

Manual de Técnicas de Cultivo y Repoblación de "Luga Roja" (*Gigartina skottsbergii*)



Proyecto:
Diversificación del cultivo
de algas a través de
desarrollo de técnicas
de cultivo y repoblación de
Gigartina skottsbergii
FONDEF D97I1064



Departamento de
Oceanografía
Universidad de Concepción



División de Acuicultura
Instituto de Fomento
Pesquero

Autores

Héctor Romo¹, Marcela Avila² & Arturo Candia²

Colaboradores

Mario Núñez²

Rodrigo Pérez¹, Claudia Torrijos²

Humberto Pavéz²

Hernán Cortez²

¹Universidad de Concepción ²Instituto de Fomento Pesquero

Diseño Gráfico: Mathias Réé P.

Producción: ComSur Ltda

Impresión: Gutenberg, Talca

Este documento debe ser citado como:

Romo, H., M. Ávila y A. Candia. 2001. Manual de técnicas de cultivo y repoblación de "Luga Roja" (*Gigartina skottsbergii*). Proyecto FONDEF D97I1064.

IFOP – Universidad de Concepción, Chile. 32pp.

©MMI Instituto de Fomento Pesquero y Universidad de Concepción

Registro de Propiedad Intelectual Número 119.383 del 5 - 4 - 2001

TODOS LOS DERECHOS RESERVADOS.

PROHIBIDA TODA REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL DE ESTE MANUAL SIN AUTORIZACIÓN PREVIA DE LOS AUTORES.

Prefacio

Chile en su condición de país eminentemente marítimo se ha convertido en el líder, entre los países occidentales, en la producción de algas marinas comerciales. Sus productivas aguas, reconocidas por sustentar una de las más grandes y diversas pesquerías del mundo, también son un factor esencial para sostener una de las producciones más importantes y variadas de recursos algológicos. Así mismo esta riqueza ha permitido que el país sea el único que, de manera importante, produzca al mismo tiempo alginatos a partir de algas pardas y agar-agar y carragenina de algas rojas, tres hidocoloides constituyentes de la pared celular de las algas que desde el pasado siglo constituyen un importante producto con muy variadas aplicaciones industriales.

La luga roja o *Gigartina skottsbergii* es una especie recurso del extremo sur del país que posee importantes poblaciones naturales en actual explotación, es junto con la luga negra o *Sarcothalia crispata* una de las especies productoras de carragenina cuyas poblaciones comerciales habitan desde Chiloé hasta el Cabo de Hornos.

La presente contribución fue generada principalmente en los resultados y conocimientos logrados durante el proyecto FONDEF D 97 I 1064 "Diversificación del Cultivo de Algas a través del Desarrollo de Tecnologías de Cultivo y Repoblación de *Gigartina skottsbergii*" ejecutado por el Instituto de Fomento Pesquero y la Universidad de Concepción y se ofrece a empresas de maricultura, agrupaciones de pescadores artesanales, a autoridades e instituciones del sector público y a todos los profesionales y técnicos del sector para contribuir con el desarrollo de la actividad acuícola y para preservar y contribuir al manejo mediante el cultivo de este importante recurso natural. Además, este manual está también dedicado a los estudiantes en formación en cada una de las profesiones relacionadas con el cultivo comercial de algas marinas. Aunque el énfasis está puesto en el cultivo de la "luga roja", en sus páginas el lector encontrará muchas técnicas, procedimientos e ideas para su aplicación o adaptación a otras especies.

1 INTRODUCCION	
2 BIOLÓGÍA, DISTRIBUCION E IMPORTANCIA COMERCIAL	
2.1 Descripción de la Especie	8
2.2 Reproducción y Ciclo de Vida	8
2.3 Hábitat	10
2.4 Distribución Geográfica	10
2.5 Importancia Económica	11
3 EL CULTIVO DE GIGARTINA	
3.1 El Laboratorio	12
3.1.1 Equipamiento e instrumental	12
3.1.2 Material de vidrio o plástico	13
4 CULTIVO EN ESTANQUES	
4.1 Invernadero	14
4.1.1 Redes de agua de mar y potable	14
4.1.2 Los estanques de siembra e incubación	15
4.2 Sala de Ambiente Controlado	16
4.3 Principales Etapas del Cultivo	16
4.3.1 Limpieza y esterilización de materiales de vidrio y plástico	16
4.3.2 Limpieza de estanques de siembra e incubación	16
4.3.3 Selección y preparación de sustratos	17
4.3.4 Medios de cultivo	17
4.3.5 Preparación del medio de cultivo de Provasoli	17
4.3.6 Selección y preparación de material fértil	19
4.3.7 Esporulación y siembra	19
4.3.8 Desarrollo de microtalos y obtención de almácigos	19
4.3.9 Mediciones de crecimiento	21
5 TRANSPLANTE AL MAR Y CULTIVO HASTA TALLA COMERCIAL	
5.1 El Sistema de Cultivo Flotante	22
5.2 Preparación de las Unidades de Cultivo y Transplante al Mar	23
5.2.1 Preparación de las unidades de cultivo	23
5.2.2 Embalaje y transporte de las unidades de cultivo	23
5.2.3 Instalación de almácigos en el cultivo flotante	23
5.3 Manejo y monitoreo del cultivo de almácigos	23
5.4 Desdoble e instalación de plantas hasta talla comercial	24
6. REPOBLACIÓN	
6.1 Siembra Directa del Sustrato	25
6.2 Siembra Indirecta por Dispersión	26
7 GLOSARIO	27
7 BIBLIOGRAFIA	28

1. INTRODUCCION

Las macroalgas marinas han logrado conquistar un lugar importante en las estadísticas de los recursos pesqueros en Chile y en la actualidad el país es el más importante productor de algas del hemisferio occidental. Esto se debe a la variedad de recursos vegetales, los cuales representan alrededor de 21 especies comúnmente explotadas así como también por la magnitud de su producción, que en 1999 alcanzó a las 293.000 toneladas húmedas. Además el crecimiento que ha experimentado la industria de los hidrocoloides y productos derivados, ha llevado a un desarrollo que mueve anualmente del orden de 90 millones de dólares y sitúa a Chile al nivel de los grandes países productores de estos recursos como son Japón, Corea, Filipinas, China y Taiwan.

De las 21 especies que anualmente son explotadas (Ávila & Seguel, 1993) solamente "pelillo" o *Gracilaria chilensis* es producida por cultivos. Esta práctica se ha reglamentado y se remonta a los primeros años de la década de los 80 bajo la forma de cultivos por propagación vegetativa. Desde mediados de la década de los 90 se ha comenzado a introducir comercialmente la práctica de renovar los planteles y producir pelillo a partir de esporas mediante técnicas desarrolladas por Alveal *et al.* (1994, 1995 y 1998) y que después algunas empresas de cultivo han ido masificando y mejorando el método (R. Rojas com. personal). El conjunto de los cultivos de *Gracilaria*, tanto vegetativos como por esporas representan el 25 % de la produc-

ción total de algas del país y el restante 75 % corresponde a todas las demás especies explotadas de poblaciones naturales que no están sometidas a ningún tipo de regulación por parte del Estado. Los recursos algológicos sometidos a este régimen de explotación son 21 especies de los géneros *Durvillaea* (cochayuyo), *Macrocystis* (huiró, sargaso), *Lessonia* (chascón), *Gelidium* (chasca), *Ahnfeltiopsis* (chasca gruesa), *Sarcothalia* (luga luga, luga negra), *Chondracanthus* (chicorea), *Mazzaella* (luga cuchara), *Mastocarpus* (luga gallo), *Porphyra* (luche), *Callophyllis* (carola) y una fracción de *Gracilaria* que es explotada de poblaciones silvestres.

Gigartina skottsbergii Setchell & Gardner es la única especie del género en Chile que actualmente es reconocida por los especialistas como una *Gigartina* de carácter comercial. En el pasado *Gigartina chamissoi* (C. Agardh) J. Agardh era la segunda especie de este género pero recientemente (Hommersand *et al.*, 1993) la reinstalaron en la antigua denominación de *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützling. *Gigartina* es desde 1990 la principal materia prima para la producción del hidrocoloide carragenano, el cual es un gel de múltiples aplicaciones en la industria de los alimentos cárneos, lácteos, de repostería y de productos de la industria de la cosmética. En razón de la alta demanda tanto de parte de la industria nacional procesadora de carragenano, como por la demanda de



Fig 1a: Ensenada en Chiloe apropiada para el establecimiento del cultivo de Luga Roja



Fig. 1b: Fondeadero en canales chilotos de embarcaciones recolectoras de Luga

materia prima desde el extranjero, la especie ha manifestado indicios de una merma más o menos evidente en el área de explotación más septentrional correspondiente a la X Región. Por esta razón en la actualidad una buena parte de la presión extractiva se ha desplazado entre 600 a 1000 km más hacia el sur, hacia el área del Golfo de Penas en la XI Región y hacia las áreas cercanas a Puerto Natales y Punta Arenas de la XII Región. Contrastando con este desarrollo de la presión extractiva sobre el recurso, sólo en los últimos años se ha comenzado a conocer realmente la biología de esta especie en aspectos referidos a la fenología del comportamiento reproductivo de poblaciones de la Isla de Chiloé (Zamorano & Westermeier, 1996, Ávila *et al.*, 1997 y Ávila *et al.*, 1999 a), y bases biológicas para el cultivo y manejo (Buschmann *et al.*, 1999 y Westermeier *et al.*, 1999)

Esta situación ha motivado, tanto al Instituto de Fomento Pesquero como a la Universidad de Concepción, a satisfacer la necesidad de domesticar a esta especie y desarrollar técnicas que permitan su cultivo para ser aplicadas por pescadores artesanales o empresas privadas.

Las notables características ambientales del océano y su alta productividad han sido uno de los factores claves para alcanzar dicho desarrollo. La topografía de la costa de canales y archipiélagos del área comprendida entre la Isla de Chiloé y el Cabo de Hornos (Fig. 1) proporciona ambientes de aptitudes inigualables para el establecimiento de diversos tipos de cultivos acuícolas y entre ellos para los cultivos de *Gigartina* y otras especies de algas. Es así que Romo *et al.*, (2001 en prensa) Ávila *et al.*, (1994) y Ávila *et al.* (1999 b) reportan antecedentes sobre la factibilidad técnica y económica de desarrollar cultivos de otra especie de carragenófito, la luga negra o *Sarcothalia* por lo cual la diversificación del cultivo de algas contaría, al menos en la X Región, con un potencial de tres especies (incluyendo *Gracilaria*) cuyo manejo puede efectuarse por cultivo. Esta actividad contribuiría no sólo a mantener o a aumentar la producción de algas comerciales sino que también servirían como herramientas de repoblación ante presiones de explotación excesivas o ante desastres naturales o antrópicos (Romo, 1988).



Fig. 1c: Ensenada en el área del Golfo de Penas, lugar de explotación de Luga Roja



Fig. 1e: Canal en el Golfo de Penas con sitios aptos para la maricultura.

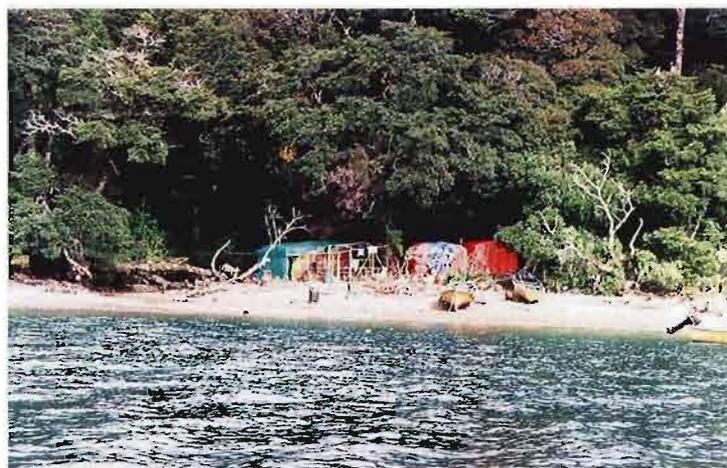


Fig. 1d.: Campamento de lugeros en las cercanías de la isla Crosslet.

