

Crecimiento de las microalgas *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* con fertilizantes agrícolas, en laboratorio

Growth of *Chaetoceros gracilis* and *Isochrysis galbana* microalgae with agricultural fertilizers, in the laboratory

Panta Vélez Rodolfo Patricio^{*1}, Macay García Ana Gabriela^{1,2}, Moncayo Zambrano Ermen Miguel^{1,2}, Juan Carlos Vélez Chica¹

¹ Escuela de Acuicultura y Pesquerías, Universidad Técnica de Manabí, Portoviejo, Ecuador

² Investigadores en Acuicultura y Pesquerías

* **Correspondencia para el autor:** rpanta@utm.edu.ec

Resumen

En el presente estudio se evalúa el crecimiento de dos especies de microalgas *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana*, con dos tipos de fertilizantes agrícolas, en condiciones de laboratorio, con el propósito de determinar la densidad celular (cel/mL), tasa de crecimiento específica (divisiones/día) y tasa de duplicación (divisiones/día) de cada especie. Los bioensayos se realizaron en tubos de ensayos de 20 mL y botellas de 500 mL y 1 000 mL utilizando el medio de cultivo Guillard F/2 como control (T1) y los fertilizantes agrícolas Complefol -solución Complefol 5 g/L (T2), y solución Complefol 10 g/L (T3)- y Stimufol -solución Stimufol 5 g/L (T4) y solución 10 g/L (T5)-, cada uno con tres réplicas. Durante el estudio no se observó diferencias significativas en las densidades celulares, no así en la tasa de crecimiento específico y tiempo de duplicación en ambos cultivos de microalgas, mostrándose que las mayores densidades celulares, crecimiento específico y tasa de duplicación, se obtuvieron en el medio Guillard/F2, seguido del Stimufol, lo que demuestra que los fertilizantes agrícolas son una alternativa adecuada para usarse en el cultivo de microalgas, en particular el Stimufol, con mayores rendimientos en comparación con Complefol.

Palabras clave: Densidad celular, medios de cultivo, microalgas, tasa de crecimiento específica, tiempo de duplicación.

Abstract

In the present study the growth of two species of microalgae *Chaetoceros gracilis* and *Isochrysis galbana*, with two types of agricultural fertilizers, is evaluated in laboratory conditions, in order to determine the cell density (cells/mL), specific growth rate (divisions/day) and duplication rate (divisions/day) of each species. Bioassays were conducted in 20 mL test tubes and 500 mL and 1000 mL bottles, using the culture medium Guillard F/2 as control (T1) and Complefol agricultural fertilizers - Complefol 5 g/L (T2) solution and Complefol 10 g/L (T3) solution, and Stimufol - Stimufol solution 5 g/L (T4) and 10 g/L (T5) solution, each with three replications. During the study, no significant differences were observed in cell densities, nor in the specific growth rate and doubling time in both cultures of microalgae, showing that higher cell densities, specific growth rate and doubling rate were obtained in the Guillard/F2 medium, followed by Stimufol, with lowest values in Complefol, which shows that agricultural fertilizers are a suitable alternative for use in the cultivation of microalgae, particularly Stimufol, which achieves higher yields than Complefol.

Key words: Cell density, culture media, microalgae, specific growth rate, doubling time



Recibido: 14 de septiembre, 2015
Aceptado: 30 de mayo, 2016

Introducción

Las microalgas son utilizadas en la acuicultura como alimento vivo para todos los estadios de crecimiento de moluscos, larvas de crustáceos, algunas especies de peces y en la producción de zooplancton (Prieto *et al.*, 2005). La producción masiva de microalgas es considerada como la fuente de alimento de mayor importancia para los organismos cultivados comercialmente, debido a la calidad, factibilidad y bajo costo del cultivo de fitoplancton, lo cual a su vez fomenta la aplicación de nuevos sistemas de producción mucho más eficientes (Piña *et al.*, 2007).

Los géneros de microalgas más utilizados en la alimentación de organismos acuáticos son: *Isochrysis*, *Nannochloropsis*, *Chlorella*, *Tetraselmis*, *Dunaliella*, *Rhodomonas*, *Pavlova*, *Chaetoceros*, *Nitzschia* y *Thalassiosira* (Wikfors & Ohno, 2001).

Las concentraciones altas de proteínas, carbohidratos, ácidos grasos y vitaminas en las microalgas las hace fundamentales para la alimentación del zooplancton, larvas y estadios juveniles de moluscos, crustáceos y ciertos peces herbívoros (Brown *et al.*, 1997; D'Souza & Kelly, 2000; Renaud *et al.*, 2002).

Cada alga es imprescindible como alimento vivo por ser un organismo completo, capaz de sintetizar multitud de compuestos disueltos en el agua y transformar, por medio de la fotosíntesis, sales inorgánicas en compuestos orgánicos.

La producción de alimento vivo requiere de nutrientes químicamente puros, lo cual tiene un costo elevado en acuicultura intensiva o semi-intensiva, principalmente en la fase de laboratorio o "hatchery". Con estas consideraciones, se han desarrollado varias técnicas de bajo costo, que plantean el uso de fertilizantes agrícolas en la producción de microalgas con el perfil nutricional adecuado (Uribe, 1994).

Martínez-Córdova (1993), Nieves y Vega-Pérez (1994) y Valenzuela-Espinoza *et al.* (1999), entre otros autores, señalan que la aplicación de algunos fertilizantes comerciales de uso

agrícola aportó suficientes nutrientes al cultivo de microalgas marinas, lo cual generó un producto con alto contenido proteico y en grandes cantidades para suministrar a la larvicultura de camarones, con efectos en la disminución de los costos de producción.

