

ISBN: 978-956-302-104-2



9 789563 102104 2



Universidad
ARTURO PRAT
del Estado de Chile



Universidad
de Antofagasta



FONDEF
Fondo de Fomento al Desarrollo
Científico y Tecnológico

Manual para el cultivo y re poblamiento del huiro negro (*Lessonia berteroana*) en la región de Antofagasta

Manual para el cultivo y repoblamiento del huiro negro (*Lessonia berteroana*) en la región de Antofagasta

Autores:

Marcela Avila, Carlos Merino, Maria Ines Piel, Ricardo Riquelme,
Karen Guissen, Pedro Pizarro, Alejandro Rojas

Colaboradores:

Ricardo Utreras, Constanza de Zarate, Carlos Riquelme.

Fotografías:

Ricardo Riquelme, Maria Ines Piel, Marcela Avila, Alejandro Rojas, Pedro Pizarro

Inscripción y Registro:

Inscripción Propiedad Intelectual Nro.: A-286111

Registro ISBN Nro.: 978-956-302-104-2

Este documento debe ser citado como:

Avila M, C Merino, MI Piel, R Riquelme, K Guissen, P Pizarro, A Rojas. 2017.
MANUAL PARA EL CULTIVO Y REPOBLAMIENTO DEL HUIRO NEGRO (*Lessonia berteroana*)
Serie Programa Educativo Participativo para la Pesca Artesanal.
III Cultivo y repoblamiento de Huiro negro. 47 pp

Contenidos

PREFACIO	4
1. Biología, distribución, e importancia comercial	5
1.1 Identificación de la especie y fenología reproductiva	5
1.2 Caracterización de la Pesquería de algas pardas	7
1.3 Usuarios de la pesquería	14
1.4 Cadena productiva de algas pardas	16
2. Reproducción y Ciclo de Vida	19
2.1 Desarrollo temprano de esporas	19
2.2 Factores que regulan la maduración de gametofitos	20
2.3 Áreas de Manejo y Explotación de Recursos Bentónicos (AMERB)	20
3. Fico Hatchery: Requerimientos y condiciones para el cultivo	21
3.1 Equipamiento e instrumental	21
3.2 Tratamiento de agua de mar	22
3.3 Esterilización de recipientes de cultivo	23
3.4 Medios de cultivo y fertilizantes a utilizar	23
4. Procedimiento de inducción a la esporulación	24
4.1 Colecta de material reproductivo	24
4.2 Liberación de esporas	25
4.3 Factores relevantes en la maduración de gametofitos y formación de esporofitos	26
5. Procesamiento de primera fase de cultivo	31
5.1 Crecimiento esporofitos	32
6. Procedimiento segunda fase de cultivo: Cultivo en el mar	33
6.1 Protocolo de traslado plántulas juveniles	33
6.2 Instalación en líneas	36
6.3 Crecimiento y productividad	36
6.4 Repoblamiento	40
7. Aplicaciones y productos derivados	41
8. Referencias	45

PREFACIO

Las grandes algas pardas “huirales”, en Chile forman parte del ecosistema costero bentónico donde cumplen un rol ecológico relevante por ser estructuradoras de comunidades. Debido a ello han sido consideradas especies “Bioingenieras”. Por otra parte constituyen en la actualidad uno de los recursos marinos bentónicos de importancia comercial para nuestro país por ser productoras de alginatos, un coloide de uso reciente en la industria cosmética y farmacéutica. También son utilizadas como alimento siendo comercializada en diferentes formatos (tallarines y snack, entre otros) y para alimentar larvas en hatchery de algunos moluscos y erizos que se comercializan en el país. De las especies que en Chile conforman estos “huirales”, *Lessonia bertereana* o “huir negro” es la que ha presentado en las últimas décadas los mayores volúmenes de extracción de praderas naturales en las costas del norte del país y por ende los mayores ingresos por concepto de venta. Esta situación ha puesto en alerta la sustentabilidad del recurso en esa área costera, en ese contexto la Universidad Arturo Prat a través del Instituto de Ciencia y Tecnología con Sede en Puerto Montt y la Universidad de Antofagasta a través de la Facultad de Ciencias y Acuicultura elaboran y presentan el Proyecto “Desarrollo productivo del cultivo del huir negro (*Lessonia bertereana*) en la Región de Antofagasta” FONDEF D13-R20015, para desarrollar en conjunto investigaciones que les permitan aportar conocimiento sobre las bases biológicas básicas para el cultivo y desarrollo de técnicas de repoblamiento en la perspectiva de contribuir a la conservación y sustentabilidad del recurso y de los ecosistemas bentónicos de los que ellos forman parte. El presente documento técnico, resume los resultados y experiencias logradas en el terreno y en laboratorio durante el desarrollo de este Proyecto, para ser transferidas y aplicadas especialmente en las áreas de manejo por pescadores artesanales organizados y pescadores - recolectores de orilla en general, científicos y empresarios locales. Esperamos que este manual sirva de guía como vehículo de enseñanza-aprendizaje a todos los actores involucrados en la producción y comercialización de este recurso.





Fig. 1 Intermareal rocoso de la Región de Antofagasta.

1. BIOLOGÍA, DISTRIBUCIÓN, E IMPORTANCIA COMERCIAL

1.1 Identificación de la especie y fenología reproductiva

De acuerdo a la literatura publicada sobre taxonomía y distribución geográfica realizados recientemente, en la zona norte de Chile ocurre una especie de alga parda denominada como *Lessonia berteriana* (Gonzalez *et al.*, 2012). Esta especie formaría parte de un complejo de especies cripticas, las cuales se conocían con el nombre específico de *Lessonia nigrescens* Bory (Tellier *et al.*, 2009; Tellier *et al.*, 2011).

El complejo *L. nigrescens* Bory habita el intermareal rocoso desde Perú hasta las costas de Chile (17°S hasta 56°S Cabo de Hornos). Desde los 30°S coexiste en el intermareal con *Durvillaea antarctica*, especialmente en ambientes muy expuestos al oleaje (Westermeier *et al.*, 1994). Dentro de este rango de distribución se encuentran otras especies de algas pardas como *Lessonia trabeculata* que se distribuye entre los 12°S y los 42°S, *Macrocystis pyrifera* que se encuentra hasta los 42°S, y otras especies de *Lessonia* hasta los 42°S (Tellier *et al.*, 2009).



La especie intermareal de *Lessonia* de la zona norte se ha denominado con el nombre específico de *L. berteroa*, su distribución alcanza hasta los 30°S (Gonzalez *et al.*, 2012) y hacia el sur desde los 31°S se encuentra la especie *Lessonia spicata*. *L. berteroa*, que crece sobre los roqueríos intermareales formando un cinturón cuyo ancho depende del grado de inclinación del sustrato (Fig. 1) y del grado de exposición al oleaje, donde es la especie dominante en cobertura y biomasa y es estructuradora de comunidades (especie bio-ingeniera) de invertebrados marinos (Fig. 2A), incluyendo especies de alto valor comercial como *Loxechinus albus* y *Concholepas concholepas*.

Fenología reproductiva

La caracterización de estados reproductivos en las localidades de Caleta Bolfin e Isla Lagarto de la Región de Antofagasta, muestra que *L. berteroa* se encuentra reproductiva todo el año. El porcentaje de individuos reproductivos varía en las localidades estudiadas entre 46 a 85% considerando un periodo anual. En invierno tiende a disminuir el número de ejemplares reproductivos en ambas localidades (Fig. 2B).

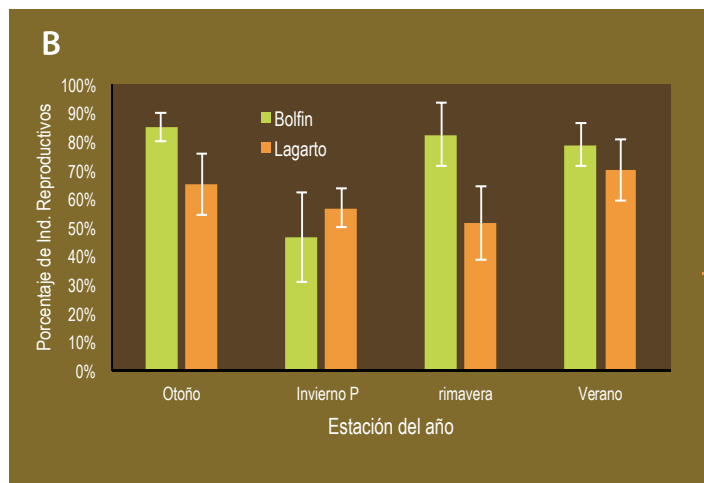
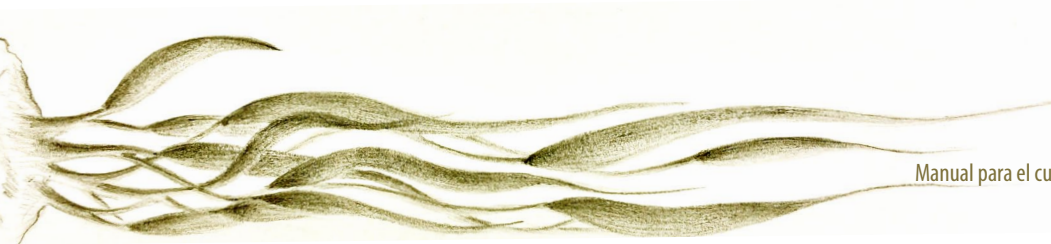


Fig. 2 A. Disco de fijación con numerosos invertebrados. B Fenología reproductiva en dos localidades Bolfin y Lagarto.



Se estimó la proporción de superficie que ocupan los soros en las frondas y esta varía entre un 14 y 19%. Esta superficie se incrementa en los meses de verano, los soros son de tamaño pequeño y se distribuyen desde la parte basal a la porción apical, en porciones centrales o laterales, pueden ser de longitud hasta 10-12 cm. El grado de madurez se puede inferir de acuerdo a la coloración del soro, el color oscuro corresponde a un estado maduro, mientras que un soro esporulado presenta una pigmentación mas atenuada. El tejido del soro después de esporulado se necrosa y se pierde el tejido en la fronda.

1.2 Caracterización de la Pesquería de algas pardas

Durante la última década los desembarques de algas pardas registrados por el Servicio Nacional de Pesca, muestran que esta pesquería está concentrada en la zona norte de Chile, tuvo un notable incremento hasta el 2013, donde llego a duplicar los volúmenes extraídos durante el año 2003. El desembarque total en el país se incrementó desde 199.000 t húmedas en el año 2003, hasta 390.900 t húmedas en el año 2013 (Fig. 3), en los años posteriores se observa una disminución alcanzando en el año 2015 un desembarque total de cerca de 200.000 t húmedas. Los volúmenes registrados por la estadística oficial del SERNAPESCA, son provenientes en un 100% de praderas naturales.

Las algas pardas constituyen la pesquería artesanal más importante en esa zona del país, en ella participan pescadores artesanales, recolectores de orilla y buzos mariscadores. La forma de extracción es mediante la recolección desde varaderos de “mortalidad natural” y por remoción directa mediante una herramienta conocida como “barreta”. Esta última forma de extracción se practica desde que se incrementó la demanda y el precio de este tipo de recursos. El barroteo implica que los pescadores desprenden los discos de fijación completos de las algas, liberando espacio en los sustratos (rocas). Se ha especulado sobre las consecuencias ecológicas de esta forma de extracción, sin embargo estas aun no han sido cuantificadas, se presume que puede afectar la alta diversidad de organismos asociados a los bosques de algas



pardas (peces y larvas de invertebrados marinos de importancia económica y ecológica) que se refugian los huirales (Vásquez y Vega 2005).