2.1 Identificación y Descripción de la Especie

2.1.1 Clasificación taxonómica

División	:	Rhodophyta
Clase	:	Rhodophyceae
Subclase	:	Florideophyceae
Orden	:	Gigartinales
Familia	:	Gigartinaceae
Género	:	<i>Gigartina</i>
Especie	:	<i>Gigartina skottsbergii</i>

En opinión de Hommersand *et al.* (1993) el *status* genérico o específico de este *taxon* aun no está totalmente determinado y por lo tanto estos autores la colocan en el grupo de especies *insertae sedis* de la familia Gigartinaceae

2.1.2 Descripción (Fig.2)

El talo es laminar, de contorno elipsoidal cuyo eje menor corresponde al alto de la fronda y el eje mayor al ancho, en una proporción alto:ancho de aproximadamente 2:3. En plantas maduras, de tamaño cosechable, las frondas alcanzan tamaños de 40 cm de alto por 60 cm de ancho aunque en plantas muy viejas de los archipiélagos de la XI y XII regiones es posible encontrar



Fig. 2: Fronda típica de *Gigartina* de tamaño comercial de aproximadamente 40 cm de diámetro.

talos de hasta cerca de 1,60 m de envergadura. Las láminas a menudo pueden ser lobuladas, onduladas y a veces cordadas pero siempre manteniendo el contorno general elipsoidal, de consistencia carnosa, color púrpura a rojo intenso y de hasta 1,5 mm de grosor en las plantas más desarrolladas. En el extremo basal se desarrollan numerosos hapterios de hasta 1,5 cm de largo por 1,5 – 2,5 mm de diámetro que fijan la fronda al sustrato por su cara inferior (Fig. 3). Estos hapterios generalmente están restringidos a la zona basal pero frecuentemente pueden desarrollarse

en cualquier zona de la cara inferior de la fronda y generar puntos secundarios de sujeción. Mediante este sistema de fijación,



Fig. 3: Los hapterios de fijación de la fronda

la especie adopta una posición horizontal dorsoventral sobre el sustrato. A pesar de adoptar esta disposición sobre el sustrato no se observa diferenciación del pseudo-parénquima de la corteza superior respecto de la inferior ni en color ni en tamaño celular, por lo que se presume que ambas caras funcionan fotosintéticamente con la misma eficiencia.

2.2 Reproducción y Ciclo de Vida.

Los talos masculinos son generalmente de mayor grosor que los tetraspóricos y femeninos y presentan espermatangios sobre la mayor parte de la lámina. Los espermatangios son superficiales, formados por sobre las capas de células corticales más pigmentadas y desarrollan espermacios pálidos en cadenas de 2 o 3 células de 3-5 µm de diámetro (Fig. 4). Los talos femeninos presentan ramas carpogoniales de tres células (Fig. 4). Después de la fecundación un compacto tejido envolvente se forma alrededor de la célula auxiliar y los filamentos del gonimoblasto se orientan hacia el interior de la médula. Alrededor del cistocarpo se desarrolla un nítido conjunto de filamentos absorbentes (Kim, 1976). Siempre desarrollan cistocarpos en papilas que se proyectan fuertemente sobre la superficie superior de la lámina (Fig. 4). Los talos tetrasporofíticos no presentan papilas y desarrollan soros tetrasporangiales de contorno circular a elipsoidal en toda la fronda. Estos soros están profundamente ubicados bajo la superficie de la lámina y son formados en el medio de la médula (Fig. 4).

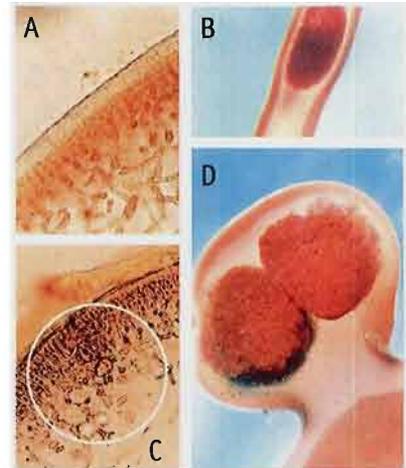


Fig. 4: Cortes histológicas de estructuras reproductivas en *Gigartina*.

- a: Corte de fronda masculina
- b: Soro tetrasporangial
- c: Estructura reproductiva femenina.
- d: dos cistocarpos en el interior de una papila.

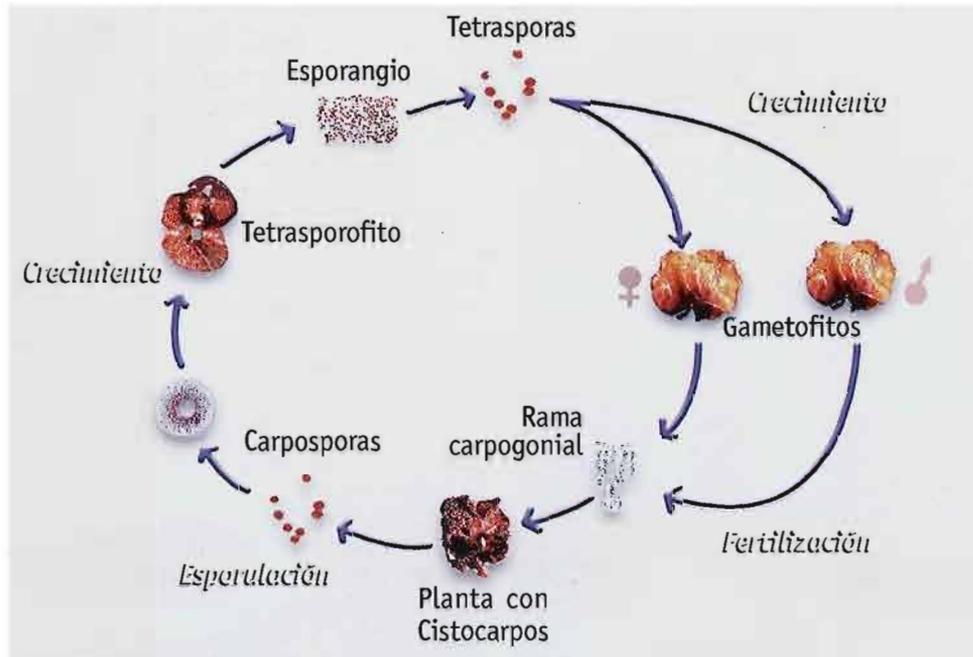


Fig.5: Ciclo de vida de *G. skottsbergii*

El ciclo de vida corresponde al denominado "tipo *Polysiphonia*" (Fig.5) el cual se caracteriza por presentar tanto al gametofito como al esporofito de similar aspecto y sólo el carposporofito es diferente y desarrolla toda su vida en el interior de los cistocarpos del gametofito femenino (Fig.6). Este carposporofito está formado por el gonimoblasto con sus carposporangios y carpósporas. Cada cistocarpo y/o soros tetrasporangial puede desarrollar algunos pocos centenares de carposporas

o tetrasporas respectivamente. Esta especie, como en todas las representadas en la División Rhodophyta, presenta un tipo especial de reproducción oogámica, en la cual la célula huevo o carpogonio que madura en el gametofito femenino, es fecundada por un espermacio inmóvil. También en esta División, los elementos de propagación, ya sea carposporas o tetrasporas carecen de flagelos y de movimiento y por lo tanto pertenecen a la categoría de aplanosporas o esporas sin movimiento. Estructuras reproductivas maduras se observan durante todo el año, aunque las mayores densidades de cistocarpos se presentan en primavera y parte del verano, en tanto que los soros tetrasporangiales son especialmente numerosos en invierno. Ambos tipos de estructuras reproductivas esporulan más frecuentemente en invierno y a inicios de primavera (Fig.7) (Ávila *et al.* 1999).

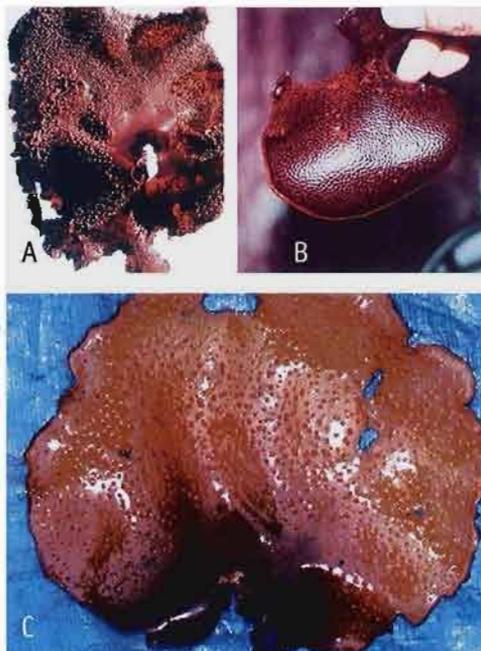


Fig. 6 a: Fronda femenina cistocárpica
b: Fronda tetraspórica
c: Fronda masculina

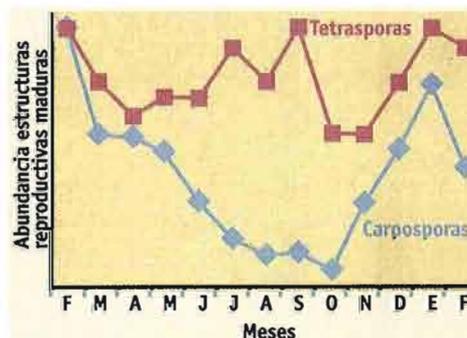


Fig. 7: Abundancia de estructuras reproductivas maduras.

2.3 Habitat

Gigartina skottsbergii es una especie estrictamente sublitoral y crece sobre sustrato rocoso entre los 5 a 15 m o más (30 m) dependiendo de la claridad de las aguas o de la disponibilidad de sustrato estable como macizos rocosos, bloques, canto rodado o bancos de mitílidos (Fig.8).



Fig. 8: Aspectos distintos de poblaciones submareales de *Gigartina*

Como se indicó anteriormente la lámina de forma elíptica adopta una posición horizontal sobre el sustrato, la cual es una característica que la diferencia de todas las otras especies de Gigartinaceae conocidas. Frecuentemente se la encuentra asociada al estrato inferior de la comunidad de *Macrocystis* situación que ocurre a menudo en el extremo sur de su distribución en Chile, pero en el extremo meridional de su distribución no siempre presenta esta asociación con el "huíro". En todo el ámbito de distribución vertical está íntimamente asociada a diversas especies de algas calcáreas crustosas de la familia Corallinaceae y a algas laminares Delesseriaceae o filamentosas Ceramiaceae. Sus poblaciones más importantes a menudo coinciden con lugares sometidos a una cierta exposición al movimiento del agua, ya sea debido a las corrientes de marea o la turbulencia en el fondo provocada por el oleaje en la superficie en lugares semi-expuestos.

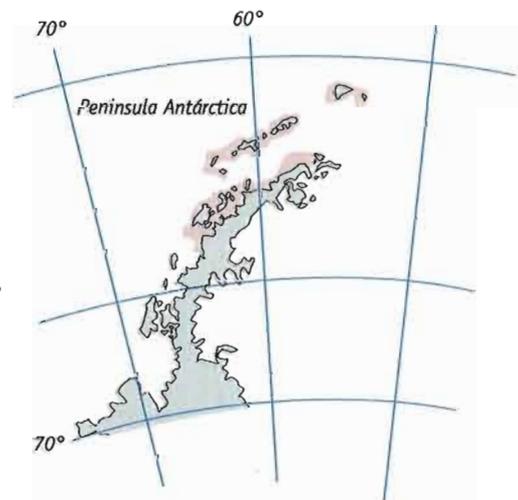
2.4 Distribución Geográfica.

Es una especie endémica del extremo sur de Sudamérica (Ramírez y Santelices, 1991) y por lo tanto es de aguas templado frías a frías. Su rango de tolerancia térmica abarca desde los 14 °C de temperatura en su límite norte hasta cerca de los 4 °C en extremo sur. En Chile se distribuye desde la localidad de Niebla (39° 52' Lat. S), a la altura de la ciudad de Valdivia por la costa hasta el Cabo de Hornos (Fig.9). En el Territorio Antártico se la encuentra en la Península Antártica. Además extiende su distribución hacia las Islas Malvinas y asciende por la costa del Atlántico de Sudamérica hasta las costas del sur de la Provincia de Chubut en Argentina (Piriz, 1966).