Con base a lo expuesto, el presente trabajo evalúa el crecimiento de dos especies de microalgas, *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana*, con dos tipos de fertilizantes agrícolas (Complefol y Stimufol), con el propósito de obtener mayores concentraciones celulares en los cultivos a pequeña escala, disminuyendo el tiempo de producción y costo de los mismos.

Materiales y métodos

Área de estudio

El estudio se realizó en la Sección de Microalgas y Alimento Vivo de los Laboratorios a Pequeña Escala de la Escuela de Ingeniería en Acuicultura y Pesquerías de la Universidad Técnica de Manabí, ubicada en la parroquia de Leónidas Plaza, cantón Sucre, provincia de Manabí.

Factores de estudio

Las especies de microalgas que se emplearon en este trabajo fueron la diatomea *Chaetoceros gracilis* y el flagelado *Isochrysis galbana*. Los tipos de fertilizantes utilizados en este estudio fueron el Medio Guillard/F2 (control), Stimufol y Complefol.

En la tabla 1 se muestran las soluciones nutritivas empleadas en el experimento.

Tabla 1. Soluciones nutritivas utilizadas en el cultivo de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* en laboratorio.

Tratamiento	Soluciones nutritivas
	Medio Guillard/F2
Control o T1	<ul style="list-style-type: none"> • Solución 1 o macronutrientes • Solución 2 o micronutrientes • Solución 3 o vitaminas
T2	Solución de Complefol 5 g/L de H ₂ O
T3	Solución de Complefol 10 g/L de H ₂ O
T4	Solución de Stimufol 5 g/L de H ₂ O
T5	Solución de Stimufol 10 g/L de H ₂ O

Tratamientos

Al combinar factores de estudio: especie y los tres tipos de fertilizantes se obtuvo 5 tratamientos por cada especie (Tabla 2).

Tabla 2. Tratamientos utilizados en el cultivo de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* en laboratorio.

Nº Tratamiento	<i>Chaetoceros gracilis</i>	<i>Isochrysis galbana</i>
T1	Medio Guillard/F2	Medio Guillard/F2
T2	Solución Complefol 5 g/L	Solución Complefol 5 g/L
T3	Solución Complefol 10 g/L	Solución Complefol 10 g/L
T4	Solución Stimufol 5 g/L	Solución Stimufol 5 g/L
T5	Solución Stimufol 10 g/L	Solución Stimufol 10 g/L

El medio Guillard/F2 sirvió de control, y de cada uno de los fertilizantes se prepararon 2 soluciones de 5 y 10 gramos disueltas en un litro de agua destilada. Luego se adicionó 1 mL/L a cada unidad experimental.

Tipo de diseño

En esta investigación el diseño fue aleatorizado (DCA) con tres repeticiones por cada tratamiento dando un total de quince unidades experimentales por cada especie de microalgas (Tabla 3).

Tabla 3. Números de repeticiones en los diferentes tratamientos en el cultivo de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* en laboratorio

Nº Tratamiento	<i>Chaetoceros gracilis</i>	Nº repeticiones	<i>Isochrysis galbana</i>	Nº repeticiones	Total de repeticiones
T1	Medio Guillard/F2	3	Medio Guillard/F2	3	6
T2	Sol. Complefol 5 g/L	3	Sol. Complefol 5 g/L	3	6
T3	Sol. Complefol 10 g/L	3	Sol. Complefol 10 g/L	3	6
T4	Sol. Stimufol 5 g/L	3	Sol. Stimufol 5 g/L	3	6
T5	Sol. Stimufol 10 g/L	3	Sol. Stimufol 10 g/L	3	6
	Total	15		15	30

Cultivo de microalgas

Los medios de cultivo utilizados en este experimento simple fueron el medio Guillard F/2 como control y los fertilizantes agrícolas Stimufol y Complefol con dos tratamientos cada uno: 5 g/L y 10 g/L, cada uno por triplicado.

Cada experimento se inició en tubos de ensayo de 20 mL con tapa rosca, empleándose 30 tubos durante toda la fase de cultivo. Una vez sembrados los tubos se pasaron después de tres días a botellas de 500 mL (30); luego de tres días más pasaron a botellas de 1 000 mL de volumen útil para el cultivo (30), en una distribución aleatoria.

Las microalgas *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana*, adquiridas en el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIM), fueron sembradas en medio Guillard/F2 para obtener densidades celulares aptas para el cultivo. Utilizando una micropipeta estéril previamente flameada en el mechero, se transfirieron 3 mL del inóculo de cada especie de microalga a las unidades experimentales respectivas (30 tubos de ensayo de 20 mL) agitadas y expuestas a la luz por tres días para posteriormente escalar el cultivo a los 500 mL (30) repitiendo el procedimiento anterior hasta llegar a botellas de 1 000 mL (30).

Densidad celular

La densidad celular (células/mL) fue evaluada a diario en todos los tratamientos, empleando

la técnica de numeración directa a través del microscopio usando un hematocitómetro o cámara de Neubauer.

