

# Efecto de un fertilizante agrícola en el crecimiento de esporofitos de Chondracanthus chamissoi a partir de un cultivo de carpósporas en condiciones de laboratorio

Effect of an agricultural fertilizer on the growth of Chondracanthus chamissoi sporophytes from a carpospore culture under laboratory conditions

María-Lourdes Avalos<sup>1</sup>, Paul Baltazar-Guerrero<sup>1,2</sup>, Max Castañeda-Franco<sup>2</sup> y Samuel Arbaiza-Quispe<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Carrera de Biología Marina e Ingeniería Acuícola, Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas, Universidad Científica del Sur, Lima 15067, Perú <sup>2</sup>Grupo de Investigación en Acuicultura Sostenible (GIAS), Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA), Dirección General de Investigación, Desarrollo e Innovación, Universidad Científica del Sur. Lima 15067, Perú

\*Autor corresponsal: pbaltazar@cientifica.edu.pe

Abstract.- Chondracanthus chamissoi is a red alga whose commercial value has increased in recent years, as has its exploitation. In consequence, it is important to promote its cultivation as an alternative to the extraction from its natural habitat. Therefore, it is necessary to look for options that reduce costs and facilitate cultivation. Regarding the supply of nutrients, it has been proven that some agricultural fertilizers can be as efficient as analytical grade inorganic salts; moreover, they are profitable for algae cultivation in laboratory. The purpose of this study was to evaluate growth of C. chamissoi with different concentrations of an agricultural fertilizer (Bayfolan®) as a source of nutrients. The concentrations evaluated were 0.025, 0.05, 0.1, 0.2 and 0.4 mL L<sup>-1</sup>, plus one control (seawater without added nutrients). Significant differences were obtained in the growth rate of microthalli, where the highest growth was observed at the concentration of 0.2 mL L<sup>-1</sup> with a growth rate of 7.56% day<sup>-1</sup>; in contrast, incipient growth and high mortality were obtained in the control and at the concentration of 0.4 mL L-1. The results suggest that Bayfolan® is a good source of nutrients in early stages of C. chamissoi; however, high concentrations can inhibit its growth.

Key words: Carpospores, microthalli, Chondracanthus chamissoi, growth, agricultural fertilizer

Resumen.- Chondracanthus chamissoi es un alga roja cuyo valor comercial ha incrementado en los últimos años, al igual que su explotación. Debido a esto, es importante promover su cultivo como alternativa a la extracción de praderas naturales. Por ello es necesario contar con opciones que reduzcan los costos y faciliten el cultivo. Con respecto al suministro de nutrientes, las sales inorgánicas de grado analítico han sido comúnmente empleadas en el cultivo; sin embargo, se ha probado que algunos fertilizantes agrícolas pueden ser igualmente eficientes y resultan económicamente rentables para el cultivo de algas en laboratorio. La finalidad de este estudio fue evaluar el crecimiento de C. chamissoi con distintas concentraciones de un fertilizante agrícola (Bayfolan®) como fuente de nutrientes. Las concentraciones evaluadas fueron: 0,025; 0,05; 0,1; 0,2 y 0,4 mL L<sup>-1</sup>, más un control (agua de mar sin adición de nutrientes). Se obtuvieron diferencias significativas en la tasa de crecimiento de los microtalos, en donde el mayor crecimiento en la concentración fue de 0,2 mL L<sup>-1</sup> con una tasa de crecimiento igual a 7,56% día<sup>-1</sup>; por el contrario, se obtuvo un crecimiento incipiente y alta mortalidad en el control y en la concentración de 0,4 mL L-1. Los resultados sugieren que Bayfolan® es una buena fuente de nutrientes en estadios tempranos de C. chamissoi; sin embargo, altas concentraciones pueden inhibir su crecimiento.

Palabras clave: Carpósporas, microtalos, Chondracanthus chamissoi, crecimiento, fertilizante agrícola

## Introducción

Chondracanthus chamissoi (C. Agardh) Kützing es un alga perteneciente a la familia Gigartinaceae (Acleto 1986) distribuida a lo largo de las costas de Perú y Chile (Hoffmann & Santelices 1997, Calderón et al. 2010) y reportada en Corea, Japón y Francia (Yang et al. 2015). El valor comercial de esta especie se basa tanto en la alta demanda que posee para el consumo humano directo como en su uso como materia

prima para la obtención de ficocoloides como el carragenano (Acleto 1986, Bulboa et al. 2005, 2008; Arbaiza et al. 2019). Sin embargo, debido a esta creciente demanda, las poblaciones naturales de esta alga han comenzado a ser sobreexplotadas, por lo que, el cultivo resulta una alternativa importante para mantener la productividad de este recurso (Icochea 2008, Pariona & Gil-Kodaka 2011).

Se han realizado diversas investigaciones enfocadas en la viabilidad del cultivo de *C. chamissoi* y algunos de estos estudios han sido orientados en temas sobre la reproducción (Gonzalez & Meneses 1996, Vásquez & Alonso-Vega 2001, Macchiavello *et al.* 2003, Bulboa 2006), producción y cultivo (Bulboa 2006, Bulboa & Macchiavello 2006, Macchiavello *et al.* 2012, Cahui-Ccama 2018), crecimiento (Bulboa & Macchiavello 2001, Colque-Arce 2017, Castañeda *et al.* 2018, Arbaiza *et al.* 2019) y selección de cepas (Bulboa *et al.* 2007, 2008). En cuanto al cultivo a partir de esporas, diversas investigaciones indican que puede ser un método efectivo debido a la alta productividad generada (Alveal *et al.* 1995, Arbaiza *et al.* 2019), no es necesaria una gran cantidad de organismos reproductivos y la ventaja que es un cultivo con alta variabilidad genética (Bulboa *et al.* 2019).

Durante la etapa inicial de este método de cultivo, se deben mantener las condiciones adecuadas para poder garantizar un crecimiento eficiente (Werlinger et al. 2008); esta puede tener una duración de 2 a 5 meses (Bulboa et al. 2019). Entre los factores principales que afectan el cultivo de C. chamissoi se encuentra la disponibilidad de nutrientes (Bulboa 2006, Barsanti & Gualtieri 2014), que son fundamentales para el crecimiento del alga en laboratorio en constante adición en transición a un desarrollo adecuado para sembrar en el mar (Werlinger et al. 2008). Las algas requieren una gran variedad de nutrientes para crecer, siendo el nitrógeno y el fósforo los más importantes, dado que limitan el crecimiento y desarrollo de estas (Harrison & Hurd 2001). En un sistema de cultivo cerrado es necesaria la adición de estos nutrientes especialmente en etapas críticas donde se forman las estructuras de fijación (Colque-Arce 2017). Debido a esto, se han generado distintos modelos basados en *Ulva* sp. para determinar tasas adecuadas de renovación del agua y medios de cultivo (Hayashi et al. 2020).