Fig. 9: Distribución geográfica de *G. skottsbergii*:

Áreas de presencia de la especie



2.5 Importancia Económica

La luga roja es cosechada y comercializada para su uso en la industria de los carragenanos y su desembarque, en los últimos años, ha fluctuado entre 13.000 y 18.000 ton. húmedas anuales (Fig.10). Las carrageninas que pertenecen al grupo de productos industriales conocidos como hidrocoloides o ficocoloides, son procesados en Chile y son utilizados en los países desarrollados en la industria de los alimentos como viscosantes, gelificantes y emulsionantes. Esta sustancia permite mejorar la consistencia del producto, sustituir la grasa, aumentar el rendimiento, espesar y gelatinizar los productos.

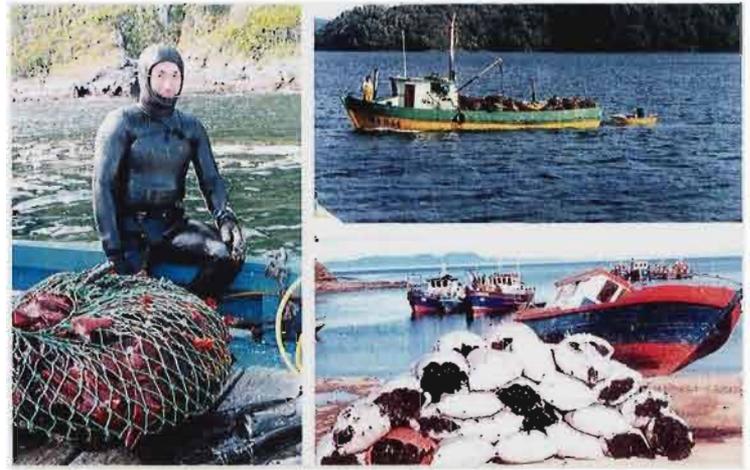


Fig. 10: Escenas de la cosecha y desembarque de Luga Roja.



Fig. 11: Distintas aplicaciones de la carragenina en productos alimenticios.

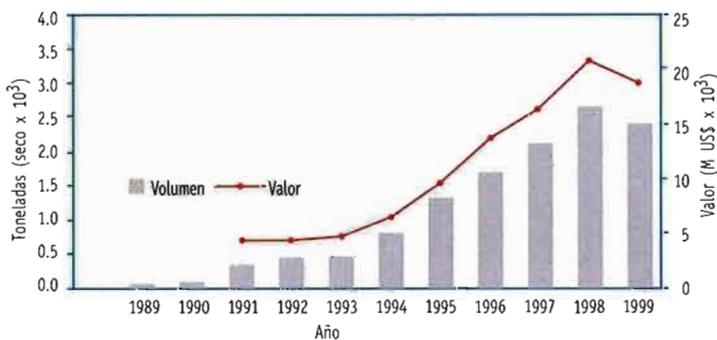


Fig. 12: Exportaciones de Carragenina y valores obtenidos en dólares

Sus propiedades la convierten en un ingrediente muy versátil que no sólo mejora la calidad del producto, sino que también mejora su apariencia y sabor (Fig.11).

Los tres principales tipos son κ (*kappa*), ι (*iota*) y λ (*lambda*) carrageninas. La κ -carragenina se utiliza cuando se necesita un gel rígido y quebradizo, el cual es insoluble en presencia del ion K^+ , siendo esta propiedad usada para lograr su purificación mediante la precipitación con cloruro de potasio. La ι -carragenina forma un gel de alta elasticidad con baja sinéresis, y por lo tanto tiene la propiedad de retener agua. La λ -carragenina no forma un gel, pero puede producir el más alto nivel de viscosidad en comparación con otras carrageninas.

Chile exporta anualmente del orden de los 18,7 millones de dólares por concepto de estas sustancias siendo sus principales clientes países como Dinamarca, Francia, Estados Unidos (Fig.12). El negocio de los carragenanos, en el mundo, durante los últimos 8 años ha tenido una tasa de incremento anual entre 4 y 5 % y a futuro se ve con muy buenas perspectivas de continuar con un exitoso desarrollo.

3. EL CULTIVO DE *Gigartina skottsbergii*.

3.1 El Laboratorio

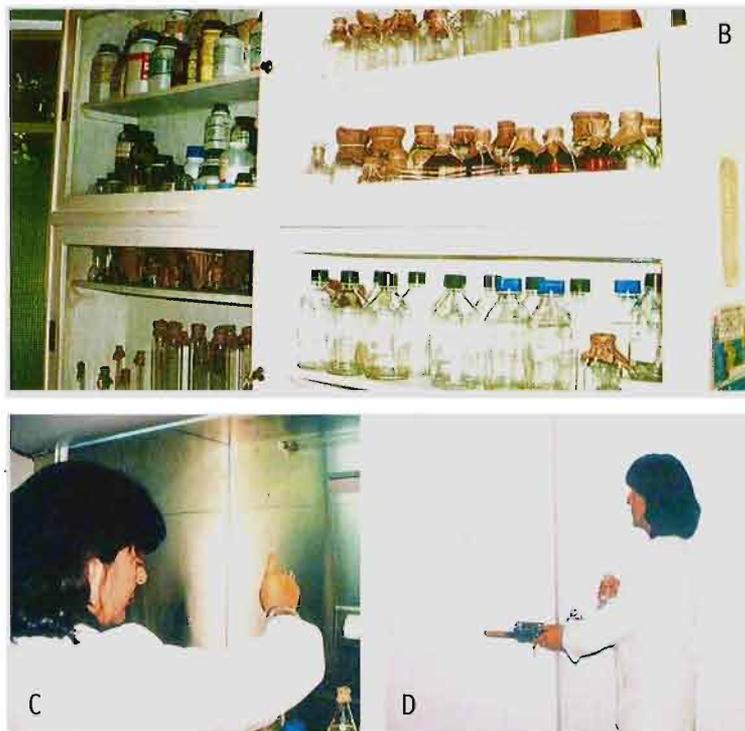
El requisito básico que debe cumplir un laboratorio en un centro de cultivo de macroalgas se refiere a que el recinto debe estar dedicado en forma exclusiva para tal efecto y como tal en él deben quedar excluidos los trabajos con formalina, compuestos volátiles y solventes orgánicos (con excepción del etanol) que pueden ser fuente de contaminación del material usado en los cultivos y resultan agresivos para la sobrevivencia o desarrollo de los propágulos. El laboratorio debe tener en general 4 secciones o áreas para diferentes actividades, las cuales son principalmente destinadas para la esterilización, preparación y trabajos de control del crecimiento y desarrollo de los propágulos en cultivo provenientes del invernadero, cámara de ambiente controlado o de terreno. Estas áreas son:

- Área de lavado y esterilización de material.
- Área de almacenamiento y estanterías.
- Área de esterilización de agua de mar y preparación de medios de cultivo
- Área de trabajos e instrumental óptico.

3.1.1 Equipamiento e instrumental (Fig. 13).

El equipamiento corresponde a instrumentos que son comunes en un laboratorio biológico:

- Equipo óptico consistente en un microscopio compuesto y un estereomicroscopio para el trabajo de rutina de observación y control de los organismos en desarrollo.
- Equipo de esterilización de agua de mar, y de soluciones de reactivos de cultivo que consistirá al menos en un autoclave. Adicionalmente se puede contar con un horno de microondas para esterilizar volúmenes reducidos de líquidos y de un equipo de esterilización por radiación ultravioleta
- Equipo de gravimetría, consistente en una balanza digital de peso rápido con precisión de al menos 0.1 g y una balanza analítica con precisión de al menos 0.001 g para la preparación de soluciones nutritivas.
- Equipo de destilación, consistente en un desionizador de agua para la preparación del medio de cultivo a usar.



- a: *Conteo bajo microscopio de densidad de esporas.*
- b: *Material de vidrio en esterilización.*
- c: *Trabajo en la cámara de flujo laminar:*
- d: *Cámara de ambiente controlado.*

Fig. 13: Actividades en laboratorio

- Equipo de aislación y transferencia consistente en una cámara de flujo laminar. Este aparato es una mesa con una campana de extracción y con un sistema de filtración de aire con corriente horizontal y/o vertical sin turbulencias. Permite la manipulación de material biológico evitando o minimizando la contaminación por bacterias, hongos o polvo. Una

solución alternativa y más barata consiste en el uso de dos mecheros encendidos a ambos lados de donde se manipula el material a sembrar, se renuevan las soluciones nutritivas o se controla el progreso del cultivo. La corriente de aire ascendente entre los mecheros encendidos evita la caída de microcontaminantes al abrir los frascos de cultivo.

3.1.2 Material de vidrio o plástico.

Todo el material de vidrio o plástico que vaya a contener especímenes vivos por un tiempo en condiciones de cultivo deberá ser autoclavable. Estos son generalmente placas de Petri de diversos volúmenes, frascos o pequeños acuarios o cubetas para usar durante la incubación, además de

pipetas, matraces o frascos para la preparación de las soluciones nutritivas.

En el caso del cultivo a gran escala se usan estanques de fibra de vidrio y revestidos con un barniz de resina epóxica. Estos se usan para inoculación de esporas y la incubación masiva de microtalos.

4 CULTIVO EN ESTANQUES



Fig. 14: Centro de Maricultura de IFOP en Hueihue, Chiloé

Los trabajos de cultivo se efectuaron principalmente en el Centro de Maricultura de Hueihue de IFOP en Chiloé (Fig.14), y en la Estación de Biología Marina de la Universidad de Concepción en Dichato.



El objetivo principal en esta primera fase de cultivo consiste en lograr el desarrollo inicial en forma masiva de ejemplares de *Gigartina* hasta un tamaño de plántulas de 1-2 cm que crezcan sobre un sustrato adecuado. Este desarrollo permitirá lograr una buena sobrevivencia cuando se transplanten a terreno que es donde el creci-

miento hasta tamaño comercial ocurre. Para el cultivo masivo de *Gigartina* u otras especies de macroalgas es necesario contar con un recinto especialmente diseñado para tal efecto, con las características de un invernadero para plantas terrestres con dos características esenciales: que el recinto posea paredes y techumbre transparentes

para dejar pasar la luz solar y que mantenga temperaturas bajas apropiadas para el desarrollo de la especie que se desea cultivar.

En las condiciones ambientales de Chiloé estos requisitos hacen necesario contar con dos tipos de unidades:

- Una unidad consiste en un invernadero cuyas paredes de paneles transparentes permiten su uso especialmente durante gran parte del otoño y hasta mediados de primavera, cuando la temperatura ambiente diaria no sobrepasa un máximo de 15 grados.
- Una segunda unidad consiste en una cámara de ambiente controlado del tipo walk-in y con iluminación interior para la incubación de las plántulas durante los meses de mayor calor.

En forma adicional se debe contar con un área con mesones de trabajo para la labores de preparación del material reproductivo, siembra de sustratos y labores de limpieza rutinaria del recinto. Por último las instalaciones deben contar con una bodega de materiales y herramientas.

4.1 Invernadero (Fig.15).

El recinto, cuyas paredes y techumbre deben estar construidas con paneles transparentes de fibra de vidrio, deberá ser diseñado para disponer en su interior los estanques de siembra de esporas y su posterior incubación. Debe contar con una red de agua potable, una red de agua de mar, red eléctrica, sistemas de filtros de agua de mar, ductos de drenaje, mesones de trabajo y piso de cemento pulido que permita una limpieza diaria con agua potable.

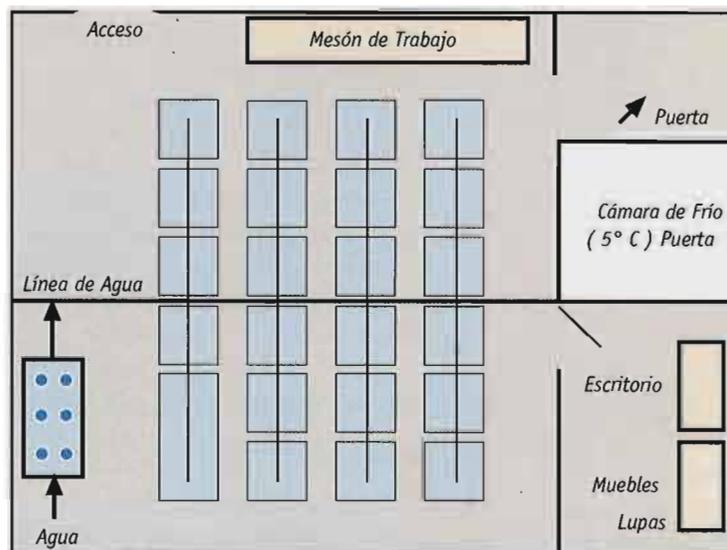


Fig. 15: Layout de planta de un invernadero para el cultivo de macroalgas.

