

CAPITULO V

Algas Macroscópicas

Objetivos

Después de estudiar este capítulo el estudiante deberá estar en condiciones de:

- 1.- Conocer la importancia económica de las macroalgas.
- 2.- Saber cuáles son las especies que se cultivan mayormente en el mundo.
- 3.- Conocer la fórmula del medio marino Provasoli empleado en el cultivo de macroalgas, fase de laboratorio.
- 4.- Entender el ciclo de vida de la *Laminaria*.
- 5.- Conocer una técnica básica para el cultivo de *Laminaria*.
- 6.- Diseñar facilidades para emplearse en el cultivo de *Laminaria*.
- 7.- Saber en forma general de los métodos de cosecha de *Laminaria*.

Sinopsis del capítulo

Generalidades

La *Laminaria*:

Ciclo de vida

Técnicas de cultivo:

Fase de laboratorio

Formula y preparación del medio enriquecido Provasoli (1968)

Fase de precrecimiento

Fase de crecimiento

Cultivo en zonas costeras

Cosecha

Optimización de la biomasa cosechada

Miscelanea de figuras de especies comerciales

Miscelanea de preguntas

Bibliografía

Generalidades

Las macroalgas marinas o “vegetales del mar” son consideradas alimentos naturales y medicinales. Japón y China son los países que más las consumen, principalmente como alimento. Las especies de mayor aceptación son

Eisenia bicyclis, *Sargassum fulbellum*, *Hizikia fusiforme* y *Undaria pinnatifida*.

Otros usos importantes que se dan a las macroalgas son la elaboración de forraje, fertilizantes, agares, ácido algínico y engrudo para la industria textil. Para la década del 80 China cosechó sobre el millón de toneladas para alimentación y otras industrias.

Las algas marinas contienen abundantes polisacáridos, también poseen vitaminas, minerales y proteínas. Su alto contenido de nitrógeno y potasio las hace efectivas para la obtención de fertilizantes agrícolas, pero también puede aplicárselas mezcladas como abono directamente, deshidratadas o en forma de cenizas.

Las especies comerciales corresponden a las divisiones Chlorophitas (verdes), Phaeophytas (pardas) y Rodophytas (rojas).

En Asia las especies usadas como alimento son:

Verdes: *Monostroma nitidum*, *Ulva pertusa*, y *Enteromorpha linza*.

Pardas: *Eterochordaria abietina*, *Nemacystus decipiens*, *Endarachne binghamiae*, *Laminaria japonica*, *Undaria pinnatifida*, *Hizikia fusiforme* y *Macrocystis pyrifera*.

Rojas: *Porphyra tenera*, *Grateloupia filicina*, *Carpopeltis angusta*, *Euclidean muricatum*, *Meristotheca papulosa*, *Gracilaria verrucosa*, *Gracilaria confervoides*.

-Las especies usadas para la fabricación de forraje (pienso) para ganado, cerdo y pollo son:

Verde: *Ulva pertusa* (Ulvacae).

Parda: *Sargassum ringoldianum* (Sargassaceae) y *Eisenia bicyclis* (Laminariaceae).

Roja: *Gracilaria verrucosa* (Gracilariaceae).

-Las especies usadas en la fabricación de fertilizantes son:

Verde: *Ulva pertusa*.

Parda: *Eisenia bicyclis*, *Ecklonia cava*, *Sargassum fulvellum*.

Las especies usadas como materia prima para la obtención de engrudo son:

Gloiopeltis tenax, *Chondrus ocellatus*, *Chondrus yendoi*, *Neodilsa yendoana* y *Gigartina tenella*.

La distribución de las especies de macroalgas varía dependiendo de la región del planeta, profundidad del mar

y de las mareas. Ellas están adaptadas a cada habitat y crecen abundantes en el lecho. El factor que limita su desarrollo es la fotosíntesis, la cual depende de la cantidad de energía lumínica que penetre en el ambiente marino generalmente las especies crecen en una profundidad de 20 a 50 metros. Las de color verde se desarrollan en aguas menos profundas, las rojas en aguas más profundas y las pardas en profundidades intermedias.

Los otros factores importantes para el crecimiento y salud de las algas macroscópicas son la temperatura del agua, la salinidad, el oleaje, los nutrientes del agua y el sustrato de fijación. Hay especies que se adeptan a las variaciones de salinidad y temperatura.

Las macroalgas a diferencia de las plantas terrestres, absorben los nutrientes del agua a través de las ojas y el tallo, mientras que las raíces (sostén) sólo sirven para fijarse al sustratos como una roca, el suelo o un bloque de cemento. (Fig. 5.1)

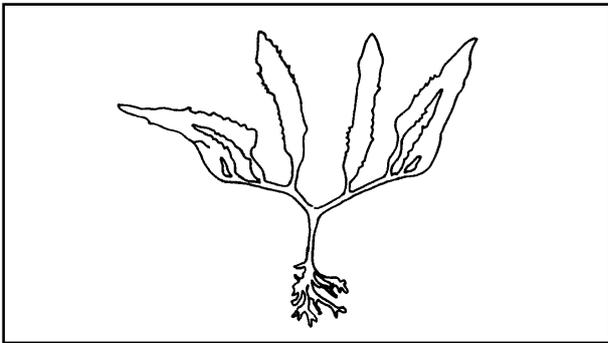


Figura 5.1 Macrocyctis pyrifera

El crecimiento y multiplicación de las plantas marinas es muy dependiente de la estabilidad del sustrato al cual las esporas se fijan. Un ambiente que sufre mucha alteración de sus corrientes pobablemente afectará la población de algas. La sedimentación y las variaciones de los otros factores externos del agua que pueden darse durante las estaciones del año afectarán el cultivo.

