

EXPERIENCIAS DE CULTIVO DE *Lessonia trabeculata*, *Lessonia berteroana* y *Macrocystis pyrifera* EN LA PROVINCIA DE ILO, MOQUEGUA – PERÚ

¹Zevallos, Sheyla; ¹Muñoz, Dervin; ¹Ochoa, Roger; ¹Lope, Fernando; ¹Castañeda, Vicente y
²Zapata, José

¹Laboratorio de Investigación Acuícola del Instituto del Mar del Perú sede Ilo

²Asociación “Las Brisas”

RESUMEN

En el Perú, parte de la pesquería está orientada a las poblaciones de macroalgas pardas: *Lessonia nigrescens* actualmente identificada como *Lessonia berteroana*, *Lessonia trabeculata* y *Macrocystis pyrifera*, son exportadas y utilizadas como materia prima en la industria de alginatos y el mercado internacional de ficocoloides, reflejando su importancia económica en los crecientes niveles de explotación con el riesgo de perder extensas poblaciones distribuidas en el sur. Fueron realizados experimentos de esporulación y exposición a dos nutrientes para el desarrollo de *L. berteroana* en laboratorio y experiencias de cultivo en condiciones controladas de las tres especies de algas pardas y en medio natural de *L. trabeculata* y *M. pyrifera*. De acuerdo a los resultados de esporulación, fue posible obtener esporas a lo largo del año; con un ligero incremento en otoño para los cuatro rangos de diámetro de rizoide, sin mostrar diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre las estaciones del año y entre los rangos de diámetro de rizoide de las plántulas muestreadas. La exposición del tejido reproductivo a dos fertilizantes no mostraron diferencia significativa ($p > 0.05$) en relación a cada estación; por lo que la esporulación estaría mayormente influenciada por el estrés hídrico. Respecto al cultivo en laboratorio, el crecimiento de las algas se produjo principalmente en las frondas y en la zona entre el estípite y el disco, el alargamiento de las frondas fue constante en el tiempo sin mostrar diferencias estadísticas significativas ($p > 0.05$) entre especies; evidenciando la mejor tasa de crecimiento para *M. pyrifera* con $8 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$, pero menor sobrevivencia representada por el 9%, en comparación a *L. berteroana*, que logró el 48% de sobrevivencia pero un bajo crecimiento $6 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$; mientras que *L. trabeculata* mantuvo un crecimiento de $7 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$ y sobrevivencia de 14% respecto a las otras dos especies de algas pardas. Respecto al medio natural, *L. trabeculata* alcanzó longitudes de fronda entre 4 a 32 cm, con un crecimiento promedio de $0.20 \text{ cm} \cdot \text{día}^{-1}$ y entre 8 a 30 Kg luego de 5 meses de cultivo, período en el que se cosecharon 25 unidades de cultivo de un total de 30 instalados en la línea madre representando una supervivencia del 83%, con una biomasa de 750 kg aproximadamente; mientras que *M. pyrifera* alcanzó longitudes de fronda entre 1 a 150 cm con un crecimiento promedio de $1 \text{ cm} \cdot \text{día}^{-1}$ y entre 7 a 25 Kg luego de 5 meses de cultivo, cosechando 21 unidades de cultivo de un total de 29 instalados en la línea madre con una supervivencia del 72% y una biomasa de 725kg aproximadamente. Por lo tanto, fue posible desarrollar la tecnología de cultivo de las macroalgas pardas *L. trabeculata*, *L. berteroana* y *M. pyrifera* en medio controlado y *L. trabeculata* y *M. pyrifera* en medio natural para su aprovechamiento y manejo por pescadores artesanales algueros de la provincia de Ilo, región Moquegua.

Palabras clave: cultivo de algas pardas, *Lessonia trabeculata*, *Lessonia berteroana* y *Macrocystis pyrifera*.

ABSTRACT

In Peru, part of the fishery is focused on brown seaweed populations: *Lessonia nigrescens* currently identified as *Lessonia berteroana*, *Lessonia trabeculata* and *Macrocystis pyrifera*, are

exported and used as raw material in the alginate industry and the international phycocolloid market, reflecting its economic importance in the increasing levels of exploitation with the risk of losing large populations distributed in the south. Sporulation experiments and exposure to two nutrients were carried out for the development of *L. berteroa* in the laboratory and the cultivation experiences under controlled conditions of the three species of brown algae and in the natural environment of *L. trabeculata* and *M. pyrifera*. According to the results of sporulation, it is possible to obtain spores throughout the year; with a slight increase in autumn for the four rhizoid diameter ranges, without showing significant statistical difference ($p > 0.05$) between the seasons of the year and between the rhizoid diameter ranges of the sampled seedlings. The exposure of the reproductive tissue to two fertilizers showed no significant difference ($p > 0.05$) in relation to each season; so that sporulation would be mostly influenced by water stress. Regarding laboratory culture, the growth of algae occurred mainly in the fronds and in the area between the stipe and the disk, the elongation of the fronds was constant over time without showing significant statistical differences ($p > 0.05$) between species; showing the best growth rate for *M. pyrifera* with $8\mu\text{m}\cdot\text{day}^{-1}$, but lower survival represented by 9%, compared to *L. berteroa*, which achieved 48% survival but a low growth $6\mu\text{m}\cdot\text{day}^{-1}$; whereas *L. trabeculata* maintained a growth of $7\mu\text{m}\cdot\text{day}^{-1}$ and survival of 14% with respect to the other two species of brown seaweed. Regarding the natural environment, *L. trabeculata* reached frond lengths between 4 to 32 cm, with an average growth of $0.20\text{ cm}\cdot\text{day}^{-1}$ and between 8 and 30 kg after 5 months of cultivation, period in which 25 units were harvested of a total of 30 installed in the mother line representing a survival of 83%, with a biomass of approximately 750 kg; while *M. pyrifera* reached fronda lengths between 1 to 150 cm with an average growth of $1\text{ cm}\cdot\text{day}^{-1}$ and between 7 and 25 kg after 5 months of cultivation, harvesting 21 cultivation units out of a total of 29 installed in the mother line with a survival of 72% and a biomass of approximately 725kg. Therefore, it was possible to develop the culture technology of the brown macroalgae *L. trabeculata*, *L. berteroa* and *M. pyrifera* in controlled medium and *L. trabeculata* and *M. pyrifera* in natural environment for use and management by artisanal fishermen algueros the province of Ilo, Moquegua region.

Keywords: cultivation of brown algae, *Lessonia trabeculata*, *Lessonia berteroa* and *Macrocystis pyrifera*.

INTRODUCCIÓN

Las algas marinas son un grupo grande y diverso de organismos fotosintéticos que se encuentran en todo el mundo (Charoensiddhi et al 2017); se caracterizan por la gran diversidad de formas, tamaños, mecanismos de reproducción y composición química (Acleto, 1986); constituyen un grupo importante de las talofitas, es decir, que no presentan diferenciación de raíz, tallo y hojas; sino que presentan rizoide, cauloide y filoide; de acuerdo a su clasificación, las Phaeophycophyta, Phaeophyceae, Feofíceas o algas pardas, se caracterizan por su color pardo o pardo oscuro, debido a la fucoxantina, pigmento que enmascara a la clorofila. Feoplastos (plastos pardos) son de forma discoidal, lámina laciniada o de cinta espiralada, generalmente parietales, casi siempre sin pirenoides (Etcheverry, 1986). Dentro de este grupo se encuentra el género *Lessonia*, que incluye a las especies *Lessonia nigrescens* (Bory 1826) y *L. trabeculata* (Villouta y Santelices 1986) y el género *Macrocystis* con su especie representativa *M. pyrifera* (Linnaeus) (Agardh 1820).

Las macroalgas *Lessonia nigrescens*, *Lessonia trabeculata* y *Macrocystis pyrifera* han sido intensamente explotadas sobre todo en la costa norte de Chile por su contenido de alginato (Hernández et al 2012; Caja et al 2004; Vásquez y Fonck 1993; Camus & Ojeda 1992; Vásquez et al 1992; Edding et al. 1994; Tala 1994; Tala 1999); de igual forma en el Perú, parte de la pesquería está orientada a las poblaciones de macroalgas pardas: *Lessonia nigrescens* actualmente identificada a nivel molecular como *L. berteroa* (Tellier, 2018; Tala et al, 2018; Gonzales et al 2011), *L. trabeculata* y *Macrocystis pyrifera*, cuya comercialización se dirige al mercado internacional de ficocoloides (Carbajal y Gamarra 2018), son exportadas y utilizadas como materia prima en la industria de alginatos, que durante la última década ha evidenciado su importancia económica reflejado en los crecientes niveles de explotación (Vera, 2014); ya que los alginatos son utilizados tanto por la industria cosmética, farmacéutica así como la industria alimenticia por sus propiedades de agente emulsionante, así como gelificante, espesante, estabilizante entre otros usos (Fonck et al 1998). Existe un creciente reconocimiento como fuentes importantes de compuestos bioactivos con una variedad de actividades biológicas que podrían contribuir potencialmente a la industria de alimentos funcionales y nutraceuticos (Charoensiddhi et al 2017).

