



Effect of temperature on the growth and bromatological composition of four microalgae isolated from coastal environments

Efecto de la temperatura sobre el crecimiento y composición bromatológica de cuatro microalgas aisladas en ambientes costeros

Donaciano Pérez-Castro*, José I. Benítez-Villasana, Víctor A. Cervantes-Urieta* 

Laboratorio de Biotecnología e Impacto Ambiental, Facultad de Ciencias Ambientales, Universidad Autónoma de Guerrero, Campus Llano Largo, Cayaco-Puerto Marqués Ejido Llano Largo, 39906, Acapulco, Guerrero, Mexico.

*Corresponding authors

E-mail addresses: victor@uagro.mx (V. A. Cervantes-Urieta), perezdon2000@hotmail.com (D. Pérez-Castro)

Article history:

Received: 26 February 2025 / Received in revised form: 20 May 2025 / Accepted: 7 July 2025 / Published online: 18 July 2025.

<https://doi.org/10.29267/mxjb.2025.10.3.36-47>

ABSTRACT

Temperature is a very important factor for the development of many micro and macroscopic organisms, including microalgae. This factor is responsible for regulating the synthesis of multiple macromolecules essential for their growth in natural and controlled environments. In this study, we evaluated the effect of temperature on the growth and bromatological composition of four microalgae (*Asterionellopsis glacialis*, *Chaetoceros diversus*, *Cryptomonas* sp. and *Tetraselmis suecica*) isolated in coastal environments. The optimal growth temperature was observed from 20 °C to 28 °C for three of the microalgae studied and only *C. diversus* showed tolerance to 30 °C. The highest biomass and protein concentration were obtained from *A. glacialis* and *C. diversus*. *Cryptomonas* sp. and *T. suecica* showed the highest concentrations of carbohydrates, while the highest proportion of lipids was observed in *C. diversus* and *T. suecica*. This work suggests the use of *A. glacialis* and *C. diversus* for controlled cultivation and the obtaining of valuable molecules with potential biotechnological use.

Keywords: Live food, microalgae biotechnology, primary metabolites.

RESUMEN

La temperatura es un factor de suma importancia para el desarrollo de múltiples organismos micro y macroscópicos incluyendo las microalgas. Este factor es el encargado de regular la síntesis de múltiples macromoléculas indispensables para su crecimiento en ambientes naturales y controlados. En este estudio evaluamos el efecto de la temperatura sobre el crecimiento y composición bromatológica de cuatro microalgas (*Asterionellopsis glacialis*, *Chaetoceros diversus*, *Cryptomonas* sp. y *Tetraselmis suecica*) aisladas en ambientes costeros. La temperatura óptima de crecimiento fue observada desde los 20 °C hasta los 28 °C para tres de las microalgas estudiadas y solo *C. diversus* mostró tolerancia a los 30°C. La mayor biomasa y concentración de proteína en este estudio fueron obtenidas de *A. glacialis* y *C. diversus*. Las especies *Cryptomonas* sp. y *T. suecica* mostraron las mayores concentraciones de carbohidratos, mientras que la mayor proporción de los lípidos provinieron de *C. diversus* y *T. suecica*. Este trabajo sugiere la utilización de *A. glacialis* y *C. diversus* para cultivos controlados y la obtención de moléculas de valor con potencial uso biotecnológico.

Palabras clave: Alimento vivo, biotecnología de microalgas, metabolitos primarios.

1. Introducción

Las microalgas eucariontas y procariontas son organismos fotosintéticos unicelulares capaces de convertir el carbono atmosférico en moléculas orgánicas de alto valor que tienen aplicaciones potenciales en el sector biotecnológico (Hernández-Pérez y Labbé, 2014; Wang *et al.*, 2024). Estas microalgas crecen en diversos hábitats acuáticos de forma natural, pero también pueden ser cultivadas en instalaciones controladas o incluso al aire libre, mejorando su crecimiento y composición bioquímica (Campbell *et al.*, 2011; Cervantes-Urieta *et al.*, 2020; Velázquez-Sánchez *et al.*, 2023). Se ha demostrado que la recuperación de biomasa de microalgas puede superar las 280 toneladas de biomasa por hectárea al año (Benedetti *et al.*, 2018) con tasas de crecimiento máximas de 0.17 divisiones por día (div día^{-1}), lo que representa un beneficio potencial en diversas áreas de comercialización, como la alimentación humana y animal, salud y bioenergía (Song *et al.*, 2014).