Tasa específica de crecimiento

Para la determinación de la tasa específica de crecimiento (μ) se utilizó la concentración diaria registrada y se calculó con la siguiente fórmula descrita por Guillard (1973) en Andersen (2005):

$$\mu = \left(\frac{3.322}{\Delta t} \right) \left(\log \frac{N_2}{N_1} \right)$$

Donde:

μ = Tasa específica de crecimiento (divisiones/día)

N_2 = Densidad celular en t_2

N_1 = Densidad celular en t_1

Δt = Diferencia de tiempo final y tiempo inicial

La tasa de crecimiento acumulada ($\sum \mu$) fue obtenida con la sumatoria de todas las tasas registradas en el experimento y la tasa máxima (μ_{max}) fue el valor de μ más alto obtenido durante el desarrollo de los cultivos (López *et al.*, 2009).

Tiempo de duplicación

El tiempo de duplicación T_d en el cultivo fue expresado en las mismas unidades de tiempo que μ , calculada a partir de una estimación de μ con el uso de la ecuación propuesta por Wood *et al.* (2005):

$$T_d = \frac{\ln(2)}{\mu} = \frac{(0.6931)}{\mu}$$

Donde:

T_d = Tiempo de duplicación

$\ln(2)$ = Logaritmo en base 2

μ = Tasa específica de crecimiento (divisiones/día)

Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía y se utilizó la prueba de comparación múltiple de Tukey con un nivel de significancia ($\alpha = 0.05$) para examinar las diferencias entre tratamientos (Zar, 1984 en López *et al.*, 2009). Previo el análisis de varianza se realizó el test de normalidad de Shapiro-Wilk y el test de homogeneidad de varianza de Bartlett. Para verificar que se cumplieran los supuestos de normalidad y homocedasticidad de los datos estudiados, se utilizó el software estadístico de uso libre R.

Resultados

Densidad celular

En la Tabla 4 se aprecian los valores promedios de la densidad celular de *C. gracilis* e *I. galbana* en los diferentes tratamientos en el cultivo, obteniendo los máximos valores en el medio Guillard/F2 con $23.92 \pm 8.11 \times 10^5$ cel/mL de *C. gracilis* y $23.04 \pm 10.26 \times 10^5$ cel/mL de *I. galbana*, seguido del tratamiento 5 solución Stimufol 10 g/L con $12.47 \pm 2.89 \times 10^5$ cel/mL y $17.19 \pm 5.63 \times 10^5$ cel/mL de *C. gracilis* e *I. galbana*, respectivamente (Tabla 4; Figuras 1 y 2).

Tabla 4. Densidad celular promedio (cel/mL) de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos en el cultivo.

Tratamientos	Densidad Celular (cel/mL x 10 ⁵)	
	<i>Chaetoceros gracilis</i>	<i>Isochrysis galbana</i>
Medio Guillard/F2	23.91 ± 8.11 ^a	23.04 ± 10.26 ^a
Solución Complefol 5 g/L	6.52 ± 1.27 ^b	6.15 ± 1.59 ^c
Solución Complefol 10 g/L	9.12 ± 2.05 ^b	10.40 ± 2.79 ^{b,c}
Solución Stimufol 5 g/L	8.54 ± 1.53 ^b	10.99 ± 3.02 ^{b,c}
Solución Stimufol 10 g/L	12.47 ± 2.89 ^b	17.19 ± 5.63 ^{a,b}

* Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos ($P > 0.05$)

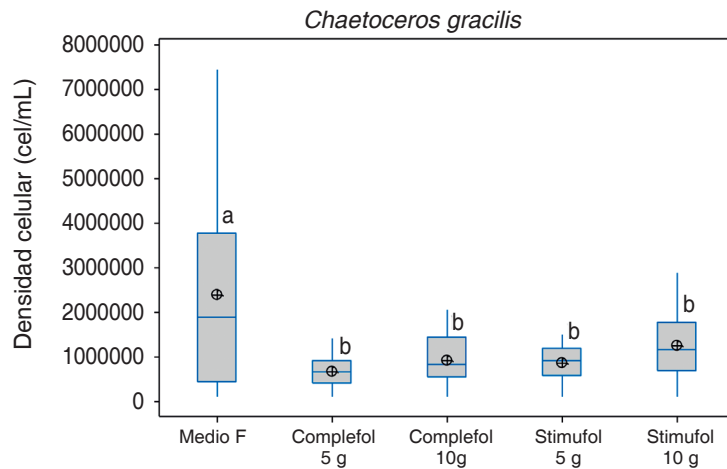


Figura 1. Densidad celular promedio (cel/mL) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo.

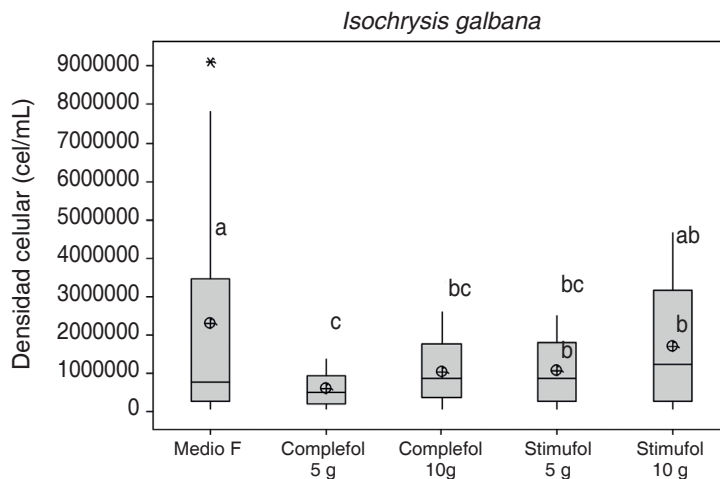


Figura 2. Densidad celular promedio (cel/mL) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

En la figuras 3 y 4 se visualiza la densidad celular diaria de *C. gracilis* e *I. galbana* en los diferentes tratamientos, registrando las mayores concentraciones celulares en el medio Guillard/F2 y en el tratamiento 5 (solución Stimufol 10 g/L).