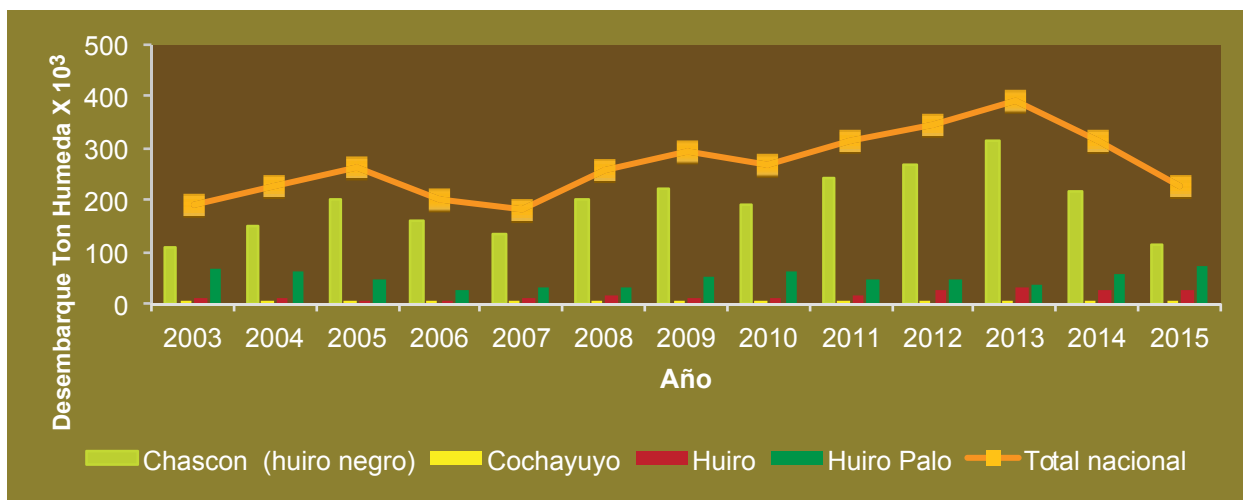


Fig. 3. Desembarque de algas pardas en el periodo 2003-2015. Fuente SERNAPESCA (www.sernapesca.cl).

Las especies que constituyen esta pesquería en la zona norte son 4: *Macrocystis pyrifera* o huido canutillo, *Lessonia trabeculata* o huido palo, *Lessonia berteroa* y *L. spicata*, conocidas comúnmente con el nombre de chascón o huido negro (estas dos últimas ex *Lessonia nigrescens*). El recurso chascón o huido negro es el más importante en volumen de desembarque en la pesquería de algas pardas, en todas las regiones de la zona norte, y es el que marca la tendencia que han tenido las algas pardas en los últimos años (Fig. 3). En la figura 4 se muestra el desembarque por recurso y por región, donde se observa que la Región de Atacama aporta el mayor volumen de algas pardas y le siguen en importancia la Región de Antofagasta, Región de Coquimbo y Región de Tarapacá.





la toma de decisiones se han considerado los resultados de estudios y evaluaciones de praderas realizadas durante los últimos años, de cada uno de los recursos con sus características, similitudes y diferencias, con el gran objetivo de establecer criterios para un manejo adecuado de la pesquería.

Fig. 4 Desembarque de algas pardas por recurso y por región, según estadísticas oficiales de SERNAPESCA (www.sernapesca.cl). A. Huiro palo (*Lessonia trabeculata*); B. Huiro canutillo (*Macrocystis* spp.) y C. Huiro Negro (*Lessonia berteriana*).

Como se mencionó en párrafos anteriores el recurso más importante en volumen es el huiro negro y el desembarque de este recurso se concentra en la zona norte (incluye Arica y Parinacota) donde se extrae el 96% del volumen total nacional del país. En la figura 5 se muestra el desembarque de algas pardas entre los años 2003 y 2015 en la Región de Antofagasta. Esta región aportó el año 2015 un 20% del volumen total nacional desembarcado y es la segunda en importancia después de la Región de Atacama. En Antofagasta al igual que para toda la zona norte, el recurso más importante en volumen desembarcado es el huiro negro, llegando a extraer en el año 2014 un volumen máximo de 116.00 t húmedas.

La tendencia muestra un comportamiento sin grandes fluctuaciones entre los años 2005 al 2010, mientras que desde el año 2011 se observa un incremento en el desembarque llegando a un máximo en el año 2014, para posteriormente decaer (Fig. 5). Las fluctuaciones en los volúmenes desembarcados obedecen a demandas del mercado internacional y no a disponibilidad de biomasa. Los recursos huiro palo y huiro canutillo son de menor importancia en volumen y no sobrepasan las 10.000 t anuales.

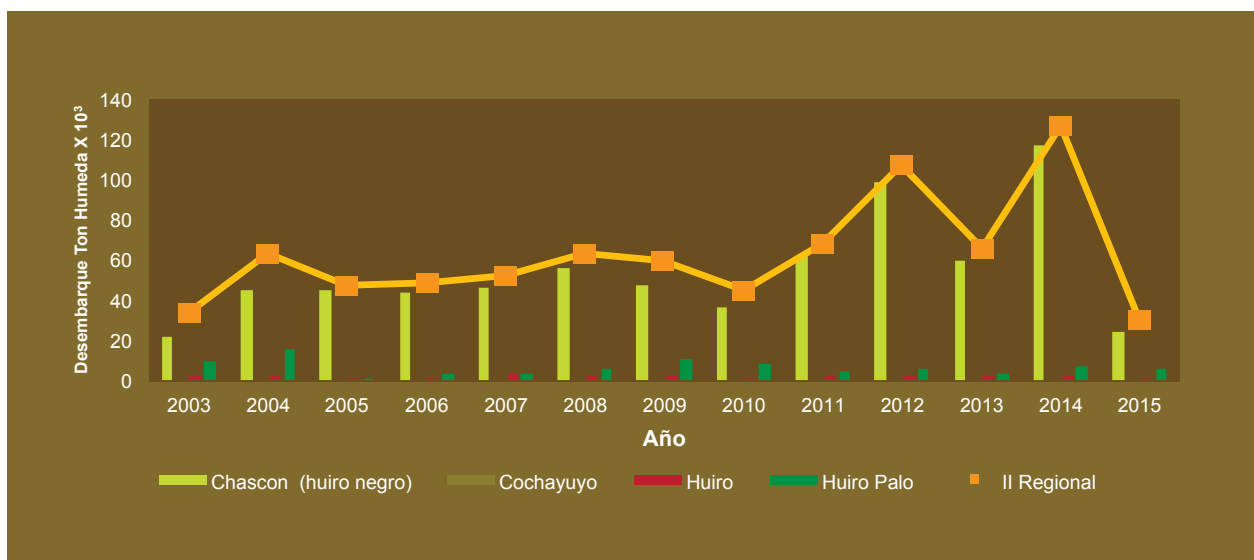


Fig. 5 Desembarque de algas pardas en la Región de Antofagasta en el periodo 2003- 2015. Fuente SERNAPESCA (www.sernapesca.cl).



De acuerdo a los registros del Servicio Nacional de Pesca en la Región de Antofagasta, existen oficialmente 4 puertos de desembarque en los cuales se registra oficialmente las cifras de desembarque de los recursos algales antes mencionados. Los puertos corresponden a Antofagasta, Mejillones, Tal Tal y Tocopilla. En la figura 6 se muestra solamente el desembarque del recurso más importante, huiro negro o chascón, por puerto de desembarque en la Región de Antofagasta. Los puertos más importantes para este recurso son Antofagasta y Tal Tal. El segundo recurso en importancia es huiro palo, *Lessonia trabeculata*, que corresponde a una especie que forma bosques submareales. En la fig. 7 se muestran las fluctuaciones en el desembarque por puerto; se observa que el puerto más importante es Tocopilla y que la especie ha presentado una disminución del desembarque en el tiempo. El mayor volumen ocurrió en el año 2009 con 7.000 ton húmedas.

Fig. 6 Desembarque de huiro negro (*Lessonia berteriana*) por puerto de desembarque en la Región de Antofagasta para el periodo 2006 a 2015. Fuente: SERNAPESCA (www.sernapesca.cl)

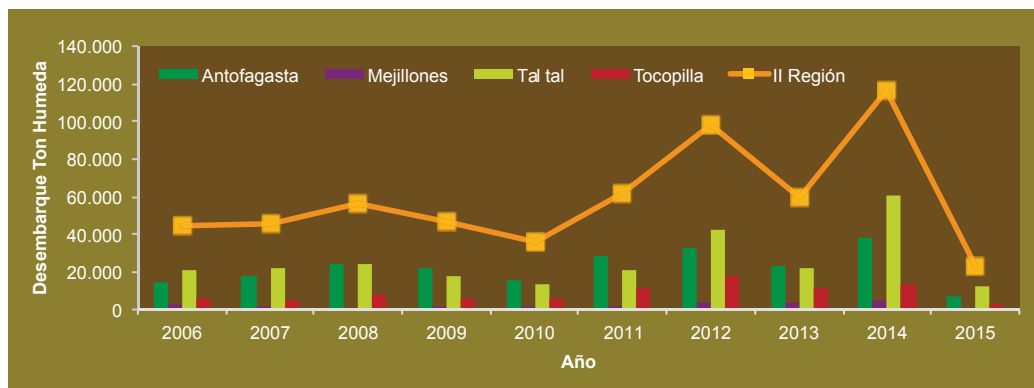
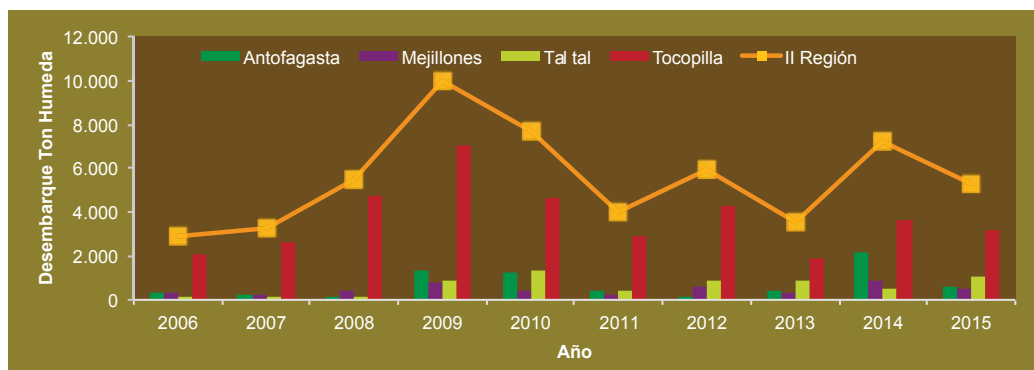


Fig. 7 Desembarque de *Lessonia trabeculata*, huiro palo, entre los años 2006 a 2015 por puerto según SERNAPESCA (www.sernapesca.cl).



También es de importancia económica el recurso huiro canutillo, *Macrocystis* spp., que corresponde a una especie submareal, cuya demanda es principalmente como alimento para abalones. Los volúmenes que se extraen en la segunda región son bajos y no superan las 3.000 toneladas. Los puertos más importantes de desembarque son Tocopilla y Antofagasta (Fig. 8).

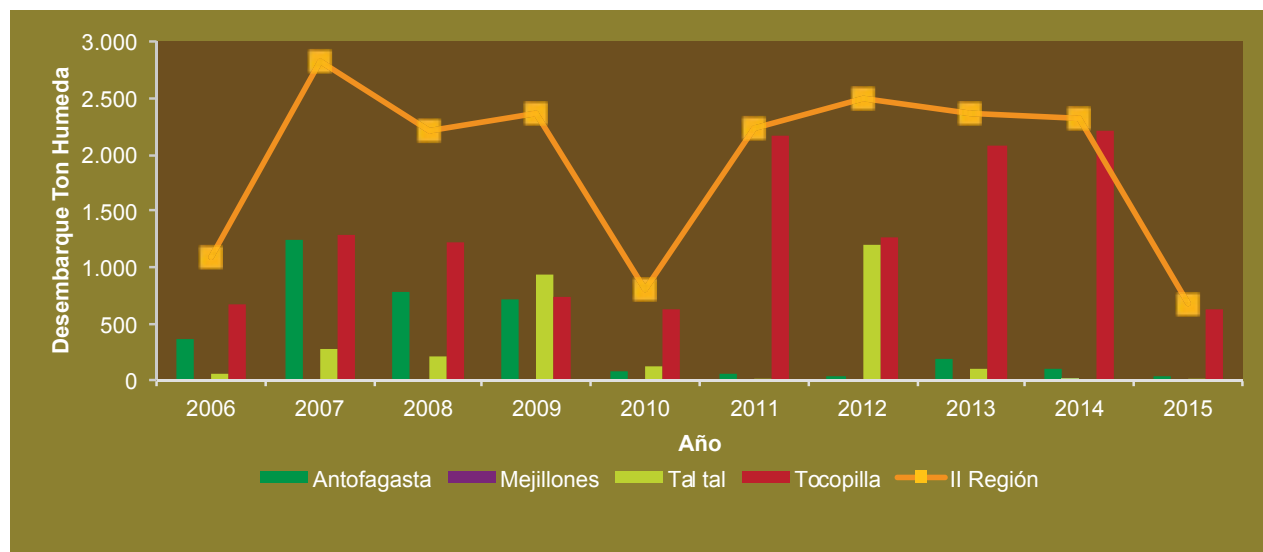
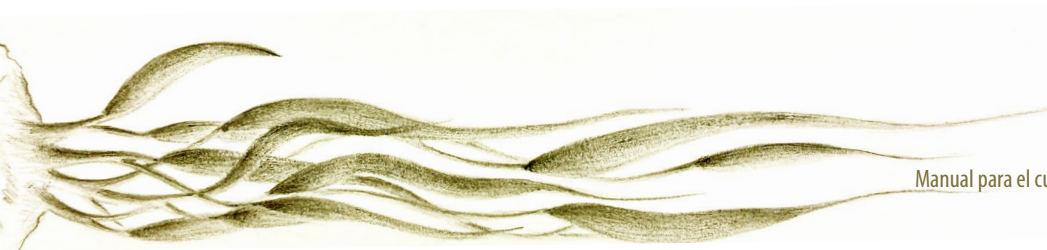


Fig. 8 Desembarque de *Macrocystis* spp. entre los años 2006 a 2015 por puerto de desembarque. Fuente SERNAPESCA.(www.sernapesca.cl).