Lessonia y *Macrocystis* son capaces de formar bosques submarinos de gran extensión (Villouta y Santelices 1984; Santelices, 1980), con plantas adultas que pueden superar los 2 m de longitud y 3 kg de biomasa fresca (Edding et al. 1994); tienen importancia ecológica como estructurados de las comunidades submareales, ya que sus principales funciones ecológicas están relacionadas con la oferta de hábitat, refugio contra depredadores y perturbaciones abióticas, y como zona de asentamiento larval de invertebrados y peces (Villouta y Santelices 1984); destinada además, a la alimentación de cultivos masivos de abalones (Californiano y Japonés), erizos, alimentación humana y como suplemento alimentario en dietas para salmones (Palacios y Mansilla 2003).

El alto valor de estas especies con su consecuente incremento en la demanda comercial, sumado al potencial uso de las densas poblaciones constituyen razones suficientes para proponer el desarrollo de su cultivo vía esporas bajo condiciones controladas, que contribuya a plantear alternativas viables en la aplicación de técnicas de cultivo de macroalgas con la finalidad de mantener en equilibrio el ecosistema y un manejo sostenible del recurso por parte de los “algueros” de la región Moquegua.

METODOLOGÍA

Experimento de esporulación

Con la intención de determinar las características reproductivas de *L. berteroa* para el establecimiento de un indicador de madurez reproductiva se adaptó la técnica de esporulación empleada por Montecinos y Perez (2013), limpiando la superficie de cada disco de 1cm² para retirar epífitos con agua destilada y un pincel, los que se colocaron en 10 mL de medio líquido fertilizado con F/2 Guillard contenidos en tubos de ensayo y trasladados al laboratorio en una caja isotérmica con gel pack para mantener 15±1°C, donde permanecieron por 18 horas en oscuridad. Se homogenizó el medio nutritivo conteniendo esporas liberadas y se cuantificaron 10 repeticiones por cada muestra para la estimación de la densidad promedio de esporas en 1 cm² por cada rango de diámetro de rizoide 6-10, 11-15, 16-20 y >21 cm propuesto por Tejada et al (2018); se empleó la cámara de Neubauer (Edding y Tala 2003) y un microscopio compuesto Carl Zeiss.

Experimento con medios nutritivos

Fueron comparados los medios nutritivos F/2 Guillard y Provasoli sobre la esporulación de soros esporangiales de *L. berteroa*, para tal efecto, los discos fueron embebidos en 10 mL de cada

fertilizante por 1 hora para la liberación de esporas y cuantificación de 10 repeticiones por cada muestra para la estimación de la densidad promedio de esporas en 1 cm² para cada rango de diámetro de rizoide 6-10, 11-15, 16-20 y >21 cm (propuesto por Tejada et al (2018); usando una cámara de Neubauer (Edding y Tala 2003) y un microscopio compuesto Carl Zeiss.

Cultivo en medio controlado

Colecta

Fueron colectadas en la playa Gentilares (LS 17°41'32,9" y LO 71°22'25,1") de forma manual frondas reproductivas de la zona intermareal para el caso de *Lessonia berteroa* y *Macrocystis pyrifera*; y de la zona submareal para *Lessonia trabeculata*; cortando las frondas con soros para su traslado hacia la superficie, donde fueron conservadas en cajas isotérmicas a 15±1°C y se trasladaron a las instalaciones del Laboratorio de Investigación Acuícola del Instituto del Mar del Perú sede Ilo.

Técnicas de esporulación

Fueron seleccionadas aquellas frondas reproductivas cuyos soros presentaron características físicas idóneas para continuar con el proceso de inducción; centradas principalmente en la pigmentación oscura del soro y ausencia de briozoos calcáreos. Se cortaron secciones de la fronda con soros y se dispusieron en bandejas planas embebidas en agua fresca para su limpieza con una escobilla de cerda suave que facilitó el retiro de epibiontes de la superficie del tejido reproductivo.

En el caso de *L. trabeculata* y *M. pyrifera* el material biológico se dispuso en cernidores y se enjuagaron con abundante agua de mar estéril, se expuso a shock osmótico (deshidratación), a 15±1°C y oscuridad por 3 horas; posteriormente, las frondas se rehidrataron en 2L de agua de mar estéril fertilizada con medio Provasoli (Starr & Zeikus 1993) contenida en un matraz, donde permanecieron por 5 horas de inmersión a 17±1°C y oscuridad.

Mientras que para *L. berteroa* las frondas se distribuyeron en capas de papel toalla en el interior de una caja isotérmica a 10°C±1 por 6 horas en desecación y oscuridad; posteriormente, las frondas se rehidrataron en 2L de agua de mar estéril y se fertilizaron con medio Provasoli (Starr & Zeikus 1993) contenida en un matraz, donde permanecieron por 5 horas de inmersión a 17±1°C y oscuridad.

Tras el tiempo transcurrido, se produjo la inducción a la esporulación, verificada por la coloración parda correspondiente al caldo de cultivo conteniendo esporas en suspensión; las que se cuantificaron 1 y 2 horas post inducción con una cámara de Neubauer y un microscopio compuesto (10x).

Inoculación de esporas

El caldo contenido en los matraces de 2L fue tamizado (75µm) e inoculado en envases conteniendo 50L de agua de mar estéril debidamente esterilizada, mantenida a 17±1°C, con aire moderado para favorecer la fijación de esporas, fertilizada con nutriente Provasoli, expuesto a fotoperíodo 12:12 (luz-oscuridad), 2300 lux de luminosidad (luz azul) y recambio de agua cada 2 días durante los primeros 8 días; donde se dispone la unidad de cultivo tipo "aro" que consiste en un sistema circular de fijación compuesto por 10 anillos de PVC con ranuras en los bordes donde se sujeta la cuerda de polipropileno de 4 mm de diámetro por 7 m de longitud total, sistema que favorece el aprovechamiento eficiente de la luz para la fijación de las esporas (Lope 2018, no publicado).

Fase microscópica

✓ **Germinación de esporas**

A partir de las 15 horas post inoculación, se evidenció la presencia del pedúnculo en las esporas, que perdieron motilidad y precipitan para fijarse en los colectores circulares dispuestos en forma vertical; donde permanecieron alrededor de 8 días con recambio de agua cada 2 días, con aire moderado, fotoperiodo 12:12 (luz: oscuridad), 2300 lux de luminosidad (luz azul), $17\pm 1^{\circ}\text{C}$ y medio nutritivo Provasoli. La germinación se expresó como el porcentaje de esporas germinadas respecto a la densidad inicial (Fonck et al 1998).

✓ **Desarrollo de gametofitos**

Durante la segunda semana de cultivo, se evitó el recambio de agua de mar estéril hasta el día 12-15 (dependiendo de la fertilidad del gametofito) periodo en el que se fecundaron los gametofitos, se suministró aire moderado y se fertilizó con medio nutritivo Provasoli, manteniendo $17\pm 1^{\circ}\text{C}$ y fotoperiodo 12:12 (luz: oscuridad), 2300 lux de luminosidad (se cambia a luz blanca); se apreció la maduración sexual, caracterizada por presentar los primeros gametofitos femeninos y masculinos (Piel et al, 2015) con células primarias y posteriormente se visualizaron filamentos robustos en cuyo extremo distal se apreció el oogonio para el caso de gametofitos femeninos y filamentos alargados de mayor ramificación con estructura reproductiva en la parte distal para los masculinos (Palacios y Mansilla, 2003); se adicionó Óxido de Germanio para la disminución de la concentración de diatomeas (Montecinos y Perez, 2013); se mezcló homogéneamente el agua de cultivo para aumentar la absorción de nutrientes, mejorando la gametogénesis y posterior desarrollo de esporofitos (Yoneshigue 1990; Reed et al. 1991).

Fase macroscópica

✓ **Desarrollo de esporofito**

Se produjo la fecundación del oogonio, luego de 25 días de cultivo se formaron cigotos que iniciaron su división celular perpendicular al eje principal, por lo que se apreciaron esporofitos tempranos con filas de células uniseriadas (Westermeyer et al 1989), cuyo crecimiento se incrementó en longitud y ancho, evidenciando en la parte basal los primeros rasgos del desarrollo del rizoide.

Cultivo en medio natural

✓ **Desarrollo de juveniles**

Previo selección de un área acuática cuyas características batimétricas y configuración batimétrica sean idóneas para el emplazamiento del sistema de cultivo tipo long line; donde se instaló el sistema de cultivo tipo long line de 100 m de largo conformada por cabo de polipropileno de 18 mm de diámetro (línea madre), anclada a estructuras de concreto o "muertos" de 1ton para su fijación al fondo marino; boyas de vestolén de 30 cm de diámetro y 15 Kg. de empuje, atadas por un cabo de polipropileno de 8 mm a la línea madre, para permitir su flotabilidad a 2 metros de la superficie del mar; paralelamente se prepararon las unidades de cultivo destinados a esporofitos en fase macroscópica (se observan a simple vista).

