el objeto de contribuir al estudio hidrobiológico de las estanquerías camaronícolas del noroeste el país, se realizó un estudio en una granja de camarón semi-intensiva en Mazatlán, Sinaloa, donde se observó que las variaciones del fitoplancton estuvieron en concordancia con el grupo taxonómico dominante, las cianofitas, los dinoflagelados presentaron una variación similar a la descrita para el zooplancton y las diatomeas no presentaron un patrón definido de variación, aunque estas últimas fueron las más diversas, pero las menos abundantes. La abundancia promedio de las cianofitas fue dos veces mayor en el estanque que en el estero y de más de 35 veces en el caso de los dinoflagelados, mientras que las diatomeas no incrementaron al introducirse al estanque. Las fluctuaciones diurnas de pH, temperatura, oxígeno disuelto y clorofila *a* exhibieron un patrón definido, al contrario de los nutrientes, el NH₄ fue la forma química de nitrógeno dominante, y el PO₄ siempre estuvo por debajo de 0.25 µM (Cortés-Altamirano *et al.*, 1995).

3. JUSTIFICACION

En los últimos años, se han observado florecimientos naturales de cianofitas en sistemas de cultivo de camarón, por esta razón existe preocupación por parte del sector productivo sobre el efecto que estas pueden causar, como disminución en los niveles de oxígeno y que al ser consumidas por los camarones, pueden provocar efectos nocivos, como, menor talla y peso del camarón así como su muerte, ya que algunas cianofitas son tóxicas, dando como consecuencia pérdidas considerables en la producción. Debido al efecto que estas pueden provocar en los camarones, en este trabajo se planteó determinar su abundancia y relación con las variables fisicoquímicas durante un ciclo de producción, así como, diseñar la técnica más adecuada para la preparación de las muestras e identificación de cianofitas en sedimento, para entender en una primera etapa, su comportamiento en un sistema de producción intensivo. Lo cual permitirá planear

futuras investigaciones que aporten elementos para diseñar una estrategia de manejo que contribuya a controlar proliferaciones de estas cianobacterias.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo Principal

Determinar la composición específica y abundancia de las cianofitas y sus variaciones en estanques de cultivo de camarón durante un ciclo de producción.

4.2 Objetivos Específicos

- 1.- Identificar las especies de cianofitas presentes en los estanques estudiados y cuantificar su abundancia.
- 2.- Determinar una metodología adecuada para llevar a cabo el conteo de cianofitas en muestras de fondo.
- 3.- Determinar la variación de la composición específica y la abundancia de las especies de cianofitas.
- 4.- Determinar las condiciones fisicoquímicas presentes en los estanques de cultivo.

5. HIPÓTESIS

La composición específica y la abundancia de las cianofitas presentan variaciones a lo largo del tiempo, debido a los cambios estacionales durante el ciclo de cultivo. Esto como consecuencia de los cambios en el ambiente fisicoquímico. Por lo tanto: a) Habrá sustitución de las especies más abundantes a lo largo del tiempo; b) Las especies dominantes presentarán variación en sus abundancias; c) Se encontrará variabilidad entre cada periodo de muestreo en los sitios estudiados debido a que las cianofitas responden diferencialmente a los cambios ambientales.

6. ÁREA DE ESTUDIO

Este estudio se desarrolló en la granja de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) Marea Alta Comercial, S. A. de C. V.; esta se encuentra localizada cerca del estero la Boca de Teacapán, en el Municipio de Escuinapa, Sinaloa, donde desemboca el río Las Cañas que nace en Nayarit. Escuinapa se localiza al sur del estado a los $105^{\circ} 26'17''$ y $105^{\circ} 55'15''$ W del meridiano de Greenwich y entre los $22^{\circ} 28'00''$ y $22^{\circ} 57'10''$ N (Fig.1 a, b).

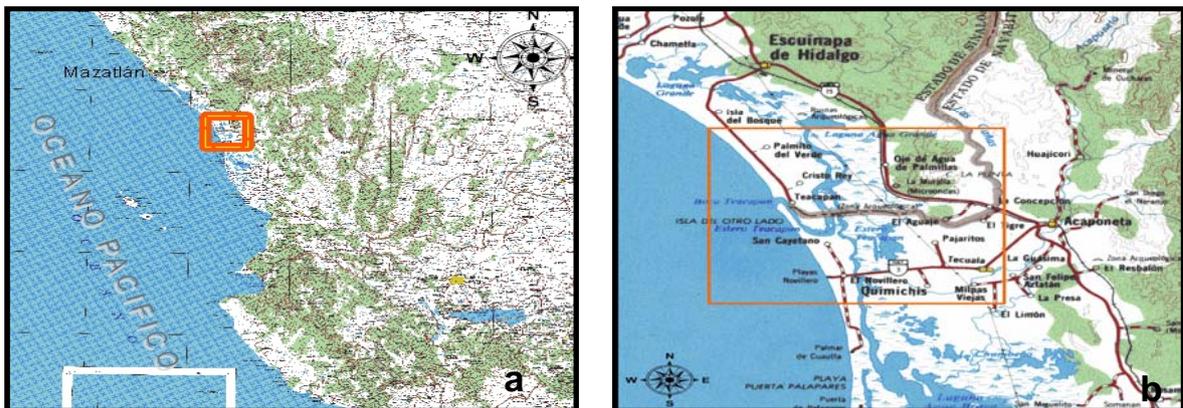


Fig. 1 Ubicación geográfica de Escuinapa Sinaloa (a, b).

La granja tiene una superficie de 36 ha, cuenta con 18 estanques, cada uno con una superficie promedio de 2 ha y una profundidad promedio de 1.5 m. El fondo de la mayoría de los estanques tiene una cubierta plástica de color negro, con el fin de evitar la filtración del agua. De los estanques estudiados 4, 8, 9, 16 y 17 este último no tiene esa cubierta en el fondo.

El agua que abastece la granja se obtiene directamente del mar, mediante un sistema de bombeo, esta es depositada en un cárcamo y antes de que sea distribuida a los estanques por el canal de llamada, pasa por un sistema de filtración, el cual consiste de dos cortinillas en forma de acordeón con una malla de dos pulgadas; posteriormente llega a una fosa de sedimentación y finalmente pasa por seis filtros de forma cónica con malla de $250 \mu\text{m}$; esto con el fin de disminuir la introducción de organismos no deseados (larvas de peces, moluscos, crustáceos, etc.) al sistema. El efluente es descargado por un canal, el cual tiene salida directa hacia el mar (Fig. 2).



Figura 2. Esquema de la granja de cultivo de camarón Marea Alta Comercial, ubicación de los estanques, toma de agua, cárcamo, canal de llamada y canal de descarga. El muestreo se realizó en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, se distinguen con números en rojo.

En la granja Marea Alta Comercial se maneja un sistema de producción intensivo, descrito en la Tabla 1.

Tabla 1. Características del sistema de producción intensivo utilizado en la granja Marea Alta Comercial, Escuinapa, Sinaloa.

Sistema Intensivo	
Tamaño de estanques:	2 hectáreas
Profundidad promedio:	1.5 metros
Recambio de agua:	Por bombeo
Aireación:	8 aireadores por estanque
Fuente de alimentación:	Natural, combinada con alimentos balanceados
Fertilización:	Con silicatos y fosfatos
Densidad de siembra:	35-40 postlarvas por m ²

7. MATERIAL Y MÉTODOS

El presente estudio se llevó a cabo durante el periodo de cultivo de camarón, que comprendió de julio a octubre del 2007. Se seleccionaron los estanques 4, 8, 9 y 16 considerando la similitud de sus características (profundidad, capacidad y cubierta plástica en el fondo), el estanque 17 se eligió con el fin de hacer una comparación ya que, a diferencia de los anteriores, éste no tiene cubierta plástica en el fondo.

La duración del cultivo varió entre estanques, por lo que los análisis estadísticos y comparaciones se hicieron sólo con los estanques 4, 8, 16 y 17, considerando el periodo de cultivo del 1º de julio al 15 de octubre (Tabla 2).

Tabla 2. Duración del periodo de cultivo para cada estanque.

No. de Estanque	Periodo de Cultivo
4	1º de julio - 15 de septiembre
8	1º de julio - 15 de octubre
9	15 de mayo - 15 de octubre
16	1º de julio - 15 de octubre
17	1º de julio - 15 de octubre

Al inicio del ciclo de cultivo, se hizo una aplicación del fertilizante Aquafertil a todos los estanques estudiados, el cual contiene una proporción de N:P de 20:6. Se aplicaron 30 kg/ha de silicatos en cada estanque, posteriormente cada 10 días se aplicaron 15 Kg/ha, durante los primeros 35 días del cultivo.

Se recabaron datos climáticos registrados en la estación Meteorológica de Mazatlán, Sinaloa, en el periodo de julio a octubre del 2007.

7.1 Composición específica de cianofitas

Quincenalmente, se tomaron tres muestras de fondo de los estanques con un nucleador compuesto por un tubo de policloruro de vinilo (PVC) de 1.5 m de largo, unido a una válvula que regula el llenado de un recipiente cilíndrico de plástico con volumen de 250 mL, donde se recolecta la muestra. Los puntos de muestreo

se determinaron con el fin de tener representado al estanque, considerando el flujo del agua (a) entrada, (b) centro y (c) salida. Las muestras se guardaron en frascos de plástico e inmediatamente se fijaron con una solución de formaldehído al 4%. Estas fueron transportadas al laboratorio donde se almacenaron a temperatura ambiente. El muestreo en los estanques y la toma de parámetros (temperatura y oxígeno disuelto) fue realizado por personal de la granja.

Las muestras de fondo fueron procesadas para deshacer los tapetes formados por las cianofitas y separar la mayor cantidad de materia orgánica posible, con el fin de facilitar su observación al microscopio. Las muestras se agitaron con un homogenizador eléctrico, durante 5-10 minutos, esto dependiendo de la densidad de la muestra, a una velocidad de 1 350 rpm.

Una vez homogenizadas las muestras se procedió a la separación de la materia orgánica, para lo cual se probaron tres técnicas: 1) Técnica de tamizado de Matsuoka & Fukuyo (2000), la cual consiste en pasar la muestra por una serie de tamices con diferente abertura de malla (125 μm , 60 μm y 15 μm), con ayuda de una piceta y agua de mar filtrada; esta técnica resultó ser muy tardada ya que la filtración en cada tamiz es muy lenta, además de que se perdía parte de la muestra en los residuos de agua; 2) Utilizando un agente tensoactivo (Triton X-100), con el cual se pretendía romper la tensión superficial del mucílago (polisacáridos) que propicia la formación de grumos y adhesión de materia orgánica en las células; con las muestras se probaron una serie de diluciones del tensoactivo (1:1, 1:2, 1:3,.....1:10). Esta técnica no resultó adecuada, ya que no se logró romper la tensión superficial y provocó daños en la estructura de las células; 3) Finalmente, se introdujeron a un sonicador marca Branson, modelo 3510, para la separación de la materia orgánica y la disgregación de conglomerados. Las muestras fueron sometidas durante 5 minutos a una temperatura controlada de 4°C (Heidcamp, 1996).

Para la identificación de las cianofitas presentes en los estanques estudiados, de manera previa se observaron las muestras en un microscopio de luz Olympus, modelo CH2 a 400 x y 1 000 x de magnificación, con el fin de hacer una revisión

del estado de las muestras y para realizar un reconocimiento de la diversidad de formas presentes en los morfotipos observados en las muestras.

Además, se observaron las mismas preparaciones que se utilizaron para la determinación de la abundancia en el microscopio de epifluorescencia marca Olympus, modelo BX60 a 400 x y 1 000 x de magnificación. Se tomaron fotografías de los especímenes determinados con una cámara digital Olympus de 4 megapíxeles, así como en el microscopio Olympus modelo BH2 RFCA con sistema interdifereencial Nomarski.

Para la determinación de las especies se utilizaron las claves de Geitler (1932), Desikachary (1959), Komárek & Anagnostidis (1999, 2005) y Whitton & Potts (2000). Se consideraron características morfométricas tales como: células individuales (unicelulares) o coloniales, de forma regular o irregular, formadoras de tricomas, con o sin vaina, morfología de la célula, presencia o ausencia de heterocitos y acinetos, diámetro y longitud de la célula, así como del filamento o colonia. Se midieron de 20 a 30 organismos por especie. Las mediciones se realizaron con la ayuda de un micrómetro y con el software Sigma ScanPro Versión 5.

7.2 Abundancia de cianofitas.

Para la cuantificación de las cianofitas se probaron las siguientes técnicas: 1) Técnica de Utermöhl (1958), utilizando cámaras de sedimentación, el conteo se llevó a cabo en un microscopio invertido; 2) Técnica propuesta por Olson (1950), donde se hace una estimación cuantitativa de las especies filamentosas, calculando su longitud mediante cuadrados de área conocida; 3) Utilizando una cámara de conteo celular de Sedgwick Rafter de 1 mL de capacidad, en un microscopio de luz con un objetivo de 100 x; 4) Y la técnica de conteo directo por epifluorescencia (Hobbie *et al.*, 1977; Kepner & Pratt, 1994).

Finalmente, en este estudio se decidió utilizar esta última técnica ya que, se observaron las siguientes ventajas: el conteo directo por epifluorescencia es el mejor método del que se dispone para el conteo total de bacterias. Las diluciones

que se realizaron permitieron la observación al microscopio de las muestras que se encontraban muy densas, además de que se maneja un volumen conocido. También la tinción con el fluorocromo (naranja de acridina) facilitó la observación de los organismos y permitió resaltar sus estructuras, lo cual sirvió incluso como apoyo para la identificación (Kepner & Pratt, 1994). En general, esta forma de conteo puede ser utilizada para una estimación real del número total de microorganismos. Además de ser un método rápido y preciso, que permite utilizar volúmenes pequeños de muestra.

Se utilizó un microscopio de fluorescencia marca Olympus, modelo BX60. Las muestras fueron observadas bajo emisión de luz azul, con una longitud de onda entre 450 y 490 nm a 400 x y 1 000 x de magnificación, para lo cual se llevó a cabo el siguiente procedimiento:

-Para facilitar el conteo, de la muestra recolectada en cada estanque, se tomó una alícuota de 10 mL y se realizó una dilución de 1:5 quedando un volumen final de 50 mL.

-Para teñir la muestra se utilizaron viales en los cuales se agregó: un volumen de la muestra diluida, agua de mar filtrada y el fluorocromo (naranja de acridina), se manejó un volumen total de 10 mL; los volúmenes agregados de agua y de la muestra dependieron de la densidad de esta última; el fluorocromo se mantuvo en 2 mL.

-Se agitó con un vortex y se esperó de 6 a 10 minutos a que actuara el fluorocromo.

-Utilizando pinzas, en la base de la torre de filtración se colocó una membrana de policarbonato de 25 mm de diámetro, con una abertura de poro de 0.4 μm , se colocó la torre y se filtraron de 0.5 a 2 mL de la muestra ya teñida; este volumen dependió de la densidad de la muestra. La filtración se llevó a cabo con ayuda de una bomba de vacío.

-Se retiró la torre de filtración y con unas pinzas se tomó el filtro. Posteriormente se colocó una gota de aceite de inmersión sobre un portaobjetos y se puso el filtro encima, luego otra gota de aceite y posteriormente el cubreobjetos, presionando

firmemente para desplazar el aceite sobre la muestra hacia las orillas, eliminando las burbujas presentes.