Sin embargo, la adición de nutrientes empleando sales inorgánicas de grado analítico para la preparación de medios de cultivo puede generar altos costos durante la etapa de cultivo en laboratorio (Pacheco-Ruíz et al. 2004). Cabe resaltar que la reducción de costos en este tipo de cultivo es importante para hacer a esta práctica sustentable, sobre todo para que pueda convertirse en un negocio atractivo para las comunidades de pescadores artesanales que extraen este recurso y no poseen un presupuesto muy elevado (Macaya 2001). Como consecuencia, se han realizado estudios para probar la eficiencia de los fertilizantes como fuente alternativa de nutrientes para el cultivo de distintas algas (Waite & Mitchell 1972, Gonzalez-Rodriguez & Maestrini 1984, Ogawa & Fujita 1997, Valenzuela-Espinoza et al. 2005, Piña et al. 2011), incluyendo algas rojas (Rui et al. 1990, Pacheco-Ruíz et al. 2004, Werlinger et al. 2008, Ávila et al. 2014, Arbaiza et al. 2019).

Las algas tienen distintos requerimientos nutricionales dependiendo del grupo e incluso especie. Esto se debe a la heterogeneidad de este grupo, lo que dificulta la generalización (Lobban & Harrison 1994). Asimismo, la absorción de nutrientes está afectada por factores fisiológicos y biológicos, tipo de tejido, etapa de la historia de vida, edad, relación superficie/volumen del talo y morfología (Harrison & Hurd 2001).

Entre los fertilizantes que han sido utilizados se encuentra Bayfolan® (Bayer) con el cual se han obtenido resultados óptimos en el crecimiento, a una concentración de 0,1 mL L-1, en el cultivo a partir de tetrásporas de Gigartina skottsbergii (Mansilla et al. 2008) y el cultivo vegetativo de C. chamissoi (Colque-Arce 2017). En cuanto al cultivo a partir de carpósporas de C. chamissoi, no se han realizado investigaciones sobre la eficiencia de este fertilizante. Por tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de distintas concentraciones de Bayfolan® en el crecimiento de esporofitos de C. chamissoi procedentes de un cultivo a partir de carpósporas y así demostrar su potencial para reemplazar los compuestos que se utilizan en los medios de cultivo para poder reducir los costos generados en la etapa de cultivo en laboratorio sin afectar el crecimiento y supervivencia de los individuos.

## **M**ATERIALES Y MÉTODOS

#### **O**BTENCIÓN Y LIMPIEZA DE MUESTRAS

Las frondas de Chondracanthus chamissoi fueron colectadas en abril 2019 por recolectores autorizados de la Cooperativa de Trabajadores Pesqueros Artesanales Algas Marinas (COTRAPALMAR) de la zona submareal de playa Mendieta (Pisco, Perú). La recolección se realizó de forma manual mediante buceo autónomo a 4 m de profundidad en el submareal rocoso. El material biológico fue transportado en contenedores térmicos aislados hacia el Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA) de la Universidad Científica del Sur, ubicado en el distrito de San Andrés, Pisco, Perú. Los individuos cistocárpicos fueron seleccionados y sometidos a un proceso de limpieza para eliminar los epibiontes. Este consistió en una secuencia de lavado con una solución de agua dulce e hipoclorito de sodio (1 mL L<sup>-1</sup>), seguido finalmente por un enjuague en agua de mar para eliminar cualquier rastro de agua dulce. A continuación, se realizó una limpieza manual para remover las impurezas y epibiontes que quedaran sobre el alga (Macchiavello et al. 2012, Castañeda et al. 2018).

#### OBTENCIÓN DE LA SOLUCIÓN DE CARPÓSPORAS

Para inducir la liberación de carpósporas, las frondas de *C. chamissoi* fueron sometidas a estrés por desecación colocando el alga en paños de malla a temperatura ambiente y bajo sombra por un periodo de 5 h (Ávila *et al.* 2011). Al término de este tiempo, el material biológico fue dividido en 10 grupos de 100 gramos y fueron colocados en matraces con 1 L de agua de mar con abundante aireación durante 2 h para que ocurra la liberación de carpósporas. Al finalizar el tiempo, se realizó el conteo de esporas con una cámara Sedgewick Rafter en un microscopio Leica® DM500, obteniendo una densidad de 19 x 10<sup>6</sup> esporas L-¹. El agua de mar utilizada fue esterilizada con hipoclorito de sodio según la metodología señalada por (Kawachi & Noël 2005) y filtrada a 1 μm.

#### INOCULACIÓN Y ASENTAMIENTO DE CARPÓSPORAS

Una vez obtenida la solución de carpósporas, 300 mL (5.7 x  $10^6 \text{ esporas L}^{-1}$ ) se colocaron en envases de propileno de 1 L a los cuales previamente se les añadió 500 mL de agua de mar y bastidores como sustrato de fijación ( $42 \text{ cm}^2$ ) con cuerdas de nylon de 0.2 cm de diámetro. Durante las primeras 36 h no se añadió aireación y se mantuvo una baja irradiancia ( $4 \text{ µmol m}^2\text{s}^{-1}$ ) con el fin de asegurar el proceso de asentamiento. A continuación, se recambia el total del agua en cada unidad experimental sin añadir nutrientes durante la primera semana (Macaya 2001).

## DISEÑO EXPERIMENTAL

El fertilizante que se empleó fue Bayfolan® Nutriente Foliar Líquido 11-8-6 (N-P-K) de Bayer®, el cual está compuesto por tres macronutrientes: nitrógeno (N total= 11 g L-¹), fósforo ( $P_2O_5$ = 8 g L-¹) y potasio ( $K_2O$ = 6 g L-¹); además, contiene micronutrientes como hierro (Fe= 190 mg L-¹), manganeso (Mn= 162 mg L-¹), cobre (Cu= 81 mg L-¹), zinc (Zn= 61 mg L-¹), vitaminas y hormonas (4 ppm), entre otros.

Se evaluaron 5 concentraciones (0,025; 0,05; 0,1; 0,2 y 0,4 mL L<sup>-1</sup>) de Bayfolan<sup>®</sup> y un control (sin fertilizante) con 4 réplicas cada uno. Las concentraciones fueron diluciones seleccionadas en base a la concentración determinada por Mansilla *et al.* (2008) de 0,1 mL L<sup>-1</sup> para Bayfolan<sup>®</sup>. Luego de añadido el fertilizante a una semana de cultivo, las unidades experimentales fueron cubiertas con plástico film y ubicadas aleatoriamente para evitar la influencia de factores ambientales externos al sistema de cultivo.

El cultivo tuvo una duración de 8 semanas (56 días) y se llevó a cabo dentro de un ambiente controlado en laboratorio. Semanalmente se realizaron recambios de agua del  $100\%\ y$  los parámetros fisicoquímicos de cada unidad experimental

se mantuvieron en condiciones constantes a una temperatura de 18,28  $\pm$  1,3 °C, salinidad de 35,59  $\pm$  0,82 y pH de 7,94  $\pm$  0,2. Se utilizó una fuente de luz artificial a 15  $\mu$ mol m<sup>-2</sup>s<sup>-1</sup> con un fotoperiodo de igual proporción (12:12 L:O).

#### EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA

Las evaluaciones del crecimiento y supervivencia se realizaron semanalmente. En el caso de la supervivencia, esta se midió en base al número de microtalos, para lo cual se realizaron 5 conteos sobre el bastidor de cada unidad experimental con ayuda de un marco de 0,25 cm² (Macaya 2001, Arbaiza *et al.* 2019). El crecimiento longitudinal de microtalos (µm) se evaluó con el análisis de fotografías obtenidas desde el estereoscopio Leica® EZ4 E y procesadas mediante el programa Leica® LAS EZ 3.4.0. Se midió la longitud (µm) a 20 microtalos por unidad experimental. Con los datos obtenidos sobre el número de microtalos de cada unidad experimental se obtuvo la densidad (microtalos cm²) (Macaya 2001). Por otra parte, se pudo obtener la tasa de crecimiento específica (TCE, % día¹), para lo cual se empleó la siguiente fórmula utilizada por Bulboa (2006):

$$TCE(\% dia^{-1}) = \frac{\ln(L_f) - \ln(L_i)}{t} \times 100$$

Dónde,  $L_i$  es la longitud inicial en la segunda semana,  $L_f$  es la longitud final en la octava semana y t es el tiempo transcurrido en días.

#### Análisis estadístico

Los datos compilados en el programa de Excel fueron procesados en el programa RStudio (RStudio, PBC)1. Para determinar si había una distribución normal y homogeneidad de varianzas se utilizaron las pruebas de Shapiro-Wilk y de Bartlett, respectivamente. En el caso de la tasa de crecimiento de la longitud de los microtalos, al cumplirse lo anterior, se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) para determinar si existían diferencias significativas entre las concentraciones (P < 0.05); y posteriormente, la prueba de Tukey (P < 0.05). Por otra parte, para evaluación de la longitud final de los microtalos se obtuvo el promedio por unidad experimental, al no presentar una distribución normal se realizó la conversión al logaritmo común (log10); a continuación, se procedió a aplicar la prueba ANDEVA y Tukey (P < 0.05). En cuanto al porcentaje de supervivencia final, al no presentar una distribución normal, se realizó la prueba no paramétrica Kruskal Wallis (P < 0.05), y finalmente se realizó la comparación entre tratamientos con la prueba U de Mann-Whitney.

<sup>&</sup>lt;a href="https://www.rstudio.com">https://www.rstudio.com</a>

### RESULTADOS

#### LONGITUD DE MICROTALOS

En la segunda semana todos los tratamientos presentaron una longitud similar, siendo el control el que presentó la longitud más baja (34,56  $\pm$  7,73  $\mu$ m). Para la cuarta semana, en el control se observó que los microtalos cesaron su crecimiento (50,5  $\pm$  12,99  $\mu$ m) alcanzando una longitud final de 57,1  $\pm$  12,9  $\mu$ m (Figs. 1 y 2a), obteniendo la tasa de crecimiento más baja (1,22  $\pm$  0,45% día-¹, P < 0,001). Por otra parte, se observó que las concentraciones de 0,025; 0,05; 0,1 y 0,2 mL L-¹, mostraron un crecimiento similar hasta la sexta semana, en donde 0,1 y 0,2 mL L-¹ presentaron un mayor crecimiento. Por el contrario, la concentración de 0,4 mL L-¹ mostró un crecimiento desacelerado y menor que los

anteriores. Finalmente, en el tratamiento a 0,2 mL L<sup>-1</sup> se obtuvo la mayor longitud (1296,57 ± 370,8 µm, P < 0,003) y tasa de crecimiento (7,56 ± 0,78% día<sup>-1</sup>, P = 0,03). Además, se observó que entre las concentraciones 0,1 y 0,05 mL L<sup>-1</sup> no se evidenciaron diferencias significativas en la TCE obtenida (P = 0,39), al igual que entre 0,05 y 0,025 mL L<sup>-1</sup> (P = 0,6). Por último, para la concentración más alta (0,4 mL L<sup>-1</sup>) se obtuvo una longitud final de 150,8 ± 29,6 µm y una TCE de 2,61 ± 0,23% día<sup>-1</sup>, siendo estos los menores valores obtenidos después del control (P = 0,03). Cabe resaltar que en todas las unidades experimentales se observó la presencia de Ulva sp. (Fig. 2c y d) y diatomeas (Fig. 2a-e), si bien esta clorofita tuvo un crecimiento más acelerado que Chondracanthus chamissoi, no fue así en cuanto a la abundancia.

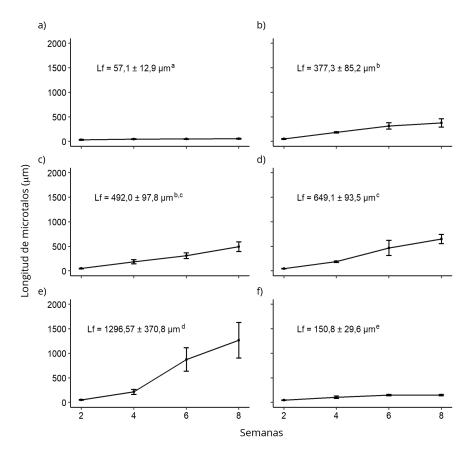


Figura 1. Longitud (μm) de los microtalos durante 8 semanas (56 días) bajo diferentes concentraciones de Bayfolan®. a) Control, b) 0,025 mL L¹, c) 0,05 mL L¹, d) 0,1 mL L¹, e) 0,2 mL L¹ y f) 0,4 mL L¹). Los datos están presentados en promedio y desviación estándar por unidad experimental según el tratamiento (n= 4). Las letras en superíndice de las ecuaciones representan las diferencias significativas en la longitud final según la prueba Tukey / Length (μm) of microthalli for 8 weeks (56 days) under different concentrations of Bayfolan®. a) Control, b) 0.025 mL L¹, c) 0.05 mL L¹, d) 0.1 mL L¹, e) 0.2 mL L¹ and f) 0.4 mL L¹). The data are presented as mean and standard deviation per experimental unit according to the treatment (n= 4). The letters represent significant differences in the final length according to the Tukey test

