



EDITORIAL DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

Registro de la Propiedad Intelectual N°40.484.

*Impreso en los Talleres Gráficos
de la Dirección de Imprenta de la
Universidad Nacional de La Plata*



*Esta publicación está incluida dentro de la
RED DE EDITORIALES UNIVERSITARIAS*

MACROALGAS DE INTERES ECONOMICO

Cultivo, Manejo, Industrialización

Editores:

Martha Ferrario
Eugenia Sar

Comité Editor:

Krisler Alveal (Universidad de Concepción - Chile)
Alberto Cerezo (Universidad de Buenos Aires)
Camilo Werlinger (Universidad de Concepción - Chile)



BIBLIOTECA
"Florentino Ameghino"

Índice de contenidos

Sección 1:

Las algas recurso

Capítulo 1: Utilización de las algas marinas

Introducción

Utilización en abonos y fertilizantes.

Utilización en alimentación humana.

Utilización en alimentación animal.

Valor alimenticio.

Industrialización y comercialización.

Utilización en farmacia y medicina.

Utilización y producción de algas en Argentina.

Bibliografía

Capítulo 2: Manejo de algas marinas comerciales.

Introducción.

Las Algas recurso.

Componentes a considerar en el manejo de algas.

Actividades extractivas.

Actividades económicas.

Administración y control.

Actividades científico-técnicas.

Ciclos de vida.

Tipos o vías de bioproducción algal.

El juego biótico-abiótico.

Recomendaciones finales.

Bibliografía.

Sección 2:

Química de ficocoloides

Capítulo 3: Hidratos de carbono.

Introducción.

Configuración y conformación de los monosacáridos.

Enlace glicosídico.

Conceptos de homogeneidad y heterogeneidad.

Polisacáridos: estructuras primaria, secundaria y terciaria.

Familias conformacionales.

Lecturas recomendadas.

Capítulo 4: Polisacáridos de algas rojas: Agar

Introducción.

Química de la familia del agar.

Fuentes de obtención.

Manufactura del agar.

Geles térmicos, mecanismos de gelificación.

Influencia de la estructura en la formación del gel.

Geles de agarosa con otros polisacáridos.

Viscosidad.

Aplicaciones industriales.

Agarosas naturales y derivados sintéticos en separaciones bioquímicas.

Función del agar en el alga.

Bibliografía.

Capítulo 5: Polisacáridos de algas rojas: Carragenanos

Introducción.

Secuencias de cadenas interrumpidas.

Mecanismos de gelificación.

Unidades de doblado no clásicas.

Carragenanos producidos durante las fases gametofítica y esporofítica del ciclo del alga.

Biosíntesis de carragenanos.

a) Síntesis de la cadena central o esqueleto.

b) Sulfatación.

c) Ciclación.

d) Modificaciones finales.

Bibliografía.

Capítulo 6: Polisacáridos de algas pardas: Acido algínico y alginatos

Introducción.

Estructura química.

Solubilidad.
Proceso de extracción.
Viscosidad.
Uso de los alginatos.
Fuentes comerciales de algas productoras de alginatos.
Bibliografía.

Sección 3:

Cultivo de macroalgas

Capítulo 7: Metodologías para cultivos de algas en laboratorio

Introducción.
El laboratorio.
Recolección y transporte de las algas.
Aislamiento unialgal.
Condiciones generales de cultivo.
Medios de cultivo.
Bibliografía

Capítulo 8: Influencia de factores abióticos en el cultivo de algas

Introducción
Luz.
Temperatura.
Salinidad.
Sustrato.
Movimiento de las aguas.
Clima.
Bibliografía.

Capítulo 9: Metodologías para el cultivo de Gracilaria

Introducción.
Cultivo vegetativo de Gracilaria.
Características ambientales.
Métodos de plantación.
Cultivos en estanques.
Cultivos en piscinas.

Cultivo mediante esporas.
Plantación con estacas.
Bibliografía.

Sección 4: Estudios en Argentina

Capítulo 10: Panorama de los recursos algales en Argentina

Introducción.

Centro Nacional Patagónico.

Universidad Nacional de la Patagonia.

Centro Austral de Investigaciones Científicas.

Instituto Antártico Argentino.

Soriano S.A.

Conclusiones.

Agradecimientos.

Bibliografía.

EDITORIAL

Las algas marinas del litoral argentino constituyen recursos naturales renovables económicamente importantes, que han sido aprovechados hasta el presente a partir de material proveniente de arribazones. Un modo racional de incrementar la producción es introducir técnicas de cultivo, si se determina que su implementación es económica y socialmente rentable.

Hasta el presente varios investigadores nacionales han realizado estudios taxonómicos, biológicos, poblacionales, bioquímicos y ecológicos de algunas especies algales de interés económico, no obstante es mucho lo que resta por hacer y mucha la atención que requiere el tema por parte de autoridades académicas y políticas.

La consideración de esta situación alentó al Departamento Científico Ficología y al Departamento de Postgrado, ambos pertenecientes a la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la Universidad Nacional de La Plata, a organizar un curso que reuniera a investigadores formados en distintas disciplinas para interactuar con jóvenes científicos iniciados en el estudio de las macroalgas. En Octubre de 1991, con el patrocinio de UNESCO (programas COMAR-COSALC), CONICET, Facultad de Ciencias Naturales y Museo (UNLP), CIC y FUNPRECIT se dictó el curso "Macroalgas de interés económico".

Este curso, del que participaron en carácter de alumnos de postgrado investigadores de Argentina, Brasil y Uruguay, tuvo como objetivos: acercar a los biólogos a la química de ficocoloides, hacer una puesta al día del uso de las macroalgas en Argentina y en el mundo, analizar las metodologías de cultivo en laboratorio y a campo y discutir proyectos en marcha y propuestas de manejo de algas recurso. Para cubrir un espectro de tal amplitud debió contarse con la participación de investigadores del país y de otros centros latinoamericanos. Asimismo, el curso debió organizarse en dos módulos con sedes distintas para posibilitar el trabajo sobre el terreno propicio.

El primer módulo, desarrollado en la UNLP estuvo a cargo de los profesores Dr. Alberto Cerezo, Dra. María Matulewicz y Dr. Carlos Stortz de la Universidad Nacional de Buenos Aires y la Dra. Alicia Boraso de la Universidad Nacional de la Patagonia. El segundo módulo se llevó a cabo en

el Centro Nacional Patagónico, Provincia del Chubut, y estuvo a cargo de los Profesores Krisler Alveal Villena y Camilo Werlinger Ibañez de la Universidad de Concepción (Chile) y el Dr. Eurico de Oliveira de la Universidad de San Pablo (Brasil).

Las autoridades de nuestra Facultad, considerando el interés de la problemática tratada y las posibilidades de interacción futura abiertas, impulsaron la idea de los organizadores y participantes del evento de generar un texto de índole didáctico-técnica abarcativo de la temática desarrollada, que se concretó en esta obra.

PROLOGO

Este texto ha sido concebido para su utilización por estudiantes universitarios de grado y postgrado, docentes e investigadores recientemente iniciados en el campo de las macroalgas. Además, encontrarán en él información de utilidad todos aquellos con interés por las algas como recurso, particularmente los técnicos preocupados por la diversificación de las economías regionales y los productores convencidos de la innovación como vía competitiva de crecimiento.

Al considerar a las algas como recurso se entra en un dilema común a la explotación de otros recursos desde el punto de vista científico, conservacionista o del desarrollo. En términos absolutamente actuales (Convenio sobre la Diversidad Biológica, Conferencia de la ONU sobre el Medio Ambiente y el Desarrollo, Río de Janeiro, 1992) se identifica un "recurso biológico" con un "valor real o potencial" que se pretende utilizar de modo "sostenible", no sólo para "satisfacer las necesidades de las generaciones actuales y futuras" sino para proteger la "biodiversidad a largo plazo". La expectativa de la comunidad es que el dilema se resuelva mediante la tecnología, en este caso específico la "biotecnología".

La propuesta de este texto es abordar el tema con una lógica similar. Reconocer primeramente al recurso por su "valor o utilidad real o potencial"; comprender luego la complejidad de la actividad involucrada en su aprovechamiento; reconocer en los distintos niveles de organización del componente biótico particularidades que condicionan o facilitan su manejo y finalmente hacer un repaso de las tecnologías, y sus metodologías, desarrolladas en la región para recursos similares. Se cierra el texto con un resumen de los estudios realizados en Argentina para el conocimiento de la biodiversidad y la explotación de este recurso.

Respetando ese ordenamiento el texto se ha organizado en cuatro secciones. La primera se inicia con un panorama de los usos que a nivel mundial tienen las macroalgas y sus derivados, las características de su comercialización y estadísticas de los mercados involucrados. Incluye un

apartado especial sobre estos datos en Argentina y se completa con el tratamiento de la problemática del manejo del recurso biótico algas. Este manejo es algo más que un juego entre lo biótico y abiótico y en él deben considerarse las variables propias de una actividad productiva: el componente económico, cultural, social y administrativo puede condicionar la utilidad del aporte científico-tecnológico para lograr una acabada transferencia. Sin embargo, la atención de los objetivos estrictamente científicos no deberá descuidarse, por cuanto ciertas particularidades del componente biológico, como lo es un ciclo de vida, pueden determinar la modalidad de explotación de un recurso.

La segunda sección está dedicada a la química de los derivados algales, un aspecto que por básico suele olvidarse en la planificación de estudios aplicados. En realidad, de su conocimiento puede revalorizarse la utilidad de una especie comercial determinada, aumentar el valor agregado de sus derivados o introducir cambios en la forma de producción.

En la tercera sección el lector encontrará una detallada exposición de las cuestiones metodológicas referidas al cultivo de algas en laboratorio y a campo. Particularmente se detallan las experiencias más importantes en países de latinoamérica con géneros o especies comunes a nuestras costas. Allí también se extiende la información sobre la influencia de las condiciones abióticas de una región, lo que facilitará introducirse al tema para evaluar la implementación o adaptación a distintas condiciones locales.

La última sección incluye una retrospectiva de los trabajos científicos realizados en Argentina y un resumen de los proyectos en marcha en los principales centros de maricultura o biología marina.

Tal como sucediera en el curso que le dio origen, el mosaico de enfoques con que aquí se presenta el tema tendrá su integración en la propia tarea de los lectores. Su utilidad podrá verse si enriquece con nuevos criterios la planificación de sus futuros proyectos de investigación o bien la puesta en marcha de nuevos emprendimientos productivos.

Sección 1

Las algas recurso

Capítulo 1

Utilización de las algas marinas

Alicia L. Boraso de Zaixso*

INTRODUCCION

La información sobre las variadas utilizaciones de las algas marinas bentónicas se ha caracterizado por la dispersión de los medios en que ha sido publicada, lo que ha obligado a la periódica revisión de la misma. Luego de la discontinuidad de la serie bibliográfica preparada por la Nova Scotia Research Foundation en Canadá desde 1952 hasta 1970, se elaboró en Argentina una serie bibliográfica, (Halperín & Boraso, 1974 a y b y 1976; Halperín *et al.*, 1978). Asimismo los panoramas preparados por Naylor (1976), Chapman & Chapman (1980), Abbott & Cheney (1982) y diversas revisiones y simposios en temas específicos (Hoppe & Levring, 1982; Hoppe, Levring & Tanaka, 1979; McHugh, 1987; Guiry & Blunden, 1991), así como los últimos Proceedings de los International Seaweed Symposia (Jensen & Stein, 1979; Fogg & Jones, 1981; Levring, 1981; Bird & Ragan, 1984; Ragan & Bird, 1987) permiten contar con una visión relativamente actualizada.

(*) Departamento de Biología. Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de La Patagonia San Juan Bosco, Ciudad Universitaria km 4, (9000) Comodoro Rivadavia, Prov. de Chubut, Argentina.

Además de los temas tratados en los seis siguientes apartados no se puede dejar de mencionar la posibilidad de la utilización de algas para obtención de energía, un panorama acerca del cual se puede consultar en Hart et al. (1979) y Morand *et al.* (1991), así como su posible rol en la purificación de aguas (Schramm, 1991).

UTILIZACION EN ABONOS Y FERTILIZANTES.

Las algas marinas se han utilizado en agricultura como abonos, ya sea agregándolas frescas o en forma de harinas al suelo, y también como fertilizantes foliares.

Acondicionantes de suelos:

Las algas marinas se han agregado al suelo para crearlo donde es escaso, o mejorar su rendimiento, el agregado se ha hecho con algas solas o mezcladas con fertilizantes de granja. Las algas liberan lentamente el nitrógeno en relación a los fertilizantes de granja, son ricas en microelementos y no traen semillas de malezas. El uso de *Ascophyllum* y de *Chondrus* por ejemplo, como acondicionante del suelo, fue introducido en Canadá desde Europa al principio de su colonización. Rapoport & Tagliabue (1964) analizan en nuestro país el efecto del agregado de algas sobre la micro y mesofauna del suelo.

Tenscher & Adler (1985) indican que se utilizan algas sin secar en las localidades en que se tiene acceso a las mismas, en la época en que se pueden obtener en grandes cantidades. Las algas se descomponen rápidamente y deben ser enterradas, porque al no tener fibras en cantidad comparable a otros vegetales, no sirven para formar "compost", pues se gelatinizan. Pueden, en cambio, agregarse posteriormente al "compost"; estos autores indican que se pueden agregar hasta 30×10^3 kg de alga fresca por hectárea.

En algunos suelos de tipo ácido es conveniente el agregado de sustancias calcáreas para mejorar su composición, de allí la práctica de agregar al suelo algas coralíneas, las que se denominan en Europa "maerl" (Wildgoose *et al.*, 1981); en Brasil se utilizan algas calcáreas con este mismo fin (De Olivera, com. pers.).

Aliño et al. (1990) han revisado los usos de algas en horticultura en islas del Pacífico, en esa zona *Eucheuma* puede agregarse a suelos arenosos como acondicionante, pero esta alga rendiría más económicamente como materia prima para la industria de ficocoloides. Se han realizado esfuerzos para

utilizar los restos del coadyuvante de filtrado de la industria de ficocoloides (diatomita o mica expandida) que se produce en grandes cantidades, pero no se tiene noticia de los resultados.

Fertilizantes foliares:

Una forma alternativa del uso de las algas como fertilizantes es a través de la producción de extractos que se utilizan como abonos foliares. Williams *et al.* (1981) han analizado el contenido de sustancias de crecimiento de plantas en extractos comerciales de algas los que se utilizaban desde 1950 ya sea en forma líquida o como polvos para diluir. Estos productos tienen propiedades de quelantes que mejoran el aprovechamiento de los minerales; también se han agregado a las semillas para mejorar su germinación y crecimiento en las primeras etapas.

Actividades del tipo de auxinas, citoquininas y giberelinas han sido citadas pero los resultados no son concluyentes. Montaña y Tupas (1990) detectan en extractos acuosos alcalinos de algas, cantidades entre 300 y 9.400 μg de auxinas; entre 0 y 257 μg de giberelina y entre 0 y 17.000 μg de citoquininas por g de alga. Los extractos solubles y "sprays" foliares aumentan el contenido de proteína de los porotos de soja, la materia seca de tomates y el rendimiento de algunos tipos de poroto (Robinson, 1986).

Blunden (1991) da un panorama de los usos de las algas en agricultura abarcando tanto los abonos como los fertilizantes foliares.

UTILIZACION EN ALIMENTACION HUMANA

Además de los usos indirectos de las algas en alimentación humana a través de sus coloides comerciales, muchas algas son parte de la alimentación en forma directa; siendo en algunos casos productos de alto valor comercial.

Sin duda alguna la mayor proporción y variedad de algas se consumen en oriente e islas del Pacífico, en donde se utilizan con este fin hasta un centenar de especies (Bonotto, 1979; según Robinson, 1986).

Algas Pardas

Los países donde se consume mayor cantidad de algas pardas, especialmente de los órdenes Laminariales y Fucales, son : China, Corea y Japón.

Laminariales

En Japón la especie *Laminaria japonica* se conoce en el mercado como "haidai" o "konbu", no sólo se la comercializa cruda sino también en una variedad de formas sazonadas, de muy buena aceptación.

El producto general se conoce como Suboshi konbu, pero se diferencian las variedades anteponiendo el nombre de la localidad (ej. "Rishiri-konbu"). Según la forma de elaboración se obtienen desde productos económicos como el "Furikake konbu", hasta los muy elaborados, sofisticados y costosos como el "Katsuo konbu" y "Nishin konbu" (Barnabé, 1991).

El secado del alga se realiza en el lugar de origen con los mayores cuidados, ya que de ello depende su sabor y aroma. El konbu, especialmente de *L. japonica* se expende cortado en trozos de 2 cm x 2 cm ó 2 cm x 4 cm, hervido, condimentado con salsa de soja, sake dulce ("mirin") y azúcar, siendo finalmente secado ("shio-konbu"). *L. angustata* se vende hervida con salsa de soja dando un producto salado y elástico ("Tsukudani-konbu"). Otra forma de expendio es secado y convertido en hebras, para ser consumido con salsa de soja y pescado seco en hebras ("Kizami-konbu"). La elaboración del producto más fibroso, "Tororo-konbu", comprende un secado, una rehidratación, una compactación por prensado y el corte muy fino en sentido transversal a las fibras del bloque así obtenido; se utiliza para hacer una forma de infusión o sopa instantánea (Barnabé, 1991).

También se vende humedecido en vinagre y en fetas como "oboru-konbu", o arrollado para ser cocinado en salsa de soja y azúcar. El té de *Laminaria* ("konbu-cha"), la mermelada, el vino, un polvo que es mezclado con harina de trigo para elaborar fideos y una especie de caramelos que se toman como parte de los aperitivos, son otros productos en base a algas de este género.

En China se producen anualmente 200.000 t secas de *Laminaria*, prácticamente toda a través de cultivo, en cambio en Japón se consume una mayor proporción de algas provenientes de poblaciones naturales. En Corea del Norte se cultiva *Laminaria*, la cual se utiliza para alimentación sin secado previo.

Mientras China y Japón son grandes consumidores de *Laminaria*; en Corea del Sur se consume preferentemente *Undaria*.

"Wakame" es un producto de *Undaria pinnatifida*, que se importa desde China y Corea al Japón, donde cuenta con mucha aceptación, sobre todo como parte de la sopa tradicional (mitsu-shiru), o menos frecuentemente como ensalada, con salsa de soja y trocitos de pulpo o calamar, mariscos o atún.

Otras Laminariales como *Nereocystis* y *Macrocystis* son a veces preparadas como pickles en Estados Unidos, pero no se las comercializa.

En occidente el consumo de Laminariales (principalmente *Laminaria* y *Macrocystis*) se reduce prácticamente al de productos naturistas.

Fucales

Hizikia (*Hizikia fusiforme*) es una Sargassaceae de la que se elaboran varios productos bajo el nombre genérico de "hiziki". Hervida (junto con *Eisenia* para preservar el color), trozada y seca se la conoce como "hoshi-hiziki", se la condimenta con salsa de soja u otros productos tradicionales extraídos de leguminosas; utilizándose también en forma de polvo para enriquecer fideos. Japón importa esta alga de Corea.

En Chile se consume "cochayuyo" (*Durvillaea antarctica*) en guisos y sopas, esta práctica se extiende a la colectividad chilena de la Patagonia Argentina.

El alga *Ascophyllum nodosum* del Atlántico Norte no se utiliza directamente en alimentación humana pero sí como constituyente de comprimidos para adelgazar o para adicionar minerales a la alimentación.

Chordariales

En base a dos especies de Chordariales: *Nemacystis decipiens* y *Cladosiphon okamuranus* se elabora en Japón un producto alimenticio llamado "mozuku"; ambas especies son actualmente cultivadas.

Algas Rojas

Bangiales

Porphyra ("nori", "luche") es consumida masivamente en Japón, China y Corea.

P. tenera es la especie tradicionalmente consumida en Japón, de entre las diez o más que crecen naturalmente en sus costas, pero la misma está siendo reemplazada por *P. yezoensis* de cultivo.

Las hojuelas de "hoshi-nori" se preparan prácticamente todas por métodos mecanizados; los talos se cosechan, se lavan con agua de mar para eliminar epífitos u otros organismos, se muelen en trocitos, se lavan y la suspensión es vertida en marcos metálicos con una base de red plástica, secada y el producto obtenido comercializado luego de una cuidadosa clasificación. Las hojuelas standard son de 19 por 21 cm, con peso promedio de 3 gramos, que es aproximadamente un 8% del peso húmedo inicial.

El "hoshi nori" de buena calidad es grueso y de color negrozco brillante, suave y de fina terminación; con un tratamiento adicional se produce el nori tostado ("yaki-nori"); o el hervido en salsa de soja ("tsukudani-nori"), aunque para esta última forma se utiliza preferentemente *Monostroma*. También se producen jaleas, quesos, sopa y hasta un vino que se encuentran ya en el mercado.

El valor proteínico del nori es muy alto (25-50% del peso seco), siendo casi tan nutritivo como el alga fresca.

Gelidiales

Aunque el mayor uso de *Gelidium* se encuentra en la obtención de geles industriales de alta calidad, es tradicional su uso en Oriente para hacer gelatinas en forma artesanal.

Gigartinales

Además de su uso tradicional en la industria como alga agarófito, algunas especies de *Gracilaria* se comen frescas en Corea, Hawaii y otros países asiáticos.

En algunas islas del Caribe se prepara una bebida alcohólica de buena aceptación en base a geles de *Gracilaria*, alcohol, especias aromáticas y endulzantes (Smith, com. pers.).

En Europa se ha utilizado *Chondrus*, como base para postres y comidas tipo aspic o gelatinas, así como para espesar salsas, sopas y vegetales.

En varias localidades del Pacífico *Euclima* es utilizada fresca en ensalada.

Rhodymeniales

Entre las algas tradicionalmente utilizadas como alimento humano se encuentra *Palmaria (Rhodymenia) palmata*, conocida vulgarmente como "dulce", de consumo muy establecido en Canadá, donde alcanza una producción del orden de los 200.000 kg anuales (French, 1974).

Algas Verdes

Ulvaes

Aunque el consumo de algunas Ulvaes no es muy elevado, son fácilmente aceptadas en localidades donde el uso de algas en alimentación no es tradicional, como es el caso del Uruguay, donde se consume cantidades

escasas de *Ulva* en algunas localidades costeras. En la zona de Comodoro Rivadavia (Chubut, Argentina) fueron llevadas a cabo pruebas piloto sobre la aceptación de comidas frías y calientes en base a *Enteromorpha* y *Ulva*, siendo los resultados muy alentadores.

Monostroma latissimum es consumida en Japón bajo el nombre de "hitoegusa". Una mezcla de *Monostroma*, *Enteromorpha* y *Ulva* es comercializada como "aonori", la cual se vende para sazonar platos de "sashimi" (pescado crudo).

Monostroma es un alga de sabor y aroma muy agradables cuando fresca, pero que resulta difícil de secar, se la puede en cambio preparar en conserva luego de hervida en salsa de soja ("Tsukadani nori").

UTILIZACION EN ALIMENTACION ANIMAL

El uso más frecuente de algas como forraje se hace en Europa (Robinson, 1986); especialmente se utilizan con tal fin las algas pardas Fucales (*Ascophyllum*, *Fucus*, *Pelvetia*) y Laminariales (*Laminaria*, *Alaria*).

Ascophyllum es utilizada para alimentar animales en Canadá, en proporción de hasta el 5% en alimentos para aves, ovejas, vacunos, cerdos y caballos.

No todas las algas tienen el mismo grado de digestibilidad; Black (1955, según Robinson, 1986) verificó que *Laminaria* se digiere mejor que *Ascophyllum*, probablemente por el mayor contenido relativo en laminarina. La laminarina es objeto de mejor asimilación que el ácido algínico y que la fucoidina, constituyentes todos de las algas pardas.

Murakami *et al.* (1984) proponen un pretratamiento de tipo mecánico y con adición de inóculos del tracto intestinal de ganado caprino para aumentar la digestibilidad de algas pardas. El resultado de este pretratamiento es más marcado en *Ascophyllum* que en *Ecklonia*; las raciones adicionadas hasta con 20% de algas no muestran efectos negativos significativos en el crecimiento de cerdos; la producción de huevos de gallinas con raciones adicionadas hasta con un 40% de algas se mantuvo durante un mes, aunque el tamaño de los huevos disminuyó.

Los animales de los establecimientos cerca del mar se alimentan por acceso directo a las poblaciones costeras de algas; observaciones sobre este hábito se han realizado repetidas veces en la zona costera de la provincia de Santa Cruz en nuestro país. Se sabe del caso de ganado, especialmente

rumiantes en localidades aisladas, que sobreviven exclusivamente en base a algas; sin embargo se debe tener en cuenta que el alto contenido mineral de las algas, especialmente potasio, sodio y cloro, es causa de las heces blandas en animales alimentados con harinas de algas en proporciones mayores del 5%; por lo tanto no se aconseja en las raciones animales más de un 10% de las mismas (Robinson, 1986; Indergaard & Minsaas, 1991).

Rojkind (1977b) revisó los antecedentes sobre la utilización de algunas algas en la alimentación de bovinos y menciona efectos positivos sobre la producción de leche y su contenido en grasas en algunos casos y falta de efecto en otros. Nebb y Jensen (1966, según Rojkind, 1977b), en base a experiencias realizadas durante un período de 7 años analizaron a las algas como aditamento de vitaminas y minerales y verificaron que la producción de leche y contenido en grasas fue superior en las vacas con alimentación adicionada con algas. Rojkind revisó además la bibliografía sobre adiciones de algas a la dieta de aves (1977a) y ovinos (1977c).

Stephenson (1968, según Rojkind, 1977b) indica que se habrían observado marcados aumentos en la producción de esperma en toros a los que se les proveía de 400 gramos diarios de harina de algas; este efecto podría originarse en el contenido en vitamina E, o también en la acción del iodo orgánico sobre la tiroides; otros autores no observaron diferencias en los aspectos reproductivos.

Otros trabajos de interés realizados en nuestro país sobre alimentación animal con algas son: Carrazzoni et al. (1963); Cincioni (1964) y Caillaud (1967).

VALOR ALIMENTICIO

Contenido en agua

Robinson (1986) señala que el contenido en agua de las algas, que varía entre 58-85% sería menor que el de las frutas y vegetales.

Hidratos de carbono

Los hidratos de carbono de las algas son en su mayoría polisacáridos, siendo en cambio muy bajo el contenido en monosacáridos (glucosa o fructosa) y oligosacáridos (sacarosa, trehalosa y maltosa) los cuales contribuyen muy poco a su valor nutritivo (Robinson, 1986). Las algas suelen tener altos

contenidos de polisacáridos con uniones beta (1-4) (celulosa, mananos, ácido algínico y xilanos) las que resultan muy difíciles de digerir a los mamíferos no rumiantes, entre ellos el hombre. El agar por ejemplo, presenta galactosas con uniones beta (1-3) y beta (1-4); el laminarano, glucosa con uniones beta (1-3); los fucoidanos, glucosas unidas beta (1-2); todos ellos son indigeribles para los humanos. Los rumiantes tienen capacidad de hidrolizar los enlaces (1-4) de la celulosa y pueden obtener alguna ventaja de los mananos, ácido algínico, xilanos, carragenanos y agar. El laminarano en particular, con enlaces beta (1-3) glucosa, posee valor nutritivo para los rumiantes.

Es diferente el caso de los almidones de algas verdes, rojas y cianofíceas, que se digieren y son de buen valor nutritivo para el hombre y animales no rumiantes. En la Tabla 1 se da un resumen de la proporción de proteínas, lípidos e hidratos de carbono de varias algas utilizadas en alimentación humana y animal.

Tabla 1:
Composición química de algas marinas bentónicas

	Proteínas	Composición aproximada (%)	
		Lípidos	Hidratos de Carbono No fibra Fibra
<i>Ulva</i>	18,3-26,1	0,05-0,7	46,1 5,1
<i>Enteromorpha</i>	19,5-22,3	0,3-2,0	58,1 6,8
<i>Monostroma</i>	20,0	1,0-1,2	57,2 6,7
<i>Laminaria</i>	8,7-9,0	0,4-2,3	56,2 6,0
<i>Undaria</i>	14,3-18	0,4-3,2	35,3 2,7
<i>Macrocystis</i>	14,6		
<i>Palmaria</i>	21,4-25,3	3,8	42,0 2,4
<i>Porphyra</i>	25,0-43,6	2,1	44,4 2,0
<i>Chondrus</i>	26,5		
<i>Ascophyllum</i>	5,4-8,1	2,1-3,7	43,0 5,3

Elaborada en base a datos de Ffrench, 1974; Mateus et al., 1976; Robinson, 1986; Nisizawa, 1987 e Indergaard & Minsaas, 1991. Porcentajes en base a pesos secos.

Proteínas

Las proteínas de origen algal son de buena composición en aminoácidos desde el punto de vista nutritivo, pero algo menos digeribles que las de plantas terrestres.

En algunos casos la variabilidad entre productos elaborados en base a la misma especie es muy grande; por ejemplo, aunque los valores usuales de proteínas de *Laminaria* son de alrededor de 10%, en el té es de 5,8% y de 21,3% en el "konbu" salado.

En la Tabla 2 (a y b) se resume la información sobre contenido en aminoácidos esenciales de varias algas utilizadas en alimentación humana y animal.

Tabla 2 (a) :
Aminoácidos esenciales de algas marinas

	<i>Ulva</i>	<i>Laminaria</i>	<i>Fucus</i>	<i>Macrocystis</i>	(3)
	(1)	(1)	(1)	(2)	(1)
Arginina	7,5	16,1	9,4	2,5	-
Histidina	1,2	1,6	1,6	1,46	-
Isoleucina	-	-	3,0	3,81	4,2
Leucina	5,2	2,5	5,0	6,17	4,8
Lisina	0,0	0,0	6,0	4,16	4,2
Metionina	0,0	0,0	0,4	1,32	2,2
Fenilalanina	2,3	1,0	2,6	4,37	2,8
Treonina	-	-	3,3	4,37	2,8
Triptofano	0,3	1,1	-	-	1,4
Valina	5,2	5,1	3,0	7,35	4,2

(1) Según Robinson, 1986; (2) Mateus et al., 1976; Referencia a valores FAO.
(3) Unidades: En gramos de aa N por 100 g de proteína N.

Tabla 2 (b):

	<i>Undaria</i>		<i>Laminaria japónica</i>		<i>Porphyra</i>	
	libres	en prot	libres	en prot	libres	en prot
Arginina	365	30,4	-	-	150	59,2
Histidina	21	5,0	8-16	12,4	100	11,8
Isoleucina	112	28,8	75-130	35,7	200	40,0
Leucina	196	84,8	50-99	61,1	310	76,8
Lisina	346	36,8	50-104	27,5	120	25,6
Metionina	17	20,8	31-35	17,1	20	33,6
Fenilalanina	92	36,8	46-87	41,7	70	52,8
Treonina	903	544,0	176-353	26,9	460	32,0
Triptofano	58	11,7	4-5	14,5	trazas	11,0
Valina	111	68,8	31-38	63,1	150	92,8

Según Nisizawa, 1987. Como aa libres y en proteínas, ambos en parte por millón.

Los aminoácidos de *Porphyra* son similares a los de las verduras en general pero están en diferente proporción, ya que contiene arginina, que es más abundante en animales; es pobre en cambio en lisina que es un aminoácido esencial. El sabor característico del nori se debe a la alanina, al ácido glutámico y a la glicina; contiene también taurina, que es efectivo en actividad hepática y control del colesterol.

Lípidos

La cantidad de ácidos grasos en las algas marinas es similar a la de plantas terrestres.

El contenido general en lípidos de *Porphyra* por ejemplo es bajo, sin embargo es proporcionalmente alto en ácidos grasos insaturados del grupo de la vitamina F (linoleico, linolenico y arachidónico) que alcanzan al 10% de los ácidos grasos totales y en el eicosapentenoico (EPA) el que alcanza un 50%. Este último es efectivo en la prevención de aterosclerosis en mayor grado que el arachidónico; ambos grupos son importantes como precursores de la prostaglandina, que controla como hormona varias funciones metabólicas del cuerpo humano (Nisizawa, 1987).

En la Tabla 3 se transcriben algunos datos sobre contenido en esteroides de algunas algas comestibles.

Tabla 3:
Esteroles en algas marinas comestibles

	<i>Laminaria</i> "Konbu"	<i>Hizikia</i> "Hiziki"	<i>Undaria</i> "Wakame"
24-metilencolesterol	70	18	190
Fucosterol	90-1.700	480	620

Según Nisizawa, 1987. En partes por millón.

Minerales

Porphyra presenta un alto contenido de Zn, esencial para el funcionamiento de enzimas como la carbónico anhidrasa, la carboxipeptidasa, la fosfatasa alcalina y varias deshidrogenasas. El Mn, el Cu y el Se presentes también en esta alga, son parte de la arginasa, oxidasa del citocromo c y la peroxidasa del glutation.

Es particularmente importante la proporción de elementos traza. Un resumen de la composición mineral de las algas se da en la Tabla 4.

Tabla 4:
Minerales en algas marinas bentónicas comestibles

Minerales	Cenizas %	Ca %	P %	Fe ppm	Na %	K %	I %
<i>Ulva</i>	22,6	1,12	0,094	62	3,18	0,73	
<i>Enteromorpha</i>	15,2	0,91	0,80	350	0,57	3,50	
<i>Monostroma</i>	14,9	0,69	0,20	25	1,80	0,81	
<i>Porphyra</i>	7,8	0,44	0,65	130	0,57	2,40	
<i>Palmaria</i>	23,9	0,47	0,80	1500	2,50	7,11	0,008
<i>Undaria</i>	30,8	1,10	0,46	80	7,01	6,32	
<i>Laminaria</i>	31,7	0,79	0,22	430	3,11	6,78	0,60
<i>Ascophyllum</i>	20,0	1-3	0,12	130	3,50	2,5	0,01

En base a datos de Ffrench, 1974; Nisizawa, 1987 e Indergaard & Minsaas, 1991.

Una característica notable de algunas algas es su capacidad de acumular arsénico, con grandes variaciones estacionales, pudiendo algunas Laminariales tener contenidos entre 41 y 85 ppm (en *Hizikia* hasta 140 ppm); en *Porphyra* se ha detectado entre 13 y 30 ppm y en *Enteromorpha* menos de 1 ppm (Nisizawa *et al.*, 1987); los mencionados valores abarcan tanto las formas inorgánicas, que son las más tóxicas, como las orgánicas.

Organismos internacionales aceptan un máximo de 3 ppm de las formas inorgánicas de arsénico, cantidad que sólo es superada, y por bastante, por *Hizikia*; sin embargo no se conocen casos de envenenamiento por esta alga. Se conocen en cambio dos casos de envenenamiento de varias personas que consumieron *Gracilaria*; aparentemente el principio de la sustancia venenosa podría haber sido la prostraglandina E2, la que se habría liberado por haber dejado al alga en agua durante toda la noche anterior a ser consumida (Nisizawa, 1987).

En Argentina Muse y Carducci (in litt.) observaron cantidades de arsénico en algas argentinas patagónicas (Tabla 5) los que muestran valores aceptables para alimento a nivel internacional.

Tabla 5:
Contenido de arsénico en las algas argentinas

	As total	As inorgánico
<i>Macrocystis pyrifera</i>	98,9	1,2
<i>M. pyrifera</i> (*)	44,4	2,0
<i>Gigartina skottsbergii</i>	13,7	0,7
<i>Adenocystis utricularis</i>	28,1	0,8
<i>Leathesia difformis</i>	11,7	0,8
<i>Colpomenia</i> sp	5,05	0,3
<i>Lessonia</i> sp	70,4	1,9

Según Muse y Carducci (in litt.). En partes por millón, referido a peso seco, excepto (*) que está referido a material liofilizado.

