

## Evaluación del potencial de cultivo de cuatro especies microalgales nativas del departamento de Bolívar, Colombia

### Evaluation of the Cultivation Potential of Four Microalgal Species Native to The Department of Bolivar, Colombia

Johana Paola Coulson Reinel<sup>ad</sup>, Martha Jeannette Torres Virviescas<sup>be</sup>, Alejandro Henao Castro<sup>cf</sup>,  
Gina Ximena Díaz Páramo<sup>cg</sup>

<sup>a</sup> Grupo de Investigación GIBEAM, Programa de Biología, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Cartagena, Colombia

<sup>b</sup> Grupo de Investigación GIBEAM, Programa de Biología Marina, Facultad de Ciencias Naturales y Biotecnologías, Universidad del Sinú, Colombia

<sup>c</sup> Grupo de Investigación en Biología Descriptiva y Aplicada, Programa de Biología, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Cartagena, Colombia

<sup>d</sup> [johanacoulson18@hotmail.com](mailto:johanacoulson18@hotmail.com) | <https://orcid.org/0000-0002-5049-4905>

<sup>e</sup> [directorbiomarina@unisinucartagena.edu.co](mailto:directorbiomarina@unisinucartagena.edu.co) | <https://orcid.org/0000-0003-1914-0583>

<sup>f</sup> [hernanhenao@unisinu.edu.co](mailto:hernanhenao@unisinu.edu.co) | <https://orcid.org/0000-0002-4125-765X>

<sup>g</sup> [gdiazp@unicartagena.edu.co](mailto:gdiazp@unicartagena.edu.co) | <https://orcid.org/0000-0002-7652-2185>

**Citation:** Coulson Reinel, J. P., Torres Virviescas, M. J., Henao Castro, A. y Díaz Páramo, G. X. *Mutis*, 12(2). Evaluación del potencial de cultivo de cuatro especies microalgales nativas del departamento de Bolívar, Colombia  
<https://doi.org/10.21789/22561498.1821>

**Recibido:** 1 de noviembre del 2021

**Aceptado:** 28 de febrero del 2022

**Copyright:** © 2022 por los autores. Licenciado para *Mutis*. Este artículo es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos y condiciones de la licencia Creative Commons Attribution (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

#### RESUMEN

Las microalgas son microorganismos unicelulares fotosintéticos que pueden crecer de forma autotrófica o heterotrófica, se consideran fuente de biomoléculas y metabolitos de importancia nutricional, farmacéutica e industrial ya que pueden utilizarse para la producción de biocombustibles, biofertilizantes, alimento de consumo y tratamiento de aguas residuales. En el presente trabajo se evaluó el potencial de cultivo de cuatro microalgas nativas del departamento de Bolívar provenientes de diferentes cuerpos de agua. Después de su aislamiento e identificación, las microalgas se cultivaron siguiendo el sistema de escalamiento tipo Batch y una vez se alcanzó la fase exponencial, se procedió a inocular por triplicado 100 mL de cada especie aforando hasta 1 litro. Los bioensayos se realizaron utilizando el medio de cultivo Conway modificado y bajo condiciones controladas de temperatura, aireación, intensidad lumínica y fotoperiodo. Se determinaron crecimiento celular y parámetros cinéticos por cuantificación celular utilizando una cámara de Neubauer. Además, se realizó un análisis estadístico de Kruskal-Wallis y la prueba post-hoc de rangos múltiples. Se obtuvo que *Dunaliella salina* alcanzó la mayor densidad celular (12,957,500 cel/mL) en comparación con *Cyclotella meneghiniana* (225,000 cel/mL), *Nitzschia palea* (367,500 cel/mL) y *Navicula tripunctata* (1,107,500 cel/mL). En la fase exponencial, *N. palea* presentó la mayor tasa de crecimiento, mayores divisiones por día y menor tiempo de generación. Por el contrario, *D. salina* presentó menor tasa de crecimiento, menores divisiones por día y mayor tiempo de generación. Las pruebas estadísticas indicaron diferencias significativas entre los cultivos y la prueba *a posteriori* de rangos múltiples mostró que *D. salina* fue la especie con crecimiento poblacional diferente, por lo cual es apropiada para cultivarse en forma masiva y con fines comerciales para la obtención de bioproductos.

**Palabras clave:** bioensayo; biomasa; crecimiento celular; cultivo algal; microalga.

## ABSTRACT

Microalgae are unicellular photosynthetic microorganisms that can grow autotrophically or heterotrophically. They are considered a source of biomolecules and metabolites of nutritional, pharmaceutical and industrial importance since they can be used for the production of biofuels, biofertilizers, food for consumption and wastewater treatment. In the present work, the cultivation potential of four native microalgae from the department of Bolívar from different bodies of water was evaluated. After their isolation and identification, the microalgae were cultivated following the Batch-type scaling system and once the exponential phase was reached, 100 mL of each species was inoculated in triplicate, measuring up to 1 liter. The bioassays were carried out using the modified Conway culture medium and under controlled conditions of temperature, aeration, light intensity and photoperiod. Cell growth and kinetic parameters were determined by cell quantification using a Neubauer chamber. In addition, a Kruskal-Wallis statistical analysis and the post-hoc multiple range test were performed. It was found that *Dunaliella salina* reached the highest cell density (12,957,500 cell/mL) compared to *Cyclotella meneghiniana* (225,000 cell/mL), *Nitzschia palea* (367,500 cell/mL) and *Navicula tripunctata* (1,107,500 cell/mL). In the exponential phase, *N. palea* presented the highest growth rate, the highest divisions per day and the shortest generation time. On the contrary, *D. salina* presented a lower growth rate, lower divisions per day and longer generation time. Statistical tests indicated significant differences between the cultures and the multiple range a posteriori test showed that *D. salina* was the species with different population growth, making it suitable for mass cultivation for commercial purposes to obtain bioproducts

**Keywords:** bioassay; biomass; cell growth; algal culture; microalgae.

## INTRODUCCIÓN

Las microalgas son organismos unicelulares eucariotas fotosintéticos que pueden crecer y reproducirse en una variedad de ambientes como en aguas dulces, salobres, aguas marinas, suelo y aguas residuales (Mathiot *et al.*, 2019). Estos microorganismos, a través de la fotosíntesis son capaces de asimilar el carbono mineral en glucosa, la cual contribuye en sus procesos vitales como mantenimiento, crecimiento celular y almacenamiento de compuestos como almidón y triglicéridos (Johnson & Alric, 2013; Mathiot *et al.*, 2019). Además, se caracterizan por una gran diversidad metabólica que le permite producir diferentes compuestos como proteínas, carbohidratos, lípidos, vitaminas, minerales y sustancias específicas como ácidos grasos y pigmentos ( $\beta$ -caroteno, astaxantina, luteína, etc.) (Dufossé *et al.*, 2005; Baldiris *et al.*, 2017). Es por esto por lo que algunas especies de microalgas se han empleado para la obtención de productos de importancia nutricional, farmacéutica e industrial (Herrero *et al.*, 2006).