Laminaria

Ciclo de vida.- Anatómicamente la *Laminaria* presenta tres partes en su conformación: un sostén (hold fast) para fijación, una ramilla (stipe) que funciona como tallo y una hoja (blade).

Pero las macroalgas gigantes presentan formas más complejas, con raíces ramificadas y ramas con múltiples hojas. Estas especies pueden medir más de 40 metros, mientras que una pequeña y simple puede alcanzar unos cuantos centímetros. La hoja de una alga gigante puede medir 35 centímetros de largo y 10 de ancho, pero las laminarias en particular presentan un menor dimensionamiento.

Las laminarias como la *L. saccharina*, o *L. japónica*, exhiben un ciclo de vida alternado. El tejido reproductivo (esporofilo) presente en la parte central de la hoja madura

se desarrolla varias veces durante su crecimiento. El ciclo de vida de *Laminaria* toma de 2 a 4 años. A partir del primer año el esporofilo (o zoosporangio) se forma en la hoja madura y las zoosporas son liberadas coincidiendo con la estación fría del año. Se toman 100 días desde que las zoosporas son liberadas hasta la formación de los esporofitos. Los esporofitos liberan meiosporas haploides que se fijan en sustratos donde rápidamente germinan, formando los gametofitos haploides machos y hembras de tamaño microscópico, los que en condición de cultivo maduran en aproximadamente una semana.

El radio de gametofitos machos y hembras es 1:1. Dos semanas después, bajo condiciones favorables de iluminación y temperatura, estos gametofitos se vuelven fértiles.

Los gametofitos o cuerpos machos liberan espermatozoos móviles que fertilizan los oogonios inmóviles de los cuerpos hembras. Los cigotes diploides resultantes germinan rápidamente y se desarrollan formando esporofitos pequeños, que es la parte inicial para el desarrollo de la nueva planta que domina la línea costera rocosa submareal. La fase sexual de la reproducción se inicia cuando los espermatozoos móviles fertilizan los oogonios. (Fig. 5.2)

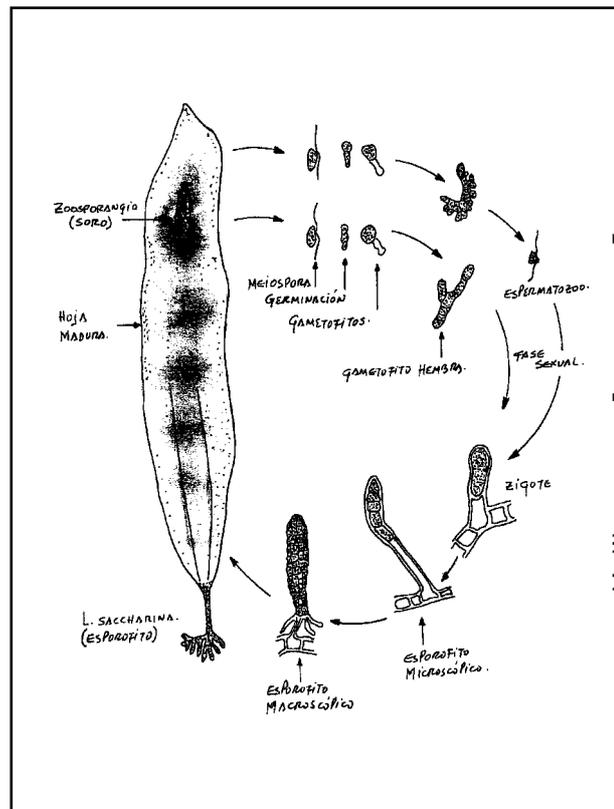


Figura 5.2 Ciclo de vida de la *Laminaria*

Técnicas de cultivo.

Se conocen dos técnicas para la producción de las macroalgas:

- 1.-Siembra de células reproductivas (reproductive

cells-starting method).

2.-Cultivo a partir del tallo (thallus cultivation).

En nuestro caso sólo revisaremos el primero.

Siembra de células reproductivas.- Es conocido que las macroalgas de interés comercial presentan dos fases, asexual y sexual en su ciclo de crecimiento. Con cualquiera de estas fases se puede iniciar el cultivo, lo importante es contar con el mayor número posible de células reproductivas. Para la *Laminaria* al igual que la *Undaria* se usan solamente las zoosporas como células iniciales del cultivo, las que fácilmente son obtenidas en laboratorio manipulando los esporofilos de las hojas maduras.