En el año 2005, la pesquería de huiro negro, huiro palo y huiro canutillo, fue decretada en estado de plena explotación. Por las facultades de administración de las pesquerías que el Estado le confiere a la Subsecretaría de Pesca y Acuicultura, se implementó a partir de septiembre del 2005 una veda extractiva para los recursos mencionados en las áreas de libre acceso (ALA) y en áreas de manejo (AMERB) que no contaban con planes de manejo para dichos recursos, en forma paralela se implementó la medida de suspensión transitoria de la inscripción en el Registro Pesquero Artesanal, para limitar el acceso al



recurso. Posteriormente se han realizado estudios que han recolectado información que permitieron el diseño y formulación de medidas de administración para algas pardas. Desde el año 2005 hasta el año 2011, se autorizó la extracción del recurso bajo la figura de pesca de investigación lo que permitió llevar un registro tanto de los actores involucrados en la pesquería como de los volúmenes y origen de los desembarques.

En la Región de Antofagasta desde octubre del 2011 (R. Ex. N° 1310 de 2010 y sus modificaciones) se encuentra vigente una veda que permite sólo la extracción manual de este tipo de recursos, es decir solo mortalidad natural. Las algas que se recolectan son secadas en la playa y se acopian para su comercialización como alga entera (Fig. 9) o picada. Las plantas picadoras se encuentran generalmente en las cercanías de las zonas de extracción y acopio.



Fig. 9 Secado y comercialización de algas. Arriba: Secado en playa.
Abajo: Comercialización de algas en playa

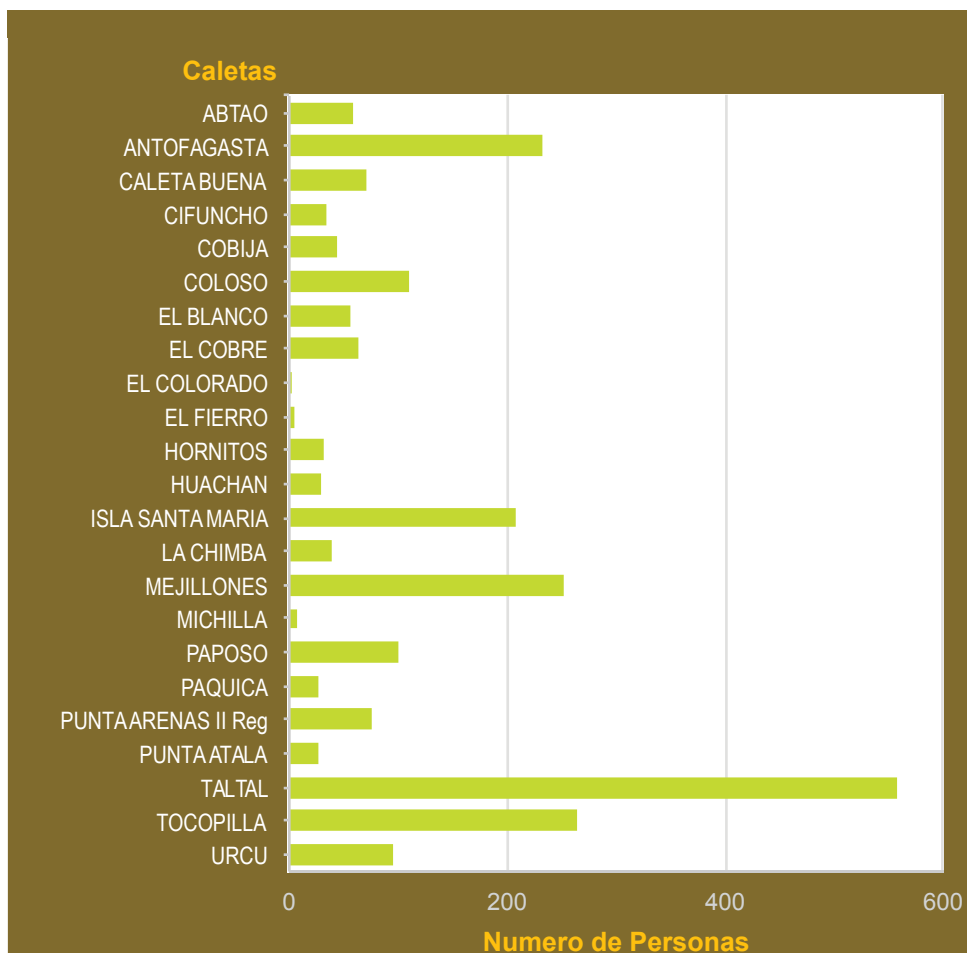




1.3 Usuarios de la pesquería

En la figura 10 se muestra el número de pescadores extractores de algas pardas por caleta para la Región de Antofagasta. Las caletas más importantes por número de pescadores corresponden a Tal Tal, Tocopilla, Antofagasta e Isla Santa María. La región registra oficialmente 23 caletas como lugar de desembarque de algas pardas.

Fig. 10
Número de
extractores de algas
pardas por caleta



En la figura 11 se grafica el número de pescadores asociados a la extracción del recurso huiro negro por caleta y por categoría, para el año 2015, registrándose 4 categorías asociadas a la extracción de algas: a) armador; b) buzo; c) pescador artesanal y d) recolector de orilla.

Para el período 2012-2014 en el informe final de "Seguimiento biológico pesquero y evaluación económica, como insumo para plan de manejo de la pesquería de algas pardas II Región, 2013-2014", se indica que la contribución por género en los desembarques de las algas pardas en la región de Antofagasta, indica un dominio de los hombres (84%), con respecto a la participación de mujeres en la recolección de algas (16%) (Fig. 12).

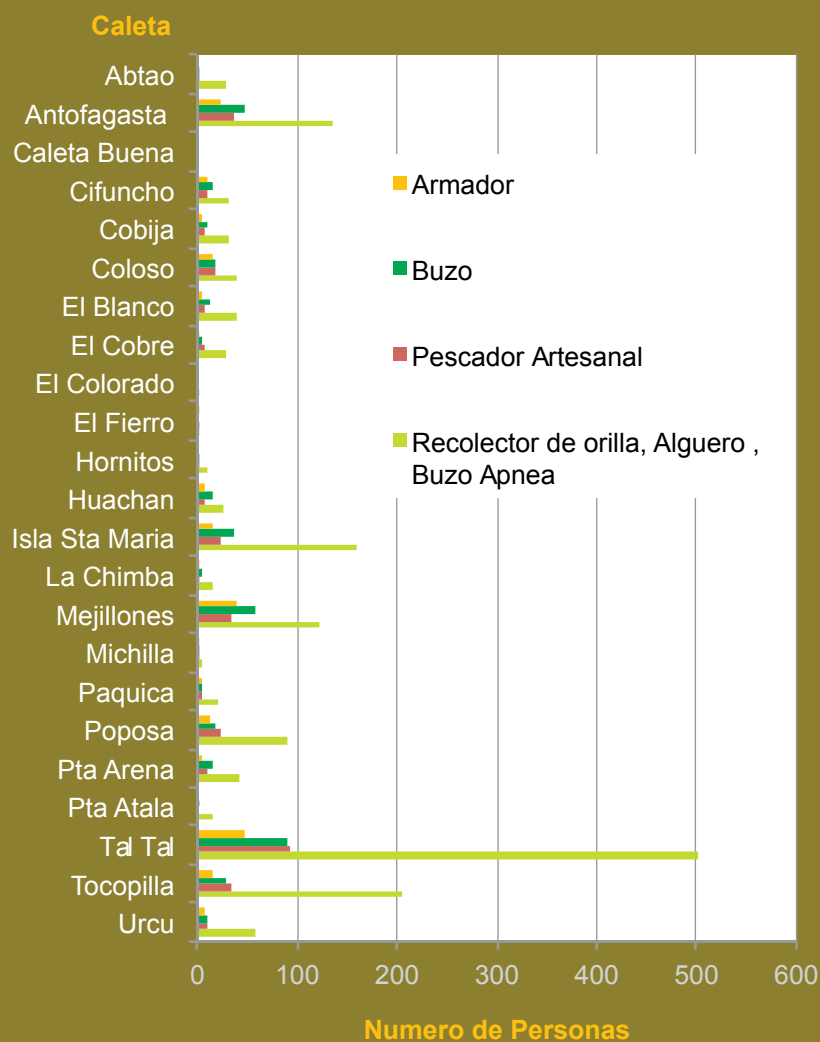


Fig. 11 Distribución del número de extractores de huiro negro, por caleta y por categoría. Fuente Sernapesca (www.sernapesca.cl).

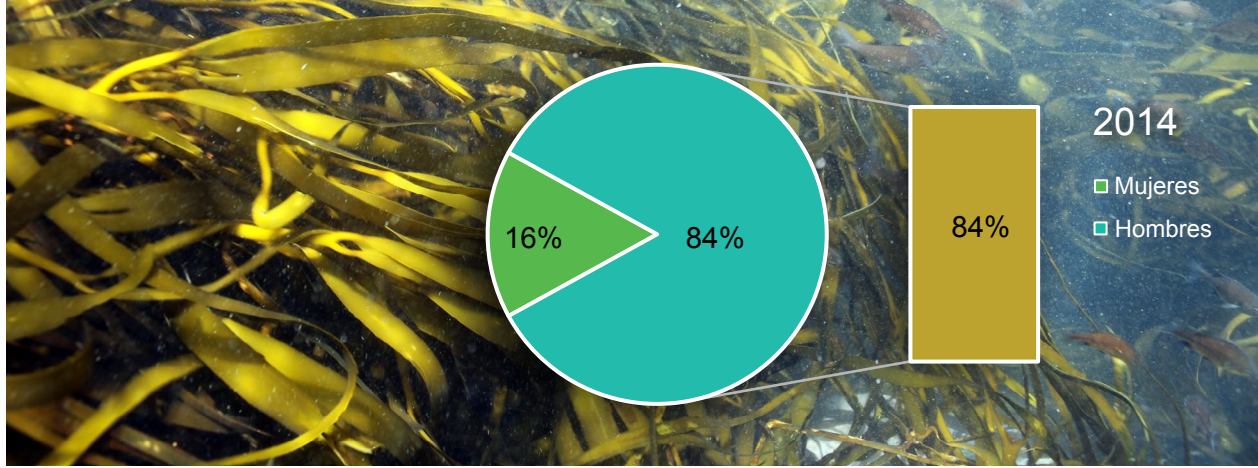


Fig. 12. Participación por género en la pesquería de algas pardas, en la Región de Antofagasta durante el 2014.
Fuente Informe Final M & S Gestión y Conocimiento Ltda.