Dependiendo de las condiciones ambientales, especie y método de cultivo, la biomasa de microalgas puede usarse para la producción de biogás, biodiesel, biohidrógeno entre otros biocombustibles (Cheng *et al.*, 2019). Asimismo, ha sido destacado el uso de microalgas en remediación de aguas residuales mediante eliminación de nutrientes nocivos, metales pesados y contaminantes orgánicos (Phong *et al.*, 2019).

Colombia presenta una gran riqueza hídrica y diversidad microalgal que le confieren un potencial de aprovechamiento de estas en diferentes sectores. Además, se pueden cultivar fácilmente ya que presentan un rápido crecimiento y rendimiento de su biomasa, considerándose entonces como una alternativa de producción sostenible, eficiente y

económica (Hernández y Labbé, 2014). En el campo de la acuicultura se usan como alimento vivo por su alto valor nutricional para larvas y juveniles de moluscos, crustáceos y peces, ya que aportan polisacáridos, aminoácidos, enzimas y proteínas (Pereira *et al.*, 2017; Carrera *et al.*, 2018). En el sector industrial se reportan estudios de cepas de microalgas que, por las óptimas producciones de lípidos, evidencian un alto potencial para su uso en la producción de biodiesel (Serrano, 2012; Tejeda *et al.*, 2015). También se han utilizado para el consumo humano comercializadas como suplementos dietarios por su valor medicinal ya que ayudan a prevenir enfermedades y mejoran las condiciones de salud (Hernández y Labbé, 2014).

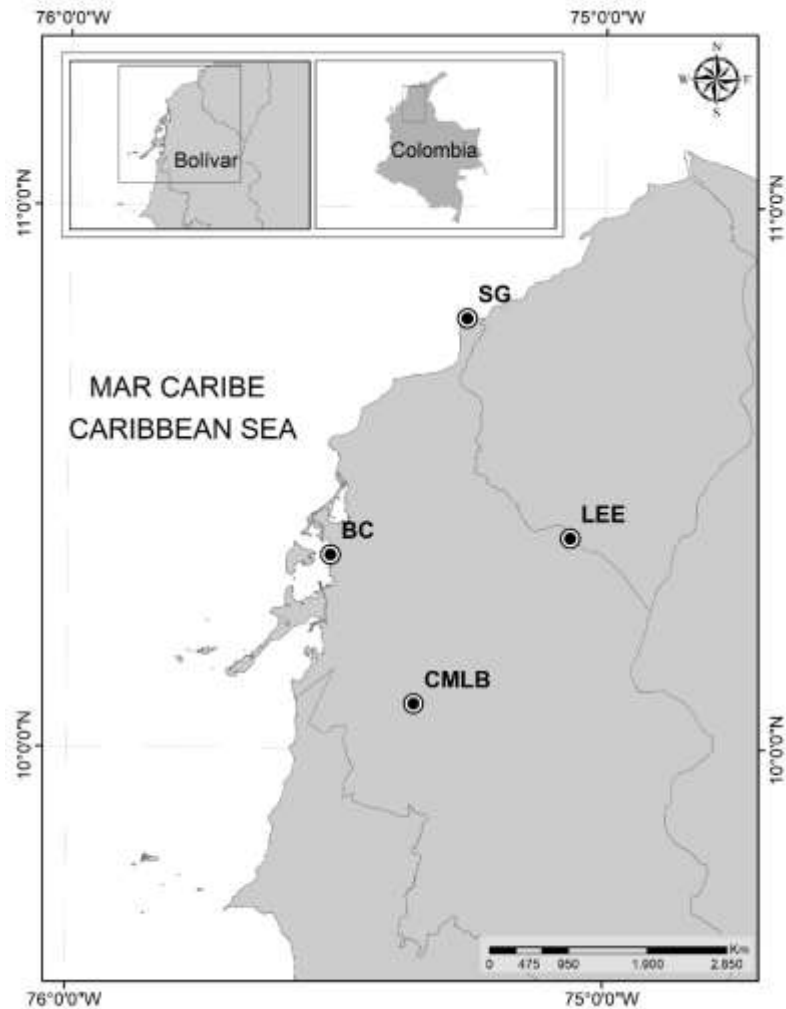
Por todo lo anterior, se hace necesaria la identificación, caracterización y cultivo de microalgas nativas para conocer los parámetros de cultivo apropiados, su dinámica de crecimiento, producción de biomasa y compuestos bioactivos, para así aprovechar sus atributos fisiológicos realizando estudios bioquímicos, clínicos, biotecnológicos y ambientales. Por lo anterior, el presente estudio tuvo como objetivo evaluar el potencial de cultivo de cuatro microalgas nativas del Caribe colombiano.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Área de estudio

Las microalgas fueron aisladas a partir de muestreos realizados en los cuerpos de agua seleccionados en el departamento de Bolívar que contrastan en sus condiciones ya que estas van desde la hipersalinidad en las salinas de Galerazamba (SG) (Camargo *et al.*, 2005; INVEMAR 2019), pasando por un ambiente salino con aportes de agua dulce como la Bahía de Cartagena (BC) (Villamarín-Jiménez *et al.*, 2013) a ser exclusivamente de agua dulce como la Ciénaga de María la Baja (CMLB) y Laguna el Encanto (LEE) (Alcaldía Municipal de María la Baja, 2015; CMGRD, 2016) (figura 1).

**Figura 1.** Sitios de muestreo en el Departamento de Bolívar. Salinas de Galerazamba (SG), Ciénaga de María La Baja (CMLB), Laguna El Encanto (LEE) y Bahía de Cartagena (BC).



Fuente: Elaboración propia.

### Colecta de microalgas y obtención de cepas

Se utilizó la técnica de muestreo cuantitativo en el cual se obtuvo un concentrado a partir de la filtración de 20 L de agua utilizando un filtro de 35  $\mu$ ; este procedimiento se realizó por triplicado. Las muestras colectadas se depositaron en frascos de vidrio tapa rosca azul de 1000 mL, etiquetadas y refrigeradas a 5 °C en oscuridad hasta el momento de su procesamiento.