El valor nutricional de las microalgas depende de diversos factores endógenos; entre los más importantes destacan la composición bioquímica, el tamaño de las moléculas, la facilidad de digestibilidad de sus consumidores y su inocuidad (Roy y Pal, 2015; Williamson *et al.*, 2024). Adicionalmente, este valor nutricional también está influenciado por condiciones ambientales, incluyendo la temperatura, luz, pH, nutrientes y CO₂, entre los más importantes. La composición celular de estas microalgas consiste principalmente en lípidos (7–65%), proteínas (5–74%), carbohidratos (8–69%) y otros metabolitos en fracciones más pequeñas como pigmentos y vitaminas (1–14%) (Del Mondo *et al.*, 2020; Siddiki *et al.*, 2022). Sin embargo, las altas temperaturas durante la producción de estos microorganismos pudieran estar relacionadas con una disminución significativa en el contenido de proteínas, junto con aumentos en lípidos y carbohidratos (Ras *et al.*, 2013). Contrariamente, estudios indican un aumento en el contenido de proteínas y la disminución en los carbohidratos en algunas especies (Akter *et al.*, 2024). Por lo cual, la respuesta en

la composición bioquímica de las microalgas es diferencial ante diversos gradientes de temperatura y otros factores ambientales asociados. Los cambios en los patrones climáticos a corto plazo y la creciente presión poblacional han comprometido en gran medida a los recursos alimentarios (agricultura, pesca y ganadería) en todo el mundo, por lo que en un futuro las microalgas podrían ser una fuente de alimento alternativo y funcional altamente viable debido a su plasticidad ambiental (Assuncao *et al.*, 2019).

Se conocen más de 100,000 especies de microalgas en el mundo, de las cuales solo el 1% han sido utilizadas con fines biotecnológicos (Guiry y Guiry, 2024). Actualmente existe un incremento significativo en los estudios para la bioprospección acuática, principalmente enfocados a encontrar cepas microalgales con viabilidad biotecnológica (Stirk y van Staden, 2022; Chiriví-Salomón *et al.*, 2024). Sin embargo, y debido a la gran cantidad de especies existentes, aún no se conoce exactamente el número de especies que poseen características potenciales para su aprovechamiento, por lo que es importante seguir los estudios al respecto. La finalidad de este estudio es evaluar el efecto de la temperatura en la tasa de crecimiento y perfil bioquímico de cuatro microalgas cultivadas bajo condiciones controladas.

2. Materiales y métodos

2.1. Obtención y aislamiento de muestras

Se realizaron muestreos en tres sitios de las costas del Pacífico mexicano: Club de Yates en la Bahía de Acapulco, Guerrero (16°50'13"N 99°54'17"W), Muelle Fiscal de la Bahía de Manzanillo, Colima (19°3'18"N 104°18'52"W) y laguna de Cuyutlán, Colima (18°55'08"N 104°04'11"W). En cada sitio de muestreo se realizaron arrastres planctónicos superficiales durante 3 min usando una red de plancton de 54 µm. Todas las muestras fueron colocadas en frascos herméticos y almacenados en una hielera a temperatura ambiente.

Para el aislamiento de las microalgas se utilizó la técnica de aislamiento por micropipeta reportada por Andersen (2005). Las microalgas se identificaron bajo un microscopio óptico binocular (Leica®, 1349521X, Buffalo, N.Y., USA) utilizando caracteres morfológicos y literatura especializada (Balech, 1988; Moreno-Ruíz *et al.*, 1996).

2.2. Condiciones experimentales

Antes de los ensayos, todos los cultivos mono-específicos se mantuvieron bajo las siguientes condiciones: medio de cultivo F/2 de Guillard (Sigma-Aldrich®, St. Louis, MO, USA) en agua marina estéril a una concentración de 4 mL L⁻¹, temperatura constante de 25 ± 0.5 °C, pH de 7.9, salinidad de 30-35 y un fotoperiodo de 12 h luz/12 h oscuridad.

Para evaluar el efecto de la temperatura en el crecimiento de las microalgas, se establecieron cultivos tipo batch mono-específicos por cuadruplicado con un volumen final de 125 mL utilizando matraces Erlenmeyer. Todos los cultivos fueron cultivados a seis temperaturas diferentes: 20, 22, 24, 26, 28 y 30 °C.

2.3. Conteo y tasa específica de crecimiento

Para cada sección experimental se determinó la concentración celular (DC) mediante conteos directos utilizando una cámara de Neubauer de 0,1 mm². Las muestras de cultivo (0,5 mL) se tomaron cada 24 h y se fijaron con yodo-lugol al 25%. La concentración celular se calculó con la ecuación 1 propuesta por Vega y Voltolina (2007).

$$DC = N \cdot 10^4 \cdot Dil \quad (1)$$

Dónde DC = Concentración celular (células mL⁻¹), N = Promedio de células presentes en 1 mm² (0,1 µL), 10⁴ = Factor de conversión de 0,1 µL a 1 mL, Dil = Factor de dilución.

La tasa de crecimiento específico de las microalgas se calculó utilizando la ecuación 2 (Guillard, 1975).

$$\mu = \ln \frac{N_t}{N_0} \quad (2)$$

Donde μ = es la tasa de crecimiento específico, N_t = densidad celular al día 1 (t_1), N_0 = densidad celular al día 0 (t_2).

2.4. Análisis de composición proximal

Todos los cultivos experimentales fueron cosechados utilizando un filtro Cuno de 1 µm de poro. La biomasa obtenida fue lavada con agua destilada y se liofilizó en un liofilizador de mesa (FreeZone-Labconco®). Las determinaciones bromatológicas proximales se efectuaron de acuerdo con los métodos propuestos por AOAC (2000).