Vitaminas

El contenido en vitamina A de *Porphyra* es similar al de las espinacas y el de *Enteromorpha* aproximadamente la mitad (Tabla 6). También son

abundantes los beta carotenos, precursores de la vitamina A; Chapman (1979) señala que el contenido de vitamina A de *Ulva* es comparable con el del repollo. El contenido de vitamina C de *Porphyra* es mayor que en las naranjas crudas, mientras que el de *Rhodymenia (Palmaria) palmata* es del 50% del de las naranjas. La cantidad de vitamina B12 en *Porphyra* es comparable al de las vísceras de los mamíferos. Se encuentran también en las algas la mayoría de las vitaminas solubles en agua del complejo B y las liposolubles A, E y K (Nisizawa *et al.*, 1987); Ffrench, 1974).

En la tabla 6 se resumen algunos datos sobre contenido en vitaminas de algunas algas.

Tabla 6:
Vitaminas en algas marinas comestibles

	Vitaminas					
	A (IU)	B1 ppm	B2 ppm	Niacina ppm	C ppm	B12 ppm
<i>Ulva</i>	590	0.8	5.7	118	120	
<i>Enteromorpha</i>	13000	6.0	20.5	65	432	
<i>Monostroma</i>	2700	4.3	13.3	35	540	
<i>Porphyra</i>	16000	12.9	38.2	110	1125	0.29
<i>Laminaria</i>	1800	5.3	4.1	16	280	0.03
<i>Hizikia</i>	2009					
<i>Undaria</i>	371	3.0	11.5	80	150	

Requerimiento para el
el hombre (mg.día⁻¹) .3-1.2 .3-1.3 .4-1.8 .5-21 20-60
Según Nisizawa (1987); Robinson (1986)

Robinson (1986) da algunos valores que muestran que para cubrir las necesidades vitamínicas mínimas de vitamina C se deben consumir diariamente sólo entre 7 y 22 g de alga seca; para cubrir el requerimiento de riboflavina entre 17 y 78 g pero, para cubrir en cambio la cuota de tiamina, se deben consumir entre 41 y 181 g de alga seca, lo que constituye una cantidad considerable. En Japón por ejemplo, donde el consumo de algas marinas es usual, el promedio fluctúa, de acuerdo a diversas fuentes, entre 1.6-3.6 kg anuales, es decir unos 10 gramos diarios como máximo.

UTILIZACION EN FARMACIA Y MEDICINA

Se han realizado varias revisiones sobre utilización de algas marinas bentónicas en medicina y farmacia entre las que se pueden mencionar a: Chapman (1979), Hoppe (1979), Hoppe *et al.*(1979), Nisizawa (1979), Hoppe & Levring (1982), Baker (1984), Stein y Borden (1984), Indergaard & Ostgaard (1991). A continuación comentamos brevemente algunos de los usos de algas en este campo.

Uso en medicina tradicional y actual en China

Los antecedentes históricos más importantes sobre los usos de algas en medicina probablemente sean los acumulados por la medicina china, donde existe un tratado sobre el tema denominado ER -ya. Según Tseng & Chang (1984) en ese país se sigue investigando sobre este aspecto y unas 80 especies estarían en uso; habiéndose verificado la existencia de algas con propiedades vermífugas y las propiedades anticoagulantes y antilipémicas de *Sargassum*. Se demostró también que el ácido algínico tiene propiedades de anticoagulante, antilipémico y hemostáticos. Extractos de *Scytosiphon lomentaria* mostraron por su parte propiedades como vasodilatador coronario.

Vermífugo

La actividad vermífuga de *Digenea* (Ceramiales) es conocida en oriente desde siempre, el agente activo es el ácido kaínico, que actúa en dosis de 5-10 mg (Stein & Borden, 1984).

Corrector de la función tiroidea

Stein & Borden (1984) señalan que en Chile los indios de los Andes utilizan *Phyllogigas* para compensar el mal funcionamiento de la tiroides. Dada la distribución geográfica de *Phyllogigas* parece más probable que el alga a la que se refieren sea *Durvillaea* o *Lessonia*. Según los mismos autores un exceso de iodo por consumo exagerado de algas o tabletas de las mismas puede producir un efecto similar al bocio.

Antibióticos y actividad antitumoral de algas marinas y sus productos

La actividad antibiótica de las algas marinas ha sido analizada por Hornsey & Hide (1974, 1976a, 1976b); Ehresmann *et al.* (1979); Glombitza (1979) y Hoppe (1979, según Stein & Borden, 1984); Reichelt & Borowitzka (1984) y Caccamese *et al.* (1980 y 1985). Estos últimos autores han extraído e identificado sustancias antibióticas de algas del Mediterráneo, los compuestos que se proponen como principios activos incluyen: ácidos grasos, bromofenoles, taninos, floroglucinol, terpenoides y compuestos halogenados. Actividad antibacteriana ha sido demostrada en una proporción importante de las algas marinas bentónicas probadas, entre ellas muchas Ceramiales, a veces la variabilidad en la actividad antibiótica tiene un fuerte componente estacional (Hornsey & Hide, 1974, 1976a y 1976b).

Ehresmann *et al.* (1979) han mostrado efectos inhibitorios de los extractos acuosos de algunas Dumontiaceae sobre el virus del herpes común.

Aunque existen algunos indicios acerca de la acción antitumoral de algas marinas, habiéndose señalado al fucoídano como principal agente activo (Yamamoto *et al.*, 1982 y 1984) no se cuenta con experiencias en humanos excepto por el uso de decocciones de *Sargassum* y *Laminaria* con este fin en la medicina china basada en hierbas. En nuestro país se ha trabajado recientemente en los efectos de extractos de algas sobre varios tipos de tejidos tumorales con este objetivo; al respecto Mayer y Panick (1982 y 1984) reportan resultados positivos de extractos de *Macrocystis pyrifera* sobre ascitis de Ehrlich y leucemia linfocítica P-388 implantada intraperitonealmente en ratones. Dentro de esta línea de investigación en nuestro país podemos también mencionar los trabajos de Espeche *et al.* (1983); Larripa *et al.* (1987) y Mayer *et al.* (1987a y b).

Acción anticolesterolemica

Kaneda & Abe (1983) reportan acción hipocolesterolemica de extractos de *Monostroma* y *Enteromorpha*, la sustancia activa aislada en este caso es la beta-homobetaina. En general este tipo de efecto es reconocido como típico de la alimentación en base a algas (Nisizawa, 1987).

Usos en ginecología

Es interesante la referencia a la utilización de estipes esterilizados de *Laminaria* en ginecología; la inserción de estos fragmentos cilíndricos del alga en la cervix causa dilatación gradual por absorción de líquido por parte de la misma, lo que facilita el examen ginecológico o inserción de elementos anticonceptivos intrauterinos. Esta práctica podría no ser recomendable ya que se han observado algunos efectos secundarios negativos (Newton, 1972).

Efectos farmacológicos de ficocoloides

Los carragenanos han sido utilizados para estudios de síntesis de anticuerpos, inducción de inmunidad celular, compuestos antiinflamatorios y tratamientos de úlceras (Stein & Borden, 1984). La estimulación de la formación de plaquetas humanas por los carragenanos fue observada por McMillan *et al.* (1979).

Los ficocoloides pueden usarse en la prevención de envenenamientos por metales (Tanaka & Stara, 1979).

Es también de interés el reporte del trabajo de Darchez & Cruset (1968) realizado en nuestro país, sobre aplicaciones de las algas en tratamiento de lepra.

Abbott & Chapman (1981) analizan las propiedades de algunos tipos de carragenanos como posibles reemplazos del agar en medios de cultivo. Los alginatos se han utilizado por su parte como materiales para moldes dentales (Ahling & Hébert, 1979).

Aunque muchas de las propiedades benéficas de las algas desde el punto de vista farmacológico parecen haber sido probadas, el uso efectivo actual de las algas en la industria farmacéutica de occidente es a través del uso de sus ficocoloides en emulsiones para la tos o como vehículo en tabletas.

Medicina veterinaria

Podemos destacar los trabajos en aplicaciones de las algas a la medicina veterinaria realizados en nuestro país por Cordioli (1968); Paoli (1971) y Paoli *et al.* (1972); pudiéndose consultar una lista mucho más extensa en Halperín & Boraso (1974a y b).

INDUSTRIALIZACION Y COMERCIALIZACION

Los requerimientos para el desarrollo de una industria alguera son: condiciones naturales, bases científicas y técnicas, demanda social por los productos y obtención de beneficios. La obtención de suficientes beneficios a veces se ve frustrada por la distancia entre los centros de producción de materia prima y los de elaboración y consumo. Un análisis más detallado de los factores en juego en el desarrollo de una industria basada en la extracción de algas de poblaciones naturales puede consultarse en Silverthorne (1977); McLachlan *et al.* (1986); Tseng & Fei (1987) y Whitney (1987).

Algunas algas se consumen frescas, como *Eucheuma*, *Codium*, *Caulerpa* y *Gracilaria*, pudiendo algunas variedades de *Gracilaria* llegar a pagarse entre 2,75 a 3,95 dólares la libra fresca.

La forma más sencilla de elaboración es el secado y molido de las algas para producir harinas. Las harinas de algas como forraje, en base a Fucales y Laminariales, son producidas, principalmente en Europa y en una cantidad de aproximadamente 20.000 t anuales en peso seco (Indergaard & Minsaas, 1991).

El secado, paso fundamental para mantener una calidad pareja, suele hacerse en tambores rotatorios con aire calentado; el peso seco comercial corresponde a un contenido en agua de entre el 10% y el 15%.

Es especialmente importante el comercio de *Porphyra* en oriente; la producción anual de nori en Japón es de 87.000 millones de hojuelas (año 1984) con un valor de 112.000 millones de yens, esto significa en ingresos por exportación, principalmente a Corea, unos 30.000 millones de yens.

Los productos industriales de las algas son hidrocoloides que deben competir en el mercado internacional con almidones, gomas y gelatinas de otras fuentes. A modo indicativo en Estados Unidos se utilizan alrededor de un millón de tanuales de hidrocoloides, comprendiendo éstos a los productos de algas, almidones, gomas celulósicas, guar, xantanos, pectinas, exudados de plantas y gomas de varias semillas; de esta cantidad sólo algo más del 1% corresponde a productos de algas (Glicksman, 1987).

Las algas para industria son baratas y el valor que se les agrega es elevado; las algas usadas directamente en alimentación son en cambio caras y su valor agregado relativamente bajo. Las algas pardas de calidad alimentaria pueden costar entre 7.500 y 10.000 dólares la t seca (Nisizawa, 1987), mientras que la industrial varía entre 150-500 dólares la t seca (McHugh,

1987). En Japón *Porphyra* se vende a 24 dólares el kg al mayorista y el doble al minorista. En Canadá, *Palmaria* se paga hasta 22 dólares el kg (McHugh, com. pers.).

Para comprender la distribución de estas cifras a nivel mundial nos referimos a dos gráficos que muestran respectivamente la importancia de las algas para alimentación humana y para producción industrial de ficocoloides; en la Figura 1 se muestra esta relación en términos de toneladas de materia prima y como productos en millones de dólares estadounidenses.

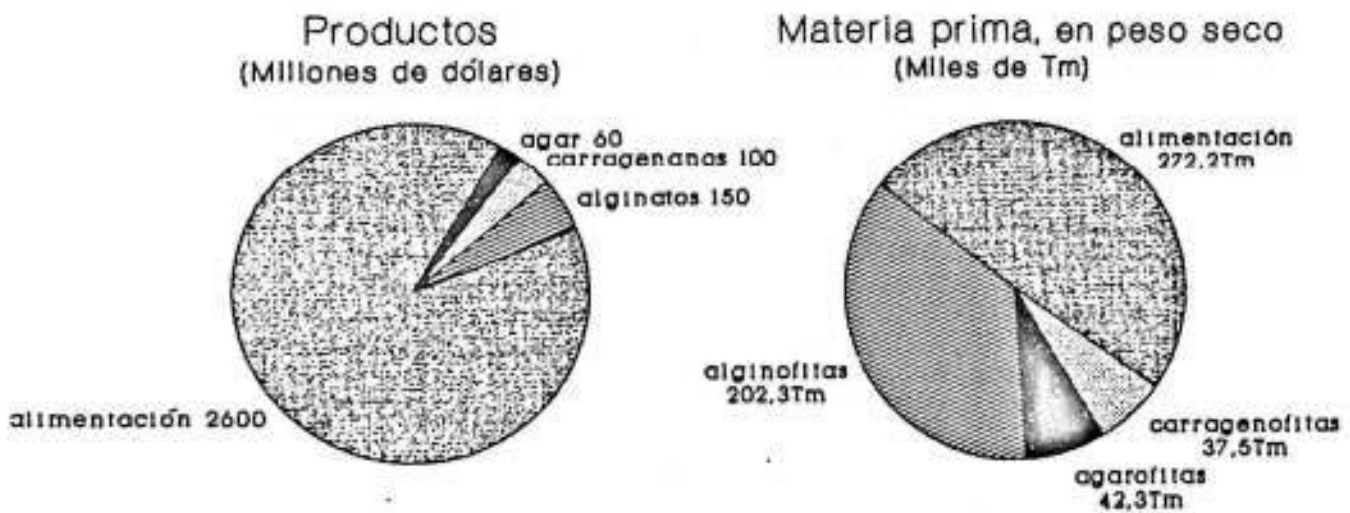
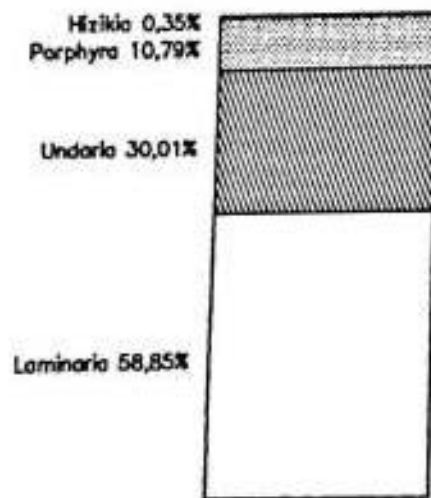
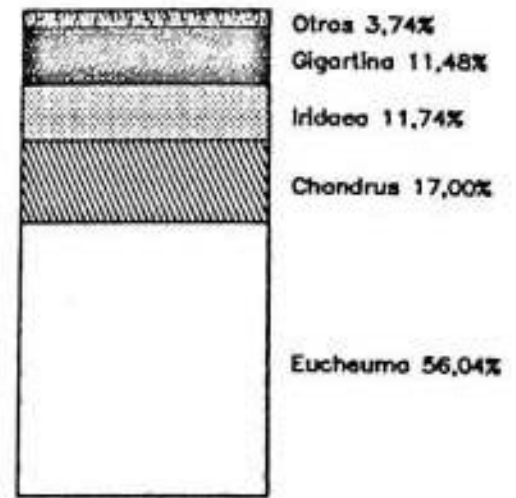


Fig. 1: Producción mundial de algas marinas (1990), elaborado en base a varias fuentes.

En la Figura 2 se muestra el detalle de como se distribuye actualmente la producción de algas para alimentación, producción de agar, carragenanos y de alginatos, según el alga de origen.

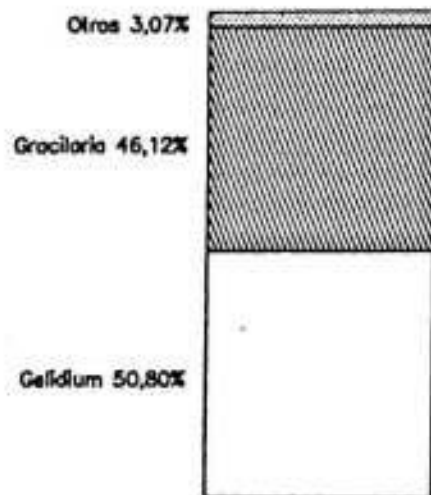


Algas para
alimentación humana
272.20 Tm.



Carragenofitas: 37.570 Tm.
Carragenanos: 13.500 Tm.

Agarofitas: 42.320 Tm.
Agar: 8.883 Tm



Alginofitas: 202.325 Tm.
Alginatos: 25.000 Tm.

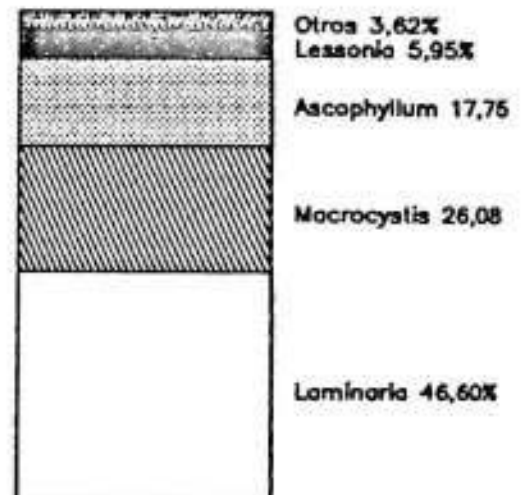


Fig. 2: Producción mundial discriminada por alga de origen y por el tipo de materia prima y producto (año 1990).

Hace veinte años la contribución de la maricultura a estas cifras era mínima, pero hoy en día la situación ha cambiado sustancialmente. Actualmente proviene de cultivos un 50% del alga que se destina a carragenanos y un 50% de la destinada a alginatos. Esto se traduce en que entre un 65% a 70% de la producción en base a algas, expresada en divisas, depende del cultivo de algas marinas, lo que representa unos 2.800 millones de dólares (Tseng & Fei, 1987; Nisizawa, 1987).

Los usos que consumen mayor cantidad de alginatos son en la industria textil, para la imprimación de colorantes y en la industria papelera, como aditamento en los adhesivos para cartones corrugados y para mejorar las condiciones reológicas de los films con que se recubren los papeles de alta calidad (Kiran *et al.*, 1980; McHugh, 1987).

Los alginatos de algas pardas se utilizan además en la producción de frutas artificiales y en rellenos de aceitunas en base a ají y alginatos. Los mismos principios se han utilizado para producir camarones, carne, anillos de cebolla y una variedad de comidas semiartificiales, en base a pastas homogencizadas con alginatos de sodio, a las que se dan formas más o menos naturales. La metodología consiste en dar a estas porciones cierta estabilidad de forma sumergiéndolas en un baño de carbonato de calcio. Otros productos exitosos han sido los anillos de almejas, los bocados de pollo, las porciones de pizza, y una variedad de productos rebozados para freír. Esto ha permitido, por ejemplo, no sólo la utilización de pescados para los que no había un mercado, sino también el completo aprovechamiento de materiales caros como los langostinos. Para dar al producto de pescado así obtenido la apariencia de la carne natural, se superponen capas de material embebido en alginato y se cortan en ángulo lo que da la apariencia de filete.

También se utilizan alginatos en soldadura, en vendajes bioactivos; como dispensador de herbicidas y otras sustancias, etc.; otros aspectos de utilización de alginatos pueden consultarse en Kühnemann (1970b) y Mc Hugh (1987).

La producción mundial de algas para alginatos es de 230.000 t en peso seco, el mayor productor es Kelco y sus asociados Alginate Industries Ltd (AIL) (Gran Bretaña) que es una división de Merck; también producen CECA (Francia); Sobalg (Francia); Protan (Noruega); y Kibun y Mitsubishy (Japón). China produce enormes cantidades para su mercado interno y exportación a países vecinos, como la India. McHugh (com. pers.) señala que la producción de *Macrocystis* en 1983 fue de 15.000 t secas en Estados Unidos y México. En

China se producen anualmente alrededor de 100.000 t secas de *Laminaria*, de las cuales una tercera parte va a la producción de alginatos. El mercado de alginatos asciende a 20.000-24.000 t anuales con precios entre 2,5 y 7 dólares la libra.

El carragenano de algas rojas se usa para estabilizar helados y leche chocolatada, en alimentos para lactantes y para mascotas; en comidas instantáneas, dulces y panadería; también en cosméticos, cremas, pastas dentales y lociones. Los efectos buscados a través del agregado de carragenanos son variados; las cremas dentífricas por ejemplo, lo incorporan para evitar el secado y extender el período de comercialización en estantería, mientras que las leches en polvo incrementan la cremosidad con su adición.

Un producto alternativo del carragenano es el denominado precarragenano o AMF (alkali-modified flour) o AMC (alkali-modified carrageenan) o carragenano semiprocado; éste es mucho más barato que el carragenano y para algunas aplicaciones no molesta la turbidez introducida por la celulosa. La mayor cantidad de AMF de *Eucheuma* se utiliza preferentemente para comidas de mascotas, pero actualmente se intenta ampliar su consumo como componente de las hamburguesas de bajo contenido calórico y en grasas. El uso de AMF en lugar de carragenano ha encontrado resistencias legales para su ingreso al mercado estadounidense, el cual es uno de los mayores del mundo para estos productos. Un producto conocido como PNG (Philippine Natural grade Carrageenan) puede ser prohibido en el mercado por el alto grado de fibras que contiene y que lo diferencia de los estándares aprobados para el carragenano, la industria filipina sostiene que éste no debería ser considerado un carragenano sino "alga carragenofita tratada por álcali"; de esta manera no podría ser eliminada del mercado por motivos técnicos (Montaño, 1991).

Los precios de las carragenofitas han aumentado 100% desde 1987 hasta 1991 por la mayor demanda. La futura expansión del mercado podría llegar a un 20% en los próximos años y sería en su mayor parte proveniente de materia prima de cultivo.

Stanley (1987) menciona que la demanda mundial de carragenofitas en los mercados más importantes, fue, en el período 1971 hasta 1984 de entre 20.000 y 43.500 t secas.

La producción y comercialización de carragenano y precarragenano fue de 1980 a 1988 de 12.000-13.000 t; los principales productores son: Marine Colloids (Estados Unidos); Litex (Dinamarca); Hércules (Estados Unidos y

Dinamarca) y CECA (Francia); el resto, correspondiente a un 20% proviene de Japón, China, Corea, Filipinas, Argentina, Portugal, Brasil y Canadá.

El valor del carragenano es de entre 12 y 15 dólares por kg; y entre 6 y 8 dólares por kg el del precarragenano (SICEN, 1991).

El precio por kg del alga agarífera puesta en el lugar de origen (*Gelidium*, *Gracilaria*, *Pterocladia*) es de 1,2 a 1,5 dólares. El alga que se exporta con un tratamiento alcalino previo (colagar) tiene un mayor valor agregado. Japón entre 1984 y 1986 importó agar por alrededor de 10 millones de dólares anuales; exportando por aproximadamente la mitad de esa cifra (Armisen & Galatas, 1987).

El agar ha sido utilizado principalmente en microbiología para gelificación de medios sólidos y como laxante.

La producción de agar es de unas 4.500 t, provenientes en su mayor parte de Chile (Alveal, com. pers.), Japón, España, Taiwan, Corea y Gran Bretaña.

El agar es un producto que según su calidad puede costar entre 10 y 45 dólares el kg, llegando hasta 60 dólares en el caso del agar purificado. La agarosa purificada en cambio, de utilidad en técnicas de inmunodifusión, electroforesis, bioingeniería, microbiología y oncología, puede costar entre 535 y 5.400 dólares el kilogramo (Armisen & Galatas, 1987).

Una aplicación relativamente reciente de los polisacáridos de algas es la de inmovilización de biocatalizadores en biotecnología; una completa reseña sobre este tema puede consultarse en Skjak-Bræk & Martinsen (1991).

UTILIZACION Y PRODUCCION DE ALGAS EN ARGENTINA

Nuestras costas están caracterizadas por una flora subantártica, las más importantes entre las especies utilizables industrialmente son: *Macrocystis pyrifera* (cachiyuyo); *Lessonia* spp; *Gracilaria verrucosa*; *Gigartina skottsbergii* y varias especies de *Iridaea* y *Porphyra*.

Otras algas de interés económico, como *Gymnogongrus* y *Ahnfeldtia* están presentes en menores cantidades, o como *Durvillaea*, se encuentran creciendo en lugares inaccesible.

Las algas con mejores posibilidades de utilización en nuestro país son:

Chlorophyta

Ulva (Ulvales, Ulvaceae): el género está representado al menos por tres especies (*U. lactuca*, *U. rigida* y *U. californica*); las dos primeras pueden alcanzar tamaños muy grandes en localidades con escaso movimiento del agua y componen a veces arribazones de gran volumen. Sus poblaciones se desarrollan en el mesolitoral y en el infralitoral (Boraso, 1977b). Al igual que en el caso de *Enteromorpha* se las ha aprovechado comercialmente, por su contenido en carotenos, para la producción de harinas para la alimentación de aves, (Halperín, 1971). Existen algunas estadísticas de explotación que indican que en los años 1967 y 1968 se extrajeron entre 5 y 12 t secas de esta alga, desde el año 1969 a 1981 no se ha llegado a la t anual. (Halperín *et al.*, 1974 y Estadísticas de la Dirección de Pesca de la Provincia del Chubut).

Enteromorpha (Ulvales, Ulvaceae): sus especies crecen preferencialmente en el mesolitoral. En Patagonia existen: *Enteromorpha lingulata*, *E. intestinalis*, *E. bulbosa*, *E. prolifera* y *E. linza* (Boraso, 1974 y 1979).

Se la utiliza en la producción de harinas, mientras que en Oriente es usada para alimentación humana.

Monostroma (Ulvales, Monostromaceae): la única especie observada hasta ahora en el litoral patagónico es *Monostroma undulatum* (Boraso, 1977a). Es una especie mesolitoral, estacional, de agradable aspecto y sabor. Crece desde Bahía Camarones hasta Tierra del Fuego, desarrollándose el talo macroscópico usualmente durante los meses de final de primavera y principio de verano.

Codium (Siphonales, Codiaceae): está representada en Argentina por cuatro especies, de ellas solo *C. fragile* se encuentra en toda la costa (Boraso & Piriz, 1975), sobre sustratos rocosos, en los niveles inferiores del mesolitoral.

Aunque es comestible, su uso en Argentina es como aditivo a medicamentos veterinarios. Se ha comprobado su contenido relativamente alto en manitol (Delgado & Duville, 1977); la extracción puede hacerse por cosecha manual, ya que es accesible en marea baja o tomando material de las abundantes arribazones en la zona de Golfo Nuevo. Las estadísticas de explotación en el país indican variaciones anuales de la misma, que van en el período entre 1974 y 1980 entre 38 kg y 9,8 t de alga seca.

Phaeophyta

Macrocystis (Laminariales, Lessoniaceae): este género está representado por la especie *M. pyrifera* (cachiyuyo), la que se encuentra formando bosques costeros, aproximadamente hasta los veinte metros de profundidad. La biomasa presente se puede estimar a través de la superficie cubierta por los bosques, su densidad y la biomasa promedio por planta (Boraso & Taylor, 1980; Hall & Boraso, 1981). Esta especie ha sido estudiada especialmente en sus aspectos morfológicos (Accorinti, 1960; van Tussenbroek, 1989); ecológicos (Kühnemann, 1963 y 1970a; Barrales & Lobban, 1975); evaluativos (Barrales, 1976; Hall, 1976, 1980 a y b; Krepper & Hall, 1976; Pertini *et al.* 1980) y reproductivos (Boraso & Paternoster, 1980). También se han llevado a cabo trabajos técnicos sobre secado (Chirife & Gardner, 1968) y aspectos químicos (capítulo de este volumen).

Boraso *et al.* (1982) realizaron dos series de cortes experimentales en bosques de esta especie en Bahía Camarones (Prov. del Chubut); el mecanismo de recuperación de biomasa implicó una renovación parcial o total de las plantas del bosque, por desprendimiento de las plantas cortadas y reclutamiento de juveniles. Este efecto fue más notable cuando la cosecha fue realizada sobre un bosque de características seniles que cuando el afectado era un bosque juvenil. En este último caso las parcelas siguieron un desarrollo similar al de las áreas intactas. Estas conclusiones son de interés para la toma de decisión acerca del tipo de recaudos a tener en cuenta en el momento de legislar y autorizar la explotación de bosques de esta especie. Las hipótesis biológicas en que se basa la legislación actual asumen la posibilidad de rebrote de las plantas cortadas por encima de un cierto nivel crítico de recuperación, lo cual, según hemos comprobado, no es estrictamente cierto en la localidad de Bahía Camarones cuando las plantas superan una cierta edad y estructura anatómica. Observaciones inéditas, realizadas en bosques de la provincia de Santa Cruz inducen a pensar que también en éstos, una cosecha en masa, realizada cuando el bosque está formado por plantas grandes, podrá tener como resultado el desprendimiento de las partes remanentes luego del corte y el posterior repoblamiento del área con esporofitos juveniles.

En la Tabla 7 se resumen los resultados de las evaluaciones de bosques de esta especie en la provincia del Chubut, realizadas en base a fotografías aéreas y determinaciones *in situ* por buceo autónomo. Las estimaciones de materia prima cosechable se han realizado cortando a altura de marea media, en base a la altura de corte de un bote cosechador.

La zona I abarca entre Punta Lobos y Punta Gaviota; la zona II abarca entre Caleta Carolina y Cabo Aristizabal; la zona III abarca entre Cabo Aristizabal y Punta Marques (Fig. 3).

Tabla 7:
Evaluación de biomasa de *macrocystis* en la
provincia del Chubut

Zona	Superf. (ha)	Densidad (plantas/ha)	Biomasa Total (t alga húmeda)	Biomasa cosechable (t alga húmeda)
I	1.701	2.520	24.751	990
II	361	2.931	3.902	134
III	96	2.341	644	32
Total	2.158	-	29.297	1156

En base a datos de Hall (1980 b) y Pertini *et al.* (1980).

Los relevamientos cuantitativos de los bosques de la provincia de Santa Cruz se pudieron realizar en forma parcial, estimándose solamente la superficie de los bosques. En base a fotomosaicos y a observaciones directas durante vuelos a baja altura se pueden establecer en la provincia de Santa Cruz seis zonas, las que señalamos sobre los mapas de la Figura 3 como zona IV: desde Punta Murphy hasta Cabo Tres Puntas, zona V: desde el norte de Cabo Blanco hasta Punta Guanacos, zona VI: desde Punta Guanacos al Sur de Punta Mercedes, zona VII: desde Punta Mercedes hasta Punta Desengaño, zona VIII: desde Punta Desengaño hasta la desembocadura del Río Coig, y zona IX: desde Río Coig hasta Punta Dungenes. Se cuenta con evaluación cuantitativa de la superficie cubierta por bosques desde Punta Murphy hasta Punta Desengaño (zonas IV-VII) (Tabla 8).

Tabla 8:
Superficie de bosques de *macrocystis* en la
provincia de Santa Cruz

Zona IV	V	VI	VII	Suma
ha 279.7	514	587.4	302.9	1.684

En base a datos de Romanello y Boraso, en prensa.

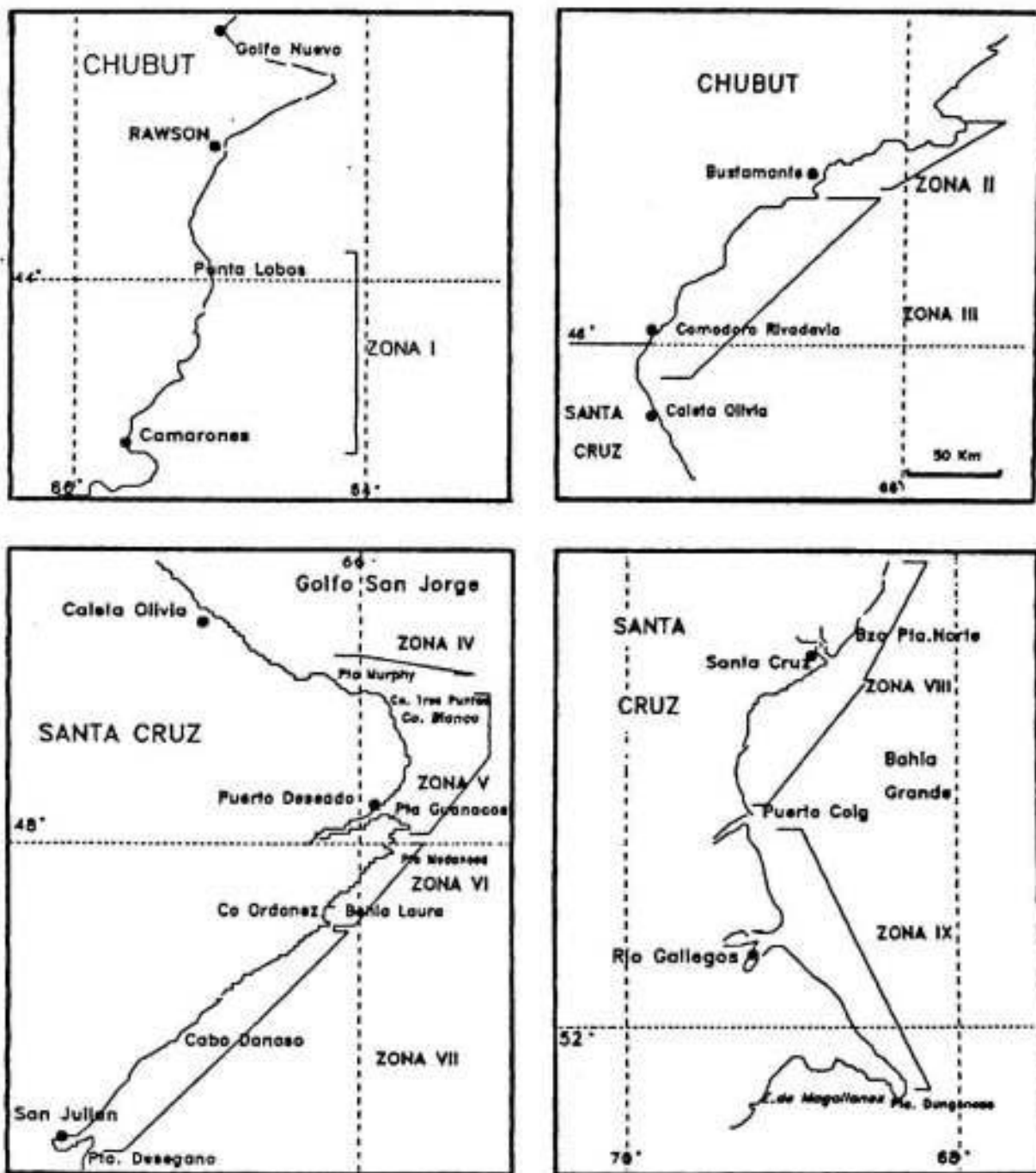


Fig. 3: Zonas (I-IX) del relevamiento aéreo de *Macrocyctis pyrifera* en el litoral patagónico.

En la zona fotografiada se verifica la presencia casi continua de bosques en la costa; se destacan por su extensión y densidad los bosques situados en Cabo Tres Puntas, Cerro Bataraz y Puerto Deseado, y los que se encuentran entre Punta Norte y Cabo Guardián. La zona VII se caracteriza por la presencia discontinua de bosques de variado tamaño. Es notable especialmente al sur de San Julián, la existencia de poblaciones poco densas del alga, dispuestas sobre líneas perpendiculares a la costa en un área extensa y ancha. Al sur del Río Santa Cruz hasta el Río Coig aparecen nuevos bosques sobre la restinga rocosa. No se observaron bosques, salvo pequeños agregados, al sur del Río Coig y al norte del Río Gallegos; lo cual es de esperar dadas las características inestables del sustrato arenoso-fangoso dominante.

Los valores históricos de la cosecha anual de *Macrocystis* y *Lessonia* en conjunto fluctúan en las 200 a 300 t en peso seco (Fig.4).