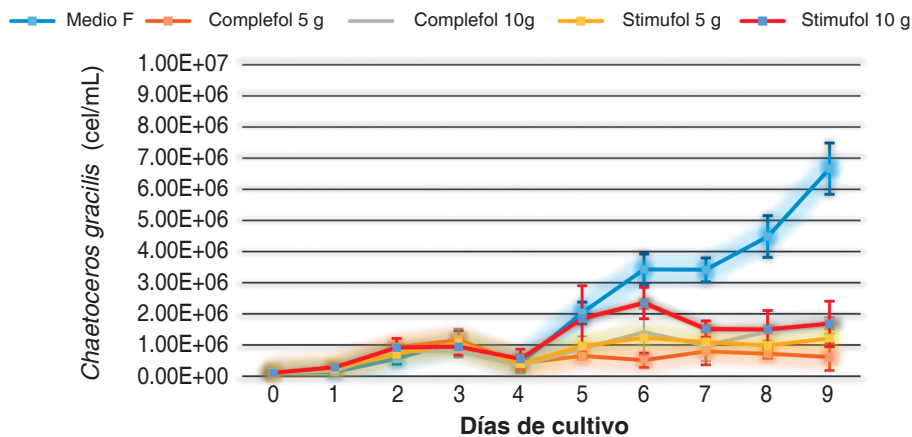


Figura 3. Densidad celular (cel/mL) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo.

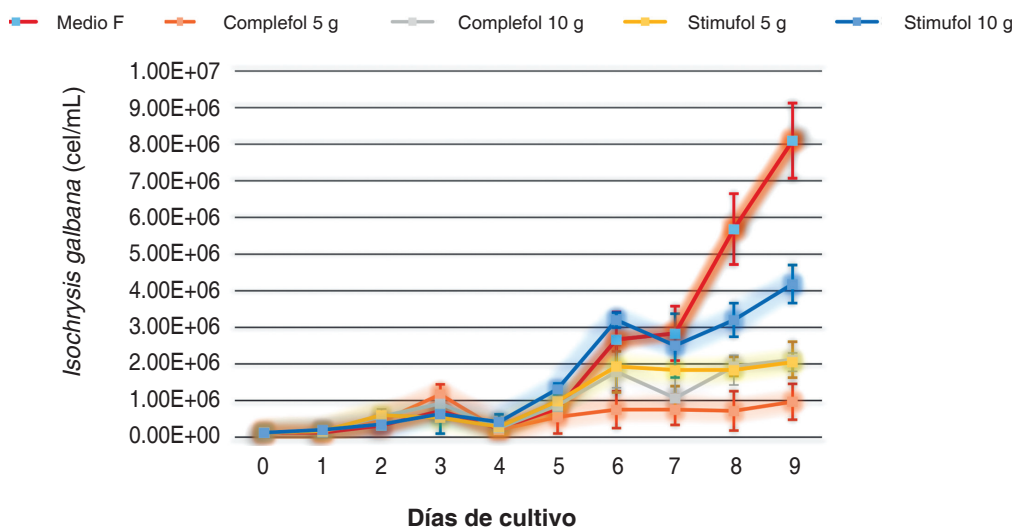


Figura 4. Densidad celular (Cel/mL) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

3.2 Tasa específica de crecimiento

En el cultivo de *C. gracilis*, el valor más alto de las tasas de crecimiento promedio (μ) fue de 0.66 ± 0.45 divisiones/día obtenida con el medio Guillard/F2, y la más baja de 0.25 ± 0.42 divisiones/día con el tratamiento 2 (solución Complefol 5 g/L).

La mayor tasa de crecimiento acumulada en los nueve días de cultivo fue de 5.93 ± 540 divisiones/día con el medio Guillard/F2 y el menor $2.50 \pm$

4.47 divisiones/día con el medio Complefol 5 g/L. Además, los mayores valores de la tasa de crecimiento se registraron en el medio Guillard/F2 con 2.29 ± 0.42 divisiones/día, mientras que los menores valores en el tratamiento 4 (solución Stimufol 5 g/L) con 1.52 ± -0.58 divisiones/día (Tabla 5 y Figura 5).

En la figura 6 se presenta la tasa de crecimiento específico diario (divisiones/día) de *C. gracilis* en los diferentes tratamientos de cultivo.

Tabla 5. Tasa de Crecimiento Específico μ promedio, máxima y acumulada (divisiones/día) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo.