-Una vez lista la preparación, se colocó en el microscopio de fluorescencia para realizar los conteos.

El material que se utilizó fue esterilizado previamente y el trabajo se realizó en un cuarto oscuro.

La determinación de la densidad de las cianofitas se realizó utilizando una retícula de 10 X 10 µm colocada en el ocular del microscopio, se contó el número de organismos presentes en un total de 30 retículas por muestra, tal como lo recomienda Kirchman (1993).

En el conteo de las cianofitas se consideró a una célula, colonia o filamento como un solo organismo. Para calcular la abundancia se utilizó la siguiente ecuación (Kepner & Pratt, 1994):

$$\text{org mL}^{-1} = \frac{(N * A_t)}{D * V_f * G * A_g}$$

Donde: N = Número de células contadas, A_t = Área efectiva de filtración, D = Factor de dilución (V_t / V_m), (V_t = Volumen total y V_m = Volumen de la muestra), V_f = Volumen filtrado, G = Número de retículas contada, A_g = Área de la retícula.

7.3 Variables físicas y químicas

7.3.1 Temperatura y oxígeno

En los estanques seleccionados, diariamente se midieron la temperatura y el oxígeno disuelto con un oxímetro digital (YSI modelo 58), a diferentes horas del día (04:00, 08:00, 16:00, 20:00 y 00:00 horas); las horas en las cuales se observan los valores mínimos de oxígeno, son consideradas como críticas. Los

datos de temperatura y oxígeno, fueron tomados directamente de las bitácoras diarias que se manejan en la granja, para su posterior análisis.

7.3.2 Nutrientes

Para determinar la concentración de los nutrientes: nitritos (NO_2), nitratos (NO_3), amonio (NH_4) y ortofosfatos (PO_4), las muestras fueron recolectadas quincenalmente, por triplicado, en botellas plásticas de 500 mL; el punto de muestreo se localizó al centro de cada estanque, a 50 cm de profundidad en la columna de agua. Las muestras fueron filtradas a través de una membrana de fibra de vidrio, (Whatman GF/F) para eliminar la materia orgánica particulada estas fueron congeladas a -20°C para su posterior análisis.

La determinación de los nutrientes, se realizó utilizando las técnicas colorimétricas descritas en: Strickland & Parsons (1972). Los nitritos se determinaron utilizando el método de Bendschneider & Robinson (1952); los nitratos se determinaron utilizando el método de Morris & Riley (1963); el amonio con la técnica de Riley & Solórzano (1969); el ortofosfato se determinó utilizando el método de Murphy & Riley (1962). Las lecturas de absorbancia se realizaron en un espectrofotómetro (Milton Roy Spectronic, modelo 1201); estos análisis se llevaron a cabo en el Laboratorio de Química Marina del CICIMAR.

7.4 Procesamiento de Datos

La normalidad y homogeneidad de varianza se verificó utilizando las pruebas de Lilliefors, Shapiro-Wilk's W. y Levene's ($p < 0.05$) Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) para determinar si existía diferencia significativa ($p < 0.05$) entre quincenas y entre estanques; las diferencias entre medias fueron comparadas mediante la prueba de Tukey ($p < 0.05$) (Sokal & Rohlf, 1981). Estas pruebas se realizaron para las variables físicas y químicas: temperatura, oxígeno y nutrientes (nitritos, nitratos, amonio y ortofosfatos).

Con los datos de la abundancia de cianofitas, se determinaron las distancias euclidianas entre estanques y se llevó a cabo un análisis de agrupamiento de las

mismas, utilizando el procedimiento CLUSTER con el método de distancia máxima (o agrupamiento completo). A partir de este análisis se generó el dendrograma correspondiente de tal forma que los elementos dentro de cada grupo (conglomerado) fueran similares entre sí (alta homogeneidad interna) y diferentes a los elementos de los otros conglomerados o clusters (alta heterogeneidad externa) (Everitt *et al.*, 2001).

Se realizó un análisis de Correlación de Spearman, con el fin de medir el grado de asociación entre dos variables, en este caso se pretende obtener una estimación de la correlación entre las variables físicas y químicas con la abundancia de las especies (Grimm & Yarnold, 1994).

Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el programa STATISTICA versión 7.0.

8. RESULTADOS

8.1 Composición específica

En los estanques estudiados en la granja de camarón Marea Alta Comercial, la composición específica de las cianofitas observadas, estuvo representada por 16 morfotipos, de los cuales siete fueron identificados hasta la categoría de especie, seis hasta género y tres sólo pudieron ser determinados a nivel de orden. Todos ellos pertenecen a la División: Cyanophyta, Clase: Cyanophyceae, representadas por los Ordenes: Chroococcales, Oscillatoriales y Nostocales (Komárek, J. & K. Anagnostidis, 1999, 2005).

Orden: Chroococcales. Comprende a las cianofitas cocoides solitarias o unicelulares y a las formas agrupadas en colonias. Las células son esféricas, ovoides o bacilares. Dentro de este orden se ubicaron seis morfotipos pertenecientes a tres Familias: Chroococcaceae, Merismopediaceae y Synechococcaceae. Representadas por los siguientes géneros y especies:

Familia: Chroococcaceae

Género: *Chroococcus*

Especies: *Chroococcus giganteus* (W. West 1892).

Chroococcus obliteratedus (Richter 1886).

Género: *Gloeocapsopsis*

Especie: *Gloeocapsopsis crepidinum* (Gleiter ex Komárek 1993).

Familia: Merismopediaceae

Género: *Gomphosphaeria*

Especies: *Gomphosphaeria aponina* (Komárek & Hindák 1988).

Género: *Synechocystis* (Sauvageau, 1892)

Especie: *Synechocystis* sp.

Familia: Synechococcaceae.

Género: *Johannesbaptistia*

Especie: *Johannesbaptistia pellucida* (Taylor et Drouet 1938).

Orden: Oscillatoriales

Se encuentran cianofitas de formas filamentosas, entre éstas se distinguen los tricomas y los filamentos. En este orden se encontraron cinco morfotipos pertenecientes a tres Familias: Oscillatoriaceae, Phormidiaceae y Pseudanabaenaceae. Representadas por los siguientes géneros y especies:

Familia: Oscillatoriaceae

Género: *Lyngbya*

Especie: *Lyngbya majuscula* (Agardh ex Gomont 1892).

Género: *Oscillatoria* (Vaucher ex Gomont, 1892).

Especie: *Oscillatoria* sp.

Género: *Spirulina* (Turpin ex Gomont, 1892).

Especie: *Spirulina* .sp.

Familia: Phormidiaceae

Género: *Arthrospira* (Stitzenberger ex Gomont, 1892).

Especie: *Arthrospira* sp.

Familia: Pseudanabaenaceae

Género: *Pseudanabaena*

Especie: *Pseudanabaena catenata* (Lauterborn 1915).

Orden: Nostocales

Comprendida por formas filamentosas, cuyos tricomas presentan células diferenciadas en heterocitos y acinetos. Representadas por los siguientes géneros y especies:

Familia: Nostocaceae

Género: *Anabaena* (Bory ex Bornet et Flahault 1888).

Especie: *Anabaena* sp.

Familia: Rivulariaceae

Género: *Calothrix* (Agardh ex Bornet et Flahault, 1886).

Especie: *Calothrix* spp.

Las abreviación “sp.” indica que se trata de un solo morfotipo encontrado de ese género y “spp.” representa varios morfotipos. En el caso de *Calothrix* spp. se encontraron dos morfotipos diferentes para el mismo género.

Los morfotipos que fueron identificados hasta orden, se determinaron como: sp. 1, sp. 2 y sp. 3. Estos tres son organismos de tipo filamentoso y no presentan heterocito por lo que se clasificaron dentro del Orden Oscillatoriales.

Tanto las formas filamentosas como las formas cocoides (37.5 %) estuvieron presentes en todos los estanques, predominando las filamentosas (62.5 %). Las fotografías tomadas al microscopio de las cianofitas identificadas se muestran en el Apéndice 1.

8.2 Abundancia

La abundancia promedio de las cianofitas observadas durante el ciclo de cultivo en los estanques estudiados, se presenta en la Tabla 3. El cuadro sombreado representa las especies dominantes en cada estanque, en orden descendente. En el estanque 4 se encontraron 13 especies, de las cuales las más abundantes fueron: sp. 1 (1 668 org. mL⁻¹), *Pseudanabaena catenata* (1 590 org. mL⁻¹), *Calothrix* spp. (1 215 org. mL⁻¹), sp. 2 (1 149 org. mL⁻¹) y sp. 3 (1 106 org. mL⁻¹); en el estanque 8 se registraron 16 morfotipos, dominando: sp. 3 (2 384 org. mL⁻¹), *Pseudanabaena catenata* (1 434 org. mL⁻¹), sp. 1 (1 223 org. mL⁻¹) y *Lyngbya majuscula* (1 025 org. mL⁻¹); el estanque 9 tuvo 15 especies en total, donde predominaron: *Calothrix* spp. (5 283 org. mL⁻¹), sp. 3 (5 094 org. mL⁻¹), *Pseudanabaena catenata* (3 130 org. mL⁻¹) y sp. 1 (1 173 org. mL⁻¹); mientras que en el estanque 16 se observaron 15 especies donde las más abundantes fueron: *Pseudanabaena catenata* (2 924 org. mL⁻¹), sp. 3 (2 913 org. mL⁻¹) y sp. 1 (1 224 org. mL⁻¹), finalmente en el estanque 17 se encontraron 12 especies, las más abundantes fueron *Lyngbya majuscula* (411 org. mL⁻¹) y sp. 1 (370 org. mL⁻¹), así como *Oscillatoria* sp. (282 org. mL⁻¹) y *Anabaena* sp. (247 org. mL⁻¹).

Los morfotipos sp. 1, sp. 3 y *Pseudanabaena catenata* presentaron la mayor abundancia en todos los estanques. Pero los dos últimos no estuvieron presentes en el estanque 17.

Tabla 3. Composición específica y abundancia promedio de cianofitas (org mL⁻¹) observada en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17 en la granja Marea Alta Comercial, en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). El cuadro sombreado representa las especies dominantes para cada estanque.

Especie	No. de Estanque				
	E-4	E-8	E-9	E-16	E-17
<i>Anabaena</i> sp.	464	295	383	0	247
<i>Arthrospira</i> sp.	199	51	371	27	0
<i>Calothrix</i> spp.	1215	424	5283	836	43
<i>Chroococcus giganteus</i>	430	332	745	504	52
<i>Chroococcus obliteratus</i>	0	85	412	68	0
<i>Gloeocapsosis crepidinum</i>	184	512	147	110	0
<i>Johannesbaptistia pellucida</i>	0	91	158	61	0
<i>Lyngbya majuscula</i>	507	1025	116	415	411
<i>Oscillatoria</i> sp.	144	421	884	281	282
<i>Pseudanabaena catenata</i>	1590	1434	3130	2924	169
<i>Spirulina</i> sp.	0	263	92	155	55
<i>Synechocystis</i> sp.	255	638	157	44	96
sp. 1	1668	1223	1173	1224	370
sp. 2	1149	374	0	866	88
sp. 3	1106	2384	5094	2913	186
Total	8911	9551	18145	10427	1998

La figura 3 muestra la abundancia total de las cianofitas en cada estanque (4, 8, 9, 16 y 17), durante el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). El estanque 9 predominó con las mayores abundancias durante todo el ciclo (18 435 org. mL⁻¹), excepto en los primeros días de agosto. El estanque 16 fue el segundo en abundancia (10 552 org. mL⁻¹), le siguen los estanques 8 y 4 con abundancias muy cercanas entre ellos (9 711 org. mL⁻¹ y 8 970 org. mL⁻¹, respectivamente) y el estanque 17 presentó las abundancias menores (2 120 org. mL⁻¹).

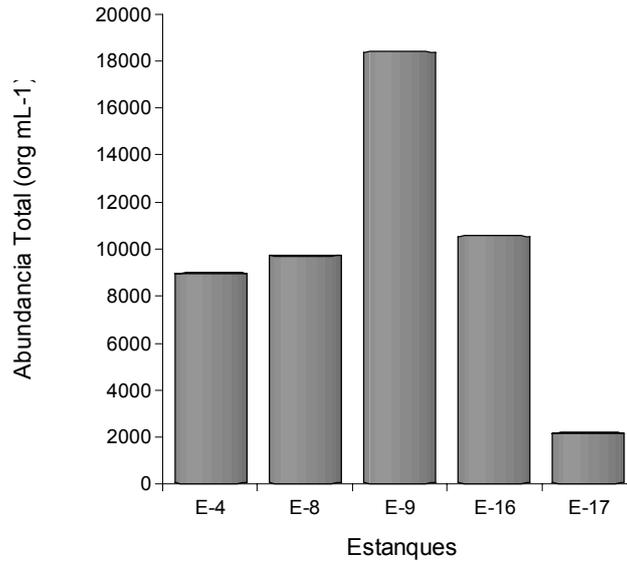


Figura 3. Abundancia total (org. mL⁻¹) de cianofitas en los estanques estudiados (4, 8, 9, 16 y 17), durante el ciclo de cultivo (del 15 de mayo al 15 de octubre del 2007), en la granja Marea Alta Comercial.

La variación temporal de la abundancia total de las cianofitas (Fig. 4), muestra un incremento gradual en las tres primeras quincenas, lo cual corresponde básicamente al estanque 9. De la segunda quincena de julio a la segunda de septiembre, la abundancia total presentó poca variación, siendo evidente una gran disminución al finalizar el ciclo.

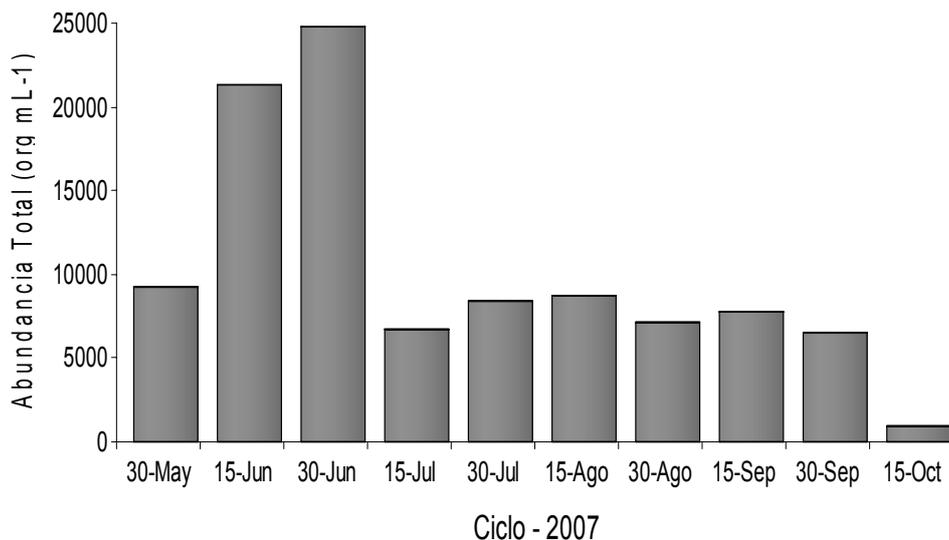


Figura 4. Abundancia total (org. mL⁻¹) por quincena de las cianofitas observadas en los estanques estudiados en la granja Marea Alta Comercial, durante el ciclo de cultivo (mayo a septiembre del 2007).