1.4 Cadena productiva de las algas pardas

La cadena productiva de la explotación de las algas pardas en la zona norte de nuestro país es capaz de generar distintos niveles que, conforman también el canal de comercialización y de agregación de valor en algunos casos, traspasándose en forma directa o indirecta la propiedad de las algas (algueros, intermediarios, dueños de plantas tipo A y Tipo B) (Fig. 13)

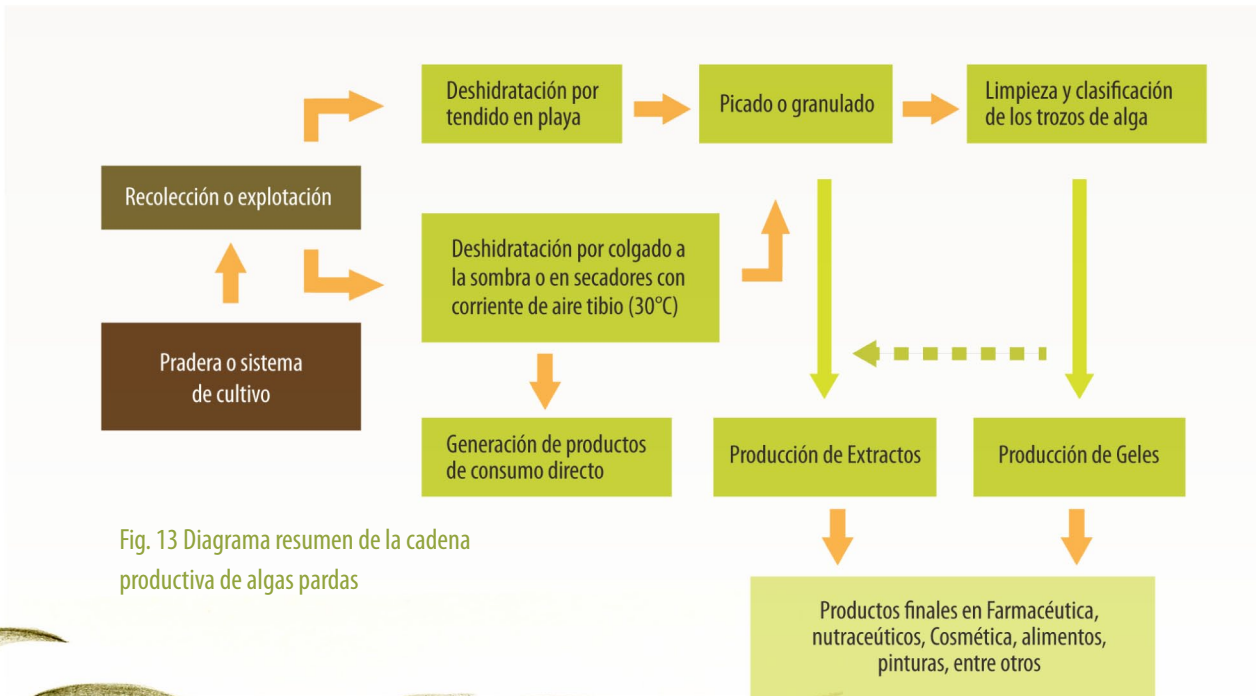


Fig. 13 Diagrama resumen de la cadena productiva de algas pardas



Alguero: es el que inicia la sucesión de transferencia, cuando se colecta el alga ya sea varada o por extracción desde el litoral y se moviliza en el mercado. Esta persona o grupos de personas, denominados algueros o recolectores de orilla, además de colectar algas, las deshidrata ya sea tendiéndolas al sol en sectores aledaños al lugar de colecta. En casos que se exija una mayor calidad del material algal, por ser un producto que va hacia la generación de alimentos de consumo directo o para extractos para la generación de cosmeceútico, el secado se hace colgando las algas bajo sombra o lugares cerrados con secadores donde circula aire a 30°C de temperatura.

Intermediarios: Persona o sociedad comercial que compra algas, generalmente seca, en playa y la traslada a una planta procesadora de cualquier tipo, donde la comercializa.

Planta Tipo A: es una empresa minorista de transformación básica del producto (picado del Alga), cuyo negocio principal es vender directamente a otra planta más grande (tipo B).

Planta Tipo B: es una empresa cuyo principal negocio es vender a la empresa nacional, quién exporta las algas a otros países.

Empresas Nacionales Exportadoras: (EMP NAC EXP): compran por cuenta propia las algas a las plantas y algueros y las venden al extran-

jero (Japón, China, Australia, etc.) En esta planta se limpia el alga picada para eliminar principalmente la arena y otros residuos y se homogeniza el calibre del picado antes de su ensacado final.

Otra categoría son las **empresas mayores**, que generan productos de algas con valor agregado. En este nivel se puede encontrar en Chile plantas de proceso industrial que producen alginatos y otros extractos de algas para uso cosmoceútico o formatos para el consumo humano como “tallarines”, harina y snacks.

En la figura 14, se muestran todas las combinaciones de uso de canales de comercialización que se da desde el momento que se extrae el alga hasta llegar a las empresas nacionales quienes exportan el alga. En una misma caleta donde hay diferentes grupos de recolectores se puede reconocer diferentes canales de comercialización (dos a cinco niveles).

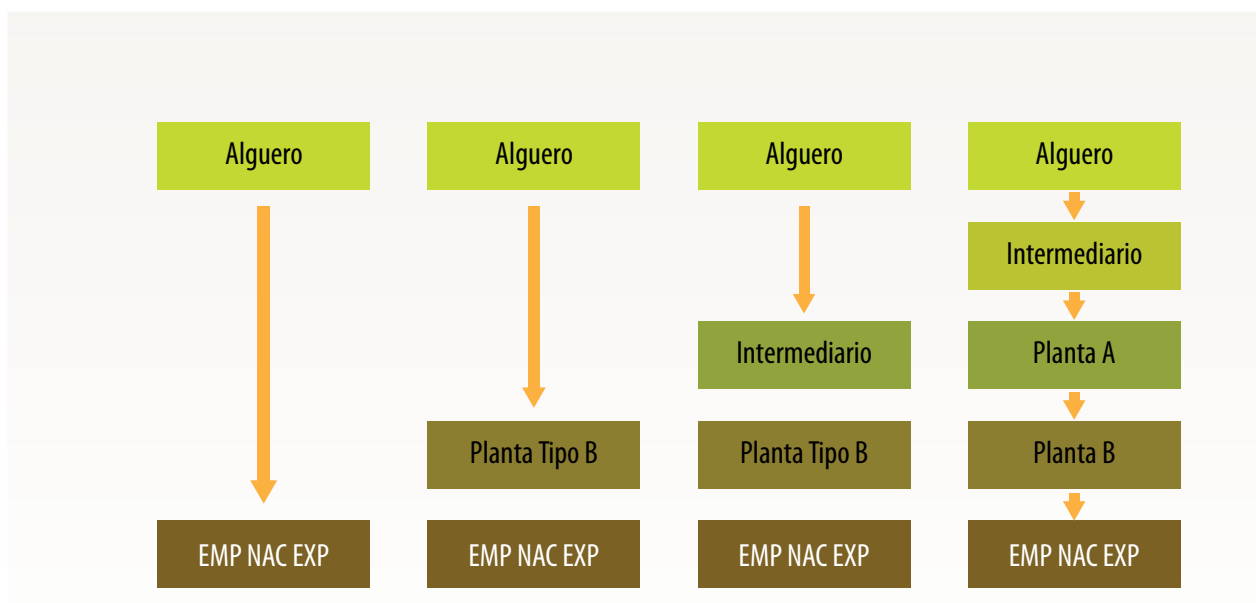


Figura 14: Tipo de canales de traspaso de propiedad del recurso Alga



2. REPRODUCCIÓN Y CICLO DE VIDA

2.1. Desarrollo temprano de esporas

Lessonia berteroana, es una especie de alga parda que pertenece a la familia de las Laminariaceae, en las frondas se encuentran los soros esporangiales los cuales se pueden identificar a lo largo de toda la fronda, y en la zona norte de Chile, particularmente en la Región de Antofagasta, están presentes durante todo el año (Fig. 15). Los soros se disponen en bandas longitudinales medianas, en ambas caras de la lámina, son fácilmente reconocibles porque presentan una coloración más oscura que el resto de la fronda. Los esporangios son microscópicos tienen forma de saco y contienen en su interior numerosas esporas que son móviles.

En el interior de los soros esporangiales se encuentran las meiosporas, las cuales son móviles y poseen dos flagelos que les permite desplazarse hasta que encuentran un sustrato (roca) donde se fijan, germinan formando un tubo de germinación, esto ocurre aproximadamente dentro de las primeras 48 horas.

Fig. 15 Fronda de *Lessonia berteroana* reproductiva, ovalo indica la presencia de los soros esporangiales.



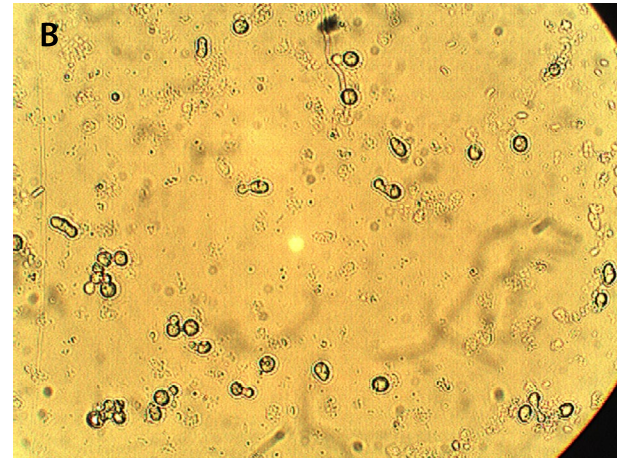
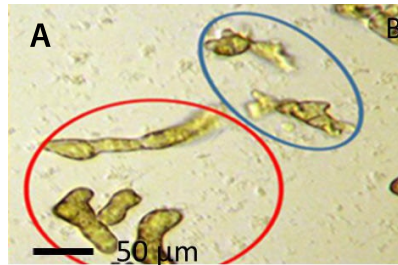


Fig. 16 A) Meiosporas recién germinadas de *L. berteroana* con 24 horas. En el círculo violeta meiosporas en germinación y en el círculo naranja zoospora sin germinar. B) Gametofitos de 21 días en círculo rojo gametofitos femeninos, y en círculo azul gametofitos masculinos.

Una vez que las esporas pierden los flagelos, comienzan a germinar (Fig.16). Las esporas recién germinadas dan origen a gametofitos masculinos y femeninos, los que en los primeros días de desarrollo no son fácilmente distinguibles. Con una longitud promedio que varía entre 10 a 20 μm . Pasados 14 días de desarrollo se pueden identificar claramente por el tamaño y diámetro de las células. Los gametofitos femeninos son más grandes y más robustos midiendo entre 80 a 100 μm a diferencia de los gametofitos masculinos que miden entre 40 a 50 μm .

2.2 Factores que regulan la maduración de gametofitos

Los factores que regulan la maduración de gametofitos están relacionados con factores físicos como por ejemplo la iluminación. En teoría la formación de gametofitos debe ser un 50% de gametofitos femeninos y un 50% de gametofitos masculinos. Hay factores abióticos que regulan la maduración de los gametofitos, entre ellos se pueden mencionar fotoperiodo, temperatura, iluminación, nutrientes.



Las mejores condiciones para producir gametofitos que sean capaces de reproducirse son:

- Fotoperiodo de día largo 16:08 horas (luz: oscuridad)
- Temperatura entre 10 a 15°C
- Iluminación sobre 30 $\mu\text{molm}^{-2}\text{s}^{-1}$
- Nutrientes (nitrógeno) entre 275 a 550 $\mu\text{Mol /L}$

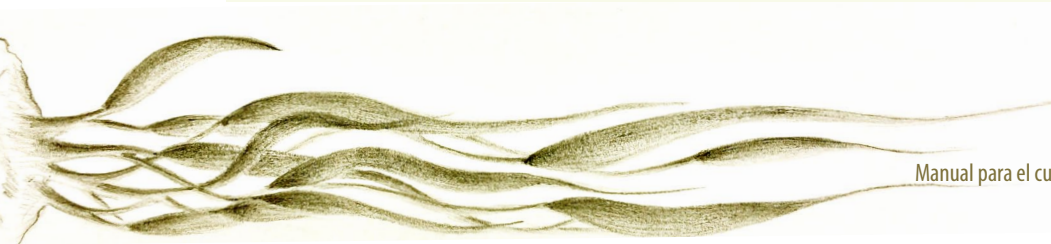
3. FICO HATCHERY: REQUERIMIENTOS Y CONDICIONES PARA EL CULTIVO

3.1 Equipamiento e instrumental

La instalación de un fico-hatchery para algas pardas que sea apto para la producción de plántulas de *Lessonia berteroana* requiere del siguiente equipamiento:

Espacio cerrado de mínimo 25 m² y con aire acondicionado a la temperatura óptima para el cultivo (10 – 15 °C), iluminación con fotoperiodo controlado (fico-hatchery), repisas para frascos y bidones de polipropileno y un sistema de aireación permanente (Blower).