<i>Chaetoceros gracilis</i>			
Tratamientos	Tasas de Crecimiento Específico (μ) (divisiones/día)		
	μ máxima	μ promedio	μ acumulada
Medio Guillard/F2	2.29 ± 0.42^a	0.66 ± 0.45^a	5.93 ± 5.40^a
Solución Complefol 5 g/L	2.00 ± -0.85^a	0.25 ± 0.42^a	2.50 ± 4.47^a
Solución Complefol 10 g/L	2.16 ± 0.00^a	0.43 ± 0.43^a	3.90 ± 3.77^a
Solución Stimufol 5 g/L	1.52 ± -0.58^a	0.38 ± 0.35^a	3.48 ± 3.89^a
Solución Stimufol 10 g/L	1.75 ± 1.72^a	0.43 ± 0.37^a	3.95 ± 5.22^a

* Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos ($P > 0.05$)

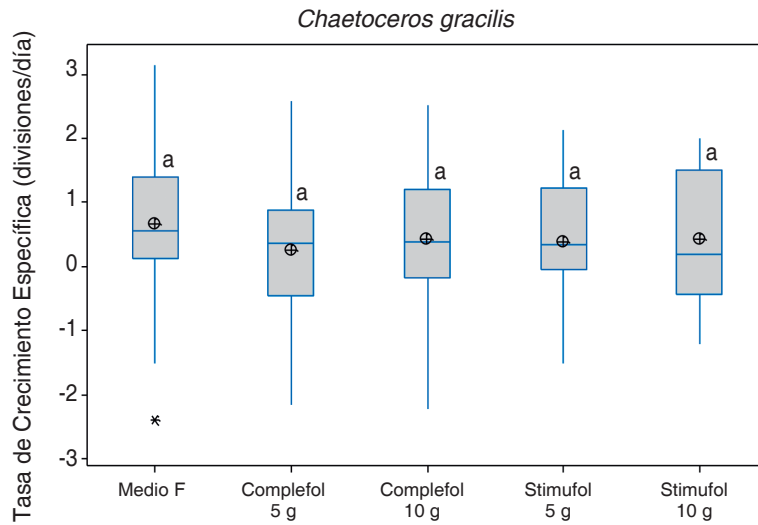


Figura 5. Tasa de Crecimiento específico promedio (divisiones/día) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo.

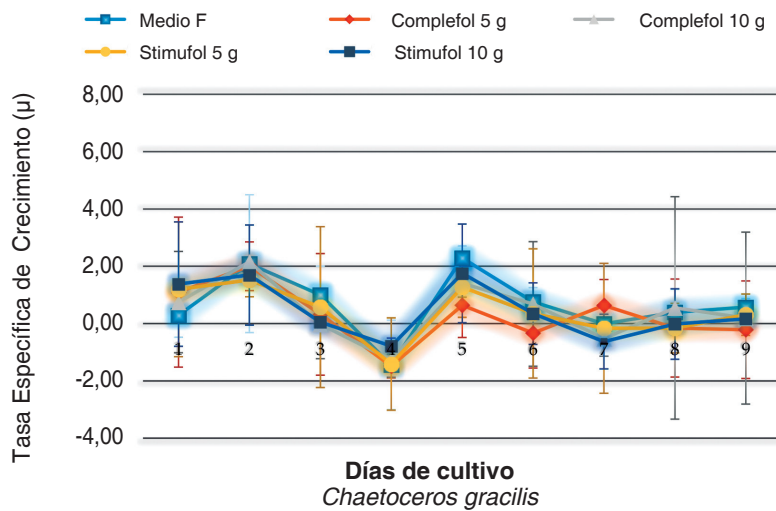


Figura 6. Tasa de Crecimiento específico (divisiones/día) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo

El valor más alto de las tasas de crecimiento promedio (μ) en el cultivo de *I. galbana* fue de 0.67 ± 0.42 divisiones/día obtenido con el medio de cultivo Guillard/F2 y la más baja fue 0.32 ± 0.52 divisiones/día con el tratamiento 2 (solución Complefol 5 g/L). La tasa de crecimiento acumulada en todo el cultivo fue de 6.05 ± 5.53 divisiones/día para el medio Guillard/F2, seguida de 5.10 ± 4.55 divisiones/día para el tratamiento 5 (solución Stimufol 10 g/L) y el mínimo de 2.98 ± 4.47 divisiones/día

para el tratamiento 2 (solución Complefol 5 g/L). Los valores máximos de la tasa de crecimiento correspondieron al tratamiento 4 (solución Stimufol 5 g/L) con 1.85 ± 1.38 divisiones/día y los menores en el tratamiento 2 (solución Complefol 5 g/L) con 1.46 ± 1.56 divisiones/día (Tabla 6 y Figura 7).

En la figura 8 se presenta la tasa de crecimiento específico diario (divisiones/día) de *I. galbana* en los diferentes tratamientos de cultivo.

Tabla 6. Tasa de Crecimiento Específico μ promedio, máxima y acumulada (divisiones/día) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

Tratamientos	<i>Isochrysis galbana</i>		
	Tasas de Crecimiento Específico (μ) (divisiones/día)		
	μ máxima	μ promedio	μ acumulada
Medio Guillard/F2	1.77 ± 4.49 ^a	0.67 ± 0.42 ^a	6.05 ± 5.53 ^a
Solución Complefol 5 g/L	1.46 ± 1.56 ^a	0.32 ± 0.52 ^a	2.98 ± 4.47 ^a
Solución Complefol 10 g/L	1.79 ± 1.06 ^a	0.46 ± 0.48 ^a	4.11 ± 4.47 ^a
Solución Stimufol 5 g/L	1.85 ± 1.38 ^a	0.45 ± 0.41 ^a	4.07 ± 3.50 ^a
Solución Stimufol 10 g/L	1.66 ± -0.48 ^a	0.57 ± 0.33 ^a	5.10 ± 4.55 ^a

* Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos ($P > 0.05$)