Después de 30 a 45 días se observaron plántulas pequeñas en los sistemas de fijación mantenidos en condiciones controladas, fueron trasladaron a la línea de cultivo suspendido (Celis y Alveal, 2012) emplazada en el área acuática en medio natural donde permanece sumergida a 2 m de profundidad.

Fueron encordados los esporofitos desprendidos en sistema de fijación y trasladadas las unidades de cultivo tipo aro, rectangular y cuerdas encordadas en cabo vertical al sistema

suspendido tipo long line y se realizó el mantenimiento periódico de los sistemas de confinamiento y registro de parámetros de crecimiento (longitud – peso) y supervivencia (cuantificación) y monitoreo de parámetros oceanográficos (luz, temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, corrientes, etc.).

Análisis estadístico

Los datos registrados fueron procesados en hojas de cálculo Excel para analizar las relaciones morfométricas y base de datos para los análisis posteriores. Fueron comparadas la liberación de esporas en relación al rango de diámetro de rizoide y por estaciones del año, así como la influencia de la exposición a dos nutrientes sobre la liberación de esporas; para la determinación de la tasa de crecimiento y porcentaje de supervivencia de esporofitos obtenidos en condiciones controladas y en medio natural, mediante la aplicación del Análisis de Varianza de una Vía (ANOVA, $p=0,05$) utilizando el software estadístico SPSS versión 25.0, previa comprobación de la normalidad de los datos y homocedasticidad de sus varianzas y posteriormente se aplicó la prueba de comparación de medias de Tukey.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Experimento de esporulación

Los ensayos realizados el 2017 sobre el número de esporas liberadas de discos de 1 cm^2 de tejido reproductivo; mostraron que el mayor número de esporas fueron obtenidas durante otoño, procedentes de ejemplares con diámetro de rizoide entre 6 – 10 cm, alcanzando $1,8\text{ esporas.cm}^{-2}$; seguidos del rango de 11 a 15 cm de diámetro de rizoide con $1.5\text{ esporas.cm}^{-2}$, posteriormente del rango de diámetro de 16 a 20 cm con $1.3\text{ esporas.cm}^{-2}$ y rizoide con diámetro mayor a 21 cm con 1 esporas.cm^{-2} . En el invierno, la mayor liberación de esporas fue de 1 esporas.cm^{-2} , de plantas con rango 16 – 20 cm; seguidos del rango de 6 - 10 cm de diámetro de rizoide con $0.7\text{ esporas.cm}^{-2}$, posteriormente los rangos de diámetro de 11 - 15 cm y mayor a 21 esporas.cm^{-2} con $1.3\text{ esporas.cm}^{-2}$ y rizoide con diámetro mayor a 21 cm con 1 esporas.cm^{-2} . En primavera, el diámetro de rizoide que obtuvo mayor liberación de esporas fue de 6 – 10 cm con $1.2\text{ esporas.cm}^{-2}$; seguidos del rango de 16 - 20 cm de diámetro de rizoide con $0.7\text{ esporas.cm}^{-2}$, posteriormente el rango de diámetro de 11 - 15 cm con $0.6\text{ esporas.cm}^{-2}$ y $0.4\text{ esporas.cm}^{-2}$ de plantas con rizoide mayor a 21 cm. En verano, el diámetro de rizoide que obtuvo mayor liberación de esporas fue de 6 – 10 cm con 1 esporas.cm^{-2} ; seguidos de los otros rangos con $0.6\text{ esporas.cm}^{-2}$ (Figura 1).

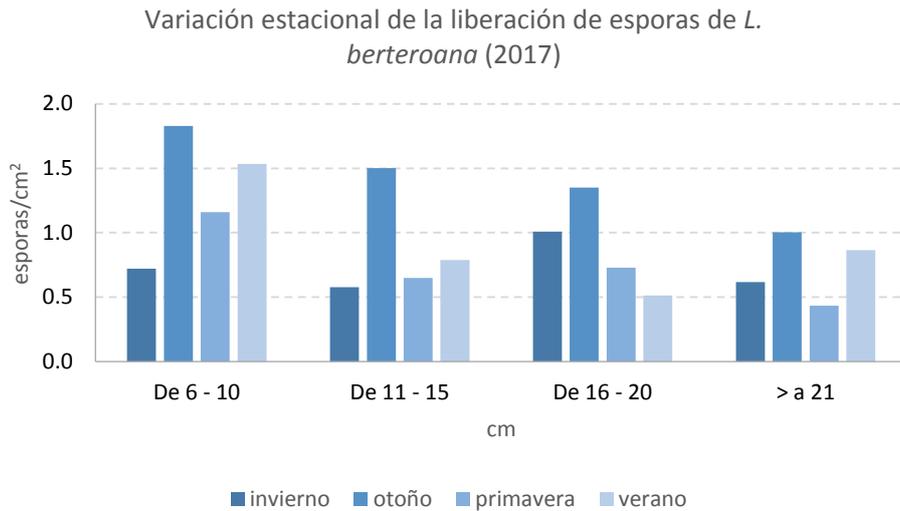


Figura 1. Variación estacional de la liberación de esporas de *L. berteroana* durante el 2017

Posteriormente, en el 2018 el número de esporas liberados de discos de 1 cm² de tejido reproductivo; mostraron que el mayor número de esporas fueron obtenidas durante primavera, en ejemplares con diámetro de rizoide mayor a 21 cm, alcanzando 2,6 esporas.cm⁻²; seguidos del rango de 11 - 15 cm de diámetro de rizoide con 1.1 esporas.cm⁻² durante el invierno, posteriormente de los rangos de diámetro de 6 - 10 y 16 - 20 cm con 0.9 esporas.cm⁻² durante el invierno y 0.9 esporas.cm⁻² para el rango de 11 - 15 cm de diámetro de rizoide durante primavera. Las esporas liberadas estuvieron por debajo de 0.7 esporas.cm⁻² durante las diferentes estaciones y en los cuatro rangos de diámetro del rizoide de *L. berteroana*. (Figura 2).

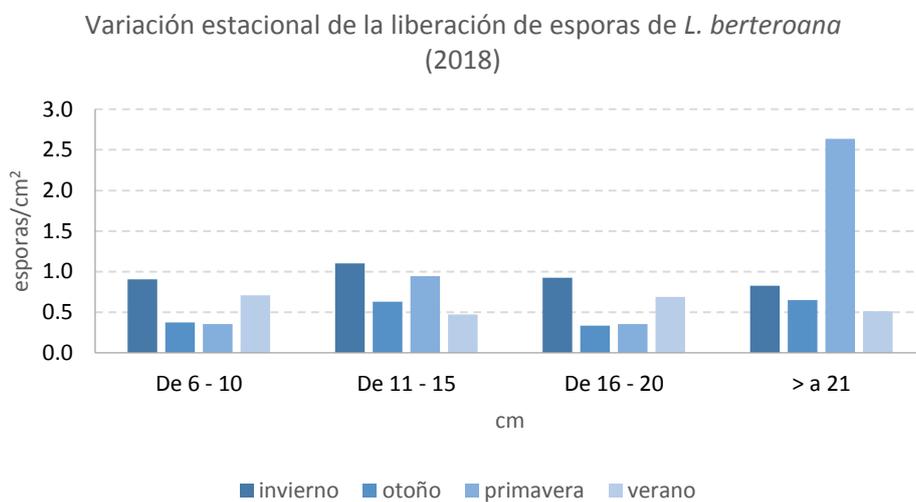


Figura 2. Variación estacional de la liberación de esporas de *L. berteroana* durante el 2018

De acuerdo a los resultados evidenciados durante el 2017, las mayores esporulaciones se observaron en otoño para los cuatro rangos de diámetro de rizoide, sin embargo no se evidenció diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre las estaciones del año y entre los rangos de diámetro de rizoide de las plántulas muestreadas; mientras que en el 2018 se observó la mayor esporulación en primavera pero restringido al rango mayor a 21 cm de diámetro de rizoide; sin mostrar diferencias estadísticas significativas ($p > 0.05$) entre los diferentes rangos de diámetro

del rizoide de las algas evaluadas. *L. berteroana* tendría la capacidad de esporular durante todo el año; sin embargo, es importante considerar que no necesariamente implicaría que puedan ser viables sexualmente (Vásquez et al. 2008), por lo que sería relevante determinar la fertilidad de las esporas liberadas; tal como el trabajo realizado por Venegas et al (1992), quienes reportaron la presencia de soros esporangiales como un evento frecuente en frondas de *L. nigrescens* en el norte de Chile; que produjeron zoosporas capaces de germinar y formar gametofitos viables para la generación de nuevos esporofitos durante el otoño 1991.