2.5. Análisis estadístico

Para evaluar el efecto de la temperatura sobre el crecimiento de las distintas microalgas, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía. Adicionalmente se realizaron pruebas de comparaciones múltiples de Tukey para determinar grupos significativamente diferentes. Previo al análisis de varianza se realizó el test de normalidad de Shapiro-Wilk y el test de homogeneidad de varianza de Levene. Todas las pruebas se realizaron con un nivel de significancia del 95% ($\alpha=0,05$). Los gráficos asociados se realizaron en RStudio utilizando el paquete *vegan* y *ggplot2* (R Core Team, 2023).

3. Resultados

El tiempo de cultivo para todos los experimentos fue de cinco días. El crecimiento celular de todas especies mostró diferencias significativas entre las diferentes temperaturas evaluadas ($p<0.001$). La mayor densidad celular de *A. glacialis* fue de 136.19 ± 3.81 y $95.68 \text{ cél} \times 10^4 \text{ mL}^{-1}$ cuando se expuso a temperaturas de 26 y 30 °C y una tasa de crecimiento 0.33 y 0.18 div día⁻¹, mientras que la baja densidad celular estuvo relacionada significativamente ($F_{(5,570)} = 7.37$, $p = 0.001$) con la menor temperatura experimental (20 °C) con una producción de $72.17 \pm 0.67 \text{ cél} \times 10^4 \text{ mL}^{-1}$ y una tasa de 0.41 div día⁻¹ (Fig. 1). El

crecimiento óptimo de *C. diversus* ocurrió durante las menores temperaturas (20 y 24 °C) con densidades celulares de entre 284 ± 3.44 y 159.61 ± 3.34 cél x 10^4 mL⁻¹ respectivamente ($p < 0.05$). Asimismo, la tasa de crecimiento mostró una variación significativa de 0.28 a 0.44 div día⁻¹ a temperaturas de 22 y 28 °C ($F_{(5,570)} = 6.80$, $p = 0.001$).