Lessonia (Laminariales, Lessoniaceae), se han citado varias especies para el género: *L. fuscescens*, *L. nigrescens* y *L. frutescens* (Asensi, 1966); recientemente se confirmó la presencia de *Lessonia vadosa* Searles en la zona de Puerto Deseado (Scrosati, 1991). Asensi (1973) realizó observaciones sobre su reproducción y se han llevado a cabo también estudios químicos (Krivoruchko & Duville, 1973; D'Ignoti, 1978). *Lessonia* acompaña normalmente a *M. pyrifera*, aunque también se la puede encontrar en el nivel del horizonte superior del infralitoral en la Ría de Deseado. La distribución conocida del género alcanza al norte de Punta Clara (Prov. del Chubut), pero no llega a la latitud de la desembocadura del Río Chubut (Halperín *et al.* 1974 a y b). Sus aplicaciones potenciales son las mismas que las del cachiyuyo y su cosecha en el país, escasa.

Durvillaea (cochayuyo) (Durvilleales), este género está representado por la especie *Durvillaea antarctica*, la que se encuentra en Tierra del Fuego, Islas Malvinas e Islas del Atlántico Sur. Son plantas de gran porte, que crecen en el mesolitoral rocoso en zonas de intenso oleaje. Se utiliza principalmente en alimentación humana, como parte de guisos y sopas, y es posible obtener ácido algínico a partir de la misma. En nuestro país no ha sido explotada debido a lo inaccesible de las localidades de Tierra del Fuego donde se encuentra. Existen escasos estudios de esta especie en la zona, pudiendo mencionarse el realizado por Hay (1988) en las Islas Georgias.

Rhodophyta

Porphyra (Bangiales, Bangiaceae), existen varias especies de este géne-

ro en nuestro país, siendo la más frecuente *Porphyra columbina*. Piriz, (1981, 1988 y 1989) ha realizado varios trabajos sobre taxonomía y cultivo de este género. En material de Puerto Deseado (Prov. de Santa Cruz) se han medido niveles de proteínas entre 18 y 32% del peso seco; también se han detectado en ese material vitaminas del complejo B: Niacina: 44,8 µg/g seco; ácido pantoténico: 2,12 µg/g y vitamina B12: 1,01 µg/g (Krivorouchko & Piriz, com. pers.). En nuestro país se realiza un consumo incipiente de esta alga que fluctúa entre las 2 y las 6 t anuales en peso seco (Fig. 4).

Gracilaria (Gigartinales, Gracilariaceae): *Gracilaria verrucosa* es el alga más importante de Argentina desde el punto de vista económico, siendo recolectadas anualmente entre 2.000 y 3.000 t en peso seco. Esta alga agarífera no es cosechada directamente de las poblaciones sublitorales sino que se aprovechan sus arribazones. Su explotación está regulada por legislación provincial sobre algas marinas (ley n° 1891/81 de la provincia del Chubut), la que indica, en su artículo segundo: "Las algas existentes en la jurisdicción son propiedad de la Provincia y su explotación sólo podrá efectuarse mediante Permiso simple de Recolección, Concesión de Industria Primaria o Concesión de Industria Integrada". La legislación al respecto tiende a la protección del recurso y del ambiente y sólo permite el aprovechamiento de las arribazones naturales de esta alga.

En Argentina *Gracilaria* se encuentra solamente en la provincia del Chubut, las principales concentraciones se presentan en Bahía Bustamante (45° 07' S); Bahía Melo (45°, 01' S); Bahía Arredondo (45° 02' S) y Golfo Nuevo (42° 46' S). Esta especie se desarrolla preferentemente en profundidades entre tres y nueve metros y sobre fondos cenagosos, con arena y rodados; varios trabajos han sido realizados sobre poblaciones de esta especie (Boraso, 1983, 1984, 1987 y 1989; Boraso & Paternoster, 1985).

Este género ha sido objeto de revisiones recientes a nivel mundial que han puesto en evidencia que muchas de las poblaciones asignadas a *G. verrucosa*, correspondían a otras especies. Estudios en base a anatomía reproductiva (Boraso, 1983; Abbott, 1983) y comparación de ADN de organelas (Rice & Bird, 1990) han confirmado que las poblaciones de Argentina pertenecen a esa especie, lo mismo que las poblaciones de Gales, Noruega, Francia y Japón. D'Ignoti (1983) estudió la variación anual cuantitativa del agar de las poblaciones de *Gracilaria* del Chubut. La Argentina no se encuentra actualmente entre los principales productores de agar.

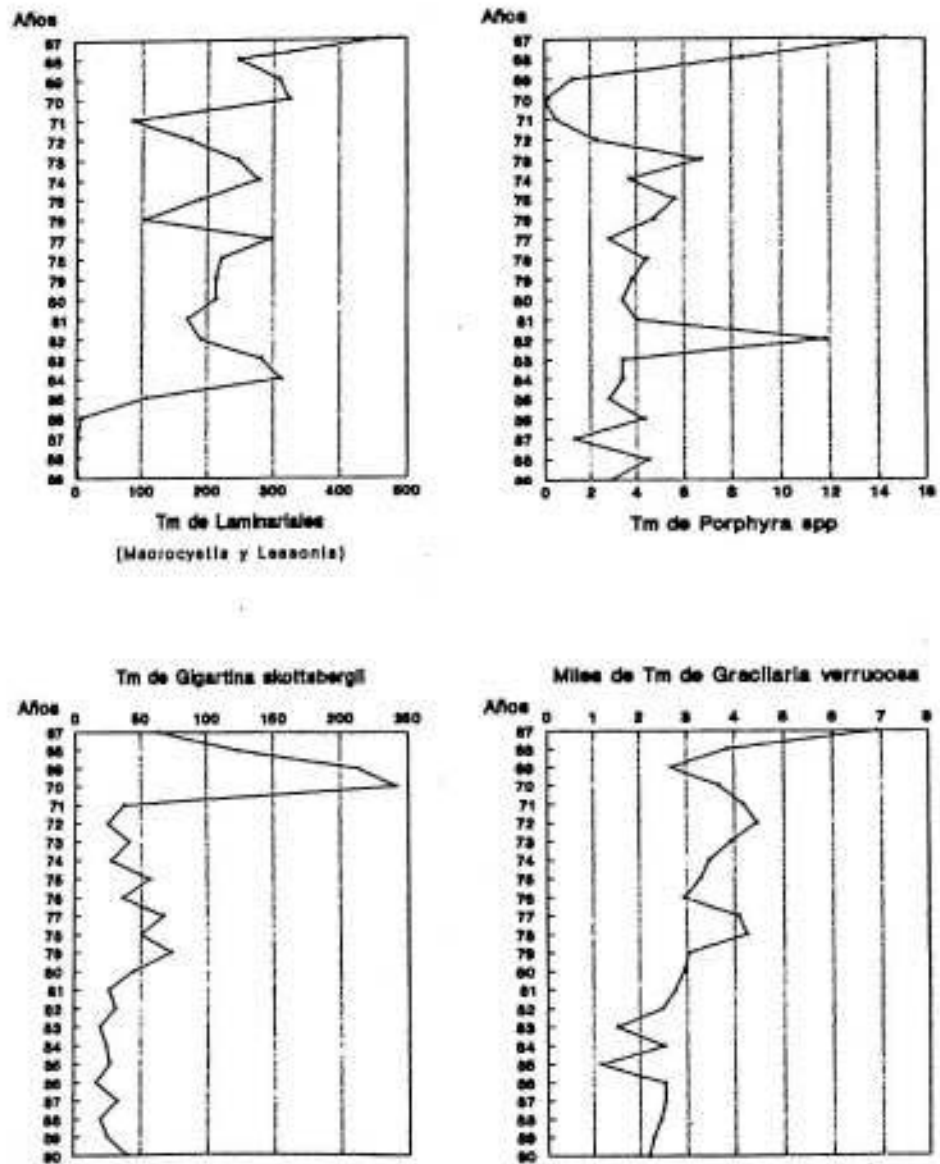


Fig. 4: Producción de algas marinas en Argentina (peso seco).

Gigartina (Gigartinales, Gigartinaceae): *Gigartina skottsbergii* es un alga roja con muy buenas perspectivas de explotación, con una cosecha anual de alrededor de 50 t (Fig. 4). Se han realizado en el país numerosos trabajos sobre las características del coloide de esta especie (Cerezo, 1986). Esta carragenofita presenta un ciclo de vida similar al de *Gracilaria*, vive en el infralitoral rocoso de zonas con oleaje intenso y es recogida manualmente en las costas donde es arrojada por el mar. El límite norte de su distribución según Halperín et al. (1974) está un poco más al norte de Punta Clara (Prov. del Chubut).

BIBLIOGRAFIA

- Abbott, I.A. 1983. Some species of *Gracilaria* (Rhodophyta) from California. *Taxon* 32: 561-564.
- Abbott, I.A. & F.A. Chapman. 1981. Evaluation of kappa carrageenan as a substitute for agar in microbiological media. *Arch. Microbiol* 128: 355-359.
- Abbott, I.A. & D.P. Cheney. 1982. Commercial uses of algal products, introduction and bibliography. In J. Rosowsky & B. Parker (Eds.) *Selected Papers in Phycology*: 779-787.
- Accorinti, J. 1960. Observaciones sobre el aparato secretor y conductor de *Macrocystis pyrifera*. *Com. Mus. Arg. Cs. Nat. B. Rivadavia* 1 (8): 11-20.
- Ahling, S. & M. Hébert. 1979. The uses of alginates in dentistry. In H.A. Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds.) *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter Berlin: 631-643.
- Aliño, P.M.; G.J.B. Cajipe; E.T., Ganzon Fuertes; W.R.Y., Lienanan; N.E. Montana & L.M. Tupas. 1990. The use of marine organisms in folk medicine and horticulture. *SICEN Letters* 1, 3pp.
- Armisen, R. & F. Galatas. 1987. Production, properties and uses of agars. In D. McHugh (Ed.) *Production and utilization of products from commercial seaweeds*. FAO Workshop on production and utilization of marine algae, Quigdao, People's Rep. of China: 1-49.
- Asensi, A.O. 1973. El ciclo de vida del alga marina *Lessonia fuscescens* Bory (Phaeophyta, Laminariales). *Darwiniana* 18: 162-172. *Contrib. Cient. CIBIMA* 77.
- Baker, J.T. 1984. Seaweeds in pharmaceutical studies and applications. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 29-40.
- Barnabé, G. 1991. *Acuicultura*. Omega, Barcelona, Vol.I y II. 1083 pp.
- Barrales, H. 1976. Relevamiento de *Macrocystis pyrifera* y normas para su explotación. *Inf. Tec. CNP* 1.3.1, 74pp.
- Barrales H. & C. Lobban. 1975. The comparative ecology of *Macrocystis pyrifera* with emphasis on the forests of Chubut. *J. Ecol.* 63: 657-677.
- Bird, C.J. & M.A. Ragan. 1984. Proceedings of the 11th International Seaweed Symposium. *Hydrobiologia* 116/117: 590 pp.

- Black, W.A. 1955. Seaweed in animal foodstuffs. 2. Feeding and digestibility trials. *Agriculture* 62: 57-62.
- Blunden, G. 1991. Agricultural uses of seaweeds and seaweeds extracts. In M.D. Guiry & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons: 63-81.
- Bonotto, S. 1979. List of multicellular algae of commercial use. In H.A. Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlín: 121-137.
- Boraso, A.L. 1974. Los géneros *Enteromorpha*, *Blidingia* y *Percursaria* (Chlorophyta) en el litoral argentino. *Darwiniana* 19: 285-311. *Contrib. Cient. CIBIMA* 71.
- Boraso, A.L. 1977a. Reproducción de Ulvales de Puerto Deseado (Prov. de Sta. Cruz, Rep. Argentina). II. *Monostroma undulatum* Wittrock. *Physis* sec. A 36(92): 1-7. *Contrib. Cient. CIBIMA* 146.
- Boraso, A.L. 1977b. El género *Ulva* (Algae, Chlorophyta) I. *Ulva* en Puerto Deseado (Prov. de Santa Cruz). *Darwiniana* 21 (1): 162-171. *Contrib. Cient. CIBIMA* 129.
- Boraso, A.L. 1979. Reproducción de Ulvales de Puerto Deseado (Prov. de Sta Cruz) I. Consideraciones generales y reproducción en *Enteromorpha*. *Darwiniana* 22: 241-253. *Contrib. Cient. CIBIMA* 129.
- Boraso, A.L. 1983. Biología y Ecología de *Gracilaria verrucosa*. Tesis UBAFCEN 172pp.
- Boraso, A.L. 1984. Crecimiento de *Gracilaria verrucosa* en condición suspendida. *Mem. Soc. Lat. Acuic.* 5: 415-418.
- Boraso, A.L. 1987. *Gracilaria verrucosa* in Golfo Nuevo, Chubut, Argentina. I. Population parameters and environmental factors. *Hydrobiologia* 151/152: 239-244.
- Boraso, A.L. 1989. Ecological considerations for the possibility of culturing *Gracilaria verrucosa* in Argentina. In E. de Oliveira & N. Kautsky (Eds). *Cultivation of Seaweeds in Latin America*. Workshop Univ. S. Paulo / Int. Foundation for Sciences, Sao Sebastiao, s.p.: 51-58.
- Boraso, A.L. & I. Paternoster. 1980. Observaciones preliminares sobre la reproducción de *Macrocystis pyrifera* en la costa argentina. *Contrib. CENPAT* 30, 9 pp.
- Boraso, A.L. & I. Paternoster. 1985. Demografía, reproducción y propagación en poblaciones de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Papenfuss de la Provincia del Chubut (Rep. Argentina). I. Golfo Nuevo. *Contrib. CENPAT* 99, 26pp.

- Boraso, A.L. & M.L. Piriz. 1975. Las especies del género *Codium* (Chlorophyta) en el litoral argentino. *Physis* sec. A 69: 245-256.
- Boraso, A.L. & R. Taylor. 1980. Dinámica de los bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones (Chubut). Resultados de las campañas I y II (8/77-5/78 y 7/78 -4/79). *Contrib. CENPAT* 24, 16pp.
- Boraso, A.L.; H.E. Zaixso & R. Taylor. 1982. Cortes experimentales en bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones (Prov. del Chubut, Rep. Argentina). *Contrib. CENPAT* 67, 17pp.
- Caccamese, S.; R. Azzolina; G. Furnari; M. Cormaci & S. Grasso. 1980. Antimicrobial activities of extracts from Mediterranean Algae. *Bot. Mar.* 23: 285-288.
- Caccamese, S.; R.M. Toscano; G. Furnari & M. Cormaci. 1985. Antimicrobial activities of red and brown algae from southern Italy coast. *Bot. Mar.* 28: 505-507.
- Caillaud, H. 1967. Alimento equino de trabajo con poliestratos de algas marinas. *Rev. Militar Veterinaria* 15(75): 10.
- Carrazzoni, J.A.; J.J. Casal & P. García. 1963. Algas patagónicas como suplemento alimenticio para ovinos. *Rev. Invest. Ganadera (INTA)* 17: 177-188.
- Cerezo, A. 1986. Perspectivas de la utilización de ficocoloides de Rodofitas Argentinas. *Monog. Biol. Univ. Católica de Chile* 4: 111-127.
- Cincioni, A.S. 1964. Algas marinas en la alimentación del ganado. *An. Soc. Cient. Arg.* 177(1-6): 45-56.
- Cordioli, E.L. 1968. Preparación de suero precipitante antiequino; influencia comparada de varias sustancias activantes. *Rev. Militar Veterinaria*, Bs.As. 16 (77): 1-4.
- Chapman, V.J. 1979. Seaweeds in pharmaceuticals and medicine: a review. In H.A. Hoppe, T. Leving & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlín: 139-147.
- Chapman, V.J. & D.J. Chapman. 1980. *Seaweeds and their uses*. Chapman & Hall publ., 334 pp.
- Chirife, J. & R. Gardner. 1968. Características del secado de algas marinas de Argentina. *Ind. Quim. Bs.As.* 26: 347-350. *Contrib. Tec. CIBIMA* 26.
- Darchez, J.O. & A. Cruset. 1968. Ulceras en enfermos de lepra y su enfoque terapéutico etiopatogénico. *La Semana Médica Argentina*. 133: 788-790.
- Delgado, A.M. & C.A. Duville. 1977. Estudio de la composición química de *Codium fragile* (Suringar) Hariot (Chlorophyta) de Puerto Deseado (Prov. de Santa Cruz, Argentina). *Contrib. Tec. CIBIMA* 31, 9 pp.

- D'Ignoti, G. 1978. Influencia de las impurezas en la expresión del contenido de ácido algínico. *Contrib. CENPAT* 21, 12 pp.
- D'Ignoti, G. 1983. El agar de *Gracilaria verrucosa* argentina. 1: Variación estacional cuantitativa del agar. *Contrib. CENPAT* 80, 8 pp.
- Ehresmann, D.W.; E.F. Deig & M.T. Hatch. 1979. Anti-viral properties of algal polysaccharides and related compounds. In H.A.Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlín: 294-302.
- Espeche, M.E.; E.R. Fraile, & A.M.S. Mayer. 1983. Screening of Argentine marine algae for antimicrobial activity. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 525-528.
- Ffrench, R.A. 1974. *Rhodymenia palmata*- An appraisal of the Dulse industry. *Atlantic Regional Lab. Techn. Reports*, Nat. Res. Counc. Canada, 49 pp.
- Fogg, G.E. & W.E. Jones (Eds). 1981. *Proceedings of the 8th Intl. Seaweed Symposium*, Wales.
- Glicksman, M. 1987. Utilization of seaweed hydrocolloids in the food industry. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 31-47.
- Glombitza, K.W. 1979. Antibiotics from algae. In H.A.Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlín: 303-342.
- Grasso, P. & M. Sharratt. 1973. Studies on carrageenan and large bowel ulceration in mammals. *Food Cosmet. Toxicol.* 11: 555-564.
- Guiry, M.D. & G. Blunden (Eds). 1991. *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons. (Publ.). 432 pp.
- Halperín, D.R. de. 1971. Las algas en la alimentación humana. *Contrib. Tec. CIBIMA* 10, 39 pp.
- Halperín, D.R. de; A.O. Asensi & A.L. Boraso. 1974. Informe preliminar sobre la distribución de algunas algas de interés industrial en la costa patagónica. *Contrib. Tec. CIBIMA* 13, 32 pp.
- Halperín, D.R. de & A.L. Boraso. 1974(a). Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de algas marinas bentónicas. *Contrib. Tec. CIBIMA* 8, 152 pp.
- Halperín, D.R. de & A.L. Boraso. 1974(b). Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de algas marinas bentónicas. Suplemento 1. *Contrib. Tec. CIBIMA* 14, 68 pp.
- Halperín, D.R. de & A.L. Boraso. 1976. Bibliografía preliminar sobre aprovechamien-

- to e industrialización de algas marinas bentónicas. Suplemento 2. *Contrib. Tec. CIBIMA* 23, 82 pp.
- Halperín, D.R. de; M.L. Piriz & A.R. Rojkind. 1978. Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de algas marinas bentónicas. Suplemento 3. *Contrib. Tec. CIBIMA* 27, 147 pp.
- Hall, M.A. 1976. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera* I. El uso de la película infrarroja en la medición de densidad con fotografía aérea. *Physis* sec.A 35: 103-107.
- Hall, M.A. 1980a. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. 3. Consideraciones biométricas. *Contrib. CENPAT* 29, 10 pp.
- Hall, M.A. 1980b. Evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera* Costa de la Prov. del Chubut entre Pta. Lobos y Pta. Gaviota. *Contrib. CENPAT* 31, 5 pp.
- Hall, M.A. & A.L. Boraso. 1981. Ciclo de los bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones, Prov. del Chubut, Argentina. *Ecosur* 6(12): 165-184.
- Hart, M.R.; D. DeFremey; C.K.Lyon & G.O.Kohler. 1979. Processing of *Macrocystis pyrifera* (Phaeophyceae) for fermentation to methane. *Proc. 10th Intl. Seaweed Symp.*: 493-498.
- Hay, C.H. 1988. The occurrence of *Durvillaea antarctica* (Durvilleales, Phaeophyta) at South Georgia, South Atlantic Ocean. *Phycologia* 27: 424-427.
- Hoppe, H.A. 1979. Marine algae and their products and constituents in pharmacy. In H.A. Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*: 25-119.
- Hoppe, H.A. & T. Levring (Eds). 1982. *Marine algae in Pharmaceutical Science*. vol. 2, Walter de Gruyter, Berlin, 309 pp.
- Hoppe, H.A.; T. Levring & Y. Tanaka (Eds). 1979. *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlin, 807 pp.
- Hornsey, I.S. & D.Hide. 1974. The production of antimicrobial compounds by british marine algae. I. Antibiotic-producing marine algae. *Br. Phycol. J.* 9: 353-361.
- Hornsey, I.S. & D. Hide. 1976a. The production of antimicrobial compounds by british marine algae. II. Seasonal variation in production of antibiotics. *Br. Phycol. J.* 11: 63-67.
- Hornsey, I.S. & D. Hide. 1976b. The production of antimicrobial compounds by british marine algae. III. Distribution of antimicrobial activity within the algal thallus. *Br. Phycol. J.* 11: 175-181.

- Indergaard, M. & J. Minsaas. 1991. Animal and human nutrition. In M.D. Guiry, & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: Uses and potential*. John Wiley & Sons: 21-64.
- Indergaard, M. & K. Ostgaard. 1991. Polysaccharides for food and pharmaceutical uses. In M.D. Guiry, & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons: 169-183.
- Jensen, A. 1979. Industrial utilization of seaweeds in the past, present and future. *Proc. 9th Intl. Seaweed Symp.*: 17-34.
- Jensen, A. & J.R. Stein (Eds). 1979. *Proceedings of the 9th Intl. Seaweed Symposium*. Santa Barbara, California. Science Press, Princeton N.J. 634 pp.
- Kain, J.M. & P. Dawes. 1987. Useful european seaweeds, past hopes and present cultivation. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 173-181.
- Kaneda, K. & S. Abe. 1983. Hypocholesterolemic effect of seaweeds in rats. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 149-151.
- Kiran, E.; I. Teksoy; K.C.Guven; E. Gular & H. Guner. 1980. Studies on seaweeds for paper production. *Bot.Mar.* 23:205-208.
- Krepper, C.M. & A.M. Hall. 1976. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera* II. El uso de filtros en fotografía aérea para la medición de bosques. *Physis* 35: 109-113.
- Krivoruchco, D. & C.A. Duville. 1973. Estudio comparativo de la viscosidad en alginatos de diferentes algas pardas de la Argentina. *Contrib. Tec. CIBIMA* 9, 11 pp.
- Kühnemann, O. 1963. Penetración de *Macrocystis pyrifera* en la Ría de Puerto Deseado. *Bol. Soc. Arg. Bot.*10: 105-112. *Contrib.Cient. CIBIMA* 7.
- Kühnemann, O. 1970a. Algunas consideraciones sobre los bosques de *Macrocystis pyrifera*. *Physis* 29: 273-296. *Contrib. Cient. CIBIMA* 53.
- Kühnemann, O. 1970b. La importancia de las algas marinas en la Argentina. *Contrib. Tec. CIBIMA* 5, 32 pp.
- Larripa, I.B.; M.M. de Paragment.; M.Labal de Vinuesa & A.M.D.Mayer. 1987. Biological activity in *Macrocystis pyrifera* from Argentina: sodium alginate, fucoidan and laminaran. II Genotoxicity. *Proc. 12th Int. Seaweed Symp.*:491-496.
- Levring, T. (Ed). 1981. *Proceedings of the 10th International Seaweed Symposium*. Göttenborg, 780 pp.

- McHugh, D. (Ed.). 1987. Production and utilization of products from commercial seaweeds. *FAO Workshop on production and utilization of marine algae*. Quigdao, People's Rep. of China, 183 pp.
- McHugh, D.J. 1987. Production, properties and uses of alginates. In D.J. McHugh (Ed). *Production and utilization of products from commercial seaweeds. FAO Workshop on production and utilization of marine algae*. Quigdao, People's Rep. of China, 50-96.
- McMillan, R.M.; D.E. McIntyre & J.L. Gordon. 1979. Stimulation of human platelets by carrageenans. *J. Pharm. Pharmacol.* 31: 148-152.
- McLachlan, J.; C.M. Bird & M. Greenwell. 1986. Seaweed resources for the extractive industry. What are the options? In B. Santelices (Ed.). *Usos y funciones ecológicas de algas marinas bentónicas. Mon. Biol.Fac.Cs. Biol. Pontificia Univ. Católica, Chile* 4: 1-12.
- Mateus, H.; J.M. Regenstein & R.Baker. 1976. The amino acid composition of the marine brown alga *Macrocystis pyrifera* from Baja California. *Bot. Mar.* 19: 155-159.
- Mayer, A.M.; A. Diaz; A. Pesce; M. Criscuolo; J.F. Groisman & R.M. Lederkremer. 1987a. Biological activity in *Macrocystis pyrifera* from Argentina: sodium alginate, fucoidan and laminaran. III Antiviral activity. *Proc. 12th Intl Seaweed Symp.*: 497-500.
- Mayer, A.M.; L. Kurtz; R.D. Bonfil; O.D. Bustoabad; J.D. Groisman; R.M. Lederkremer & D.B. Stierle. 1987b. Biological activity in *Macrocystis pyrifera* from Argentina: sodium alginate, fucoidan and laminaran. Antitumor, cytotoxicity and humoral immune response. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 483-491.
- Mayer, A.M.S. & B. Panick. 1982. Inhibición del crecimiento de ascitis de Ehrlich y leucemia P-388 con extractos de productos naturales: *Macrocystis pyrifera*, un alga marina patagónica de importancia económica. *Medicina (Bs.As.)* 42: 857-858.
- Mayer, A.M. & B. Panick. 1984. Antitumor evaluation of marine algae in Argentina. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 529-533.
- Mendoza, M.L. 1978. Líneas de investigación y trabajos realizados en la Argentina para el conocimiento botánico de las algas marinas bentónicas. *Contrib. Tec. CIBIMA* 33, 27 pp.
- Montaño, M.N. 1991. Basic Information on the Philippine Natural Grade Carrageenan (PNG). *SICEN Newsletters* 2(1):6-7.

- Montaño, N.E. & L.M. Tupas. 1990. Plant growth hormonal activities of aqueous extracts from Philippine seaweeds. *SICEN Leaflet* 2, 5 pp.
- Morand, P.; B. Carpentier; R. Charlier; J. Mazé; M. Orlandini; B.A. Plunkett & J. De Waart. 1991. Bioconversion of Seaweeds. In M.D. Guiry & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons: 95-147.
- Murakami, Y.; K. Nisizawa & K. Awaya. 1984. Utilization of bursted algal meal as feed for domestic animals and fowls. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 101-105.
- Naylor, J. 1976. Production, trade and utilization of seaweeds and seaweeds products. *FAO Fisheries Tech. Pap.* 159, 73 pp.
- Nebb, H. & A. Jensen. 1966. Seaweed meal as a source of minerals and vitamins in rations for dairy cows and bacon pigs. *Proc. 5th. Int. Seaweed Symp.*: 387-393.
- Newton, B.W. 1972. *Laminaria* tent: relic of the past or modern medical device. *Am. J. Obstet. Gynecol.* 113: 442-448.
- Nisizawa, K. 1979. Pharmaceutical studies on marine algae in Japan. In H.A. Hoppe; T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlín: 243-264.
- Nisizawa, K. 1987. Preparation and marketing of seaweeds as food. In D.J. McHugh (Ed.). *Production and utilization of products from commercial seaweeds*. FAO workshop on production and utilization of marine algae. Quigdao, Rep. People's of China: 148-183.
- Nisizawa, K.; H. Noda; R. Kiluchi & T. Watanabe. 1987. The main seaweed foods in Japan. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 5-29.
- Paoli, A.R.J. 1971. Ficocoloides quelatados en terapéutica animal. *Rev. Med. Veter.* 52 (1): 16pp.
- Paoli, A.R.M.; G. Gallo & E.J. Galofre. 1972. Los ficocoloides de algas marinas en disfunciones nutricionales. *Rev. Med. Veter.* 53(2): 12 pp.
- Pertini, F.; R. Taylor; A.L. Boraso & P. Domínguez. 1980. Evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. II. Costa de la provincia de Chubut entre Pta. Gaviota y Pta. Márquez. *Contrib. CENPAT* 51, 25pp.
- Piriz, M.L. 1981. A new species and a new record of *Porphyra* (Bangiales, Rhodophyta) from Argentina. *Bot. Mar.* 24: 599-602.
- Piriz, M.L. 1988. *Porphyra linearis* Grev. (Bangiales, Rhodophyta) a new record for Argentina. *Physis* sec. A 46 (110): 6.

- Piriz, M.L. 1989. Cultivation of *Porphyra* in Argentina. Possibilities and perspectives. In E. de Oliveira & N. Kautsky (Eds). *Cultivation of Seaweeds in Latin America*. Workshop Univ. S. Paulo / Int. Foundation for Sciences, Sao Sebastiao, S.P.: 47-49.
- Ragan, M.A. & C.J. Bird (Eds). 1987. Proceedings of the 12th Intl. Seaweed Symp. *Hydrobiologia* 151/152: 617pp.
- Rapoport, E.H. & S.A. Tagliabue. 1964. Ensayo sobre la aplicación de algas como fertilizantes y su efecto sobre la micro y mesofauna del suelo. *Rev. Inv. Agropecuaria*. Ser.3 Clima y suelo 1(6): 133-144.
- Reichelt, J.L. & M.A. Borowitz. 1984. Antimicrobial activity from marine algae. Results of a large scale programme. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 158-167.
- Rice, E.L. & C.J. Bird. 1990. Relationships among geographically distant populations of *Gracilaria verrucosa* (Gracilariales, Rhodophyta) and related species. *Phycologia* 29: 501-510.
- Robinson, P.K. 1986. Seaweed as food and fodder, and its use in agriculture. A review of global utilization. *UNIDO expert group on Industrial Growing and Processing*, 64 pp.
- Rojkind, A.R.N. 1977a. Algas marinas bentónicas como complemento en la alimentación animal 1. Ensayos con pollos y gallinas ponedoras. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA* 19, 24 pp.
- Rojkind, A.R.N. 1977b. Algas marinas bentónicas como complemento en la alimentación animal 2. Ensayo con bovinos. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA* 28: 11 pp.
- Rojkind, A.R.N. 1977c. Algas marinas bentónicas como complemento en la alimentación animal 3. Ensayos con ovinos. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA* 30, 20 pp.
- Romanello, E. & A.L. Boraso. (en prensa). Evaluación de bosques de *Macrocystis pyrifera* en la provincia de Santa Cruz. *Naturalia Patagonica*. 1(2)
- Schramm, W. 1991. Seaweeds for waste water treatment and recycling of nutrients. In M.D. Guiry & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons: 149-167.
- Scrosati, R.A. 1991. Estudios anatómicos en *Lessonia vadosa* (Phaeophyta, Laminariales) de la Argentina. *Bol. Soc. Arg. Bot.* 27: 165-171.
- Silverthorne, W. 1977. Optimal production from a seaweed resource. *Bot. Mar.* 20: 75-98.

- SICEN. 1991. The philippine natural grade carrageenan (PNG) controversy. *SICEN Newsletters* 2(1): 1-3.
- Skjak-BrAeK, G. & A. Martinsen. 1991. Applications of some algal Polysaccharides in biotechnology. In M.D. Guiry & G. Blunden (Eds). *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. John Wiley & Sons: 219-257.
- Stanley, N. 1987. Production, properties and uses of carrageenan. In D.J. McHugh (Ed). *Production and utilization of products from commercial seaweeds*. FAO Workshop on production and utilization of marine algae. Quigdao, Rep. People's of China: 97-147.
- Stein, J.F. & C.A. Borden. 1984. Causative and beneficial algae in human disease conditions: a review. *Phycologia* 23: 485-501.
- Tanaka, Y. & J.F. Stara. 1979. Algal polysaccharides-their potential use to prevent chronic metal poisoning. In H.A.Hoppe, T. Levring & Y. Tanaka (Eds). *Marine algae in Pharmaceutical Science*. Walter de Gruyter, Berlin: 525-543.
- Tenscher, H. & R. Adler. 1985. *El suelo y su fertilidad*. 9na. impresión. CECOSA, 510 pp.
- Tseng, C.K. & C.F. Chang. 1984. Chinese seaweeds in herbal medicine. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 152-154.
- Tseng, C.K. & X.G. Fei. 1987. Macroalgal commercialization in the Orient. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 167-172.
- Tussenbroek van, B.I. 1989. Observations on branched *Macrocystis pyrifera* (L) Agardh (Laminariales, Phaeophyta) in the Falkland Islands. *Phycologia* 28: 169-180.
- Whitney, L.L. 1987. Macroalgal commercialization in the United States. *Proc. 12th Intl. Seaweed Symp.*: 183-188.
- Wildgoose, P.B.; G., Blunden; R.R., Brain; D.C., Williams. 1981. Effects of maerl in agriculture. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 754-759.
- Williams, D.C.; K.R. Brain; G. Blunden; P.B. Wildgoose & K. Jewers. 1981. Plant growth regulatory substances in commercial seaweed extracts. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 760-763.
- Yamamoto, I.; M. Takahashi; E.Tamura & H. Maruyama. 1982. Antitumor activity of crude extracts from edible marine algae against L-1210. *Bot. Mar.* 25: 455-457.
- Yamamoto, I; M. Takahashi; E.Tamura; H. Maruyama & H. Mori. 1984. Antitumor activity of edible marine algae: Effect of crude fucoidan fractions prepared from edible brown seaweeds against L-1210 leukemia. *Proc. 11th Intl. Seaweed Symp.*: 145-148.

Capítulo 2

Manejo de algas marinas comerciales

Krisler Alveal V.*

INTRODUCCION

Lograr normas precisas para el manejo de recursos algológicos, especialmente cuando cada una de las algas presenta biología y condiciones tan particulares de vida, es una tarea difícil. Pareciera ser más acertado establecer principios y normas de tipo general, aunque existen ciertas características biológicas y ecológicas de las algas que podrían ser consideradas en acciones de manejo y en reglamentaciones de control y de administración de estos recursos (Alveal *et al.* 1990).

Mucho de los géneros algales de la costa Argentina están también presentes en Chile, en donde han estado sometidos, desde hace años, a fuerte extracción. En este sentido proponemos una instancia de análisis de la situación chilena y al mismo tiempo planteamos acciones que permitan aproximarse a una mejor solución de manejo de estos recursos.

Es importante tener siempre presente que el comportamiento de las especies en el espacio y en el tiempo, tiene un sello estrictamente particular. Ello implica que poblaciones de una misma especie ubicadas en los extremos

(*) Departamento de Oceanografía, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Casilla 2407, Apartado 10, Concepción. Chile.

de sus rangos de distribución latitudinal, pueden responder de manera muy diferente a la presión de factores ambientales que aquellas poblaciones ubicadas en las áreas intermedias.

En una dimensión local, se puede asegurar que el comportamiento de una población puede llegar a ser diferente si crece en una o en otra ribera de una misma bahía. Sus densidades, sus períodos o intensidad reproductivas pueden variar notablemente y lo más importante, tratándose de especies de interés comercial, también sus períodos de máximas y mínimas biomásas, así como sus tasas de crecimiento.

Es deseable entonces, para lograr adecuadas normas de manejo, buscar y reunir información para cada especie, para cada localidad, para cada situación. El uso de recursos de un país deberá necesariamente estar regido por un marco político nacional, el cual contemplará no sólo las reglamentaciones para uso de poblaciones silvestres, sino también la posibilidad de utilizar recursos cultivados en sectores litorales, estuarinos o en ambientes dulceacuícolas, para los cuales deberán existir normas especiales de explotación.

Usar sectores en actividades de "cultivos" implica posibilidades de modificar negativamente los ambientes, impacto que necesariamente debe ser objeto de una adecuada predicción para evitar posteriormente acciones legales de quienes pueden ver afectados su entorno o sus actividades productivas en el área.