Experimento con nutrientes

Las esporas liberadas de los discos procedentes de ejemplares con rizoides cuyo rango fue de 6 - 10 cm diámetro, respondieron indistintamente a los fertilizantes suministrados; obteniendo 1.1 esporas.cm⁻² con Provasoli en comparación a 0.9 esporas.cm⁻² obtenidas con Guillard durante el verano; en el otoño fueron liberadas 0.8 esporas.cm⁻² sometidas a Provasoli en relación a 0.4 esporas.cm⁻² por efecto del nutriente Guillard; mientras que en invierno, se obtuvieron 0.9 esporas.cm⁻² con Guillard y 0.5 esporas.cm⁻² con Provasoli; y en primavera se alcanzaron 0.4 esporas.cm⁻² con Provasoli y 0.3 esporas.cm⁻² con el suministro de Guillard (Figura 3).

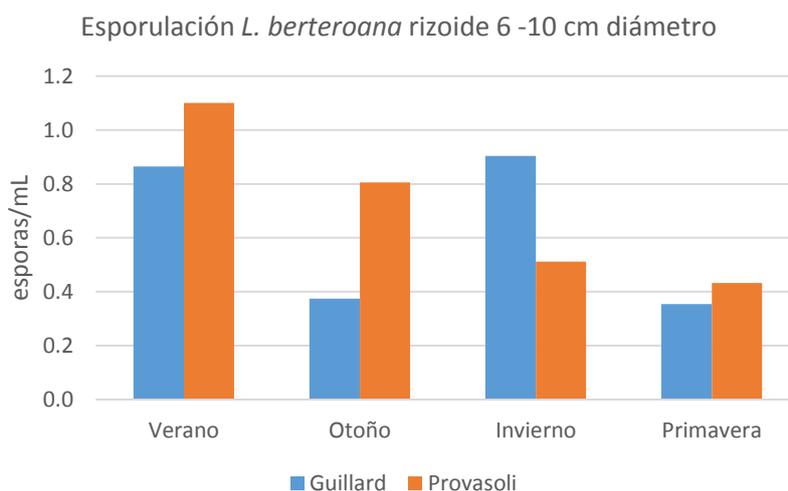


Figura 3. Esporulación de *L. berteroana* con rango 6 – 10 cm

Las esporas liberadas de los discos procedentes de plantas con rizoides de rango 11 a 15 cm de diámetro respondieron indistintamente a los fertilizantes suministrados; obteniendo 1.8 esporas.cm⁻² con Provasoli en comparación con 0.5 esporas.cm⁻² fertilizadas con Guillard durante el verano; en el otoño fueron liberadas 1.0 esporas.cm⁻² sometidas a Provasoli en relación a 0.6 esporas.cm⁻² por efecto del nutriente Guillard; mientras que en invierno, se obtuvieron 1.1 esporas.cm⁻² con Guillard y 0.5 esporas.cm⁻² con Provasoli; y en primavera se alcanzaron 0.9 esporas.cm⁻² con Guillard y 0.6 esporas.cm⁻² con el suministro de Provasoli (Figura 4).

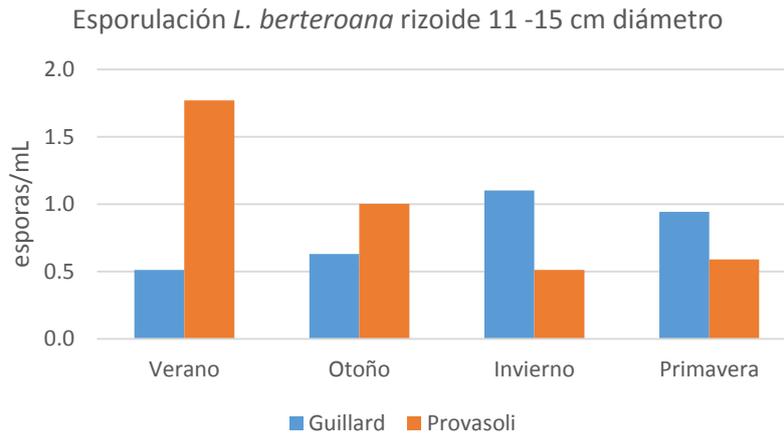


Figura 4. Esporulaci3n de *L. berteroana* con rango 11 – 15 cm

Las esporas liberadas de los discos procedentes de plantas con rizoide de rango 16 a 20 cm de diámetro respondieron indistintamente a los fertilizantes suministrados; obteniendo 1.4 esporas.cm⁻² con Provasoli en comparaci3n con 1.1 esporas.cm⁻² fertilizadas con Guillard durante el verano; en el otoño fueron liberadas 1.2 esporas.cm⁻² sometidas a Provasoli en relaci3n a 0.3 esporas.cm⁻² por efecto del nutriente Guillard; mientras que en invierno, se obtuvieron 0.9 esporas.cm⁻² con Guillard y 0.6 esporas.cm⁻² con Provasoli; y en primavera se alcanzaron 0.6 esporas.cm⁻² con Provasoli y 0.4 esporas.cm⁻² con el suministro de Guillard (Figura 5).

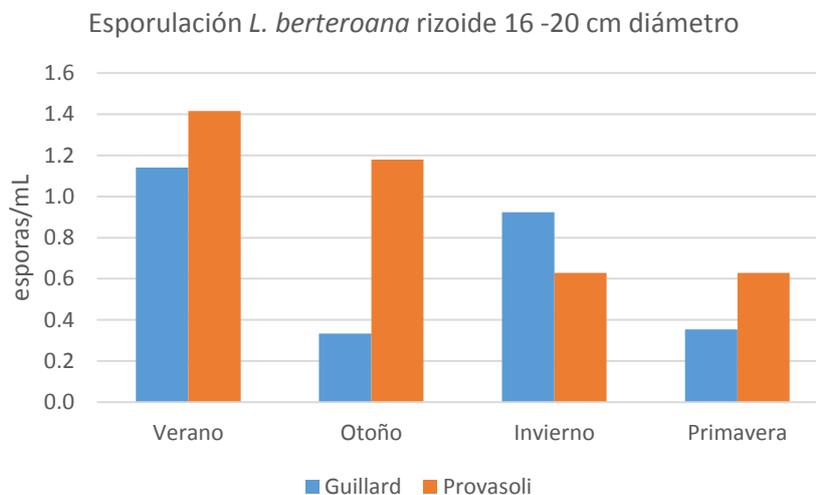


Figura 5. Esporulaci3n de *L. berteroana* con rango 16 – 20 cm

Las esporas liberadas de los discos procedentes de ejemplares con rizoide de rango mayor a 21 cm de diámetro respondieron indistintamente a los fertilizantes suministrados; obteniendo 0.7 esporas.cm⁻² con Provasoli en comparaci3n con 0.6 esporas.cm⁻² fertilizadas con Guillard durante el verano; en el otoño fueron liberadas 0.6 esporas.cm⁻² sometidas a Guillard en relaci3n a 0.5 esporas.cm⁻² por efecto del nutriente Provasoli; en invierno, se obtuvieron 0.8 esporas.cm⁻² con Guillard y 0.7 esporas.cm⁻² con Provasoli; y en primavera se alcanzaron 2.7 esporas.cm⁻² con Provasoli y 2.6 esporas.cm⁻² con el suministro de Guillard (Figura 6).

Figura 5. Esporulaci3n de *L. berteroana* con rango > 21 cm

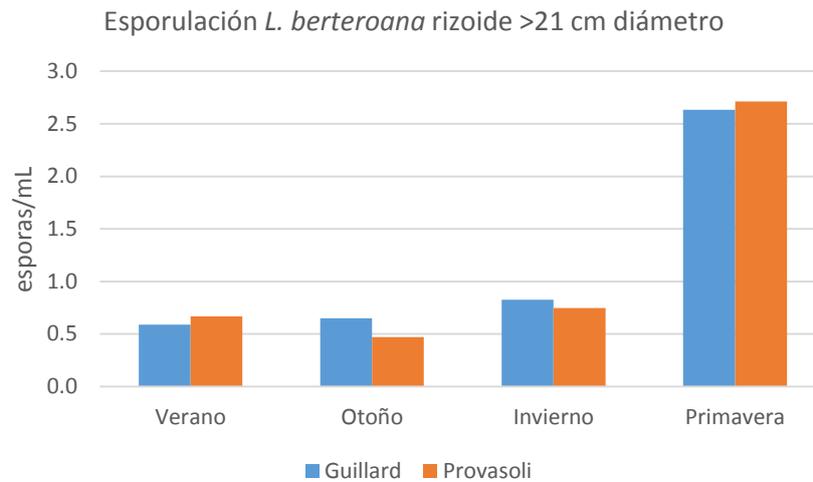


Figura 6. Esporulaci3n de *L. berteroana* con rango > 21 cm

La liberaci3n de esporas luego de la exposici3n del tejido reproductivo a dos fertilizantes no mostraron diferencia significativa ($p > 0.05$) en relaci3n a cada estaci3n; respecto a las estaciones, a pesar de mostrar mayor cantidad de esporas liberadas durante primavera para el rango mayor a 21 cm no se observ3n diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) para la liberaci3n de esporas entre estaciones. Por lo que la liberaci3n de esporas sería independiente del tipo de nutriente, y estaría asociada al estr3s hídrico al que fueron sometidos los soros esporangiales; concordando con los hallazgos de Venegas et al (1992), Fonck et al (1998), Edding & Tala (2003), Tala y Edding (2005); quienes emplearon el medio nutritivo Provasoli una vez que las zoosporas fueron liberadas.