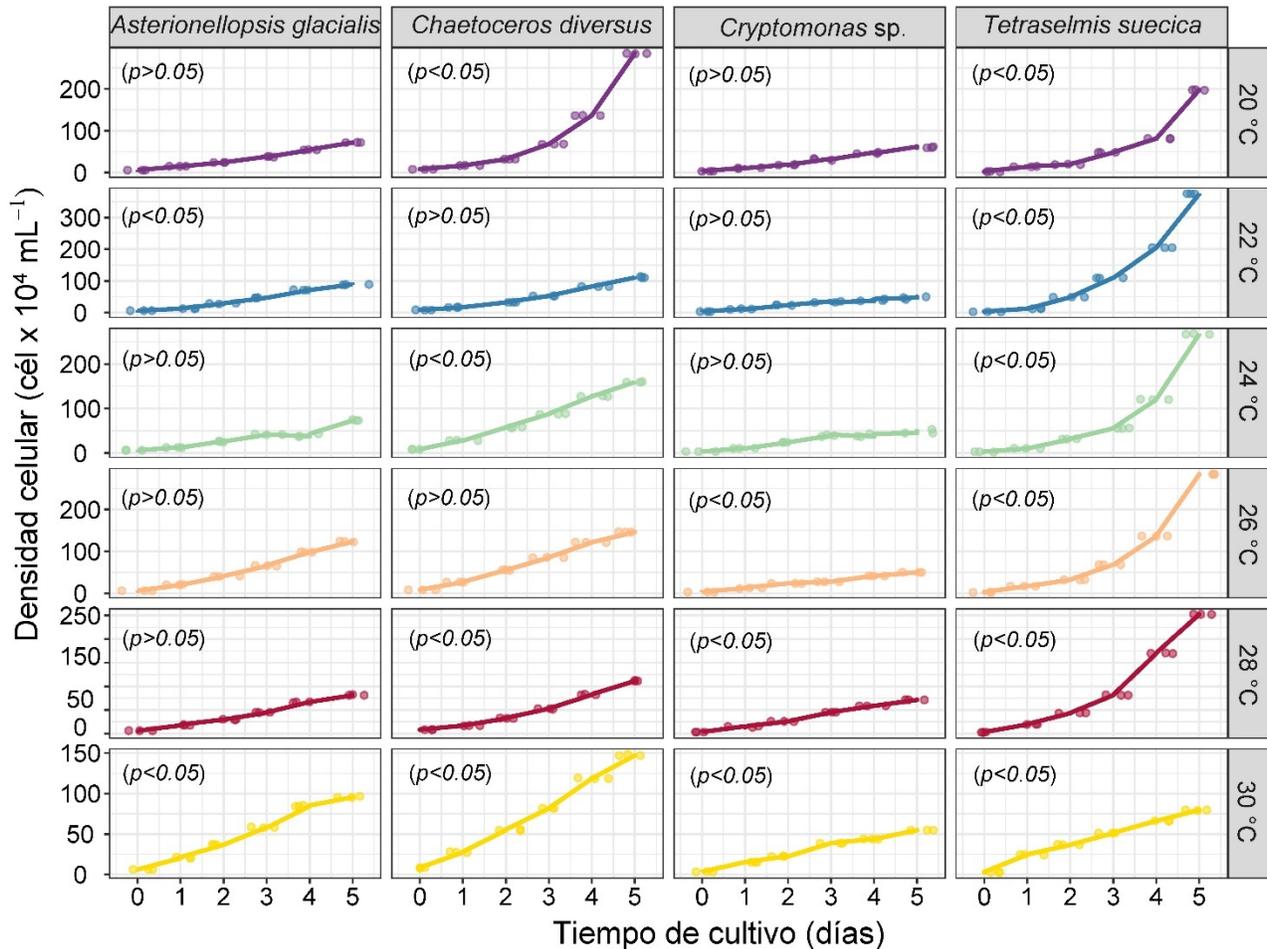


Fig. 1. Crecimiento celular de cuatro microalgas marinas expuestas a diversas temperaturas. Las líneas representan las diferentes cinéticas de crecimiento y los puntos muestran la dispersión de los datos alrededor de la media.

Fig. 1. Cell growth of four marine microalgae exposed to different temperatures. The lines represent the different growth kinetics and the points show the dispersion of the data around the mean.

Cryptomonas sp. aumentó significativamente su producción celular a los 28 °C con una densidad de 71.48 ± 0.63 cél x 10^4 mL⁻¹ ($F_{(5,570)} = 3.01$, $p = 0.011$) y una tasa de 0.29 div día⁻¹. Las menores densidades ocurrieron a los 22 °C mostrando una densidad celular de 46.04 ± 0.80 cél x 10^4 mL⁻¹ y una tasa de crecimiento de 0.21 div día⁻¹. Contrariamente, en

esta misma temperatura *T. suecica* aumentó su densidad celular significativamente ($F_{(5,570)} = 10.07, p < 0.001$) hasta por $374.91 \pm 0.63 \text{ cél} \times 10^4 \text{ mL}^{-1}$, mientras que a temperaturas superiores de $30 \text{ }^\circ\text{C}$ su crecimiento fue afectado, registrando una densidad celular de $79.71 \pm 0.58 \text{ cél} \times 10^4 \text{ mL}^{-1}$ y una tasa de crecimiento de $0.26 \text{ div día}^{-1}$ (Fig.2).