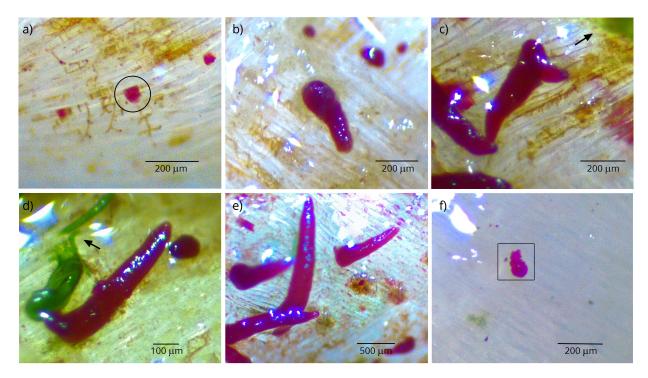


Figura 2. *Chondracanthus chamissoi*. Longitud final alcanzada en la semana 8 (56 días) de los microtalos en los tratamientos: a) Control, se muestra decoloración (círculo); b-f) crecimiento microtalos bajo diferentes concentraciones de fertilizante agrícola (Bayfolan®), 0,025 mL L<sup>-1</sup> (b), 0,05 mL L<sup>-1</sup> (c), 0,1 mL L<sup>-1</sup> (d), 0,2 mL L<sup>-1</sup> (e) y 0,4 mL L<sup>-1</sup> (f). Presencia de *Ulva* sp. (flechas) y mostrando necrosis (cuadrado) / *Chondracanthus chamissoi*. Final microthallus length reached at week 8 (56 days) in the treatments a) Control, discoloration is shown (circle); b-f) microthalli growth under different concentrations of agricultural fertilizer (Bayfolan®), 0.025 mL L<sup>-1</sup> (b), 0.05 mL L<sup>-1</sup>(c), 0.1 mL L<sup>-1</sup>(d), 0.2 mL L<sup>-1</sup> (e) and 0.4 mL L<sup>-1</sup> (f). *Ulva* sp. Present (arrows) and showing necrosis (square)

## SUPERVIVENCIA

Se evaluó el asentamiento de las carpósporas y se verificó estadísticamente mediante la prueba ANDEVA (P > 0.05) que no existieran diferencias entre las unidades experimentales, obteniéndose un promedio de 455 ± 69 esporas cm<sup>-2</sup> en los sistemas de cultivo instalados. En la segunda semana, se pudo observar una disminución en el número de individuos en todas las concentraciones, siendo la mayor concentración (0,4 mL L-1) la que tuvo un menor porcentaje en esta medición (Fig. 3). Posteriormente, se observó una ligera disminución en la densidad de microtalos en las concentraciones de 0,025 a 0,2 mL L<sup>-1</sup>. Por otra parte, en el control disminuyó drásticamente la supervivencia en la tercera semana; además, se observó la presencia de decoloración y necrosis en los microtalos (Fig. 2a). En la concentración de 0,4 mL L<sup>-1</sup> la presencia de microtalos disminuyó progresivamente y se observó necrosis en los microtalos (Fig. 2f). En el control y la concentración 0,4 mL L<sup>-1</sup> se obtuvo la menor supervivencia, alcanzando un porcentaje final de 1,25% (6 ± 5 microtalos cm<sup>-2</sup>) y 7,63%  $(35 \pm 6 \text{ microtalos cm}^{-2})$ , respectivamente (P = 0,029, Tabla 1). Asimismo, se observó que la supervivencia fue similar entre las concentraciones de 0,025; 0,05; 0,1 y 0,2 mL L-1 (P = 0,34, Tabla 1).

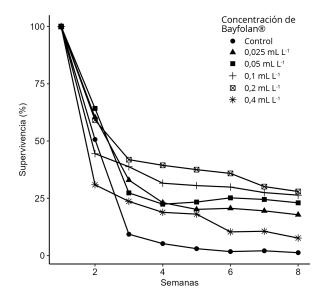


Figura 3. Variación de la supervivencia (%) de los microtalos de *C. chamissoi* según los diferentes tratamientos a lo largo de un cultivo de 8 semanas (56 días) / Variation in survival (%) of *C. chamissoi* microthalli according to the different treatments over an 8-week culture (56 days)

Tabla 1. Tasa de crecimiento específica y porcentaje de supervivencia final de microtalos de *C. chamissoi* bajo distintas concentraciones de Bayfolan\*/ Specific growth rate and final survival rate of *C. chamissoi* microthalli under different Bayfolan\* concentrations

Tratamiento	Tasa de crecimiento específica (% día <sup>-1</sup> )	Porcentaje de supervivencia final (%) (microtalos cm <sup>-2</sup> )
Control	$1,22 \pm 0,45^{a}$	$1,25 \pm 0,86^{\mathrm{a}}$ (6 \pm 5)
0,025 mL L <sup>-1</sup>	$4,79\pm0,76^b$	$17,81 \pm 11,6^{b, c}$ $(71 \pm 36)$
0,05 mL L <sup>-1</sup>	$5,44 \pm 0,61^{b, c}$	$23,02 \pm 0,83^{c}$ (110 ± 6)
0,1 mL L <sup>-1</sup>	$6,23 \pm 0,37^{c}$	$26,36 \pm 7,47^{c}$ (111 ± 25)
0,2 mL L <sup>-1</sup>	$7,\!56\pm0,\!78^d$	$27,97 \pm 5,48^{\circ}$ (124 ± 25)
0,4 mL L <sup>-1</sup>	$2,61 \pm 0,23^{e}$	$7,63 \pm 1,43^{\text{b}}$ $(35 \pm 6)$

a, b, c, d Representan las diferencias significativas entre los tratamientos según las pruebas de Tukey (Tasa específica de crecimiento) y U de Mann-Whitney (Porcentaje de supervivencia final)

## **D**ISCUSIÓN

La falta de una fuente adicional de nutrientes en el control causó el bajo crecimiento y supervivencia. Esto concuerda con lo observado en el trabajo de Mansilla et al. (2008) en el cultivo a partir tetrásporas de Gigartina skottsbergii, donde el control (sin adición de nutrientes) tuvo una de las tasas de crecimiento más bajas en comparación con los demás fertilizantes agrícolas, entre ellos Bayfolan<sup>®</sup>. Paralelamente, en el tratamiento control se observó decoloración y necrosis en los talos. Esto es similar a lo ocurrido en el trabajo de Colque-Arce (2017), donde se observaron las mismas características y el posterior desprendimiento de los talos de Chondracanthus chamissoi; En los resultados de Pacheco-Ruíz et al. (2004), los talos de C. squarrulosus se tornaron de color amarillo y se fragmentaron. La similitud obtenida en los experimentos puede ser atribuida a que los cultivos cerrados se realizaron con recambios semanales. Esto indicaría que el agua de mar bajo estas condiciones no satisface los requerimientos nutricionales de las algas, a diferencia del medio natural o de un flujo continuo de agua.

En la evolución del crecimiento de los microtalos se observó que no hay una diferencia significativa en el crecimiento entre las concentraciones hasta la sexta semana, esto indicaría que los microtalos durante las primeras semanas asimilan una cantidad de nutrientes limitada. Esto puede deberse a las estructuras de reserva que contienen las carpósporas al momento de ser liberadas, las cuales disminuyen con el tiempo por lo que hay un mayor requerimiento de consumo de nutrientes (Clayton 1992).