La tabla 4 muestra las especies con mayor abundancia durante las quincenas en el ciclo de cultivo de julio a octubre del 2007, en los estanques: 4, 8, 16 y 17 y en el estanque 9, de mayo a octubre del 2007.

En el estanque 4 predominaron tres especies: *Calothrix* spp. fueron más abundantes en la primera quincena de julio y la segunda de agosto, *Pseudanabaena catenata*, dominó a finales de julio y principio de septiembre y el morfotipo sp. 1 fue abundante en todas las quincenas pero predominó a principios de agosto. El género *Calothrix*. presentó la mayor densidad ($2\ 474\ \text{org. mL}^{-1}$) en este estanque durante el ciclo de cultivo, pero sp.1 fue la que presentó una abundancia más constante, variando de $1\ 325$ a $1\ 973\ \text{org. mL}^{-1}$.

En el estanque 8 se encontraron dos especies dominantes: el morfotipo sp. 3 dominó en todas las quincenas excepto a finales de agosto en que *Lyngbya majuscula* fue más abundante, esta última, presentó la mayor densidad ($3\ 963\ \text{org. mL}^{-1}$) en todo el ciclo de cultivo.

En el estanque 16 las especies: *Pseudanabaena catenata*, sp. 1 y sp. 3, presentaron abundancias altas durante el ciclo, sp. 1 dominó en la primera quincena de julio y en la última quincena de septiembre, *Pseudanabaena catenata* fue más abundante entre julio y agosto y el morfotipo sp. 3 predominó desde la segunda quincena de agosto hasta octubre. La mayor densidad encontrada fue de *Pseudanabaena catenata* con $10\ 186\ \text{org. mL}^{-1}$ en agosto.

En el estanque 17, se presentaron las abundancias más bajas, predominando *Lyngbya majuscula*, al inicio de agosto y septiembre y *Oscillatoria* sp. el resto de las quincenas, la primera especie tuvo la mayor densidad con $722\ \text{org. mL}^{-1}$ en agosto.

Las especies dominantes en el estanque 9 fueron: *Calothrix* spp., *Pseudanabaena catenata* y sp. 3, en general todas fueron abundantes durante el ciclo excepto en la última quincena; al inicio del ciclo dominó *Pseudanabaena catenata*, en la segunda quincena de junio la más abundante fue sp. 3, en el resto de las quincenas predominó el género *Calothrix* spp. y el morfotipo sp. 3 fue quien presentó la densidad más alta con $24\ 764\ \text{org. mL}^{-1}$, en junio. Cabe aclarar que

este estanque tuvo un periodo de cultivo más largo que los demás. En general para todos los estanques la abundancia disminuyó en el mes de octubre.

El estanque 4 presentó la mayor abundancia en la primera quincena de agosto, mientras que en el estanque 8 fue en el mes de julio; el estanque 9 en junio y la primera quincena de julio, el estanque 16 en la segunda quincena de julio y la primera de agosto; el estanque 17 en la primera quincena de julio.

Calothrix spp. fue la más abundante en las primeras quincenas de junio y julio, así como en el mes de septiembre (6 528 - 11 262 org. mL⁻¹). La abundancia del morfotipo sp. 1 fue mayor a lo largo de todo el ciclo de estudio, se mantuvo arriba de 1 000 org. mL⁻¹ (estanque 4); sólo al inicio y al final del cultivo, presentó densidades menores de 500 org. mL⁻¹ (estanque 16) En general la sp. 3 fue abundante durante el ciclo de cultivo con un pico máximo a finales de agosto (estanque 16).

Pseudoanabaena catenata presentó picos de abundancia a finales de julio y principios de agosto (estanque 16) y en general tuvo altas densidades principalmente en el estanque 9. El pico de abundancia de *Oscillatoria* sp. se presentó en el mes de julio (estanque 17), pero en general su abundancia fue de media a baja.

Tabla 4. Abundancia quincenal de cianofitas dominantes (org mL⁻¹) en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17, durante el ciclo de cultivo (julio a octubre del 2007), en la granja Marea Alta Comercial. Para el estanque 9 su periodo de cultivo fue del 15 de mayo al 15 de octubre. El cuadro sombreado representa las especies dominantes de cada quincena.

Estanque 4	30-May	15-Jun	30-Jun	15-Jul	30-Jul	15-Ago	30-Ago	15-Sep	30-Sep	15-Oct
Especie										
<i>Calothrix</i> spp.				2 474	221	0	2 478	133		
<i>Pseudanabaena catenata</i>				1 619	2 125	560	1 796	1 848		
sp. 1				1 325	1 919	1 575	1 973	1 548		
Estanque 8										
Especie										
<i>Lyngbya majuscula</i>				347	752	409	3 963	558	1 116	30
sp. 3				3 138	3 668	2 305	1 481	1 872	4 161	59
Estanque 16										
Especie										
<i>Pseudanabaena catenata</i>				459	6 891	10 186	1 546	884	224	279
sp. 1				560	1 440	2 782	1 630	1 582	402	174
sp. 3				124	4 886	3 159	6 751	4 763	403	303
Estanque 17										
Especie										
<i>Lyngbya majuscula</i>				0	0	722	103	409	0	0
<i>Oscillatoria</i> sp.				650	299	0	172	339	169	63
Estanque * 9										
Especie										
<i>Calothrix</i> spp.	2 478	11 262	2 797	9 712	3 014	5 839	4 516	6 528	6 656	24
<i>Pseudanabaena catenata</i>	3 190	3 707	6 749	5 154	785	1 864	2 474	4 412	2 935	24
sp. 3	2 135	4 592	24 764	2 056	1 456	4 048	869	3 715	2 203	0

8.3 Variables físicas y químicas

8.3.1 Temperatura y Oxígeno

El patrón de variación diaria de la temperatura y el oxígeno fue similar en los cinco estanques estudiados. A las 16:00 horas se registraron los valores máximos, a partir de las 20:00 horas decrecieron hasta las 8:00 horas en que se presentaron los valores mínimos. La temperatura promedio diaria varió entre 30.3 °C (8:00

horas) y 33.3 °C (16:00 horas), mientras que la concentración de oxígeno disuelto fluctuó entre 3.8 mg L⁻¹ (8:00 horas) y 8.3 mg L⁻¹ (16:00 horas) (Fig. 5).

La temperatura promedio quincenal durante el periodo de cultivo osciló entre 30.4 °C y 32.6 °C, presentándose en julio y agosto los valores más altos y los más bajos en septiembre y octubre (Fig. 6), este comportamiento fue muy similar para todos los estanques, entre los que no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$), pero sí, entre quincenas ($p < 0.05$).

El oxígeno disuelto promedio quincenal para el periodo de cultivo, fluctuó entre 5.1 mg L⁻¹ y 6.5 mg L⁻¹. Al inicio de los meses de julio y septiembre se registraron los valores más altos, disminuyendo a principios de agosto e incrementándose a finales de este mes hasta septiembre, donde en los últimos días volvió a disminuir hasta octubre (Fig. 6). Los rangos promedio para el ciclo de cultivo sobrepasan el límite inferior óptimo para el cultivo de camarón que es de 3.5 mg L⁻¹ (Boyd, 1989). Se encontraron diferencias significativas en la concentración de oxígeno, tanto entre estanques como entre quincenas ($p < 0.05$).

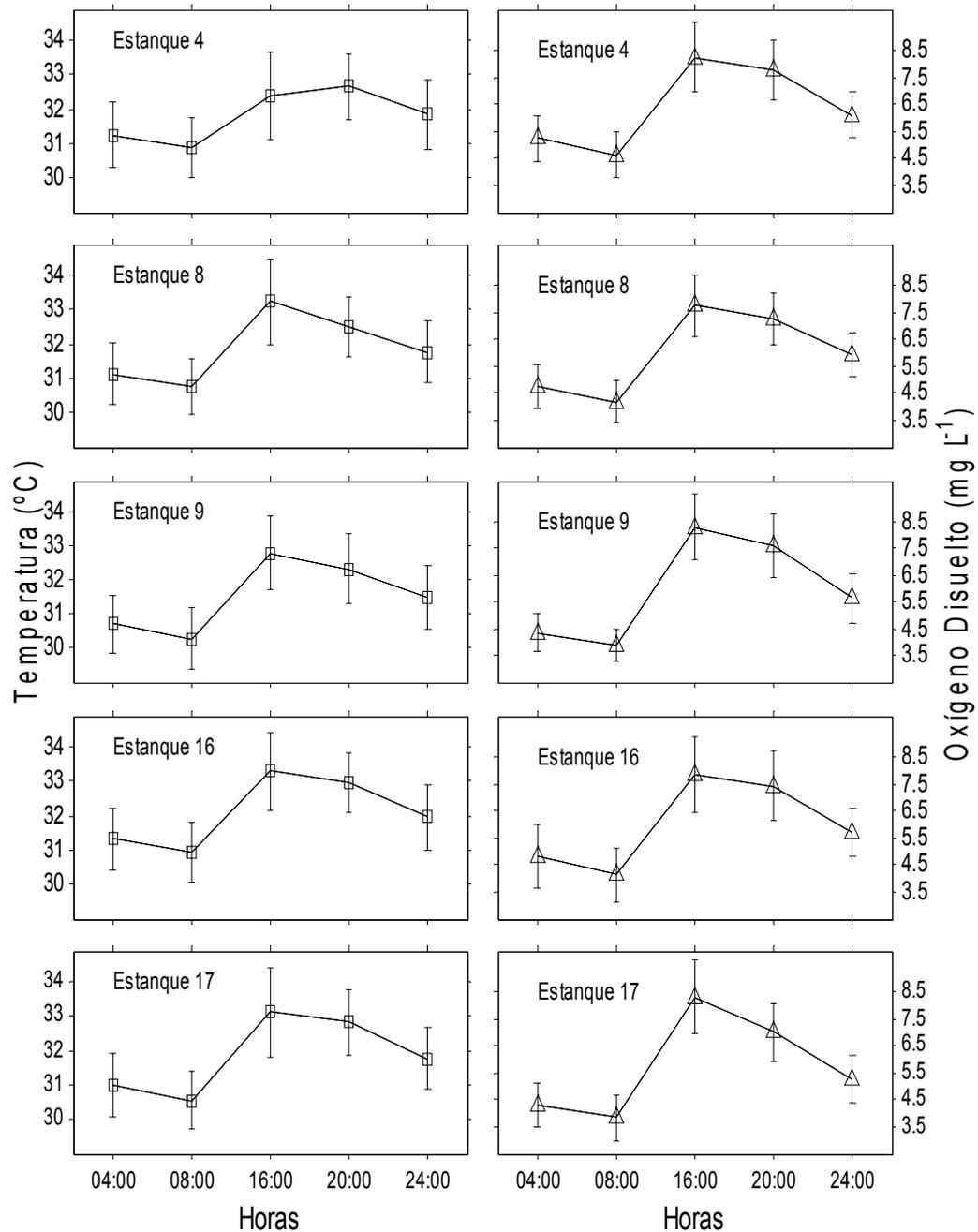


Figura 5. Temperatura y oxígeno promedio diarios (04:00, 08:00, 16:00, 20:00, 24:00 horas) en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17 de la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

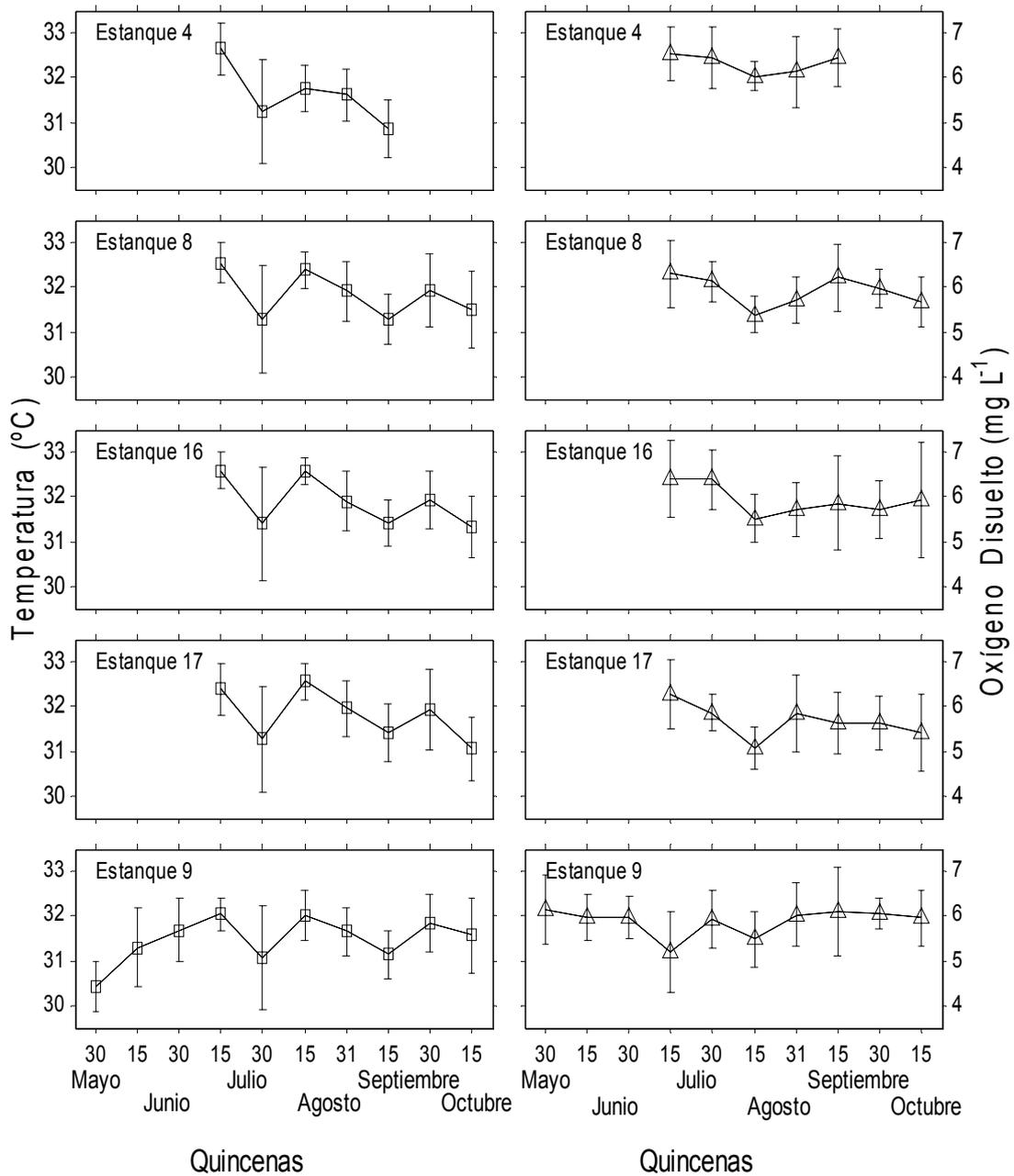


Figura 6. Temperatura y oxígeno promedio quincenales en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

8.3.2 Datos climáticos.

En la tabla 5, se observa como la temperatura ambiente varió de 27.3°C (julio) a 25 °C (octubre). La velocidad media del viento osciló entre 7.9 y 10.8 km h⁻¹. Durante los cuatro meses que duró el ciclo de cultivo se tienen registros de precipitación de julio a septiembre, cuando la precipitación promedio fue de 170 mm, siendo mayor en septiembre y disminuyendo considerablemente en octubre (13.6 mm).