Para obtener cultivos unialgales se utilizó el método de aislamiento de rayado en agar por estría o agotamiento. Como medio de cultivo se utilizó el medio Conway modificado (Torres y Sánchez, 2016), el cual se suplementó con metasilicato de sodio en caso de diatomeas y NaCl en el caso de cepas que lo requirieron. Las microalgas se mantuvieron en medio sólido y bajo condiciones controladas durante varios días hasta que aparecieron colonias. Se continuaron haciendo replicas hasta que se obtuvieron cepas unialgales (Andersen & Kawachi, 2005).

### Preparación del cultivo

Para el cultivo de las microalgas se utilizó el sistema de escalamiento tipo batch donde el crecimiento se presentó en 5 fases de desarrollo: inducción o adaptación, exponencial, declinamiento relativo del crecimiento, estacionaria y muerte. Para el bioensayo, se inocularon 100 mL del cultivo de cada especie y se aforó con agua dulce o marina (dependiendo de la microalga) hasta 1 L. Esto se realizó por triplicado para cada especie. Luego, se esperó a que trascurriera su crecimiento desde la fase de inducción hasta la fase de muerte. Como medio de cultivo para el crecimiento de las microalgas, se utilizó Conway modificado y las condiciones de cultivo fueron temperatura de  $20 \pm 2$  °C, aireación constante, intensidad lumínica de 2000 lux y fotoperiodo de 24 horas luz.

### Identificación taxonómica de las microalgas

Para determinar las especies de las microalgas aisladas, se empleó un microscopio óptico con aumento de objetivos de 40X y 100X y aumento de oculares de 10X. Se realizó la observación minuciosa de los caracteres morfológicos y los resultados fueron fotodocumentados. Las microalgas se identificaron siguiendo las claves taxonómicas: Prescott (1970), Streble y Krauter (1987), Tomas (1997), Lowe (2003), Bicudo y Menezes (2006) y Kocielek et al. (2015)

### Determinación del crecimiento celular de las cepas

El crecimiento se determinó por cuantificación celular utilizando una cámara de Neubauer de 0,100 mm de profundidad. El número de células se calculó de acuerdo con la ecuación publicada por Álvarez (1994) para convertirse en número de células \* mL<sup>-1</sup> (ecuación 1).

$$\text{Cel/mL} = \frac{\sum(\text{cuatro cuadrantes de camara Neubauer})}{4} * 10,000 \quad (\text{ecuación 1})$$

La tasa específica de crecimiento poblacional (ecuación 2), divisiones por día (ecuación 3) y tiempo de generación (ecuación 4), se calcularon en la fase exponencial de la curva de crecimiento de cada especie, de acuerdo con lo propuesto por Frampton et al. (2013).

$$\mu = \frac{\text{Ln}(N_f/N_o)}{(T_f - T_o)(\text{días}^{-1})} \quad (\text{ecuación 2})$$

$$\text{Div} * d^{-1} = \frac{\mu}{\text{Ln}(2)} \quad (\text{ecuación 3})$$

$$\text{TG} = \frac{1}{\text{Div}.d^{-1}} \quad (\text{ecuación 4})$$

Dónde  $\mu$  (tasa de crecimiento); Ln (logaritmo natural); Nf (densidad celular en Tf); No (densidad celular en To); To (tiempo inicial) y Tf (tiempo final).

### Análisis estadístico

A partir de las densidades obtenidas de cada especie microalgal se realizó un análisis gráfico y estadístico básico descriptivo. Previo a comprobación de supuestos de normalidad (Shapiro-Wilks;  $p < 0.05$ ) y homocedasticidad (Levene;  $p < 0.05$ ) se aplicó la

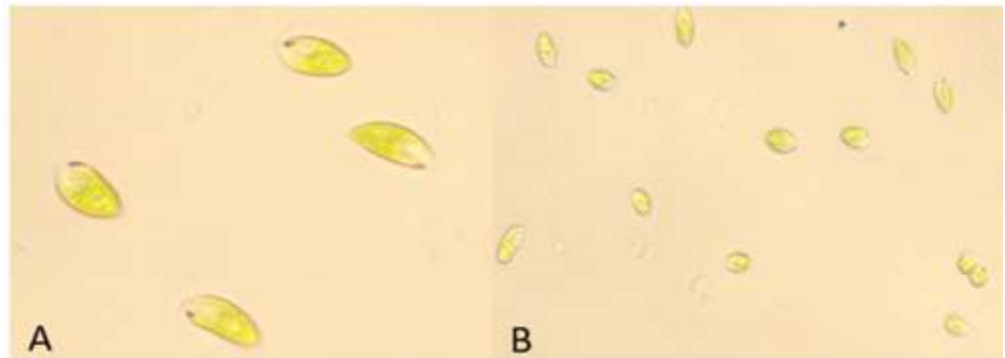
prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis con el fin de conocer si existían diferencias significativas entre las tasas de crecimiento de las especies aisladas y cultivadas. Debido a que se evidenciaron diferencias significativas, se procedió a realizar la prueba *post hoc* de rangos múltiples (Guisande *et al.*, 2006). Para el análisis de los datos y gráficas, se utilizaron los programas PAST V. 4.05 y STATGRAPHICS Centurion V. 16.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Obtención de las cepas