- ✓ Disponibilidad constante de agua de mar filtrada (0.45 μm) y esterilizada con UV de buena calidad.
- ✓ Sistema de iluminación fluorescente (equipos de 2 x 40W).
- ✓ Sistema de tratamiento del agua de mar (filtros mecánicos y esterilizador ultra violeta).
- ✓ Equipo de esterilización para recipientes menores y medio de cultivo (Autoclave).
- ✓ Estufa de secado.
- ✓ Instrumentos de observación fina (Microscopio y lupa estereoscópica).



Además el laboratorio debe poseer las siguientes características:

- ✓ Condiciones de asepsia y limpieza del lugar.
- ✓ Control de focos de contaminación
- ✓ Acceso restringido al área de cultivo

Zona de lavado con facilidades de agua corriente, detergente neutro, destilador de agua para el enjuague del material de vidrio y plástico y autoclave para esterilizado.

3.2 Tratamiento del agua de mar

El agua de mar es un elemento esencial para el desarrollo de las algas en condiciones de laboratorio. Por ello el agua de mar que se utilice para cultivos debe proceder de sectores no contaminados (sin químicos, sin florecimientos de microalgas, sin hongos). Idealmente debe colectarse en sectores cercanos donde se desarrolla la especie alga de interés.

El agua colectada debe filtrarse inicialmente con un filtro con sistema mecánico o bien arena de cuarzo. Una vez que el agua es bombeada en primer lugar pasa por un sistema de filtro mecánico mediante el uso de mangas con aberturas de 100, 50, 25 y 10 μm (Filtros Cintropur®). Posteriormente en el laboratorio se debe hacer una segunda filtración más fina, con filtros de acetato o filtros de cartucho (CUNO®) de tamaño 1 y 0.45 μm y finalmente el agua se puede exponer a radiación ultra violeta (UV) con un equipo Rainbow Lifegard® QL -120, si fuera necesario.



3.3 Esterilización de recipientes de cultivo

El material a utilizar para el cultivo de algas, desde el inicio debe estar esterilizado, para evitar contaminación con otros organismos, como microalgas, hongos o bacterias. Por lo que el material a utilizar en el cultivo debe ser material de buena calidad, para que pueda ser autoclavado una o varias veces (material de plástico y vidrio).

El material de vidrio (matraces, botellas, pipetas, etc) inicialmente es lavado con detergente neutro y enjuagado con agua bidestilada. Una vez el material este limpio se envuelve en papel Kraft o bien en papel de aluminio y es colocado en un horno (estufa) a 180°C por un lapso de tiempo de 2 horas. Posteriormente el material se saca del horno y es depositado en un estante donde se encuentra el material estéril listo para su uso en el laboratorio, o bien, el material de vidrio puede ser autoclavado, para ello se disponen en el interior del autoclave (medio de cultivo, material plástico y de vidrio) se autoclava a 15 PSI de presión, 121°C por 20 minutos.

3.4 Medios de Cultivo y fertilizantes a utilizar

El cultivo de *Lessonia berteriana* requiere de agua de mar más nutrientes, para que se desarrollen y crezcan las plántulas se utiliza el medio de cultivo Provasoli (McLachlan, 1973). Este último es un medio de cultivo óptimo que aporta con todos los elementos macro y micronutrientes esenciales para el desarrollo y crecimiento de las macroalgas. Para preparación de soluciones stock ver Avila et al., (2010).

Cada solución se prepara por separado en frascos con agua destilada o bi-destilada con agitación para facilitar la disolución de los compuestos adicionados. Para la preparación de la solución stock de Provasoli, se recomienda que una vez que se tienen las soluciones de sales, vitaminas y sales minerales, se ajuste el pH a 7.8 – 8.5, con un pehachimetro portátil adicionando Ácido Clorhídrico 5 N.



Para preparar el medio de cultivo, al agua de mar filtrada y esterilizada se le agrega entre 10 a 20 mL de solución stock por cada litro de agua de mar, según si se requiere un medio enriquecido con concentración media o alta de nutrientes, respectivamente.

4. PROCEDIMIENTO DE INDUCCIÓN A LA ESPORULACIÓN

4.1 Colecta del material reproductivo

Lessonia berteroana es una especie que crece en la zona intermareal, se recolecta en praderas rocosas del intermareal del norte de Chile (hasta los 30°S). Se seleccionan las frondas que tengan soros esporangiales, los cuales son de forma alargada y de color más oscuro. Las muestras se etiquetan, señalando lugar hora y fecha de colecta y se introducen en bolsas plásticas sin agua de mar, dentro de un contenedor tipo Coleman con gel pack para mantener la humedad necesaria hasta que las frondas sean trasladadas hasta el laboratorio. Si el lugar de colecta se encuentra a una distancia considerable del laboratorio, se pueden envolver las frondas colectadas en toalla de papel humedecida con agua de mar y en bolsas plásticas.

Respecto a la época de colecta, esta puede efectuarse durante todo el año ya que las frondas de *L. berteroana* se encuentran reproductivas todo el año, sin embargo puede ocurrir que en algunas épocas las meiosporas no sean viables, por ejemplo verano, sin embargo esto es variable y depende de las condiciones climáticas y oceanográficas de la localidad. Como recomendación de preferencia se debe efectuar la esporulación entre otoño y primavera.



4.2 Liberación de esporas

La colecta de esporofilas maduras debe realizarse durante las horas de baja marea, en la zona intermareal del litoral costero. Las algas se transportan al laboratorio o lugar donde se va a efectuar la esporulación, siguiendo las indicaciones del punto 4.1.



- En un mesón previamente limpio y desinfectado con alcohol (70%), se revisa cada ejemplar y se seleccionan aquellos que presenten estructuras reproductivas (soros).
- Las frondas seleccionadas (conteniendo los soros esporangiales) se lavan con agua de la llave para eliminar impurezas y epífitos adheridos a las frondas.
- Luego se pasan por 4 o más enjuagues con agua de mar filtrada, y el último enjuague debe ser con agua de mar filtrada y esterilizada.
- Se elimina el exceso de agua con papel absorbente y con un bisturí se corta (se selecciona) sólo la parte reproductiva, el resto de la fronda se elimina, lo seleccionado se deja envuelto en papel absorbente, en oscuridad, por un período de 2 a 4 horas, para producir una deshidratación.



Las actividades a continuación se realizan bajo cámara de flujo laminar para evitar todo tipo de contaminación de las muestras.

- Una vez terminado este proceso se disponen a la re-hidratación que consiste en colocar los trozos de fronda seleccionados en el interior de una bolsa plástica a la que se le agrega agua de mar filtrada y esterilizada, permaneciendo en reposo por unos 30 a 90 min. Los trozos seleccionados se dejan en bolsas plásticas con cierre hermético y se les adiciona 200 ml aprox. de medio de cultivo enriquecido Provasoli.
- Continuamente se va revisando la muestra hasta que se comience a observar (con la ayuda de un microscopio binocular) las meiosporas en movimiento en el interior de la muestra.
- Una vez que se observa una alta densidad de meiosporas por muestra se retiran los trozos de esporofilas y las bolsas con meiosporas se incuban en una cámara de cultivo con condiciones abióticas controladas. La temperatura puede variar entre 10-15°C, fotoperiodo de día largo 16:08 (L: O) e intensidad de luz entre 30-40 $\mu\text{molm}^{-2}\text{s}^{-1}$.
- Las bolsas que no presentan meiosporas se mantienen por unas horas más, y se chequea nuevamente al microscopio, y si no hay presencia de esporas, la bolsa es eliminada.
- El medio de cultivo debe ser renovado periódicamente cada 7 a 10 días.

4.3 Factores relevantes en la maduración de gametofitos y formación de esporofitos.

Para obtener una esporulación de *L. berteriana* exitosa en primer lugar se deben seleccionar frondas con soros esporangiales de tonalidad oscura (Indica el estado de madurez de los soros esporangiales). Las esporas pueden ser colectadas a lo largo del año ya que la especie *L. berteriana* se encuentra reproductiva durante todo el año. Las experiencias realizadas muestran que la mayor sobrevivencia y desarrollo se logran en los meses de otoño a primavera.



El laboratorio debe estar provisto de todos los materiales necesarios para dar inicio al cultivo. Se debe disponer de mesones limpios y trabajar con precaución para evitar contaminar el cultivo que se está iniciando.

Se recomienda trabajar en el laboratorio con materiales que estén esterilizados como bisturí, botellas, placas, pipetas, medio de cultivo y agua de mar. Por otra parte las frondas seleccionadas deben enjuagarse con agua de mar estéril y eliminar todos los organismos contaminantes que se encuentren en la superficie.

Una vez que se observan las meiosporas liberadas, se deben eliminar los trozos de frondas de las bolsas plásticas para evitar que aumente la contaminación proveniente de las frondas madres.

Los factores relevantes para la germinación y desarrollo de gametofitos en Laminariales son temperatura e irradiancia (Murúa et al., 2013), una buena combinación de ambos factores puede acelerar la germinación de las esporas así como, estimular el buen desarrollo de los gametofitos, su fertilidad (reproducción) y posterior crecimiento de los esporofitos.

Otro factor muy importante es la adición periódica de nutrientes al medio de cultivo, estos pueden provenir de soluciones stock de medios de cultivo (PROVASOLI u otro medio de cultivo) o fertilizantes comerciales usados en la agricultura como Bayfolan, salitre potásico.

Los cultivos de gametofitos de *Lessonia* con cepas provenientes de distintas localidades, se pueden mantener en condición de letargo en bolsas transparentes con cierre hermético en una cámara de incubación, con fotoperiodo de 12:12 (L: O) y temperatura de 10°C e intensidad lumínica promedio bajo los 10 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ con agua de mar filtrada y enriquecida con Provasoli (5 mL/L). La renovación de medio de cultivo o agua de mar enriquecida debe ser mensual.

Para reactivar estos cultivos en estado de letargo como se mencionó anteriormente (baja intensidad de luz y de nutrientes), se toma una muestra del stock de gametofitos o plántulas aletargadas con una pipeta y se introducen estas alícuotas en el interior de una bolsa plástica transparente (Fig. 17), se agrega agua de mar estéril con Provasoli (10 mL/L de agua de mar) y se deja a intensidad de luz alta alrededor de $30 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ en el interior de una cámara de cultivo con un fotoperiodo de 16:08 horas (L:O) y temperatura de 1°C . Con estos pasos los gametofitos comienzan a crecer y pigmentarse, se diferencian sexualmente, ocurre fecundación en las células huevo del gametofito femenino, y luego la célula huevo comienza a dividirse y formar los esporofitos juveniles.

a) Maduración de gametofitos



Fig. 17. Cultivos stock de gametofitos de *Lessonia berteriana* en bolsas transparentes



En esta etapa del cultivo hay desarrollo de la fase gametofítica (microscópica), la cual si se mantiene en condiciones de cultivo de mantención, no se producirá la diferenciación ni maduración de los gametofitos. Sin embargo si se quiere lograr diferenciación, desarrollo y maduración, los cultivos deben ser cambiados a otras condiciones de cámara de incubación, con fotoperiodo de 16:08 (L: O) y temperatura entre 13 y 15°C e intensidad lumínica promedio sobre los 30 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, con agua de mar enriquecida con Provasoli (10 ml/L).