Cultivo en medio controlado

Ciclos de vida

Fueron desarrollados los ciclos de vida de *Lessonia* y *Macrocystis* bajo condiciones de laboratorio y se describen a continuaci3n:

El ciclo de vida de *Lessonia* es bifásico heterom3rfico; donde el esporofito macrosc3pico diploide presenta esporofilas con soros esporangiales (manchas oscuras) conteniendo esporas que fueron liberadas luego de su inducci3n a la esporulaci3n por shock osm3tico (Vásquez y Tala, 1995), caracterizadas por su movilidad observada 1 hora post inoculaci3n, se apreci3n un elevado porcentaje de fijaci3n en el sustrato luego de 15 horas; fase en la que las embriosporas se asientan luego de la formaci3n de una protuberancia o tubo de germinaci3n; cuyo contenido citoplasmático se traspasa a la c3lula primaria del gametofito, indicador del inicio del proceso ontogénico; 7 días post inducci3n present3n estructuras femeninas o gametofitos multicelulares filamentosos (varios oogonios por divisi3n sucesiva) y unicelulares relativamente robustos (único oogonio) al momento de alcanzar la fertilidad (Tala et al 2004); en el caso de los gametofitos masculinos, presentan una estructura filamentososa alargada, con pocas c3lulas o m3s de 5 c3lulas previas a la formaci3n de anteridios (Olivarí, 1974); los oogonios se fecundaron a partir de los 15 días de cultivo aproximadamente; se observaron la mayor proporci3n de c3lulas huevo a partir del día 20. El cigoto formado se liber3 del gametofito femenino para iniciar

el desarrollo del esporofito que por sucesivas divisiones transversales seguidas de divisiones longitudinales originaron el talo monostromático del esporofito inicial.

El ciclo de vida de *Macrocystis* es haplo-diplobiótico; ya que presenta alternancia de generaciones heteromórficas entre esporofito y gametofito; es decir que el esporofito (diploide) constituye la planta macroscópica visible, mientras que el gametofito (haploide) es de tamaño microscópico (Etcheverry, 1986). Se inició con la producción de zoosporas del esporofito diploide de seis a doce meses de edad; las que se liberaron de los esporofilos (haploides por divisiones meióticas) 1 hora post inducción, se asentaron en el sustrato artificial donde germinaron después de 15 horas aproximadamente. Mediante el proceso de división mitótico, las esporas generaron a los gametofitos (femeninos y masculinos) a partir del día 7 de cultivo. El gametofito masculino generó células biflageladas y móviles o anterozoides, mientras que el gametofito femenino generó el óvulo inmóvil; se produjo la fecundación o fusión de las células sexuales masculina y femenina, y generaron un cigoto diploide luego de 15 días de cultivo; que incrementó de tamaño mediante divisiones mitóticas; y a partir de los 30 a 45 días se observaron pequeños esporofitos iniciales.

Crecimiento y supervivencia en laboratorio

L. trabeculata alcanzó la etapa de gametofito en desarrollo a los 7 días de cultivo con 33 μm de longitud total promedio; a los 14 días de cultivo desarrolló la etapa de esporofito embrionario con 38 μm de longitud total promedio, a los 19 días se evidenció la etapa de esporofito inicial con 44 μm de longitud total promedio y a los 31 días de cultivo se observó la etapa de esporofito intermedio alcanzando 193 μm de longitud total promedio (Figura 7)

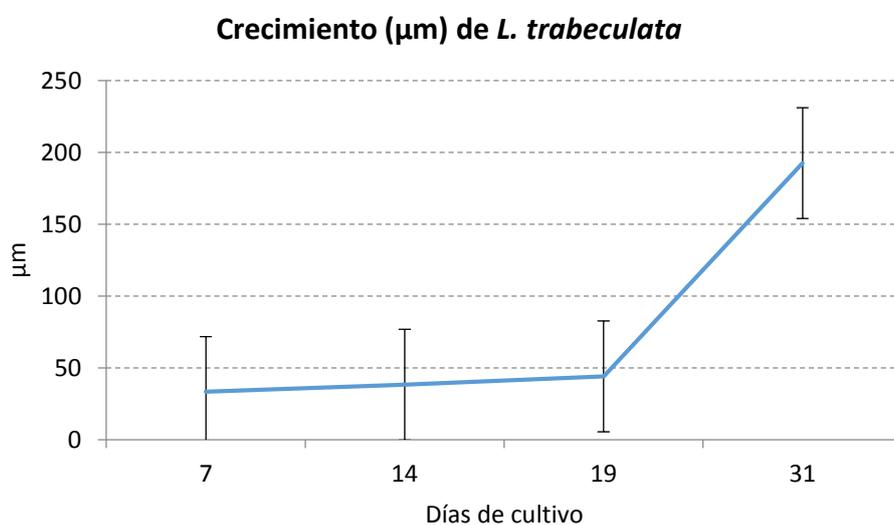


Figura 7. Crecimiento de esporofitos de *L. trabeculata* en condiciones controladas

El cultivo de *L. trabeculata* en condiciones controladas tuvo una densidad inicial de 3000 esporas germinadas en cada unidad de fijación a los 7 días de cultivo; a medida que se fueron desarrollando se registraron pérdidas por la presencia de diatomeas en los sistemas de cultivo,

logrando el crecimiento de 405 esporofitos intermedios representadas por el 14% de supervivencia a los 31 días en cada unidad de cultivo (Figura 8)

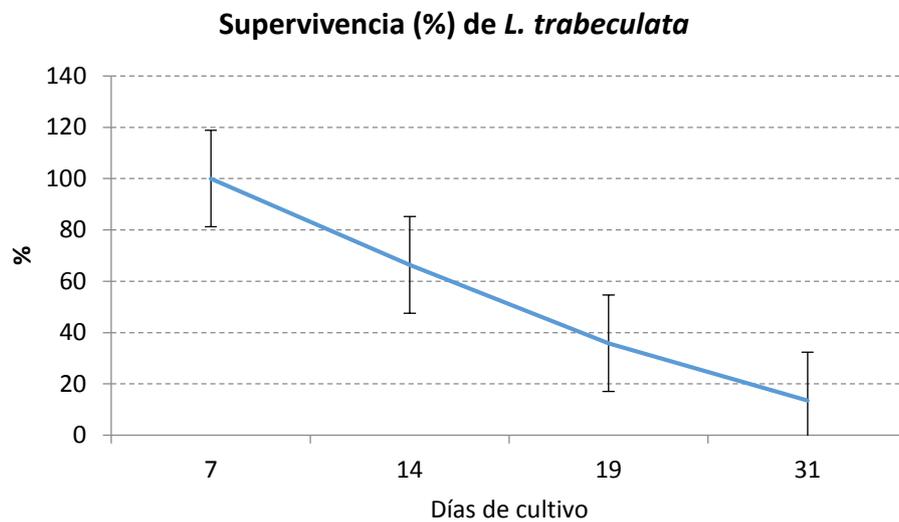


Figura 8. Supervivencia de esporofitos de *L. trabeculata* en condiciones controladas

Respecto a *L. berteroa*; alcanzó la etapa de gametofito en desarrollo a los 7 días de cultivo con 46 μ m de longitud total promedio; a los 15 días de cultivo desarrolló la etapa final de esporofito embrionario con 80 μ m de longitud total promedio, a los 17 días se evidenció la etapa de esporofito inicial con 81 μ m de longitud total promedio y a los 23 días de cultivo se observó la etapa de esporofito intermedio alcanzando 145 μ m de longitud total promedio (Figura 9)