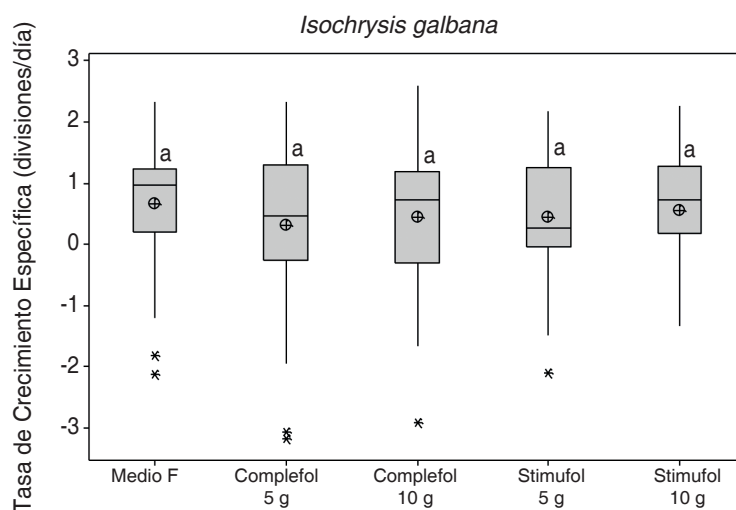


Figura 7. Tasa de Crecimiento específico promedio (divisiones/día) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

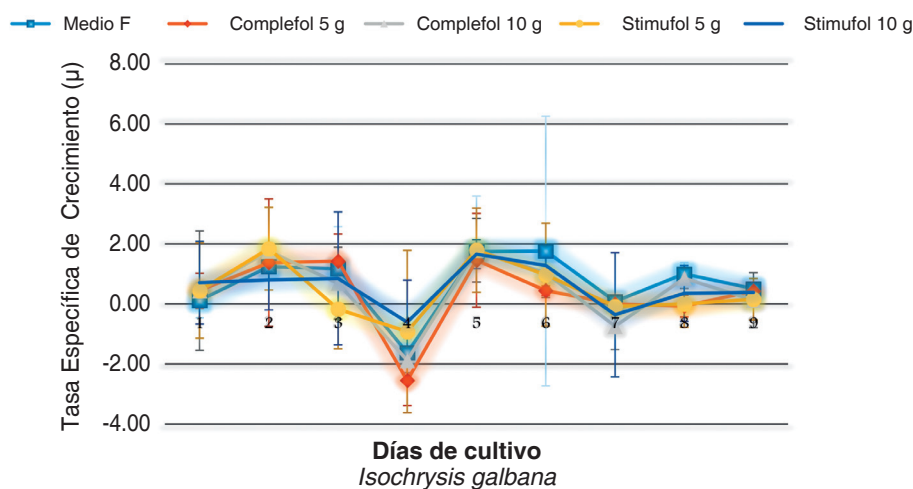


Figura 8. Tasa de Crecimiento específico (divisiones/día) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

Tiempo de duplicación

Los menores tiempos promedios de duplicación se obtuvieron en el medio Guillard/F2 con 1.05 ± 1.16 días para *C. gracilis* y 1.03 ± 1.13 días

en *I. galbana*. En cambio, los tiempos promedio mayores se registraron en el tratamiento 2 (solución Complefol 5 g/L) con 2.50 ± 1.40 y 2.09 ± 1.40 días para *C. gracilis* e *I. galbana* respectivamente (Tabla 7; Figuras 9 y 10).

Tabla 7. Tiempo de duplicación (Ln (2)/μ) (día) de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

Tratamientos	Tiempo de duplicación (Ln(2)/μ) (día)	
	<i>Chaetoceros gracilis</i>	<i>Isochrysis galbana</i>
Medio Guillard/F2	1.05 ± 1.16 a	1.03 ± 1.13 a
Solución Complefol 5 g/L	2.50 ± 1.40 a	2.09 ± 1.40 a
Solución Complefol 10 g/L	1.60 ± 1.66 a	1.52 ± 1.40 a
Solución Stimufol 5 g/L	1.79 ± 1.60 a	1.53 ± 1.78 a
Solución Stimufol 10 g/L	1.58 ± 1.19 a	1.22 ± 1.37 a

* Letras iguales no muestran diferencias significativas entre los tratamientos ($P > 0.05$)

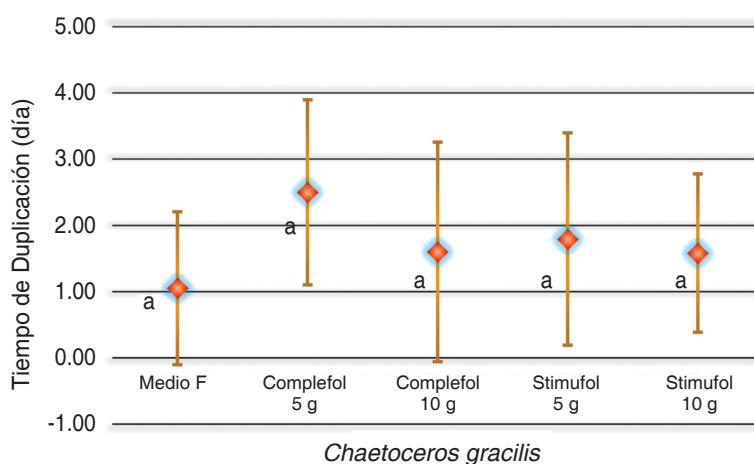


Figura 9. Tiempo de duplicación (día) de *Chaetoceros gracilis* en los diferentes tratamientos del cultivo.