4.1.1 Redes de agua de mar y potable (Fig.15 y Fig.16).

El aprovisionamiento de agua de mar se inicia en una bomba ubicada en la costa y cuya bocatoma debe estar ubicada al menos a 1 o dos metros por debajo del nivel de la marea más baja de sicigia. El fondo debe ser rocoso, de canto rodado o grava gruesa. En el caso, especialmente, de un fondo arenoso, el dispositivo de anclaje de la bocatoma al fondo debe estar compuesto por capas de guijarros de diferentes tamaños que mantengan elevada la toma de agua del fondo y evitar la succión de arena con el bombeo de agua. La bomba debe ser del tipo bomba para piscina, de $\frac{3}{4}$ a 2 HP autocebante con prefiltro. Con cuerpo moldeado en resina termoplástica aislante del agua de mar y reforzada en fibra de vidrio. El dispositivo debe bombear agua de mar a un estanque reservorio elevado que distribuirá por gravedad el agua hacia los estanques de cultivo. El reservorio puede

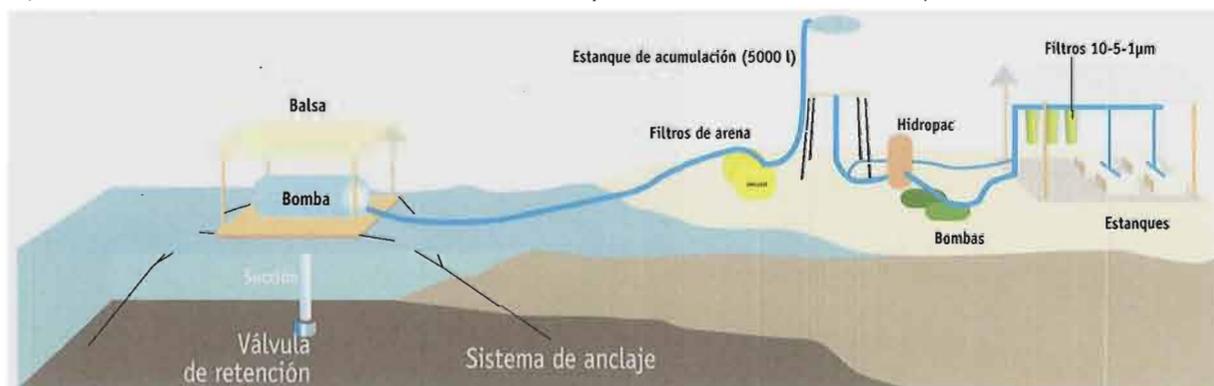


Fig. 16: Esquema de abastecimiento de agua de mar para el invernadero.

consistir de un par de estanques de fibra de vidrio de 1 m³ de capacidad cada uno con una terminación interior de barniz de resina epóxica blanca. Un equipo opcional consistente en un sistema "hidropac" es muy conveniente pues permite aumentar la presión del agua y con ello optimizar el uso del agua de la red de agua de mar (Fig. 17).

Las cañerías deben ser de PVC y de un diámetro acorde con el calibre entrada y salida de la bomba y de las bocas de salida de los filtros. Las cañerías se deben prelavarse con una solución de carbonato de sodio y EDTA, para remover contaminaciones metálicas, producto de su fabricación. Toda

Al ingreso a la sala invernadero, el agua proveniente del reservorio elevado o del "hidropac" debe pasar por una batería de filtros de porosidad descendente, consistente en filtros industriales de polipropileno dispuestos en línea, de 10 µm, 5 µm y 1 µm antes de la entrada del agua a los estanques.

4.1.2 Los estanques de siembra-incubación.

Un tamaño conveniente de estanques de incubación es el que actualmente está en uso en el Centro de Maricultura de IFOP en Hueihue. Son rectangulares con una



(Fig. 17)

- a: Unidad "Hidropac", de mantención de presión
- b: Cascada de filtros, de 10, 5 y 1 µm
- c: Filtros de arena
- d: Tubos de esterilización UV
- e: Estanque de acumulación de agua de mar.

la red de cañerías, especialmente la de agua de mar debe ser subterránea pero debe quedar fácilmente accesible y con uniones americanas entre sus tramos para facilitar la mantención ante eventos de obstrucción por crecimiento de organismos incrustantes al interior de ellas.

capacidad de entre 350 y 450 l. Están fabricados con fibra de vidrio moldeada y reforzada, con el interior liso y revestido con barniz blanco de resina epóxica. La terminación interior debe ser perfectamente lisa y sin porosidad para evitar el desarrollo de microorganismos que contaminen los cultivos (Fig.18).



Fig. 18: Estanques de siembra de esporas e incubación de microtalos en almácigos.

4.2 Sala de Ambiente Controlado (Fig.19)



Fig. 19: Trabajos en la sala de ambiente controlado.

Consistente en un recinto del tipo walk-in, de al menos 2,20 m de altura y con una capacidad acorde con el número de estanques necesarios para la cantidad de unidades almácigo, (sustrato consistente en conchas de moluscos con plántulas de *Gigartina* en crecimiento), que se programa producir en cada batch. La sala consta de una unidad refrigerante ajustable a temperaturas que incluyan un rango entre 10 y 15 °C. La sala debe disponer de un sistema de iluminación provisto por tubos fluorescentes "luz-día" con un dispositivo de control de fotoperíodo y que iluminen homogéneamente el recinto. Para el caso del cultivo de *Gigartina* la tasa de flujo fotónico debe ajustarse en un rango entre 20 y 60 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$.

4.3 Principales Etapas del Cultivo.

4.3.1 Limpieza y esterilización de materiales de vidrio o plástico.

Todo el material de vidrio o plástico a emplear en la inoculación de esporas sobre los sustratos debe ser cuidadosamente lavado, descartando aquellos recipientes

que se sospeche hayan sido usados con formalina o con solventes orgánicos, con excepción del alcohol. Una secuencia típica de una operación de limpieza de material es la siguiente:

1. Lavado con detergente (idealmente detergente de laboratorio) en agua potable.
2. Enjuague en agua potable.
3. Lavado con una solución de ácido clorhídrico entre 5 a 10 % (Vol/Vol). Algunos investigadores usan la típica solución sulfocrómica cuando el material presenta exceso de materia orgánica.
4. Enjuague en agua potable
5. Tres enjuagues en agua destilada en vidrio o agua desionizada.

4.3.2 Limpieza de estanques de siembra e incubación.

En el caso de los estanques de resina epóxica usados en los procedimientos de siembra de esporas e incubación de microtalos o juveniles la limpieza debe efectuarse por lo menos una vez por semana y debe seguir el siguiente protocolo para asegurar una perfecta asepsia del contenedor del cultivo:

- Lavados con escobillas de cerdas suaves y detergentes.
- Abundante enjuague con agua potable.
- Remojar con hipoclorito de sodio comercial al 5 % durante 2 horas, para eliminar los restos de materia orgánica. En otros casos cuando la incrustación de algas y otros organismos sea muy severa conviene usar ácido clorhídrico comercial diluido al 5 % (ácido muriático).
- Enjuague con tres cambios de agua potable.
- Todo estanque que sea desocupado de material biológico debe ser inmediatamente lavado y mantenido limpio y seco hasta su próximo uso.

4.3.3 Selección y preparación de sustratos.

El sustrato a emplear debe consistir en conchas de moluscos bivalvos como almejas, ostiones, cholgas o choros. Por otra parte, los distintos tipos de cuerdas sintéticas entre los que se contaron el perlón, polipropileno, nylon o trozos de redes, como las usadas para cultivar "nori" en Japón, resultaron muy ineficaces al transplantarlas a terreno. Si bien es cierto las esporas se adhieren y se desarrollan en los estanques de invernadero, en estos sustratos, al transplantarlas al mar, rápidamente se desprenden, lo que indica que el disco basal de las plántulas pierde adherencia. Las causas que provocaron estos comportamientos deben ser investigadas con mayor detalle, pues sustratos sintéticos como cuerdas de polipropileno, perlón, etc, resultaron buenos aceptores de esporas para *Gracilaria* (Alveal *et al.*, 1994, 1995 y 1998) y también para *Sarcothalia* (Ávila *et al.*, 1999 y Romo *et al.*, 2001 en prensa).

Las conchas seleccionadas deben ser cuidadosamente lavadas con detergente y eliminando todo rastro de materia orgánica. Como limpieza final se recomienda un baño en una solución de hipoclorito comercial al 5 % durante una noche y un abundante enjuague con agua potable y finalmente con agua destilada. Después de secarlas en estufa, con aire caliente forzado, las conchas se guardan en bolsas plásticas resistentes y selladas hasta su utilización.

4.3.4 Medios de cultivo (Fig. 20).

En el cultivo de micro o macroalgas a escala comercial no se emplean medios de cultivo de composición definida o también llamados medios artificiales por su laboriosa preparación y alto costo y en cambio se usan los medios de agua de mar enriquecida. En estos medios la base es el agua de mar a la cual se agregan nutrientes que enriquecen su composición mejorando notablemente las respuestas en crecimiento de las algas en sus primeros estados de desarrollo en los estanques de invernadero o en las cámaras de ambiente controlado. Los más populares han sido los medios F/2 de Guillard (1975), PES (Provasoli 1968, empleado en este proyecto) y SWM (McLachlan, 1975).



Fig. 20: Mantenimiento de medios de cultivo

En experimentos de crecimiento de juveniles de *Gigartina* en estanques de invernadero se usó con éxito como medio de incubación el agua proveniente del cultivo de ostiones que paralelamente se llevaba a cabo en el Centro de Maricultura de IFOP en Hueihue y se asume que los compuestos nitrogenados provenientes de los bivalvos fueron los responsables de las elevadas tasas de crecimiento que alcanzaron las plantas. Este procedimiento de policultivo es una opción real en los casos que pueda efectuarse y con lo cual al menos se optimizaría la inversión en nutrientes.

Para una más detallada información a cerca de diferentes medios, muchos de ellos empleados también en microalgas, se recomienda remitirse a: Cifuentes *et al.*, (1995), Romo y Paula (1995), McLachlan (1975), y Oliveira *et al.*, (1995).

4.3.5 Preparación del medio de cultivo Provasoli. (Romo & Paula, 1995 modificado de A. Peters, com. pers.)

En el caso de los trabajos de cultivo de invernadero de *Gigartina skottsbergii* el medio usado rutinariamente ha sido el medio PES. (Provasoli enriched seawater) y es el que se describe a continuación.

En la preparación de cualquier medio de cultivo en base a agua de mar, como en este caso, debe usarse agua de mar filtrada al menos a 0,45 μm y esterilizada en autoclave durante 15 min a 120 °C. Todos los recipientes de vidrio y pipetas u otro material volumétrico a usar deberán igualmente estar, limpios y esterilizados.

El medio stock de solución enriquecida se prepara, usando siempre reactivos de calidad pro-análisis, de la siguiente forma:

Solución A Macronutrientes

- i) 7 g de Nitrato de Sodio
- ii) 1 g de Glicerofosfato pentahidratado. Se puede reemplazar por fosfato inorgánico y EDTA como sustituto que contribuye a evitar la proliferación de bacterias.

Disolver ambos compuestos en 1 l de agua destilada o desionizada, esterilizar en autoclave y guardar en el refrigerador.