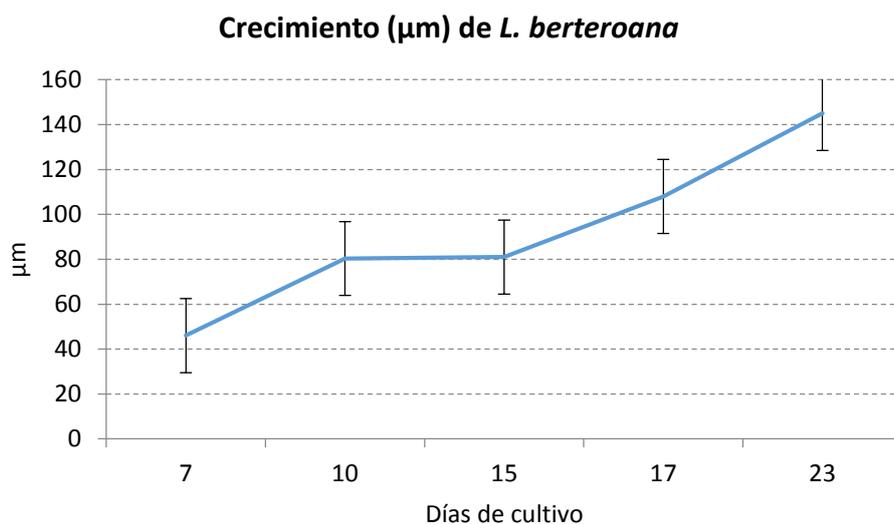


Figura 9. Crecimiento de esporofitos de *L. berteroa* en condiciones controladas

El cultivo de *L. berteroa* en condiciones controladas tuvo una densidad inicial de 1633 esporas germinadas en cada unidad de fijación a los 7 días de cultivo; a medida que se fueron desarrollando se registraron pérdidas por la presencia de diatomeas en los sistemas de cultivo,

además del incremento de la temperatura ($17\pm 2^{\circ}\text{C}$) por deterioro del chiler, que probablemente propició la mortalidad de los esporofitos iniciales (Fonck et al 1998; Santelices, 1990; Avila et al 1985; Kain, 1989); logrando el crecimiento de 776 esporofitos intermedios representadas por el 48% de supervivencia a los 23 días en cada unidad de cultivo (Figura 10)

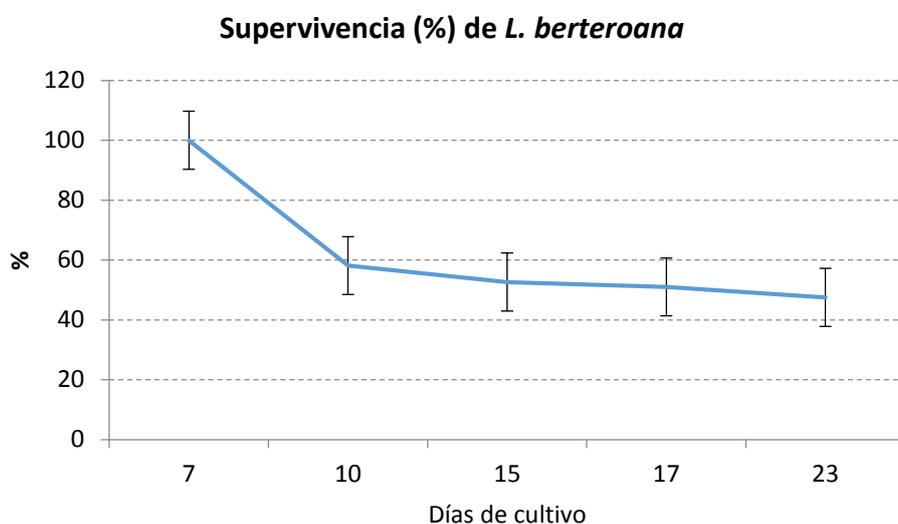


Figura 10. Supervivencia de esporofitos de *L. berteroana* en condiciones controladas

En cuanto a *M. pyrifer*; alcanzó la etapa de gametofito en desarrollo a los 7 días de cultivo con $25\mu\text{m}$ de longitud total promedio; a los 14 días de cultivo desarrolló la etapa final de esporofito embrionario con $72\mu\text{m}$ de longitud total promedio, a los 18 días se evidenció la etapa de esporofito inicial con $125\mu\text{m}$ de longitud total promedio, a los 24 días de cultivo se observó la etapa de esporofito intermedio alcanzando $147\mu\text{m}$ de longitud total promedio y a los 30 días de cultivo se apreciaron esporofitos avanzados con longitudes superiores a $218\mu\text{m}$ (Figura 11)

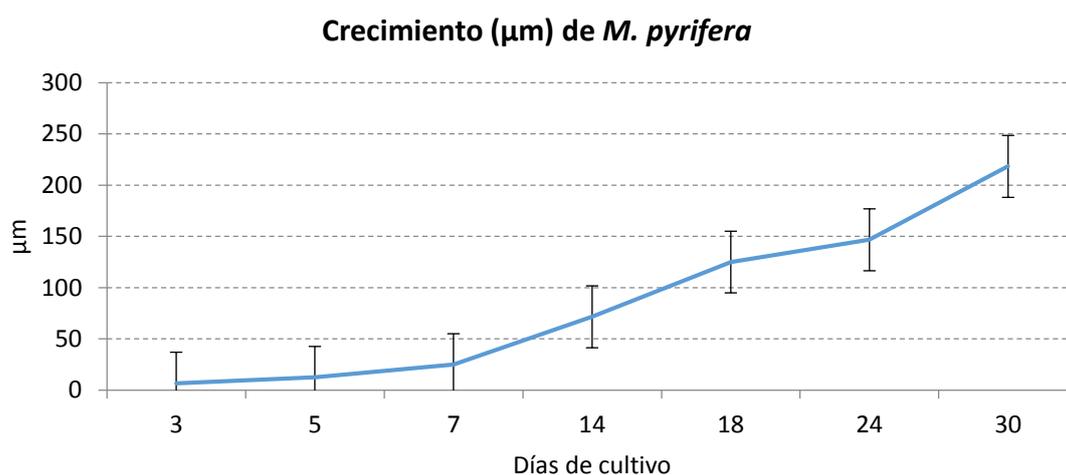


Figura 11. Crecimiento de esporofitos de *M. pyrifer* en condiciones controladas

El cultivo de *M. pyrifer* en condiciones controladas tuvo una densidad inicial de 1877 esporas germinadas en cada unidad de fijación a los 7 días de cultivo; a medida que se fueron desarrollando se registraron pérdidas por la presencia de diatomeas en los sistemas de cultivo,

logrando el crecimiento de 320 esporofitos intermedios representados por el 9% de supervivencia a los 30 días en cada unidad de cultivo (Figura 12)

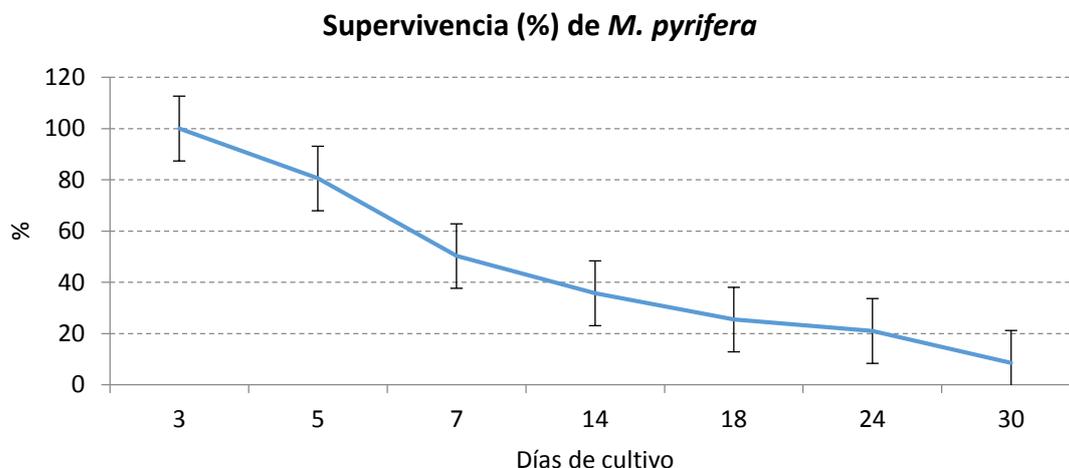


Figura 12. Supervivencia de esporofitos de *M. pyrifera* en condiciones controladas

El crecimiento de las algas se produjo principalmente en las frondas y en la zona entre el estípite y el disco, el alargamiento de las frondas en los tanques fue estable en el tiempo sin mostrar diferencias estadísticas significativas ($p > 0.05$) entre especies; evidenciando la mejor tasa de crecimiento para *M. pyrifera* con $8 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$, pero menor supervivencia representada por el 9%, en comparación a *L. berteroana*, que logró el 48% de supervivencia pero un bajo crecimiento $6 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$; mientras que *L. trabeculata* mantuvo un crecimiento de $7 \mu\text{m} \cdot \text{día}^{-1}$ y supervivencia de 14% respecto a las otras dos especies de algas pardas. Se observó que los esporofitos mantenidos en unidades de cultivo en el laboratorio presentaron un crecimiento más lento que las cultivadas en el mar.

Cultivo en medio natural

El cultivo en medio natural se desarrolló en la playa Gentilares de la CIA Anfibia N° 113, en una línea de cultivo tipo "long line" donde los esporofitos juveniles de *L. trabeculata* y *M. pyrifera* fueron insertados en cuerdas enrolladas a reinales colgantes en forma vertical y en sistema tipo aro y bastidores instalados entre 2 a 3m de profundidad, propiciando el crecimiento y desarrollo de las plántulas desde 1 cm hasta alcanzar tallas superiores a 30 cm de fronda y 25 kg de peso húmedo por cada unidad de cultivo después de 5 meses para su cosecha.