La concentración de 0,2 mL L<sup>-1</sup> tuvo el mayor crecimiento de esporofitos. Esto difiere con lo hallado por Colque-Arce (2017), quien obtuvo en esta concentración de Bayfolan® un menor crecimiento a comparación de la concentración 0,1 mL L-1 en el cultivo vegetativo de C. chamissoi. Esta discrepancia con los resultados obtenidos por Colque-Arce (2017) se explicaría porque se evaluaron distintas etapas del ciclo de vida, lo cual influyó en la absorción de nutrientes (Harrison & Hurd 2001). Las germinaciones requieren de una mayor absorción de nitrógeno en comparación de frondas ya desarrolladas, ya que estas tienen tejido de almacenamiento que no absorbe activamente el nitrógeno (Thomas et al. 1985). Lobban & Harrison (1994) mencionan que el tejido de las germinaciones, al ser metabólicamente activo, requiere tanto del nitrato como del amonio, por lo que se estaría aprovechando tanto el nitrógeno amoniacal como nítrico contenido en el Bayfolan®. Este alto requerimiento de nitrógeno por parte de las germinaciones explica las diferencias encontradas en el crecimiento entre la concentración 0,2 mL L-1 y las concentraciones 0,1, 0,05 y 0,025 mL L<sup>-1</sup>, en donde se observó que conforme aumenta la concentración del fertilizante, mayor es el crecimiento de los microtalos  $(0.025 < 0.05 < 0.1 < 0.2 \text{ mL L}^{-1})$ .

Por otra parte, Arbaiza *et al.* (2019) realizaron el cultivo de *C. chamissoi* a partir de carpósporas con frondas provenientes de tres playas de la costa peruana; obteniendo para el caso de Playa Mendieta una longitud final de microtalos de 447,6 µm en un período de 122 días, muy distinto a lo obtenido en el presente trabajo, que en un periodo de 56 días se obtuvieron mayores crecimientos en las diversas concentraciones evaluadas. Esto se podría deber a que Arbaiza *et al.* (2019) emplearon el nutriente foliar BestGarden®, cuyas concentraciones de compuestos son diferentes a las de Bayfolan®.

En el caso de la concentración 0,4 mL L-1, se obtuvo la segunda menor tasa de crecimiento de microtalos (2,93% día<sup>-1</sup>). Teniendo en cuenta que la concentración de nitrógeno en Bayfolan® fue de 11 g L<sup>-1</sup>, pudo ocurrir que esta concentración elevada hubiese causado una inhibición en el crecimiento de los esporofitos. Esto concuerda con lo encontrado por DeBoer et al. (1978), en donde la tasa de crecimiento de Gracilaria foliifera no aumentó significativamente a altas concentraciones de nitrógeno; lo mismo ocurrió con Neoagardhiella baileyi. Asimismo, en el trabajo de Love (2018) con Chondracanthus teedei, en donde se empleó una concentración de amonio 1 mM, se obtuvo una alta concentración de nitrógeno en el tejido y una baja tasa de crecimiento, por lo que se concluyó que esta concentración de amonio podría resultar tóxica. Lo mismo se observó en Kappaphycus alvarezii donde la alta concentración de amonio

produjo un efecto negativo en el crecimiento de esta alga (Rui *et al.* 1990). Esto se podría deber a que la alta concentración de nitrógeno causaría un aumento en la concentración del amonio intracelular, generando la necesidad de una mayor disponibilidad de esqueleto de carbono para la asimilación de nitrógeno (Turpin 1991). Este aumento de amonio intracelular origina su acumulación en el citoplasma disminuyendo el pH interno, causando daño celular y particularmente produzca efectos fisiológicos negativos como el retardo en el crecimiento y muerte de las plántulas debido a la disminución de la actividad fotosintética (Martins & Yokoya 2010, Hong *et al.* 2021). Asimismo, esta acumulación está asociada a la degradación y lesiones visibles en la estructura de las plantas (Barker 1999), cuyos efectos fueron observados en los talos de *C. chamissoi* en la concentración 0,4 mL L-1.

Entre los micronutrientes que contiene Bayfolan® se encuentran el cobre (Cu) y el Zinc (Zn). Estos metales pesados son esenciales en la actividad de muchas enzimas y son parte de moléculas que tienen funciones importantes en el transporte de electrones fotosintético; sin embargo, también son tóxicos en altas concentraciones interactuando directamente en la membrana de los tilacoides en el cloroplasto (Raven et al. 1999, Szalontai et al. 1999). La alta concentración de estos metales en el tratamiento de 0,4 mL L<sup>-1</sup> puede haber influido, junto con la alta concentración de nitrógeno, en la baja tasa de crecimiento y necrosis. Este efecto negativo también ha sido evidenciado en Gelidium floridanum, donde se observó que el daño al aparato fotosintético puede causar decoloración y necrosis (dos Santos et al. 2014); asimismo, Schmidt et al. (2015) mencionan que la interacción con el cobre puede causar graves daños a nivel de la organización interna del cloroplasto y pared celular en Pterocladiella capillacea. Por otra parte, el cobre puede ocasionar una reducción; e incluso inhibición, en la tasa de crecimiento de las algas como en Gracilariopsis longissima (Brown & Newman 2003). Además, el Cu<sup>2+</sup>, por su efecto tóxico en la fotosíntesis, causa estrés oxidativo mediante el aumento de la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS, por sus siglas en inglés de Reactive Oxygen Species) (Pinto et al. 2003).

En cuanto a la supervivencia, es importante mencionar que en esta etapa de desarrollo algal existe una alta tasa de mortalidad (Maggs & Callow 2003). En el cultivo de *C. chamissoi*, existen diferentes trabajos en donde también se obtuvieron bajas densidades de microtalos como se evidencia en el trabajo de Arbaiza *et al.* (2019) y Bulboa (2006); 49 y 44 microtalos cm<sup>-2</sup>, respectivamente. Sin embargo, la supervivencia presentada en este trabajo fue mayor (en concentraciones de 0,025; 0,05; 0,1 y 0,2 mL L<sup>-1</sup>). Esto se puede deber al tipo de sustrato, ya que, a diferencia de Arbaiza *et al.* (2019) y Bulboa (2006) que utilizaron cuerdas de polipropileno, en esta investigación se utilizaron cuerdas

de nylon que tienen la característica de ser porosas y permitir el ingreso de carpósporas. Por otra parte, no se observaron diferencias significativas entre las concentraciones de 0,025; 0,05; 0,1 y 0,2 mL L<sup>-1</sup>, por lo que no hay una relación entre la concentración del fertilizante y la densidad de microtalos. Esto indica que la disminución de la densidad de microtalos en estas concentraciones se debió al desprendimiento de estos y no a una mortalidad propiamente dicha. Esto ocurre por el mal asentamiento de carpósporas ocasionando discos con un mal desarrollo que no son lo suficientemente fuertes para soportar el peso de los esporofitos al aumentar en tamaño (Bulboa 2006). Entre otros factores que pueden ocasionar el desprendimiento de los microtalos están las interacciones bióticas como la competencia por el sustrato con las diatomeas que también estuvieron presentes en este trabajo y pudieron ocasionar el mal asentamiento de las carpósporas.

Por otra parte, en este experimento se observó la presencia de *Ulva* sp., una de las epífitas más comunes que ocasionan competencia por nutrientes y sustrato en cultivo (Buschmann & Gómez 1993, Fletcher 1995, Vásquez & Alonso-Vega 2001). Además, según Dawes *et al.* (2000) esta alga es difícil de remover de algunas algas rojas debido a que los zooides penetran en la cubierta y la pared externa de la capa celular epidérmica. Es posible que un fragmento de *Ulva* sp. al ser sometido al mismo estrés que los individuos cistocárpicos, liberó los zooides en la solución de esporas con un posterior asentamiento al sustrato artificial.