En estas condiciones de cultivo los gametofitos rápidamente se diferencian y desarrollan formando oogonios y anteridios (Fig.18). En condiciones óptimas de cultivo (antes descritas) se logra la formación de oogonios y anteridios, después de 15-20 días. Una vez maduros los oogonios son fecundados, y se produce la formación de esporofitos

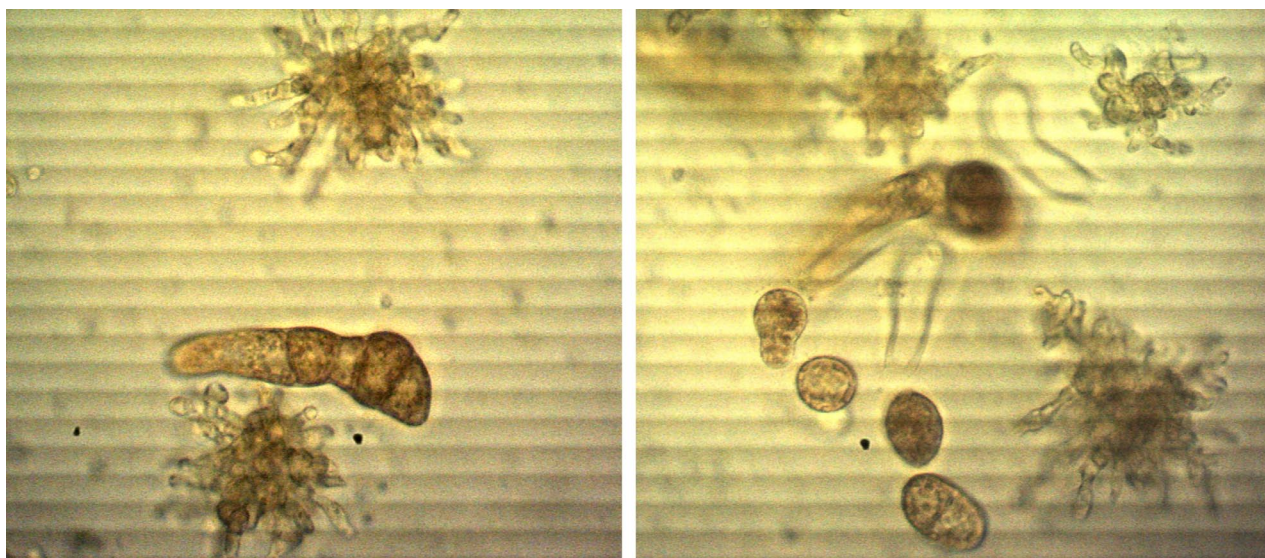


Fig. 18 Gametofitos iniciales, femeninos y masculinos (izquierda) y gametofitos femeninos con formación de oogonios (derecha).





Fig. 19 Esporofitos iniciales con 4 células (izquierda) de 12 (centro) y más células (derecha)

b) Formación de esporofitos

Después de 3 a 4 semanas de cultivo se observará la formación de esporofitos iniciales (Fig. 19), una vez que en los cultivos se observan plántulas bien desarrolladas, se pueden traspasar a matraces de vidrio de mayor capacidad, con aireación que permitirá una mejor incorporación de nutrientes y mayor crecimiento de los esporofitos (Fig. 20).

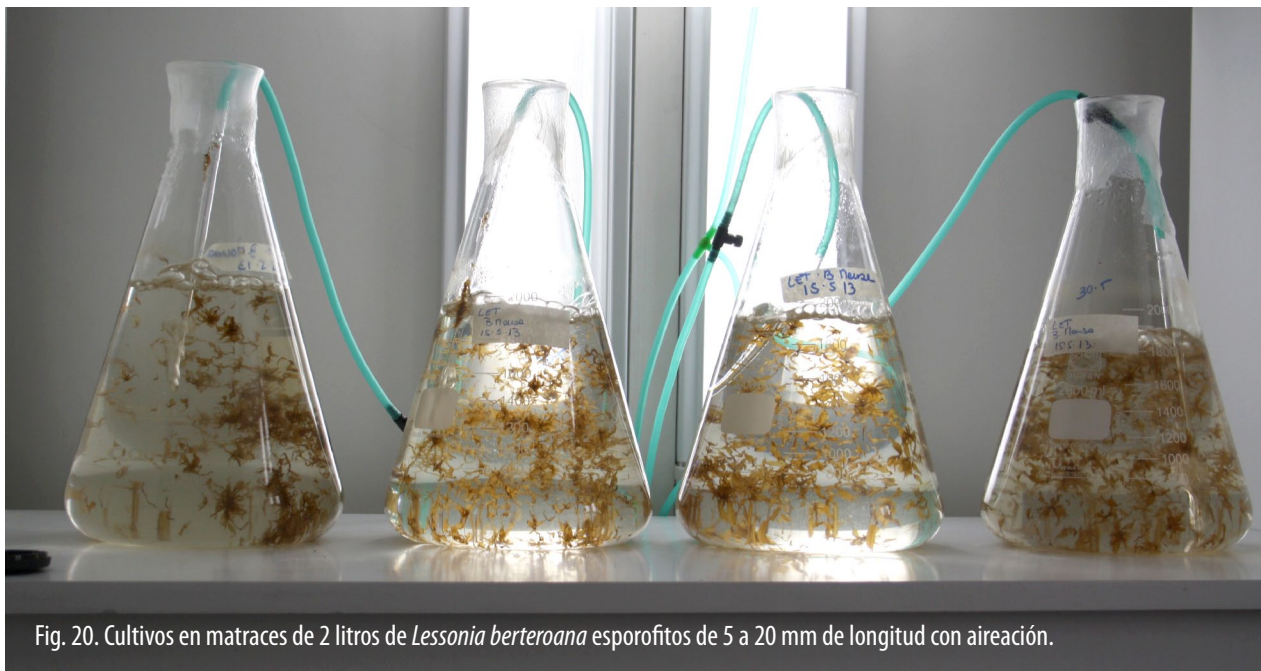


Fig. 20. Cultivos en matraces de 2 litros de *Lessonia berteriana* esporofitos de 5 a 20 mm de longitud con aireación.



Posteriormente se pueden trasladar a botellones plásticos de 20 litros (Fig. 21). Ambos cultivos se ubican en la sala de cultivo con un fotoperiodo de 16:08 (L: O) y un promedio de 16 °C de temperatura, posteriormente para continuar con el desarrollo de estas algas se pueden trasladar a estanques con mayor volumen de agua, ubicados en invernaderos o fico-hatchery.

5. PROCEDIMIENTO DE PRIMERA FASE DE CULTIVO

En el cultivo de esporofitos en matraces cuando se observa un tamaño promedio de plántulas entre 0,5 y 1 cm de longitud estas son traspasadas a botellones de 20 L. En esta etapa se usa una densidad promedio inicial de 500 plántulas aproximadamente por 20 L de medio de cultivo (Fig. 21).

Los cultivos se mantienen en una sala hermética con condiciones controladas de luz, fotoperiodo y temperatura. Las condiciones de cultivo son fotoperiodo 16:8 (L:O) temperatura 15-16°C (controlado mediante sistema de aire acondicionado), iluminación de 30-40 $\mu\text{moles } \mu\text{m}^{-2} \text{ seg}^{-1}$ (tubos fluorescentes de luz fría o Led) con aireación continua suficiente para mantener en suspensión los esporofitos, proveniente de un blower o bien de bombas de aireación de acuarios.



Fig. 21. Cultivos en botellones plásticos de 20 litros de *L. berteroaana* con aireación

5.1 Crecimiento esporofitos

El manejo de los cultivos en esta etapa se hace semanalmente, y consiste en cambio de agua de mar filtrada con nutrientes. Para ello se debe vaciar el botellón completo, cuidando de retener los esporofitos mediante un colador de plástico. Una parte de esta muestra se vierte en un recipiente, donde se agrega agua de mar para revisar el estado de desarrollo de los esporofitos y estimar tamaño promedio, se puede tomar una muestra de unos 50 ejemplares, se observa si hay necrosis de los ápices, presencia de epifitas y morfologías anómalas. La medición que se realiza es longitud total incluyendo desde el ápice hasta el disco de fijación incluido (Fig. 22 A y B), con esta información se pueden construir gráficos de crecimiento en longitud y tasa de crecimiento (Fig. 23).

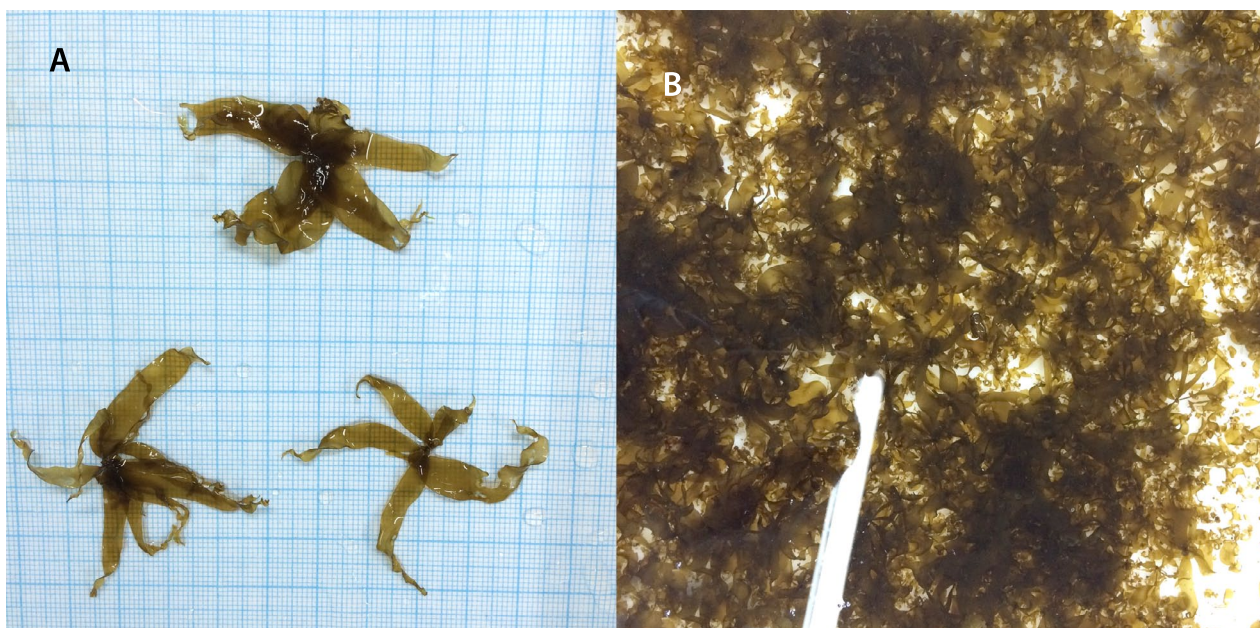


Fig. 22 A Esporofitos en cultivo de tamaño adecuado para traslado, sobre 3 cm; B Esporofitos en cultivo



A medida que las plantas crecen se va disminuyendo la densidad usando el mismo volumen de medio de cultivo, hasta llegar a una densidad de 250 plantas por 20 L con un tamaño promedio de 4 a 5 cm. Una vez alcanzado esta tamaño las plántulas pueden ser encordadas para su traslado al mar.