Solución B Micronutrientes

- i) 0,570 g de Ácido Bórico (disolver en caliente)
- ii) 0,0245 g de Cloruro Férrico (III) hexahidratado
- iii) 0,082 g de Sulfato de Manganeso monohidratado
- iv) 0,011 g de Sulfato de Zinc heptahidratado
- v) 0,0024 g de Sulfato de Cobalto (II) heptahidratado
- vi) 0,5 g de TITRIplex III

Disolver en 500 ml de agua destilada, esterilizar en autoclave y guardar en refrigerador

Una vez preparadas, se mezclan todas las soluciones dando un volumen de 2,5 litros y se añade agua destilada hasta completar 3 litros. El pH se debe ajustar con ácido clorhídrico concentrado en el rango 7,5-8,5. Con esta solución stock, que se debe mantener refrigerada, se preparan las soluciones de trabajo empleando 20 ml que se disuelven en 1000 ml de agua de mar filtrada 0.45 μm y estéril. Al efectuar esta dilución separe en una probeta la cantidad aproximada (por exceso) a usar

Solución C Férrica

- I) 0,351 g de Sulfato de Hierro (II) y Amonio

- II) 0,300 g de Titriplex III

Disolver en 500 ml de agua destilada, esterilizar en autoclave y guardar en refrigerador.

Solución D Mezcla de vitaminas

- i) 0,0002 g de Vitamina B12

- ii) 0,0001 g de Biotina

- iii) 0,01 g de Tiamina

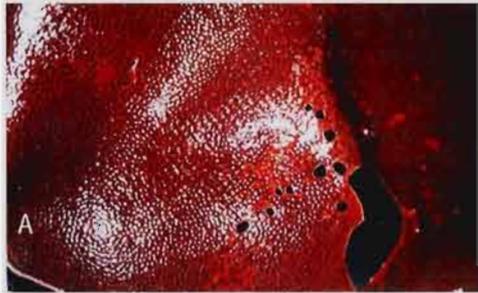
- iv) 10 g de Tris Buffer

Disolver los cuatro compuestos en 500 ml de agua destilada y esterilizada y guardar en refrigerador

y después pipetear. No pipetear directamente del matraz contenedor de la solución stock para evitar la contaminación de la misma. Todas estas acciones conviene realizarlas en la cámara de flujo laminar. Según se requiera de los objetivos del trabajo a realizar, se puede usar diluciones de 10 ml o 5 ml de solución stock en 1000 ml de agua de mar. O sea una solución de medio de cultivo preparada como arriba se describe sirve para enriquecer al menos 300 l de agua de mar filtrada.

4.3.6 Selección y preparación de material fértil (Fig.21)

a: Trozo de fronda tetraspórica madura.



b: Trozo de fronda cistocárpica madura.



Fig. 21: Frondas maduras

debido a que estos pueden constituir una fuente de contaminación para el futuro cultivo. Luego las frondas se lavan, profusamente varias veces, con agua de mar corriente y escobillas de cerdas suaves, eliminando así todo vestigio de esporas que espontáneamente se hayan liberado después de haber sido recolectadas. Generalmente el estrés que sufren las plantas durante una noche al ser guardadas a baja temperatura y en condiciones de oscuridad, es suficiente para activar los mecanismos de esporulación. Para completar la preparación de las frondas se las somete a deshidratación parcial (Fig.22). Las láminas se extienden sobre un mesón de trabajo (previamente lavado y cuya última limpieza se efectúa con alcohol de 90 grados), y se las cubre totalmente con papel toalla absorbente, en varias capas alternadas para aprovechar mejor el espacio. Se dejan deshidratando por al menos media hora al término de la cual las frondas están listas para la siembra. Si el material repro-



Fig. 22: Esporulación en invernadero

a: Esporulación de un soro tetrasporangial

b: Operación de deshidratación parcial de frondas maduras.

Las frondas reproductivas maduras que se usarán para la obtención de esporas se deben llevar al invernadero en contenedores en condiciones de baja temperatura. Las cajas de poliestireno expandido (Plumavit) son perfectamente aceptables para esto. En la sala de trabajos del invernadero las frondas se separan en cistocárpicas y tetraspóricas, las cuales seguirán los mismos procedimientos que se describen a continuación pero se sembrarán por separado. Se debe recordar que las plantas tetraspóricas producen lambda carragenano y las cistocárpicas y masculinas kappa carragenano.

A continuación se debe eliminar los hápteros de fijación de las frondas al sustrato,

ductivo está suficientemente maduro, este procedimiento asegurará una buena esporulación (Fig.22).

Se recomienda usar solamente material reproductivo maduro. Un rápido entrenamiento permite reconocer a simple vista en terreno o con la ayuda de una lupa de mano cuando los cistocarpos o los soros tetrasporangiales se encuentran en condiciones aceptables de madurez.

En ocasiones el material reproductivo puede ser usado para una segunda esporulación, siguiendo los mismos pasos del procedimiento anterior pero descartando el lavado inicial.

4.3.7 Esporulación y siembra (Fig.23)



Fig. 23: Esporulación

Las frondas parcialmente deshidratadas se reparten en recipientes de 20 litros en una proporción aproximada de 800 a 1000 gramos por recipiente con 15 litros de agua de mar filtrada y se mantienen en reposo por alrededor de 2 horas revolviendo ocasionalmente para permitir la homogeneización paulatina de las esporas que se están liberando. Se considera que la solución de esporas está lista para su uso cuando ésta presenta un color rosado intenso. A continuación se retiran las frondas, y la solución se pasa a través de un filtro fabricado con una red de fitoplancton de al menos 60 μm de trama y con ello se retendrán los restos de tejidos e impurezas que pueden contaminar el

convexa (la cara estriada) hacia arriba (Fig.24).

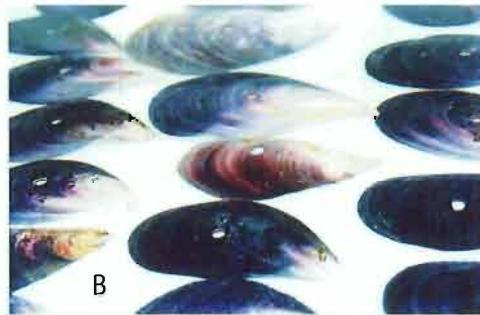
A cada concha se le debe hacer un agujero de 3 mm de diámetro que servirá en el futuro para su colocación en cuerdas de cultivo para su traslado al mar.

La siembra propiamente tal consiste en el vaciamiento, en forma suave y homogénea, de la solución con esporas sobre los sustratos (Fig.25).

El criterio para determinar una densidad efectiva de siembra es que al menos ésta sea de 50 esporas por campo ocular de 100x. El control para la densidad de siembra consiste en portaobjetos o cápsulas Petri colocados al azar entre los sustratos y



Fig. 24: a y b. Distintos tipos de sustratos.



c: Disposición de sustratos en el estanque

cultivo. En algunos casos, cuando la solución de esporas es muy densa es conveniente diluir su concentración.

Antes de efectuar la siembra, los estanques que se usarán deben estar perfectamente limpios. Para ello se dejan remojando durante la noche con una solución de

hipoclorito de sodio comercial al 1%. En la mañana se lavan varias veces con agua potable y por último se lavan tres veces con agua de mar filtrada a 1 μm .

Posteriormente se

adiciona a los estanques agua de mar filtrada en una cantidad tal que la superficie esté a 15 cm del fondo y con los sustratos o conchas de ostión, almeja o mitílidos depositados y ordenados para cubrir totalmente el fondo de cada estanque y con la cara

observados bajo microscopio para el recuento de esporas por campo ocular.

En muchas ocasiones las frondas usadas, conservan aún en el interior de sus soros o cistocarpos, una cantidad considerable de esporas maduras por lo cual están en condiciones de ser nuevamente estimuladas para la esporulación según el procedimiento detallado anteriormente. La nueva esporulación obtenida servirá para resembrar aquellos sustratos que resultaron con baja densidad durante la primera siembra, o bien para sembrar nuevos sustratos.

La siembra así efectuada debe permanecer 2 semanas sin recambio de agua, sin movimiento de ésta y sin adición de nutrientes para asegurar una adhesión óptima al sustrato de las esporas.

4.3.8 Desarrollo de microtalos y obtención de almácigos.

Los microtalos creciendo sobre las conchas, ya sea en la sala de ambiente controlado o en el invernadero, deben recibir en forma



Fig. 25: Siembra y distintos estados de desarrollo de Luga Roja.

rutinaria una serie de cuidados para lograr su óptimo desarrollo, hasta alcanzar la etapa de laminilla primaria, antes de su transplante al mar:

- Recambio de agua y enriquecimiento con medio de cultivo 3 veces por semana en las dosis indicadas en el capítulo de medios de cultivo.
- Limpieza de estanques con una frecuencia mensual.
- Limpieza manual con escobilla de cerdas suaves de las conchas con los juveniles para eliminar el micro-fouling acumulado.
- Registro diario de temperatura y radiación lumínica en el caso del invernadero con luz natural.
- Regular diariamente con malla raschel u otro tipo de malla la radiación lumínica sobre los estanques, de acuerdo a los requerimientos del cultivo.

En estas condiciones de incubación, al cabo de 2-3 meses los almácigos consistentes en las conchas con las pequeñas plántulas (Fig.26), creciendo sobre sus caras convexas, deben abandonar los estanques del invernadero para continuar su crecimiento en el mar.

4.3.9 Mediciones de crecimiento.

Con todo, una de las actividades principales a efectuar durante la incubación temprana de los microtalos en desarrollo es la estimación de la velocidad de crecimiento de éstos. Este conocimiento es de vital importancia para tomar las decisiones adecuadas en el caso de un lento crecimiento o desa-

rollo anormal. Estas deficiencias generalmente se pueden atribuir a tres causas principales: deficiencia o exceso de iluminación, temperatura o nutrientes.

La germinación de carpósporas y tetrásporas produce la formación inicial de un disco crustoso de contorno circular de cuyo centro al cabo de 3-4 semanas comienza a emerger el brote de lo que será la futura lámina.

Al estado de disco crustoso el crecimiento puede medirse según su incremento en diámetro. A medida que la pequeña plántula crece, el área o el diámetro del disco deja de ser importante como medida de crecimiento y es la longitud del brote inicial la que incrementa notoriamente con el progreso del cultivo. Para efectuar las mediciones será necesario desprender una cantidad representativa de brotes para poder medirlos bajo microscopio. Posteriormente al diferenciarse la lámina definitiva la longitud total de ésta deberá seguir considerándose como la medida más apropiada para estimar el crecimiento. De esta forma el crecimiento se expresará como incremento en μm o mm cuando la planta esté al estado de brote inicial o en mm o cm cuando la lámina sea juvenil. En forma alternativa y cuando se miden respuestas en términos de tasa de crecimiento específico se puede usar la expresión indicada por Hansen (1980)

$$\text{Tasa de crecimiento (\% por día)} = 100 \frac{\ln \frac{N_t}{N_0}}{t}$$

N_0 = tamaño inicial
 N_t = tamaño final
 t = intervalo de tiempo en días

Los tamaños inicial o final pueden indistintamente medirse como talla o bien como peso húmedo o seco

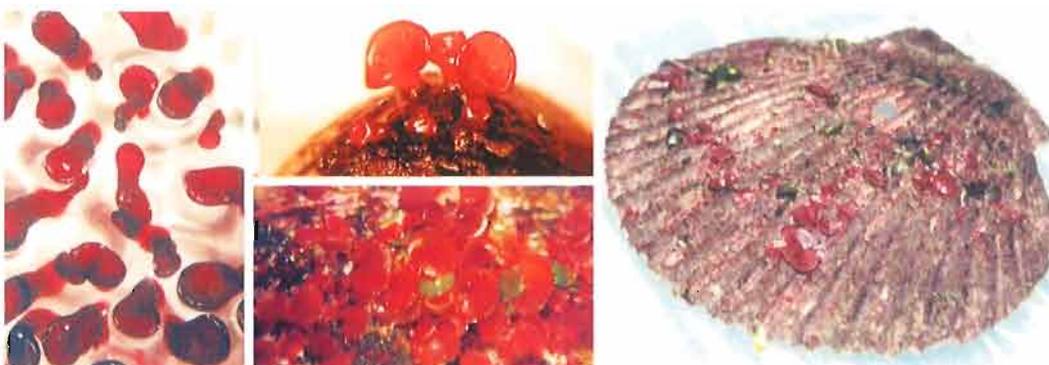


Fig. 26: Distintos estados de desarrollo de microtalos en almácigos de *Gigartina*.