Tabla 5. Temperatura media (°C), velocidad media del viento (km h⁻¹) y precipitación media (mm) registrados en la estación Meteorológica de Mazatlán, Sinaloa, en el periodo de julio a octubre del 2007.

2007	Temperatura (°C)	Viento (km h⁻¹)	Precipitación (mm)
Julio	27.3	10.8	151.9
Agosto	27.2	9.3	173.7
Septiembre	26.8	8.4	187.3
Octubre	25	7.9	13.6

8.3.3 Nutrientes

Respecto a los nutrientes (NO₂, NO₃, NH₄ y PO₄), las concentraciones de nitritos (NO₂) oscilaron entre 0.08 µM y 0.44 µM, en los estanques y la toma de agua; estas se mantuvieron constantes a lo largo del ciclo, excepto en el estanque 4, donde las concentraciones se incrementaron en agosto y septiembre entre 0.44 y 0.23 µM respectivamente. Para el estanque 9 se reportan concentraciones de 0.015 µM a 0.24 µM; el efluente presentó concentraciones de hasta 0.53 µM en julio, disminuyendo en agosto y manteniéndose así hasta el final del ciclo. No se encontraron diferencias significativas entre estanques ni entre quincenas ($p > 0.05$) (Fig. 7).

En los estanques los nitratos (NO₃) presentaron concentraciones máximas de 19.54 µM y mínimas de 0.017 µM (Fig. 8). En general los nitratos presentaron un comportamiento oscilante entre quincenas, tanto en los estanques como en la toma de agua (1.51 µM - 16.23 µM).

En el estanque 4, las concentraciones de nitratos disminuyeron durante el ciclo presentando las mayores concentraciones en julio (11.45 μM) y las menores en agosto (0.017 μM), al igual que en el efluente, aunque en este las concentraciones fueron más altas (1.65 μM y 16.11 μM). Las concentraciones del estanque 9 oscilaron entre 0.07 μM y 2.64 μM . No se encontraron diferencias significativas entre estanques ($p > 0.05$), pero sí entre quincenas ($p < 0.05$).

Para el amonio (NH_4) se observaron concentraciones mínimas de 0.039 μM y máximas de 2.90 μM en los estanques y en la toma de agua valores de entre 0.086 μM y 22.76 μM (Fig. 9). El estanque 9 presentó concentraciones similares al resto de los estanques (de 0.47 μM a 2.27 μM). Mientras que el efluente presentó concentraciones entre 1.68 y 25.49 μM . No se encontraron diferencias significativas entre estanques, ni entre quincenas ($p > 0.05$), pero sí entre estanques y el efluente ($p < 0.05$).

Los valores de ortofosfato (PO_4) oscilaron entre 0.35 μM y 2.72 μM , en los estanques y la toma de agua (Fig. 10). En el efluente las concentraciones fueron mayores con respecto a los estanques (2.81 μM y 6.29 μM) y el estanque 9 presentó valores hasta de 8.86 μM . No se encontraron diferencias significativas entre estanques ($p > 0.05$), pero sí entre quincenas y entre los estanques y el efluente ($p < 0.05$).

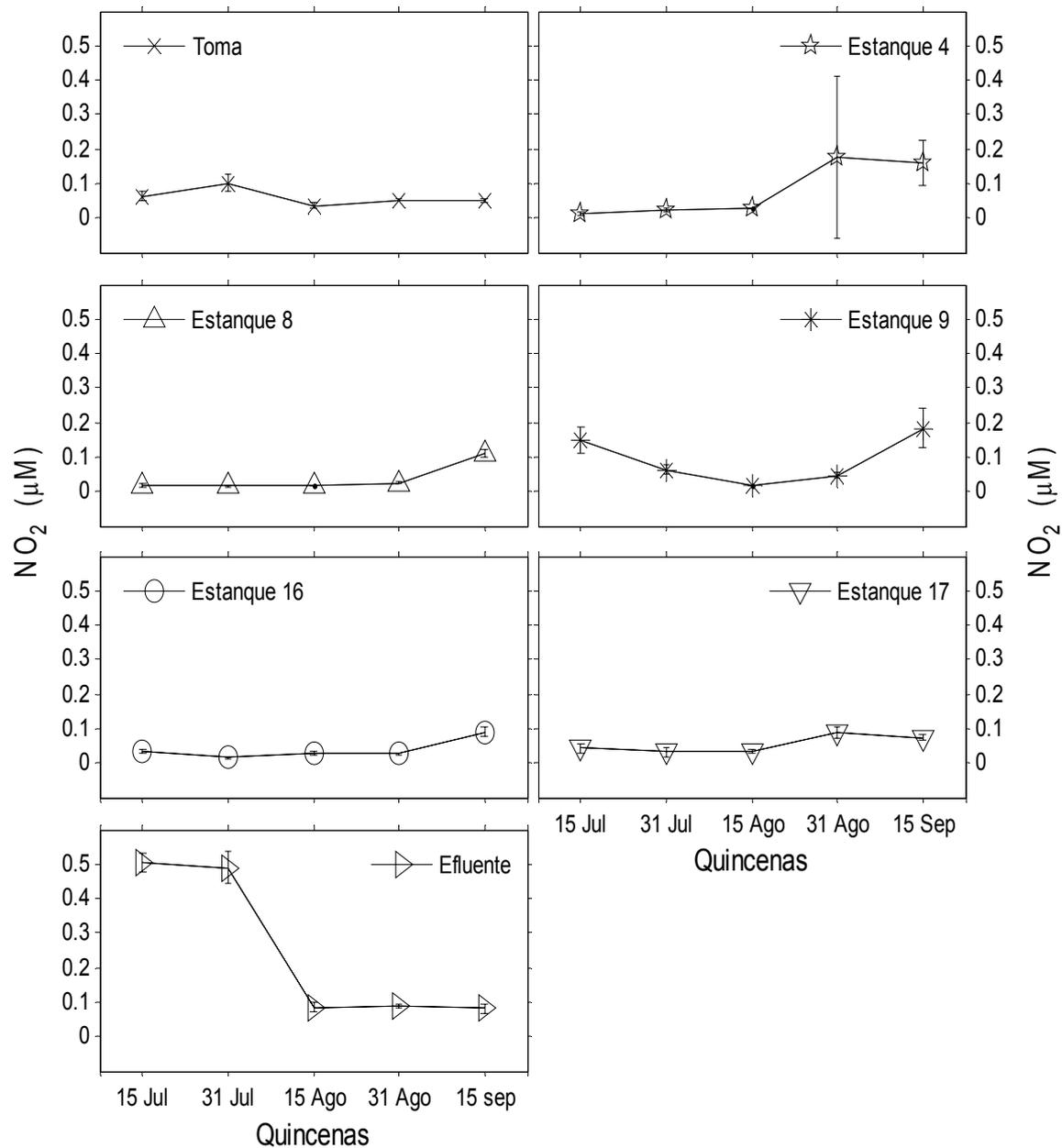


Figura 7. Variación quincenal de la concentración de nitritos (NO_2) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de julio a 15 de septiembre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

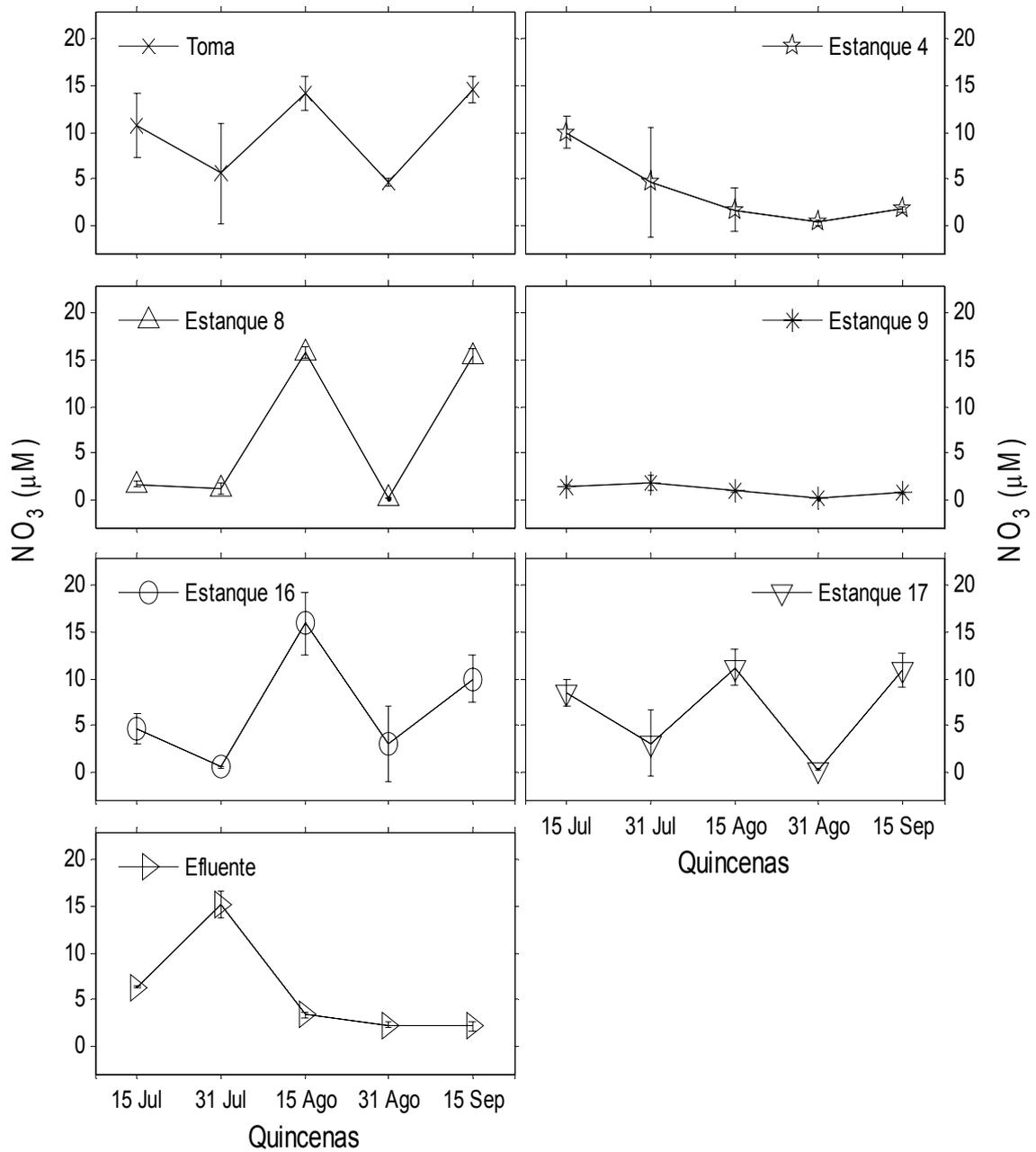


Figura 8. Variación quincenal de la concentración de nitratos (NO_3) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de julio a 15 de septiembre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

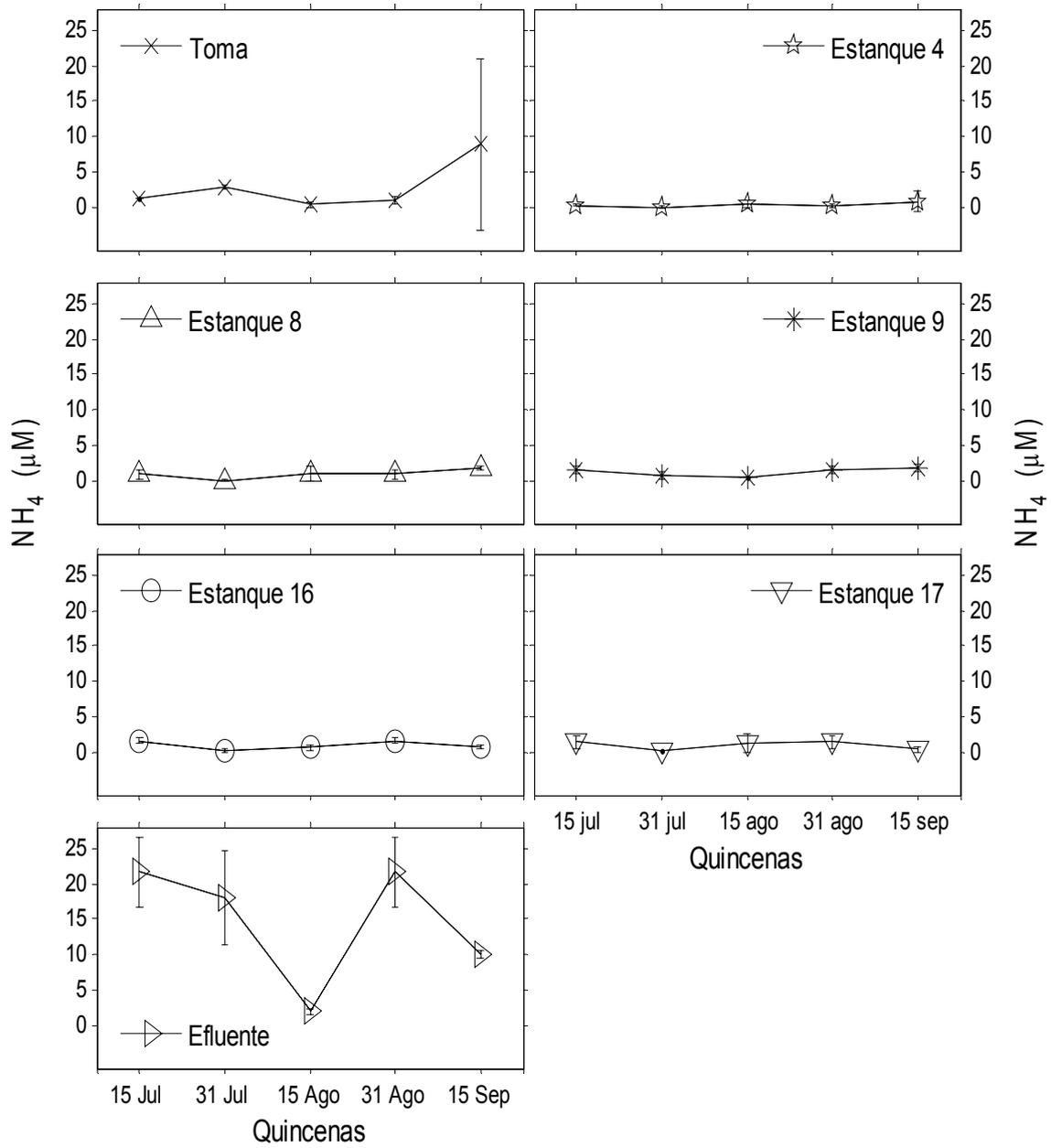


Figura 9. Variación quincenal de la concentración de amonio (NH_4) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