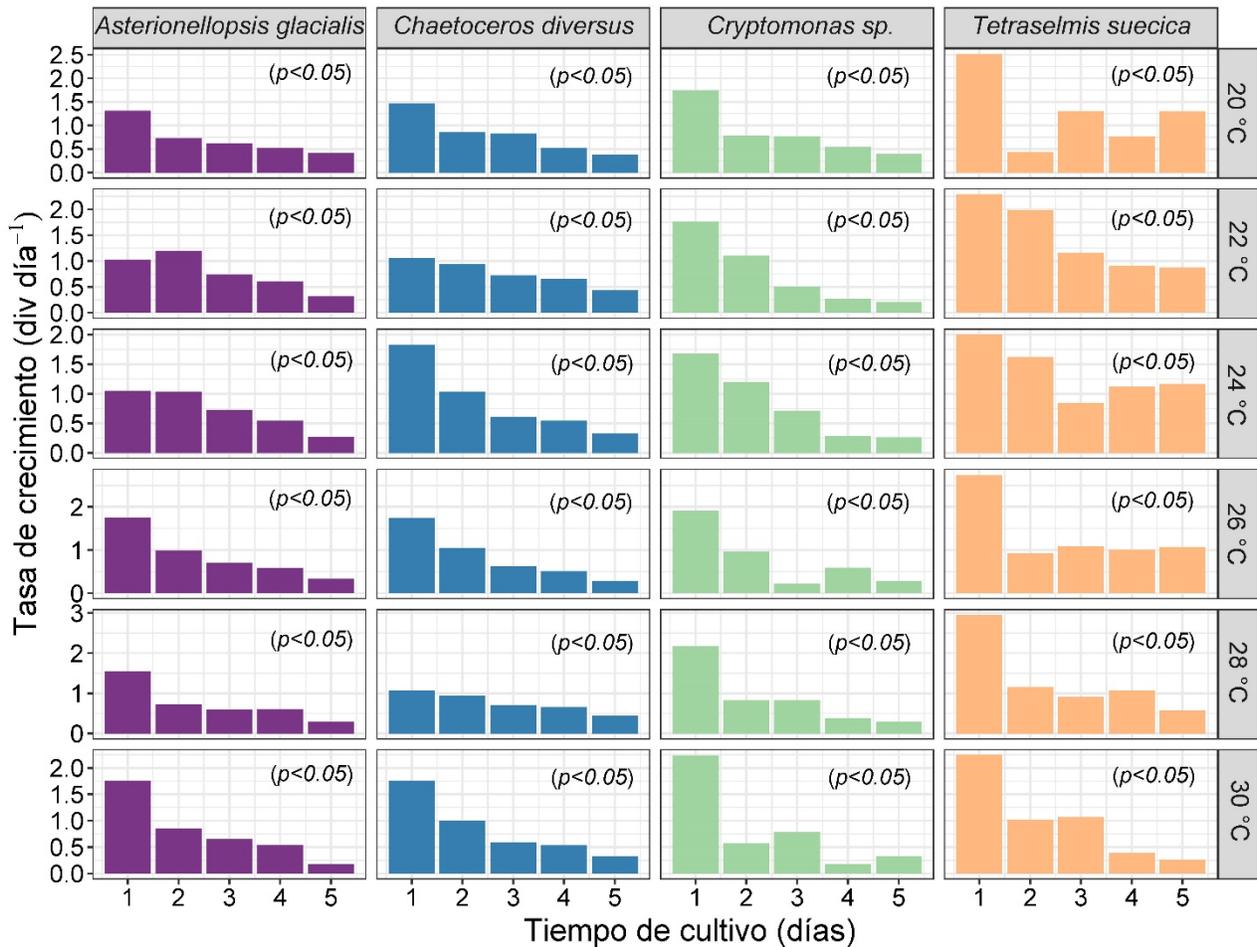


Fig. 2. Tasa de crecimiento de cuatro microalgas marinas cultivadas en sistemas batch.

Fig. 2. Growth rate of four marine microalgae cultured in batch systems.

La microalga *C. diversus* registró la mayor producción de biomasa en peso seco durante la última fase de crecimiento con 55.2 g, mientras que *A. glacialis* mostró un rendimiento de 38.2 g. Las especies *Cryptomonas* sp. y *T. suecica* mostraron los menores rendimientos con 31.3 y 19.8 g de biomasa, respectivamente (Fig.3).

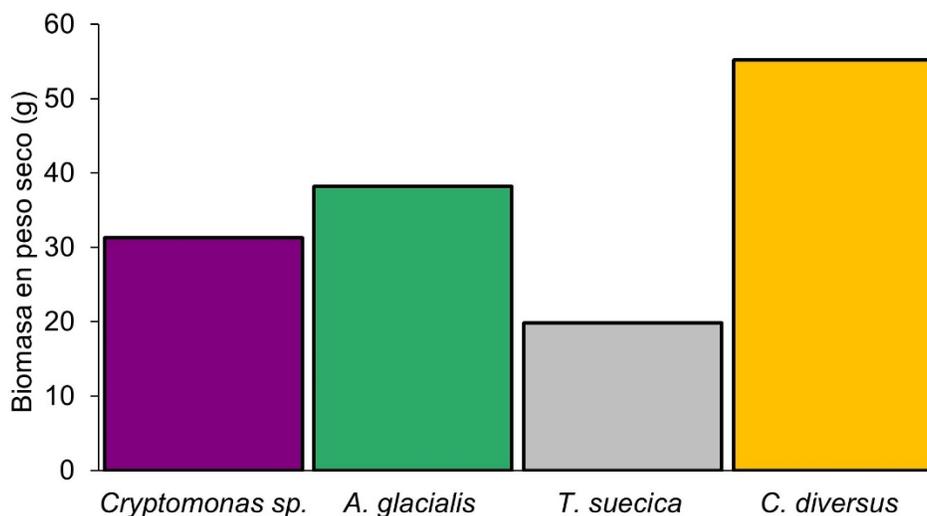


Fig. 3. Rendimiento de biomasa de diversas especies de microalgas marinas.

Fig. 3. Biomass yield of different species of marine microalgae.

La composición bromatológica indicó que el mayor porcentaje de proteína fue para las especies *A. glacialis*, *C. diversus* y *T. suecica* con 47.15, 47.08 y 46.62 % y *Cryptomonas* sp. con 42.21 % respectivamente ($p < 0.05$). Asimismo, estas especies presentaron los mayores porcentajes de carbohidratos con 43.77 y 42.43 %, mientras que para *A. glacialis* y *C. diversus* fue de 28.40 y 33.55 % respectivamente. La concentración de lípidos fue similar entre todas especies ($p > 0.05$). El mayor registro fue para *C. diversus* y *T. suecica* con 8.50 y 8.46 %, contrariamente, *A. glacialis* y *Cryptomonas* sp. mostraron un menor porcentaje con 6.03 y 7.92 % respectivamente. La mayor cantidad de cenizas fue registrada para *A. glacialis* y *C. diversus* con 18.45 y 10.87 % (Fig. 4).