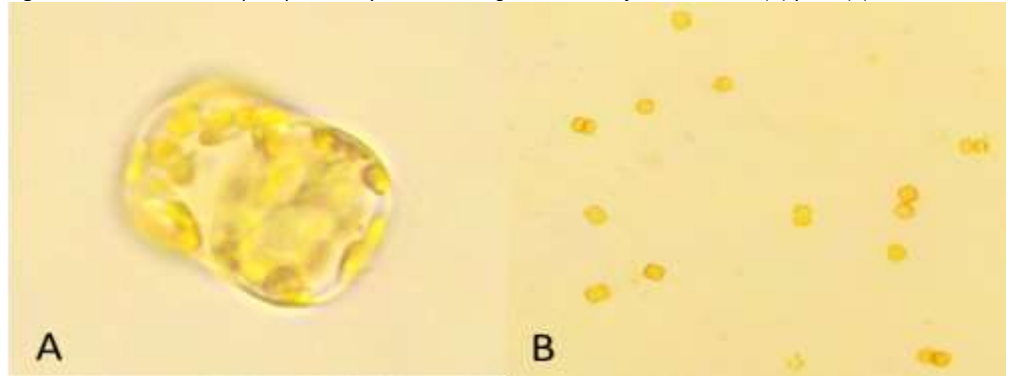
Se obtuvieron cuatro especies de microalgas que pertenecen a las divisiones Chlorophyta y Bacillariophyta. De la división Chlorophyta se identificó y se aisló de la salina de Galerazamba, la especie *Dunaliella salina* (figura 2), catalogada como eurihalina y de la que se pueden obtener productos de importancia en industrias farmacéuticas y alimenticias debido a su uso en la biosíntesis de pigmentos (Skjanes *et al.*, 2013). De la división Bacillariophyta se identificaron y aislaron 3 especies: de la ciénaga de María La Baja, *Cyclotella meneghiniana* (figura 3), la cual pertenece a un género que reporta altos rendimientos en lípidos y altas productividades en diferentes condiciones ambientales, por lo que se ha propuesto como un grupo con gran potencial para producción de biocombustibles (Chiriboga & Rorrer, 2019). Asimismo, este género se ha utilizado para extracción de glucosamina, usada como ingrediente base en suplementos alimenticios dirigidos al fortalecimiento de las articulaciones (Xiang *et al.*, 2017). De la laguna El Encanto se obtuvo la especie *Nitzschia palea* (figura 4) que, debido a su alta concentración en ácidos grasos insaturados, suele ser utilizada como alimento vivo en cultivo de moluscos, camarones y peces (Estrada, 2013); y, finalmente, de la Bahía de Cartagena de Indias se aisló la especie *Navicula tripunctata* (figura 5), que es usada en la producción de biodiesel por ser fuente potencial de triglicéridos y es empleada para la extracción de pigmentos fotosintéticos como carotenos, fucoxantina, diatoxantina y por su uso en acuicultura como alimento vivo (Barnech, 2015).

**Figura 2.** Vista en microscopio óptico de *Dunaliella salina* en objetivos de 100X (A) y 40X (B).



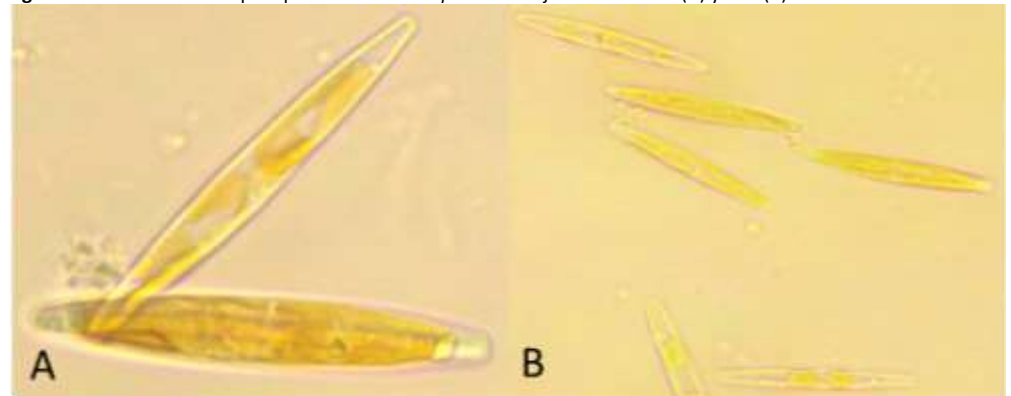
Fuente: Elaboración propia

**Figura 3.** Vista en microscopio óptico de *Cyclotella meneghiniana* en objetivos de 100X (A) y 10X (B).



Fuente: Elaboración propia.

**Figura 4.** Vista en microscopio óptico de *Nitzschia palea* en objetivos de 100X (A) y 40X (B).



Fuente: Elaboración propia

**Figura 5.** Vista en microscopio óptico de *Navicula tripunctata* en objetivos de 100X (A) y 40X (B).



Fuente: Elaboración propia.

### **Determinación del crecimiento celular de las especies *D. salina*, *C. meneghiniana*, *N. palea* y *N. tripunctata***

El cultivo experimental de *D. salina* inició con una concentración de  $325,000 \pm 102,500$  Cel/mL, alcanzando un valor máximo de  $1.2 \times 10^7 \pm 3.3 \times 10^5$  Cel/mL al final de la fase logarítmica y a partir del día 23, la densidad inició su descenso. El comportamiento de la curva de crecimiento desde la fase de inducción hasta la fase muerte tuvo una duración promedio de 39 días (figura 6A), catalogándola como la más duradera o resistente. Los parámetros cinéticos durante la fase exponencial evidenciaron los menores índices de

tasa de crecimiento y mayores tiempos de generación, lo que la hace idónea para aprovechamiento en producción de biomasa con diferentes fines. En este sentido los valores resultan mayores comparándolos con Sathasivam y Juntawong (2013) quienes, a partir de una cepa de ese mismo género, cultivada en medio Ramaraj, con fotoperiodo de 24 h luz, temperatura de  $25 \pm 2$  °C, salinidad de 0.5M NaCl y sin aireación, obtuvieron una densidad celular máxima de  $500 \times 10^4$  Cel/mL con una duración total de 11 días de cultivo. Esta diferencia en los resultados sugiere una mejor distribución de los nutrientes en el volumen del cultivo generado por la aireación continua, así como la diferencia en los nutrientes disponibles para el aprovechamiento de la microalga, que puede atribuirse al uso del medio Conway modificado (Torres y Sánchez, 2016). Sin embargo, no es posible descartar que estos resultados sean producto del alto suplemento de NaCl (95%) integrado en el medio de cultivo utilizado, ya que *D. salina* tiene la ventaja de prosperar en ambientes con altas concentraciones de NaCl, haciendo posible un cultivo eficiente en estanques abiertos o en cualquier otro tipo de sistema de cultivo (Hosseini y Shariati, 2009).