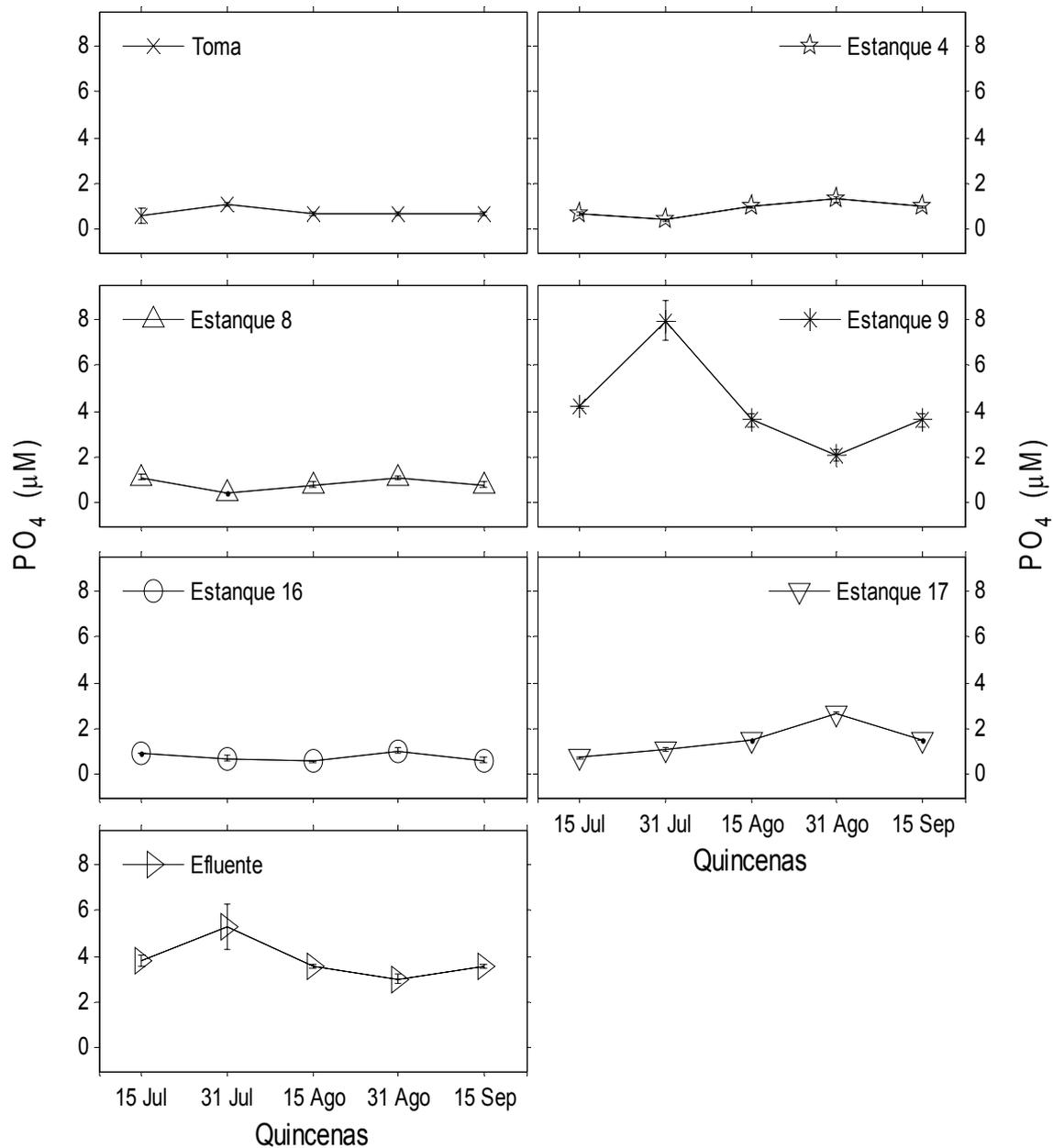


Figura 10. Variación quincenal de la concentración de ortofosfatos (PO_4) en los estanques: 4, 8, 9, 16 y 17, así como, en la toma de agua y el efluente, en la granja Marea Alta Comercial en el ciclo de cultivo (15 de mayo al 15 de octubre del 2007). Las barras representan la desviación estándar de los datos.

8.4 Similitud

El grado de similitud de la abundancia de las cianofitas en los estanques, se muestra en la figura 10. Para la selección del sitio de corte se consideró que, el arreglo de los grupos arrojara la mayor información posible con el menor número de grupos y con un mayor nivel de similitud.

En el dendrograma obtenido con base en la distancia euclidiana y al método de distancia máxima, se trazó una línea de corte a un valor cercano a 6 de la distancia máxima entre los estanques, anidándose en cuatro grupos (de izquierda a derecha):

Grupos 1 y 2. Ambos representados por el estanque 16, el cual mostró una mayor heterogeneidad entre sus quincenas, se observó que entre julio y agosto se presentaron densidades mayores de 2 000 a 3 500 org. mL⁻¹ y disminuyeron a finales de agosto y septiembre (de 1 200 a 1 500 org. mL⁻¹).

Grupo 3. Conformado principalmente por el estanque 17, el cual presenta una homogeneidad entre sus quincenas, con la menor abundancia observada (100 a 300 org. mL⁻¹) durante el ciclo de cultivo.

Grupo 4. Los estanques 4 y 8, presentaron un comportamiento muy similar en la mayoría de las quincenas y se caracterizaron por tener densidades intermedias (de 500 a 1 200 org. mL⁻¹).

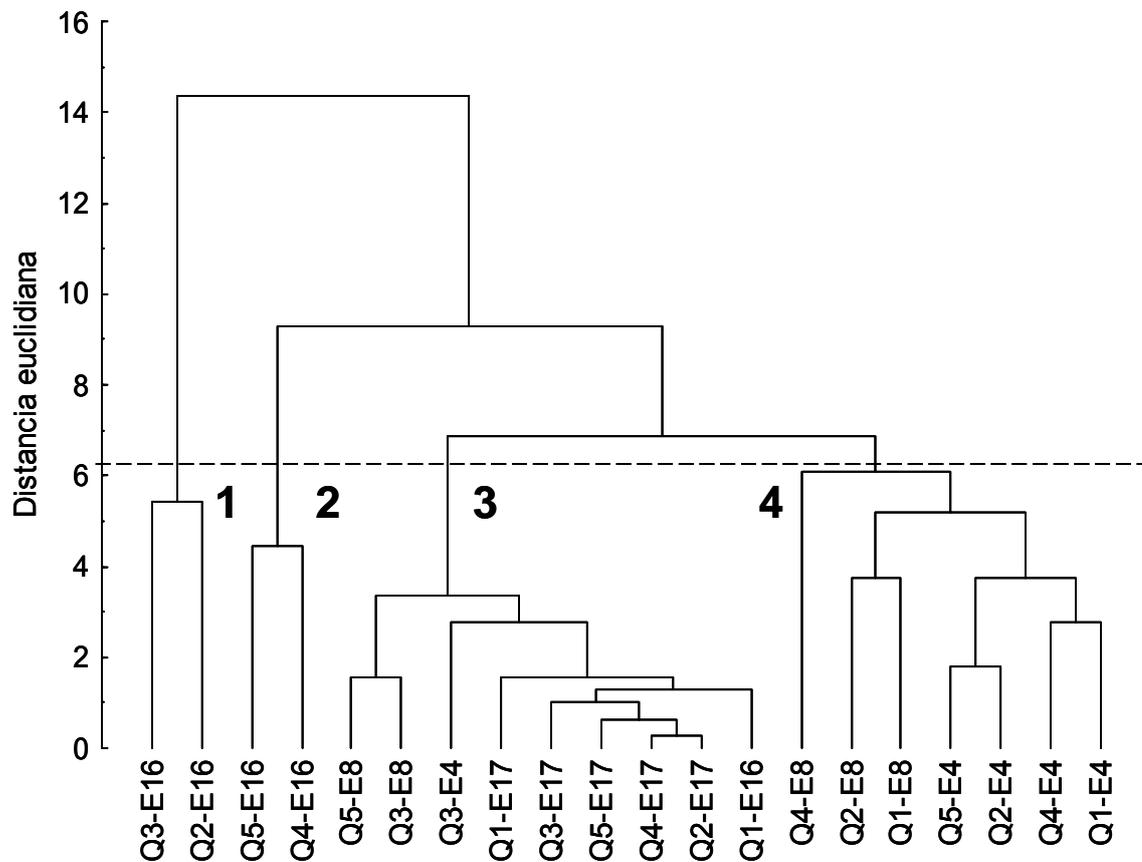


Figura 11. Clasificación de muestras de los estanques basada en la abundancia de las cianofitas observadas durante el ciclo de cultivo 2007. La línea punteada representa el sitio de corte para la asignación de los grupos: 1, 2, 3 y 4. (Q1=15-Julio, Q2=31-Julio, Q3=15-Agosto, Q4=31 Agosto, Q3=15-Septiembre, Estanque = E).

8.5 Correlación de la abundancia de las cianofitas con el ambiente fisicoquímico.

Las correlaciones significativas ($p < 0.05$) entre la abundancia de las cianofitas y las variables físicas y químicas (temperatura, oxígeno y nutrientes), obtenidas mediante el análisis de correlación de Spearman, se muestran en la tabla 6.

Los resultados de las correlaciones sugieren que: el incremento en la abundancia de *Gomphosphaeria aponina* está relacionado por el aumento en los nitritos (NO_2), *Pseudoanabaena catenata*, incrementa su abundancia cuando disminuyen los nitratos (NO_3), el amonio (NH_4) y los ortofosfatos (PO_4), además de que se incrementa el oxígeno, *Chroococcus obliteratus* presenta un incremento a mayor

concentración de nitratos (NO_3), la abundancia de *Johannesbaptistia pellucida* aumenta cuando disminuye el ortofosfatos (PO_4), para el morfotipo sp. 2 el incremento de su abundancia se relaciona con la disminución de las concentraciones de nitritos (NO_2) y (NH_4), finalmente el incremento en la abundancia de sp. 1 coincide con la disminución de las concentraciones de ortofosfatos (PO_4).

Tabla 6. Valores del coeficiente de correlación de Spearman entre la abundancia de las especies y las variables (físicas y químicas).

Variables	Especie	Spearman (r) (p < 0.05)
NO ₂	<i>G. aponina</i>	0.534
	<i>P. catenata</i>	-0.46
	sp. 2	-0.545
NO ₃	<i>C. obliteratus</i>	0.473
NH ₄	<i>P. catenata</i>	-0.552
	sp. 2	-0.445
PO ₄	<i>J. baptistia</i>	-0.463
	<i>P. catenata</i>	-0.469
	sp. 1	-0.483
Om	<i>P. catenata</i>	0.446

Con n= 20. Nitritos (NO_2), nitratos (NO_3), amonio (NH_4), ortofosfatos (PO_4), oxígeno matutino (Om) y r = coeficiente de correlación.

9. DISCUSIÓN

Actualmente no hay una metodología establecida para el tratamiento y análisis de muestras de cianofitas de fondo, en general las que existen están diseñadas para el análisis de muestras de agua (fitoplancton). Por lo que fue necesario implementar una metodología para poder trabajar las muestras obtenidas del fondo de los estanques de camarón, tanto para la homogenización y la separación de la materia orgánica, como para el conteo directo de las cianofitas para determinar la abundancia de las especies.

9.1 Riqueza específica

La composición específica en los estanques 4, 8, 9, 16 y 17, en la granja Marea Alta Comercial considerando el período de cultivo del 15 de julio al 15 de octubre del 2007, reflejó un dominio de organismos de forma filamentosa, pertenecientes a los Ordenes: Oscillatoriales con ocho especies, incluyendo los morfotipos: sp. 1, sp. 2 y sp. 3 y Chroococcales, por seis, mientras que el orden Nostocales estuvo representado sólo con dos especies. Los morfotipos sp. 1, sp. 2 y sp. 3, no pudieron ser identificados ya que, la determinación de especies se realizó sólo con el apoyo del microscopio y claves especializadas, y con las características morfológicas que pudieron observarse, no fue posible determinar la especie a la que pertenecen y sólo se logró ubicarlos dentro del Orden Oscillatoriales. Por esta razón se considera necesario utilizar las técnicas moleculares y la microscopía de alta resolución, las cuales actualmente son utilizadas para la identificación de estas especies.

Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna (2003), realizaron una revisión sobre nutrientes, fitoplancton y florecimientos algales comunes de cianofitas en estanques de camarón en el noroeste de México y reportaron como géneros y especies más abundantes: *Anabaena aequalis*, *Anabaenopsis elenkinii*, *Anabaenopsis arnoldi*, *Micrococcus* spp., *Oscillatoria limnetica*, *Protococcus* spp., *Schizothrix calcicola*, *Synechocystis diplococcus*, *Synechocystis leopoliensis* y *Spirulina* spp. En el presente estudio, los géneros de cianofitas filamentosas que coinciden con los reportados por estos autores son: *Oscillatoria* sp., *Spirulina* sp. y *Anabaena* sp. , mientras que de las unicelulares únicamente se encontró al género *Synechocystis* sp. Es importante mencionar que los trabajos que se han realizado hasta ahora, como el de los autores mencionados han sido con muestras tomadas en la columna de agua. Debido a la escasez de información sobre trabajos con muestras de fondo de estanques de camarón, se han tomado como referencia los trabajos antes mencionados para tener conocimiento sobre la presencia de especies de cianofitas en estos sistemas, aunque se sabe que las condiciones de la columna de agua y del fondo donde se encuentran los organismos son diferentes. Por lo anterior no se compararon las abundancias y sólo se hace referencia de las especies encontradas.

La diversidad de cianofitas reportada por Alonso-Rodríguez & Páez-Osuna (2003), es menor que la encontrada en los estanques estudiados, estos autores reportaron la presencia de cinco géneros pertenecientes al orden de las Oscillatoriales y tres géneros del orden Chroococcales, mientras que los presentes resultados muestran siete géneros para el primero y seis para el segundo, respectivamente. Además de tres morfotipos no identificados con características similares a Oscillatoriales. Esta variación puede deberse a que como se mencionó anteriormente los autores determinaron muestras sólo de fitoplancton y en el presente estudio fueron muestras del fondo de los estanques, en donde se encontró una mayor diversidad de especies.

En el ciclo de cultivo del año 2004 en la granja Marea Alta Comercial (el manejo del cultivo fue similar al del 2007), en muestras de fondo se encontraron los mismos géneros determinados en el presente trabajo, además de: *Schizotrix* sp., *Phormidium* sp., *Borzia* sp., *Microcystis* sp., *Nodularia* sp. y *Merismopedia* sp. En el mismo ciclo, en cortes histológicos de camarón se encontraron a las especies *Gomphosphaeria aponina*, *Lyngbya majuscula* y *Oscillatoria* sp. en el intestino, detectándose daño en el epitelio del mismo (Casas-Valdez *et al.*, 2005). En el presente estudio se encontraron estas tres especies pero con bajas densidades y poca frecuencia, además de que no se realizaron estudios histológicos que pudieran corroborar lo anterior. También se encontró el género *Synechocystis* sp., el cual no fue identificado en ciclos anteriores, en esta misma granja.

La composición específica puede estar influenciada por el estado trófico, resultado de la disponibilidad de nutrientes inorgánicos principalmente del nitrógeno y del fósforo, así como la presencia de especies que se desarrollan favorablemente en ambientes eutróficos como es el caso de las cianofitas. Kelly & Whitton, 1998 sugieren que las diferencias nutricionales de los grupos algales pueden inducir cambios en la dominancia de estos, lo cual podría indicar las condiciones ambientales y la calidad del agua.

Es importante reasaltar que no se encontró la presencia de *Schizothrix calcicola*, especie que ha sido relacionada con la enfermedad enteritis hemocítica, la cual

disminuye la tasa de crecimiento del camarón (Cortés-Altamirano-Altamirano & Licea-Durán, 1999) y el rendimiento en biomasa (Pérez-Linares *et al.*, 2003).