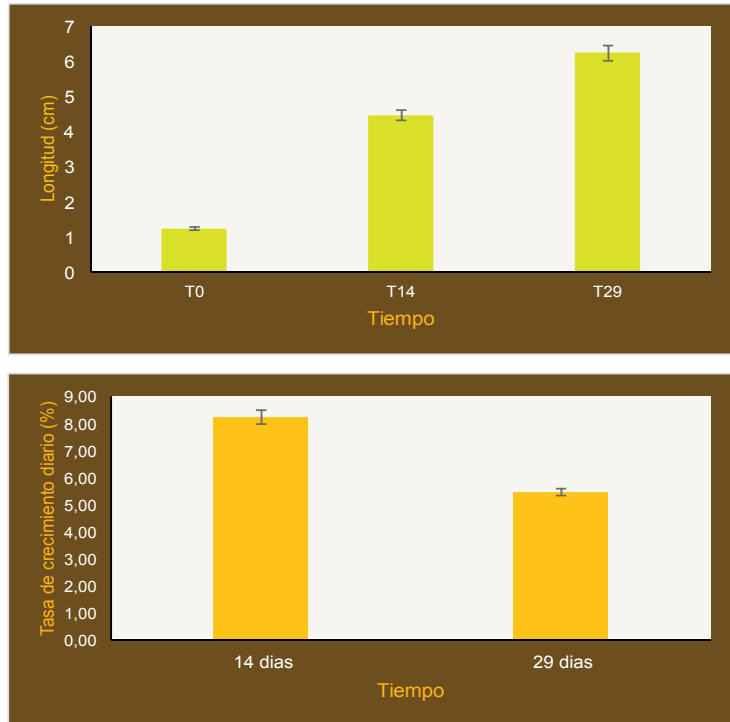


Fig. 23 Crecimiento en hatchery, incremento en longitud y tasa de crecimiento diario

6. PROCEDIMIENTO SEGUNDA FASE DE CULTIVO: CULTIVO EN EL MAR

6.1 Protocolo traslado plántulas juveniles

Las plántulas producidas en el hatchery de la Universidad Arturo Prat con esporofilas procedentes de las localidades de la Región de Antofagasta, Caleta Bolfin e Isla Lagarto, fueron trasladadas a la concesión de la Universidad de Antofagasta a las localidades de Isla Santa María y Colorado. A continuación se describe el protocolo de traslado:





Fig. 24 Plántulas obtenidas en fico-hatchery de tamaño superior a 3 cm



Fig. 25 Plántulas encordadas en cabos de 2,5 mm de diámetro



Fig. 26 Cabos con plántulas en capas de espuma hidratadas con agua de mar

- Se seleccionan plántulas de un tamaño superior a 3 cm de longitud (Fig. 24) las cuales son encordadas en trozos de cabo de 2,5 mm (Fig. 25). Los trozos son de una longitud aproximada promedio de 15 cm.
- Los trozos de cabo con las plántulas encordadas son mantenidos en estanques en condiciones semi controladas en el Fico hatchery de Huayquique hasta el traslado al sitio de cultivo.
- Para el traslado se considera usar capas de espuma hidratada (Fig. 26) con agua de mar filtrada alternadas de trozos de cabo con plántulas, luego espuma hidratada, luego trozos de cabo con plántulas y así sucesivamente.
- Estos trozos de espuma y las plántulas son dispuestas en cajas de plumavit, para su traslado humedecidos con agua de mar (Fig. 27), si es necesario, los viajes se pueden hacer durante la noche o madrugada.
- Una vez en la concesión los trozos de cabo son instalados en una línea de cultivo tipo long line, disponiendo los trozos de cabo en cuerda verticales y horizontales que estarán dispuestas en la línea madre cada 40 cm.

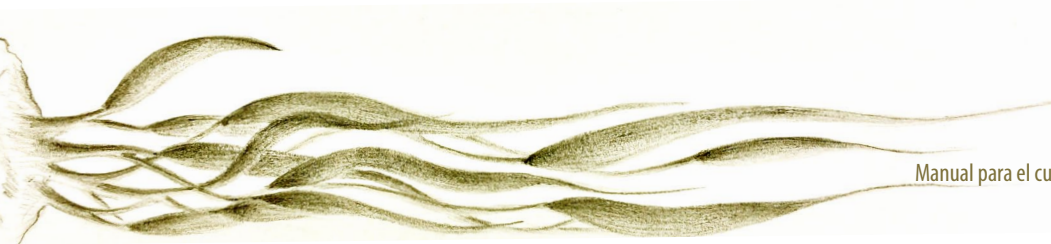


Fig. 27 Cabos en cajas de plumavit trasladados a Isla Santa Maria, para la siembra de plántulas en líneas suspendidas.

- Los cultivos suspendidos se instalaron en las concesiones que dispone la Universidad de Antofagasta en los sectores de Isla Santa Maria y Colorado, donde se controla crecimiento de las plántulas mensualmente (Fig. 28). Sin embargo, se deben hacer controles semanales para manejo de las líneas.
- Se registran los siguientes parámetros: largo total de la planta, diámetro del disco (si está presente) y número de estipes. Se realizan observaciones y fotografías durante el periodo del estudio, sobre la morfología y fauna acompañante, en el disco de fijación.



Fig. 28 Planta de Lessonia en control de tamaño para evaluar crecimiento



6.2 Instalación en líneas

La instalación de líneas de cultivo, se realiza utilizando cabo de polipropileno de 24mm con un largo útil total de 100 mts. La línea madre se fondea con muertos de concreto de aproximadamente 400 kilos, utilizando dos muertos en cada fondeo de la línea. Utilizando una embarcación de fibra de vidrio se realizan las maniobras de instalación, como tensado de la línea e instalación de boyas señalizadoras en los orinques (Fig. 29).

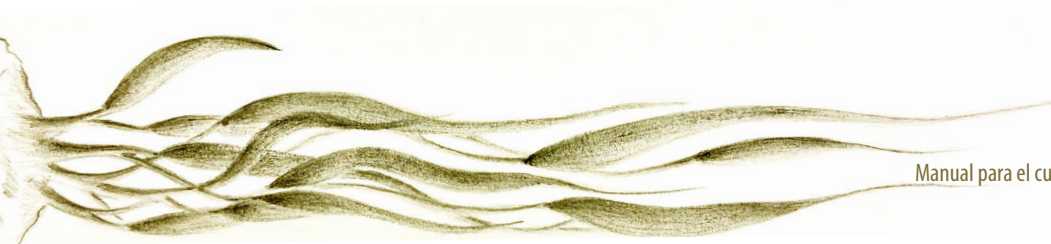


Fig. 29 La línea fue instalada en la concesión, código 22001, de la Universidad de Antofagasta ubicada en caleta Errázuriz sector 1, Isla Santa María (23°28'6.56"S; 70°36'13,37"W).

6.3 Crecimiento y productividad

Una vez instalada la línea, se usa la línea madre para suspender líneas verticales con los esporofitos de *Lessonia*, estos últimos son preparados en tierra previo a su instalación.

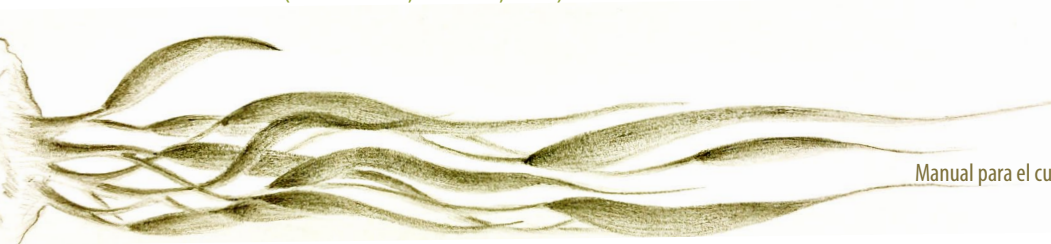
La instalación de plántulas (esporofitos) se realizó en otoño, invierno e inicio de primavera, la siembra de plántulas en sistemas de long line, sobre la cual se instalan cuelgas en forma vertical de 4 m de largo (cabo 6 mm), que llevan entrelazadas cabos de 4 mm conteniendo dos plántulas por cabo. Las plántulas



contenidas en el cabo de 4 mm se disponen en el cabo de 6 mm a partir del primer metro con una separación de 40cms. entre ellas, dejando una porción final de cabo para amarrar un estabilizador de concreto (3 Kg), que mantendrá la cuelga de manera vertical. Las cuelgas amarradas a la línea madre están separadas a 50 cm y para mantener la flotabilidad de la línea madre, se utilizan boyas de 30 cm de diámetro y contrapesos (Fig. 30).



Fig. 30 La línea fue instalada en la concesión, código 22001, de la Universidad de Antofagasta ubicada en caleta Errázuriz sector 1, Isla Santa María (23°28'6.56"S; 70°36'13,37"W).

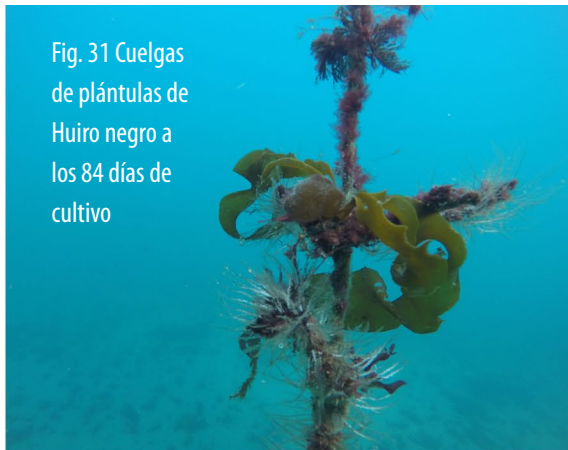


La selección del lugar que se va a utilizar es de gran importancia, se puede iniciar el cultivo en una zona protegida, con poco movimiento de agua y oleaje, para permitir el crecimiento inicial del cultivo, pero es necesario hacer mantención y manejo del mismo. Para ello es necesario realizar muestreos y observación permanente de lo que ocurre en las líneas, en caso de presentarse epifitas es necesario mover las cuerdas y tratar de eliminar epifitas o fijación de otras laminariales como por ejemplo *Macrocystis*, la cual después de unos pocos meses, alcanza una biomasa considerable.

Se puede observar que en las líneas instaladas, los esporofitos de *Lessonia berteroana*, se desarrollan y crecen (Fig. 31). Las líneas pueden ser colonizadas por varias especies tanto de animales como macroalgas. Se observa presencia de *Ulva* sp, poliquetos, salpas, piure, esponjas, *Ceramium* sp, hidrozooos, algas filamentosas rojas que cubren los cabos. También se observa la presencia de especies filamentosas de



Fig. 31 Cuelgas de plántulas de Huiro negro a los 84 días de cultivo



pequeño tamaño como algunas especies de *Ectocarpales* o *Chlorophyta*, algas filamentosas que corresponden en su mayoría a especies oportunistas, sobre todo si las líneas se instalan en el mar a principios de la primavera.

Los esporofitos instalados en la línea de cultivo presentan alta mortalidad, principalmente por la presencia de epifitos que cubren las frondas de *Lessonia* y por especies depredadoras herbívoras. Cada individuo presenta numerosos estipes y una morfología espiralada diferente a la observada en praderas naturales (Fig. 32), probablemente relacionada con el ambiente donde se instaló el cultivo experimental, el cual tiene poco movimiento de agua. Los individuos que permanecen y sobreviven, crecen hasta alcanzar tamaños de 67 cm en un periodo de 7 meses (Fig. 33)

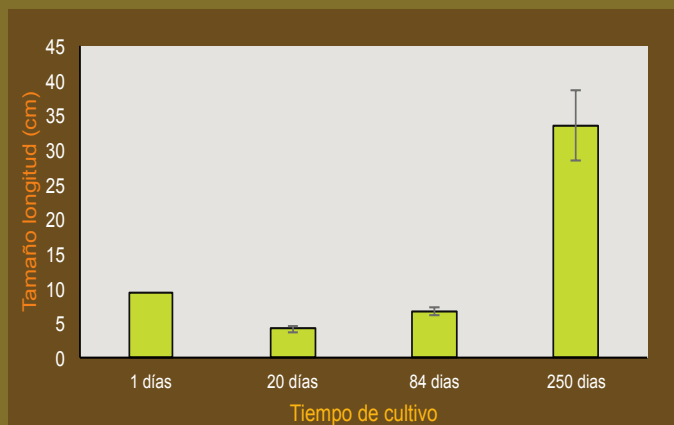


Fig. 32 Morfología de los individuos de cultivo en línea suspendida tipo long-line.

Fig. 33 Talla promedio de *L. berteriana* en cultivo suspendido hasta 250 días de cultivo

6.4 Repoblamiento

El conocimiento sobre técnicas de repoblamiento para especies chilenas de Laminariales esta poco desarrollado. Si bien en la literatura se citan algunos ejemplos de experiencias realizadas a escala experimental de repoblamiento para *L. nigrescens* (Vasquez & Tala 1995; Correa et al., 2006) y cultivo y repoblamiento con *L. trabeculata* (Edding et al., 1990; Edding & Tala 2003; Westermeier et al., 2006), los resultados indican que hay brechas en el conocimiento y que la especie *L. trabeculata* tienen tasas de crecimiento bajas en la fase esporofítica.