En la experimentación, fue inevitable la contaminación en el cultivo a pesar de las medidas preventivas (desinfección, cobertura con plástico film y manejo de luz y nutrientes). En cuanto al manejo de luz y nutrientes durante la primera semana de cultivo, estas se mantuvieron bajas para prevenir la proliferacion de microalgas y cianobacterias, teniendo en cuenta que los propágulos de algas rojas contienen estructuras de reserva (Pueschel 1979) y cloroplastos que van a proporcionar el medio para su supervivencia y crecimiento; por lo tanto, contarían con el potencial para suministrar su propia fuente de carbono orgánico y mantener una existencia independiente (Clayton 1992).

Existen otras medidas adicionales a tener en cuenta para prevenir la contaminación para futuros experimentos, tal como la manipulación de factores como la irradiancia y la calidad de la luz (Hansen 1983, Friedlander *et al.* 1991), la manipulación del régimen de nutrientes para reducir la frecuencia de adición y proporcionar nutrientes de noche (Fujita 1985, Fletcher 1995), ya que la tasa de absorción de nitrógeno de *Ulva* sp. (*Enteromorpha* sp.) aumenta con la luz (Harlin 1978). Por otra parte, el dióxido de germanio (GeO<sub>2</sub>) ha sido utilizado en el cultivo de *C. chamissoi* para evitar la presencia de diatomeas (Bulboa 2006), debido a su efecto inhibitorio en el asentamiento de estas (Pérez *et al.* 2018).

Por otra parte, en investigaciones futuras se podría considerar la evaluación de la concentración de los nutrientes en el tejido para obtener resultados más confiables sobre la tasa de absorción y asimilación de nutrientes del medio. Además, como estudio complementario se recomendaría hacer una evaluación del efecto de los metales pesados que contienen los fertilizantes y su acumulación en el tejido por un tiempo prolongado de exposición.

En conclusión, se pudo evidenciar el efecto de la concentración de nutrientes en el crecimiento de microtalos de Chondracanthus chamissoi donde el tratamiento de 0,2 mL L-1 fue la concentración más efectiva por presentar un mayor crecimiento con respecto a los demás tratamientos. Además, la ausencia de esta fuente de nutrientes y una alta concentración del fertilizante (0,4 mL L<sup>-1</sup>) presentaron efectos negativos en la TCE y supervivencia. Por otra parte, se debe considerar que la contaminación de Ulva sp. y diatomeas pudo tener un efecto sobre el crecimiento y supervivencia, debido a la competencia por nutrientes y espacio. Finalmente, se comprobó la efectividad del uso del fertilizante Bayfolan® en el cultivo de C. chamissoi a partir de carpósporas, demostrando que, dependiendo de la concentración, es posible un buen crecimiento y no afectaría la supervivencia, por lo que es una satisfactoria alternativa como fuente de nutrientes y; asimismo, considerar que este fertilizante comercial tiene una amplia disponibilidad y económicamente accesible.

#### **AGRADECIMIENTOS**

Estamos muy agradecidos al Programa Nacional de Desarrollo Tecnológico e Innovación (ProInnóvate), Convenio Nº 234-INNOVATEPERU-IAPIP-2017 "Desarrollo de un programa de producción de semilla y cultivo de *Chondracantus chamissoi* "yuyo" en la Bahía de Paracas, Pisco", y a la Universidad Científica del Sur (UCSUR Nº 060-2022-PRO99), quienes financiaron el proyecto y el presente trabajo de investigación; así mismo los autores agradecen a Felipe Abraham Sáez Rubio por la revisión, sus comentarios y sugerencias al manuscrito.

## LITERATURA CITADA

- Acleto C. 1986. Algunos aspectos biológicos de *Gigartina chamissoi* (C. Ag.) J. Agardh (Rhodophyta, Gigartinales). Revista de Ciencias 74(1): 38-47.
- **Alveal K, H Romo & C Werlinger. 1995.** Cultivo de *Gracilaria* a partir de esporas. En: Alveal K, ME Ferrario, EC Oliveira & E Sar (eds). Manual de métodos ficológicos, pp. 599-609. Universidad de Concepción, Concepción.
- **Arbaiza S, P Gil-Kodaka, N Arakaki & K Alveal. 2019.** Primeros estadios de cultivo a partir de carpósporas de *Chondracanthus chamissoi* de tres localidades de la costa peruana. Revista de Biología Marina y Oceanografía 54(2): 204-213.
- **Ávila M, MI Piel, JH Caceres & K Alveal. 2011.** Cultivation of the red alga *Chondracanthus chamissoi*: Sexual reproduction and seedling production in culture under controlled conditions. Journal of Applied Phycology 23(3): 529-536.

- **Ávila M, MI Piel & A Alcapan. 2014.** Indoor and outdoor culture of *Callophyllis variegata* (Bory) Kützing (Gigartinales, Rhodophyta) in southern Chile. Journal of Applied Phycology 26(2): 769-774.
- **Barker AV. 1999.** Foliar ammonium accumulation as an index of stress in plants. Communications in Soil Science and Plant Analysis 30(1/2): 167-174.
- Barsanti L & P Gualtieri. 2014. Algae: Anatomy, biochemistry, and biotechnology, 361 pp. CRC Press, Pisa.
- **Brown MT & JE Newman. 2003.** Physiological responses of *Gracilariopsis longissima* (S.G. Gmelin) Steentoft, L.M. Irvine and Farnham (Rhodophyceae) to sub-lethal copper concentrations. Aquatic Toxicology 64(2): 201-213. <a href="https://doi.org/10.1016/S0166-445X(03)00054-7">https://doi.org/10.1016/S0166-445X(03)00054-7</a>
- **Bulboa C. 2006**. Bases bio-tecnológicas para o cultivo de *Chondracanthus chamissoi*, uma alga vermelha de importância econômica da costa chilena. Tesis Doctorado en Ciencias, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 122 pp.
- **Bulboa C & J Macchiavello. 2001.** The effects of light and temperature on different phases of the life cycle in the carrageenan producing alga *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales). Botanica Marina 44(4): 371-374.
- **Bulboa C & J Macchiavello. 2006.** Cultivation of cystocarpic, tetrasporic and vegetative fronds of *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) on ropes at two localities in northern Chile. Investigaciones Marinas 34(1): 109-112.
- Bulboa C, J Macchiavello, E Oliveira & E Fonck. 2005. First attempt to cultivate the carrageenan-producing seaweed *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing (Rhodophyta; Gigartinales) in Northern Chile. Aquaculture Research 36(11): 1069-1074.
- Bulboa C, J Macchiavello, K Veliz, E Macaya & EC Oliveira. 2007. *In vitro* recruitment of *Ulva* sp. and *Enteromorpha* sp. on gametophytic and tetrasporophytic thalli of four populations of *Chondracanthus chamissoi* from Chile. Journal of Applied Phycology 19(3): 247-254.
- **Bulboa C, J Macchiavello, E Oliveira & K Véliz. 2008.** Growth rate differences between four Chilean populations of edible seaweed *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales). Aquaculture Research 39(14): 1550-1555.
- Bulboa C, IP Massad, L Contreras-Porcia, J Zapata, F Castañeda, ME Ramírez & P Gil-Kodaka. 2019. Concise review of genus *Chondracanthus* (Rhodophyta: Gigartinales). Journal of Applied Phycology 32: 773-785.
- **Buschmann AH & P Gómez. 1993**. Interaction mechanisms between *Gracilaria chilensis* (Rhodophyta) and epiphytes. Hydrobiologia 260(1): 345-351.
- Cahui-Ccama JM. 2018. Efecto del sustrato sobre el crecimiento y supervivencia de *Chondracanthus chamissoi* en cultivo en sistema suspendido en el litoral marino de Ilo. Tesis de Ingeniero Pesquero, Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera, Universidad Nacional de Moquegua, Ilo, 53 pp. <a href="https://repositorio.unam.edu.pe/handle/UNAM/87">https://repositorio.unam.edu.pe/handle/UNAM/87</a>
- **Calderón M, ME Ramírez & D Bustamante. 2010**. Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral peruano. Revista Peruana de Biología 17(1): 115-122.