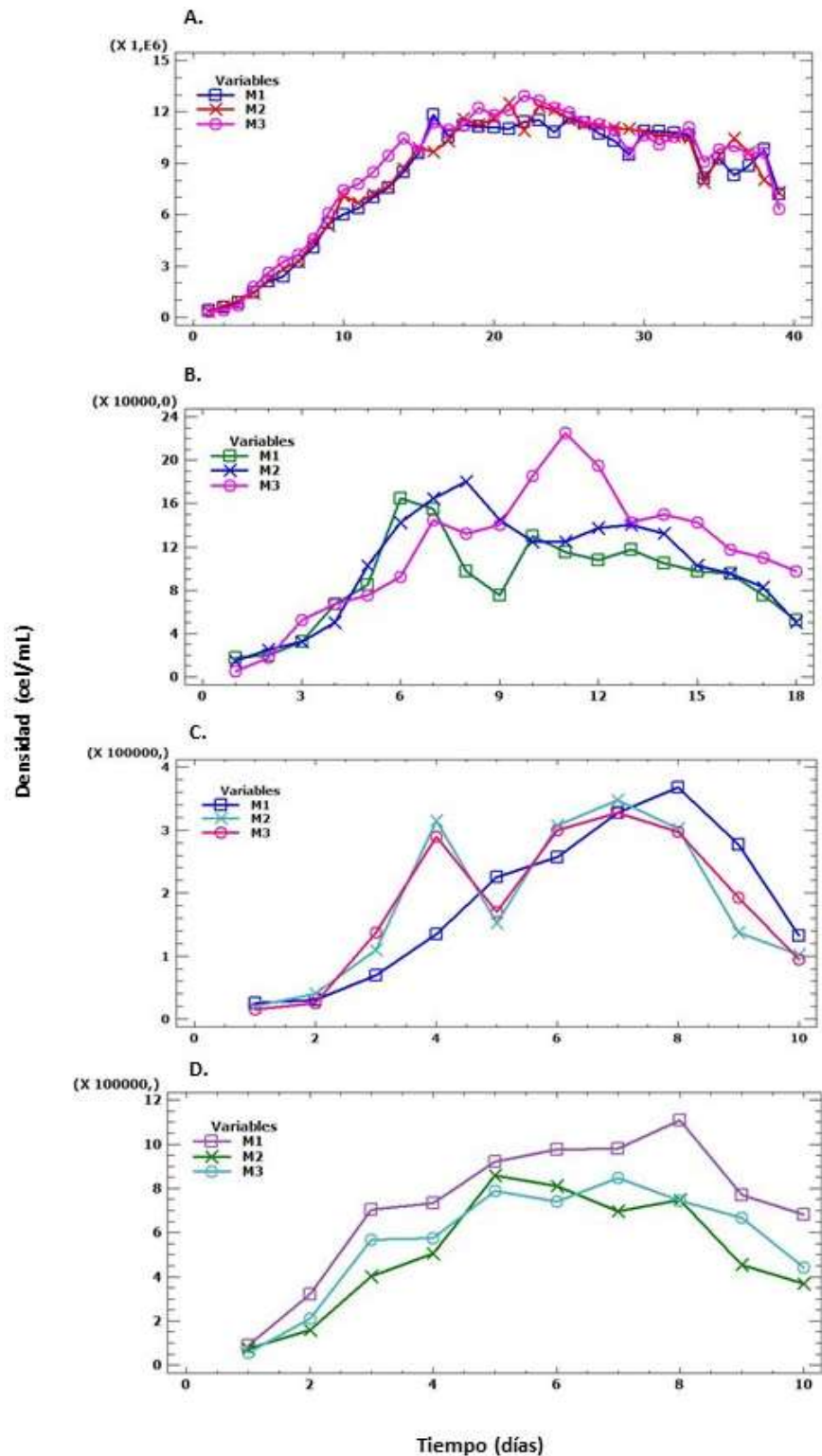
*C. meneghiniana* inició con densidades entre 5,000 y 17,500 Cel/mL alcanzando concentraciones de  $190,000 \pm 18,027.76$  Cel/mL. La curva de crecimiento indica que la fase de muerte se obtuvo en 18 días (figura 6B). La tasa de crecimiento, divisiones por día y tiempo de generación son intermedias en comparación con las otras tres especies estudiadas. De hecho, éstas son menores que las reportadas en *Cyclotella glomerata*, para la que se han reportado densidades máximas de 286,534 Cel/mL a los 5 días (Prieto *et al.*, 2005). Esa diferencia puede ser atribuida a la modificación del medio de cultivo en conjunto con un déficit en el fluido eléctrico que elevó la temperatura del laboratorio, reflejando un declive en la densidad celular entre los días 8 y 10. Esto atribuido a que incrementos en la temperatura producen descenso de la fotosíntesis por inhibición en la producción y fotoxidación de los pigmentos (Barreto y Velasco, 2014).

El crecimiento de *N. palea* inicio con una concentración de 15,000 Cel/mL a 25,000 Cel/mL y continuó el crecimiento hasta alcanzar una concentración entre 290,000 Cel/mL y 327,500 Cel/mL. A partir del día 8, la densidad celular empezó a disminuir notablemente. El crecimiento desde la fase de inducción hasta la fase muerte tuvo una duración total de 10 días (figura 6C). *N. palea* exhibió mayores tasas de crecimiento y divisiones por día, pudiendo evidenciar un menor rendimiento que lo reportado por Ramírez *et al.*, (2015) en *Nitzschia epithemioides* y *Nitzschia sp.* quienes, cultivándolas a 20°C, en medio f/2, a 120  $\mu\text{mol}$  de fotones m<sup>-2</sup>s<sup>-1</sup>, con un ciclo 18:6 h luz-oscuridad, presentaron una densidad celular máxima de  $692,800 \pm 107,704$  Cel/mL y  $649,600 \pm 68,942$  Cel/mL, respectivamente.

La densidad máxima de *N. tripunctata* fue de  $937,500 \pm 85,049.01$  Cel/mL y las 5 fases de desarrollo se cumplieron en 10 días (figura 6D), presentando diferencias con lo obtenido por Curbelo *et al.*, (2004) quienes alcanzaron  $600 \times 10^3$  Cel/mL en 4 días, utilizando medio Guillard "h". Asimismo, los resultados del presente estudio son inferiores a lo reportado por Nurachman *et al.*, (2012) quienes mencionan que *Navícula sp.* se mantuvo en medio de agua de mar artificial Walne, obteniendo hasta  $16.1 \times 10^6$  Cel/mL en el sexto día, lo que puede atribuirse a un mejor rendimiento de ese género cultivado en otros medios.



**Figura 6.** Curvas de crecimiento de las cuatro especies de microalgas con sus réplicas (M1, M2 y M3), mantenidas en laboratorio con medio de cultivo Conway modificado. **A.** *Dunaliella salina*, **B.** *Cyclotella meneghiniana*, **C.** *Nitzschia palea* y **D.** *Navicula tripunctata*. Nótese las diferencias entre las escalas de las densidades entre especies.