9.2 Abundancia

Las abundancias totales de las especies dominantes fueron: sp. 3 (11 683 org. mL⁻¹), *Pseudanabaena catenata* (9 247 org. mL⁻¹), *Calothrix* spp. (7 801 org. mL⁻¹) y sp. 1 (5 659 org. mL⁻¹). Casas-Valdez *et al.* (2005) encontraron que las cianofitas con mayor frecuencia fueron: *Gomphosphaeria aponina* var. *delicatula*, *Calothrix aeruginea* y *Lyngbya majuscula*, en orden de importancia, mientras que Cortés-Altamirano (1994), también para estanques de camarón en Sinaloa, menciona que las especies de cianofitas más abundantes fueron: *Anabaena* spp., *Anabaenopsis elenkinii* y *Oscillatoria limnetica*; así mismo, Cortés-Altamirano & Licea-Durán (1999) reportaron que las especies dominantes fueron: *Schizotrix calcicola*, *Anabaenopsis elenkinii* y *Anabaena aequalis*. De las especies señaladas como dominantes en estanques de cultivo de camarón, del noroeste de México, sólo hay coincidencia en el género *Calothrix* spp. en estudios realizados en la misma granja pero en ciclos diferentes (2004 y 2007). La diferencia entre la composición específica y la abundancia podría atribuirse a la gran variabilidad en las condiciones fisicoquímicas y de manejo (alimentación y fertilización) que ocurren a lo largo de los ciclo de cultivo en las diferentes granjas. Las cianofitas son un grupo de microorganismos que se adaptan con facilidad a las condiciones que prevalecen en los estanques, a saber: alta concentración de materia orgánica, alta turbidez, cambios de temperatura y salinidad, abundancia de nutrientes (Cortés-Altamirano & Licea-Durán, 1999).

La abundancia de las especies de cianofitas no presentó un patrón definido. En cuanto al comportamiento de las especies más abundantes se tiene que: *Calothrix* spp. presenta variaciones en su crecimiento poblacional a lo largo del ciclo de cultivo, ya que puede estar ausente totalmente en una quincena y a la siguiente presentarse con altas densidades (2 478 org. mL⁻¹), como se observó en el estanque 4, o mantenerse con mayores abundancias en todas las quincenas como en el estanque 9 donde esta especie mantuvo densidades de 2 478 a 11 262 org. mL⁻¹. Tanto la abundancia como la frecuencia que presentó este género,

podrían atribuirse a que este, tiene la capacidad de fijar el nitrógeno, (N₂) con lo que puede cubrir las deficiencias de este nutriente (Montoya *et al.*, 2000).

En la granja donde se llevó a cabo este estudio se ha implementado el uso de cubiertas plásticas sobre el fondo de los estanques, en los cuales al no haber sedimento acumulado al inicio del ciclo, se establece una nueva comunidad representada por los componentes de fitoplancton, que provienen de los aportes de agua introducida en estos, conforme transcurre el ciclo se acumula sedimento y materia orgánica producida por alimento, heces, plancton muerto y por la flora bacteriana que participa en la remineralización, propiciando un cambio en la estructura de la comunidad, debido a que cambian las condiciones fisicoquímicas del sistema (Boyd 1992, Maclean *et al.*, 1994). Por lo anterior se supone que las cianofitas en estanques cubiertos con lona plástica pueden llegar a colonizar el fondo formando grandes tapetes, ya que al haber una menor acumulación de sedimento, se presenta menor actividad bacteriana y por lo tanto un alto contenido orgánico (36%) con altos niveles de amonio y ortofosfato, los cuales pueden ser utilizados como fertilizantes (Funge-Smith & Briggs, 1998).

Por el contrario los estanques de tierra compuestos por arena, arcilla y limo, presentan una acumulación y estabilidad tanto de nutrientes, como de materia orgánica, en donde el fitoplancton interactúa con otros microorganismos como zooplancton, bacterias y virus (Boyd, 1990, 1992, Suttle *et al.*, 1990). Generalmente, los virus son considerados como los principales responsables del decaimiento de un "bloom" fitoplanctónico. (Bratbaak *et al.*, 1995, Turutani *et al.*, 2000). En el caso de los componentes bacterianos, la capacidad para provocar la inhibición y lisis de células algales ha sido extensamente estudiada en aguas costeras, determinándose que las bacterias y sus productos extracelulares son un factor clave para el rápido decaimiento de floraciones fitoplanctónicas (Fukami *et al.*, 1992, Yoshinaga *et al.*, 1995). Estas condiciones podrían estar propiciando las bajas abundancias registradas en el estanque 17 (43- 411 org. mL⁻¹), el cual, a diferencia del resto, no tiene cubierta plástica y el fondo es de sedimento,

9.3 Variables físicas y químicas

En este estudio, la temperatura y el oxígeno disuelto, presentaron los valores más bajos durante la noche y las primeras horas del día, acentuándose a las 8:00 horas, mientras que los valores más altos se presentaron a las 16:00 horas, en ambas variables.

En el período comprendido entre las 4:00 y 8:00 de la mañana, la concentración mínima de oxígeno registrada fue de $3.2 \pm 5.5 \text{ mg L}^{-1}$, valor considerado como crítico. Además llevan a cabo recambio de agua mediante un sistema de bombeo, que favorece la recirculación y por lo tanto, el incremento de los niveles de oxígeno, ya que concentraciones consideradas como críticas, representan un peligro para los organismos en cultivo porque puede haber reducción en el crecimiento e incluso altas mortalidades (Cortés-Altamirano *et al.*, 1995).

Se observó que la temperatura que se presentó en los estanques, es similar a lo reportado para esta granja en los ciclos de cultivo del 2003 y 2004 (Casas-Valdez *et al.*, 2005; Acevedo-González, 2007), coincidiendo en que, los meses de julio y agosto fueron los más cálidos. Las lluvias que se presentaron para el mes de septiembre (187.3 mm), posiblemente contribuyeron al descenso de la temperatura en la primera quincena de septiembre en los estanques.

En general el oxígeno disuelto promedio presentó un comportamiento oscilante durante el ciclo de cultivo, esto debido tanto a variables ambientales, como a los procesos biológicos que realizan los organismos, así como también, al manejo que se le da a los estanques. La velocidad de los vientos reportados por la estación meteorológica de Mazatlán para el periodo en que se llevó a cabo el estudio, mostró valores máximos en julio (10.8 km/h) y mínimos en octubre (7.9 km/h), lo cual coincide con los meses en que se presentaron las máximas y mínimas concentraciones promedio de oxígeno (5.1 mg L^{-1} y 6.5 mg L^{-1}), lo que sugiere que los vientos tuvieron una influencia en las concentraciones de oxígeno disuelto, además de la actividad fotosintética y el uso de aireadores en los estanques.

En ausencia de recambios de agua, la aireación es esencial para mejorar la calidad de la misma e incrementar la producción en los estanques de cultivo. Se ha reportado aireación continua en estanques de camarón en sistemas intensivos (Wyban *et al.*, 1989; Hopkins *et al.*, 1992, 1993). Sin embargo, la operación de los aireadores durante el día resulta innecesaria e incrementa considerablemente los gastos, por lo que se restringe sólo a periodos en los cuales se considera necesario. Se ha observado que la producción de camarón es más baja cuando, los niveles de oxígeno llegan al límite inferior aceptable para su cultivo (McGraw *et al.*, 2001).

Se observó variación en las concentraciones de nutrientes en los estanques a lo largo del ciclo de cultivo, los nitritos (NO_2) presentaron las menores concentraciones ($0.008 \mu\text{M}$ y $0.447 \mu\text{M}$), con respecto al resto de los nutrientes y el nitrato (NO_3) las más altas ($0.017 \mu\text{M}$ - $19.54 \mu\text{M}$). La presencia de nitrógeno puede atribuirse a que en los estanques de camarón el alimento es el mayor aporte de nutrientes al sistema, el cual está constituido por un 78% de nitrógeno y 51% del fósforo total suministrado (Briggs & Funge-Smith, 1994). Sin embargo sólo de un 25 a 45% del nitrógeno y 20-30% del fósforo es asimilado y convertido en biomasa (Boyd & Tucker, 1998). Una parte de este alimento no consumido junto con las heces se precipitan y llegan al sedimento, en donde por el proceso de remineralización y nitrificación las bacterias transforman el amonio en nitratos (NO_3) el cual es removido por medio de aireadores y recambios de agua (De la Lanza, 1998), otra parte queda atrapada en el sedimento, volatilizada, absorbida por el fitoplancton o descargada en los efluentes (Ritvo *et al.*, 1998).

El amonio (NH_4) se mantuvo con bajas concentraciones (0.039 – $2.90 \mu\text{M}$) en todos los estanques a lo largo del ciclo, sin embargo el efluente presentó concentraciones hasta de $25.4 \mu\text{M}$., lo cual podría deberse a que el efluente es la descarga de las aguas residuales procedentes de los estanques, las cuales traen consigo acumulación de material orgánico y desechos metabólicos de los camarones cultivados.

Las concentraciones de ortofosfato (PO_4) en el estanque 9 fueron de $1.79 \mu\text{M}$ a $8.86 \mu\text{M}$ y en el efluente de $2.81 \mu\text{M}$ a $6.29 \mu\text{M}$, esto puede explicarse debido a

que el estanque 9 comenzó su ciclo de cultivo tres quincenas antes que los demás, por lo que pudo acumularse mayor cantidad de este nutriente, mientras que el efluente lleva consigo las descargas de todos los estanques.

En general las concentraciones de ortofosfatos (PO_4), fueron más bajas en los estanques: 4, 8, 16 y 17, con respecto a los otros nutrientes, esto pudiera estar relacionado con las tasas de asimilación fitoplanctónica de este nutrimento y con procesos físicos y químicos, tales como la precipitación y adsorción por parte de los sedimentos del fondo (Stumm & Morgan, 1981), que actúan removiendo y capturando continuamente el fósforo orgánico desde la columna de agua.

Comparando los valores de nitritos y ortofosfatos en este estudio con los del trabajo realizado en la misma granja en el ciclo 2004, se encontró que de julio a la primera quincena de septiembre predominaron los nitratos, en el resto del ciclo fue el ortofosfato, tanto para los estanques, como para el efluente (Casas-Valdez *et al.*, 2005). Estos valores son más altos que los registrados en el 2007, posiblemente debido a que durante el ciclo del 2004 se fertilizó con mayor frecuencia a lo largo del mismo (Casas-Valdez *et al.*, 2005) y en el 2007 sólo se fertilizó al inicio del ciclo. Además de que en el último ciclo se disminuyó la proporción del P en el fertilizante (Aquaferil) que se utilizó.

El análisis de similitud permitió observar una agrupación de los estanques que se distinguen por sus diferencias en abundancias; se observó que los estanques 4 y 8 son muy similares en abundancias que van de 500 a 1 200 org. mL^{-1} , el estanque 16 fue el más heterogéneo ya que se separó en dos grupos y en general sus abundancias fueron de 2 000 a 3 500 org. mL^{-1} , aunque al inicio del ciclo estas fueron de 1 200 a 1 500 org. mL^{-1} ; finalmente el estanque 17 presentó abundancias de 100 a 300 org. mL^{-1} en todas las quincenas por lo cual constituyó un grupo aparte.

Se encontraron correlaciones significativas entre la abundancia de las especies de cianofitas y los parámetros ambientales solo para seis especies, y asimismo estas fueron bajas (0.45 – 0.50), se considera que esto se debe a que en los estanques estudiados, existió una gran variabilidad a lo largo del ciclo de cultivo,

tanto en la abundancia de cada una de las especies, como en los parámetros ambientales y fisicoquímicos. Esto se puede atribuir al esquema de manejo que se utiliza en las granjas de producción de camarón, entre ellas la del presente estudio. Es decir, tanto el recambio de agua, como el uso de los aireadores no tienen una periodicidad establecida, para ninguno de los estanques, sino que esta se realiza dependiendo de la concentración de oxígeno que presentan. Asimismo, la cantidad de alimento suministrado va variando dependiendo de la biomasa de camarón de cada estanque. Las correlaciones encontradas sugieren que incrementos en las abundancias de *Pseudoanabaena catenata*, *Johannesbaptistia pellucida* y sp.1, correspondieron con disminuciones en la concentración de ortofosfatos e incrementos de *Pseudoanabaena catenata* y de la sp. 2, con disminuciones del amonio, esto posiblemente debido a que al aumentar la abundancia de estas se incrementa el consumo de estos nutrientes y por lo tanto disminuye su concentración en el medio. La relación encontrada entre la abundancia de *Chroococcus obliteratus* y el incremento de los nitratos se asocia con que es una de las formas nitrogenadas que ellas utilizan.

Se debe considerar la presencia de algunas especies de microalgas que han sido reportadas como potencialmente tóxicas, las cuales producen hepatotoxinas (microcistina). Esta es la toxina producida por cianofitas más implicada en envenenamiento de animales y humanos (Vela *et al.*, 2007). En los camarones cultivados, afecta principalmente al citoesqueleto, deforma el hígado, produce hemorragia hepática y necrosis, llegando a provocar la muerte (Ito *et al.*, 1997). Esta toxina es producida por cianofitas entre las cuales se encuentran algunas especies pertenecientes a los géneros: *Microcystis*, *Anabaena* y *Oscillatoria*; éstos dos últimos géneros tienen poblaciones presentes en los estanques estudiados, las cuales no fueron abundantes y además se desconoce si son o no tóxicas, primero porque no se identificó a nivel de especie y segundo por que, inclusive dentro del mismo género, no todas las poblaciones son productoras de toxinas.

10. CONCLUSIONES

1. Se estableció que la técnica de conteo directo por epifluorescencia permite determinar la abundancia de cianofitas de muestras de fondo de estanques de camarón.
2. Hubo poca variación en la riqueza específica de las cianofitas a lo largo del ciclo de cultivo, ya que la mayoría de las especies se mantuvo presente en todo el ciclo.
3. No se observó un patrón de variación en la abundancia de las cianofitas, ni en las variables físico-químicas de los estanques.
4. Hubo diferencias en el comportamiento de los estanques tanto en abundancias como en las variables físico-químicas, dado que cada estanque se comporta como un sistema individual aunque el manejo de los estanques sea similar.
5. El estanque 17 con fondo de tierra, presentó la abundancia menor, debida posiblemente a que en este se encuentran bacterias que participan en la degradación de la materia orgánica y que compiten por los nutrientes con las cianofitas, lo que disminuye la abundancia de éstas últimas.

11. RECOMENDACIONES

Dado que las cianofitas por su biología presentan cambios a corto plazo es necesario realizar los muestreos en periodos cortos de tiempo para detectar dichos cambios y entender mejor su comportamiento en los estanques de cultivo de camarón.

Cuantificar la cantidad de sedimento acumulado en el fondo de los estanques a lo largo del ciclo y determinar la concentración de nitrógeno y fósforo, para tener más elementos para comprender la variación de la abundancia de las cianofitas del fondo de los estanques.