L. trabeculata alcanzó longitudes de fronda entre 4 a 32 cm tras 5 meses de cultivo, con un crecimiento promedio de $0.20 \text{ cm} \cdot \text{día}^{-1}$ y entre 8 a 30 Kg luego de 5 meses de cultivo (Figura 13).

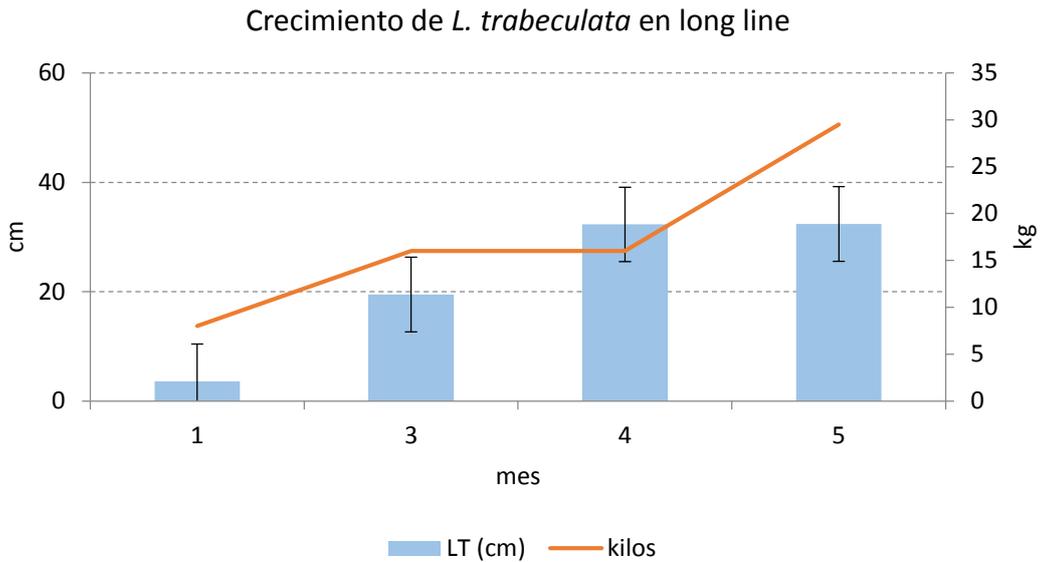


Fig. 13. Crecimiento de juveniles de *L. trabeculata* en cultivo suspendido

De un total de 30 unidades de cultivo de *L. trabeculata* instalados en la línea madre durante el 2018, solo 25 fueron cosechados exitosamente después de 5 meses de cultivo, representando una supervivencia del 83%, con una biomasa de 750 kg aproximadamente.

M. pyrifera mostró un crecimiento gradual, alcanzando longitudes de fronda entre 1 a 150 cm tras 5 meses de cultivo, con un crecimiento promedio de 1 cm.día⁻¹ y entre 7 a 25 Kg luego de 5 meses de cultivo (Figuras 14).

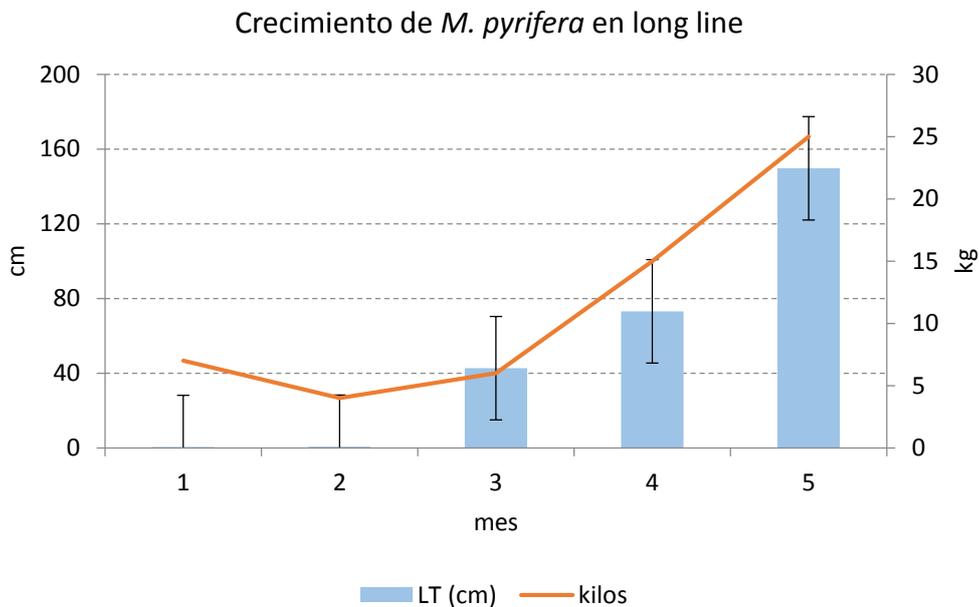


Fig. 14. Crecimiento de juveniles de *Macrocyctis pyrifera* en cultivo suspendido

De un total de 29 unidades de cultivo de *M. pyrifer*a instalados en la línea madre durante el 2018, solo 21 fueron cosechados exitosamente después de 5 meses de cultivo, representando una supervivencia del 72%; con una biomasa de 725kg aproximadamente.

Al realizar la comparación de ambas especies, no se registró diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) entre los parámetros de crecimiento analizados; es decir que la longitud y el peso acumulado de *L. trabeculata* y *M. pyrifer*a en la línea de cultivo suspendido fueron similares; a pesar de que *M. pyrifer*a presentó frondas que alcanzaron tres veces más la longitud de *L. trabeculata*; estaría compensado por el mayor número de frondas de esta última especie.

Es necesario desatacar que se presentaron algunos factores que influyeron en el desarrollo y crecimiento en el medio natural, caracterizado por el alto grado de herbivoría de los peces del área acuática; además de las marejadas típicas de la temporada invernal que afectaron la estabilidad de las unidades de cultivo, provocando en algunos casos desprendimiento de los sistemas tipo “aro”; un tercer factor estuvo asociado a organismos epífitos, sobre todo por el crecimiento de ascidias (*Ciona*) e hidrozoos; que aprovecharon el sustrato artificial dispuesto en la línea madre para su asentamiento y crecimiento, limitando el desarrollo de los esporofitos más pequeños; evidenciando cierto grado de precipitación, muerte y descomposición de las algas; por lo que fueron retirados los epibiontes manualmente. Las algas que lograron sobrevivir y desarrollarse mejor tenían mayor longitud ($> 1\text{cm}$) en el momento de su transferencia al mar, facilitando su mantenimiento cada vez que las plantas se midieron.

Conclusiones

Los ensayos preliminares para la determinación de características reproductivas en la fase microscópica mostraron una tendencia similar de esporulación para los cuatro rangos de diámetro de rizoide durante todo el año, por lo que este proceso de esporulación sería insuficiente para considerarse un indicador de madurez reproductiva de *L. berteroana*. La exposición de soros a dos fertilizantes para la liberación de esporas fue indistinta, ya que la aplicación de ambos nutrientes favoreció la liberación de cantidades similares de esporas a lo largo del año; atribuyendo su efectividad a la técnica de estrés hídrico. Fue posible desarrollar la tecnología de cultivo de las macroalgas pardas *L. trabeculata*, *L. berteroana* y *M. pyrifer*a en medio controlado y *L. trabeculata* y *M. pyrifer*a en medio natural para su aprovechamiento y manejo por pescadores artesanales algueros de la provincia de Ilo, región Moquegua.

Se recomienda medir las tasas de elongación y el alargamiento de las frondas en relación a las estaciones del año para la determinación de los mejores volúmenes de biomasa que permita programar cosechas periódicas; así mismo, es recomendable registrar la formación de tejido reproductivo en las frondas por primera vez para contrastar la capacidad y viabilidad de las algas cultivadas de producir esporofitos.

Agradecimientos

A INNOVATE Perú por el financiamiento del proyecto de investigación “Desarrollo de un paquete tecnológico de cultivo de macroalgas (*Lessonia trabeculata*, *Lessonia nigrescens* y *Macrocystis pyrifer*a) en medio natural (zona marina) para su aplicación técnica por pescadores y productores acuícolas de Ilo – Moquegua” con contrato/convenio 066-INNOVATEPERU-IAPIP-2017; a la Gerencia Regional de la Producción de Ilo (Moquegua) por la difusión de los manuales y guías generados a partir de este material; a la Universidad Nacional de Moquegua por participar activamente y en forma conjunta con los profesionales del Laboratorio de

Investigación Acuícola del IMARPE Ilo en la transferencia tecnológica; a la Asociación “Las Brisas” por su interacción y trabajo colaborativo en las actividades de laboratorio y campo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Acleto, C. 1986. Algas Marinas del Perú de Importancia Económica. Serie de Div. Museo de Historia Natural "Javier Prado". Dep. de Botánica 5: 1-107.