- Castañeda M, S Arbaiza, F Diaz, Y Castillo, P Baltazar & O Advíncula. 2018. Evaluación del fotoperiodo en el asentamiento de tetraesporas de *Chondracanthus chamissoi* sobre cuerdas de polipropileno en condiciones semicontroladas de laboratorio. Anales Científicos 79(2): 459-465.
- Clayton M. 1992. Propagules of marine macroalgae: Structure and development. British Phycological Journal 27: 219-232.
- Colque-Arce LM. 2017. Evaluación del crecimiento de cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), utilizando fertilizante comercial bayfolan y medio guillard f/2, en condiciones de laboratorio en el Centro Acuicultura Morro Sama de FONDEPES. Tesis de Ingeniero Pesquero, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, Tacna, 103 pp. <a href="http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/1861">http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/1861</a>
- **Dawes CJ, BW Teasdale & M Friedlander. 2000**. Cell wall structure of the agarophytes *Gracilaria tikvahiae* and *G. cornea* (Rhodophyta) and penetration by the epiphyte *Ulva lactuca* (Chlorophyta). Journal of Applied Phycology 12(6): 567-575.
- **DeBoer JA, HJ Guigli, TL Israel & CF D'Elia. 1978.** Nutritional studies of two red algae. I. Growth rate as a function of nitrogen source and concentration. Journal of Phycology 14(3): 261-266.
- dos Santos R, É Schmidt, MR de L Felix, L Polo, M Kreusch, D Pereira, GB Costa, C. Simioni, F Chow, F Ramlov, M Maraschin, & ZL Bouzon. 2014. Bioabsorption of cadmium, copper and lead by the red macroalga *Gelidium floridanum*: Physiological responses and ultrastructure features. Ecotoxicology and Environmental Safety 105: 80-89. <a href="https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2014.02.021">https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2014.02.021</a>
- **Fletcher RL. 1995**. Epiphytism and fouling in *Gracilaria* cultivation: an overview. Journal of Applied Phycology 7(3): 325-333. <a href="https://doi.org/10.1007/BF00004006">https://doi.org/10.1007/BF00004006</a>>.
- **Friedlander M, MD Krom & A Ben-Amotz. 1991**. The effect of light and ammonium on growth, epiphytes and chemical constituents of *Gracilaria conferta* in outdoor cultures. Botanica Marina 34(3): 161-166.
- Fujita RM. 1985. The role of nitrogen status in regulating transient ammonium uptake and nitrogen storage by macroalgae. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 92(2): 283-301.
- **Gonzalez J & I Meneses. 1996**. Differences in the early stages of development of gametophytes and tetrasporophytes of *Chondracanthus chamissoi* (C.Ag.) Kützing from Puerto Aldea, northern Chile. Aquaculture 143(1): 91-107. <a href="https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)01203-6">https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)01203-6</a>
- **Gonzalez-Rodriguez E & SY Maestrini. 1984**. The use of some agricultural fertilizers for the mass production of marine algae. Aquaculture 36(3): 245-256. <a href="https://doi.org/10.1016/0044-8486(84)90240-0">https://doi.org/10.1016/0044-8486(84)90240-0</a>
- **Hansen J. 1983**. A physiological approach to mariculture of red algae. Journal of the World Mariculture Society 14(4): 380-391.
- **Harlin MM. 1978**. Nitrate uptake by *Enteromorpha* spp. (Chlorophyceae): Applications to aquaculture systems. Aquaculture 15(4): 373-376.

- Harrison PJ & CL Hurd. 2001. Nutrient physiology of seaweeds: Application of concepts to aquaculture. Cahiers de Biologie Marine 42(1/2): 71-82.
- Hayashi L, S de J Cantarino & AT Critchley. 2020. Challenges to the future domestication of seaweeds as cultivated species: understanding their physiological processes for large-scale production. In: Bourgougnon N (ed). Advances in Botanical Research 95(3): 57-83. Academic Press, Amsterdam.
- **Hoffmann A & B Santelices. 1997.** Flora marina de Chile central, 434 pp. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago.
- Hong M, Z Ma, X Wang, Y Shen, Z Mo, M Wu, B Chen & T Zhang. 2021. Effects of light intensity and ammonium stress on photosynthesis in *Sargassum fusiforme* seedlings. Chemosphere 273: 128605. <a href="https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.128605">https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.128605</a>.
- Icochea E. 2008. Bases biológicas para el manejo del recurso *Chondracanthus chamissoi* en el litoral marino de Huanchaco, departamento La Libertad, Perú. Tesis de Maestría en Ciencias, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, 50 pp. <a href="https://dspace.unitru.edu.pe/handle/UNITRU/2285">https://dspace.unitru.edu.pe/handle/UNITRU/2285</a>
- **Kawachi M & M-H Noël. 2005**. Sterilization and sterile technique. In: Andersen RA (ed). Algal culturing techniques, pp. 65-81. Elsevier Academic Press, London.
- **Lobban CS & PJ Harrison. 1994.** Seaweed ecology and physiology, 386 pp Cambridge University Press, Cambridge.
- **Love R. 2018.** Optimisation of the culture of the red alga *Chondracanthus teedei*. Effects of irradiance, temperature, salinity and nutrient enrichment. Tesis de Grado en Ciencias del Mar y Ambientales, Universidad de Cádiz, Puerto Real, 48 pp.
- **Macaya E. 2001.** Uso de carpoesporas para el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing 1843 (Rhodophyta; Gigartinales): Inducción a la esporulación y fijación sobre diferentes sustratos. Tesis de Biólogo Marino, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, 72 pp.
- Macchiavello JE, C Bulboa & M Edding. 2003. Vegetative propagation and spore-based recruitment in the carrageenophyte *Chondracanthus chamissoi* (Gigartinales, Rhodophyta) in northern Chile. Phycological Research 51(1): 45-50.
- Macchiavello J, C Bulboa, C Sepúlveda, K Véliz, F Sáez, L Vega & R Véliz. 2012. Manual de cultivo de *Chondracanthus chamissoi* (Chicorea de mar). Alternativas Tecnológicas para el cultivo de *C. chamissoi* en la zona norte de Chile a partir de discos de fijación secundaria. Proyecto Huam Fondef AQ081-1028, 47 pp. Universidad Católica del Norte, Coquimbo. <a href="https://sembrandoelmar.cl/web/wp-content/uploads/2021/02/Manual\_chicoria\_UCN.pdf">https://sembrandoelmar.cl/web/wp-content/uploads/2021/02/Manual\_chicoria\_UCN.pdf</a>
- Maggs CA & ME Callow. 2003. Algal spores. In: Nature Publishing Group (ed). Encyclopedia of life sciences, pp. 1-6. MacMillan Publishers, London. <a href="https://doi.org/doi:10.1038/npg.els.0000311">https://doi.org/doi:10.1038/npg.els.0000311</a>.
- Mansilla A, M Palacios, NP Navarro & M Avila. 2008. Growth and survival performance of the gametophyte of *Gigartina skottsbergii* (Rhodophyta, Gigartinales) under defined nutrient conditions in laboratory culture. Journal of Applied Phycology 20(5): 889-896.