Los resultados de las experiencias de repoblamiento realizadas durante el desarrollo del proyecto Fondef D13 R20015 muestra el desarrollo de una tecnología de instalación de plántulas, en el intermareal rocoso de la costa en la Región de Antofagasta, con resultados positivos de sobrevivencia y crecimiento. La técnica consiste en utilizar discos de polipropileno que ofrecen un área de diámetro conocido (aprox. 20 cm), con características para el asentamiento de especies presentes en la masa de agua que está continuamente inundando con mucha energía, la zona intermareal por efecto del oleaje (Fig. 34). El disco debe ser fijado



Fig.34 Repoblamiento Individuos juveniles de *L. berteroana* desarrollados en discos de polipropileno a partir de plántulas (esporofíticas) de laboratorio, después de 3,5 meses en terreno.



a la roca, mediante un perno a la roca, el que finalmente soportará el disco de polipropileno. Por otra parte este sistema de discos apernados fue utilizado en zona de rompiente de olas mostrando un buen desempeño al no ser removidos por acción del oleaje. Este sistema de discos adheridos a la roca permite colocar cantidades suficientes de sustratos, fácil de identificar, localizar y además remover para evaluar mediante observaciones en lupa. Durante el desarrollo del proyecto se logro la fijación y desarrollo de plantas en los sustratos (Fig. 34 abajo)

7. APLICACIONES DEL HUIRO NEGRO: PRODUCTOS DERIVADOS

El huiro negro como se mencionó en capítulos anteriores, es el recurso algal que reporta los mayores desembarques en Chile, los que en su gran mayoría son exportados a China (88% aproximadamente), bajo el concepto de alga seca. Esto debido a que en China, se encuentra la mayor concentración de plantas procesadoras que producen alginatos, y a que empresas Chinas han establecido relaciones comerciales con empresas chilenas. La reconocida calidad de las algas del género *Lessonia*, permite obtener extractos de alta calidad (tabla 1), lo que incrementó en un 3% su participación en el mercado durante el 2015, con respecto al 2009, alcanzando 66.670 toneladas de alga seca exportadas desde Chile y Perú.

Tabla 1. Distribucion geográfica de las cosechas de las algas productoras de alginatos (modificado de Porse & Rudolph, 2017)

Género de alga	País	Calidad del extracto	Volumen 2009 (ton seca)	%	Volumen 2015(ton seca)	%
<i>Laminaria</i>	Francia - Noruega	Medio / Alto	30.500	14	32.000	14
<i>Lessonia</i>	Chile - Perú	Medio / Alto	52.000	25	66.670	28
<i>Laminaria</i>	China	Bajo	100.000	46	90.000	38
<i>Macrocystis</i>	Chile - Perú	Bajo	15.000	7	21.150	9
<i>Durvillaea</i>	Australia	Bajo	2.000	1	5.000	2
<i>Eckionia</i>	Sudáfrica	Medio	2.000	1	2.000	1
<i>Ascophyllum</i>	Francia - Islandia	Bajo	14.000	6	20.000	8

La industria mundial de los alginatos durante el 2015 registró por ventas US\$345 millones, de los cuales, la principal compañía productora es Qingdao Bright Moon Seaweed Group (China), seguido por FMC (Noruega) y Shandong Great Gather Ocean Company (China).

En Chile, si bien una parte del volumen se exporta como materia prima, otra parte de los desembarques nacionales están destinados a la producción de ácido alginico y sus derivados, como alginato de potasio, alginato de sodio, alginato de magnesio y alginato de propilenglicol (PGA en inglés). En los últimos años las exportaciones de estos compuestos están en torno a 1.400 toneladas, lo que ha significado un retorno acumulado en divisas durante el periodo 2011 al 2015 de más de 116 millones de dólares (Fig. 35).



Fig. 35. Exportación de alginatos chilenos durante el periodo 2001 - 2015. Fuente: Boletín de Exportaciones del Instituto de Fomento Pesquero

El ácido alginico es uno de los principales constituyentes de la pared celular de algunas algas pardas (*Lessonia spp*, *Laminaria spp*, *Durvillaea spp*), que se solubiliza en medio alcalino (NaCO_3 , NaOH) por intercambio iónico con calcio, magnesio, sodio entre otros cationes. Los derivados obtenidos son denominados alginatos, que dependiendo del elemento con el que se enlaza determinan las propiedades fisicoquímicas, por ende la aplicación, y el nombre del producto. Los alginatos de calcio y de magnesio no son solubles en agua, a diferencia del alginato de sodio, el cual al solubilizarse en agua forma soluciones viscosas y estables. Por ejemplo, usando una concentración de 1% p/v de alginato de sodio se pueden obtener viscosidades entre 20 y 1100 $\text{mPa}\cdot\text{s}$ -1 a 20°C. Debido a esta propiedad, los alginatos son usados en diversas industrias como agentes químicos que incrementan la viscosidad, como espesante y estabilizadores de suspensiones y emulsiones, formador de películas, intercambiador de iones, co-aglutinante, humectante, emulsionante, estabilizador de espumas.

Estas propiedades reguladas por procesos fisicoquímicos, mejoran las características comerciales de productos alimenticios, farmacéuticos, impresión textil, cosmética, alimentos para mascotas, cultivos acuáticos, varillas para soldar, elaboración de papel, construcción, cerámica, tratamientos de aguas, fertilizante, productos químicos agrícolas, semillas artificiales, micro-cápsulas e industria cervecera, entre otros.



Fig. 36 Imágenes de aplicaciones de alginatos en alimentos y fármacos

A modo de ejemplo en la industria alimentaria y farmacéutica los alginatos tienen aplicaciones que se mencionan en la tabla 2 (Fig. 36).

Tabla 2. Aplicaciones del ácido alginico y sus derivados en la industria alimentaria y farmacéutica. Fuente: Szekalska et al. (2016).

Forma	Aplicación en industria alimentaria	Aplicación en industria farmacéutica
Ácido alginico	Emulsionante, ayuda en la formulación, espesantes y estabilizante	Espesante, recubrimiento de tabletas, liberación continua y modificación de liberación del compuesto, enmascarador de sabor, agente que aumenta la suspensión y viscosidad y estabilizador.
Alginato de Sodio	Texturizador, espesante, estabilizador, ayuda en la formulación, agente reafirmante, adyuvante del sabor, emulsionante, agente activo superficial	Agente que aumenta la suspensión y viscosidad, recubrimiento de tabletas, aglutinante en tabletas, estabilizador, agente de liberación continua, diluyente en formulación de cápsula, espesante.
Alginato de Amonio	Estabilizante, espesante y humectante	Emulsionante, formación de film, humectante y diluyente de color.
Alginato de Propilenglicol	Emulsionante, adyuvantes aromatizante, ayuda en la formulación, estabilizante, espesante y agente tenso-activo.	Estabilizante, emulsionante, agente que aumenta la suspensión y viscosidad.

En la Industria textil, a diferencia de otros espesantes de la tinta de impresión como el almidón, el alginato no reacciona con la tinta, genera una impresión sin cambios en los tonos deseados. El tipo de alginato requerido corresponde al grado de calidad medio a alta, lo que depende de la técnica de impresión utilizada. Las técnicas de impresión textil modernas, requieren un grado alto de calidad, debido a que es mayor la velocidad de impresión. En la industria textil se usa aproximadamente el 50% de la producción mundial de los alginatos.

En la industria del papel al incorporar alginato en la formulación del papel, este reacciona con el almidón genera una película superficial que mejora la calidad de impresión de tintas con alto brillo. Recientemente se ha incorporado el uso de los alginatos en medicina para el tratamiento de enfermedades cardiacas y diabetes.



8. REFERENCIAS

- Avila M.**, C. Merino, K. Guissen & M. Piel. 2010. Manual de cultivo de macroalgas pardas: Desde el laboratorio al océano. Universidad Arturo Prat. 38 pp. ISBN 978-956-302-077-9.
- Correa J.A.**, N.A. Lagos, M.H. Medina, J.C. Castilla, M. Cerda, M. Ramirez, E. Martinez, S. Faugeton, S. Andrade, R. Pinto & Contreras L. .2006. Experimental transplants of the large kelp *Lessonia nigrescens* (Phaeophyceae) in high-energy wave exposed rocky intertidal habitats of northern Chile: experimental, restoration and management applications. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 335, 13–18.
- 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.**, M. Venegas, P. Orrego & E Fonck. 1990. Culture and growth of *Lessonia trabeculata* (Phaeophyta, Laminariales) juvenile sporophytes in La Herradura de Guayacan Bay, northern Chile. *Hidrobiología* 204/205: 361-366.
- González A.**, J. Beltrán, L. Hiriart-Bertrand, V. Flores, B. de Reviers, J.A. Correa & B. Santelices. 2012. Identification of cryptic species in the *Lessonia nigrescens* complex (Phaeophyceae, Laminariales). *Journal of Phycology* 48(5):1153-1165.
- IFOP.** 2015, 2014, 2013, 2011. Boletín de Exportaciones del Instituto de Fomento Pesquero.
- M & S** Gestión del Conocimiento. Informe Final “Seguimiento biológico pesquero y evaluación económica, como insumo para plan de manejo de la pesquería de algas pardas II Región, 2013-2014”. 177 pp.
- Mc Lachlan J.** 1973. Growth media-marine. In Stein, J. (Ed) *Handbook of phycological methods. Culture methods and Growth measurements.* Cambridge University, Cambridge England, pp. 25-51.
- Murua P.**, R. Westermeier, D. Patiño & D. Müller. 2013. Culture studies on early development of *Lessonia trabeculata* (Phaeophyceae, Laminariales): Seasonality and acclimation to light and temperature. *Phycological Research*. 61: 145 – 153.
- Piel M. I.**, A. Alcapán, M. Ávila & C. Merino. 2015. Desarrollo de gametofitos y esporofitos de *Lessonia spicata* bajo diferentes concentraciones de nutrientes en condiciones de laboratorio. Resumen V Congreso CLABA Octubre 2015.
- Porse H.** & B. Rudolph. 2017. The seaweed hydrocolloid industry: 2016 updates, requirements, and Outlook. *J Appl Phycol* DOI: 10.1007/s10811-017-1144-0

SERNAPESCA. Anuario estadístico de Pesca. www.sernapesca.cl

Szekalska M., A. PuciBowska, E Szymańska, P Ciosek & K Winnicka. 2016. Alginate: Current Use and Future Perspectives in Pharmaceutical and Biomedical Applications. <http://dx.doi.org/10.1155/2016/7697031>

Tellier F, A. Meynard, J. Correa, S. Faugeron & M. Valero. 2009. Phylogeographic analyses of the 30 degrees S south-east Pacific biogeographic transition zone establish the occurrence of a sharp genetic discontinuity in the kelp *Lessonia nigrescens*: Vicariance or parapatry? *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 53, 679–693.

Tellier F., J. Tapia, S. Faugeron, C. Destombe & M. Valero. 2011. The *Lessonia nigrescens* species complex (Laminariales, Phaeophyceae) shows strict parapatry and complete reproductive isolation in a secondary contact zone. *Journal of Phycology*, 47, 894–903.

Vasquez J. & F. Tala. 1995. Repopulation of intertidal areas with *Lessonia nigrescens* in northern Chile. *J Appl Phycol*. 7: 347-349.

Vásquez J.A. & J.M. Vega. 2005. Macroinvertebrados asociados a discos de adhesión de algas pardas: biodiversidad de comunidades discretas como indicadora de perturbaciones locales y de gran escala. Cuarta parte. Capítulo XII. En: E. Figueroa (Ed.) *Biodiversidad Marina: Valoración, uso y perspectivas*.

¿Hacia donde va Chile? Editorial Universitaria. Santiago. Chile:429-450

Westermeier R., DG. Muller, I. Gomez, P. Rivera & H Wenzel. 1994. Population biology of *Durvillaea antarctica* and *Lessonia nigrescens* (Phaeophyta) on the rocky shores of southern Chile. *Marine Ecology Progress Series* 110: 187-194.

Westermeier R., D. Patiño, Piel M.I., Maier I. & D. Müller. 2006. A new approach to kelp mariculture in Chile: Production of free-floating sporophyte seedlings from gametophyte cultures of *Lessonia trabeculata* and *Macrocystis pyrifera*. *Aquaculture Res* 37:164–171

ISBN: 978-956-302-104-2





MINGYUE CHILE S.A.



Agradecimientos:

Los autores agradecen el financiamiento otorgado al proyecto FONDEF D13R20015 por FONDEF CONICYT y a Prodalmar S.A. y Mingyue Chile S.A., quienes fueron empresas asociadas de proyecto.