Fase de laboratorio.- Los esporofilos son limpiados y doblados en un papel toalla húmedo y puestos en refrigeración durante toda la noche. Al siguiente día la parte no deteriorada de las hojas son puestas en bandejas con agua salada enriquecida en poco volumen. La parte dañada de las hojas quedan fuera. Se deja que las esporas liberen por 30 minutos y se retiran los esporofilos. También las esporas pueden obtenerse fácilmente moliendo (trituyendo) todos los esporofilos. (Fig. 5.3)

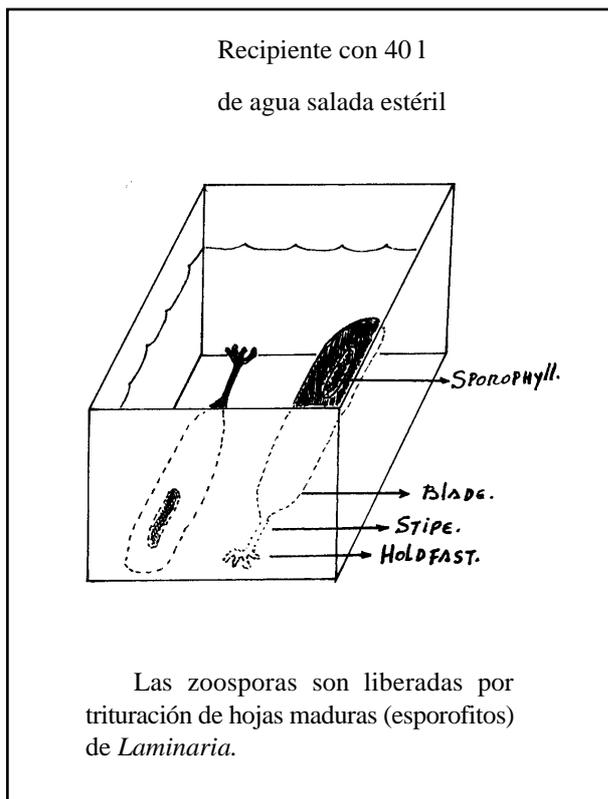


Figura 5.3 Liberación de zoosporas.

Las esporas son liberadas sobre sustratos adecuados para su fijación y formar los semilleros. Los sustratos más usados son las cuerdas (fibras) provenientes de la palma y también el vinilón (fibra sintética) usados con éxito en China y Japón respectivamente. Fig. 5.4 Estas cuerdas con las esporas fijadas son mantenidas 4 semanas en los recipientes con medio Provasoli más iodo, tiempo en que

las esporas germinan y maduran los gametofitos, se da la gametogénesis y finalmente la fertilización. (Fig. 5.5)