- **Martins AP & NS Yokoya. 2010**. Intraspecific variations in colour morphs of *Hypnea musciformis* (Rhodophyta) in relation to nitrogen availability. Hoehnea 37(3): 601-615.
- **Ogawa H & M Fujita. 1997**. The effect of fertilizer application on farming of the seaweed *Undaria pinnatifida* (Laminariales, Phaeophyta). Phycological Research 45(2): 113-116. <a href="https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.1997.tb00070.x">https://doi.org/10.1111/j.1440-1835.1997.tb00070.x</a>.
- Pacheco-Ruíz I, JA Zertuche-González, E Arroyo-Ortega & E Valenzuela-Espinoza. 2004. Agricultural fertilizers as alternative culture media for biomass production of *Chondracanthus squarrulosus* (Rhodophyta, Gigartinales) under semi-controlled conditions. Aquaculture 240(1/4): 201-209. <a href="https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.05.044">https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.05.044</a>>.
- Pariona E & P Gil-Kodaka. 2011. Colonización de Chondracanthus chamissoi (Rhodophyta, Gigartinales) sobre sustratos calcáreos en Playa Mendieta, Reserva Nacional de Paracas. Anales Científicos 72(1): 19-26.
- **Pérez M, M García, JP Roldán & G Blustein. 2018**. Efecto inhibidor del dióxido de germanio sobre el biofouling del puerto de Mar del Plata. Matéria, Rio de Janeiro 23(1): 6. <a href="https://doi.org/10.1590/s1517-707620170001.0291">https://doi.org/10.1590/s1517-707620170001.0291</a>.
- Pinto E, TCS Sigaud-kutner, MAS Leitão, OK Okamoto, D Morse & P Colepicolo. 2003. Heavy metal-induced oxidative stress in algae. Journal of Phycology 39(6): 1008-1018.
- Piña P, MA Medina, M Nieves, S Leal, JA López-Elías & MA Guerrero. 2011. Cultivo de cuatro especies de microalgas con diferentes fertilizantes utilizados en acuicultura. Revista de Investigaciones Marinas 28(3): 225-236.
- Pueschel CM. 1979. Ultrastructure of tetrasporogenesis in Palmaria palmata (Rhodophyta). Journal of Phycology 15(4): 409-424
- **Raven JA, MCW Evans & RE Korb. 1999.** The role of trace metals in photosynthetic electron transport in O2-evolving organisms. Photosynthesis Research 60(2): 111-150.
- Rui L, L Jiajun & W Chaoyuan. 1990. Effect of ammonium on growth and carrageenan content in *Kappaphycus alvarezii* (Gigartinales, Rhodophyta). Thirteenth International Seaweed Symposium. Developments in Hydrobiology 204/205: 499-503.

- Schmidt EC, M Kreusch, MR Felix, DT Pereira, GB Costa, C. Simioni, LC Ouriques, FL Farias-Soares, N Steiner, F Chow & F Ramlov, M Maraschin & ZL Bouzon. 2015. Effects of ultraviolet radiation (UVA+ UVB) and copper on the morphology, ultrastructural organization and physiological responses of the red alga *Pterocladiella capillacea*. Photochemistry and Photobiology 91(2): 359-370.
- Szalontai B, LI Horváth, M Debreczeny, M Droppa & G Horváth. 1999. Molecular rearrangements of thylakoids after heavy metal poisoning, as seen by Fourier transform infrared (FTIR) and electron spin resonance (ESR) spectroscopy. Photosynthesis Research 61(3): 241-252.
- **Thomas T, P Harrison & E Taylor. 1985.** Nitrogen uptake and growth of the germlings and mature thalli of *Fucus distichus*. Marine Biology 84(3): 267-274.
- **Turpin DH. 1991.** Effects of inorganic N availability on algal photosynthesis and carbon metabolism. Journal of Phycology 27(1): 14-20.
- Valenzuela-Espinoza E, F Lafarga-De La Cruz, R Millán-Núñez & F Núñez-Cebrero. 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.
- **Vásquez JA & JM Alonso-Vega. 2001**. *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) in northern Chile: ecological aspects for management of wild populations. Journal of Applied Phycology 13(3): 267-277.
- Waite T & R Mitchell. 1972. The effect of nutrient fertilization on the benthic alga *Ulva lactuca*. Botanica Marina 15(3): 151-156.
- Werlinger C, A Mansilla, A Villarroel & M Palacios. 2008. Effects of photon flux density and agricultural fertilizers on the development of *Sarcothalia crispata* tetraspores (Rhodophyta, Gigartinales) from the Strait of Magellan, Chile. Journal of Applied Phycology 20(5): 757-765.
- **Yang MY, E Macaya & MS Kim. 2015.** Molecular evidence for verifying the distribution of *Chondracanthus chamissoi* and *C. teedei* (Gigartinaceae, Rhodophyta). Botanica Marina 58(2): 103-113.

Recibido el 12 de enero 2022 Aceptado el 12 de diciembre 2023

Editor: Pilar Muñoz Muga

**RBMO** CITATION STYLE

Avalos ML, P Baltazar-Guerrero, M Castañeda-Franco & S Arbaiza-Quispe. 2024. Efecto de un fertilizante agrícola en el crecimiento de esporofitos de *Chondracanthus chamissoi* a partir de un cultivo de carpósporas en condiciones de laboratorio. Revista de Biología Marina y Oceanografía 59(2): 116-125. <a href="https://doi.org/10.22370/rbmo.2024.59.2.4803">https://doi.org/10.22370/rbmo.2024.59.2.4803</a>