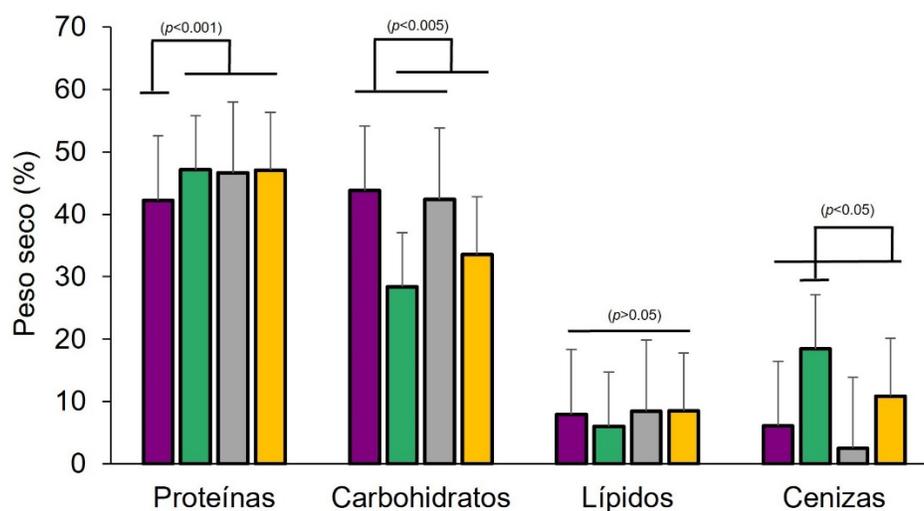


Fig. 4. Composición bromatológica de cuatro microalgas cultivadas en sistemas batch. Los colores de las barras indican las diferentes especies de microalgas. Barra morada = *Cryptomonas* sp., verde = *A. glacialis*, gris = *T. suecica*, amarilla = *C. diversus*. Las cifras sobre las barras indican la significancia de los grupos a un nivel de confianza de 95%. Los bigotes en las barras indican el error estándar.

Fig. 4. Bromatological composition of four microalgae grown in batch systems. The colors of the bars indicate the different microalgae species. Purple bar = *Cryptomonas* sp., green = *A. glacialis*, gray = *T. suecica*, yellow = *C. diversus*. The numbers in the bars indicate the significance of the groups at a 95% confidence level. The whiskers on the bars indicate the standard error.

4. Discusión

La temperatura es un factor importante en el crecimiento celular de microalgas (Adenan *et al.*, 2013; Barreto y Velasco, 2014). La mayoría de las especies de microalgas son capaces de llevar a cabo la fotosíntesis y la división celular en un amplio rango de temperaturas, generalmente establecidas entre 15 y 30 °C pero con condiciones óptimas entre 20 y 25 °C (Ras *et al.*, 2013). Esto es consistente con lo reportado en este estudio, donde la temperatura óptima de crecimiento para las cuatro especies de microalgas fue menor a los 30 °C, particularmente *T. suecica* y *C. diversus* se desarrollaron de manera óptima a los 20 y 22 °C. Adicionalmente, todas las especies disminuyeron su crecimiento cuando fueron sometidas a una temperatura de 30 °C con tasas de crecimiento de 0.18 div día⁻¹. El coeficiente de temperatura Q10 (aumento de crecimiento por un aumento de 10 °C en la temperatura) indica que, temperaturas superiores a la óptima, la tasa de crecimiento de las microalgas disminuye bruscamente (Ahlgren, 1987). Esto se explica generalmente por el estrés térmico que puede afectar las funcionalidades de las enzimas relacionadas en la inactivación y desnaturalización o modificar las proteínas que están involucradas en los procesos fotosintéticos inhibiendo así el crecimiento (Salvucci y Crafts-Brandner, 2004). El mayor rendimiento de biomasa microalgal de *A. glacialis* y *C. diversus* pudiera ser atribuido

a una sobreestimación debido a que las diatomeas presentan una pared celular o frústula de óxido de silicio; esto también se refleja en la cantidad de cenizas presentes (> 10%). Sin embargo, estos resultados son mayores a lo anteriormente reportado por Cervantes-Urieta *et al.* (2020) para las especies *Eupyxidicula turris*, *Trieres mobiliensis* y *Biddulphia alternans* con una estimación máxima de 2.19 g de biomasa cultivada a las mismas condiciones de cultivo. Contrariamente, las especies *T. suecica* y *Cryptomonas* sp. presentan una pared celular conformada principalmente por celulosa y glicoproteínas, por cual las estimaciones de biomasa pudieran ser más certeras. En este estudio, *C. diversus* y *A. glacialis* mostraron mayores valores de proteínas y carbohidratos respecto a lo documentado por Contreras-Sillero *et al.* (2019), quienes reportaron una composición de proteínas de 19.1, 22.8 y 29.1 %, mientras que la estimación de carbohidratos fue de 8 a 9.2 % en tres morfotipos de *Chaetoceros* sp. [*Chaetoceros* sp. (LPU-2), *Chaetoceros* sp. (LPU-4) y *Chaetoceros* sp. (LPU3)]. Esto pudiera indicar una relación estrecha entre la diversidad de especies y la diversidad metabólica de especies del género *Chaetoceros*. La proporción de lípidos en este estudio fue baja en comparación a otros estudios realizados por Jamali *et al.* (2015), quienes informan una producción de lípidos de 16.3 % para *C. muelleri*, 17.4 % (*Isochrysis galbana*) y 21 % para *Tetraselmis tetrahele*. La composición baja de lípidos en este estudio pudiera deberse a la etapa de cosecha de la biomasa microalgal. La mayor reserva de lípidos en microalga se presenta en la etapa estacionaria, debido a que en esta etapa se centra el mayor reservorio energético intracelular (You *et al.*, 2020; Morales *et al.*, 2021).