La producción de recursos en áreas cultivadas se acoge al concepto de pertenencia particular, no estando sujetas a las reglamentaciones que tienen las poblaciones silvestres.

Al respecto, el concepto "res nullis" (Chile) no otorga derechos sobre los recursos silvestres ni grado de pertenencia a persona o institución alguna. Toda persona natural o jurídica puede tener acceso a los recursos de vida libre o praderas naturales, de acuerdo a las reglamentaciones vigentes en el país.

LAS ALGAS RECURSO.

Las especies algales más importantes del cono sur de América pertenecen a los géneros:

- | | | |
|---------------------|-----------------------|----------------------|
| - <i>Gracilaria</i> | - <i>Gymnogongrus</i> | - <i>Macrocystis</i> |
| - <i>Iridaea</i> | - <i>Mastocarpus</i> | - <i>Durvillaea</i> |
| - <i>Porphyra</i> | - <i>Gelidium</i> | - <i>Lessonia</i> |
| - <i>Chondrus</i> | - <i>Gigartina</i> | |

Red Algas Marinas Chile, 1990.

En estos géneros se agrupan un total aproximado de 21 especies de importancia comercial. El conocimiento de ellas, en un marco general puede resumirse de la siguiente manera:

1.- Información biológica:

Se tiene conocimiento biológico, de la mayoría de las especies de importancia comercial, aunque la mayor información se centra en especies de los géneros *Gracilaria*, *Gelidium*, *Iridaea*, *Lessonia* y *Macrocystis*. Faltan estudios más completos en especies de *Porphyra*, *Chondrus*, *Gymnogongrus*, *Durvillaea*, *Gigartina* y *Mastocarpus*.

2.- Información ecológica:

En el campo ecológico el panorama es similar, ya que se han efectuado investigaciones en aquellos géneros de fuerte interés económico como *Gracilaria*, *Gelidium*, *Iridaea* y *Lessonia*. Los estudios apuntan, preferentemente, al aporte de información útil para el manejo de praderas, así como para desarrollarlas mediante cultivos.

3.- Información química:

Los estudios químicos han tenido un abanico amplio, existiendo estudios básicos en casi todas las algas de interés comercial. Las investigaciones de las especies productoras de ficocoloides han sido hechas en Argentina y en Chile, ya que el valor comercial de estas especies está basado en la calidad y tipo de los mucílagos producidos.

4.- Información tecnológica:

En esta área se ha puesto especial interés en estudios que han tendido a procurar métodos para el cultivo de *Gracilaria*. Hay aún poca información sobre metodologías para el cultivo de especies de *Gelidium*, *Iridaea*, *Lessonia* y *Porphyra*.

5.- Información social:

En la mayoría de las zonas costeras del mundo, existen sectores que

reunen condiciones apropiadas para desarrollar actividades productivas, específicamente sobre la base de cultivos. Hay sectores marinos o estuarinos que son utilizados eficientemente por empresas, por pescadores o por grupos interesados en este rubro.

Es recomendable, sino imprescindible, tener información completa de estas entidades en cuanto a su estructura, organización, actividades, infraestructura operacional, escolaridad, apoyo de sistemas de salud, previsión social, enseñanza, etc.

De igual manera, y en relación al número de interesados, debe existir un dimensionamiento de los recursos en explotación, sus cantidades, sistemas de extracción y de comercialización así como el número de personas que acceden al recurso. Es importante establecer los deberes y derechos de los asociados así como los beneficios económicos que se obtienen de estas actividades. Una proyección en el tiempo en relación al incremento de los asociados, debe ser parte fundamental del programa productivo.

COMPONENTES A CONSIDERAR EN EL MANEJO DE ALGAS

El objetivo central es tener una producción algal alta y sostenida en el tiempo, que derive en bienestar perdurable para las empresas y personal participante en la explotación de algas. Es necesario ponderar la influencia de varios factores en el sistema, los cuales adecuadamente manejados, permitirán aproximarse a eficientes modelos de explotación de estos recursos.

1.- Actividades Extractivas (Mariscadores, Pescadores Artesanales o Empresas)

Es el nivel que tiene acceso más expedito a la extracción de recursos marinos costeros y su comercialización diaria es el ingreso que les permite la subsistencia. Poblaciones de moluscos gasterópodos, bivalvos, crustáceos, equinodermos, peces, algas y ascidias son frecuentemente su pesca regular.

La intensa actividad extractiva en la costa se ha incrementado con nuevas tecnologías, como el buceo, que ha hecho más efectivo el acceso al mar, y por lo tanto, más drástico el impacto sobre las poblaciones submareales.

Diversos factores han contribuido al deterioro de los recursos algales, que en gran medida están directamente relacionados con el componente extractivo. Uno de los más destacables está en relación con la existencia de dos

o más agrupaciones en un sector, lo cual incentiva la extracción competitiva y desordenada, sin respeto por las normas ni las reglamentaciones de protección de los recursos. Esta situación termina siempre con estados desastrosos de las praderas.

La ausencia de adecuadas organizaciones sociales impide la extracción ordenada en las épocas apropiadas, no se logran buenas condiciones de comercialización ni buena distribución de los ingresos al interior de la comunidad. Todos estos factores negativos impiden el desarrollo social del grupo.

El pescador se ve enfrentado a una actividad nueva, de cultivador, actividad que exige responsabilidades diarias y permanentes. Por lo general no responde bien a estas faenas, prefiriendo su tradicional actitud de pescador o cazador de recursos y no la de "granjero" o cultivador del mar.

Es muy frecuente también la apropiación indebida de elementos de trabajo, de las especies cultivadas por particulares y empresas que incursionan con gran esfuerzo en la línea de cultivos marinos. Cuando ésto les sucede, se restringe el interés y entusiasmo por estas actividades productivas, esto les acontece a los pequeños empresarios, los cuales, por lo general, carecen de medios para aplicar medidas de resguardo y vigilancia.

La resistencia a la aplicación de nuevas técnicas es una actitud casi generalizada, pero poco a poco es aceptada cuando con ellas se logran beneficios claros y palpables.

2.- Actividades Económicas (Intermediarios, exportadores e industriales)

En el pasado, este nivel presionó por la compra de recursos del mar, aún cuando ellos estaban en fase de reposo invernal o de reproducción. Las extracciones de especies se efectuaron con el objeto de cumplir con compromisos comerciales, especialmente de exportación. Los efectos de esta actitud en los recursos marinos, han sido en muchos casos nefastos. Se ha llegado así a la destrucción total de praderas y de poblaciones de invertebrados marinos.

Como regla general se puede señalar que las mayores utilidades, en el uso de recursos algales, se encuentra en los niveles de exportación y de industrialización. Tradicionalmente el aporte de fondos, de estos niveles para efectuar investigación, ha sido escaso o nulo (salvo contadas excepciones). Se ha perdido con ello la posibilidad de lograr antecedentes biológicos y ecológicos históricos importantes para el manejo de estas pesquerías. Políticas gubernamentales

mentales de aportes de fondos compartidos, han permitido innovar en esta materia. Las empresas participan activamente, ya desde 1986 a la fecha, en proyectos de investigación orientados a la aplicación del conocimiento con fines productivos.

La integración de las actividades de investigación y económicas, tendrán indudablemente mutuas ventajas si ambas contribuyen a metas de interés común. El logro de información aplicable al área productiva, pasa necesariamente por el aporte de conocimiento básico o fundamental logrado por los científicos.

3.- Administración y Control (Instancia gubernamental)

En un inicio el organismo de administración y de control de recursos naturales en Chile, aplicó un reglamento muy sencillo para explotar las praderas. Mantuvo una veda permanente, exigiendo (generalmente de las Universidades o del Instituto de fomento Pesquero), un estudio de evaluación previo de la pradera a explotar para determinar así, las cantidades de alga que era aconsejable extraer. Las algas varadas podían ser recolectadas durante todo el año. Mediante este sistema las praderas se mantuvieron activas y productivas durante mucho tiempo. Cuando la presión de compra aumentó, las actividades clandestinas de extracción se incrementaron y debido a lo diversificado y extenso de los sectores productivos, fue imposible fiscalizarlas en forma eficiente. Este hecho, fue el inicio del deterioro productivo de los sectores.

Los recursos naturales silvestres no tienen pertenencia, son del Estado y consecuentemente nadie puede entregarlos a concesionarios particulares para su explotación. En muchos casos proceder en este sentido, bajo ciertas exigencias, es una buena forma de protección de los recursos.

La ley que regulaba la explotación de las algas con medidas de veda, fue dejada sin efecto y las praderas quedaron como bienes abiertos a la extracción, situación que llevó definitivamente a la catástrofe de estos recursos.

Al producirse la extracción total de *Gracilaria*, quedaron los fondos del mar sin algas. En estas circunstancias y no existiendo allí recursos que proteger, se procedió a otorgar, en los antiguos habitats de praderas, concesiones de esos sectores para efectuar cultivos. Esta situación continúa hasta la fecha y los centros de cultivo, especialmente aquellos destinados a *Gracilaria*, han mostrado incrementos productivos notables.

Sobre el rol de la instancia de control y administración de recursos en Chile puede señalarse que:

- Logró mantener las áreas productivas cuando aplicó normas de veda y de extracción.
- No logró proponer ni aplicar políticas de desarrollo para esta área de producción, ni estructuró un sistema ordenado de explotación de las praderas más importantes del país.
- Recientes disposiciones de la Ley de Pesca establecen claramente las vías para destinar fondos orientados al estudio y desarrollo de los recursos marinos, así como la obligación de estructurar Comités Científico-técnicos, colaboradores de las instancias de administración de las poblaciones marinas.

4.- Actividades Científico-Técnicas

Los investigadores centraron inicialmente los estudios en el conocimiento de los componentes algales desde un punto de vista taxonómico y distribucional. Los estudios biológicos y ecológicos datan de no más de 15 años.

Estudios orientados a lograr antecedentes sobre praderas productivas y montos de producción, fueron iniciados hace ya más de 20 años, por el Instituto de Fomento Pesquero, por la Universidad de Concepción y por la Universidad Católica de Chile.

Solamente en los últimos 10 - 12 años se dió comienzo a estudios experimentales en laboratorio, en estanques y en terreno, con el objetivo central de conocer la respuesta productiva de especies de interés económico. En este sentido no sólo se experimentó con macroalgas, sino también con microorganismos, con el objetivo de tener "alimento vivo" para actividades de cultivos de invertebrados marinos.

Al componente científico se le puede reclamar, sin embargo, posiciones poco definidas para proponer y defender principios de orden ecológico, económico y social, posiciones que posiblemente hubiesen sido claves para evitar los desastres ocurridos.

Con el objetivo de incrementar las áreas productivas, se procedió a estimular las actividades de trasplantes de biomasa algal hacia sectores geográficos lejanos sin valorar efectivamente los riesgos ecológicos de estas actividades. En el caso específico de *Gracilaria*, por habitar fondos blandos no colonizados por otras algas, el impacto de los trasplantes, desde un punto de vista ecológico ha sido escaso, pero es un proceso no evaluado científicamente.

Los científicos, interesados en los recursos naturales, han aportado conocimiento básico de ellos en las más diversas disciplinas. Sin embargo, es sabido que la aplicación del conocimiento en actividades productivas, es una de las vías para lograr desarrollo de los países. Mucha información básica, que no tiene perspectivas claras de aplicabilidad, no contribuye al bienestar social. En este sentido, no se procuró aplicar el conocimiento adquirido en procesos productivos ni se propusieron proyectos específicamente diseñados para tal efecto. Hoy son muy pocas las conclusiones logradas que pueden ser aplicadas al área productiva, porque los estudios no fueron planteados con tales objetivos.

Es importante destacar también que en muy contadas ocasiones fue posible aunar esfuerzos de grupos de investigadores para encarar, en forma integrada, estudios de los recursos algales. La tónica que prevaleció, fue la ejecución de estudios aislados. Posiblemente la escasa disponibilidad de fondos, haya sido el factor decisivo que impidió un accionar coordinado. Un Programa Nacional de estudios algales nunca fue propuesto. En 1990, la Red de Algas Marinas-Chile, logró integrar el accionar de cinco Universidades, procediendo en forma coordinada y sincronizada a evaluar en terreno los recursos algales litorales en la zona Norte, Centro y Centro Sur de Chile. Los resultados aparecieron publicados en un trabajo especial de la Red de Algas Marinas-Chile (1991).

Cabe destacar, sin embargo, que ha existido en Chile una fuerte producción científica sobre los más diversos tópicos: química, biología, cultivos experimentales y masivos, taxonomía, fisiología, distribución, ecología, evaluaciones, histología, desarrollo, bioquímica, genética, etc.

Es importante indicar, que las instancias de administración de fondos no mantienen una fuente de apoyo a nuevas líneas de investigación, líneas sobre las cuales aún no se tiene suficiente información y experiencia. Indudablemente que un refuerzo económico, puede significar campos nuevos de acción y de aplicación del conocimiento.

El conocimiento científico-técnico es un capital que ha probado ya su efectividad en el manejo, recuperación y estructuración de praderas, aportando información sobre reproducción, ciclos biológicos, ciclos de biomasa, cultivos y química de algas.

La investigación científica es el componente que procura perduración, expansión, desarrollo y estabilidad de los recursos naturales. Es una actividad proteccionista por excelencia, intenta y propone un accionar armónico entre recursos y componente extractivo.

Generalmente una actitud meramente extractiva, no considera como premisa la perduración de recursos, ni en el corto ni en el largo plazo. El impacto ecológico y protección ambiental, por lo general, sólo está en la mente de los investigadores y de los jóvenes. La sobrexplotación de recursos adquiere importancia, sólo cuando impacta al nivel extractivo y al nivel económico, componentes que utilizan las poblaciones naturales y que poco aportan a procesos de protección y manejo de ellas.

5.- Ciclos de vida

Las características de los ciclos biológicos de las algas, las cuales van asociadas a estrategias de crecimiento, reproducción y de perduración de las especies, aportan antecedentes importantes para planes de producción y manejo de algas recurso.

Se pueden identificar los siguientes tipos:

a.- Tipo 1: *Rhodophyta* con todas las fases vitales explotables. Fig. 1A

Modalidad presentada en algas rojas con ciclo de vida tipo *Polysiphonia*, es decir con plantas morfológicamente iguales que producen elementos sexuales, tetrasporas y carposporas.

Estas especies tienen mecanismos naturales de recuperación a la cosecha y funcionan bien si la explotación es moderada. Por ejemplo, *Gracilaria* se regenera bien por mecanismos vegetativos. *Iridaea*, en el disco de fijación mantiene actividad meristemática después que las láminas principales son cosechadas pudiendo regenerar posteriormente frondas nuevas (Romo & Alveal, 1979 y Romo *et al.*, 1985).

Se incluyen en este tipo, especies de los géneros *Gracilaria*, *Iridaea*, *Gigartina* y *Chondrus*.

b.- Tipo 2: *Rhodophyta* con fases gametofíticas explotables. Fig.1B

Estas tienen gametofitos macroscópicos con esporofitos costrosos o filamentosos microscópicos.

En este tipo se cosechan los talos factibles de extraer con la mano,

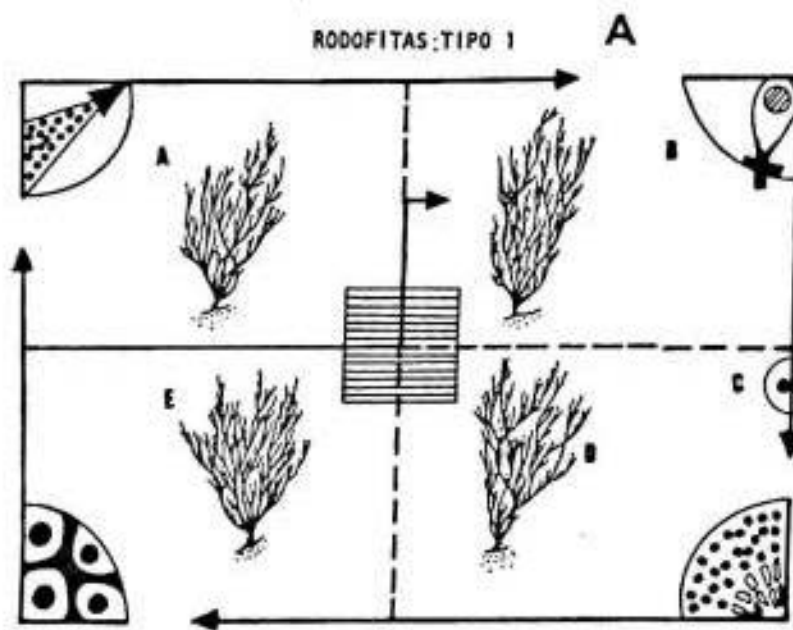
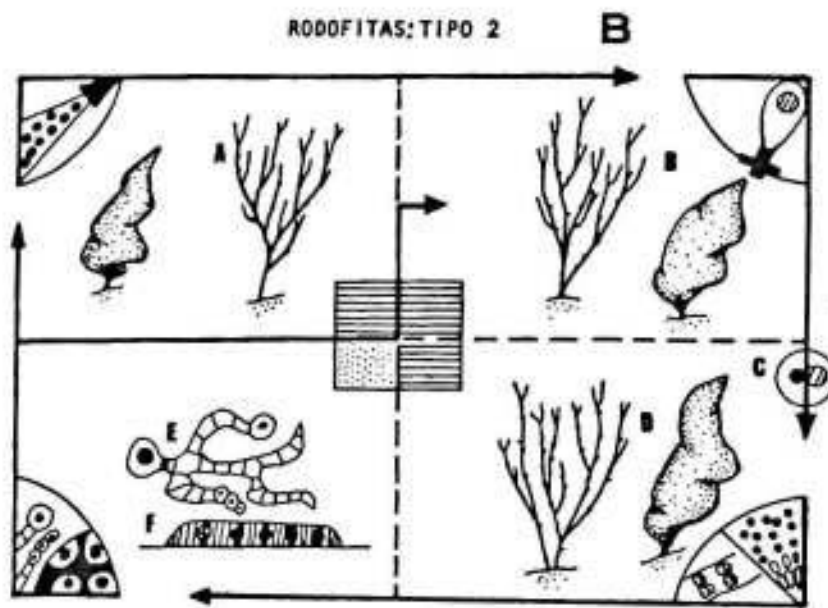


Fig. 1A. Ciclos biológicos.
 RODOFITAS: TIPO 1
 A y B = Gametofitos masculinos y femeninos
 C y D = Cigoto que producirá carposporofito sobre la planta femenina (cistocarpo)
 e = Tetrasporofito generado por las esporas del carposporofito



1B. RODOFITAS: TIPO 2

- A-B = Gametofitos masculinos y femeninos
- C = Cigoto
- D = Carposporofito (cistocarpo)
- E = Fase conchocelis (*Porphyra*)
- F = Fase de tetrasporofito crustoso (*Ahnfeltia*, *Gymnogongrus*...)

quedando a menudo remanentes y discos a partir de los cuales hay crecimientos de renuevos. La factibilidad de renovación de praderas está en la actividad reproductiva de fases microscópicas o costrosas que escapan a procesos de explotación.

En este tipo se incluyen especies de los géneros *Porphyra*, *Gymnogongrus*, *Ahnfeltia*, *Mastocarpus*.

c.- Tipo 3: *Phaeophyta* con esporofitos explotables. Fig. 2A

En este tipo se incluyen algas de los géneros *Macrocystis* y *Lessonia*. Los gametofitos se presentan como estados filamentosos microscópicos, siendo el esporofito la planta grande y explotable.

En el caso de *Macrocystis* de la zona sur, la explotación o corte se efectúa en el dosel del alga, procedimiento que facilita el crecimiento de renuevos y también de ejemplares juveniles que inician su desarrollo desde el sustrato. La poda efectuada en los niveles superiores, permite proteger las esporofilas ubicadas cerca del disco de fijación, las cuales permanecen siempre que la planta no sea arrancada desde la base.

En *Lessonia nigrescens* todas las frondas pueden ser fértiles, por lo que se ha propuesto explotar en mosaico el cinturón de *Lessonia*. Se promueve así la colonización y desarrollo de nuevos individuos en los lugares raleados a partir de los ejemplares fértiles dejados en el sector (Santelices, 1982, 1989).

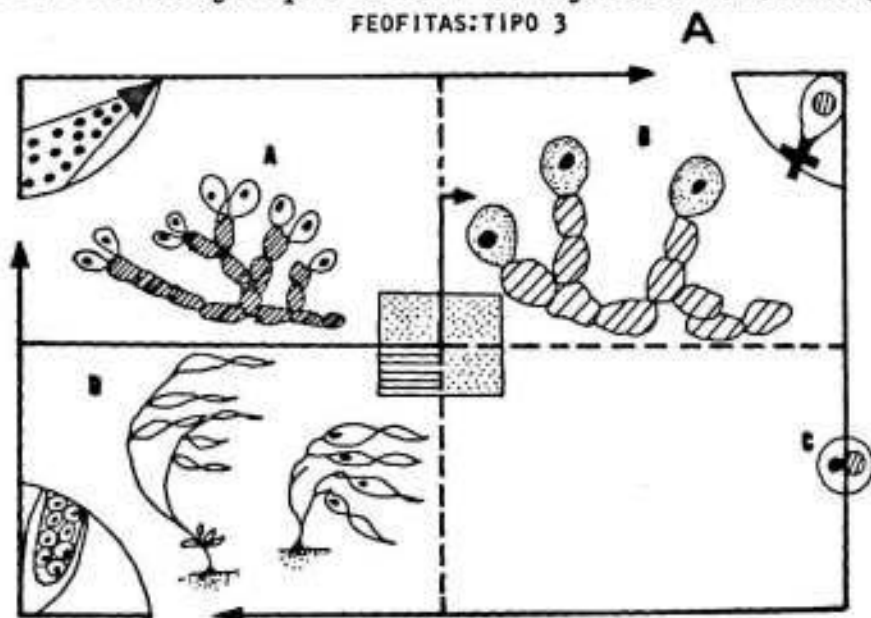
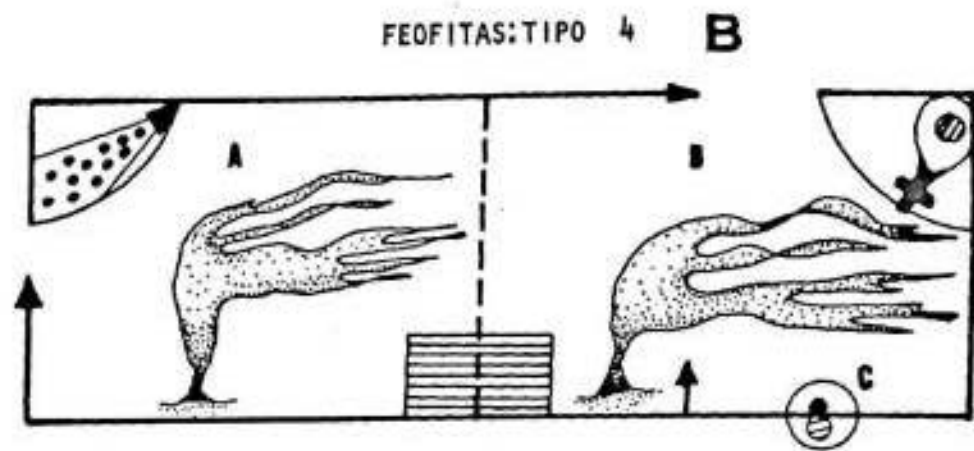


Fig. 2A Ciclos biológicos.
 FEOFITAS: TIPO 3
 A-B = Gametofitos masculinos y femeninos (microscópicos)
 C = Cigoto
 D = Esporofitos (plantas macroscópicas = *Macrocystis*, *Lessonia*...)



SIMBOLOS

	♂	MASCULINO		☉	COSTRA TETRASPOR.
	♀	FEMENINO			ESPOROFIT
		CISTOCARPO			COSECHA-BLE
		TETRASPORS			NO COSE-CHABLE
		FASE CON-CHOCELIS			ZIGOTO

Fig. 2B Ciclos biológicos. FEOFITAS: TIPO 4

A-B = Gametofitos masculinos y femeninos (plantas macroscópicas) *Durvillaea*.

d.- Tipo 4: Phaeophyta con gametofitos explotables. Fig. 2B

A este tipo pertenece *Durvillaea antarctica* cuyos gametofitos son plantas que tienen 5 o más metros de longitud. Sus sexos son separados.

En *Durvillaea antarctica* la fecundación originará plantas masculinas y femeninas, no tiene fase esporofítica (Buschmann et al., 1984).

En esta especie, ambos gametofitos son objeto de cosecha intensiva, por lo que es considerada como un recurso algológico con poca defensa a la presión de extracción. Si se extraen todas las plantas de un sector no existirán plantas reproductivas que aseguren una recolonización de la zona.

6.- Tipos o vías de bioproducción algal

Las algas presentan características biológicas grupales o específicas, las cuales, desde un punto de vista productivo, son información valiosa a integrar en acciones de manejo de estos recursos. Sus sistemas de crecimiento, reproducción y regeneración, una vez conocidos, deben ser considerados en los procedimientos de manejo, de cosecha y de explotación.

Se han identificado diversas vías o tipos de bioproducción algal mediante los cuales se incrementa el número de ejemplares, así como la biomasa de las especies. Influencia de factores bióticos y abióticos pueden determinar balances positivos o negativos en la producción de algas recurso. Los impactos antropogénicos pueden llegar a ser factores negativos importantes. Se caracterizan los tipos de bioproducción mediante las especies algales más representativas.

a.- Bioproducción Tipo *Gracilaria*

Reproducción. Fig. 3: Mediante gametas, tetrasporas y carposporas; sus mecanismos reproductivos suelen ser poco efectivos en la generación de nueva biomasa, o de nuevos individuos en los ambientes naturales, en atención a que no logran fijarse en sustratos móviles como en arena o en fango, ambientes en donde se propagan mediante mecanismos vegetativos.

Los mecanismos de reproducción pueden ser eficientemente manipulados para crear nuevos individuos y biomásas productivas.

Crecimiento: Crece mediante tejidos apical y difuso, existentes en los ejes principales, en las ramas y proliferaciones.

Regeneración: Mecanismo mediante el cual se generan nuevos talos de los ejes y ramificaciones.

Propagación y Cobertura Fig. 4: Mantiene efectivamente un sistema de propagación vegetativa y puede colonizar ambientes mediante repoblación lateral por mecanismos pseudoestoloníferos, llegando a cubrir densamente los sustratos blandos.

Duración de las Plantas: Edad de las plantas, aún no determinada, pero

superior a 2 ó 3 años. Las plantas experimentan envejecimiento, perdiéndose paulatinamente la vitalidad para regenerar biomasa, especialmente al podarse los ápices de crecimiento en épocas sucesivas. Porciones enterradas en arena han logrado sobrevivir más de 9 meses.

Efectos de valores climáticos: Primavera y verano son épocas apropiadas para generación de biomasa en ambientes de clima templado. Temperatura, iluminación, nutrientes y niveles de salinidad apropiados (20 - 33‰) son factores importantes en los procesos bioproductivos.

Biodecremento de *Gracilaria*

- Las podas naturales determinadas por marejadas, temporales, pestes y depredación son importantes factores que afectan los stocks de las praderas.

- Impactos por procesos naturales como corrientes con características abióticas anormales, modificaciones del nivel y naturaleza del sustrato arenoso, así como fenómenos telúricos, afectan notoriamente el estado de las áreas productivas.

- La competencia por espacio, herbivoría, epifitismo con especies de *Ulva*, *Polysiphonia*, *Ceramium*, *Desmarestia*, *Gaimardia* y mitílidos pueden llegar a causar verdaderos desastres en la producción. Destacables son también los efectos causados por la contaminación por actividad humana.

- Los efectos climáticos más drásticos ocurren en otoño e invierno, lo que unido al envejecimiento natural de las plantas, contribuye a disminuir la producción algal. Fig. 4.

Explotación y Manejo del Tipo *Gracilaria*

- Las extracciones deben efectuarse durante el período de incremento natural de la pradera, aunque es recomendable, aprovechar la biomasa desprendida en forma natural.

- Al extraer biomasa se recomienda proceder a entresacar frondas más bien que a efectuar cortes con cuchillo o a mano en los niveles basales. Dejar talos enteros permite la regeneración a lo largo de todos los ejes.

- Nunca deben alterarse las porciones enterradas del alga, ya que su desprendimiento significará la disminución de la densidad de plantas en la zona. Es la alteración más drástica que se puede infringir a las praderas.

- En algunas áreas geográficas pueden existir condiciones para

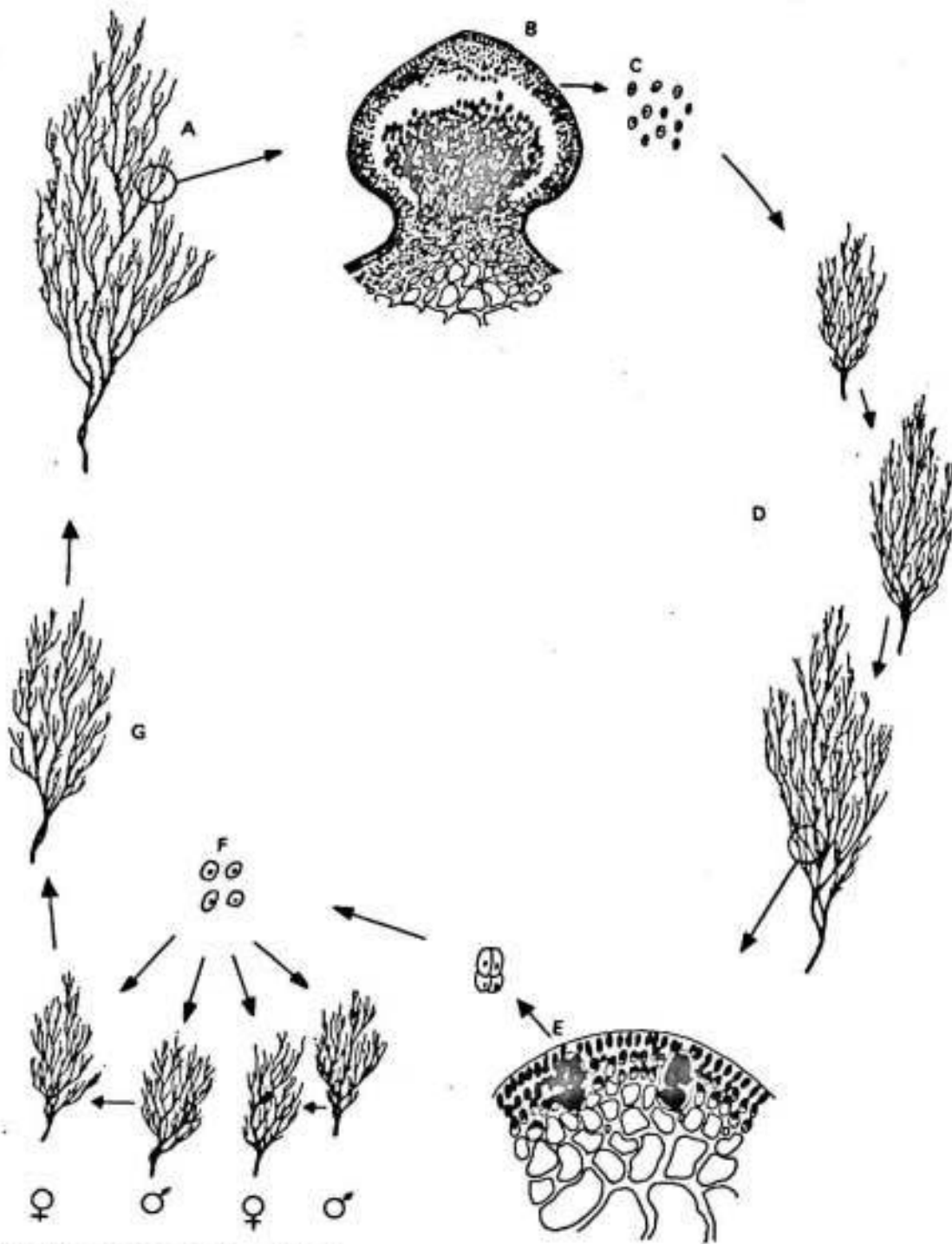


Fig. 3. Ciclo Biológico de *Gracilaria*

A-B-C = *Gracilaria* con cistocarpos y liberación de esporas

D = Generación y crecimiento de un tetrasporofito

E-F = Planta tetraspórica liberando esporas para dar origen a plantas masculinas y femeninas

G = Crecimiento de una planta femenina que originará cistocarpos

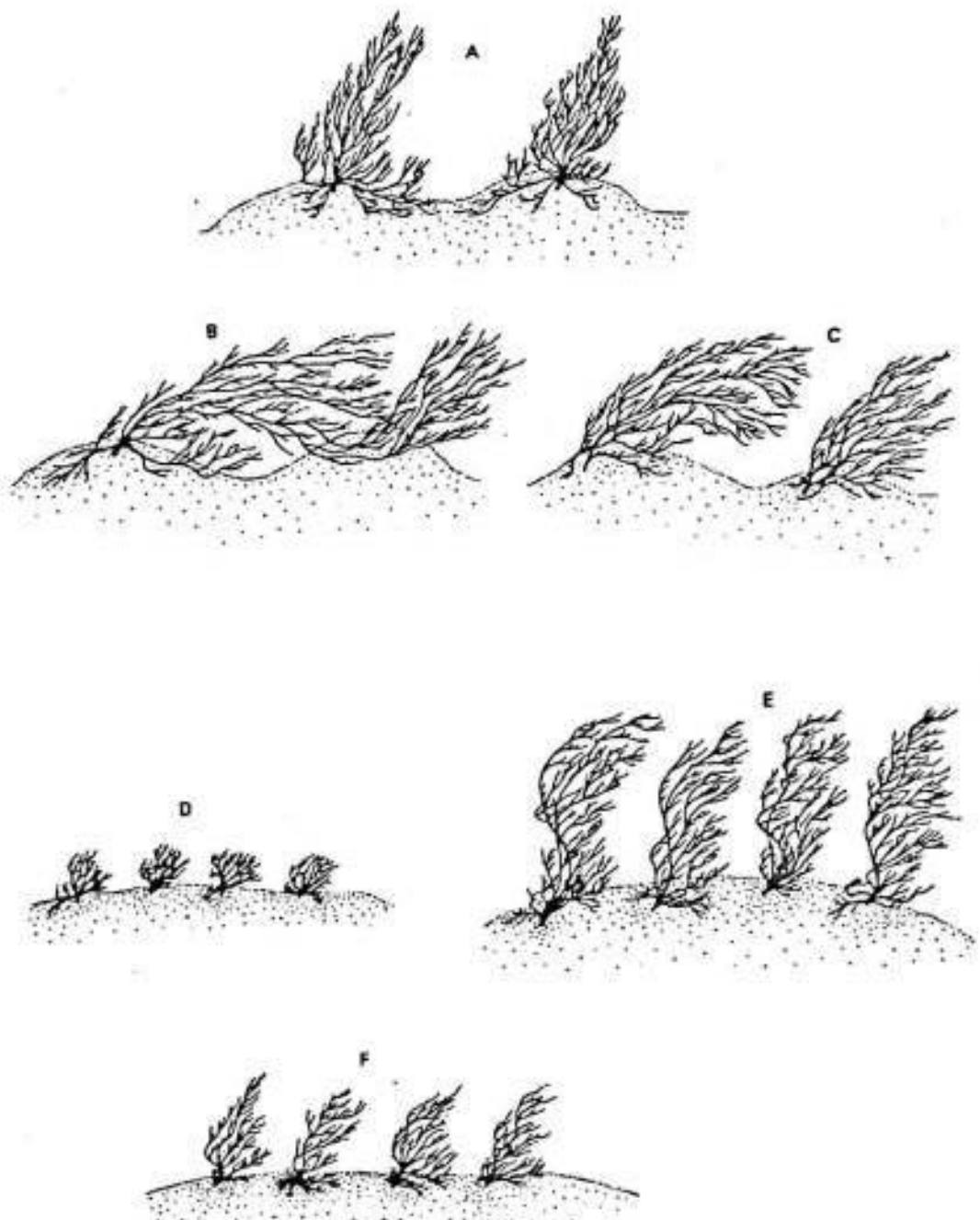


Fig. 4 A = Estado de las plantas de *Gracilaria* en situación normal.
 B = Frondas de *Gracilaria* aplastadas sobre el sustrato por efecto de corrientes y recubrimientos de las frondas por arena iniciando una propagación lateral pseudoestolonífera.
 C = Estructuración de una nueva planta como resultado del proceso iniciado en B.
 D = Situación de una pradera de *Gracilaria* durante el receso invernal
 E = Situación de la pradera de *Gracilaria* en primavera-verano lista para ser cosechada
 F = Estado de la pradera post-cosecha

bioproducción durante todo el año, generalmente asociadas a buenas condiciones de temperatura, luz y ausencia de oleaje. En este caso, las extracciones pueden ser más regulares y frecuentes.