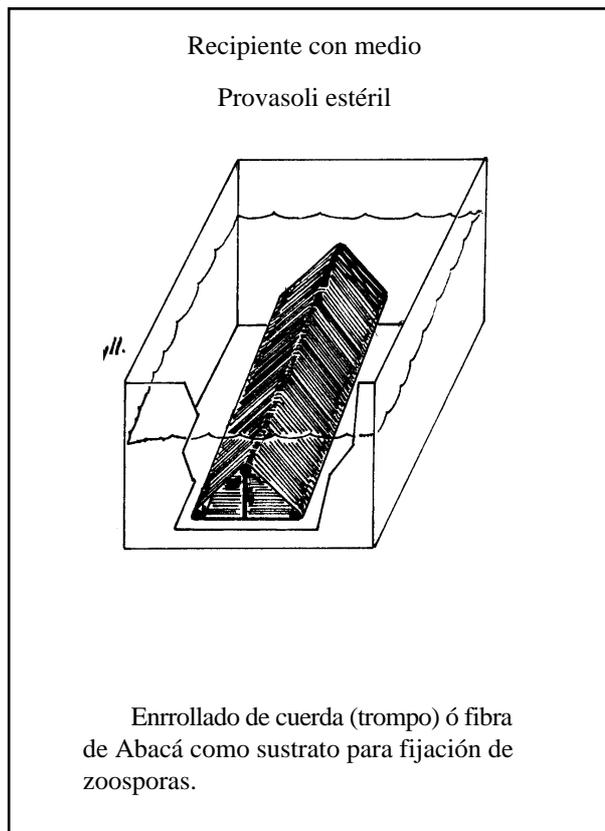


Figura 5.4 Fijación de zoosporas

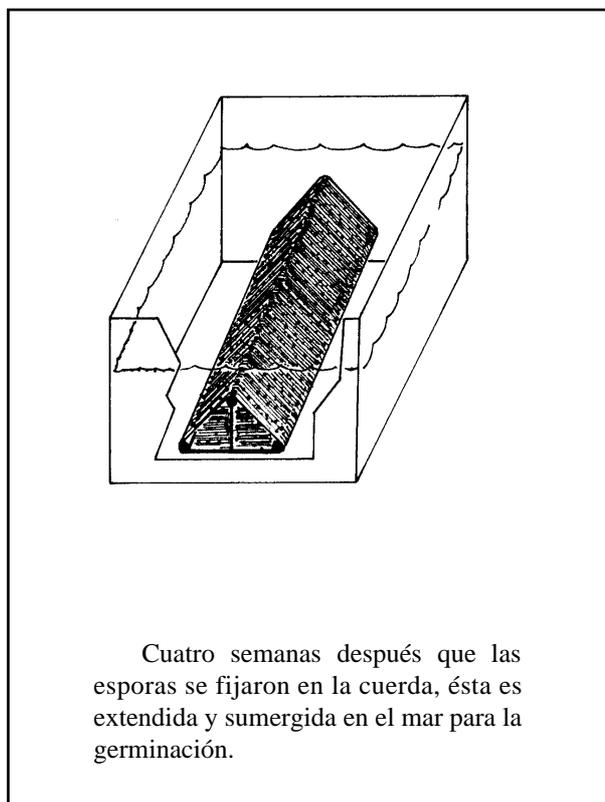


Figura 5.5 Germinación de zoosporas

Fórmula y preparación del medio Provasoli (1968)

Nutrientes	Cantidad/lit. de medio.
NO ₃ Na	0.06 g.
Na ₂ .glicerofosfato	0.005 g.
Fe.EDTA	2.75 g.
Sol. metales traza(*)	Provas II.
Cianocobalamina (Vit. B12)	1.6 ug.
Biotina (Vit. H)	0.8 ug.
Tiamina.HCl (Vit. B1)	20 ug.
Tris (hidroximetilamino metano)	0.66 mM.

***Solucion de metales traza. Provas II.**

Elemento	Concentración/lit.
Zinc	0.8 uM.
Manganeso	7.3 uM.
Cobalto	0.17 uM.
Hierro	1.8 uM.
EDTA (versene)	26.9 uM.
Quelante: metal	2.7:1 uM.
Boro	185 uM.

En la preparación de Provasoli II todos los elementos son propensos a precipitarse en medio alcalino por lo que deberán ser agregados en forma quelada. Todas las sales, excepto el boro, son muy solubles y permiten preparaciones de una solución stock concentrada para 1000 diluciones.

Puede ser conveniente preparar aparte la solución stock del hierro. El Fe. EDTA preparado con citrato férrico es estable, aún cuando sea preparado en pH 8 y a 20uM/l no precipitará en agua salada autoclavada por 30 minutos.

La abundante presencia de boro en el agua marina hace innecesario el uso de este elemento en un medio enriquecido como el de Provasoli.

El EDTA es el quelante de mayor uso en los medios marinos. El Na₂.EDTA. es muy soluble en agua. Es comercializado como Versene. Ya en la práctica es necesario agregar un exceso de este quelante, del 10 al 100%, para asegurar una adecuada quelación. Los ratios quelante-metal de 1,5-3:1 son comúnmente usados

Fase de precrecimiento.- Esta fase sirve para seleccionar las semillas de mejor condición para un cultivo regular. Esta fase puede correrse en laboratorio (greenhouse) o directamente en el mar.

En el laboratorio la *Laminaria* y la *Undaria* cuando alcanzan 1cm. de alto en el sustrato (cuerdas), significa que están listas para continuar su desarrollo en la fase de precria. Si la fase de precria se da en el mar el movimiento del agua deberá ser lento (10cm/s) para no afectarlas y la misma observación se hará si es que las cuerdas son tendidas en tanques (greenhouse) provistos con flujo de agua salada constante, en este caso la temperatura, la luz y los nutrientes son controlados. En esta fase las algas alcanzan un tamaño de 3cm, en que pasan a los cultivos regulares. (Fig. 5.6)

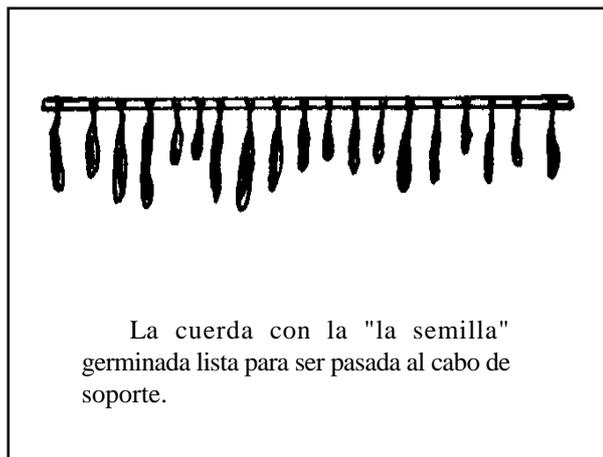


Figura 5.6 Semilla germinada

Fase de crecimiento (Cultivos regulares).-Las cuerdas que sostienen los brotes de *Laminaria* o de *Undaria* son cortadas en trozos de 4cm para ser insertadas en los cabos sostén, donde continúan su crecimiento hasta tamaños comerciales. El diámetro de los cabos es de 20mm. (Fig. 5.7)