12. BIBLIOGRAFIA

- Acevedo-González, A. 2007. Variación espacio temporal de asociaciones microfitoplanctónicas en estanques camaroneros. Tesis de maestría. CICIMAR-IPN, La Paz B. C. S., México, 104 p.
- Acleto, O. & R. Zuñiga, 1998. Introducción a las algas. Ed. Escuela Nueva S. A., Lima, Perú. 383 p.
- Affronti, L.P. & H.G. Marshall. 1993. Diel abundance and productivity patterns of autotrophic picoplankton in the lower Chesapeake bay. J. of Plankton Res., 15:1-8.
- Alonso-Rodríguez, R. & F. Páez-Osuna. 2001. La presencia de fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón: composición, abundancia y variación: 137-155 p. En: Federico Páez-Osuna (Ed). *Camaronicultura y Medio Ambiente*. México: Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, Universidad Nacional Autónoma de Sinaloa, Colegio de Sinaloa y Programa Universitario de Alimentos, 450 p.
- Alonso-Rodríguez, R. & F. Páez-Osuna. 2003. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. Aquaculture, 219(1-4): 317-339.
- Alonso-Rodríguez, R., F. Páez-Osuna & I. Gárate-Lizárraga. 2005. El fitoplancton en la camaronicultura y larvicultura: importancia de un buen manejo. CESASIN. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, 147, p.
- Anderson, D.M. 1989. Toxic algal blooms and red tides: A global perspective, 11-12, En: Okaichi, T., D.M. Anderson & T. Nemoto (Ed), Red Tides: Biology, Environmental Science and Toxicology, Elsevier Science Publishing Co., Nueva York, 105 p.
- Barnes, R.K. & K.H. Mann.1980. Fundamentals of aquatic ecosystems. *Blackwell Scientific Publications*. USA. 229 p.
- Bendschneider, K. & R.J. Robinson. 1952. The determination of nitrate in seawater. Analytical Chimica Acta, 29:272-279.
- Bold, H.C. & M.J. Wynne.1985. Introduction to the Algae: Structure and reproduction. Second Edition. *Prentice Hall*. Englewood Cliffs. New Jersey XVI 720 pp.
- Boyd, C.E. 1970. Water quality in ponds for aquaculture. Auburn University Alabama. 142 p.

- Boyd, C.E. 1989. Water quality management and aeration in shrimp farming. Fisheries and allied aquacultures, department, Series No. 2. Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama, 70 p.
- Boyd, C.E. 1990. Water quality in ponds for aquaculture. Agricultural Experiment Station. Auburn University Alabama USA. 482 p.
- Boyd, C.E. 1992. Shrimp pond bottom soils and sediment management, En: Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA. 166-181 p.
- Boyd, C.E. & C.S. Tucker. 1992. Water quality and pond soil. Analyses for aquaculture. *Agricultural Experiment Station*. Auburn University. AL. USA. 183 p.
- Boyd C.E. & C.S. Tucker. 1998. Pond Aquaculture Water Quality Management. Kluwert Academic Publishers, Boston, EE.UU, 211 p.
- Bratbak G, M Levasseur, S Michaud, G Cantin, E Fernandez, B.R Heimdal & M Heldal 1995. Viral activity in relation to *Emiliana huxleyi* blooms: a mechanism of DMSP release. Marine Ecology Progress Series 128: 133-142.
- Briggs, M.R.P., S.J. Funge-Smith. 1994. A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. Aquacult Fisheries Manage, 25: 789-811.
- Bryant, D.A. 1986. The cyanobacterial photosynthetic apparatus comparison to those of higher plants and photosynthetic bacteria. En: Plant, T. & W. K. W. Li. (Ed). Photosynthetic picoplankton. Call. Bull. Fish. Aquat. Sci., 214:71-120.
- Casas-Valdez, M., N.R. Aguila, A. Marín, I. Sánchez. S. Rodríguez, G. Portillo, A. Sierra, H.P. León. 2005. Variación de la abundancia de las algas verde-azules y su efecto sobre los parámetros productivos de camarón en cultivo intensivo. Informe Final de Proyecto de Investigación. CICIMAR-IPN, 55 p.
- Cervetto, G., R. Gaudy, M. Pagano, L. Saint-Jean, G. Verbiopoulos, R. Arfi & N. Leveau, 1993. Diel variations in *Acartia tonsa* feeding, respiration and egg production in a Mediterranean coastal lagoon. J. of Plankton Res. 15:1207-1228.
- CESASIN. 2006. Resumen de siembras y cosechas Ciclo de Producción 2006.

- Cho C., J. Hynes, K. Wood & H. Yoshida. 1994. Development of high nutrient dense, low-pollution diets and prediction of aquaculture wastes using biological approaches. Aquaculture, 124:293-305.
- CONAPESCA. 2007. Estadísticas de Producción de camarón de acuicultura y pesca.
- Cortés-Altamirano, R. & S. Licea-Durán. 1999. Florecimientos de microalgas nocivas en estanques de cultivo semi-intensivo de camarón en México. Rev. Latinoamericana Microbiology. 41: 157-166.
- Cortés-Altamirano, R., F. Páez-Osuna, S.R. Guerrero-Galván & H. Esparza-Leal. 1995. Variación diurna del fitoplancton y los factores abióticos en un estanque camaronícola salobre en el sur de Sinaloa, México. Hidrobiológica, 5 (1-2): 45-55.
- Datta, N.C., B.K. Bandyopadhyay, N. Mandal & N.C. Maity. 1983. Diurnal variations of some abiotic factors and plankton communities in two freshwater ponds at Calcuta. Environ. & Ecology, 1:129-133.
- Davis, A., T.M. Samocha, R.A. Bullis, S. Patnaik, C.L. Browdy, A.D. Stokes & H. Atwood. 2004. Practical diets for *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931): working towards organic and/or all plant production diets. En: Cruz-Suárez L.E., D.M, Ricque, M.G. Nieto-López, D. Villarreal, U. Scholz & M. González. Avances en nutrición acuícola. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición acuícola, 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México.
- De la Lanza, E.G. 1998. Aspectos fisicoquímicos que determinan la calidad del agua. 1-26 p. En: Martínez, C.L.R. (Compilador). Ecología de los sistemas acuícolas. Bases ecológicas para el desarrollo de la acuicultura. AGT. México, 326 p.
- Desikachary, T.V. 1959. Cyanophyta. Indian Council of Agricultural. Research, New. Delhi. 686 p.
- Everitt B.S., S. Landau & M. Leese. 2001. Cluster Analysis. Arnold. 237 p.
- Fukami K, A Yuzawa, T Nishijima & Y Hata 1992. Isolation and properties of a bacterium inhibiting the growth of *Gymnodinium nagasakiense*. Nippon Suisan Gakkaishi, 58: 1073-1077.
- Funge-Smith, S.J. & M.R.P. Briggs. 1998. Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. Aquaculture, 164, 117-133.

- Ganapati, S.V. 1955. Diurnal variations in dissolved gases, pH and some important dissolved substances of biological significance in three temporary rock pools in stream bed at Mettur Dam. Hidrobiología, 18: 285-303.
- Geitler, L. 1932. Cyanophyceae. En: Rabenhort's, L. (Ed.) Kryptogamenflora von Deutschland. Österreich und der Schweiz, Akademische Verlagsges Leipzig. Vol. XIV, 1196 p.
- Glibert, P.M. & D.E. Terlizzi. 1999. Cooccurrence of elevated urea levels and dinoflagellate blooms in temperate estuarine aquaculture ponds. Appl. and Environ. Microbiol. 65(12):5594-5596.
- Glibert, P.M. & C. Garside. 1992. Diel variability in nitrogenous nutrient uptake by phytoplankton in the Chesapeake Bay plume. J of Plankton Res., 14:271-288.
- Gómez, L.D. 1970. Las cianofíceas de Costa Rica (I). O'Bios, 2(4): 5-45
- Grimm, L.G. & P.R Yarnold. 1994. Reading and understanding multivariate statistics. American Psychological Association, 373 p.
- Hallegraeff, G.M. 1993. A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. Phycologia, 32 (2):77-99.
- Heidcamp, W. 1996. Cell Biology Laboratory Manual. Gustavus Adolphus College. Saint Peter, Minnesota, USA.
- Hobbie, J.E., R.J. Daley & S. Jasper. 1977. Use of Nuclepore filters for counting bacteria by fluorescence microscopy. Appl. Environ. Microbiol., 33:1225-1228.
- Hopkins, J.S., A.D. Stokes, C.L. Browdy & P.A. Sandifer. 1992. The relationship between feeding rate, aeration rate and expected dawn dissolved oxygen in intensive shrimp ponds. Aquacultural Engineering, 10:281-290.
- Hopkins, J.S., R.D. Hamilton, P.A. Sandifer, C.L. Browdy & A.D. Stokes. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets of intensive shrimp ponds. J. of the World Aquaculture Society, 24 (3):304-320.
- Ito, E., F. Kondo, K. Terao & K.I Harada. 1997. Neoplastic nodular formation in mouse liver induced by repeated intraperitoneal injections of microcystin-LR. Toxicon, 35(9):1453-1457.
- Kelly, M.G. & B.A. Whitton. 1998. Biological monitoring in river. Hidrobiología, 384 (1-3):55-67.

- Kepner, R.L. & J.R. Pratt. 1994. Use of Fluorochromes for Direct Enumeration of Total Bacteria in Environmental Samples: Past and Present. Microbiol. Rev., 58 (4):603-615.
- Kirchman, D.L. 1993. Statistical analysis of direct counts of microbial abundance, 117-119 En: Kemp, P.F., B.F. Sherr, E.B. Sherr, & J.J. Cole (Ed.) Handbook of methods in aquatic microbial ecology. Lewis Publishers, Boca Ratón, Fl. P., 547 p.
- Komárek, J. & K. Anagnostidis 1999. Cyanoprokaryota 1: Chroococcales. Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/1 H. Etts, G. Gärtner, H. Heynig & D. Mollenhauer, Gustav Fischer, Verlag Jena, Stuttgart, 548 p.
- Komárek, J. & K. Anagnostidis. 2005. Cyanoprokaryota 2: Oscillatoriales. Süßwasserflora von Mitteleuropa 19/1. H. Etts, G. Gärtner, H. Heynig & D. Mollenhauer, Gustav Fischer, Verlag Jena, Stuttgart, 759 p.
- Macleán M.H., J.H. Brown, K.J. Ang. & K. Jauncey. 1994. Effect of organic fertiliser and formulated feed in pond culture of the freshwater prawn. *Macrobrachium rosenbergii* (de Man): pond productivity. Aquaculture and Fisheries Management, 25:729-740.
- McGraw, W., D.R. Teichert-Coddington, D. B. Rouse & C. E. Boyd. 2001. Higher minimum dissolved oxygen concentrations increase penaeid shrimp yields in earthen ponds. Aquaculture, 199:311-321.
- Marshall, D.W. 1991. Biología de las Algas. Enfoque fisiológico. *Limusa*. México. 236 p.
- Matsuoka, K. & Y. Fukuyo. 2000. Guía técnica para el estudio de quistes de dinoflagelados actuales, HAB/WESTPAC/IOC, Japan. 30 p.
- Montoya, H.T., M. Benavente & C. Aguilar. 2000. Poblaciones naturales y cultivo de cianofitas marinas diazotróficas del litoral del Pacífico Peruano. Biotempo, 4:11-24.
- Morris, A.W. & J.P. Riley. 1963. The determination of nitrate in sea water. Analytical Chimica Acta, 29:272-279.
- Murphy, J. & J.P. Riley. 1962. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. Analytical Chimica Acta, 27:31-36.
- Nasar, S.A.K. 1977. Diurnal variations in physico-chemical factors in pond in Bhagalpur, India. Comparative Physiology, 2:143-149.

- Ochoa, J.L., J. Pérez-Linares, C. Rodríguez, E. Núñez-Vázquez. 2004. *Panorama Acuícola Magazín*, 10(1):34-36.
- Olson, F.C.W. 1950. Quantitative Estimates of Filamentous Algae. Transactions of the American Microscopical Society, 69 (3):272-279.
- Pérez- Linares, J., M. Cadena, C. Rancel, M.L. Unzueta-Bustamante & J.L. Ochoa. 2003. Effect of *Schizothrix calcicola* on white shrimp *Litopenaeus vannamei* (*Penaeus vannamei*) postlarve. Aquaculture, 218:55-65.
- Ritvo, G., J. Dixon, A. Lawrence, T. Samocha, W. Neill, & M. Speed. 1998. Accumulation of chemical elements in Texas shrimp ponds solids. J. of the World Aquaculture Society, 29 (4):422-431.
- Smayda, T.J. 1989a. Primary production and the global epidemic of phytoplankton blooms in the sea: A linkage. 449-483. En: E.M. Casper, E.J. Carpenter & V.M. Bricelj, (Eds.), Novel Phytoplankton Blooms Causes and Impacts of Recurrent Brown Tides and Other Unusual Blooms. Springer Verlag, Berlín, 516 p.
- Smayda, T.J. 1989b. Novel and nuisance phytoplankton blooms in the sea: Evidence for a global epidemic. 29-40. En: Graneli, E., B. Sundström, L. Edler & D. M. Anderson. (Eds.), Toxic Marine Phytoplankton. Elsevier Science Publishing Co., Nueva York, 382 p.
- Smith, P.T. 1996. Physical and chemical characteristics of sediments from prawn farms and mangrove habitats on the Clarence River, Australia. Aquaculture, 146:47-83.
- Smith, V.H., G.D. Tilman & J.C. Nekola. 1999. Eutrophication: impact of excess nutrient inputs on freshwater, marine and terrestrial ecosystems. Environmental Pollution, 100 (1-3): 179-196.
- Sokal, R. & J. Rohlf. 1981. Biometry. The principles and practice of statistics in biological researchs. WH Feeman & Co, New York. 859 p.
- Solorzano, L. & J.P.Riley. 1969. Determination of ammonia in natural water by the phenol hypochlorite metod. Limnol. Oceanogr., 14:799-801.
- Strickland, J.D.H. & T.R. Parsons. 1972. A Practical Handbook of Seawater Analysis. Fish. Res. Bd. Canada Bulletin, 167 p.
- Stumm, W. & J.J. Morgan.1981. Aquatic Chemistry. John Wiley & Sons, New York, 780 p.
- Sze, P. 1998. Biology of the Algae. Ed. WCB/Mc Graw-Hill, USA, 278 p.

- Utermöhl, H. 1958. Zur Vervollkommung der quantitativen phytoplankton methodick. Mitt. Int. Ver. or. Angew. Limnol., (9):1-39.
- Tarutani K, K Nagasaki & M Yamaguchi (2000). Viral impacts on total abundance and clonal composition of the harmful bloom-forming phytoplankton *Heterosigma akashiwo*. Applied and Environmental Microbiology, 66: 4916-4920.
- Vela, L., E. Sevilla, B. Martín, S. Pellicer, M.T. Bes, M.F. Fillat, M.L. Peleato 2007. Las microcistinas. Rev. Real Academia de Ciencias. Zaragoza, 62: 135–146.
- Verma, M.N. 1967. Factores implicados en la dinámica de las proliferaciones de las algas en la naturaleza. 60-167. En: Dobben E. & C. Lowe-McConnell (Eds.) Conceptos unificadores en ecología, Editorial Blume, Barcelona, 271 p.
- Vila-Pinto, I. C. 2003. Los sistemas acuáticos continentales. Su ontogenia natural acelerada por efecto antropico: la eutrofización y la salinización. Tópicos Básicos y Estudios de Caso, 11-21 p.
- Villbrandt, M. & L.J. Stal. 1996. The effect of sulfide on nitrogen fixation in heterocystous and non-heterocystous cyanobacterial mat communities. Algal Stud., 83:549-563.
- Wetzel, R.G. 1981. Limnología. Omega, España, 679 p.
- Whitton, B.A. & M. Potts. 2000. The ecology of cyanobacteria. Their diversity in time and space. Kluwer Academic Publishers. Países Bajos, 631 p.
- Wyban J.A., G.D. Pruder, K.M. Leber. 1989. Paddlewheel effects of shrimp growth, production and crop value in commercial earthen ponds. J. of the World Aquaculture Society, 20 (1):18-23.
- Yoshinaga I, T Kawai & Y Ishida 1995. Lysis of *Gimnodinium nagasakiense* by marine bacteria 687-693. En: Lassus P, G Arzul, E Erard, P Gentien & C Marcaillou (Eds.) Harmful marine algal blooms:. Lavoisier Publishing, Paris, France 793 p.