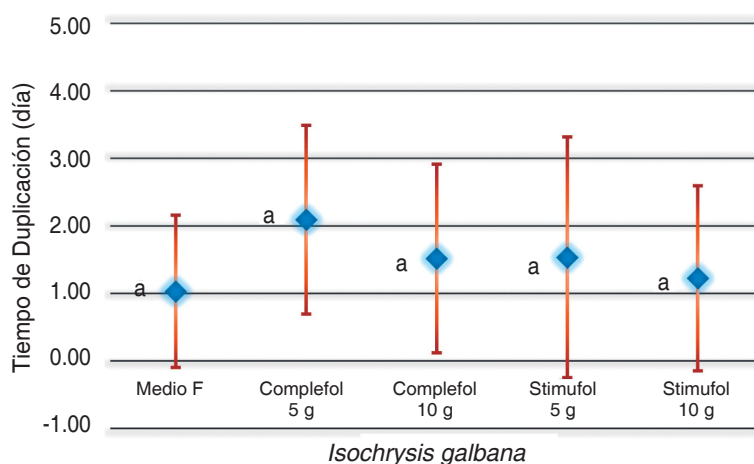


Figura 10. Tiempo de duplicación (día) de *Isochrysis galbana* en los diferentes tratamientos del cultivo.

Discusión

El uso de fertilizantes agrícolas como alternativa para el cultivo de microalgas es ampliamente experimentado y usado en acuicultura (Piña *et al.*, 2007). En el presente estudio se evaluó el crecimiento de dos especies de microalgas *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana*, con dos tipos de fertilizantes agrícolas (Complefol y Stimufol), en laboratorio.

La densidad celular en el cultivo de las dos especies de microalgas en el medio Guillard/F2 (control) fue superior que en los otros tratamientos durante los nueve días del cultivo, seguido de la solución Stimufol 10 g/L. Con el uso de la solución Complefol 5 g/L se obtuvo las menores densidades celulares, presentando diferencias significativas entre los tratamientos ($P < 0,05$).

Chen (1991), Sato (1991) y Voltolina *et al.* (1991) determinaron que el medio Guillard/F2 generalmente produce densidades por arriba de otros medios, lo cual fue confirmado en este estudio al obtener mayores densidades celulares en comparación con los fertilizantes agrícolas. Asimismo, en la tasa de crecimiento específica y el tiempo de duplicación en ambos cultivos, no existieron diferencias significativas entre los tratamientos ($P > 0,05$).

El crecimiento de las microalgas se lleva a cabo durante el periodo de luz debido a que a través de la fotosíntesis se forma material orgánico y energía suficiente para este proceso, mientras que la división celular se da en el periodo de oscuridad. Sin embargo, en las diatomeas la división celular también se realiza en luz continua (López-Elías *et al.*, 2009).

Los mayores rendimientos celulares del fertilizante Stimufol con respecto al Complefol se deben a que el primero presenta una mayor disponibilidad de nitrógeno (25%) en comparación con el segundo (15 %). El nitrógeno, junto con el fósforo, participa directamente en la formación de proteínas y ácidos nucleicos, mientras el potasio se desempeña en el equilibrio del

potencial de las membranas biológicas (Ortega-Salas & Reyes-Bustamante, 2012). Asimismo, estos autores mencionan que en condiciones limitantes de nitrógeno, los procesos enzimáticos son más lentos que el proceso de fotosíntesis en la primera fase (proceso fotoquímico). De hecho, González-Rodríguez y Maestrini (1984) demostraron que existe una relación inversa entre la tasa de crecimiento y la cantidad de nitrógeno celular. Fábregas *et al.* (1985) afirman que la deficiencia de nitrógeno en las células de *I. galbana* reduce la tasa de crecimiento, lo que se confirma en el fertilizante Complefol donde se obtuvo bajas tasas de crecimiento en relación con el Stimufol.

La diferencia en la tasa específica de crecimiento puede ser atribuida a los diferentes aportes y concentración de nitrógeno de los fertilizantes utilizados en el presente estudio.

El uso de fertilizantes agrícolas en la acuicultura es una fuente nutritiva adecuada (Brito *et al.*, 2013), y es una alternativa viable para el mantenimiento de cepas y la obtención de inóculos para volúmenes mayores de producción de microalgas (Valenzuela-Espinoza *et al.*, 2005) debido a que son muchos más económicos en relación al medio Guillard/F2.

Los fertilizantes agrícolas reflejaron ser fuentes nutritivas, adecuadas y baratas para la producción masiva de estas dos especies de microalgas.

Conclusiones

Los fertilizantes agrícolas son fuentes nutritivas adecuadas para la producción masiva de microalgas, y son más económicos en relación a los medios tradicionales de cultivo acuícola.

Se observó diferencias significativas entre los fertilizantes agrícolas, en comparación con la densidad celular en el cultivo de *Isochrysis galbana*, no así en *Chaetoceros gracilis* que difiere con el medio Guillard/F2.

Se observó diferencias significativas en los tratamientos utilizados en las densidades

celulares, no así en la tasa de crecimiento específico y tiempo de duplicación en ambos cultivos de microalgas.

Las mayores densidades celulares, crecimiento específico y tasa de duplicación se obtuvo en el medio Guillard/F2, seguido del Stimufol. Los menores valores fueron mostrados en Complefol.

Los fertilizantes agrícolas pueden ser una alternativa adecuada para utilizarse en el cultivo de microalgas, en particular el Stimufol que puede alcanzar producciones más altas que el fertilizante Complefol.