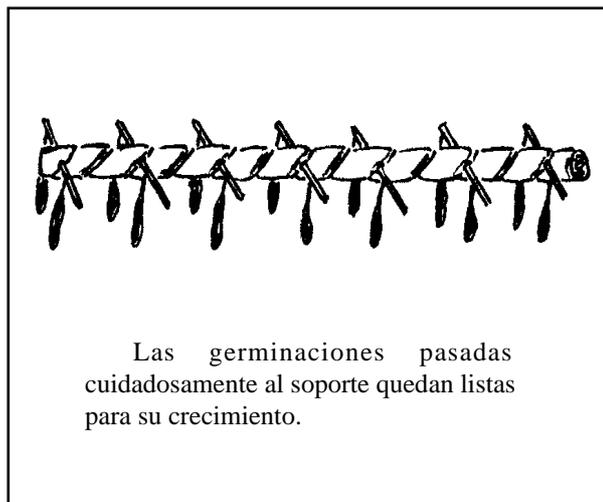


Figura 5.7 Semilla lista para crecimiento.

Estos cabos deben ser instalados a 1m. de la superficie del mar, considerando la marea baja. Las cuerdas donde se desarrollarán las plantas tienen de 3 a 3,5m. de largo y se amarran en el cabo sostén cada 3 metros. Un cabo sostén que sujeta las cuerdas puede medir de 100 a 120m. de largo

en el mar, suspendido por boyas plásticas de 25cm de diámetro y fijadas en el fondo por bloques de concreto de 5 toneladas. Durante el manejo las plantas juveniles de *Laminaria* que muestren crecimiento inferior son removidas de las cuerdas, dejando entre 3 y 5 plantas consideradas las mejores. (Fig. 5.9)

Un objetivo importante en la producción de *Laminaria* es procurar acortar la duración de la fase de gametofito en su ciclo de vida. Por ejemplo desarrollar el semillero en gavetas con niveles bajos de agua (medio Provasoli) para lograr un mejor crecimiento.

El manejo de cultivo en la fase de crecimiento incluye: Dejar entre 3 y 5 plantas consideradas las mejores por cada cuerda, eliminar o reducir la presencia de peces herbívoros. (Fig. 5.10)

Cultivos en zonas costeras.- Los esporofitos juveniles de *Laminaria* en greenhouse y luego sembrados en el mar son muy susceptibles a daños causados por corrientes o fuertes merejadas, pudiendo también desprenderse del sustrato mientras se desarrolla su mecanismo de sostén hasta que se adhiere firmemente. En condiciones normales los juveniles crecen a un 10% por día en el mejor de los casos.

En cuanto a la aplicación de fertilizantes disueltos, ésta puede resultar efectiva si es que el área de cultivo es grandes y el agua es calmada como una bahía por ejemplo, de tal manera que los nutrientes aplicados permanezcan en el agua el mayor tiempo posible para ser absorbidos por la planta.

La aplicación de fertilizantes granulados no es recomendable. Los macronutrientes indispensables son el nitrógeno y fósforo y por lo menos 7 micronutrientes, de los cuales el manganeso y el cobalto son los más escasos en aguas costeras. Por lo menos 10Kg. de nitrógeno y 2Kg. de fósforo deben aplicarse como compuestos inorgánicos por cada tonelada de biomasa seca a producirse. Sin embargo estas cantidades pueden variar dependiendo de la especie de macroalga y de las condiciones nutricionales propias del agua. Mientras mayor es la biomasa a producirse mayor será la proporción de nutrientes a requerirse para lograr un nivel de crecimiento estable. Fig. 5.9

Enfermedades comunes.- Las enfermedades que se presentan generalmente son por causa fisiológica o por organismos patógenos como bacterias y hongos.

El mal conocido como “podrición” se presenta blanco o verde para *Laminaria* y negro para *Macrocystis*. Esta enfermedad se dá cuando el nivel de nutrientes presente es bajo y la temperatura del agua es muy alta, siendo frecuente su presencia cuando el cultivo se está dando en greenhouse.

Otra enfermedad conocida como “esporas mal formadas”, ocurre cuando hay presencia de SH2 producido por bacterias del medio, las que dependiendo del tipo pueden causar también otro mal que se conoce como “desprendimiento de esporas”. Estas bacterias atacan los

esporofilos de las hojas maduras. Por otra parte, ciertos micoplasmas causan la enfermedad de la “hoja torcida”.

También la excesiva presencia de peces herbívoros pueden representar un problema para los cultivos de macroalgas en ambientes externos, por lo que en la selección del lugar debe considerarse este aspecto. Areas con altas concentraciones de estos peces deben evitarse.

Perspectivas de cultivo en nuestro medio.- A pesar de que la mayoría de las especies que se cultivan en el mundo son originarias de aguas templadas, sin embargo los estudios sobre su adaptación en aguas menos frías y tropicales han tenido buenos resultados en China en donde por varios años se las viene cultivando en estas condiciones.

La *Eucheuma*, alga roja tropical, se cultiva comercialmente en los mares de Filipinas. Esto demuestra que ciertas especies de macroalgas comerciales son también originarias de mares semitropicales.