Fig. 27: Líneas de cultivo flotantes

El transplante de los almácigos al mar constituye la etapa más azarosa para las pequeñas plantas en crecimiento. Sin los cuidados directos que recibían en el invernadero, aquí las plantas se encuentran expuestas a muchos peligros, entre los cuales se cuentan como los principales, el riesgo de ser atacadas por herbívoros (principalmente erizos y caracoles) en los cultivos en cuerdas en el fondo, o el fouling y una fuerte competencia con otras especies animales o vegetales en cultivos suspendidos cerca de la superficie. La profundidad a la cual se colocan los cultivos dependerá de la estación del año. Durante el verano generalmente es conveniente colocar las unidades de cultivo a mayor profundidad.

5.1 El Sistema de Cultivo Flotante

La estructura flotante para el cultivo que preferentemente se ha ensayado se muestra en la Fig.27. Esta consta de los siguientes elementos principales:

- Una o dos líneas madres de 30-50 m de cabo de perlón o polypropileno de 12 mm.
- Separadores de tubos de PVC rígido de 10 cm de diámetro rellenos de botellas plásticas. Estos elementos sirven para mantener las líneas madres separadas y paralelas entre sí a 1 m de distancia una de la otra. Además el relleno de botellas plásticas, otorga una flotabilidad adicional al sistema.
- Dos flotadores cilíndricos de 90 cm de largo del tipo PM200 de poliestireno de alta densidad en los extremos de la estructura (deben ser tres si las líneas madres son de 50 m).
- Dos estructuras de fondeo en cada extremo que afianzan la línea flotante al fondo. Estos elementos consisten en bloques de concreto de 70x70x70 cm con un peso aproximado de 900 kg. La unión del bloque de fondeo con el cabo que sostiene a la línea flotante se construye con un neumático en desuso de automó-

vil con una de sus mitades incluidas en el bloque de concreto y la otra sobresaliendo a manera de argolla. Para minimizar el roce entre la argolla de caucho y el cabo sostenedor de la línea flotante, el extremo de unión de este se envaina con un trozo de manguera plástica.

- El extremo superior del cabo de fondeo lleva un guardacabo al cual está sujeto un grillete de $\frac{3}{4}$ " y del cual convergen los tirantes terminales que van a cada línea madre. (Fig. 28)
- Reinales de polipropileno verticales de 3 mm, separados por 50 cm entre sí y colgados de las líneas madres y con un dispositivo de amarre fácil en su extremo inferior. El largo de los reinales depende de la profundidad a la cual se necesita ubicar las unidades de cultivo. La flotabilidad de cada reinal se mejora con la adición de boyarines o de un par de botellas de plástico de 2 litros atadas a la línea madre en el extremo superior de cada reinal (Fig.28).
- Unidades de cultivo consistentes en cuerdas de polypropileno de 1 m de longitud con 10 conchas de almácigos en rosario, y dispositivos de amarre fácil en sus extremos. Estas unidades pueden ser en cantidades de una por cada reinal o bien pueden colocarse en serie de dos o tres unidades según la profundidad y la conveniencia para el cultivo.
- Lastres individuales o potalas de aproximadamente 1,5 kg de peso atados al extremo de la última unidad de cultivo de cada línea vertical.

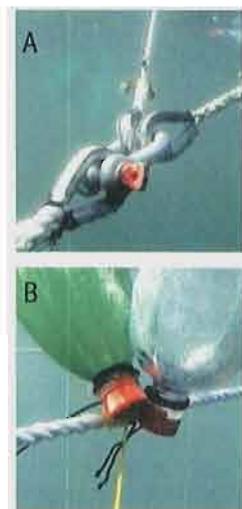


Fig. 28

a: Detalle del sistema de sujeción de tirantes a cada línea madre

b: Flotadores amarrados en la línea madre, en cada reinal

5.2 Preparación de las Unidades de Cultivo y Transplante al Mar.

5.2.1 Preparación de las unidades de cultivo.

Al cumplir el período de incubación en los estanques del invernadero o de la sala de ambiente controlado, las plántulas en sus respectivos sustratos deben ser preparadas para su ingreso al sitio definitivo de cultivo en el mar y para ello se dispondrán en unidades de cultivo.



Fig. 29: Unidad de cultivo consistente en 10 almácigos con juveniles por metro lineal

A las conchas, previamente perforadas en su centro (antes de la siembra en el invernadero) se les adiciona a la perforación un trozo de manguera plástica de 4 mm de diámetro externo. Esta pieza de plástico impide el roce entre la cuerda y los bordes de la perforación de la concha. Para mantener fijas las conchas y separadas cada 10 cm en la cuerda de la unidad de cultivo, se procede a hacer un nudo simple en la parte superior e inferior de cada concha. (Fig 29).

5.2.2 Embalaje y transporte de las unidades de cultivo.

Las unidades de cultivo se dispondrán en cajas de poliestireno con las conchas ordenadas y dispuestas en capas separadas por láminas de esponja plástica de 0,5 cm de espesor y empapada en agua de mar y con trozos de hielo. Estas condiciones de transporte en un ambiente húmedo y frío permitirán el traslado de las plántulas durante varias horas sin sufrir deterioro hasta su instalación en el mar.

5.2.3 Instalación de almácigos en el cultivo flotante (Fig.30).

Una vez en el sitio de la línea flotante, a cada unidad de cultivo se le atará una potala o lastre de 1,5 kg de peso y por su extremo superior se atará al correspondiente reinal, el cual a su vez se atará a la línea madre a la profundidad prefijada de acuerdo a las características ambientales del sitio.



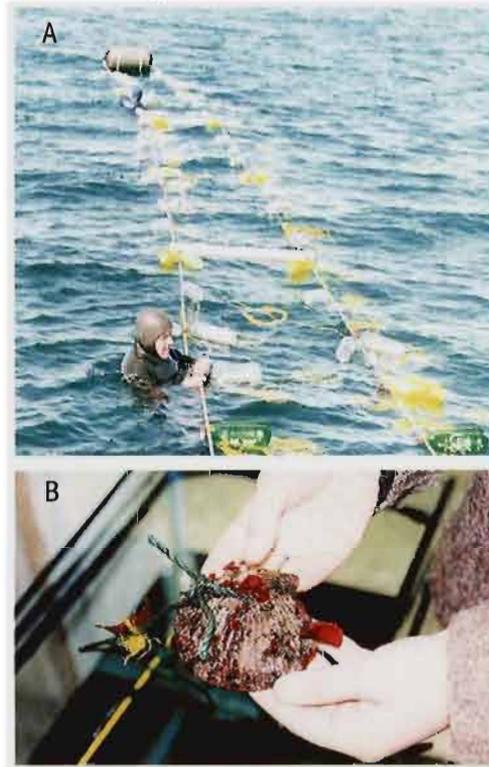
Fig. 30: Instalación de almácigos en el mar

Los almácigos no deben quedar expuestos en ningún momento al sol o en condiciones de sufrir desecación o alzas de temperatura por sobre los 15 °C. Todos estos factores

causarían la muerte de las plantas en los almácigos debido a la intolerancia a ese tipo de estrés por parte de los juveniles de *Gigartina*.

5.3 Manejo y Monitoreo del Cultivo (Fig.31).

El cuidado y mantención tanto de las



a: Actividades de mantención de línea flotante

b: Actividades de control de "fouling" en el almácigo

Fig. 31: Manejo del cultivo

plantas en crecimiento, como de las estructuras que las sostiene deben ser objeto de un manejo permanente y diario, el cual será un requisito indispensable para asegurar el éxito del sistema de cultivo. El manejo del cultivo debe, al menos, incluir:

- La determinación de la profundidad óptima en cada estación del año para lograr el mejor desarrollo del alga y evitar al máximo la interferencia de otros organismos competidores o epífitos.
- El monitoreo constante para detectar el desarrollo excesivo y la consiguiente limpieza del fouling o de epífitos.

- El monitoreo para detectar y combatir la acción de herbívoros.
- La revisión de las estructuras de las líneas de cultivo para efectuar las reparaciones que se requieran en forma oportuna.

Un buen manejo permitirá implementar rápidamente las acciones preventivas ante posibles contratiempos que afecten tanto al desarrollo y crecimiento de las plantas como a fallas y deterioro de las estructuras flotantes.

5.4 Desdoble e Instalación Definitiva de Plantas hasta Tamaño Comercial (Fig. 32).

Una vez que las plantas han alcanzado en los almácigos un tamaño sobre los 5 cm en su diámetro mayor, se debe proceder a la operación de desdoble. Esto significa

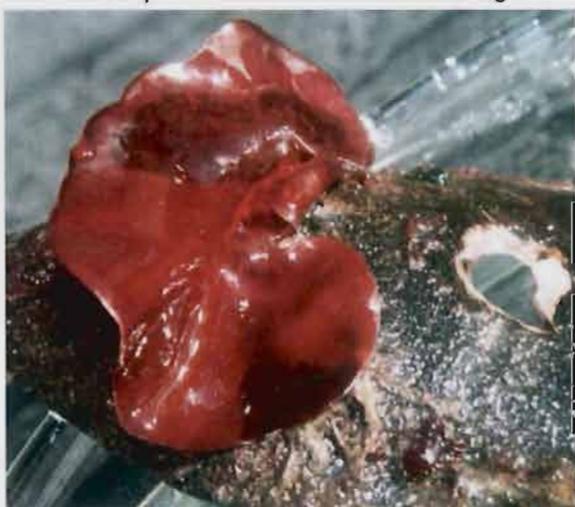


Fig. 32: Juvenil de luga, lista para la fase de crecimiento en el mar

que se retira desde los almácigos a todas las láminas mayores a 5 cm, seccionándolas cuidadosamente desde sus hapterios para mantener el sistema de fijación sobre la concha. Todas las conchas que presenten aún plantas pequeñas e incluso aquellas que solamente presentan el sistema de hapterios de fijación de la lámina removida (el cual debe regenerar nuevas láminas) se debe volver a mantener en los sistemas flotantes, con el fin de continuar con el crecimiento de los juveniles.

Las láminas removidas deben ser protegidas en cajas de poliestireno expandido, enfriadas con hielo y trasladadas a estanques al invernadero con agua de mar filtrada. A las láminas se les practicará, con un sacabocados, una perforación de 3 mm en el centro. Esta perforación permitirá encordarlas en la misma forma como se procedió con las conchas de almácigos y con un distanciamiento de 10 cm entre las láminas. Las unidades de cultivo también en este caso estarán constituidas por cuerdas de 4 mm de diámetro y de 1 m de longitud, con sistemas de amarre fácil en sus extremos.

Estas cohortes de láminas juveniles deben ser trasladadas rápidamente al mar en las mismas condiciones en que se trasladaron los almácigos y se instalarán en líneas de cultivo idénticas a las descritas anteriormente. La perforación en el centro debería cicatrizar en alrededor de una semana y el éxito en la sujeción de las láminas a la cuerda se asegurará con un buen ajuste de trabas de mangueras de silicona entrelazadas a través de la cuerda por encima y por debajo de la fronda (Fig.33).

En estas condiciones se mantiene el cultivo hasta alcanzar el tamaño mínimo comercial de 40 cm de diámetro mayor, momento en que se efectuará la cosecha.