- Las extracciones, tanto en praderas naturales como cultivadas, deben efectuarse usando métodos y herramientas comprobadamente no destructivas.

- El manejo de este tipo de recursos incluye obligadamente actividades de replantación y de cultivos. El conocimiento de factores que actúan negativa y positivamente debe estar bien acotado con el objeto de estimular los factores positivos y disminuir y burlar los efectos negativos.

- El conocimiento de la calidad de los ficocoloides producidos, es actualmente la base fundamental para una exitosa producción y comercialización del alga. Deben acentuarse las investigaciones biológicas, ecológicas o tecnológicas para optimizar la consecución de mucílagos de calidad.

A este modelo bioproduutivo, se asimilan: *Gracilaria chilensis*, *Gracilaria verrucosa*, *Neogardhiella (Sarcodiotheca) gaudichaudii*

b.- Bioproducción *Iridaea*

Reproducción: Mediante gametas, tetrasporas y carposporas. Pueden manipularse estos elementos para la producción de biomasa. Todos los elementos de reproducción funcionan eficientemente en la naturaleza.

Crecimiento: Mediante tejido de crecimiento difuso y generalizado en todas las zonas de las frondas.

Regeneración Preferentemente en las partes basales del alga y en el disco de fijación al sustrato el cual mantiene meristemas activos, generadores de nuevas láminas.

Propagación y Cobertura: Puede formar amplias praderas sublitorales y cinturones intermareales. Propagación sólo por esporas (tetrasporas y carposporas).

Duración de las Frondas: Estas duran sólo una temporada y crecen hasta que las láminas están totalmente fértiles y maduras. Las láminas maduras se desprenden, flotan, se desintegran en el agua o en las playas en donde se acumulan y se pudren.

Porciones basales pueden durar más de un año y el disco basal puede generar nuevas frondas.

Biodecremento del Tipo *Iridaea*

- La biomasa del tipo *Iridaea* experimenta disminuciones por efecto de marejadas costeras, por predación, por impactos de corrientes marinas de características anormales en la zona y por desecación.

- La competencia por espacio y sustrato con otras especies de los grupos Rhodymeniales, Gigartinales, Laminariales y organismos costrosos que cubren las rocas, ha demostrado ser un factor efectivo de disminución de biomasa algal o de crecimiento de nuevas plantas. Condiciones climáticas en estaciones desfavorables, contaminación y envejecimiento natural de las plantas, así como extracciones con fines de comercialización y desprendimientos por oleaje, son factores que actúan drásticamente sobre los stocks de estas algas.

Explotación del Tipo *Iridaea*

- Con el objeto de proteger a estos recursos se recomienda la extracción a mano de las algas dejando los discos de fijación en el sustrato. Se debe evitar raspar las rocas con cualquier tipo de herramienta cortante, ya que con ello se alteran y se destruyen los discos de fijación, que tienen porciones potencialmente productivas.

- Deben utilizarse las plantas varadas naturalmente y aplicarse métodos de siembra de esporas en las áreas productivas. Puede intentarse además la repoblación de sectores poniendo sustratos nuevos en el área, facilitando así la fijación de esporas y generación de nuevas láminas (Romo *et al.* 1985).

Se asimilan a este modelo las siguientes especies: *Iridaea laminarioides*, *Iridaea ciliata*, *Iridaea chordata*, *Iridaea membranacea*, *Gigartina chamissoi*, *Gigartina skottsbergii*, *Gelidium* spp.

c.- Bioproducción Tipo *Porphyra*

Reproducción: Presenta un eficiente sistema de reproducción por esporas y gametas. La fase gametofítica es laminar, macroscópica y explotable con fines de alimentación.

La fase esporofítica, es filamentosa y microscópica. Todo el sistema reproductivo puede ser (teóricamente) manipulado para estructurar cultivos comerciales.

Crecimiento: Es apical en sus etapas iniciales y también difuso en su etapa adulta.

Regeneración: Proceso comprobado en forma experimental por Santelices & Avila (1986). Posiblemente la destrucción de partes de la fronda permite actividad de crecimiento y regeneración desde porciones vecinas y basales del talo.

Propagación y Cobertura Puede cubrir niveles intermareales rocosos, es más abundante en plataformas rocosas bajas afectadas por oleaje. Forma cinturones discontinuos en el ambiente intermareal. Tiene propagación por esporas (carposporas) generadas en la fase laminar y conchosporas generadas en la fase conchocelis, Romo & Navarrete (1988).

Duración de las Plantas: La duración de los talos de *Porphyra* es generalmente, estacional o anual. Nuevas poblaciones aparecen periódicamente cada año, a fines de otoño e inicios de primavera. (Matamala *et al.* 1985).

Biodecremento de las Poblaciones

- El desprendimiento de la fronda por marejadas es una de las causas de decremento poblacional. La disgregación paulatina de los talos es otro proceso generalizado, como producto de un estado de sequedad casi total en los niveles altos del intermareal, en horas de emersión prolongada y en períodos de mucho calor. Las frondas pueden disgregarse por oleaje o por actividad de reproducción en las zonas periféricas de las láminas.

- Destrucción por efecto de corrientes ecuatoriales (El Niño) por procesos de contaminación o por impactos antropogénicos en general.

- Decremento por influencias climáticas normales (estaciones de otoño e invierno). Es probable que las frondas puedan crecer y aumentar su biomasa en los meses de verano, pero desecación y temperatura disminuirían su producción. Niveles invadidos por arena afectarían notoriamente la supervivencia de esta alga (Santelices & Avila, 1986).

Explotación y Manejo:

- Existe en general producción durante todo el año, preferentemente en primavera y verano. Extracción a mano directamente desde las rocas, recogiendo toda la fronda.

- No se ha incursionado en el cultivo artificial en países latinoamericanos,

técnica desarrollada en países orientales desde hace siglos con excelentes resultados. Se usa en alimentación humana.

Se asimilan a este modelo *Porphyra columbina* y especies de *Ulva* (parcialmente).

d.-Bioproducción Tipo *Gymnogongrus*

Reproducción: Mediante carposporas, monosporas y tetrasporas.

Crecimiento: Mediante tejido de crecimiento apical y difuso.

Regeneración: Parcial o nula.

Propagación y Cobertura: Puede formar cinturones discontinuos en la zona inter-mareal inferior, presenta coberturas bastante homogéneas en niveles submareales. Se observan ejemplares aislados en zona intermareal y en pozas. Estados tetraspóricos costrosos crecen sobre sustrato rocoso.

Propagación por esporas.

Duración de las Platas: Los talos son anuales, pero los discos basales pueden perdurar más tiempo. La generación de plantas nuevas es un proceso anual.

Efectos de Factores Climáticos: Primavera y verano son estaciones que permiten un claro crecimiento de las praderas en climas templados y fríos.

Biodecremento del Tipo *Gymnogongrus*

- Se producen podas naturales por efecto de marejadas y temporales especialmente en los meses invernales. Disminuye su abundancia por recubrimiento del sustrato rocoso por arena.

- Hay decremento de biomasa por competencia con otras especies, por contaminación de las áreas de crecimiento y descenso de las cantidades en los meses de otoño-invierno.

- La extracción masiva, con fines de comercialización, es el factor más importante que afecta a la biomasa algal.

Explotación y Manejo del Tipo *Gymnogongrus*

- Se recomienda la extracción a mano de los especímenes. No utilizar instrumentos cortantes ni raspar el sustrato. Deben dejarse los discos basales para procesos de regeneración posterior.

- Deben recolectarse las algas varadas naturalmente.

- No deben alterarse los sustratos rocosos que presentan costras de tipo marrón o rojo oscuro, ya que pueden ser la fase costrosa de estas poblaciones y portadoras de tetrasporangios, como lo han señalado Avila & Alveal (1987) para el caso de *Mastocarpus*.

Se asimilan a este modelo las especies de los géneros *Gymnogongrus*, *Ahnfeltia* y *Mastocarpus*.

e.- Bioproducción Tipo *Lessonia* - *Macrocystis*

Reproducción: Mediante esporas y/o gametas, elementos factibles de manipular para efectuar cultivos y repoblamiento de nuevas áreas.

Crecimiento: Por actividad principal de un meristema ubicado en la base de las láminas, el cual genera tejidos nuevos, desplazando el tejido viejo hacia la parte terminal de las láminas, en donde va experimentando destrucción paulatina.

Regeneración: Puede haber regeneración de nuevas láminas, con sus respectivos estipes, a partir del disco basal.

Propagación y Cobertura: Forma un cinturón continuo en el litoral rocoso expuesto al oleaje,. Otras especies pueden formar praderas extensas o pequeños núcleos productivos en ambientes submareales. Propagación por gametas y esporas.

Duración de las Plantas Superior a un año.

Biodecremento de la pradera

- Se producen podas naturales ocasionadas por marejadas y temporales en la costa, los que generalmente desprenden ejemplares completos desde el

disco. Hay disminución de adherencia al sustrato, por acción de crustáceos, poliquetos y moluscos que deterioran las partes basales del alga, facilitando su desprendimiento por el oleaje.

- Hay decremento de biomasa por efectos de contaminación y por envejecimiento natural de los ejemplares. Los efectos más drásticos, se producen por influencia de corrientes ecuatoriales, caracterizadas por altas temperaturas y bajos contenidos de oxígeno, condiciones que afectan notablemente la abundancia de estas poblaciones.

Explotación y manejo

- Las extracciones pueden efectuarse durante todo el año, pero es aconsejable aprovechar la biomasa desprendida en forma natural. Las podas se efectúan sobre los estipes y láminas. Se ha aconsejado también la extracción completa de los ejemplares, incluyendo el disco. Las normas de manejo recomiendan la cosecha en mosaico (Santelices, 1982) removiendo 8 de cada 12 plantas para permitir recolonización mediante elementos de reproducción generados por los ejemplares dejados en el sector.

Se asimilan a este modelo, las especies *Lessonia nigrescens*, *Lessonia trabeculata*, *Macrocystis pyrifera*, *Macrocystis integrifolia* y posiblemente *Durvillaea antarctica*.

7.- El Juego Biótico-Abiótico

Como se indicó anteriormente los factores a considerar en el manejo de los recursos algales son muchos y variados. En las Figs. 5, 6 y 7 se ha tratado de ejemplificar la respuesta biológica de las algas a la influencia de algunos factores bióticos y abióticos.

Los procesos de incremento y decremento que un recurso experimenta en el tiempo, pueden estar determinados, por ejemplo, por influencia de la temperatura (Fig. 5 A). Este factor a lo largo del año fluctúa estacionalmente, teniendo marcados efectos en la talla de los ejemplares, en la densidad poblacional, en la proliferación de ramificaciones y en la reproducción. Estos procesos son determinantes de los cambios que experimenta la biomasa algal (Fig. 5 C).

Complementariamente a la influencia que ejerce la temperatura sobre procesos de incremento y decremento de biomasa, la distribución de la luz a

lo largo del año es también causante principal en los procesos productivos, Fig. 5 B. Praderas que en épocas favorables pueden generar 100 o más toneladas de alga fresca al mes, sólo presentan biomásas totales de 7 toneladas de alga húmeda en meses de menor intensidad lumínica.

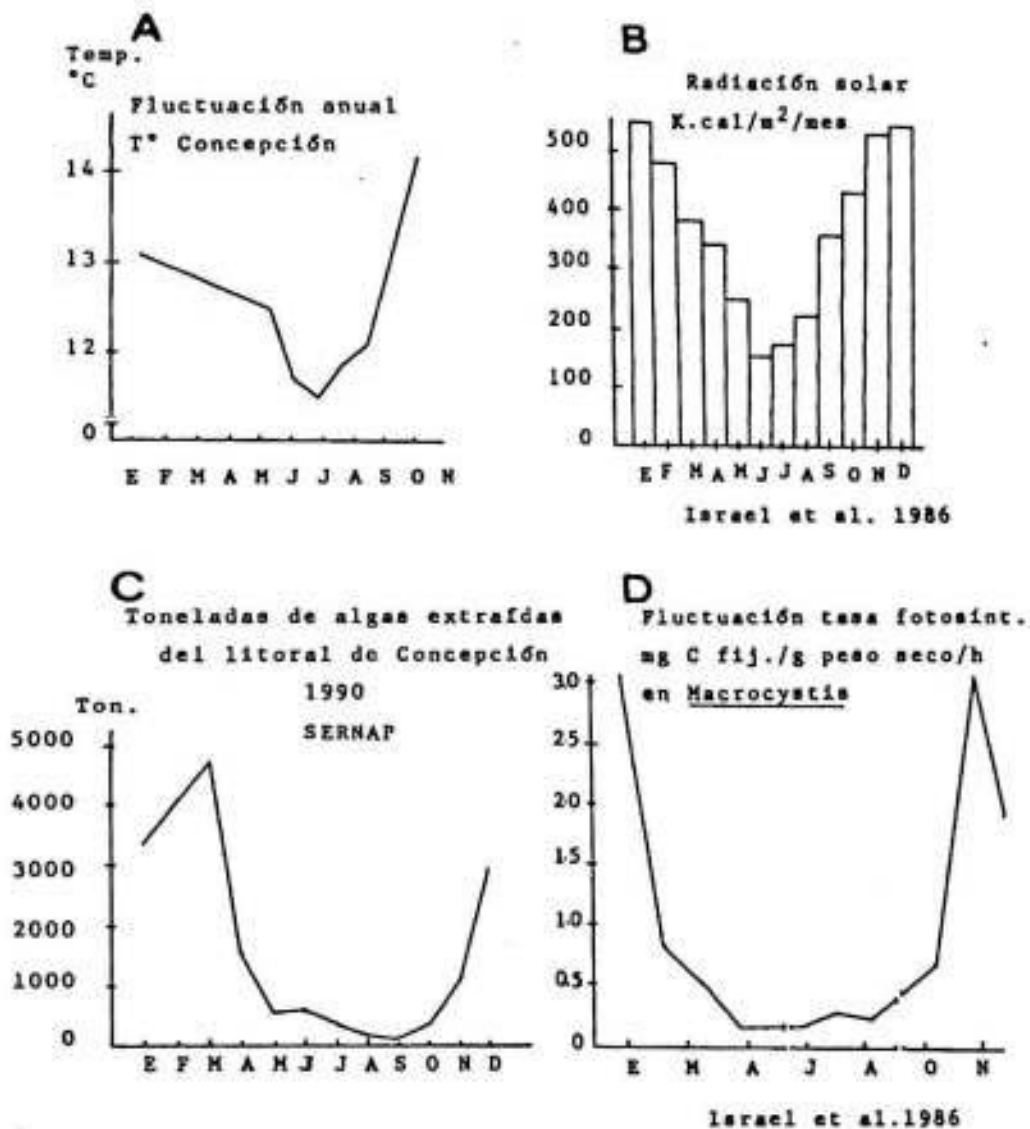


Fig. 5. Influencia de factores abióticos en las características biológicas de las algas:
 A = Fluctuación anual de la temperatura en Concepción
 B = Fluctuación anual de la radiación solar en el área de Concepción
 C = Explotación de las algas marinas en el litoral de Concepción. Toneladas de alga húmeda extraídas mensualmente
 D = Fluctuación anual de la tasa fotosintética de *Macrocystis*

La producción algal restringida solamente a una época del año debe estar perfectamente valorada por los productores. Sin embargo este ejemplo no es válido para todos los recursos ni para todos los lugares geográficos. Un mismo recurso en ambientes estuarinos puede tener rendimientos productivos en invierno, mientras que la producción en sectores marinos de la misma área puede estar en declinación.

En lugares de aguas más cálidas, hay producción durante todo el año con descensos leves de ella en las épocas invernales. Un acertado conocimiento de la potencialidad del lugar, dará las bases para la real proyección de empresas relacionadas con la explotación de algas.

Para efectuar plantación en profundidad debe realizarse una detenida evaluación de la penetración de la luz y del comportamiento del alga, en cada uno de los niveles y a lo largo del año. En la costa se producen generalmente fluctuaciones de la transparencia del agua derivadas de la abundancia de plancton, de material en suspensión aportado por los ríos, por corriente de surgencias, por bravezas de costa y oleaje y por material algológico flotante. La fuerte absorción de luz en los primeros metros, se ve aumentada por efecto de los factores enumerados, lo cual redundará finalmente en bajos valores de fotosíntesis en los niveles más profundos, con el consiguiente descenso en la productividad algal.

Específicamente en *Macrocystis*, se han encontrado valores altos de clorofila-a en noviembre y en febrero y valores bajos en los meses de otoño e invierno. Ello señala que esta población tiene un sólo período productivo fuerte restringido a 4 meses, desde noviembre a febrero, reafirmando la hipótesis de que la permanencia de estas poblaciones en el área de Concepción es marcadamente anual, Fig. 5D, Israel *et al.* (1986).

En las Figs. 6A y 6B se señala el descenso de la cantidad de luz en función de la profundidad y el incremento diario de los talos de *Gracilaria* implantados a 7, 8 ó 9 metros de profundidad. Plantaciones hechas en niveles con deficiencia de luz, sin haber efectuado ensayos previos para determinar sus posibilidades reales de crecimiento, tuvieron resultados negativos.

La riqueza en nutrientes de las aguas es otro importante factor de producción, ya que posibilita la generación de tejidos nuevos y por lo tanto, contribuye al crecimiento y aumento de biomasa algal. En la Fig. 6C se indican las fluctuaciones de nitratos que concuerdan con el correspondiente crecimiento diario del alga *Laminaria*. (Mann, 1982).

Las algas tienen la posibilidad de acumular sustancias nitrogenadas en

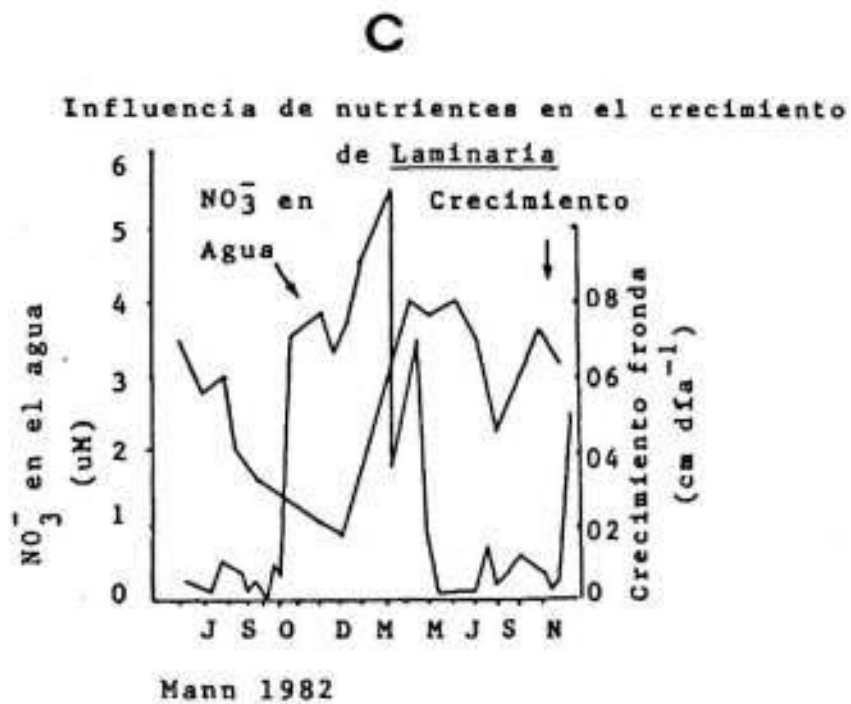
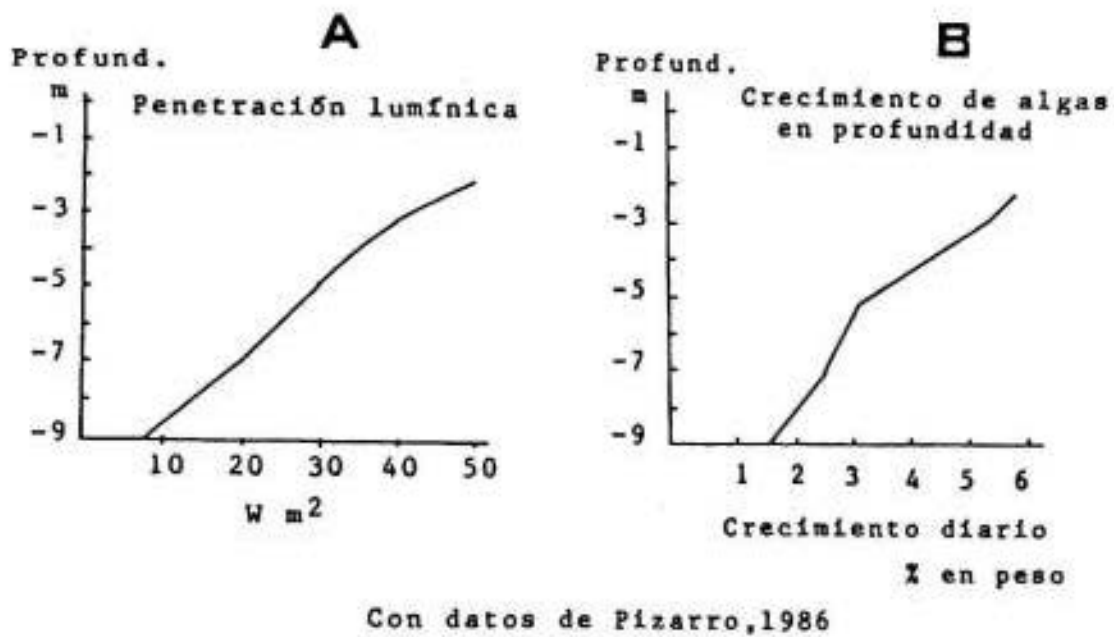


Fig. 6. Influencia de luz y nutrientes en el crecimiento de algas
 A: Penetración diferencial de la luz hasta 9 m de profundidad
 B: Porcentaje de crecimiento de algas a diferentes profundidades
 C: Crecimiento de *Laminaria* de acuerdo a las diferentes cantidades de nutrientes en el agua de mar

sus tejidos y redistribuirlas posteriormente desde sus estructuras de almacenamiento. Este proceso facilita el uso de nutrientes y recambio de agua en sistemas cerrados o semicerrados, en donde pueden cultivarse especies de interés económico. Se han efectuado también experimentos en praderas naturales, adicionando nutrientes mediante método de liberación lenta para asegurar un buen rendimiento en la producción de biomasa algal.

El estado fisiológico de las algas y específicamente la composición cuali y cuantitativa de los pigmentos en los diversos grupos, es condición importante para la función de los procesos de fotosíntesis y por ende de buenos rendimientos productivos.

El comportamiento fotosintético de *M. pyrifera* en la zona de Concepción, con tasas fotosintéticas mínimas en períodos invernales, concuerda plenamente con las fluctuaciones de biomasa de estas poblaciones a lo largo del año. Este comportamiento contrasta fuertemente con el que tienen poblaciones de la misma especie en altas latitudes, en donde se observa permanencia de la pradera durante todo el año, aunque con tasas de fotosíntesis y crecimiento disminuído en los meses invernales.

El crecimiento de esta alga está basado en un proceso explosivo en el período de mayor insolación, posiblemente con el objeto de alcanzar las tallas adecuadas y lograr una rápida maduración de sus estructuras reproductivas (Israel *et al.*, 1986).

Hay factores que estimulan claramente el desarrollo algal, y hay también factores que inducen respuestas negativas en los recursos. La interferencia de algunas especies algales del género *Desmarestia*, suele provocar disminución manifiesta de *Gracilaria* en meses en los cuales cabría esperar fuerte producción. En este caso específico, *Desmarestia* crea un ambiente ácido directamente sobre la superficie de *Gracilaria*, ya que sus frondas crecen mezcladas con la rodofita, Fig. 7A. (Romo & Alveal, 1979).

Una interferencia similar ocurre con epibiontes de *Gracilaria*, los más comunes son especies de *Ceramium*, *Polysiphonia*, *Giffordia*, *Ectocarpus*, *Ulva*, e incluso Bryozoa, en un proceso que se inicia a fines de invierno y principios de primavera para repuntar drásticamente en septiembre-noviembre, Fig. 7B.

En ambas situaciones el resultado es el mismo, ya que grandes cantidades de *Gracilaria* se deterioran, con bajas significativas en la producción. En estos casos se procede a cosechar el alga, en el momento en que la pradera tiene poca cantidad de interferentes. Es aconsejable, sin embargo, efectuar pre-

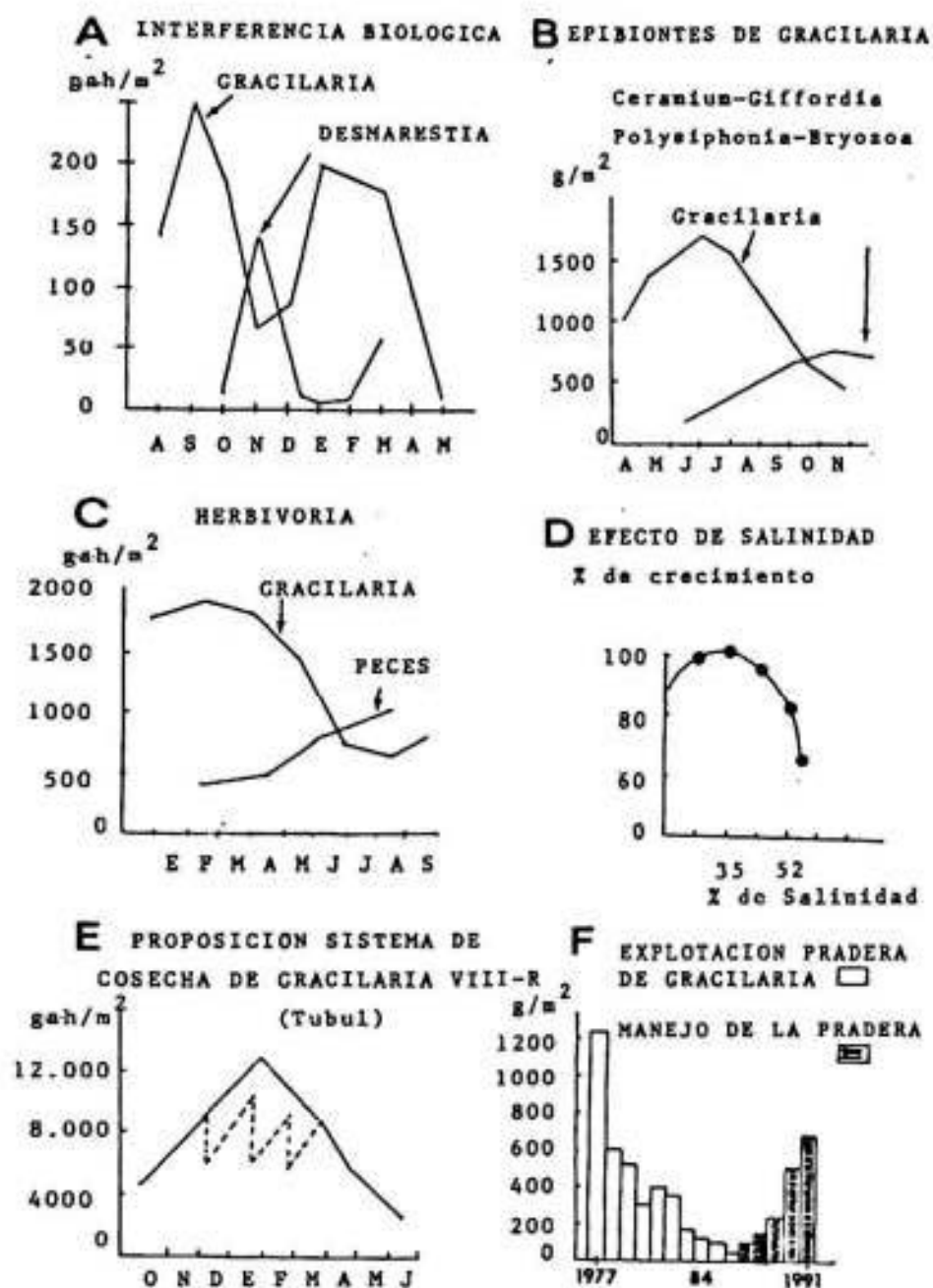


Fig. 7. Comportamiento algal bajo el efecto de diferentes factores ambientales y biológicos
 A: Fluctuaciones de la biomasa de *Gracilaria* por interferencia del alga *Desmarestia*.
 B: Efecto de diferentes epibiontes en la biomasa de *Gracilaria*
 C: Herbivoría de peces sobre biomasa de *Gracilaria*
 D: Comportamiento del crecimiento algal a diferentes salinidades
 E: Respuesta a procesos de cosecha de una pradera de *Gracilaria*
 F: Deterioro de una pradera de *Gracilaria* por sobreexplotación. Proceso de recuperación mediante manejo adecuado de ella.

viamente ensayos y experimentos para determinar con mayor precisión cómo responde el recurso ante este procedimiento. En ocasiones, la extracción del recurso dañado, deja a la pradera con escasa biomasa, con poca densidad y longitud de talos y en tales condiciones es dable esperar también proliferación exhuberante de los mismos interferentes o de otras plagas del sector.

La acción de pastoreo de especies de moluscos, crustáceos y peces puede tener también efectos negativos importantes en la biomasa y reclutamiento algal. Sobre el tema se han efectuado muchos estudios para determinar el rol de pastoreadores en las áreas intermareales, efectos demostrados mediante experimentos de adición y exclusión de herbívoros. La acción de erizos en la disminución de praderas de algas rojas y pardas y en forma especial sobre las praderas de *Macrocystis*, ha demostrado la importancia de la herbivoría como regulador de poblaciones.

Procesos iniciales de plantación de *Gracilaria* para colonizar áreas nuevas en regiones geográficas distantes del punto de origen de esta alga, se han visto fuertemente perjudicados por acción de peces en el lugar de plantación al disponer ahora de un nuevo ítem alimentario, Fig. 7C. En ambos casos las soluciones deben buscarse mediante experimentación, excluyendo los herbívoros cuando éstos tienen tallas grandes y son factibles de una manipulación manual. Se les puede ofrecer ítems alimentarios alternativos, estableciendo barreras biológicas con especies de mayor talla o barreras artificiales que simulen algas y que impidan su desplazamiento por el área. En algunos casos el uso de sonidos puede llegar a ser una buena alternativa para evitar actividad de peces, de aves o de mamíferos.

En áreas estuarinas, las variaciones de salinidad tienen naturalmente efectos negativos en muchas de las funciones de las especies marinas. Respiración, fotosíntesis, crecimiento, se verán afectados, especialmente si los valores de salinidad bajan de 10 a 15‰, Fig. 7D. Influencia permanente de agua dulce en los lugares estuarinos durante los meses invernales, debilita sensiblemente los talos de *Gracilaria*, tornándolos quebradizos y destruibles. Quedan entonces en estos meses reducidos solamente a las porciones basales y subterráneas. Esto ocurre especialmente en sectores costeros en donde las barras de los ríos suelen cerrarse, formando lagunas afectadas fuertemente por el aporte de agua dulce del río. Lo mismo sucede en sectores estuarinos de poca profundidad en los cuales la capa de agua superficial, de baja salinidad, afecta los lugares durante bajamar y pleamar. Lugares estuarinos más profundos mantienen, en los niveles de fondo, valores altos de salinidad casi en forma permanente.

La recuperación de las plantas sujetas a estas condiciones, se efectúa por influencia de las pleamares periódicas o en las épocas en que las precipitaciones y aportes de agua dulce merman marcadamente.

El cuidado de praderas productivas implica también el uso de herramientas no destructivas, una adecuada planificación de las cosechas, tener cuidados y vigilancia permanentes y reunir periódicamente antecedentes científico-técnico.

La adecuada planificación de las cosechas implica conocimiento de sus ciclos de producción, con el objeto de realizar las extracciones en los períodos de incremento de biomasa (Fig. 7E). No obstante se debe dejar una cantidad remanente para el período invernal que asegurará el despegue de la pradera en el próximo período productivo.

Praderas de *Gracilaria* sobreexplotadas en el curso de varios años, lograron ser recuperadas mediante actividades de replantación, cuidados y buena programación de las cosechas, Fig. 7F.

El manejo de estos recursos incluye finalmente la selección de cepas de buen rendimiento en biomasa y con buena calidad de mucílagos.

Recomendaciones Finales

- Se recomienda realizar estudios para conocer los compuestos químicos de cada una de las especies algales, para lo cual es importante contar con una correcta identificación de las especies. Determinar tipo, calidad y producción de ficocoloides y sus variaciones a lo largo del año, así como conocer la calidad de los ficocoloides producidos en las diferentes praderas de una misma especie, a lo largo del país.

- Efectuar cultivos experimentales y pilotos con diferentes métodos y en diferentes condiciones a fin de dimensionar costos y producción en cada uno de los casos.

- Ensayar metodologías para la obtención de nuevos productos de algas marinas así como impulsar estudios tendientes a diversificar su uso en rubros como: alimentación humana, alimentación de animales, como abonos y en medicina.

- Establecer si existe a nivel nacional e internacional demanda por recursos con características particulares y mantener un seguimiento de esta información. Establecer las posibles fluctuaciones de precios de algas producidas en diferentes regiones del país y determinar cuáles son las causas.

- Intentar la industrialización nacional de los recursos algales más bien que proceder a la mera exportación de materia prima, para lograr así valor agregado más conveniente.

- Promover y apoyar económicamente los estudios orientados a la producción, cultivo, manejo, experimentación y prospección de recursos algales. Un recurso fuerte hoy, puede declinar en importancia mañana. Deberán existir entonces recursos de reemplazo para aminorar catástrofes económicas y sociales. La perduración de estos recursos y de sus ambientes naturales es fruto del juego biótico y abiótico y del impacto que el hombre pueda efectuar en ellos.

- Identificar la existencia de núcleos productivos fuertes en sectores de las praderas ya que allí, ambiente y componentes bióticos funcionan en armonía. La interpretación de estas situaciones y su posible generalización al resto del sistema, deberá ser la meta más importante para lograr adecuado manejo de estos recursos.

- En suma se puede indicar que una correcta actividad de manejo, implica con toda razón una ACTITUD ETICA permanente en el uso total del entorno, cuidarlo adecuadamente no sólo para uso personal, sino también para otros componentes de la comunidad.

- Una actitud ética con el recurso significa armonizar con él antes de que tenga valor económico y con mayor razón, cuando ya puede ser utilizado en beneficio personal o para un grupo de personas. Deberá haber una actitud ética en la metodología a utilizar en su extracción, en su tratamiento posterior y en los destinos de los beneficios económicos que se logren con su comercialización. El apoyo a la educación, salud, previsión social, recreación y aportes para lograr nuevos conocimientos, deben estar considerados en sistemas serios de manejo.