5. Conclusión

En los últimos años, la bioprospección de origen marino ha sido objeto de investigación en todo el mundo. Las microalgas marinas siguen siendo una prometedora fuente de compuestos de alto valor para la industria biotecnológica. Sin embargo, y debido a su alta riqueza de especies, es necesario seguir la búsqueda de las mejores cepas nativas para su aprovechamiento. En este estudio, todas las microalgas evaluadas se desarrollaron dentro del gradiente de temperatura evaluado. Sin embargo, la temperatura óptima de crecimiento de *A. glacialis*, *Cryptomonas* sp. y *T. suecica* no superó los 30 °C, mientras que *C. diversus* fue capaz de desarrollarse a esta temperatura. Adicionalmente, esta especie junto con *A. glacialis* fueron las mayores productoras de biomasa. Lo que sugiere su potencial aprovechamiento para la obtención de moléculas de valor. Lo anterior también fue reflejado en la composición bromatológica, debido a que fueron las principales especies con un mayor porcentaje de proteínas, moléculas indispensables para el desarrollo de otros organismos acuáticos.

Agradecimientos

Al proyecto interno “Búsqueda y aprovechamiento de recursos biológicos asociados a sistemas acuáticos” (UAGro-CA-204).

Contribución de los autores

Donaciano Pérez: Conceptualización, Administración del proyecto, Supervisión, Redacción-Borrador original, Obtención del financiamiento. **Victor Cervantes:** Curación de datos, Análisis formal, Visualización, Redacción-Revisión y edición. **José Benítez:** Conceptualización y Recursos.

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener ningún conflicto de intereses.

Referencias

- Adenan, N. S., Yusoff, F. M., Shariff, M., 2013. Effect of salinity and temperature on the growth of diatoms and green algae. *J. Fish. Aquat. Sci.* 8(2), 397. <https://scialert.net/abstract/?doi=jfas.2013.397.404>
- Ahlgren, G. (1987). Temperature functions in biology and their application to algal growth constants. *Oikos*. 1, 177-190. <https://doi.org/10.2307/3566025>
- Akter, S., AbdElgawad, H., Beemster, G. T., De Boeck, G., Schoelynck, J., 2024. Synergistic effect of nitrate exposure and heatwaves on the growth, and metabolic activity of microalgae, *Chlamydomonas reinhardtii*, and *Pseudokirchneriella subcapitata*. *Sci. Rep.* 14(1), 2764. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-53198-7>
- Andersen, R. A., 2005. *Algal culturing techniques*. Ed. Elsevier: Amsterdam, The Netherlands.
- AOAC., 2000. *Official methods of analysis of AOAC*. International Gaithersburg, MD, USA.
- Assuncao, M. F., Batista, A. P., Amaral, R., Santos, L. M., 2019. Microalgae for Human Nutrition: Perspectives for the Future. In: Ravishankar, G., Ambati, R. R. (Eds.), *Handbook of Algal Technologies and Phytochemicals*, CRC Press. USA, pp. 161-176.
- Balech, E., 1988. Los dinoflagelados del Atlántico sudoccidental. *Publ. Espec. Inst. Esp. Oce.* 1, p. 310.
- Barreto, A. B., Velasco, L. A., 2014. Aislamiento y cultivo de microalgas bentónicas del caribe colombiano bajo diferentes condiciones de temperatura. *Intropica*. 9 (1), 23-32.
- Benedetti, M., Vecchi, V., Barera, S., Dall'Osto, L., 2018. Biomass from microalgae: the potential of domestication towards sustainable biofactories. *Microb. cell fact.* 17, 1-18. <https://doi.org/10.1186/s12934-018-1019-3>

Campbell, P. K., Beer, T., Batten, D., 2011. Life cycle assessment of biodiesel production from microalgae in ponds. *Bioresour. Technol.* 102(1), 50-56. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.048>

Cervantes-Urieta, V. A., Pérez-Castro, D., Galeana-Parra, M. A., Ramírez-Fuentes, E., Trujillo-Tapia, M. N., 2020. Cultivo y composición bioquímica de diatomeas marinas (Bacillariophyta) de la Bahía de Santa Lucía, Acapulco, México. *Gayana Bot.* 77(1), 11-22. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432020000100011>

Chiriví-Salomón, J. S., García-Huérffano, S., Giraldo, I. A., 2024. Bioprospecting Microalgae: A Systematic Review of Current Trends. *Phycology.* 4(3), 508-532. <https://doi.org/10.3390/phycolgy4030028>

Contreras-Sillero, M., Pacheco-Vega, J., Cadena-Roa, M., Contreras-Chavarría, J., Rangel-Dávalos, C., Valdez-González, F., González-Hermoso, J., 2019. Evaluation of growth and bromatological composition of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed different native microalgae from the Gulf of California. *Rev. Bio.* 6: e509. <https://doi.org/10.15741/revbio.06.e509>

Del Mondo, A., Smerilli, A., Sané, E., Sansone, C., Brunet, C., 2020. Challenging microalgal vitamins for human health. *Microb. cell fact.* 19, 1-23. <https://doi.org/10.1186/s12934-020-01459-1>

Guillard, R.R.L., 1975. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: Smith, W.L., Chanley, M.H., (Eds), *Cultures of Marine Invertebrate Animals*, Plenum Press. New York, USA, pp. 29–60.