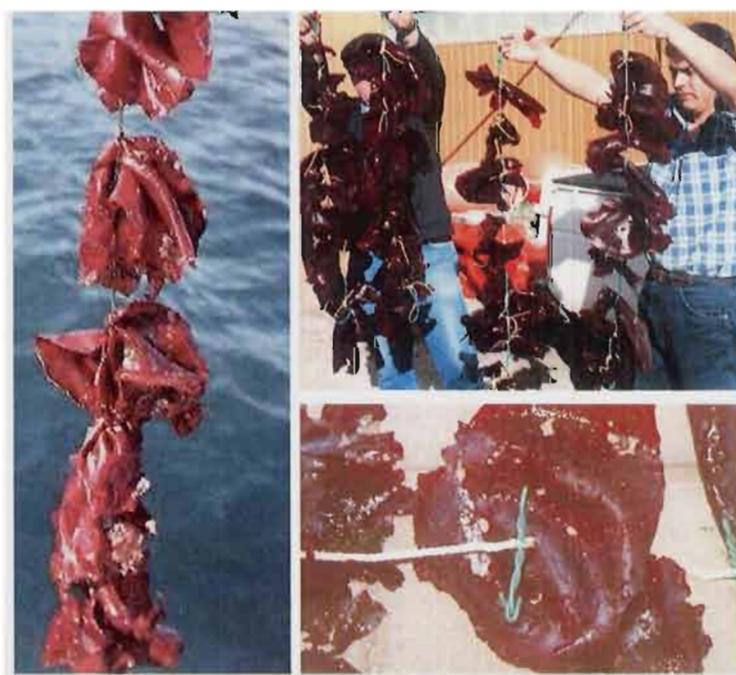


Fig. 33: Distintos aspectos de cuerdas de cultivo con ejemplares adultos

Este concepto puede definirse como todas aquellas acciones tendientes a lograr el crecimiento en número o en biomasa de una determinada especie que era abundante en un hábitat o área geográfica y que por distintos motivos (sobre-explotación, contaminación, catástrofes naturales o alteraciones biogénicas) sus niveles de abundancia se han reducido tanto que no es posible considerarla como un recurso de importancia económica o ecológica (Romo, 1998). En el caso de la luga roja, la idea de repoblar

obedece a incrementar los stocks en poblaciones naturales sometidas a un esfuerzo pesquero sostenido. Se han diseñado dos métodos de siembra, para ser empleados por pescadores artesanales: i) siembra directa de esporas y ii) siembra por dispersión de esporas. En ambos métodos se usan piedras del tipo guijarro o canto rodado recolectado en los niveles altos de la playa donde el oleaje ha erosionado y desgastado este material y por lo tanto se encuentra limpio de epibiontes.

6.1 Siembra Directa (Fig.34).

Los materiales necesarios para preparar esta faena son:

- I) los guijarros de aproximadamente 300-500 g de peso.
- II) trozos de malla de algodón (en trozos de aproximadamente 20 cm) usado para encordar semilla de chorrito para cultivo.
- III) bolsas ("pilguas") de malla plástica o quiñes de buceo para el transporte de los guijarros.
- IV) botes o lanchas de motor con buzos y marino de apoyo.
- V) un equipo de un número variable de personas de playa que efectúe la faena de enmallar trozos de algas con los guijarros y
- VI) Un stock de luga roja cistocárpica y/o tetraspórica madura y recolectada el día anterior.

El grupo de personas en tierra tiene la misión de preparar las "unidades siembra" que consiste en colocar dentro de la malla de algodón una piedra con un trozo de alga madura y cuidar que ésta cubra una de las caras de la piedra. Se debe cuidar que las estructuras reproductivas queden en contacto directo con la piedra. Por último se encierra la piedra y el alga anudando la malla por ambos extremos. El conjunto compuesto por el alga, la piedra y la malla constituye una "unidad de siembra".

Una vez preparadas las unidades de siembra se procede a sembrar. Esta operación está a cargo del personal de mar a bordo de las

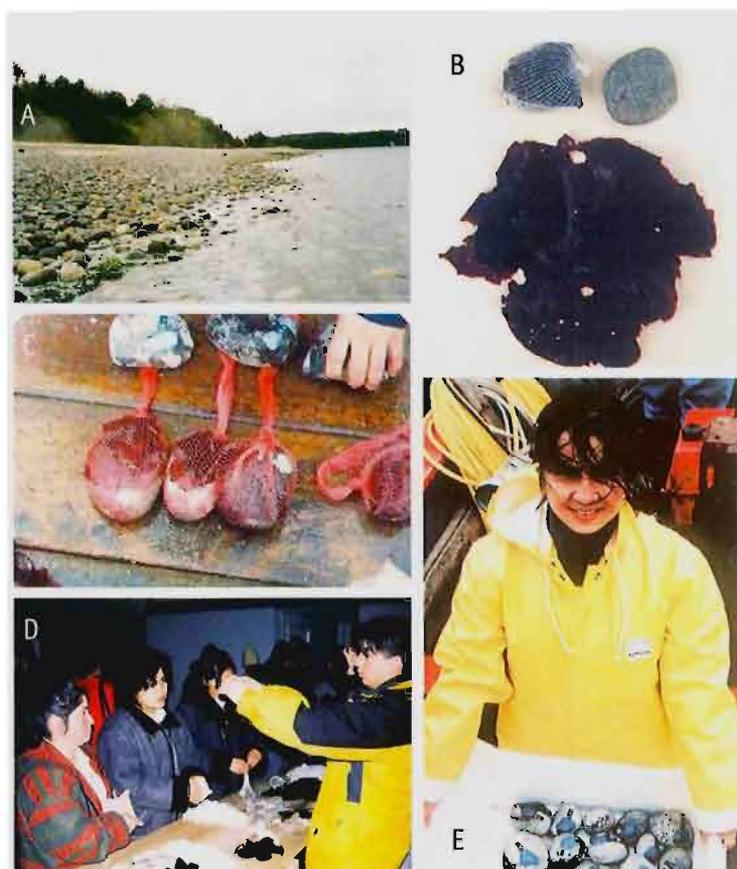


Fig. 34: Actividades de repoblación

lanchas. Los buzos bajan al fondo marino del lugar elegido y proceden a distribuir las unidades de siembra en densidades entre 10 y 20 unidades por metro cuadrado, cuidando que el trozo de alga dentro de la malla quede hacia arriba para que las esporas se adhieran a la cara superior de las piedras. Al cabo de una semana a 10 días, la malla de algodón se habrá disuelto. Este tiempo será suficiente para que las esporas hayan colonizado el sustrato y los talos comiencen a desarrollarse libremente.

- a: Lugar de recolección de guijarros para la repoblación
- b: Guijarros para la siembra directa
- c: Enmalle de guijarros con trozos de fronda madura
- d: Taller de demostración de métodos de siembra a mujeres pescadoras artesanales.
- e: Selección y marcaje de sustratos para la siembra

Una limitación de este método es que las estructuras reproductivas no alcanzan a descargar toda su dotación de esporas sobre el sustrato limpio antes de la desintegración de la malla, y el trozo de fronda queda entonces a merced de las corrientes con un destino incierto en cuanto a su rol efectivo como elemento de aporte de propágulos viables.

6.2 Siembra Indirecta por Dispersión (Fig.35).

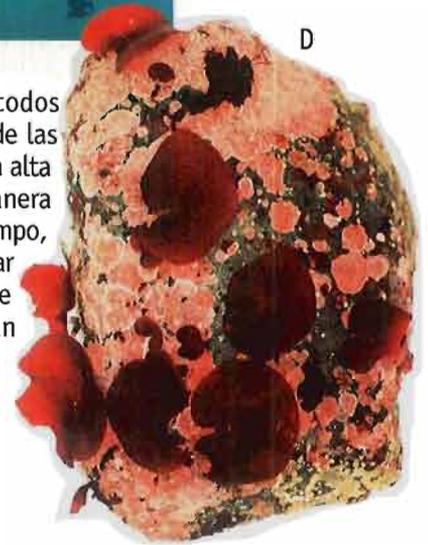
De esta forma el alga madura queda suspendida flameando aproximadamente a 1 m sobre el fondo y dispersando las esporas sobre los guijarros limpios a medida que los cistocarpos o soros tetrasporangiales continúan madurando. Este método ha resultado menos efectivo que el anterior por lo cual continúa en evaluación necesitándose ajustar la técnica para obtener resultados que se acerquen al método de siembra directa.



Consiste en instalar sólo las piedras limpias de epibiontes en el fondo, esta vez sin algas ni mallas. En densidades de 10 a 20 piedras por metro cuadrado. Posteriormente se fondeará una unidad dispersora de esporas consistente en:

- I) Cinco o seis frondas reproductivas maduras atadas a una línea de 1 m de longitud.
- II) Un flotador consistente en una botella de plástico de 2 l y un fondeo consistente en una piedra atada al otro extremo.

El principio de éstos métodos es lograr la colonización de las unidades de siembra en una alta densidad inicial, de tal manera que en el transcurso del tiempo, puedan sobrevivir y madurar algunas plantas para que ellas mismas se constituyan en unidades dispersoras de esporas.

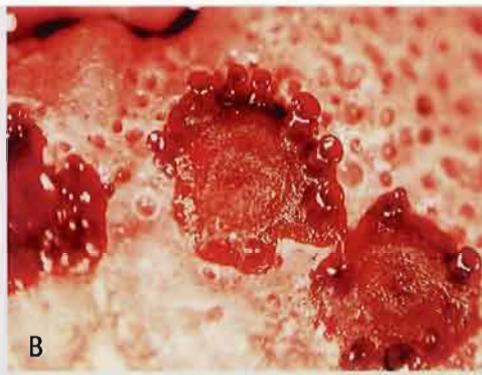


Sin embargo, una vez incrementado el stock en el lugar, debe diseñarse un plan de manejo que al menos debe contemplar las siguientes acciones:

- La explotación debe ser autoregulada por los integrantes de la organización de pescadores de manera que no agoten el potencial reproductivo post cosecha.
- Debe desarrollar actividades rutinarias de siembra en invierno y primavera.
- Debe coordinar una rotación de áreas con el fin de permitir la recuperación de éstas y

- Debe proceder a aplicar una metodología de cosecha que no arranque del sustrato a los hapterios de fijación de las frondas, los cuales son eficaces tejidos de regeneración de nuevas plantas (Fig.36).

Estas técnicas podrán ser exitosas en lograr al repoblamiento de un sector sobre-explotado, sólo si se cuenta con el trabajo cooperativo de todos los integrantes de la agrupación interesada en explotar dicho recurso y por lo tanto pueden constituirse en una herramienta útil a ser aplicable al tratamiento de las áreas de manejo de la pesca artesanal.



a: Al cosechar, siempre hay que dejar el disco o restos de hapterios, para que se generen nuevas frondas.

b: Regeneración de nuevas frondas en los bordes de los remanentes de discos de plantas cosechadas

Fig. 36

	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
Colecta y selección de plantas reproductivas maduras					■	■	■	■	■			
Obtención de esporas					■	■	■	■	■	■		
Inoculación de sustratos					■	■	■	■	■	■		
Crecimiento de juveniles en ambiente semicontrolado	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Instalación de sistema de cultivo								■	■	■	■	■
Crecimiento en ambiente natural	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Cosecha	■											■

Fig. 37: Calendario de cultivo de *G. skottsbergii*

7. GLOSARIO

Agar agar: Producto del tipo de los ficocoloides que se fabrica a partir de *Gracilaria* y de *Gelidium*. Forma gelatinas muy consistentes o duras

Alginato: Producto del tipo de los ficocoloides que se extrae de las algas pardas *Lessonia* y *Macrocystis*.

Carragenano: Producto del tipo de los ficocoloides que se extrae de las especies de la familia Gigartinales.

Carpospora: Tipo especial de espora o "semilla" producida por el carposporofito de las algas rojas y que siempre se encuentra en el cistocarpo de las algas femeninas.

Carposporangio: Estructura reproductiva del carposporofito que produce carposporas.

Ciclo de vida: Secuencia de fases reproductivas que comprende la biología de una especie de algas. En las algas rojas (como Gigartina) generalmente el ciclo presenta las fases esporofito, gametofito y carposporofito. En las otras algas (verdes y pardas) el ciclo generalmente está compuesto sólo por esporofitos y gametofitos.

Cistocarpo: Organo que presentan las plantas hembras de las algas rojas y que encierra en su interior a las carposporas.

Clorofila: Pigmento de color verde que se encuentra en todos los vegetales y responsable del proceso de fotosíntesis.

Cohorte: Grupo de individuos de una misma generación, es decir que, en el caso del cultivo, fueron sembrados en la misma fecha.

Epibionte: Organismo que necesita de un sustrato al cual adherirse y que puede interferir con el asentamiento de esporas sobre rocas en el medio natural.

Espermacio: Gameto masculino sin flagelo.

Espora: Elemento reproductivo en algas que equivale a la semilla de las plantas terrestres

Esporofito. Término que se aplica a las algas asexuadas que producen esporas para la reproducción de la especie.

Fenología: Estudio de las características de un organismo que cambian en el transcurso del tiempo.

Feofitas: Grupo de algas marinas que se caracterizan porque su coloración es predominantemente café o parda. Ejemplos. Huiro y Cochayuyo.

Ficoeritrina: Pigmento rojo característico de las algas rojas que acompaña a la clorofila.

Fotoperíodo: Régimen de luz y oscuridad aplicados naturalmente o artificialmente a la cámara de ambiente controlado, y que se mide en horas luz y horas de oscuridad.