Agardh, C. 1820. Especie algarum rite cognitae, cum synonymis, differentiis specificis et descriptionibus succinctis. Volumen primum. Pars prima. pp. [i-iv], [1] -168. Lundae [Lund]: ex officina berlingiana.

Avila, M., Hoffmann A. & B. Santelices. 1985. Interacciones de temperatura, densidad de flujo fotónico y fotoperíodo sobre el desarrollo de etapas microscópicas de *Lessonia nigrescens* (Phaeophyta, Laminariales). Rev. Chilena de Hist. Nat. 58: 71-82.

Bory de Saint-Vincent, JBG. 1826. Lección Lessonia. En: Dictionnaire Classique d'Histoire Naturelle. (Audouin, I. et al. Eds) vol. 9, pp. 321-322. París: Rey et Gravier; Baudouin Frères.

Caja, V., N. Salas, E. Becerra, D. Bazán, L. Reyna, O. Cornejo y M. Lellist. 2004. Obtención de ácido algínico a partir del alga *Lessonia trabeculata*. Rev. Per. Quím. Ing. Quím. Vol. 7 N° 2.

Camus, P.; Ojeda, F. 1992: Scale-dependent variability of density estimates and morphometric relationships in subtidal stands of the kelp *Lessonia trabeculata* in northern and central Chile. Marine Ecology Progress Series 90: 193–200.

Carbajal & Gamarra. 2018. Guía para recolección y reconocimiento de macroalgas pardas comerciales del Perú. Instituto del Mar del Perú. Informe ISSN 0378-7702. Volumen 45, Número 2. 169-181 pp.

Celis, P. and K. Alveal. 2012. Development of *Macrocystis pyrifera* from spores and gametes on artificial substrate. Algal production in a surface culture. Lat. Am. J. Aquat. Res., 40(2): 292-299.

Charoensiddhi, S; M. Conlon; C. Franco & W. Zhang. 2017. The development of seaweed-derived bioactive compounds for use as prebiotics and nutraceuticals using enzyme technologies. Trends in Food Science & Technology 70. 20 – 33

Edding M. & F. Tala. 2003. Development of techniques for the cultivation of *Lessonia trabeculata* Villouta et Santelices (Phaeophyceae: Laminariales) in Chile. Aquaculture Research, 34, 507-515

Edding M., Fonck E. & Machiavello J. 1994. Lessonia. In: Biology of Economic Algae (ed. by I. Akatsuka), pp.407-446. SPB Academic Publishing, The Hague, The Netherlands.

Etcheverry, H. 1986. Algas marinas bentónicas de Chile. Instituto de Oceanología Universidad de Valparaíso Viña del Mar – Chile. UNESCO. 381 pp.

Fonck, E.; M. Venegas; F. Tala y M. Edding. 1998. Artificial induction of sporulation in *Lessonia* (Phaeophyta, Laminariales). Journal of Applied Phycology 10: 399-403.

Gonzales, A.; J. Beltrán; L. Hiriart; V. Flores; B. de Reviers; J. Correa y B. Santelices. 2012. Identification of cryptic species in the *Lessonia nigrescens* Complex (Phaeophyceae, Laminariales). Phycological Society of America. 40 pp.

Hernández, G., R. Reyes, Y. Rodríguez, J. Murillo, D. Arvizu y M. Muñoz. 2012. Avances tecnológicos en la producción de alginatos en México. Ingeniería Investigación y Tecnología. Vol. XIII, Núm. 2, 155-168.

Montecinos, G. y G. Pérez. 2013. El ABC del cultivo de laminariales. Materiales y condición para esporulación, cultivo, cruzamiento y mantención de cultivos. Pontificia Universidad Católica de Chile. Laboratorio de algas. 20 pp.

Olivarí R. 1974. Contribución al conocimiento del crecimiento de gametofitos y ciclo reproductivo de *Lessonia nigrescens*. Inv. Mar. 5: 85-96.

Palacios, M. & A. Mansilla. 2003. Desarrollo de gametófitos y esporófitos de *Macrocystis pyrifera* (L.) C. Agardh (Laminariales: Lessoniaceae) de la región de Magallanes en condiciones de laboratorio. Anales Instituto Patagonia (Chile). 31:43-53

Piel, M.; M. Avila & A. Alcapán. 2015. Criopreservación de estadios iniciales de gametofitos de *Macrocystis pyrifera* (Laminariales, Ochrophyta) en condiciones controladas de laboratorio. Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 50, S1: 157-162.

Reed, D.; M. Neushul and A. Ebeling. 1991. Role of settlement density on gametophyte growth and reproduction in the kelps *Pterygophora californica* and *Macrocystis pyrifera* (Phaeophyceae). Marine Science Institute, University of California. Journal Phycology. 27, 361-366.

Santelices, B. 1990. Patterns of reproduction, dispersal and recruitment in seaweeds. Oceanography and Marine Biology: An Annual Review. Aberdeen University Press/Allen & Unwin: London. ISSN 0078-3218

Santelices, B., J.C. Castilla, J. Cancino & P. Schmiede, 1980. Comparative ecology of *Lessonia nigrescens* and *Durvillaea antarctica* (Phaeophyta) in Central Chile. Mar. Biol., Vol. 59, pp. 119-132.

Starr, R. and J. Zeikus. 1993. The culture collection of algae at the University of Texas at Austin. J. Phycology 29: 1-106.

Tala, F.; P. Toledo; V. Villalobos; X. Uribe; M. Araya; M. Fernández; S. García; M. López; L. Vásquez y D. Yañez. 2018. Algas de la macro-zona norte de Chile como recurso generador de bioproductos con valor agregado y oportunidad comercial para el Mercado local y mundial.

Tala, F.; M. Edding y J. Vásquez. 2004. Aspects of the reproductive phenology of *Lessonia trabeculata* (Laminariales: Phaeophyceae) from three populations in northern Chile. New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research, Vol. 38: 255–266.

Tala F. 1999. Crecimiento, productividad y pérdida de tejido en frondas de *Lessonia trabeculata* y *Lessonia nigrescens* (Laminariales, Phaeophyta). Thesis Master Cs. del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, 126 pp.

Tala F. 1994. Aspectos morfológicos y reproductivos de *Lessonia trabeculata* (Phaeophyta, Laminariales): una comparación entre localidades (IV Región - Chile). Thesis Marine Biology, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile, 153 pp.

Tejada, A.; A. Gonzales y D. Baldarrago. 2018. Investigaciones experimentales en macroalgas pardas (*Lessonia nigrescens*) en la región Moquegua. Informe. Área de Investigación de Recursos Bentónicos. Instituto del Mar del Perú. 13 pp.

Tellier, F. 2018. Informe de análisis molecular de los géneros *Lessonia* y *Macrocystis*. Universidad Católica de la Santísima Concepción, en el Departamento de Ecología de la Facultad de Ciencias y en el Centro de Investigación en Biodiversidad y Ambientes Sustentables – CIBAS.

Vásquez, J. y F. Tala. 1995. Repopulation of intertidal áreas with *Lessonia nigrescens* in northern Chile. *Journal of Applied Phycology* 7: 347-349.

Vásquez, J. y E. Fonck. 1993. Estado actual y perspectivas de la explotación de algas alginófitas en Sudamérica. In: Situación Actual de la Industria de Macroalgas Productoras de Ficoloides en América Latina y El Caribe. Documento de Campo N° 13 GCP (RLA(102/ITALIA, FAO. 17 -26.

Vásquez, J.; F. Tala y R. McPeak. 1992. *Lessonia nigrescens* along the Chile coast: Evaluation and repopulation experiments. Final Reports. KELCO Company, San Diego.

Véliz et al 2006

Venegas, M.; F. Tala; E. Fonck and J. Vásquez. 1992. Sporangial sori on stipes of *Lessonia nigrescens* Bory (Laminariales, Phaeopyta): A high frequency phenomenon in intertidal populations of Northern Chile. *Botanica Marina*. Vol. 35, pp. 573-578.

Vera, D. 2014. Efecto de la extracción del alga *Lessonia trabeculata*, Villouta & Santelices, sobre el macrobentos en Marcona, Perú. Tesis de magister. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Villouta E. y B. Santelices. 1984. Estructura de la comunidad submareal de *Lessonia* (Phaeophyta, Laminariales) en Chile norte y central. *Revista Chilena de Historia Natural* 57:111-122

Westermeier R., CID M. & P. Rivera. 1989. Efectos de factores ambientales sobre las fases microscópicas de *Macrocystis pyrifera* (L) C. Ag. en cultivo. *Medio Ambiente* 10, 13-22.

Yoneshigue, Y. 1990: The life cycle of *Laminaria absyssalis* (Laminariales, Phaeophyta) in culture. *Hydrobiologia* 204/205: 461–466.