Para el caso del Ecuador, a pesar de la condición tropical de sus aguas, la presencia de sus corrientes submarinas templadas pueden propiciar la existencia de macroalgas cultivables comercialmente en las zonas costeras. Su cultivo en laboratorios y piscinas camaroneras también podría darse después que se apliquen las condiciones favorables para el crecimiento. El paso a esta modalidad de cultivo requiere estudios y pruebas de adaptación, así como del uso de técnicas apropiadas que permitan su cultivo en estos ambientes.

Cosecha.- En los cultivos regulares la *Laminaria* se cosecha a partir del noveno mes, mientras que para la *Undaria* es desde el quinto.

Las cantidades aproximadas que se cosechan en Japón son de 5 Kg. peso húmedo por cada metro de cuerda para la *Undaria* y de un máximo de 1.25 Kg. por tallo para la *Laminaria*. En el caso de la *Laminaria* la cosecha consiste en desconectar la cuerda del cabo sostén para luego con un cuchillo cortar la planta a nivel del hold fast. En el caso de la *Undaria* con un cuchillo se separa directamente la planta de la cuerda.

Optimización de la biomasa cosechada.- Para una máxima eficiencia en la cosecha, la biomasa debe ser extraída a una proporción en la cual ella no cause una baja producción por un lado y por otro que la mejore, manteniendo la población cerca de la densidad óptima. Las macroalgas que se siembran a densidad adecuada brindan mayor espacio para la penetración de luz, de tal forma que ésta alcance la región basal de las plantas, procurándose una fotosíntesis a nivel de toda el alga.

Tomando como ejemplo el caso de la feofita *Macrocystis pyrifera* adulta que tiene un ciclo de vida de aproximadamente 5 años, la población puede ser cosechada varias veces. En cada cosecha se corta la región superior y queda la parte inferior que se desintegra posteriormente. Bajo favorables condiciones de crecimiento el espacio que ocupaba la planta removida es ocupado en pocos meses por otra nueva que se desarrollará rápidamente.