APÉNDICE 1

Generalidades de las cianofitas observadas, incluyendo tamaño de las células, así como de las colonias y los filamentos.

Orden: Chroococcales

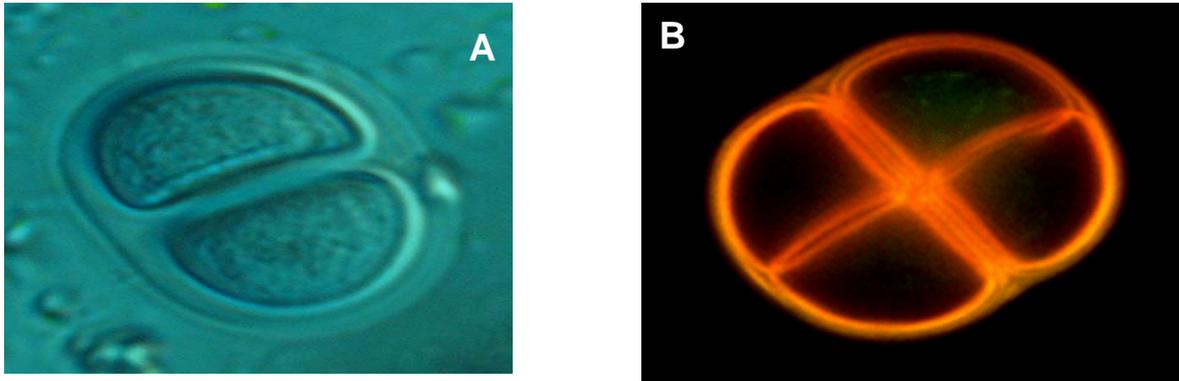
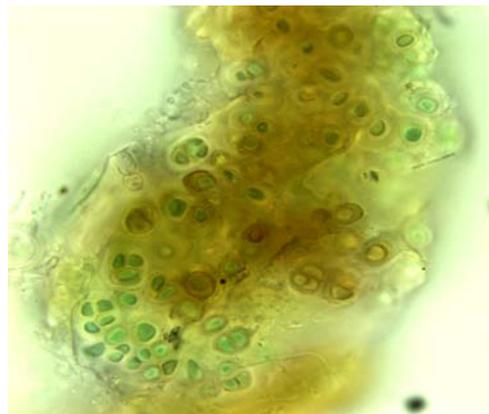
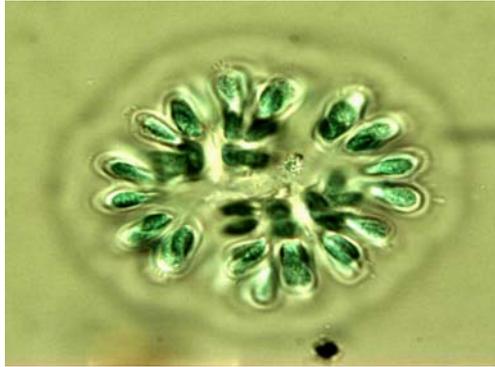


Figura 1. Cianofitas de forma cocoide (A, B), ambas pertenecen al mismo género pero se distinguen entre sí por el tamaño y por el número de células en que se agrupan. A) *Chroococcus giganteus* (40x) W. West 1892, el diámetro de su célula es de 24-40 μm , y de la colonia con mucílago es 66-82 μm . B) *Chroococcus obliteratus* (100x) Richter 1886 el diámetro de su célula es de 2-7 μm , y de la colonia con mucílago de 4-10 μm .



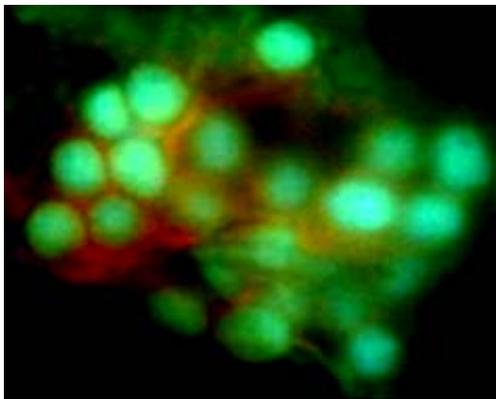
Gloeocapsopsis crepidinum (100x) Geitler 1925.

Figura 2. Especie cocoide formadora de colonias irregulares, que se encuentran rodeadas de mucílago, son bentónicas de ambientes marinos, ampliamente distribuidas el diámetro de sus células mide de 2-9 μm , puede llegar a formar colonias entre 65-98 μm de diámetro.



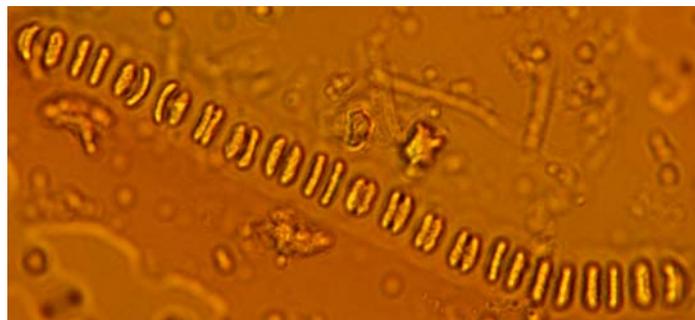
Gomphosphaeria aponina (100x) Kützing 1836.

Figura 3. Forma colonias celulares rodeadas con una delgada capa de mucílago. Células elongadas y dispuestas en forma radial con diámetro celular de 3.5-5.5 X 3-10 μm y de la colonia 20-45 μm .



Synechocystis sp. (100x) Sauvageau, 1892

Figura 4. Células solitarias y esféricas, planctónicas, de agua dulce o marina, diámetro de la célula de 2.9-4.5 μm y de la colonia de 20-39 μm .



Johannesbaptistia pellucida (100x) Taylor et Drouet, 1938

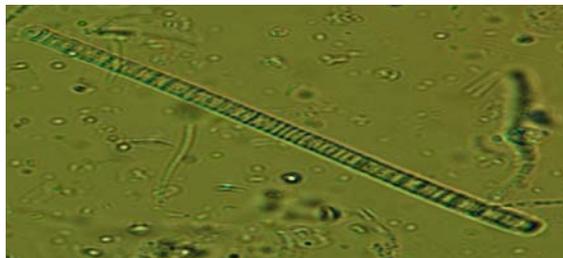
Figura 5. Se describe como pseudofilamento solitario, con envoltura mucilaginosa, se encuentra en pantanos y pequeños cuerpos de agua estancada, este género es poco conocido, el ancho 2-3 μm y largo de sus células 1 μm y de la colonia con 4-5 μm de ancho y 300-1000 μm de largo.

Orden: Oscillatoriales



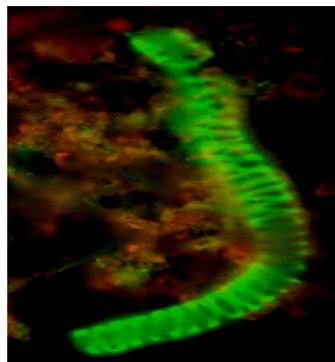
Lyngbya majuscula (40x) Agardh ex Gomont, 1892

Figura 6. Filamento, dentro de una capa gruesa a veces dura, generalmente se encuentra formando tapetes que cubren diferentes sustratos sumergidos, tamaño de la célula (ancho 5-6.5 μm y largo 1 μm), tamaño del filamento (ancho 5-6.5 μm y largo 140-360 μm).



Oscillatoria sp. (100x) Vaucher ex Gomont, 1892

Figura 7. Tricoma Todas las especies forman tapetes sobre sustratos, principalmente en aguas poco profundas, crecen en agua dulce y marina, principalmente se desarrollan en el bentos y posteriormente flotan a la superficie en masas, se encuentran en casi todo el mundo. Tamaño de la célula: 4-5-5 μm de ancho y 1 μm de largo), tamaño del tricoma (4-5-5 μm de ancho y 110-140 μm de .largo.



Spirulina .sp (100x) Turpin ex Gomont, 1892

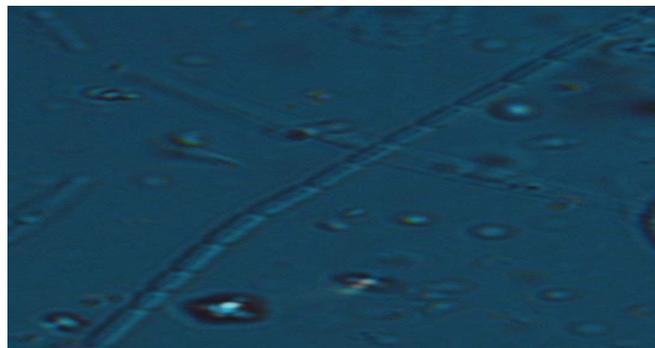
Figura 8. Tricoma enrollado en espiral muy compacto, varias especies son bentónicas, se encuentran en agua dulce o marina, tiene la capacidad de

adaptarse a lugares con condiciones extremas. Ancho del filamento 1-2.5 μm y 160-250 μm de largo Se utiliza como suplemento nutricional, debido su alto componente de proteínas y aminoácidos esenciales, se le confieren propiedades curativas.



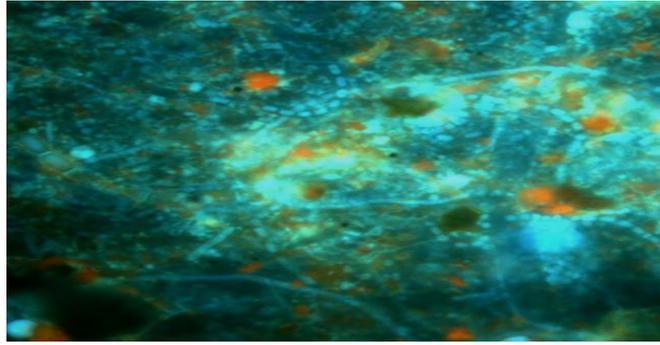
Arthrospira sp. (40x) Stitzenberger ex Gomont, 1892

Figura 9. Tricoma ondulado de vida libre, son planctónicas o bentónicas de agua dulce o marina, de vida libre o bentónicas. Ancho de la célula 6-7 μm y largo de 7.5 8 μm . ancho del tricoma 6-7 μm y largo de 150-180 μm , distancia entre crestas 40-80 μm .



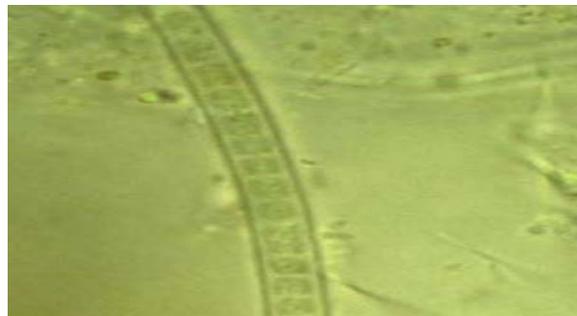
Pseudoanabaena catenata (100x) Lauterborn 1915

Figura 10. Tricoma generalmente delgado y corto, varias especies son planctónicas o bentónicas habitan en aguas oligotróficas, mesotróficas y eutróficas. Ancho de la célula de 1.3-1.6 μm y largo de 2.4-3 μm , ancho del tricoma 1.3-1.6 μm y largo 30-50 μm .



sp. 1 (100x)

Figura 11 Filamento muy delgado, de 0.5 a 0.7 μm de ancho y 165-180 μm de largo, forma tapetes.



sp. 2 (100x)

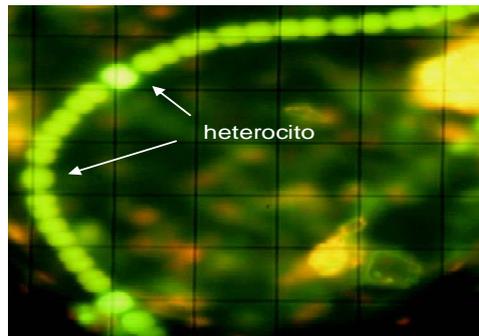
Figura 12. Filamento donde se puede observar que tiene vaina y sus células son cuadradas de 2 μm x 2 μm , el ancho del filamento es de 3 μm y el largo de 65 a 140 μm .



sp. 3 (100x)

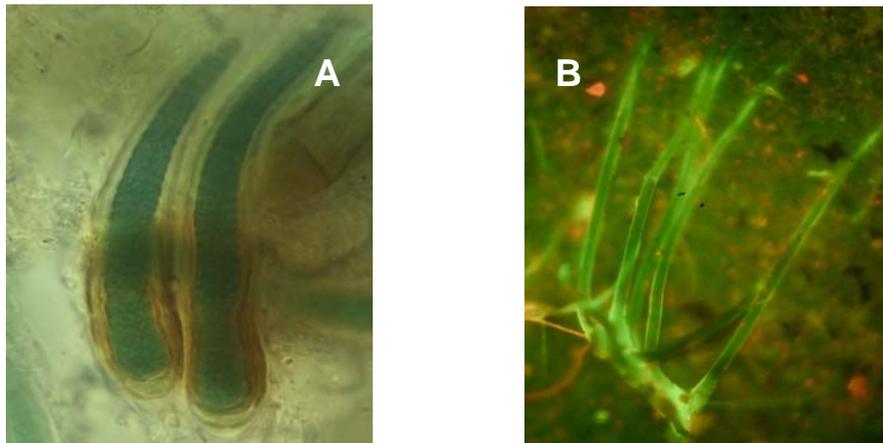
Figura 13. Filamento con vaina el cual mide 3 μm de ancho y de 94 hasta 400 μm de largo, células cilíndricas que miden 2 μm de ancho y 4 μm de largo, con espacios intercelulares.

Orden: Nostocales



Anabaena sp. (40x) Bory ex Bornet et Flahault 1888

Figura 14. Tricoma solitario, a veces forma tapetes sobre el sustrato, con heterocitos intercalados en el tricoma, de 6 μm de diámetro, son marinas, bentónicas, las células son esféricas con 5 μm de diámetro, ancho del tricoma de 5 μm y 170-335 μm de largo.



Calothrix spp. (40x) Agardh ex Bornet et Flahault, 1886

Figura 15. Filamento ensanchado en la base, que se reduce gradualmente hacia el ápice, con vaina, son marinas, bentónicas y crecen en diferentes sustratos, presentan heterocito basal semiesférico. A) Ancho de la célula 3-8 μm y largo 1-1.5 μm , filamento de 3.5-10 μm de ancho y 70-98 μm de largo, heterocito de 8 μm de ancho. B) Ancho de la célula 1-5(6) μm y largo de 1 μm , filamento de 1.5-8 (8.5) μm ancho y 110-180 μm de largo, heterocito de 5-6 μm de ancho.