- Es importante tomar conciencia al respecto, ya que no sólo el hombre está usando esas poblaciones sino que hay otros componentes del ecosistema que se acercan a las praderas en busca de refugio, como habitats de postura o buscando alimento.

- El manejo adecuado de los recursos naturales implica entonces: ordenar la casa para que todos puedan vivir en ella y de ella, en forma limpia y digna, perpetuándola así, para la subsistencia de otras generaciones sobre el planeta.

BIBLIOGRAFIA

- Alveal, K.; H. Romo; A. Candia; M. Edding; E. Fonck & P. Rivera. 1990. Análisis de la explotación y manejo de los recursos algológicos en Chile. In A. Arrizaga. (Ed). *Pesca artesanal, hacia un desarrollo costero integrado*. Talcahuano-Chile.
- Avila, M. & K. Alveal. 1987. Ciclo de vida de *Mastocarpus papillatus* en el área de Concepción, Chile (Petrocelidaceae, Rhodophyta). *Investigaciones Pesqueras Chile* 34: 129-138.
- Buschmann, A.; K. Alveal & H. Romo. 1984. Biología de *Durvillaea antarctica* (Phaeophyta, Durvilleales) en Chile centro sur. Morfología y Reproducción. *Memorias de la Asociación Latinoamericana de Acuicultura* 5: 399-406.
- Israel, A.; H. Romo; K. Alveal & S. Andrade. 1986. Variación anual del contenido en clorofila a y carotenos totales en macroalgas bentónicas de Chile Central. In C.E. Bicudo, C. Texeira y J.G. Tundisi (Eds.). *Algas: A Energia do Amanha*. 73-78pp.
- Mann, K.H. 1982. *Ecology of Coastal Waters; a systems approach*. Blackwell Scientific Publications, Oxford 322 pp.
- Matamala, M.; E. Martínez; I. Etchepare & H. Romo. 1985. Observaciones en terreno y estudios "in vitro" de la fase Conchocelis de *Porphyra columbina* Montagne (Rhodophyta). *Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, Chile*. 56: 207-212.
- Pizarro, A. 1986. Conocimiento actual y avances recientes sobre el manejo y cultivo de *Gracilaria* en Chile. *Monografías Biológicas* 4: 63-96.
- Red Algas Marinas Chile. 1990. *Guía de Algas Marinas Chilenas de Importancia económica*. Red Algas Marinas-Chile. Ed. Concepción, Chile.
- Red Algas Marinas Chile. 1991. *Situación de Desarrollo y Explotación de los Recursos Algales de Chile*. Red Algas Marinas Chile. Ed. Concepción, Chile.
- Romo, H. & K. Alveal. 1979. Estudios poblacionales de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Papenfuss en Isla de los Reyes, Bahía Concepción, Chile. *Ciencia y Tecnología del Mar CONA, Valparaíso* 4: 15-26.
- Romo, H.; A. Pizarro & M. Muñoz. 1985. Manejo de *Iridaea* sp. y la factibilidad de incremento en ambiente natural. *Informe Serplac*, Concepción, Chile.
- Romo, H. & S. Nvarrete. 1988. Conchocelis de *Porphyra columbina* (Rhodophyta,

Bangiaceae): Estudios "in vitro" sobre escape a la herbivoría y observaciones de terreno sobre su abundancia. In K. Alveal V. (Ed.). I Congreso Latinoamericano de Ficología Marina y III Symposium sobre Algas Marinas Chilenas. *Gayana Bot.* 45 (1-4): 391-399.

Santelices, B. 1982. Bases Biológicas para el manejo de *Lessonia nigrescens* en Chile central. Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago. . *Monografías Biológicas*, 2: 135-250

Santelices, B. & M. Avila. 1986. Bases biológicas para maximizar cosecha de "luche" (*Porphyra columbina* Montagne) en Chile Central. In R. Westermeier (Ed.) *Actas II Congreso sobre Algas Marinas Chilenas*. Universidad Austral de Chile. 201 pp.

Santelices, B. 1989. *Algas Marinas de Chile. Distribución, Ecología, Utilización y Diversidad*. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago 399 pp.

OTRA LITERATURA RECOMENDADA

Alveal, L. 1986. Fragilidad y estrategia de perduración de *Gracilaria*. *Estudios Oceanológicos*, Universidad de Antofagasta, Chile 5: 27-58.

Castilla, J.C. & R.H. Bustamante. 1989. Human exclusion from rocky intertidal of Las Cruces, Central Chile: effects on *Durvillaea antarctica* (Phaeophyta Durvillaeales). *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 50: 203-214.

Jara, H.F. & C.A. Moreno. 1984. Herbivory and structure in a mid-littoral rocky community: a case in southern Chile. *Ecology* 65: 28-38.

Moreno, C.A. 1986. Un resumen de las consecuencias ecológicas de la exclusión del hombre en la zona intermareal de Mehuín-Chile. *Estudios Oceanológicos*, Universidad de Antofagasta, Chile 5:59-66

Poblete, A. & I. Inostroza. 1987. Management of a *Gracilaria* natural bed in Lenga, Chile. A case study. *Hidrobiología* 151/152: 307-311.

Santelices, B. & M.S. Doty. 1989. A Review of *Gracilaria* farming. *Aquaculture* 78: 95-133.

Westermeier, R. 1991. Explotación de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Papenfuss en los estuarios de los ríos Maullín y Quenuir, X Región y antecedentes para un manejo racional. *Medio Ambiente* 4: 90-94.

Sección 2

Química de ficocoloides

Capítulo 3

Hidratos de Carbono

María Cecilia Rodríguez y Alberto S. Cerezo*

INTRODUCCION

Antes de encarar la descripción de las estructuras de los polisacáridos de origen algal, conviene recordar someramente algunos conceptos básicos sobre la estructura de los monosacáridos, de tal forma que el estudio de las macromoléculas complejas resulte más comprensible. Hay que tener en cuenta que el rol biológico de los polisacáridos depende de la estructura tridimensional de sus moléculas y que ésta, a su vez, es la resultante de la estructura primaria, es decir de la conformación, configuración y secuencia de los monómeros constituyentes.

CONFIGURACION Y CONFORMACION DE LOS MONOSACÁRIDOS

Los hidratos de carbono son polihidroxialdehidos y polihidroxicetonas o derivados de los mismos. Se clasifican tradicionalmente en tres grandes grupos: monosacáridos, oligosacáridos y polisacáridos.

Los monosacáridos (aldosas o cetosas, dependiendo si el carbono

(*) Departamento de Química Orgánica, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires, Pabellón 2 Ciudad Universitaria, 1428 Buenos Aires, Argentina.

carbonílico corresponde a un aldehído o cetona, respectivamente) suelen clasificarse de acuerdo al número de carbonos en hexosas, pentosas, etc., cada una de las cuales comprende varios estereoisómeros ópticos con la misma fórmula molecular pero diferente ordenamiento tridimensional de los sustituyentes de sus respectivos átomos. El número de átomos de carbono asimétricos (carbono con cuatro sustituyentes distintos) determina el número de estereoisómeros ópticos posibles. Dos estereoisómeros ópticos pueden ser imágenes especulares (enantiómeros) o no (diastereoisómeros).

Los monosacáridos pueden clasificarse de acuerdo a la configuración del carbono quiral más alejado del C-1, como miembros de la serie D o L (Fig. 1). Estas series se establecieron tomando como referencia el C-2 del gliceraldehído; en una proyección de Fischer, el D-gliceraldehído tiene el oxhidrilo del C-2 a la derecha y el L-gliceraldehído a la izquierda. Consecuentemente, un monosacárido pertenece a la serie D si el grupo OH del carbono quiral más

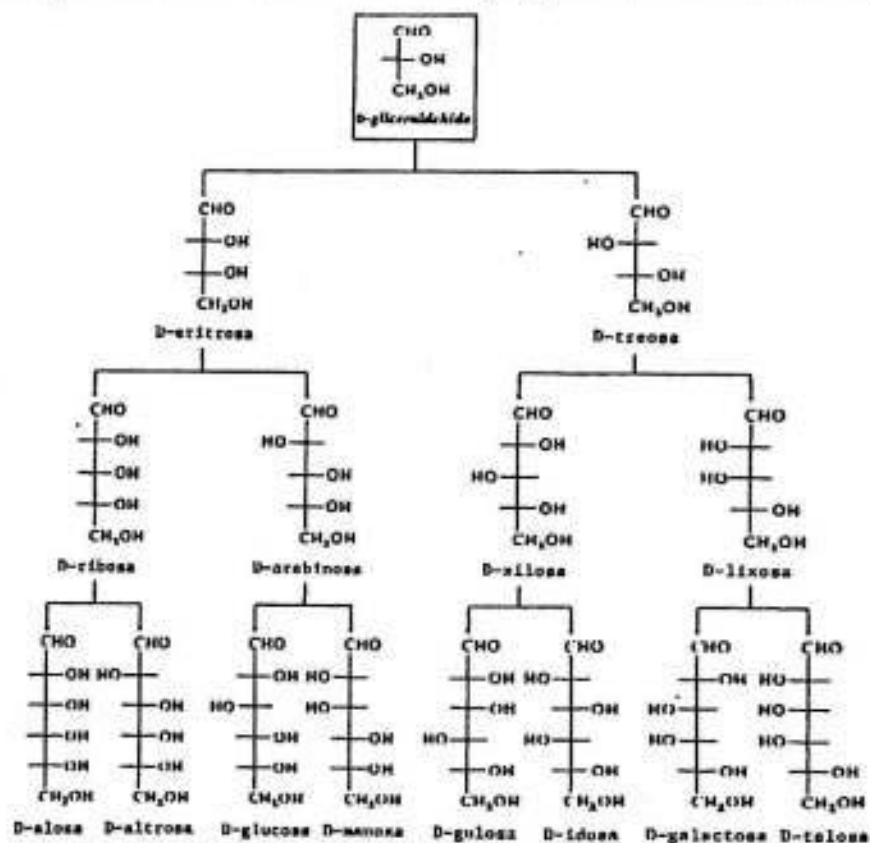


Fig. 1: Las aldosas de la serie D

alejado al C-1 está a la derecha de su proyección de Fischer y a la serie L si está a la izquierda (Fig. 1). Así, los miembros de las series D y L de un mismo monosacárido serán enantiómeros. Casi todos los carbohidratos naturales son miembros de la serie D, excepto ramnosa, fucosa y arabinosa; ocasionalmente la galactosa también existe en la forma L-.

En el caso de diastereoisómeros, se habla de epímeros si dos monosacáridos difieren en la configuración de un solo carbono quiral. Para hidratos de carbono, el término epímeros se reserva para los que varían en la configuración del C-2 (por ejemplo glucosa y manosa, Fig. 1).

Los monosacáridos usualmente se encuentran formando ciclos, siendo el oxígeno uno de los átomos del anillo y carbono los restantes. Los átomos del anillo pueden ser siete (heptanosas), seis (piranosas) o cinco (furanosas).

La formación de un anillo produce un nuevo carbono asimétrico y ocasiona la aparición de dos diastereoisómeros que diferirán en la configuración del C-1 en las aldosas y del C-2 en las cetosas. El átomo de carbono carbonílico de cualquier monosacárido que se convierte en quiral por el proceso de ciclación se denomina carbono anomérico. Los diastereoisómeros originados por formación del ciclo se llaman anómeros α y β . Se denomina anómero α a aquel en el que la configuración de C-1 es igual a la configuración del carbono que determina la serie y anómero β al que difiere entre las configuraciones del C-1 y la del carbono quiral que determina la serie. En la serie D, en las fórmulas de Haworth, el OH del carbono anomérico se proyecta hacia abajo del plano del anillo en el anómero α y hacia arriba en el β . En la serie L, ocurre lo inverso (Fig. 2).

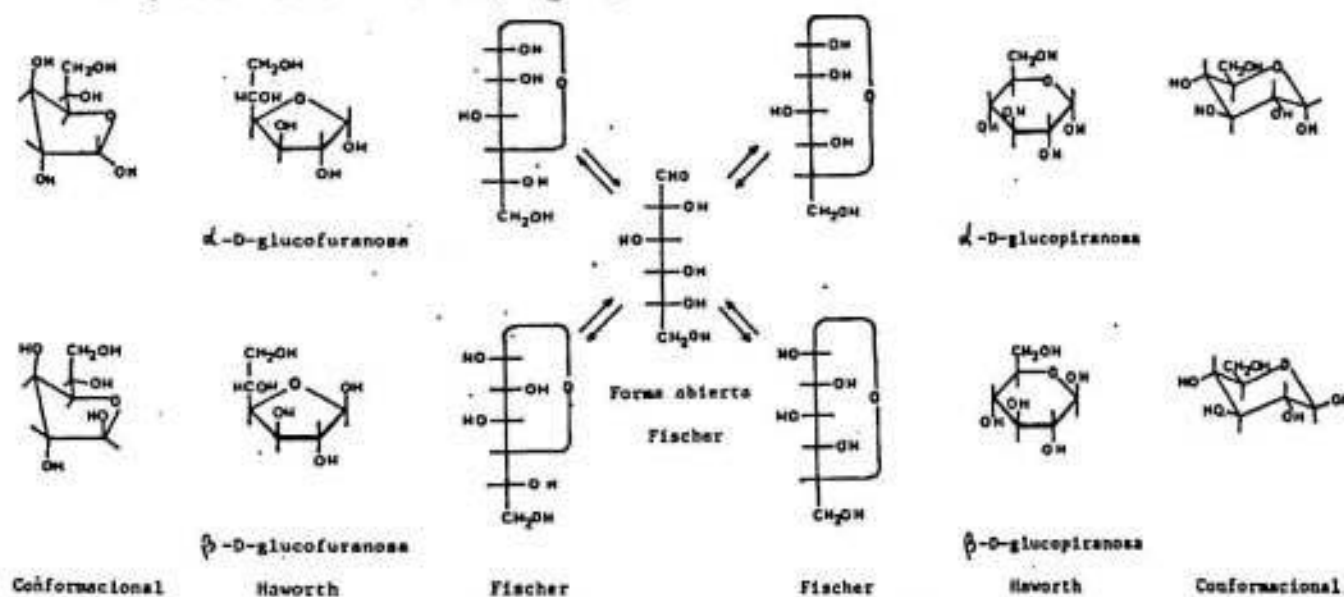


Fig. 2: Distintas representaciones de la α -D- y β -D- glucosa

Existen distintas formas de representar los anillos (Fig. 2). Las fórmulas planas de Haworth no constituyen un sistema correcto para representar un anillo de piranosa, si bien son bastante adecuadas para el caso de los anillos más planos de furanosa. Recordemos que los ángulos de enlace tanto del carbono como del oxígeno son prácticamente tetraédricos. Es sencillo comprobar en modelos moleculares que para mantener la estructura plana del anillo deben tensionarse los ángulos de enlace. Esto lleva a un incremento de la energía interna de la molécula, por lo cual las conformaciones libres de dicha tensión se verán favorecidas. Estas conformaciones no son planas sino que adoptan para las piranosas, la forma silla (C) y raramente la forma bote (B) (Fig. 3A). Las pentosas y algunas hexosas que existen con anillos furanósicos tienen básicamente dos conformaciones posibles: sobre (E), que es la más común y torcida (T), la menos frecuente (Fig. 3B).

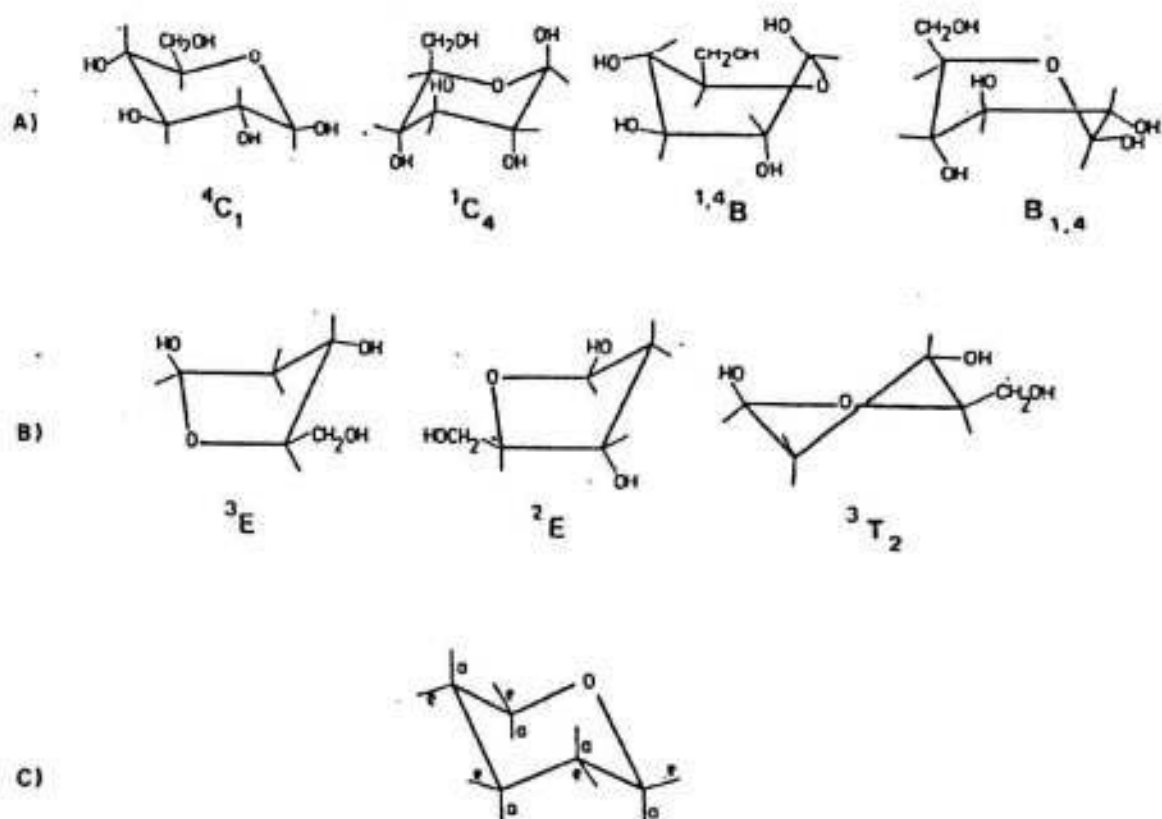


Fig. 3: Algunas de las posibles conformaciones de la A) β -D-glucopiranososa y B) 2-desoxi- β -D-ribosa; c) enlaces ecuatoriales (e) y axiales (a) en la conformación silla.

La figura 3A muestra que existen dos posibles conformaciones silla. Para definir la posición relativa de los C-1 y C-4 con respecto al plano descrito por el átomo de oxígeno y los C-2, C-3 y C-5, se utiliza la nomenclatura siguiente: 4C_1 , si el C-4 está por encima del plano y el C-1 por debajo del mismo y 1C_4 , si ocurre a la inversa (poniendo al ciclo con numeración en sentido horario hacia arriba).

Se puede observar también que en la conformación silla todos los sustituyentes se encuentran alternados, mientras que en la bote los sustituyentes de los C-2 y C-3 están eclipsados. La repulsión entre los mismos aumenta notablemente la energía interna de la molécula. La energía interna de las formas bote también aumenta notablemente porque la geometría espacial de esta conformación acerca los sustituyentes de los C-1 y C-4 a una distancia menor que la de mayor acercamiento normal.

Es conveniente distinguir entre los dos tipos de enlace que ocurren en estas conformaciones: aquéllos que se proyectan aproximadamente en el plano del anillo y hacia afuera (ecuatoriales) y los que se dirigen hacia arriba o hacia abajo (axiales) (Fig. 3C). Cada átomo de carbono del anillo porta un enlace axial y otro ecuatorial. En las formas silla la interferencia es mucho menor entre los sustituyentes ecuatoriales que entre los axiales y por ende estarán favorecidas aquellas conformaciones en las que los sustituyentes de menor tamaño (hidrógeno) ocupen la posición axial. Por ejemplo, para la β -D-glucopiranososa, la conformación 4C_1 tiene la menor energía interna, ya que todos los sustituyentes están alternados y las posiciones axiales están ocupadas únicamente por átomos de hidrógeno (Fig. 3A). Cualquier cambio hacia otra conformación introducirá un aumento de la energía interna de la molécula, ya sea por la existencia de grupos de mayor volumen en las posiciones axiales (por ej., 1C_4) o por eclipsamiento de los sustituyentes (conformaciones bote).

A diferencia del cambio de conformación, que sólo implica rotaciones, la transformación de un isómero a otro requiere de la ruptura y formación de enlaces. Como la ruptura de enlaces químicos generalmente requiere una energía mucho mayor, la interconversión de isómeros será mucho más difícil que el cambio de conformaciones. Existe, sin embargo, interconversión espontánea entre los anómeros (isómeros de C-1) (Fig. 4A). Esta propiedad diferencia al C-1 de los demás carbonos del anillo de un azúcar. Las anomerizaciones pueden ocurrir en soluciones a temperatura ambiente, especialmente si se añaden pequeñas cantidades de álcali o ácido. De hecho, es muy difícil mantener un azúcar en una única configuración de C-1, excepto

que se encuentre en estado cristalino. Esta interconversión, que incluye cambios en el tamaño del anillo, se conoce como mutarrotación. En el interior de las células las anomerizaciones están catalizadas enzimáticamente.

Como mencionáramos anteriormente, el carbono anomérico es el carbono carbonílico. Este grupo funcional le otorga al C-1 de las aldosas propiedades diferentes de los restantes átomos de carbono con grupos oxhidrilo. Por ejemplo, el grupo OH del C-1 puede ser reemplazado reversiblemente por grupos OR en los glicósidos, donde R puede tener una variedad de estructuras alternativas (Fig. 4B).

Para los glicósidos los cambios de tamaño de anillo o las anomerizaciones se pueden obtener en el laboratorio calentando en presencia de ácido (Fig. 4E). Estas interconversiones sólo ocurren en las células en forma enzimática. Condiciones similares se utilizan para desplazar el equilibrio entre la forma azúcar libre y el glicósido. Las conversiones de los grupos OH de otro carbono distinto del C-1 en OR son mucho más difíciles y requieren reactivos especiales, por ejemplo en las reacciones de eterificación como la metilación (Fig. 4C). Finalmente cualquier cambio configuracional en un carbono distinto del C-1 requiere condiciones tan violentas que generalmente causan la destrucción del carbohidrato (Fig. 4D).

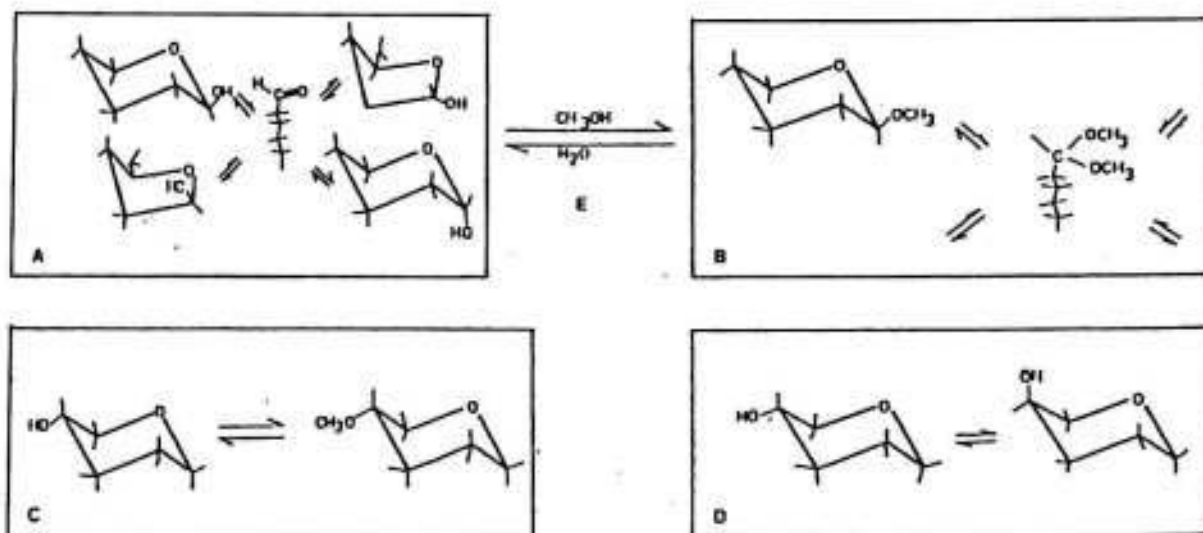


Fig. 4: Distintas reacciones de isomerización de azúcares: A) mutarrotación; B) anomerización - isomerización de anillo; C) eterificación / de-eterificación; D) inversión configuracional; E) formación e hidrólisis del glicósido.

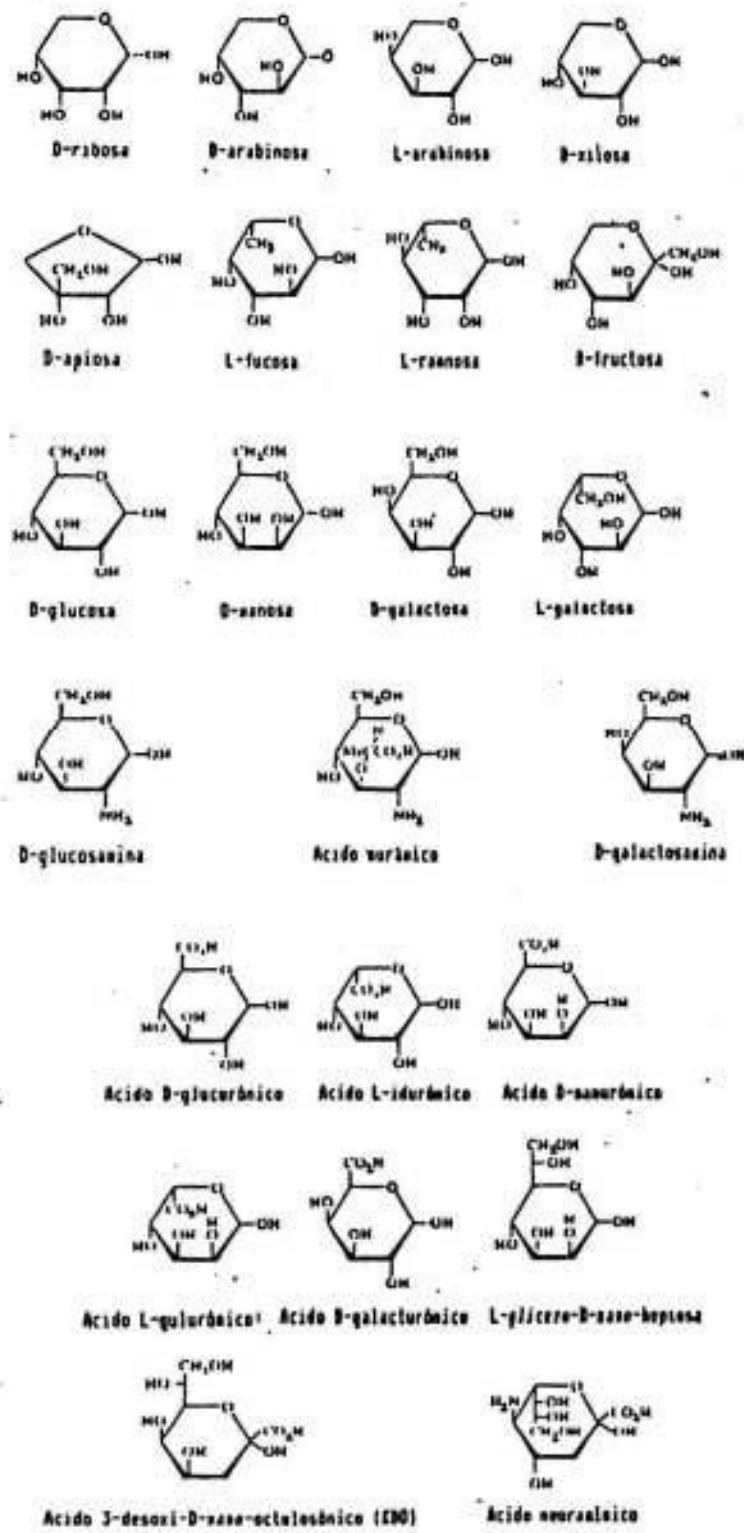


Fig. 5: Monosacáridos más frecuentes en la naturaleza

La figura 5 muestra los monosacáridos más frecuentes en la naturaleza. Muchos de ellos difieren de la glucosa en la configuración de un único átomo de carbono, como por ejemplo la manosa y la galactosa. En otros, el grupo terminal CH_2OH es reemplazado por: COOH (en los ácidos urónicos, por ej., ácido glucurónico); CH_3 (en las 6-desoxihexosas, por ej., fucosa); H (en las pentosas, por ej., xilosa). En otros monosacáridos, algún grupo OH puede ser sustituido por NH_2 , como ocurre en los aminoazúcares (por ej., galactosamina). Todas estas moléculas pueden ser modificadas por sustituciones posteriores (por ej., esterificación con grupos sulfato o acetilo, eterificación, etc.).

En los polisacáridos naturales, glicoproteínas y glicolípidos, las unidades que los constituyen suelen ser piranosas. En el ADN, el ARN y algunos polisacáridos de plantas y bacterias, los monosacáridos se encuentran en la forma de furanosas. Las cadenas abiertas y heptanosas son mucho menos frecuentes en materiales biológicos.

ENLACE GLICOSIDICO

Los monosacáridos pueden formar distintos biopolímeros uniéndose generalmente por medio de enlaces covalentes que conectan el carbono anomérico (C-1), a través de un átomo de oxígeno, con otro átomo de carbono de la unidad siguiente de la secuencia del polímero (Fig. 6). Esta conexión puede efectuarse con distintos compuestos, por ejemplo otro azúcar, un aminoácido o un lípido. De esta forma se pueden construir largas cadenas de monosacáridos, donde cada monómero tendrá un cierto tamaño de anillo y configuración del C-1. En forma análoga, también puede ocurrir que otros átomos distintos del oxígeno sirvan de puente al C-1, como por ejemplo el nitrógeno en ácidos nucleicos y muchas glicoproteínas.

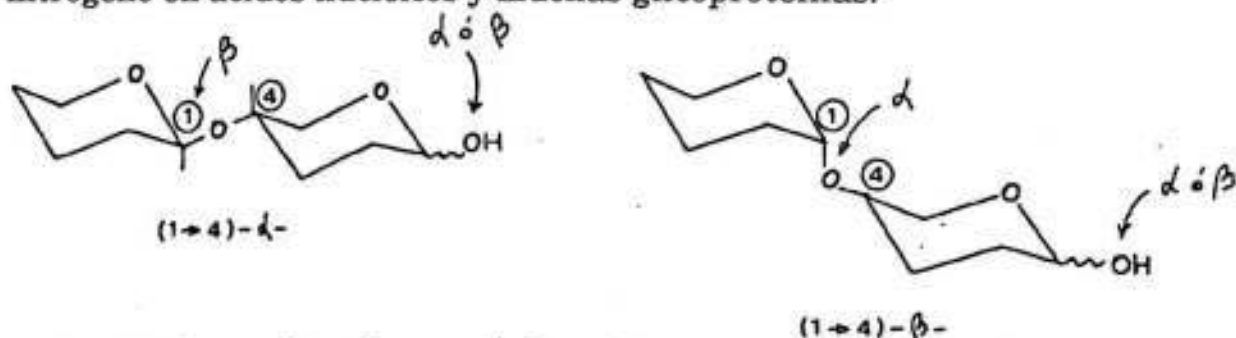


Fig. 6: Enlaces glicosídicos entre C-1 y C-4. La configuración del enlace está determinada por la configuración del carbono anomérico (C-1), mientras que el extremo reductor libre podrá adoptar tanto configuración α - o β -

La formación de un disacárido por la condensación entre dos hexopiranosas idénticas dará lugar a 11 isómeros distintos si las hexopiranosas pertenecen a la serie D y a otros tantos isómeros si están comprendidas en la serie L. La serie de 11 isómeros está compuesta por 8 isómeros que forman el enlace glicosídico entre el C-1 de uno de los residuos en cualquiera de sus formas anoméricas y los C-2, C-3, C-4 y C-6 de la otra hexopiranososa. Se denominan enlaces α -(1 \rightarrow 2), β -(1 \rightarrow 3), etc., donde α - y β - se refieren a la configuración del carbono anomérico (C-1) (Fig. 6). Los otros tres isómeros se obtienen por la formación de acetal entre ambos C-1 a través del oxígeno glicosídico en configuraciones α,α ; α,β o β,β . Cuando los dos monosacáridos no son idénticos la situación es aún más compleja, ya que cualquiera de los dos residuos puede ocupar la primera o la segunda posición (es decir, el extremo reductor o el no reductor). Por otro lado, los monosacáridos también pueden adoptar distintas configuraciones (anillos de piranososa o furanososa), de tal forma que el número de isómeros posibles se incrementará drásticamente al aumentar el número de residuos de monosacáridos. Resulta interesante comparar los numerosos isómeros que pueden ocurrir cuando se forma un enlace glicosídico, con las únicas dos posibilidades (para cada serie, D o L) presentes en el enlace peptídico: que alternativamente cada uno de los dos aminoácidos esté en el extremo amino o carboxilo libre. La versatilidad del enlace glicosídico explica porqué cadenas cortas de oligosacáridos unidos a proteínas y/o lípidos pueden actuar como receptores específicos para hormonas y neurotransmisores en las membranas celulares o actuar como señales de reconocimiento en procesos de diferenciación y morfogénesis. Por ejemplo, se aisló un tetrasacárido del medio de cultivo de la bacteria *Rhizobium meliloti*, capaz de inducir la diferenciación del nódulo en raíces de alfalfa.

CONCEPTOS DE HOMOGENEIDAD Y HETEROGENEIDAD

La biosíntesis de proteínas implica la transcripción y traducción de la información contenida en el material genético. Así, será poco frecuente encontrar variaciones en su estructura o peso molecular y, al purificarlas, se obtendrán preparaciones homogéneas compuestas por moléculas idénticas. En cambio, en la biosíntesis de polisacáridos el control genético es indirecto y depende especialmente de la especificidad de las glicosiltransferasas, pero no existe un "molde" equivalente al ARNm ni señales de iniciación o terminación que fijen el número de monómeros que ha de tener cada polisacárido. Como

consecuencia de ello, en una muestra de polisacárido "puro" coexistirán moléculas con variaciones continuas para parámetros como peso molecular, proporciones de los azúcares constituyentes, tipos de enlace, etc., y la separación entre especies moleculares discretas será imposible.

Es necesario fijar un criterio operativo de homogeneidad para este tipo de productos con variabilidad molecular. Si los valores de todos los parámetros medibles siguen una distribución unimodal (es decir si la curva de distribución tiene solamente un máximo y dos puntos de inflexión) tal muestra debe considerarse polidispersa pero no heterogénea ya que todas las moléculas constituyen una única población estadística. Si por el contrario, la varianza de todos los parámetros es igual a cero, la preparación es monodispersa. Este último concepto se confunde con el de "muestra pura" de la química clásica. Cuando cualquier parámetro tiene una distribución bimodal o polimodal, la preparación es heterodispersa. Una mezcla de dos o más materiales monodispersos es heterodispersa. Estos términos sólo tendrán sentido si se menciona el parámetro en consideración, ya que de lo expuesto anteriormente se deduce que una muestra puede ser monodispersa con respecto a un parámetro, polidispersa con respecto a otro y heterodispersa con respecto a un tercero.

Supongamos que una muestra es polidispersa con respecto al peso molecular. Obviamente, dicho parámetro es un promedio. Se pueden utilizar el promedio numérico o el promedio pesado, según:

$$M_n = \sum n_i M_i / \sum n_i$$

donde n_i es el número de moles de peso molecular M_i .

De esta forma, M_n es la media aritmética de los pesos moleculares de las moléculas.