Guiry, M., Guiry, G., 2024. *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, University of Galway.

Hernández-Pérez, A., Labbé, J. I., 2014. Microalgas, cultivo y beneficios. *Rev Biol Mar Oceanogr.* 49(2), 157-173. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>

Jamali, H., Ahmadifard, N., Abdollahi, D., 2015. Evaluation of growth, survival and body composition of larval white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) fed the combination of three types of algae. *Int. Aquat. Res.* 7, 115-122. <https://doi.org/10.1007/s40071-015-0095-9>

Morales, M., Aflalo, C., Bernard, O., 2021. Microalgal lipids: A review of lipids potential and quantification for 95 phytoplankton species. *Biom Bioener.* 150, 106108. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2021.106108>

Moreno-Ruíz, J., Licea, S., Santoyo, H., 1996. *Diatomeas del golfo de California* Universidad Autónoma de Baja California Sur, México.

R Core Team, P., 2023. *RStudio: Integrated development environment for R*. Boston, MA: Posit Software, PBC.

Ras, M., Steyer, J.-P., Bernard, O., 2013. Temperature effect on microalgae: a crucial factor for outdoor production. *Rev. Environ. Sci. Biotechnol.* 12(2), 153-164. <https://doi.org/10.1007/s11157-013-9310-6>

Roy, S. S., Pal, R., 2015. Microalgae in aquaculture: a review with special references to nutritional value and fish dietetics. In: *Proceedings of the Zoological Society*, Springer. India, pp. 1-8. <https://doi.org/10.1007/s12595-013-0089-9>

Salvucci, M. E., Crafts-Brandner, S. J., 2004. Inhibition of photosynthesis by heat stress: the activation state of Rubisco as a limiting factor in photosynthesis. *Physiol. Plant.* 120(2), 179-186. <https://doi.org/10.1111/j.0031-9317.2004.0173.x>

Siddiki, S. Y. A., Mofijur, M., Kumar, P. S., Ahmed, S. F., Inayat, A., Kusumo, F., Badruddin, I. A., Khan, T. Y., Nghiem, L., Ong, H. C., 2022. Microalgae biomass as a sustainable source for biofuel, biochemical and biobased value-added products: An integrated biorefinery concept. *Fuel.* 307, 121782. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2021.121782>

Song, M., Pei, H., Hu, W., Zhang, S., Ma, G., Han, L., Ji, Y., 2014. Identification and characterization of a freshwater microalga *Scenedesmus* SDEC-8 for nutrient removal and biodiesel production. *Bioresour. Technol.* 162, 129-135. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.03.135>

Stirk, W. A., van Staden, J., 2022. Bioprospecting for bioactive compounds in microalgae: Antimicrobial compounds. *Biotechnol. Adv.* 59, 107977. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2022.107977>

Vega, B. O. A., Voltolina, D., 2007. Concentración, recuento celular y tasa de crecimiento. CIBNOR, México.

Velázquez-Sánchez, I.G., Tovar-Juárez, E., Estrada-Santos, Y., Negrete-Moreno, P.M., Herrera-Valencia, V.A., Peraza-Echeverria, S., Teco-Bravo, J.I. 2023. Remoción de nitrógeno y fósforo acoplada a la fijación de CO₂ de dos microalgas verdes, *Chlorella* sp. y *Quadrigula* sp., nativas de la costa de Chiapas, México. *Mex. J. Biotechnol.* 8(4), 68-89. <https://doi.org/10.29267/mxjb.2023.8.4.68>

Wang, M., Ye, X., Bi, H., Shen, Z., 2024. Microalgae biofuels: illuminating the path to a sustainable future amidst challenges and opportunities. *Biotechnol. biofuels bioprod.* 17(1), 10. <https://doi.org/10.1186/s13068-024-02461-0>

Williamson, E., Ross, I. L., Wall, B. T., Hankamer, B., 2024. Microalgae: Potential novel protein for sustainable human nutrition. *Trends Plant Sci.* 29(3), 370-382. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2023.08.006>

You, J., Mallery, K., Mashek, D. G., Sanders, M., Hong, J., Hondzo, M., 2020. Microalgal swimming signatures and neutral lipids production across growth phases. *Biotechnol. Bioeng.* 117(4), 970-980. <https://doi.org/10.1002/bit.27271>