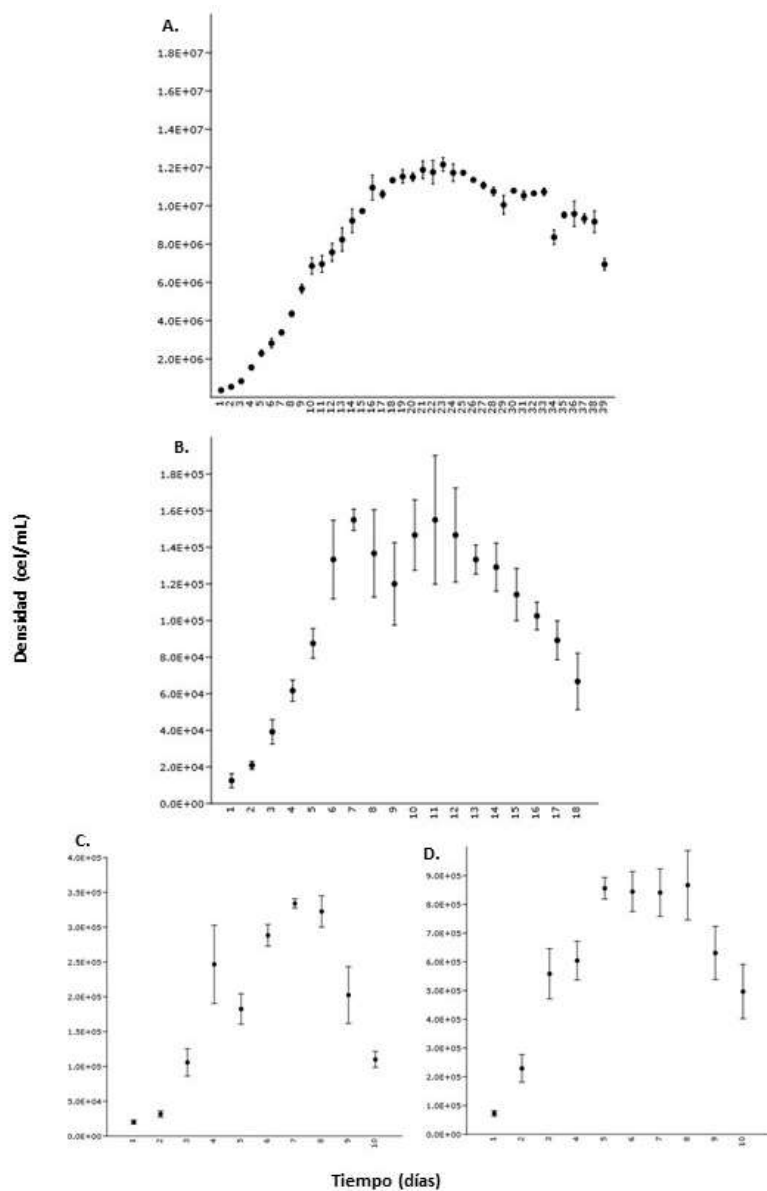


Fuente: Elaboración propia.

### Comparación del crecimiento celular de las especies *D. salina*, *C. meneghiniana*, *N. palea* y *N. tripunctata*

*D. salina* tuvo un mayor rendimiento alcanzando una densidad celular máxima de 12,957,500 Cel/mL en comparación con *C. meneghiniana*, *N. palea* y *N. tripunctata* que alcanzaron una densidad celular máxima de 225,000 Cel/mL, 367,500 Cel/mL y 1,107,500 Cel/mL, respectivamente. También, *D. salina* tuvo una duración más prolongada en las fases de crecimiento (39 días en total) en comparación con *C. meneghiniana*, *N. palea* y *N. tripunctata* (figura 7).

**Figura 7.** Promedio de crecimiento de las cepas cultivadas ( $\pm$ EE) A. *Dunaliella salina*, B. *Cyclotella meneghiniana*, C. *Nitzschia palea* y D. *Navicula tripunctata*.



Fuente: Elaboración propia.

De acuerdo con las tasas de crecimiento poblacional durante la fase exponencial de las cuatro especies, *N. palea* presentó mayor tasa de crecimiento, mayores divisiones por día y como consecuencia menor tiempo de generación. Lo que indica que las fases de crecimiento se desarrollaron en un menor tiempo en comparación con *D. salina*, *C. meneghiniana* y *N. tripunctata*, confirmando mayor velocidad en el crecimiento (tabla 1). Igualmente, se puede observar que *D. salina* tuvo menor tasa de crecimiento, menores divisiones por día y, por ende, mayor tiempo de generación debido a que su fase exponencial fue más prolongada.

**Tabla 1.** Densidades iniciales y máximas (Cel/mL), Tasa de crecimiento poblacional ( $\mu$ ), Divisiones por día (Div.d<sup>-1</sup>) y Tiempo de generación (TG) de las cuatro cepas cultivadas.

Especie	Estadístico	Densidad inicial	Densidad final	$\mu$	Div.d <sup>-1</sup>	TG
<i>Dunaliella salina</i>	Media	369,166.70	1.20E+07	0.18	0.26	3.89
	EE	30,425.23	3.30E+05	0.02	0.02	0.35
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	Media	6,672.50	190,000.00	0.38	0.55	1.95
	EE	4,405.18	18,027.76	0.07	0.11	0.33
<i>Nitzschia palea</i>	Media	20,000.00	324,166.70	0.89	1.29	0.97
	EE	2,886.75	22,836.98	0.24	0.35	0.35
<i>Navicula tripunctata</i>	Media	72,500.00	937,500.00	0.40	0.58	2.05
	EE	9,464.85	85,049.01	0.10	0.15	0.66

Fuente: Elaboración propia.

Se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los crecimientos poblacionales de las cuatro especies (Kruskal-Wallis, H=179,828; Valor-P=0). Al aplicar la prueba post-hoc de rangos múltiples con un 95% de confianza, se encontró que hubo diferencia estadísticamente significativa entre *Dunaliella salina* (cultivo 1, 2 y 3) y las otras especies. Se identificaron 2 grupos homogéneos según la alineación de las letras equis (X) en columnas (tabla 2). En el primero se agrupa a *Cyclotella meneghiniana*, *Nitzschia palea* y *Navicula tripunctata*, y en el segundo grupo a *Dunaliella salina*. No existen diferencias estadísticamente significativas entre *Cyclotella meneghiniana*, *Nitzschia palea* y *Navicula tripunctata* ya que comparten una misma columna de letras equis (X); es decir, que sus medias no son significativamente diferentes.