Miscelánea de figuras de especies comerciales

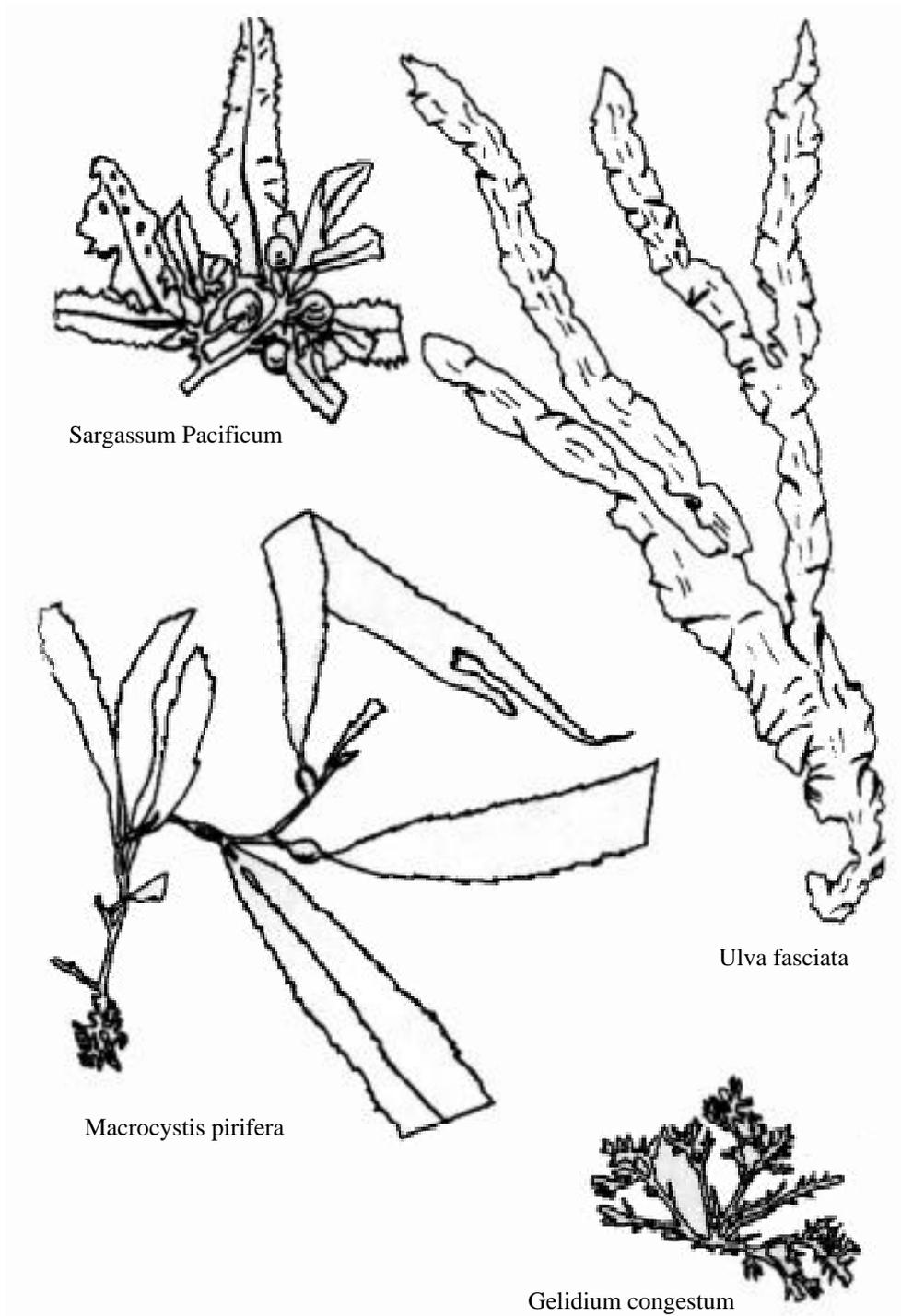


Figura 5.8 Algas de especies no comerciales

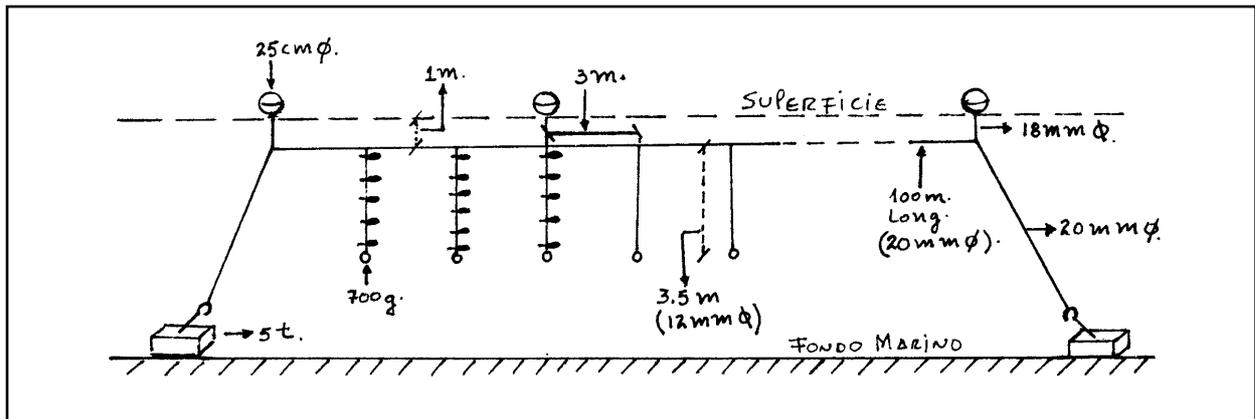


Figura 5.9 Cultivo tipo Long-Line para *Laminaria* y/o *Undaria*

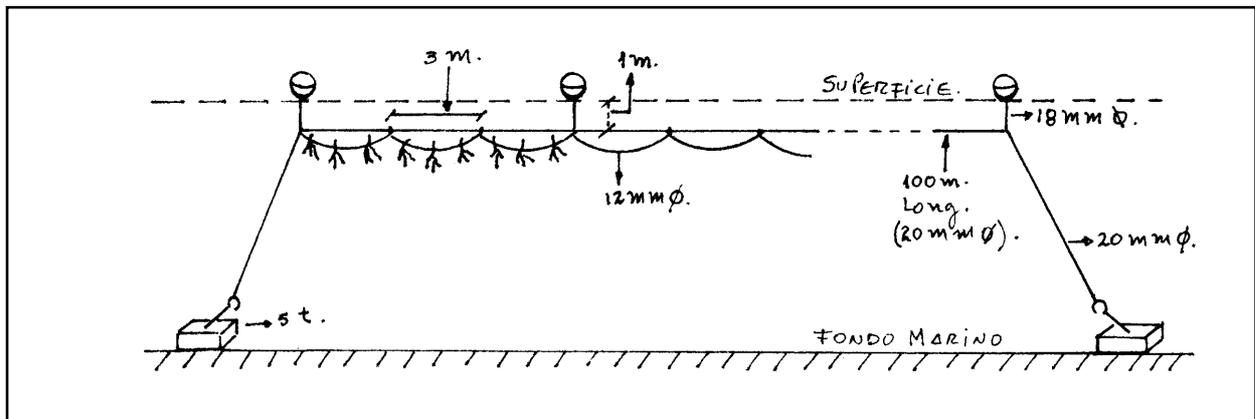


Figura 5.10 Cultivo tipo Long-Line para *Undaria* y/o *Gracilaria*

Una cosecha comercial de una población natural de *M. pyrifera* está dirigida a aplicar el corte hasta 1.22 metros abajo del ápice y cada población se cosecha hasta 3 veces por año. El corte a esta altura no implica efectos negativos en las poblaciones aledañas.

Los efectos de la cosecha sobre la producción de biomasa son complejos y dependen de las condiciones del medio. Remover la porción superior de la planta reduce la capacidad fotosintética del resto de la planta, al mismo tiempo que reduce su autosombreado. Si la turbiedad es baja las porciones superiores de la planta estarán expuestas a una mejor irradiación y a una mayor capacidad fotosintética, pero si la turbiedad es alta la actividad fotosintética disminuirá y consecuentemente la producción decrecerá.