Por otro lado, el promedio pesado (M_w) enfatiza la contribución de aquellas especies de mayor peso molecular al promedio.

$$M_w = \sum n_i M_i^2 / \sum n_i M_i = \sum c_i M_i / \sum c_i$$

donde c_i es la concentración en peso de cada una de las i - moléculas.

A medida que aumenta la relación M_w/M_n , aumenta la polidispersión. Es sencillo deducir que si la muestra es monodispersa el cociente M_w/M_n será igual a 1 y que el incremento del valor de esta relación señalará el aumento de polidispersión del material.

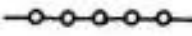







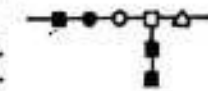
Nombre del polímero	Presencia y función	Monosacárido/s componente/s	Secuencia
Tipo periódico			
Amyloso	Polisacárido de reserva de plantas superiores	α -D-glucopiranososa-(1-4) (○)	
Celulosa	Polisacárido fibrilar de la mayoría de las paredes de células vegetales	β -D-glucopiranososa-(1-4) (●)	
Hialuronato	Gel extracelular de células animales. Otorga protección física, hidratación y, probablemente, controla la diferenciación	β -D-glucopiranosiluronato-(1-4) (□); 2-acetaido-2-desoxi- β -D-glucopiranososa-(1-3) (■)	
Antígeno D	Cadenas hidrocarbonadas unidas a lípidos en la membrana externa de Salmonella y estructuras relacionadas en bacterias Gram (-). Propiedades antigénicas	α -D-glucosa (○); β -D-manopiranososa-(1-2) ramificada en 3 (●); β -L-ranopiranososa-(1-3) (□); α -D-galactopiranososa-(1-3) (■)	
Tipo interrumpido			
Alginato	Gel extracelular e intracelular de algas. Intervienen en la hidratación, relaciones iónicas, consistencia y protección	α -L-gulopiranosiluronato-(1-4) (○); β -D-manopiranosiluronato-(1-4) (●)	
Carragenano		β -D-galactopiranososa 4-sulfato-(1-3) (□); 3,6-anhidro- α -D-galactopiranososa 2-sulfato-(1-4) (■); α -D-galactopiranososa 2,6-di-sulfato-(1-4) (△)	
Pectina	Componente de la lamina media y de la pared de células vegetales en crecimiento. Provee hidratación y plasticidad a las paredes y cementa las células en los tejidos	α -D-galactopiranosiluronato-(1-4) (○) y su acetiléster (●); L-ranopiranososa-(1-2) (□)	
Dermatano sulfatado	Tejido conectivo animal, especialmente en piel y válvulas cardíacas. Otorga resistencia y elasticidad, probablemente a través de interacciones con iones, proteínas y agua.	β -D-glucopiranosiluronato-(1-4) (□); α -L-idopiranosiluronato-(1-4) (■); 2-acetaido-2-desoxi- β -D-galactopiranososa 4-sulfato-(1-3) (○)	
Tipo no periódico			
Cadena de carbohidrato del gangliósido SIV	Porción hidrocarbonada de uno de los glicolípidos de membrana. Receptores de algunos virus y toxinas.	N-acetil- α -ácido neurámico terminal y enlazado en O-9 (■); β -D-galactopiranososa-(1-3) (●); 2-acetaido-2-desoxi- α -D-galactopiranososa-(1-3) (○); β -D-glucopiranososa-(1-4) (△); β -D-galactopiranososa-(1-4) con cadena lateral en posición 3 (□)	

Fig. 7: Distintos tipos de secuencias de monosacáridos en polisacáridos naturales

La evidencia experimental de monodispersión para un polisacárido es la demostración de constancia en la composición química y propiedades físicas a lo largo de los distintos pasos de purificación y aislamiento. Para ello se utilizan distintos métodos: análisis de los azúcares componentes luego de la hidrólisis ácida del polisacárido; análisis de grupos funcionales o clases particulares de azúcares, por ejemplo, ácidos urónicos; espectroscopía, en especial de resonancia magnética nuclear y análisis de propiedades físicas como poder rotatorio o viscosidad de las soluciones.

POLISACARIDOS: ESTRUCTURAS PRIMARIA, SECUNDARIA Y TERCIARIA

La unión de los monosacáridos en un polisacárido puede ocurrir siguiendo, a grandes rasgos, alguno de los tres tipos de secuencias que se describen a continuación (Fig. 7).

a) Secuencias periódicas: los monosacáridos se disponen a lo largo de la cadena según un patrón regular y repetitivo, como en la amilosa, la celulosa o el ácido hialurónico. No siempre estas secuencias son tan sencillas, por ejemplo, en los antígenos *O* de bacterias Gram negativas, se pueden combinar cuatro o cinco monosacáridos distintos en cada unidad repetitiva.

b) Secuencias interrumpidas: en estas cadenas las secuencias repetitivas están separadas por secuencias irregulares como en los alginatos, los carragenanos y ciertos glicosaminoglicanos.

c) Secuencias no periódicas: se caracterizan por cadenas irregulares de monosacáridos, tipos de enlace y configuraciones. En estos casos el patrón general es ramificado y consiste de un número variable de cadenas más cortas de azúcares. Por ejemplo, los oligosacáridos de glicoproteínas.

En el caso de los polisacáridos formados por secuencias periódicas, poseen una forma tridimensional determinada que dependerá de las estructuras primaria, secundaria, terciaria y cuaternaria.

La estructura primaria es la secuencia de monosacáridos en el polímero. Hay que tener en cuenta, por lo descripto más arriba, que existe cierta complejidad debida a la posibilidad de que se formen varios enlaces distintos entre dos monosacáridos y a la frecuente presencia de ramificaciones. Por ende, para determinar la estructura primaria de un polisacárido es necesario

establecer la identidad de todos los residuos, su secuencia en la cadena, su posición y configuración anomérica y la posición de cualquier otro sustituyente.

La estructura secundaria, que depende de la estructura primaria, se refiere a la posibilidad de rotación alrededor de la unión glicosídica entre los anillos componentes de la cadena. Si bien la forma de cada anillo individual en el polisacárido es esencialmente rígida, los monosacáridos rotan alrededor de cada enlace glicosídico, determinando la conformación general del polímero (Fig. 8). Se requieren dos ángulos de torsión (rotacionales) para definir un enlace glicosídico entre dos monosacáridos: ϕ (rotación del enlace entre el carbono anomérico y el átomo de oxígeno que conecta los dos monosacáridos) y ψ (rotación del enlace entre el oxígeno glicosilado del primer residuo y el carbono del segundo residuo) (Fig. 8A).

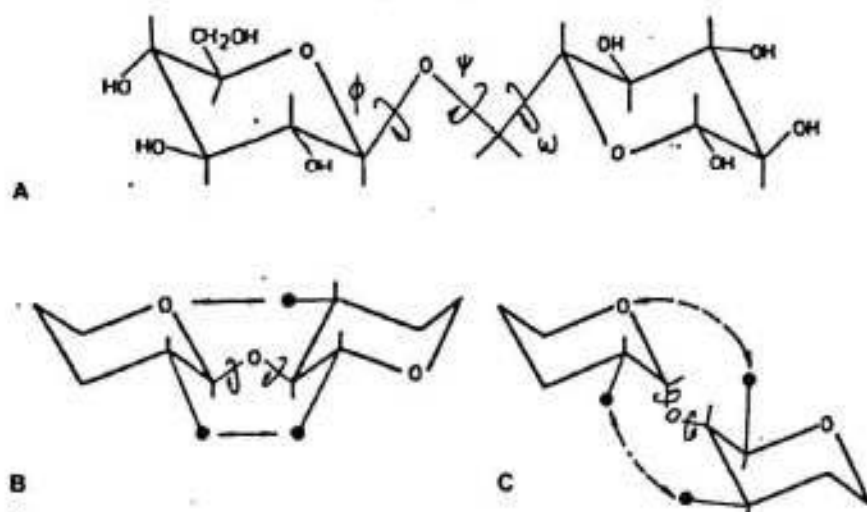


Fig. 8: A) Tres enlaces separan los dos anillos en la β -D-(1->6) glucopiranososa, otorgando tres grados de libertad para la rotación; B) Los sustituyentes ecuatoriales (*) restringen la flexibilidad de los enlaces glicosídicos; C) El cambio del sustituyente sobre C-5 a una posición axial con respecto al O-glicosídico aumenta el impedimento para la rotación.

Si existe unión (1->6) es necesario definir un nuevo ángulo de rotación (w) alrededor del enlace carbono-carbono exocíclico (C-5 - C-6). El rango de valores obtenidos para estos ángulos está severamente restringido por las interferencias estéricas. Se ve claramente en los modelos moleculares (Fig. 8B,C) que: a) la rotación se encuentra muy restringida cuando los grupos ecuatoriales adyacentes al enlace glicosídico son de gran tamaño y b) las restricciones son mayores si al rotar alrededor del O glicosídico aumenta el

número de sustituyentes axiales con respecto al mismo. Como resultado de ello, las cadenas de hidratos de carbono no son tan flexibles como las de otros biopolímeros (por ejemplo, las proteínas) y tendrán una forma o estructura secundaria predominante (véase también Fig. 12).

Es interesante introducir aquí el concepto de orden versus desorden. Supongamos una cadena de un polisacárido dado, por ejemplo β -(1- \rightarrow 4)-D-glucosa. Es muy probable que si existe alguna relación conformacional que provoque interacciones particularmente favorables entre dos unidades consecutivas del polímero, la misma se repita a lo largo de toda la cadena. Así, una secuencia periódica genera una forma periódica. Cuando una cadena de forma fluctuante y desordenada (Fig. 9B), se ordena para formar una vuelta de hélice, la interacción posible será un único puente de hidrógeno; una cadena más larga, por ejemplo, con tres vueltas, podrá formar trece enlaces de hidrógeno.

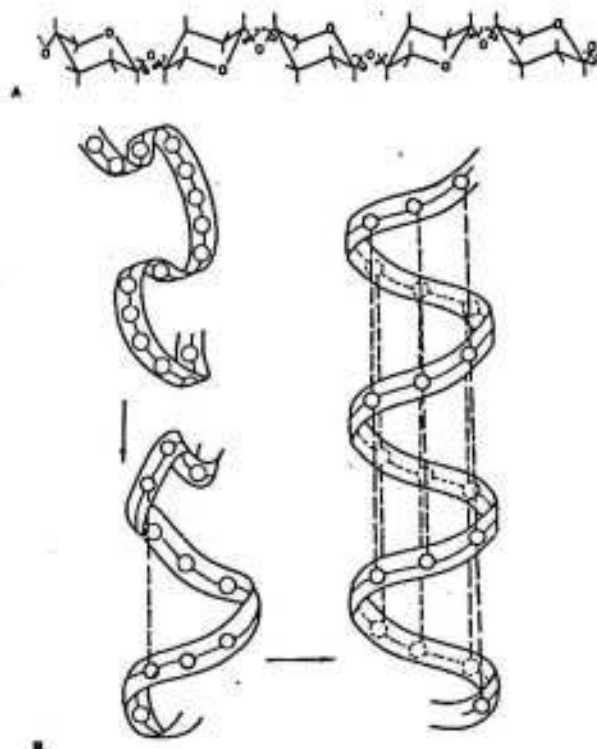


Fig. 9: A) Oscilaciones posibles alrededor de los enlaces glicosídicos en una cadena de (1- \rightarrow 4)- β -D-glucopiranososa en solución; B) Conversión del ovillo al azar ("random coil") a una hélice de tres vueltas, pasando por un estado intermedio con una sola vuelta. Las líneas punteadas representan los puentes hidrógeno

Así, si el ángulo de enlace es tal que permite la formación de 1, 2, 3, 4...n vueltas de esta hélice en particular, es posible formar 1, 7, 13, 19... $6n-5$ puentes de hidrógeno respectivamente. Es sencillo concluir que a medida que la hélice se haga más larga será más estable. Ya se trate de puentes de hidrógeno o de otro tipo de uniones, el concepto de interacciones cooperativas es siempre el mismo: la cooperación de varias fuerzas locales de atracción a lo largo de la cadena, es más eficaz para mantener la forma de un biopolímero en solución que el ordenamiento particular a nivel de dos unidades consecutivas.

De la misma forma en que consideramos que el estado conformacional ordenado de un biopolímero está estabilizado por las interacciones cooperativas, podemos decir que el estado desordenado o "random coil" se mantiene por la entropía conformacional. Si a la cadena del ejemplo anterior la sometemos a temperaturas crecientes, aumentarán crecientemente las fluctuaciones de la forma de la cadena. Estas se producirán por oscilaciones independientes entre cada par de unidades vecinas (Fig. 9A) y además, cada anillo podrá, ocasionalmente, pasar a alguna otra conformación de mayor energía (silla, bote, bote retorcido). De esta forma, si pudiésemos obtener fotografías instantáneas de la cadena, sería muy poco probable que cada glucosa mantuviese la misma relación conformacional con el monómero siguiente a lo largo del tiempo. Esta forma de la cadena que fluctúa continuamente de conformación se conoce como ovillo al azar ("random coil"). El bombardeo constante de las moléculas del solvente es en parte responsable de estas fluctuaciones. Además, cuanto mayor sea el número de conformaciones locales entre las que pueda fluctuar una cadena para adoptar conformaciones generales alternativas (por ejemplo, si existen enlaces 1->6), más difícil será superar las colisiones térmicas e "inmovilizarse" en una forma particular. De esta forma la flexibilidad interna opera exitosamente en contra de las fuerzas de atracción que favorecen una única conformación o estructura secundaria del polímero.

La estructura terciaria se refiere al fenómeno de interacción que involucra la agregación de varias cadenas a través de enlaces no covalentes. La agregación entre cadenas de polisacáridos puede ser entre moléculas semejantes, como la interacción entre las cadenas de celulosa, o entre moléculas diferentes, como por ejemplo entre celulosa-galactomananos, celulosa-mananos o celulosa-xilanos. A veces se distingue, de acuerdo a la cantidad de cadenas involucradas en este tipo de asociación, estructura

terciaria (generalmente entre polisacáridos iguales) de estructura cuaternaria (entre polisacáridos diferentes).

Volviendo al concepto de familias de polisacáridos (de secuencia periódica, interrumpida y aperiódica), se ha de recalcar que existe una relación estrecha entre secuencia y estructura del polímero. Así, las secuencias repetitivas en la estructura primaria de polisacáridos llevan a patrones regulares de estructura secundaria, que a su vez conducen a conformaciones estéricas regulares, ayudadas por la existencia de interacciones no covalentes entre grupos oxhidrilos, sulfato, amino, fosfato, carboxilo, etc. Las estructuras primarias y secundarias irregulares o estructuras muy ramificadas inhiben la formación de estructuras terciarias, mientras que cambios externos tales como la temperatura y la fuerza iónica pueden causar cambios en la estructura terciaria. Por ejemplo, polisacáridos con carga neta como las pectinas, forman estructuras terciarias estables si se agregan dentro de la estructura los contra-iones correspondientes.

FAMILIAS CONFORMACIONALES

Si bien los polisacáridos de origen algal poseen en su mayoría secuencias interrumpidas, debe recordarse que dichas secuencias poseen tramos de estructura repetitiva separados por zonas irregulares. La forma tridimensional de los tramos regulares de la cadena del polisacárido, junto con los cambios introducidos en la conformación general por los pliegues de las secuencias irregulares, son los responsables de las propiedades de viscosidad (véase Capítulo 5: Mecanismo de gelificación).

Las secuencias periódicas en las cadenas de polisacáridos resultan más sencillas para analizar que tipo de estructuras secundarias y terciarias (y en algunos casos, cuaternarias) pueden adoptar en la naturaleza. Para describir la conformación general de una cadena de tipo periódico resulta útil visualizar cualquier conformación como una hélice (en un polisacárido de secuencia interrumpida, sólo el tramo de tipo periódico tendrá conformación helicoidal) y especificar dos parámetros: n , el número de residuos monoméricos por cada vuelta de hélice y h , la longitud proyectada de cada residuo monomérico sobre el eje de la hélice (Fig. 10). Por convención el valor de n es positivo si la hélice gira hacia la derecha, y negativo, si gira hacia la izquierda.

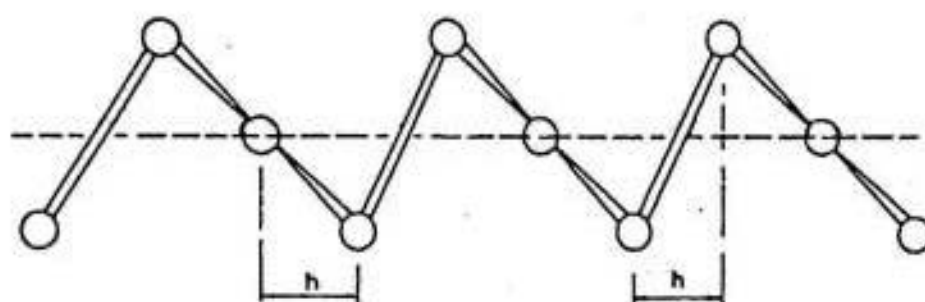


Fig. 10: Cadena de átomos dispuestos en una hélice, con $n = -3$ y el valor de h representado en el dibujo.

De acuerdo a los valores que adoptan n y h se distinguen cuatro categorías de conformaciones posibles: cinta ("ribbon"); hélice hueca ("hollow helix"); torcida ("crumpled") y articulada ("loosely jointed") (Fig. 11).

a) Cinta: el rango de valores de n oscila desde 2 a ± 4 y el de h es cercano a la longitud del monosacárido. Esto significa que el monómero no puede formar un gran ángulo de inclinación con respecto al eje de la hélice, sino que debe yacer prácticamente paralelo al mismo. Ejemplo: cadenas de (1->4)- β -D-glucopiranososa como en la celulosa (Fig. 11C).

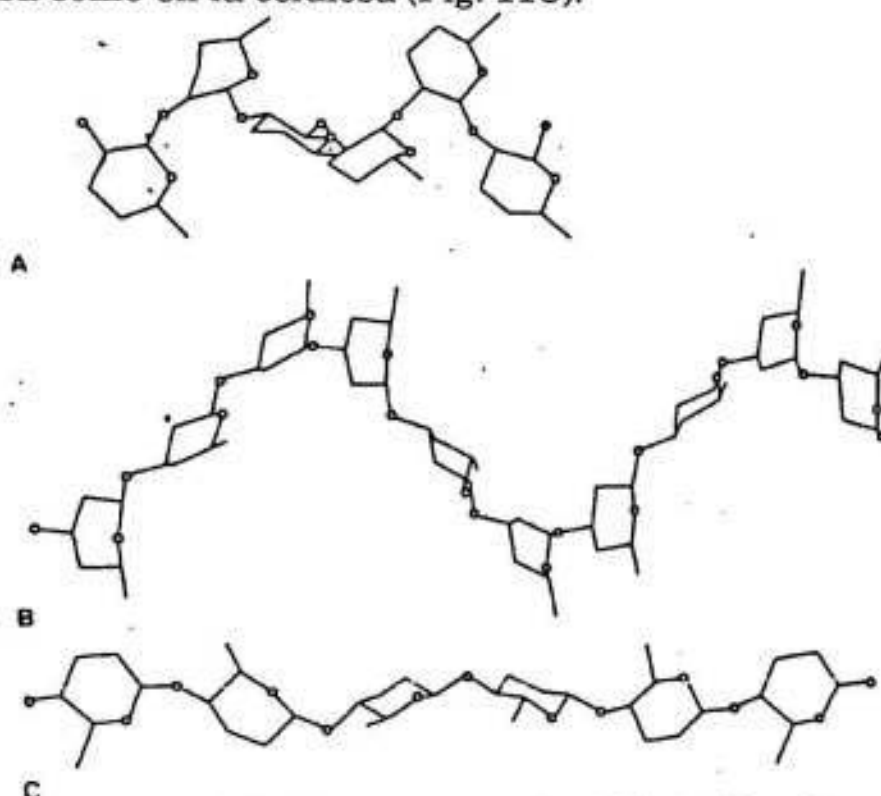


Fig. 11: Conformaciones de distintas cadenas de polisacáridos: A) torcida en (1->2)- β -D-glucopiranososa; B) hélice hueca en (1->3)- β -D-glucopiranososa; C) cinta en (1->4)- β -D-glucopiranososa.

b) Hélice hueca: n adopta valores en un rango más amplio, por ejemplo, 2 a ± 10 , y el de h se aproxima a 0 . Como resultado de ello, se obtiene una estructura que se puede comparar a la de un resorte de alambre flexible en distintos grados de extensión. Ejemplo: cadenas de $(1 \rightarrow 3)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa (Fig. 11B) o cadenas de $(1 \rightarrow 3)\text{-}\beta\text{-D}$ -xilosa en ciertas algas verdes.

c) Torcida: en este caso, si se repite periódicamente a lo largo de la cadena la conformación de enlace que corresponde a la forma de menor energía para un disacárido, se producen choques entre unidades no consecutivas. Por ello, las conformaciones ordenadas serán más difíciles para este tipo de cadenas. No son comunes para los biopolímeros. Ejemplo: cadena de $(1 \rightarrow 2)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa.

d) Articulada: los anillos están separados por tres enlaces (tres grados de libertad) en lugar de dos como en la $(1 \rightarrow 6)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa (Fig. 8A). Esto permite una mayor libertad de rotación alrededor de los enlaces, no sólo por aumentar su número sino porque los anillos están más separados y tienen menor probabilidad de chocar entre sí.

Si analizamos la Fig. 12, veremos que la forma general de la cadena de un polisacárido depende estrechamente de las relaciones geométricas que

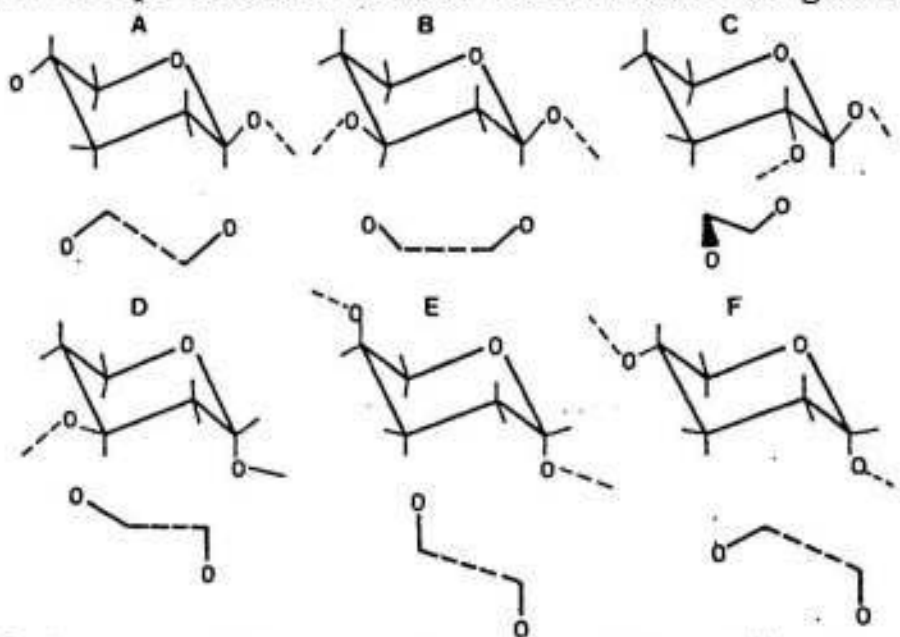


Fig. 12: Relaciones geométricas entre los enlaces glicosídicos de dos unidades consecutivas de la cadena de un polisacárido: A), D) y E) zig-zag entre $(1 \rightarrow 4)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa, $(1 \rightarrow 3)\text{-}\alpha\text{-D}$ -glucopiranososa y $(1 \rightarrow 4)\text{-}\alpha\text{-D}$ -glucopiranososa; B) y f) U entre $(1 \rightarrow 3)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa y $(1 \rightarrow 4)\text{-}\alpha\text{-D}$ -glucopiranososa; C) forma retorcida entre $(1 \rightarrow 2)\text{-}\beta\text{-D}$ -glucopiranososa.

existan entre cada unidad de la cadena. Por ejemplo, para el enlace β -(1- \rightarrow 4) glucosa, los oxígenos glicosídicos entre cada monosacárido definen una forma de zig-zag. Análogamente, para el enlace β -(1- \rightarrow 3) glucosa se establece una forma de U y para el β -(1- \rightarrow 2) glucosa, una forma retorcida.

Cuando existe un ordenamiento o estructura secundaria en zig-zag, la cadena siempre pertenece al grupo conformacional de cinta. Si existe un ordenamiento en U, la forma será la de hélice hueca.

LECTURAS RECOMENDADAS

- Alberts, B.; D.Gray; J. Lewis; M. Raff; K. Roberts & J.D. Watson. 1989. *The Molecular Biology of the Cell*, (2da ed). Garland Publ. Inc., New York: 1253 pp.
- Aspinall, G.O. 1983. *The Polysaccharides*. Academic Press, New York, Londres. Vol I y II.
- Fessenden, R.J& J.S. Fessenden. 1983. *Química Orgánica*. Grupo Ed. Iberoamérica, México: 1076 pp.
- Rees, D.A. 1977. *Polysaccharides Shapes*. Chapman & Hall, Londres, 75 pp.

Capítulo 4

Polisacáridos de algas rojas: Agar

María Cristina Matulewicz*

INTRODUCCION

El agar es un hidrocoloide con gran capacidad para formar geles y se encuentra en algas del género *Gelidium*, *Gracilaria*, *Pterocladia* y *Gelidiella*. El nombre deriva del término malayo o cingalés **agar-agar**, que quiere decir gelatina. El descubrimiento del agar aparentemente tuvo lugar en 1658, cuando un posadero japonés tiró en la nieve el exceso de un platillo de algas. A la mañana siguiente, la gelatina era una sustancia papirácea, seca y translúcida, y el posadero encontró que tal sustancia se podía almacenar y convertir de nuevo en gelatina si se disolvía nuevamente en agua hirviendo. El agar fue introducido en Europa y América a mediados del siglo XIX, y originalmente se utilizó sólo en gelatinas y postres (Glicksman, 1983; Dawes, 1986).

El uso del agar, como medio de cultivo bacteriológico, fue descubierto por la esposa de un médico alemán, quien suministró tal información a Robert Koch. El doctor Koch publicó su famoso trabajo sobre el bacilo de la tubercu-

(*) Departamento de Química Orgánica, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires, Pabellón 2 Ciudad Universitaria, 1428 Buenos Aires, Argentina.

losis y el uso del agar como un nuevo medio de cultivo sólido. El agar también es utilizado en la industria alimentaria y farmacéutica (Dawes, 1986).

QUIMICA DE LA FAMILIA DEL AGAR

Los primeros estudios sobre agar parecieron indicar que éste estaba compuesto por dos polisacáridos: **agarosa neutra** y **agaropectina** que contenía grupos cargados, aceptándose que la presencia de una pequeña cantidad de grupos cargados, que siempre se encontraba en las agarosas comerciales, podía deberse a un fraccionamiento ineficiente (Araki, 1937b; Duckworth & Yaphe, 1971a).

A la agarosa, polisacárido con gran capacidad gelificante, se le adjudicó (Araki & Arai, 1956; Araki & Arai, 1957; Araki & Hirase, 1960) una estructura con una secuencia repetitiva de β -D-galactosa unida por la posición 3 y 3,6-anhidro- α -L-galactosa unida por la posición 4 (Fig. 1). El disacárido correspondiente a la unidad repetitiva se denomina **agarobiosa**: β -D-Galp-(1-4)-3,6-anhidro-L-galactosa. El disacárido 3,6-anhidro- α -L-Galp-(1-3)-D-Galp se denomina **neoagarobiosa** (Painter, 1983).

Por su parte, a la agaropectina se le asignó la misma unidad repetitiva, pero con un reemplazo parcial de unidades de 3,6-anhidro- α -L-galactosa por unidades de galactosa sulfatada (Araki, 1966) y de unidades de β -D-galactosa por unidades de 4,6-O-(1-carboxietiliden)- β -D-galactosa (Fig. 2) (Hirase, 1957). También se detectó la presencia de ácido D-glucurónico en la molécula (Araki, 1937b).

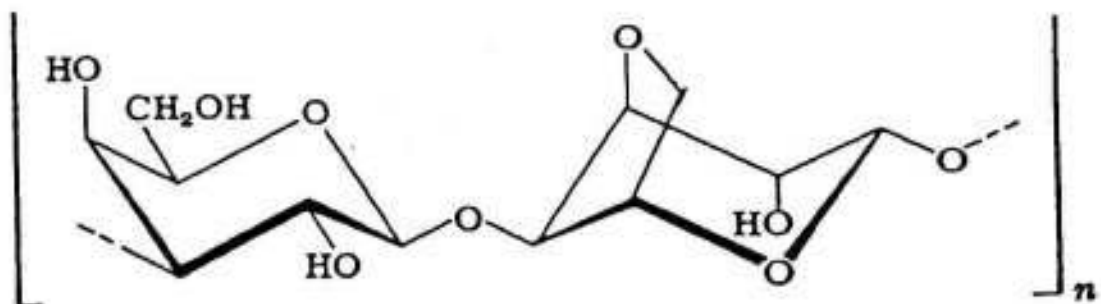


Fig. 1. Agarosa

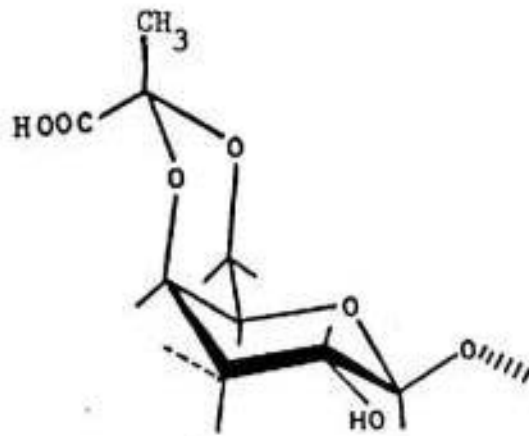


Fig. 2. Unidad de 4,6-O-(1-carboxietiliden)-β-D-galactosa. Formación de un cetal cíclico entre los OH-4 y OH-6 de la unidad de β-D-galactosa y el grupo carbonilo del ácido pirúvico.

Los estudios realizados durante los últimos veinte años (Duckworth & Yaphe, 1971a y 1971b; Painter, 1983; Usov, 1992) sobre agares provenientes de distintas especies de algas rojas, han mostrado que dichos polisacáridos forman lo que se ha denominado una **familia**, es decir, un conjunto de polisacáridos con estructuras variantes, sin solución de continuidad, entre dos estructuras límites. Dentro de la **familia**, cada alga sintetiza el **sistema** necesario para sus funciones biológicas y ecológicas. De esta forma el concepto teórico de familia está relacionado con el de sistema, entendiéndose como tal al conjunto de polisacáridos asociados en una estructura nativa.

En forma simplificada, el agar completo consiste de polisacáridos con cadenas de secuencia alternante de unidades de β-D-galactopiranosas enlazadas por la posición 3 (unidad A) y de α-L-galactopiranosas (Fig. 3) o su 3,6-anhidro derivado (Fig. 1) enlazadas por la posición 4 (unidad B), y cuyas estructuras extremas podrían idealizarse como:

a) Una molécula con residuos alternados de 3,6-anhidro-α-L-galactosa unida por la posición 4 y β-D-galactosa unida por la posición 3, sin grupos cargados. Es la estructura propuesta inicialmente para la agarosa (Fig. 1).

b) Una molécula como la anterior en la cual algunos residuos de β-D-galactosa están reemplazados por 4,6-O-(1-carboxietiliden)-β-D-galactosa y con un bajo contenido de sulfato (Fig. 4).

c) Un galactano no gelificante exento de 3,6-anhidro- α -L-galactosa y de 4,6-O-(1-carboxietiliden)-D-galactosa pero con un alto grado de sulfatación. Este producto, sobre el cual no se dispone de mayor información estructural, es extraído del alga con los mencionados anteriormente pero se pierde en el proceso de purificación del agar por congelamiento y descongelamiento; por lo tanto, las preparaciones comerciales de agar contienen los productos mencionados en los dos primeros puntos.

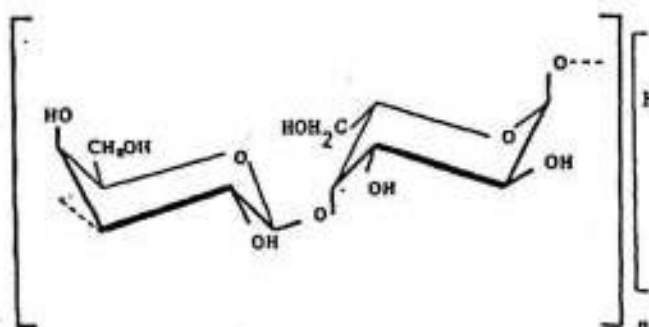


Fig. 3. Estructura básica presente en el agar.

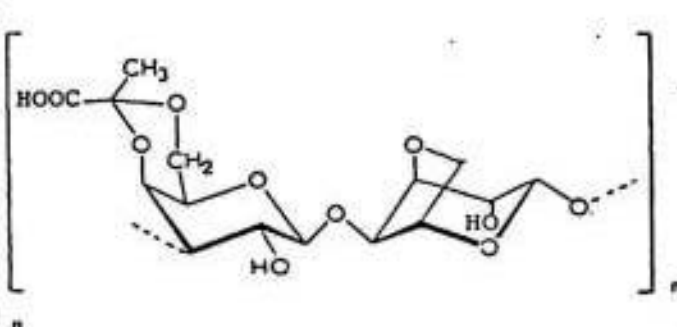


Fig. 4. Agarosa sustituida con el cetal cíclico del ácido pirúvico.

Además de estar sustituida con el cetal cíclico del ácido pirúvico, la unidad A puede estar metoxilada en el C-6, monosulfatada en los C-2, C-4 y C-6 o presentar ramificaciones simples de 4-O-metil- α -L-galactosa enlazadas al C-6. Por su parte, la unidad B de α -L-galactosa puede estar monosulfatada en los C-3 y C-6 mientras que la unidad B de 3,6-anhidro- α -L-galactosa puede estar sulfatada en el C-2 o metoxilada en el C-2 (Brasch *et al.*, 1983; Craigie & Jurgens, 1989; Painter, 1983; Usov *et al.*, 1971).

Estudios realizados teniendo en cuenta las distintas fases sexuales de las algas no mostraron diferencias apreciables entre los agares de plantas tetraesporofíticas y cistocárpicas de *Gelidium lingulatum* (Matsuhira & Urzua, 1988) y *Gracilaria verrucosa* (Usov *et al.*, 1979).

Es de destacar que la relación entre estructuras extremas no sólo depende de la especie del alga, sino también de la etapa de crecimiento, la época y el lugar de recolección. Estudios realizados (Lahaye & Yaphe, 1988) sobre el agar de *Gracilaria pseudoverrucosa* mostraron que, mientras el proveniente del alga recolectada en verano (tejido joven) era rico en unidades precursoras de agarobiosa (Fig. 5), el proveniente del alga recolectada en invierno (tejido adulto) contenía cantidades apreciables de sulfato estable en

medio alcalino. Ambas muestras poseían porcentajes semejantes de metoxilo. En efecto, en medio alcalino (hidróxido de sodio acuoso) las unidades de α -L-galactosa-6-sulfato enlazadas por la posición 4 reaccionan para dar unidades de 3,6-anhidro- α -L-galactosa. La reacción es una sustitución nucleofílica durante la cual el oxhidrilo en C-3 ataca al C-6 formando el anillo de 3,6-anhidro, con liberación del correspondiente grupo sulfato (Fig. 5) (Rees, 1961a). Esta transformación también se puede efectuar enzimáticamente.