Fotosíntesis: Es el proceso más importante que realizan las plantas (y las algas), mediante el cual sintetizan materia orgánica o almidón y es el inicio de las cadenas alimenticias tanto en el mar como en tierra.

Fouling: Grupo de organismos animales o vegetales de rápido crecimiento que se adhieren a los sistemas usados en el cultivo del alga y que suelen ser responsables de por ejemplo obstruir la llegada de luz a los ejemplares juveniles y adultos del cultivo, afectando así su crecimiento e incluso su sobrevivencia.

Gametofito: Término que se aplica a las algas sexuadas, ya sea a las plantas masculinas como a las femeninas.

Gigartina: Género de algas rojas de importancia como materia prima para la elaboración de carragenano.

Gonimoblasto: Estructura desarrollada a partir del carpogonio fertilizado o de la célula auxiliar.

Gracilaria: Nombre científico del alga roja pelillo cuyo principal uso es la fabricación del agar agar.

Hapterios: Prolongaciones encargadas de fijar la fronda al sustrato, en *Gigartina skottsbergii* se encuentran agrupadas en la zona basal principalmente.

Long-line: Línea de cultivo flotante, del tipo usado para cultivar choritos u otros mariscos y que también se puede usar para cultivar algas.

Macrocystis: Género de algas pardas importantes como materia prima para la elaboración de alginatos.

Mazzaella: Nombre científico del alga roja luga cuchara usada en la fabricación de carragenano.

Oogamia: Unión de gametos en la cual el espermacio o gameto masculino fertiliza al gameto femenino inmóvil o carpogonio.

Propágulo: Cualquier estructura vegetativa de propagación, que puede ser un trozo de alga o algunas células especializadas diferenciadas asexualmente como son las tetrasporas.

Pseudoparénquima: Organización celular de las rodófitas en base a filamentos celulares. No constituye un tejido en la definición clásica de éste.

Rama carpogonial: estructura de soporte de la célula sexual femenina o carpogonio.

Repoblación: Conjunto de acciones destinadas a aumentar el número o la biomasa de un recurso en un lugar que, por sobreexplotación o desastres naturales (fenómeno de El Niño), dicho recurso ha disminuido a tal extremo que ya no es comercialmente importante.

Rodófitas: Grupo de algas marinas que se caracterizan porque su coloración es predominantemente rojo. Ejemplos. Pelillo, Luche, Carola.

Sarcothalia: Nombre científico del alga luga negra usada en la fabricación de carragenano.

Sinéresis: Es la capacidad de un gel de eliminar agua al ser sometido a una alta presión.

Talo: Término aplicado a las frondas de las macroalgas y que se caracterizan por tener una estructura de tejido muy sencilla.

Tetráspora: Término que se aplica a las esporas de las algas rojas que se forman en un órgano o esporangio que produce sólo cuatro esporas cuando madura.

Tetrasporofito: Tipo de plantas en las algas rojas que produce tetrasporas como elementos de reproducción.

Alveal K., Romo H., Werlinger C. (1995) Cultivo de *Gracilaria* a partir de esporas. En Alveal K, Ferrario ME, Oliveira EC, Sar E (eds). Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción : 599-609.

Alveal K., Romo H., Werlinger C., Núñez M. (1994) Uso de esporas como alternativa de propagación masiva de macroalgas. Rev. Cienc.Tecnol. del Mar. 3: 77-87.

Alveal K., Romo H., Werlinger C., Oliveira E. (1998) Mass cultivation of the agar-producing alga *Gracilaria chilensis* (Rhodophyta) from spores. Aquaculture 148 :77-83.

Ávila M., Seguel M. (1993) An overview of seaweed resources in Chile. J. appl. Phycol. 5: 133-139.

Ávila M., Candía A., Núñez M., Romo H. (1999 a) Reproductive biology of *Gigartina skottsbergii* (Gigartinaceae, Rhodophyta) from Chile. Hydrobiologia 398/399 : 149-157.

Ávila M., Núñez M., Candía A., Norambuena R. (1997) Patrones fenológicos y reproductivos de una población de *Gigartina skottsbergii* (Gigartinaceae, Rhodophyta) en Ancud, Chile. Gayana Oceanol. 5: 21-32.

Ávila M., Ask E., Rudolph B., Núñez M., Norambuena R. (1999 b) Economic feasibility of *Sarcotalia crispata* (Gigartinales, Rhodophyta) cultivation. Hydrobiologia 398/399 : 435-442.

Ávila M., Otaíza R., Norambuena R., Núñez M., Candía A., Poblete A. (1994) Desarrollo de Tecnología de Cultivo y Repoblación de Luga Negra en la X Región. Instituto de Fomento Pesquero. Corporación de Fomento de la Producción. SCI 94/9 : 97 pp.

Buschmann A.H., Correa J.A. Westermeier R. (1999) Recent advances in the understanding of the biological basis for *Gigartina skottsbergii* (Rhodophyta) cultivation in Chile. Hydrobiologia 398/399 : 427-434.

Cifuentes A.S., González M.A., Parra O.O. (1995) Métodos para el cultivo de microalgas en ambientes hipersalinos. En: Alveal K, Ferrario ME, Oliveira EC, Sar E (eds). Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción : 251-274.

Guillard R.L. (1975) Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In Smith WL, Chanley MH (eds). Culture of the Marine Invertebrate Animals. Plenum Publishing, New York : 29-66.

Hansen J.E. (1980) Physiological considerations in the mariculture of red algae. In Abbott I.A., Foster M.S., Eklund L.F. (eds). Pacific Seaweed Aquaculture. Publ. California Sea Grant Coll. Program, La Jolla : 80-91.

Hommersand M.H., Guiry M.D., Fredericq S., Leister G.L. (1993) New perspectives in the taxonomy of the Gigartinaceae (Gigartinales, Rhodophyta). Hydrobiologia 260/261 : 105-120.

Kim D.H. (1976) A study of the development of cystocarps and tetrasporangial sori in the taxonomy of the Gigartinaceae (Rhodophyta, Gigartinales) Nova Hedwigia 26 : 1-237.

McLachlan J. (1975) Growth-media marine. In: Stein J.R. (ed) Handbook of Phycological Methods. Culture methods and growth measurements. Cambridge University Press, Cambridge : 25-51.

Oliveira E.C., Paula E.J., Plastino E.M., Petti R. (1995) Metodologías para cultivo no axénico de macroalgas marinas *in vitro*. En: Alveal K, Ferrario ME, Oliveira EC, Sar E (eds). Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción: 429-447.

Piriz ML (1996) Phenology of *Gigartina skottsbergii* Setchell et Gardner population in Chubut Province (Argentina). Bot. Mar. 39: 311-316.

Provasoli, L (1968) Media and prospect for the cultivation of marine algae. In: Watanabe A., Hattori A. (eds). Culture and Collection of Algae. Proc. U.S.-Japan Conf. Hakone, Sept. 1966. Jap. Soc. Plant. Physiol. : 63-75.

Ramírez ME, Santelices B (1991) Catálogo de las algas marinas bentónicas de la costa templada del Pacífico de Sudamérica. Monografías Biológicas 5, Pontificia Universidad Católica de Chile, 437 pp.

Romo H (1998) Cultivo de algas mediante esporas. Investigaciones Pesqueras 35 : 89-98

Romo H, Alveal K (1995) Técnicas para el cultivo experimental, medición del crecimiento y manejo de poblaciones naturales de *Iridaea (Mazzaella)*. En: Alveal K, Ferrario ME, Oliveira EC, Sar E (eds). Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción: 563-576.

Romo H., Paula E. (1995) Métodos experimentales para el cultivo de *Porphyra*. En: Alveal K., Ferrario M.E., Oliveira E.C., Sar E. (eds). Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción : 551-562.

Romo H., Alveal K., Werlinger C. (2001) Growth of the commercial carrageenophyte *Sarcothalia crispata* (Rhodophyta, Gigartinales) on suspended culture in central Chile. J. appl. Phycol. (in press).

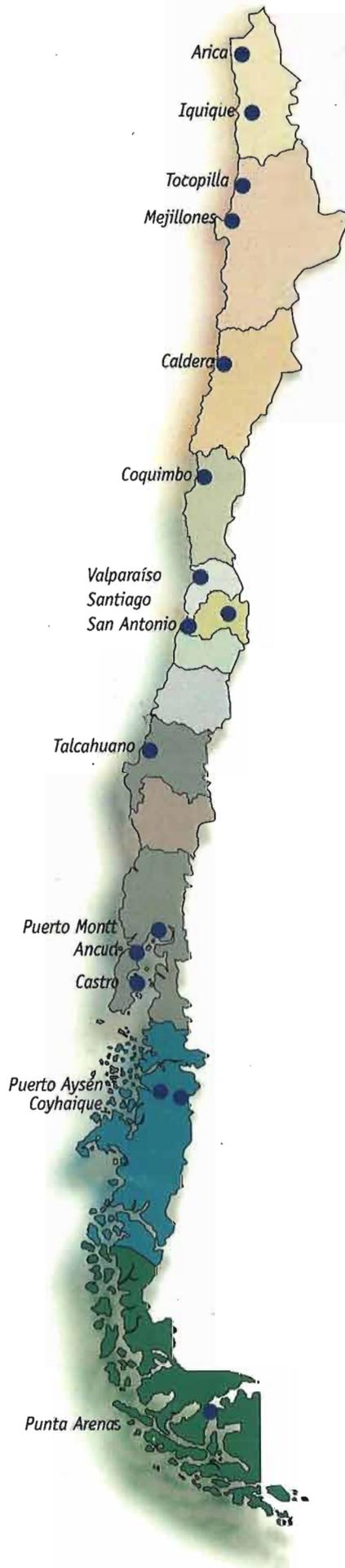
SERNAPESCA (1999) Anuario Estadístico de Pesca 1999. Servicio Nacional de Pesca. Ministerio de Economía Fomento y Reconstrucción. Chile. 291 pp.

Westermeier R., Aguilar A., Sigel J., Quintanilla J., Morales J. (1999) Biological basis for the management of *Gigartina skottsbergii* (Gigartinales, Rhodophyta) in southern Chile. Hydrobiologia 398/399 : 137-147.

Zamorano J., Westermeier R. (1996). Phenology of *Gigartina skottsbergii* (Gigartinaceae, Rhodophyta) in Ancud Bay, southern Chile. Hydrobiologia 326/327 : 253-258.

Este Manual forma parte de una serie de publicaciones que la División de Acuicultura del Instituto de Fomento Pesquero pone a disposición del público en general, como una forma de difundir las actividades de cultivo de diversos recursos marinos:

- El cultivo de la Almeja (*Venus antiqua*)
- El cultivo del Erizo (*Loxechinus albus*)
- El cultivo del Loco (*Concholepas concholepas*)
- Cultivo y repoblamiento de la Luga Roja (*Gigartina skottsbergii*) en Chile
- El Cultivo del Chorito (*Mytilus chilensis*)
- Cultivo y repoblamiento de la Luga Negra (*Sarcothalia crispata*) en Chile
- Producción de Microalgas
- El cultivo del Esturión Blanco (*Acipenser transmontanus*) y del Esturión de Siberia (*Acipenser baeri*)
- El cultivo de la Macha (*Mesodesma donacium*)
- Manejo genético del Salmón Coho (*Oncorhynchus kitsuch*)



División de Acuicultura

Balmaceda 252 • Casilla 665
 Teléfono: (+56)(65)250085
 264697
 262963
 259995

Fax: 262961
 e-mail: ebustos@ifop.cl

Hueihue
 Camino Manao s/n
 (X Región)

Putemún
 Ten- Ten s/n, Fax: 65- 634523
 (X Región)

Coyhaique
 "Dr. Shiraishi" Complejo Piscícola, Coyhaique
 Camino Aeropuerto Tte. Vidal s/n
 Teléfono: 67-231419, Fax: 67-233075
 (XI Región)

Puerto Chacabuco
 Ensenada Baja, FonoFax : 67 351104
 (XI Región)

Instituto de Fomento Pesquero (IFOP)
 Oficina Central:
 Valparaíso
 Huito 374, Casilla 8.V
 Teléfono 56 - 32 212630, Fax: 56 -32 -213178
 Código postal 2370282
 www.ifop.cl