La biomasa podría ser cosechada con más eficiencia en las poblaciones cultivadas en granjas marinas a diferentes alturas y frecuencias que en las poblaciones naturales.

Miscelanea de preguntas:

- 1.- Nombre dos especies de algas de mayor aceptación como alimento en Asia.
- 2.- Explique ¿por qué las macroalgas son un excelente recurso para la industria química?

- 3.- ¿A qué clase pertenece la *Ulva pertusa* y en qué se la usa mayormente?
- 4.- Las especies *Chondrus ocellatus* y *Gigartina tenella* se las usa en la obtención de _____?
- 5.- Dibuje una especie de *Ulva* de importancia comercial.
- 6.- Señale la concentración del Fe. EDTA en g/l. del medio Provasoli.
- 7.- ¿En qué fase del crecimiento se da la gametogénesis?
- 8.- ¿Considera que el medio Erdschreiber puede usarse en el cultivo de *Laminaria*?
- 9.- Nombre las dos técnicas que se conocen para la producción de macroalgas.
- 10.- ¿Cuál es el diámetro de la cuerda que sostiene las plantas juveniles en la fase de crecimiento?

Bibliografía de consulta:

- 1) Cultivation of Seaweeds in Latin America.
Eurico C. de Oliveira and Nils Kautsky. 1990.
- 2) Seaweed Cultivation of Renewable Resources.
K. T. Bird and P. H. Benson. 1987.

3) Fishery Journal, No. 12.

Published by Yamaha Motor Co. Ltd. Japan. 1980.

4) Aquaculture Practices in Taiwan.

T. P. Chen. 1976.

5) Handbook of Phycological Methods, Culture Methods and Growth Measurements. Janet R. Stein. 1973.

Bibliografía GENERAL

1.- Diccionario de Biología, John Daintith, B. Sc., Ph. D. Elizabeth Tootill, M. Sc. Colección Llave de la Ciencia. 1983.

2.- Introduction to the Algae, structure and reproduction, H. C. Bold. M. J. Wynne, 1978. By Prentice-Hall, inc. Englewood Cliffs, New Jersey 07632. USA.

3.- Illustrations of the marine plankton of Japan, Dr. Isamu Yamaji. The third edition, July 1984. Published by Hoikusha publishing Co., Ltd.

4.- Acta Oceanográfica del Pacífico, Arnada del Ecuador, Instituto Oceanográfico-Guayaquil-Publicación INOCAR, vol. 2, número 2, 1983.

5.- Water Quality in Ponds for Aquaculture, Claude E. Boyd. 1990. Alabama Agricultural Experiment Station. Auburn University. Alabama. U.S.A.

6.- Water Quality and Pond Soil Analysis for Aquaculture, Clude E. Boyd. Craig S. Tucker. 1992. Alabama Agricultural Experiment Station. Auburn University. Alabama. U.S.A.

7.- Elements of Marine Ecology, R. B. Tait. Department of Life Sciences. The Politechnic of Central London. Third Edition 1981.

8.- An Introduction to Marine Ecology, R. S. K. Barnes & R. N. Hughes 1988. Second edition /Blackwell Scientific Publications. P.O. Box: 50009, Palo Alto California 94303, USA.

9.- Algal Biotechnology, Stadler. Mollion. Verdu. Karamanos. Morvan. Christiaen. 1988. Elsevier Applied Science Publishers Ltd: 52 Vanderbilt Av., New York, NY 10017, USA.

10.- Handbook of Phycological Methods, Culture Methods and Growth Measurement, Janet R. Stein. Cambridge University Press/1973. Bentley House, 200 Euston Road, London NW1.2DB.

11.- Culture of Phytoplankton for Feeding Marine Invertebrates, Robert R. L. Guillard. Biology department, Woods Hole Oceanographic Institution. Woods Hole, Massachusetts, 1971.

12.- Tecnología de Cultivo de Microalgas, Eduardo Uribe T. Departamento de Acuicultura, Universidad Católica del Norte. Coquimbo, Chile. 1992. Casilla 117, Coquimbo-Chile.

13.- Fishery Journal, No.12, Published by Yamaha Motor Co. Ltda. Ad & Pr Div., 2500 Shingay, Iwata-Shi,

Shizuoka-Ken, Japan 1980.

14.- Seaweed Cultivation for Renewable Resources, K. T. Bird and P.H. Benson 1987. Elsevier Science publishing company inc. 52, Vanderbilt Avenue, New York, N.Y. 10017, USA.

15.- Cultivation of Seaweeds in Latin America, Eurico C. de Oliveira and Nils Kautsky. Universidad de Sao Paulo. 1990.

16.- Aquaculture Practices in Taiwan, T. P. Chen. Copyright T.P. Chen 1976. Printed by Page Bros (Norwich) Ltd. Taipei, Taiwan.

17.- Rotifer and Microalgae Culture Systems, Wendy Fulks and Kevan L. Main. Honolulu, Hawaii. 1991. For additional copies contact to: Argent Laboratories. 8702 152nd N.E. Redmond, Washington 98052.

18.- Plant Biology, Norstog and Long. 1976 W.B. Saunders Company. Philadelphia, London, Toronto.