**Tabla 2.** Prueba de Rangos Múltiples.

Muestra	Casos	Media	Grupos Homogéneos	
<i>Cyclotella meneghiniana 1</i>	18	89,444.4	X	
<i>Cyclotella meneghiniana 2</i>	18	102,639	X	
<i>Cyclotella meneghiniana 3</i>	18	116,250	X	
<i>Nitzschia palea 2</i>	10	183,500	X	
<i>Nitzschia palea 1</i>	10	184,750	X	
<i>Nitzschia palea 3</i>	10	185,000	X	
<i>Navicula tripunctata 2</i>	10	507,500	X	
<i>Navicula tripunctata 3</i>	10	564,250	X	
<i>Navicula tripunctata 1</i>	10	728,000	X	

<i>Dunaliella salina 1</i>	39	8.06795E+6		X
<i>Dunaliella salina 2</i>	39	8.27271E+6		X
<i>Dunaliella salina 3</i>	39	8.62397E+6		X

Fuente: Elaboración propia.

## CONCLUSIONES

Los resultados sustentan el potencial que tienen las microalgas nativas de los cuerpos de agua del departamento de Bolívar para su cultivo y aplicabilidad en el campo de la bioprospección, y uso como alimento vivo en el sector de acuicultura colombiana.

La productividad de los cultivos estuvo determinada por la salinidad, el pH, la temperatura, el medio de cultivo y la luz. Además, se demostró que el medio de cultivo Conway modificado permite el crecimiento óptimo de microalgas.

Especies como *Dunaliella salina*, *Cyclotella meneghiniana*, *Nitzschia palea* y *Navicula tripunctata* son microalgas potencialmente cultivables en las condiciones trabajadas en el presente estudio. La decisión de iniciar un cultivo dependerá de lo que se pretenda obtener como producto final y de la disponibilidad de recursos financieros disponibles para realizarlo.

*Dunaliella salina* es una microalga halófila con una alta productividad por lo cual es apropiada para ser cultivada en forma masiva y con fines comerciales para la obtención de  $\beta$ -caroteno, entre otros bioproductos. *Cyclotella meneghiniana*, *Nitzschia palea* y *Navicula tripunctata* por sus características de crecimiento y su desempeño bajo condiciones de cultivo, se pueden utilizar como alimento vivo en el campo de la acuicultura y extracción de aceites para producción de biocombustibles.

## RECOMENDACIONES

Debido a la gran cantidad de cuerpos acuáticos que posee Colombia y su biodiversidad, es importante realizar mayores esfuerzos de investigación sobre el crecimiento de microalgas nativas en las distintas regiones del país, lo que sin duda beneficiaría el campo de la bioprospección y biorremediación.

A partir de la información generada en el presente estudio, se sugiere realizar caracterización de contenido de ácidos grasos, pigmentos y proteínas con el fin de establecer el posible potencial de aprovechamiento de estas especies en la industria.

## AGRADECIMIENTOS

A la Universidad del Sinú Seccional Cartagena por la financiación del proyecto y al personal de apoyo del Laboratorio de Biotecnología microalgal de la misma institución. A la Escuela de Biología Marina de la Universidad del Sinú. También agradecemos a los evaluadores, quienes con sus sugerencias contribuyeron con la mejora del manuscrito.

## REFERENCIAS

Alcaldía Municipal de María la Baja (2015). *Plan de desarrollo María La Baja 2016-2019*.

Álvarez, H. (1994). Introducción al Método Ficológico. Capítulo III. Escuela Superior Politécnica del Litoral, Ecuador, 375.

Andersen, R. & Kawachi, M. (2005). Traditional Microalgae Isolation Techniques in Algal culturing techniques. Elsevier academic press. <https://doi.org/10.1016/B978-012088426-1/50007-X>

Baldiris-Navarro, I., Sánchez, J. H. & Torres, M. (2017). Validation, characterization and comparison of microalgae *Chlorella vulgaris* and *Chlamydomonas reinhardtii* growth kinetics. *International Journal of Chemtech Research*, 10(15), 411-420.

Barnech, G. (2015). Cultivo y análisis lipídico de la diatomea *Navicula cincta*, aislada del Estuario de Bahía Blanca (Pcia. Bs. As, Argentina): evaluación del potencial uso biotecnológico. Tesis Doctoral. Universidad Nacional del Sur. Argentina.

Barreto, A. & Velasco, L. A. (2014). Aislamiento y cultivo de microalgas bentónicas del caribe colombiano bajo diferentes condiciones de temperatura. *Intropica*, 9, 23-32. <https://doi.org/10.21676/23897864.1422>

Bicudo, C., & Menezes, M. (2006). *Gêneros de algas de águas continentais do Brasil chave para identificação e descrições*. Segunda edición. Editorial Rima.

Camargo, W. N., Duran, G. C., Rada, O. C., Hernández, L. C., Linero, J. C., Muelle, I. M. & Sorgeloos, P. (2005). Determination of biological and physicochemical parameters of *Artemia franciscana* strains in hypersaline environments for aquaculture in the Colombian Caribbean. *Saline Systems*, 1(9), 1-11. <https://doi.org/10.1186/1746-1448-1-9>

Carrera, S., Velasco, L. A., y Barreto, A. (2018). Potencial de microalgas bentónicas del Mar Caribe como alimento en maricultura. *Biología Marina y Oceanografía*, 53(3), 321-333. <https://doi.org/10.22370/rbmo.2018.53.3.1357>

Cheng, D. L., Ngo, H. H., Guo, W. S., Chang, S. W., Nguyen, D. D. & Kumar, S. M. (2019). Microalgae biomass from swine wastewater and its conversion to bioenergy. *Bio-resource Technology*, 275, 109-122. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.019>

Chiriboga, O. & Rorrer, G. L. (2019). Phosphate addition strategies for enhancing the co-production of lipid and chitin nanofibers during fed-batch cultivation of the diatom *Cyclotella sp.* *Algal Research*, 38, 101403. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2018.101403>

CMGRD (Consejo Municipal para la Gestión del Riesgo de Desastres). (2016). Municipio de San Cristóbal, Bolívar.

Curbelo, R., Leal, S., Nuñez, N., Quintana, P., Benguela, I., Muñoz, D. y Almaguer, Y. (2004). Cultivo de la microalga bentónica *Navicula sp.* para la alimentación de las primeras postlarvas de camarón blanco. *Revista de Investigaciones Marinas*, 25(2), 143-150.