Bibliografía

- Andersen, R. (2005). *Algal Culturing Techniques*. China: Elsevier Academic Press, 589 p.
- Brito, D., Castro, A., Colivet, J., Gómez, E. & Mora, R. (2013). Cinética de crecimiento de un cultivo mixto de las microalgas *Hyaloraphidium contortum* y *Pseudokirchneriella subcapitata*. *INTERCIENCIA*, 38(8), 604-608.
- Brown, M., Jeffrey, S., Volkman, J., & Dunstan, G. (1997). Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture*, 151, 315-331.
- Chen, J.F. (1991). Commercial production of microalgae and rotifers in China. En: Fulks, W. y Main K. L. (Eds.). *Rotifer and microalgae culture system*. Proc. US-Asia Works. Ocean. Inst. Hawaii, USA. Pp. 105-112.
- D'souza, F., & Kelly, G. (2000). Effects of a diet of a nitrogen-limited alga (*Tetraselmis suecica*) on growth, survival and biochemical composition of tiger prawn (*Penaeus monodon*) larvae. *Aquaculture*; 181, 311-329.
- Fábregas, J., Herrero, C., & Abalde, C. (1985). Growth, chlorophyll a and protein of the marine microalga *Isochrysis galbana* in batch cultures with different salinities and high nutrient concentrations. *Aquaculture*, 50, 1-11.
- González-Rodríguez, E. & Maestrini, S. (1984). The use of some agricultural fertilizers for the mass production of marine microalgae. *Aquaculture*, 36, 245-256
- Guillard, R. (1973). Methods for microflagellates and nanoplankton. In: J.R. Stein (Ed). *Handbook of phycological methods, culture methods and growth measurements*. Melbourne: Cambridge University Press. 69-85 p.
- López-Elías, J., García, N., Jiménez, L. & Huerta, N. 2009. Crecimiento de la diatomea *Thalassiosira pseudonana* en cultivos estáticos con iluminación continua y fotoperiodo a diferentes salinidades. *BIOtecnia*, 11 (1), 11-18.
- Martínez-Córdova, L. (1993). Camaronicultura. *Bases técnicas y científicas para el cultivo de camarones peneidos*. México: Centro de Investigaciones Científicas y tecnológicas de la Universidad de Sonora (CICTUS), AGT Editores S.A., 233 pp.
- Nieves, M., & Vega-Pérez, C. (1994). Tasa de crecimiento, biomasa y costo de producción de *Tetraselmis suecica* (Chlorophyceae) y *Chaetoceros sp.* (Bacillariophyceae) cultivadas con el medio F y tres medios alternativos. *Revista Ciencias del Mar*, 13, 39-53.
- Ortega-Salas, A., & Reyes-Bustamante, H. (2012). Cultivo de las microalgas dulceacuícolas *Kirchneriella obesa*, *Scenedesmus quadricauda* y *Chlorococcum infusorium* empleando tres medios de cultivo. *AIA*. 16(2), 35-44
- Piña, P., Medina, A., Nieves, M., Leal, S., López -Elías, J., & Guerrero, M. (2007). Cultivos de cuatro especies de microalgas con diferentes fertilizantes utilizados en acuicultura. *Investigaciones marinas*, 28(3), 225-236.
- Prieto, M., Mogollon, M., Castro, A., & Sierra, L. (2005). Efecto del medio y condiciones de cultivo en la productividad de tres diatomeas marinas con potencial acuícola. *MVZ-Córdoba*, 10(1), 544-554
- Renaud, S., Luong-Van, T., Lambrinidis, G. & Parry, D. (2002). Effect of temperature on growth, chemical composition and fatty acid

- composition of tropical Australian microalgae grown in batch cultures. *Aquaculture*; 211, 195-214.
- Sato, V. (1991). Development of a phytoplankton production system as a support base for finfish larval rearing research. En: Fulks, W. y Main, K. L. (Eds.). *Rotifer and micro-algae culture system*. USAsia Works, Ocean Inst. Hawaii. 257-274.
- Uribe, T. E. (1994). Cultivo de microalgas. En: Cultivo de peces marinos. Chile: *FACIMAR-UCN*. 95-137.
- Valenzuela-Espinoza, E., Gendrop-Funes, V., Pérez-Castañeda, R., & Wilburn-González, J. (1999). Supervivencia de larvas de *Litopenaeus vannamei* (Boone) alimentadas con *Chaetoceros muelleri* producido con fertilizantes agrícolas. *Ciencias Marinas*, 25(3), 423-437.
- Valenzuela-Espinoza, E., Lafarga-De La Cruz, F., Millán-Núñez, R., & Núñez-Cebrero, F. (2005). Crecimiento, consumo de nutrientes y composición proximal de *Rhodomonas sp* cultivada con medio F/2 y fertilizantes agrícolas. *Ciencias Marinas*, 31(1A), 79-89.
- Voltolina, L., Trujillo, V., & González, L. (1991). Colección de cepas de microalgas del Departamento de Acuicultura del CICESE, Com. Acad. CICESE. México.
- Wikfors, G., & Ohno, M. (2001). Impact algae research in Aquaculture. *Journal of phycology*, 37, 968-974.
- Wood, A., Everroad, R., & Wingard L. (2005). Measuring Growth Rates in Microalgal Cultures. In Andersen, R. *Algal Culturing Techniques*, chapter 18, 269-285.
- ZAR, J. (1984). *Biostatistical Analysis*. Prentice Hall Inc., Englewood Cliffs, New Jersey, E.U.A.