Dufossé, L., Galaup, P., Yaron, A., Arad, S., Blanc, P., Chidambara, K. & Ravishankar, G. (2005). Microorganisms and microalgae as sources of pigments for food use: a scientific oddity or an industrial reality. *Trends in Food Science & Technology*, 16, 389-406. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2005.02.006>

Estrada, E. (2013). *Evaluación del potencial uso de biomasa de las diferentes cepas de microalgas del Atlántico de Guatemala en diferentes áreas de la industria*. Tesis de maestría. Universidad de San Carlos de Guatemala.

Frampton, D. M., Gurney, R. H., Dunstan, G. A., Clementson, L. A., Toifl, M. C., Pollard, C. B., Burn, S., Jameson, I. D. & Blackburn, S. I. (2013). Evaluation of growth, nutrient utilization and production of bioproducts by a wastewater-isolated microalga. *Bioresource Technology*, 130, 261–268. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.12.001>

Guisande, C., Barreiro A., Maneiro, I., Riveiro, I., Vergara, A. R. y Vaamonde, A. (2006). Tratamiento de datos. Ediciones Díaz de Santos.

Hernández, A. y Labbé, J. I. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Biología marina y oceanografía*, 49(2), 157-173. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>

Herrero, M., Jaime, L., Martín-Álvarez, P., Cifuentes, A. & Ibáñez, E. (2006). Optimization of the extraction of antioxidants from *Dunaliella salina* microalga by pressurized liquids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(15), 5597-5603. <https://doi.org/10.1021/jf060546q>

Hosseini, A., & Shariati, M. (2009). *Dunaliella* biotechnology: methods and applications. *Applied Microbiology*, 107, 14-35. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2009.04153.x>

INVEMAR (Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras “José Benito Vives De Andrés”). (2019). Diagnóstico y Evaluación de la Calidad de las Aguas Marinas y Costeras en el Caribe y Pacífico Colombianos. Informe Técnico 2018. Serie de publicaciones periódicas No. 4.

Johnson, X., y Alric, J. (2013). Central carbon metabolism and electron transport in *Chlamydomonas reinhardtii*: metabolic constraints for carbon partitioning between oil and starch. *Eukaryotic Cell*, 12(6), 776-793. <https://doi.org/10.1128/EC.00318-12>

Kocielek, J. P., Theriot, E. C., Williams, D. M., Julius, M., Stoermer, E. F. & Kingston, J. C. (2015). Centric and Araphid Diatoms. *Freshwater Algae of North América*, 653–708. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-385876-4.00015-3>

Lowe, R. (2003). Keeled and canalled raphid diatoms. *Freshwater algae of North America*, 669- 684. <https://doi.org/10.1016/B978-012741550-5/50020-9>

Mathiot, C., Ponge, P., Gallard, B., Sassi, J. F., Delrue, F., & Le Moigne, N. (2019). Microalgae starch-based bioplastics: Screening of ten strains and plasticization of unfractionated microalgae by extrusion. *Carbohydrate polymers*, 208, 142-151. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2018.12.057>

Nurachman, Z., Brataningtyas, D. S., Hartati, & Panggabean, L. M. (2012). Oil from the Tropical Marine Benthic-Diatom *Navicula sp.* *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 168, 1065-1075. <https://doi.org/10.1007/s12010-012-9841-2>

Pereira, M. F., Jáuregui, G. A., Devia, A. & Rojas, J. (2017). Cultivo de microalgas *Isochrysis galbana* y *Nannochloropsis sp.* para alimentación de larvas de peces marinos. *Mutis*, 7(2), 81-85. <https://doi.org/10.21789/22561498.1246>

Phong, H., Ngo, H., Guo, W., Liu, Y., Chang, S., Nguyen, D., Nguyen, P., Thanh, X. & Ren, J. (2019). Identification of the pollutants' removal and mechanism by microalgae in saline wastewater. *Bioresource Technology*, 275, 44-52. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.026>

Prescott, G. (1970). How to know the freshwater algae. Second Edition. W. C. Brown Company Publishers.

Prieto, M. J., Mogollón, M. J., Castro, A. L. & Sierra, L. A. (2005). Efecto del medio y condiciones de cultivo en la productividad de tres diatomeas marinas con potencial acuícola. *Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 10(1), 544-554. <https://doi.org/10.21897/rmvz.476>

Ramírez, E., González, M., Cifuentes, A., Inostroza, I., & Urrutia, R. (2015). Culture and growth of two benthic diatoms species isolated from the Salar del Huasco (North of Chile, 20° S) at different conditions of temperature, light and nutrient. *Gayana Botanica*, 72(2), 165-176. <https://doi.org/10.4067/S0717-66432015000200001>

Sathasivam, R., & Juntawong, N. (2013). Modified medium for enhanced growth of Dunaliella strains. *Current Science*, 5, 67-73.

Serrano, L. (2012). Estudio de cuatro cepas nativas de microalgas para evaluar su potencial uso en la producción de biodiesel (tesis de maestría). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá - Colombia.

Skjanes, K., Rebours, C. & Lindblad, P. (2013). Potential for green microalgae to produce hydrogen, pharmaceuticals and other high value products in a combined process. *Critical Reviews in Biotechnology*, 33(2), 172-215. <https://doi.org/10.3109/07388551.2012.681625>

Streble, H. y Krauter, D. (1987). Atlas de los microorganismos de agua dulce, la vida en una gota de agua. Editorial Omega S.A. Barcelona-España.

Tejeda, L., Henao, D., Alvear, M. y Castillo, C. R. (2015). Caracterización y perfil lipídico de aceites de microalgas. *Facultad de ingeniería*, 24(39), 43-54. <https://doi.org/10.19053/01211129.3550>

Tomas, C. (1997). Identifying marine phytoplankton. Editorial Elsevier.

Torres, M. J. y Sánchez J. H. (2016). Avances del Banco de Cepas de Microalgas en el Centro Internacional Náutico Fluvial y Portuario del SENA. *SENNOVA*, 2(1), 30-41 <https://doi.org/10.23850/23899573.536>

Villamarín-Jiménez, S., Chacón-Castro, M. F. y Álvarez-León, R. (2013). Pruebas de toxicidad aguda CL (I) 50 en peces estuarinos (*Gambusia affinis*) utilizando efluentes industriales a la Bahía de Cartagena, Colombia. *Biosalud*, 12(2), 24-39.

Xiang, X., Ozkan, A., Chiriboga, O., Chotyakul, N. & Kelly, C. (2017). Techno-economic analysis of glucosamine and lipid production from marine diatom *Cyclotella* sp. *Bioresource Technology*, 244, 1480-1488. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.05.079>