FUENTES DE OBTENCION

Las diferentes especies de *Gelidium* y *Gracilaria* y, en menor proporción las de *Pterocladia* y *Gelidiella* son las principales fuentes de obtención de agar. Recientemente McHugh (1991) publicó un trabajo en donde se indica la contribución de cada país a la cosecha mundial de algas agarofitas, desglosada para *Gelidium*, *Gracilaria*, *Pterocladia* y *Gelidiella* (Tabla 1). En la Fig. 6 se indica la contribución total de cada país en toneladas de alga seca y en porcentaje sobre el total de la cosecha (McHugh, 1991).

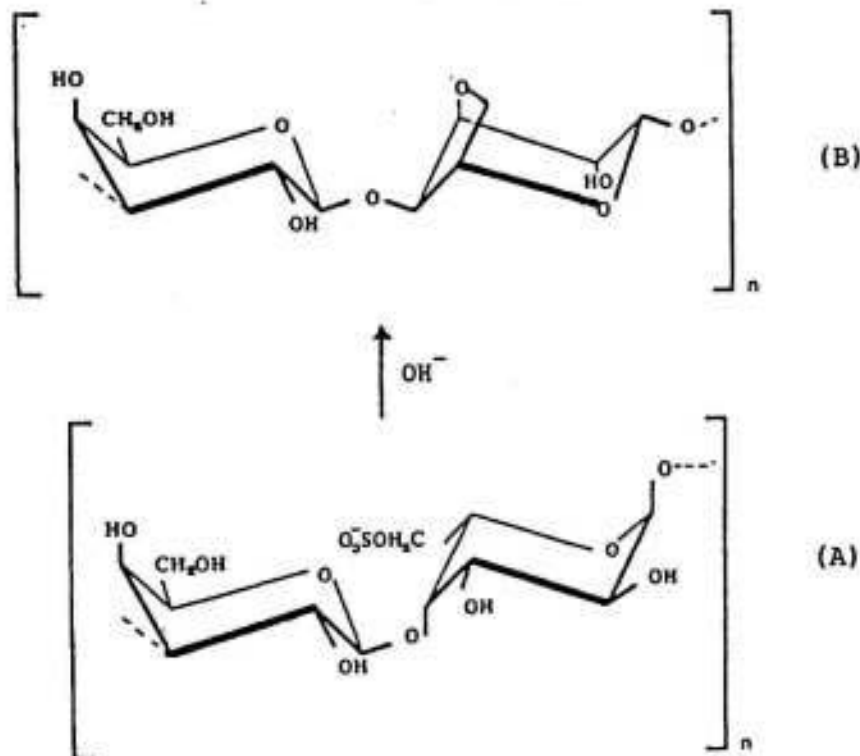


Fig. 5. Tratamiento alcalino del agar. (A) Unidades precursoras de agarobiosa y (B) unidades de agarobiosa.

Tabla 1. Cosecha mundial de algas agarofitas (en toneladas de alga seca)
(McHugh, 1991).

País	<i>Gelidium</i>	<i>Gracilaria</i>	Otras
Argentina		2500	
Australia	10		
Brasil		1000	
Corea del Norte	270		
Corea del Sur	2900	50	
Chile	430	6800	
		6020cult.	
China	200	2000	50 (G) ^a
España	4300		
Francia	300		
India		600	300 (G)
Indonesia	1400	3450	
Japón	3100		
Madagascar	200		
Marruecos	4000	200	
México	2200		
Namibia		1200	
Nueva Zelandia			250 (P) ^b
Portugal	2000	120	700 (P)
Sudáfrica	190		
Taiwan		1600cult.	
Total	21500 (44%)	25540 (53%)	1300(3%)

a *Gelidiella*. b *Pterocladia*.

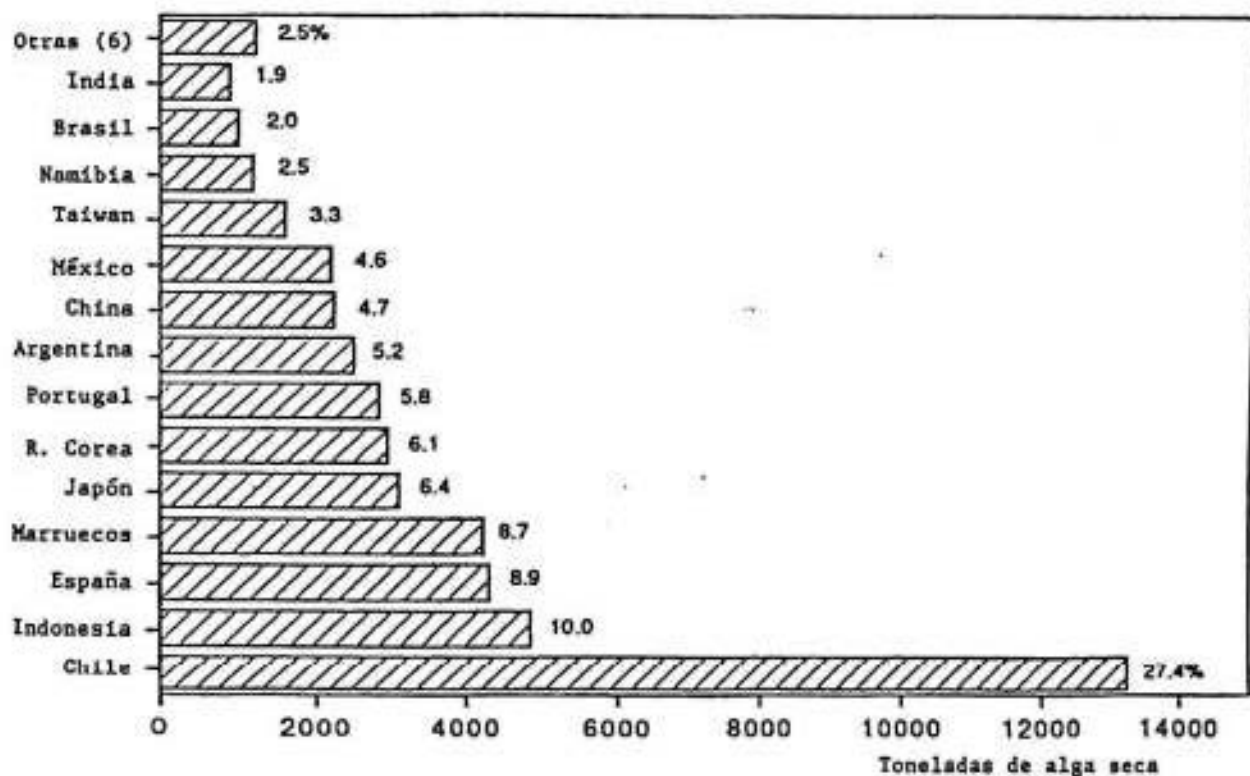


Fig. 6. Cosecha mundial de algas agarofitas en toneladas de alga seca y en porcentaje sobre el total de la cosecha. Otras (6): contribución total de los otros seis países listados en la Tabla 1.

MANUFACTURA DEL AGAR

El proceso industrial de obtención del agar se puede resumir de la siguiente manera (Dawes, 1986; Glicksman, 1983; Murano *et al.*, 1989):

- a) Lavado del alga para quitar el exceso de sales.
- b) Tratamiento químico con hidróxido de sodio acuoso (por ejemplo, 1 hora a 80°C con NaOH 1,5 M) para aumentar el poder gelificante; sólo se realiza cuando es necesario.
- c) Extracción con agua a ebullición o con vapor de agua a presión.
- d) Adición de tierra de diatomeas.
- e) Filtración en caliente bajo presión.
- f) Gelificación a temperatura ambiente.
- g) Congelamiento a -8°C.

- h) Descongelamiento a 10°C, el líquido liberado se desecha descartando las impurezas.
- i) Lavado: se agrega agua, se calienta a ebullición y se repiten las etapas (f)-(h).
- j) Secado.
- k) Esterilización.
- l) Blanqueo con hipoclorito de calcio o bisulfato de sodio.
- m) Lavado.
- n) Secado (el producto final contiene alrededor de un 20% de humedad). Se puede comprar en forma de polvo, hojuelas o cintas.

Es de destacar que el blanqueo se puede realizar después de la etapa (b). Cabe mencionar que la extracción se hace también en forma artesanal según el siguiente esquema (Glicksman, 1983):

- a) Lavado del alga.
- b) Extracción con agua a ebullición y blanqueo simultáneo.
- c) Filtración en caliente.
- d) Gelificación a temperatura ambiente.
- e) Congelamiento.
- f) Descongelamiento.
- g) Lavado.
- h) Secado.

GELES TERMICOS, MECANISMOS DE GELIFICACION

El gel es un estado típico para los polisacáridos tanto en sistemas biológicos como artificiales. Los geles de los polisacáridos poseen funciones biológicas en las paredes celulares de vegetales, en fluídos y tejidos conectivos de animales y en cápsulas bacterianas. Su uso está ampliamente difundido en la industria alimentaria, de cosméticos, del papel y textil.

Antes de considerar las generalidades y el mecanismo de gelificación (Rees, 1969; Arnott *et al.*, 1974; Rees *et al.*, 1982), es importante destacar que de los distintos polisacáridos que componen el agar, sólo los que tienen un alto contenido de 3,6-anhidrogalactosa poseen poder gelificante, el cual es máximo en el caso de la agarosa.

En ciertas condiciones es posible coagular un sol obteniéndose una masa semirígida que incluye todo el líquido del sol, este producto se denomina gel.

En el curso de la formación de un gel, las moléculas de polímero se entrelazan de modo que la viscosidad del sistema aumenta, llegándose finalmente a un estado semisólido. Estos filamentos entrecruzados forman una red tridimensional que encierra al líquido dispersante en los intersticios. Es decir, las cadenas de polisacárido se encuentran libres y solvatadas en algunas regiones, y asociadas en otras para formar los entrecruzamientos. Las regiones asociadas se denominan **zonas de unión** y pueden estar constituidas por dos o más cadenas (Fig. 7). Es importante, entonces, determinar los ordenamientos o interacciones moleculares entre los polímeros en las zonas de unión.

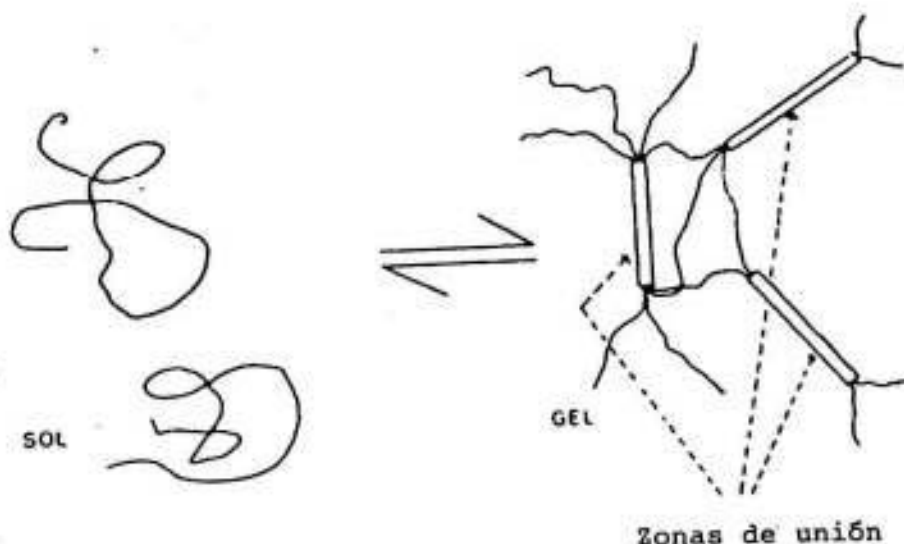


Fig. 7. Transición sol-gel de un polisacárido.

Se denomina **sinéresis** a la contracción espontánea de la red tridimensional con la consiguiente separación de fase líquida. La agarosa presenta este tipo de comportamiento. Este proceso constituye un desplazamiento a un estado más estable aunque su iniciación puede demorar varios días.

Para moléculas en equilibrio, un cambio del **estado A** al **estado B** sigue el mismo camino que del **estado B** al **estado A** (principio de reversibilidad microscópica). Sin embargo, puede suceder que el camino de A a B sea diferente del de B a A, aún cuando los cambios se efectúen en forma

excesivamente lenta y sean reproducibles en su totalidad. Este fenómeno se denomina **histéresis**. La histéresis se reconoce fácilmente si se hace el barrido de un proceso de A a B y se invierte el camino. Así por ejemplo, un gel típico de agarosa funde a aproximadamente 90°C pero recién vuelve a gelificar a los 40°C.

La transición sol-gel de la agarosa se puede monitorear por diferentes métodos físicos. La Fig. 8 muestra un diagrama clásico de poder rotatorio en función de la temperatura (curva de histéresis). Las curvas de calentamiento y de enfriamiento tienen forma sigmoidal lo cual indica cambios conformacionales (Dea *et al.*, 1972; Dea & Morrison, 1975).

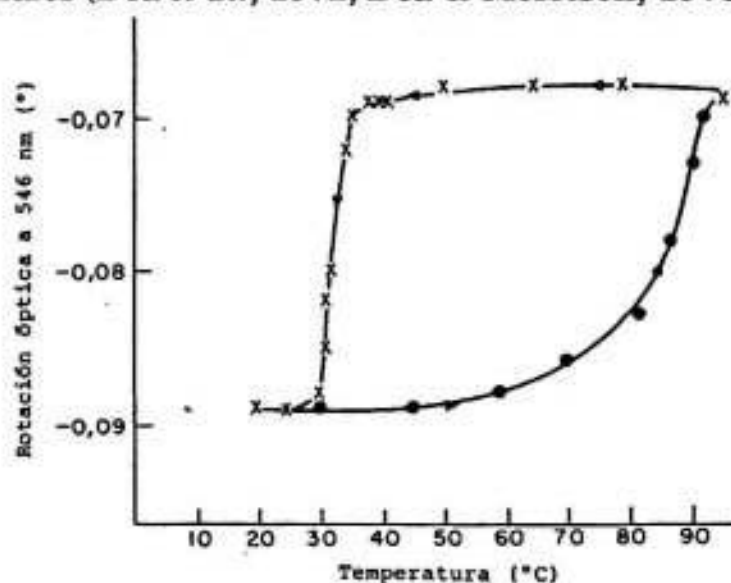


Fig. 8. Variación de la rotación óptica con la temperatura para una solución gelificante de agarosa (0,2%). Las curvas de calentamiento y de enfriamiento se encuentran indicadas por las flechas correspondientes.

Estudios de difracción de rayos X mostraron para la agarosa al estado sólido la presencia de dobles hélices hacia la izquierda de cadenas paralelas y con una distancia entre vueltas de 1.90 nm; la doble hélice se mantiene unida por uniones puente de hidrógeno. La rotación óptica calculada para esta estructura terciaria resultó similar a la observada experimentalmente al gelificar la agarosa (Arnott *et al.*, 1974). En efecto, los tres átomos de hidrógeno ecuatoriales presentes en el residuo de 3,6-anhidro- α -L-galactosa fuerzan a la molécula a adoptar una conformación de hélice y la interacción de las hélices es la responsable de la formación del gel (Fig. 9) (Glicksman, 1983).

Una solución de agarosa degradada por el método de Smith (Goldstein *et al.*, 1965) también forma dobles hélices pero los "segmentos" son demasiado cortos como para formar una red, e inmediatamente se agregan y precipitan (Dea *et al.*, 1972; Dea & Morrison, 1975).

Cuando los agregados son muchos, el gel pierde transparencia óptica y se produce la etapa posterior de sinéresis. Por lo tanto, el proceso total puede considerarse como un cambio de un sol homogéneo a un gel compacto, quebradizo y opaco, suspendido en el fluido que ha perdido como resultado de su propia contracción. Eso se puede resumir de la siguiente forma:

sol ↔ gel incipiente ↔ gel transparente y elástico ↔ gel turbio y rígido ↔ separación de fases (sinéresis)

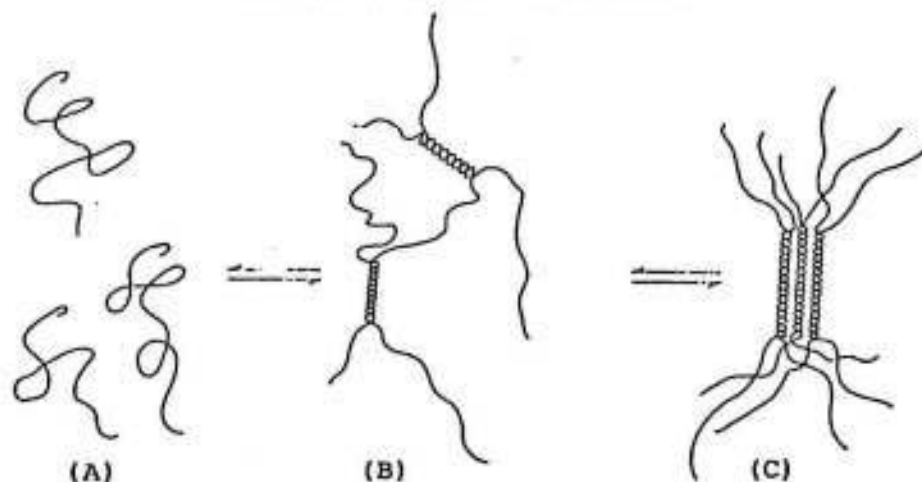


Fig. 9. Cadenas del polisacárido: (A) en solución, y (B) y (C) en el gel; (B) representa la formación de dobles hélices y (C) su agregación.

Tako y Nakamura (1988) intentaron explicar la transición sol-gel a nivel molecular. Para ello estudiaron el comportamiento reológico de soluciones de agarosa de distinta concentración y analizaron la curva de enfriamiento, midiendo la rotación óptica en función de la temperatura, para una solución al 0,1%. Los resultados obtenidos sugirieron que a temperaturas mayores de 60°C la molécula presentaría una conformación de enrollamiento al azar, en el rango de 60-40°C adoptaría una conformación rígida con uniones puente de hidrógeno intramoleculares, y por debajo de los 40°C existirían asociaciones intermoleculares (Fig. 10).

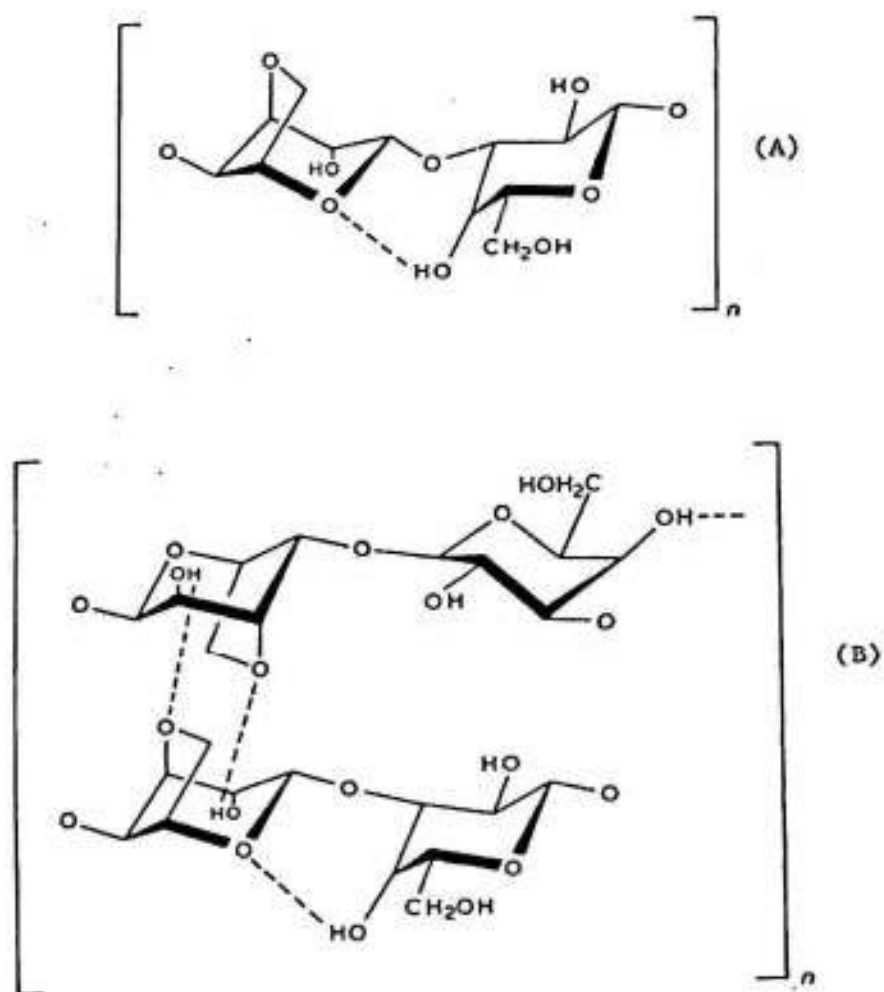


Fig. 10. (A) Uniones puente de hidrógeno intramoleculares y (B) uniones puente de hidrógeno intermoleculares de la agarosa en agua.

INFLUENCIA DE LA ESTRUCTURA EN LA FORMACION DEL GEL

Los residuos de 6-O-metil- α -D-galactosa no parecen afectar el poder gelificante de la agarosa pero si la temperatura de gelificación, a mayor contenido de metoxilo mayor será la temperatura de gelificación (Guiseley, 1970). La agarosa y su derivado metilado gelifican a concentraciones de tan sólo 0,1%. A medida que aumenta el grado de sustitución con grupos cargados se incrementa también la concentración crítica para gelificar y disminuye el nivel de histéresis. Este es el caso del agar de *Gloiopeltis furcata* que posee grupos sulfato en el C-6 de la unidad de β -D-galactosa y en el C-2 de algunas

de las unidades de 3,6-anhidro- α -L-galactosa; a su vez el correspondiente agar degradado también forma dobles hélices pero no gelifica (Dea & Morrison, 1975). Por otra parte, si la unidad de α -L-galactosa está sulfatada en C-6 se puede incrementar la fuerza del gel por tratamiento alcalino (Rees, 1961a).

Cantidades mayores de α -L-galactosa 6-sulfato pueden inhibir la formación del gel. A diferencia de las unidades de 3,6-anhidro- α -L-galactosa que están en la conformación piranósica 1C_4 , los residuos de α -L-galactosa se encuentran en la conformación 4C_1 . Esto modifica la estructura secundaria y la conformación preferida será la indicada en la Fig. 11A (Rees, 1969; Rees *et al.*, 1982).

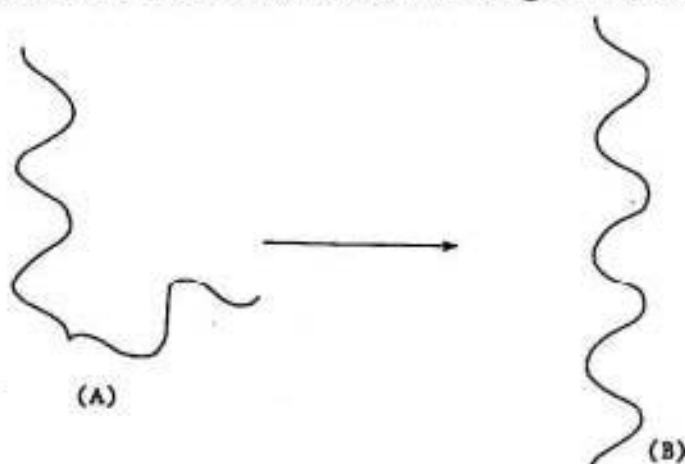


Fig. 11. Influencia de la estructura primaria sobre la conformación de la molécula.
(A) hélice interrumpida y (B) hélice a lo largo de toda la cadena.

Una pequeña proporción de unidades α -L-galactosa 6-sulfato tendría la función biológica de obligar a las cadenas a formar dobles hélices con más de una molécula, en vez de una única doble hélice asociada a lo largo de toda la cadena, hecho que es indispensable para obtener una red tridimensional. Las algas agarofitas poseen enzimas que regulan la distribución de estos residuos por eliminación del grupo 6-sulfato, para dar el anillo de 3,6-anhidro y la conformación indicada en la Fig. 11B (Rees, 1961b; Rees *et al.*, 1982).

También es de mencionar que el pH afecta considerablemente la fuerza del gel observándose que, a medida que disminuye el pH, la fuerza del gel se debilita (Glicksman, 1983).

GELES DE AGAROSA CON OTROS POLISACARIDOS

Un hecho interesante de mencionar es que cuando se mezcla una

solución de agarosa, por debajo de su concentración de gelificación, con un galactomanano adecuado se obtiene un gel; un comportamiento similar se observa para una solución no gelificante de "segmentos" de agarosa (Dea *et al.*, 1972; Dea & Morrison, 1975).

La Fig. 12 muestra las curvas de rotación óptica en función de la temperatura para una solución no gelificante de agarosa (0,05%), y una solución no gelificante de agarosa (0,05%) y galactomanano de semilla de algarrobo (0,1%). En ambos casos, se observa para la curva de enfriamiento y

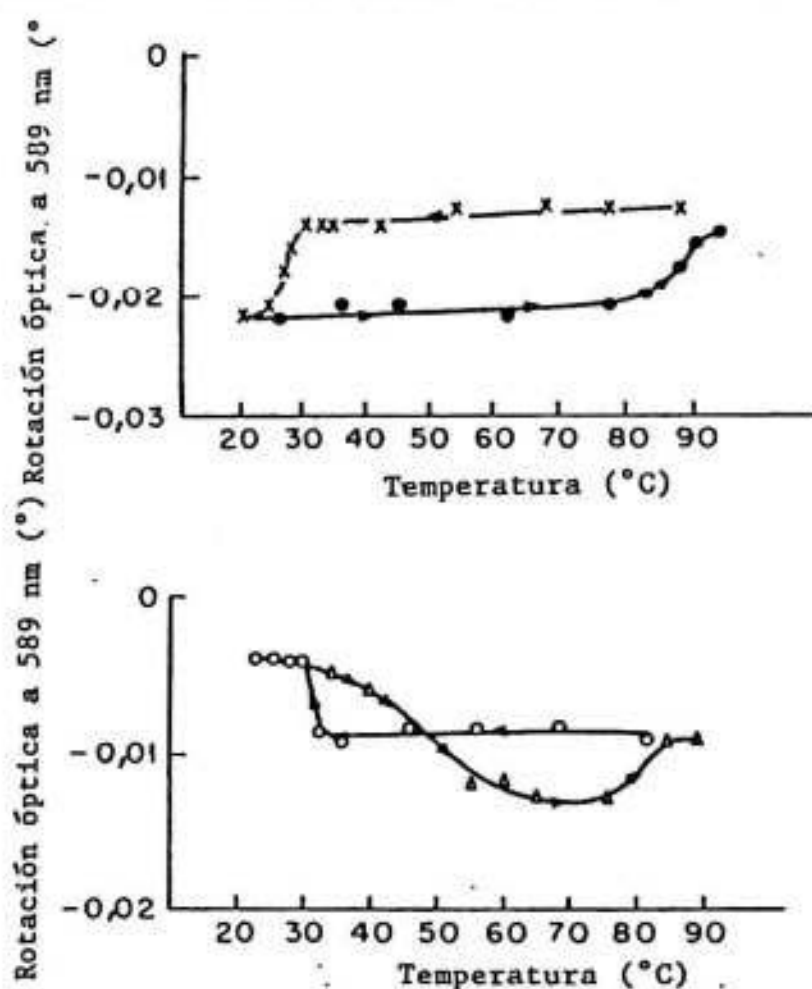


Fig. 12. Variación de la rotación óptica con la temperatura para: (arriba) una solución no gelificante de agarosa (0,05%), (abajo) una solución de agarosa (0,05%) y galactomanano de semilla de algarrobo (0,1%). Las curvas de calentamiento y de enfriamiento se encuentran indicadas por las flechas correspondientes.

por debajo de los 35°C, una variación brusca en el poder rotatorio, pero de signo opuesto; también son muy diferentes las curvas de calentamiento. Es de notar que la solución de agarosa 0,05%, no gelificante, presenta el mismo comportamiento de la rotación óptica en función de la temperatura que una solución de mayor concentración gelificante; esto indica que, en ambos casos, los cambios conformacionales son los mismos pero que a baja concentración hay insuficientes cadenas de polisacárido para formar el gel.

Los resultados pueden interpretarse de la siguiente manera: al enfriar, la agarosa forma dobles hélices y, en presencia de galactomanano, se produce la asociación entre los polisacáridos. A la variación negativa en el poder rotatorio de la agarosa, se contrapone el cambio conformacional del galactomanano, de forma tal que la contribución final es positiva. Por calentamiento, se funden las asociaciones de agarosa-galactomanano, con histéresis, dejando eventualmente dobles hélices libres de agarosa. La última etapa de la curva, corresponde a la de la agarosa sola. Esto confirma la presencia de dobles hélices en el gel mixto.

Por otra parte, experimentos realizados con distintos galactomananos demostraron que son más activos los que poseen bajos contenidos de galactosa (Dea *et al.*, 1972; Dea & Morrison, 1975).

En base a estudios y cálculos realizados (Dea *et al.*, 1972; Dea & Morrison, 1975) se propuso el siguiente modelo (Fig. 13) para explicar la interacción de

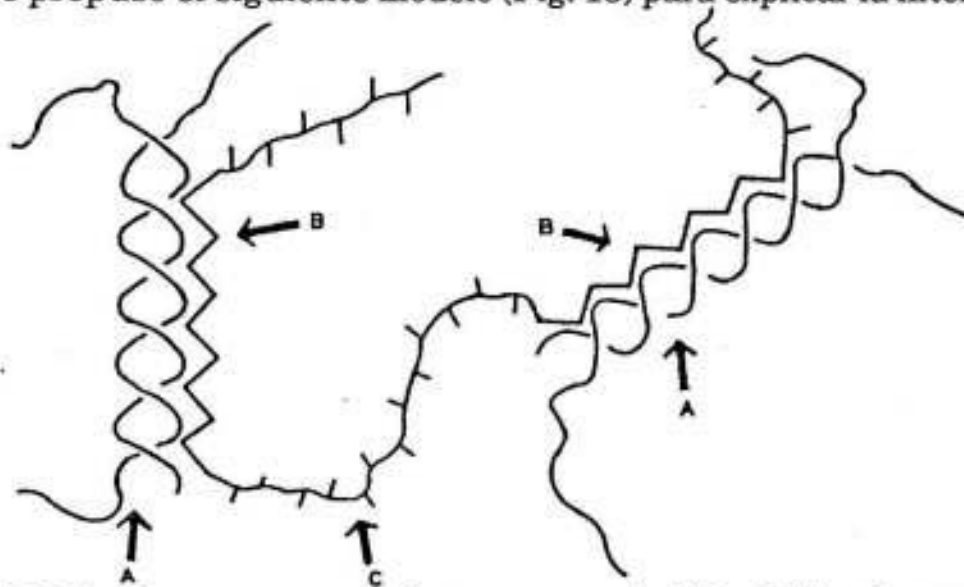


Fig. 13. Geles de agarosa con galactomananos. A: dobles hélices de agarosa, B: conformación regular extendida del galactomanano y C: porción de enrollamiento al azar del galactomanano.

la agarosa con los galactomananos. El galactomanano está constituido por una cadena de unidades de D-manosa enlazadas por uniones β -(1-4)- con ramificaciones simples de D-galactosa en posición α -(1-6)-. Las partes no ramificadas de la molécula pueden pasar de una conformación de enrollamiento al azar a una conformación regular extendida que puede estabilizarse por unión a las dobles hélices de la agarosa. Esta unión provee un entrecruzamiento extra que permite la formación de geles a menores concentraciones de agarosa y de las soluciones no gelificantes de agarosa degradada. Las partes de la cadena de galactomanano que poseen las ramificaciones de galactosa no pueden unirse a las dobles hélices; como se encuentran en una conformación de enrollamiento al azar, confieren elasticidad al gel, y como impiden la asociación, se oponen a la sinéresis. Otro factor que corrobora el modelo anterior es que a igual contenido de galactosa, resulta más activo aquel galactomanano cuya distribución de cadenas laterales es en bloque y no al azar, quedando así una mayor proporción de zonas libres de sustitución para la interacción con la agarosa (Dea, 1987).

Se observa, además, que a mayores contenidos de sulfato, ácido pirúvico y metoxilo, la interacción con el galactomanano es menor y ello posiblemente se deba a efectos de tipo estérico (Dea & Morrison, 1975).

Además de los galactomananos, hay otros polisacáridos que pueden interactuar en forma análoga con la agarosa y son aquellos cuyas estructuras básicas poseen uniones β -D-(1-4) -ecuatoriales- ecuatoriales. Son ejemplos, los β -D-(1-4)-glucanos y β -D-(1-4)-xilanos (Dea & Morrison, 1975; Dea & Rees, 1987).

VISCOSIDAD

La viscosidad de las soluciones de agarosa a temperaturas superiores del punto de gelificación es relativamente constante en el rango de pH de 4,5-9,0 y no se altera mayormente con el tiempo o la fuerza iónica dentro del rango de 6,0-8,0. Una vez que comienza la gelificación a una temperatura dada, la viscosidad aumenta con el tiempo (Selby & Selby, 1959; Glicksman, 1983).

APLICACIONES INDUSTRIALES

El agar tiene uso generalizado en la industria alimentaria en donde se aprovechan sus propiedades emulsionantes, estabilizantes y gelificantes, así

como la alta resistencia de sus geles al calor y al autoclavado. Sus usos principales son en la industria de repostería, dulces, confituras y enlatado de carnes (Glicksman, 1983; Sandford & Baird, 1983).

En tortas y masas envasadas en papel celofán, se presenta el inconveniente de que la humedad liberada por el producto no puede atravesar el envoltorio y, por lo tanto puede condensar sobre una cobertura de azúcar, por ejemplo, disolviéndola; a su vez, el jarabe formado hace que el celofán se adhiera. Este problema se acelera por calor y puede evitarse si se adiciona a la cobertura un 0,2% de un hidrocoloide tal como el agar. El agar evita además la formación de grumos en rellenos de torta, merengues y coberturas, y en cantidades de 0,1-1,0% previene la rancidez. Se utiliza conjuntamente con derivados de celulosa en rellenos para pastelería.

En Japón se prepara el **Oblate** que es un film rígido comestible que se obtiene mezclando soluciones de almidón al 5% (100 partes) y agar al 2,5% (200 partes); la solución resultante se vierte, en forma de película fina, sobre una superficie metálica o de vidrio. Por secado, se obtiene un film rígido (10-15 μm) que se utiliza en la elaboración de golosinas o medicamentos.

El agar se utiliza también como estabilizante en productos lácteos tales como quesos crema y yogurt, y mezclado con galactomanano y gelatina, en la preparación de helados.

Debido a su escaso valor energético, se emplea en la elaboración de alimentos dietéticos. Es utilizado como clarificante en la industria del vino, sidra y vinagre.

AGAROSAS NATURALES Y DERIVADOS SINTETICOS EN SEPARACIONES BIOQUIMICAS

Derivados naturales

La mayoría de las agarosas comerciales contienen: a) grupos sulfato, ya sea conjuntamente con b) grupos metilo (*Gracilaria* sp.) o c) grupos piruvato (*Gelidium* sp.). Raramente los grupos metilo y piruvato aparecen simultáneamente. El sulfato se encuentra, generalmente, enlazado al C-6 de la unidad B y el grupo metilo al C-6 de la unidad A; el piruvato también está enlazado a la unidad A.

Los geles de agarosa proveen excelentes medios para la separación de

polielectrolitos, particularmente proteínas y ácidos nucleicos, por **electroforesis**. Cuando se aplica un potencial eléctrico a través de un gel de agarosa, los contraiones asociados a ésta migran hacia el cátodo llevando consigo su agua de hidratación y cualquier molécula neutra presente en la muestra en estudio. Por lo tanto, hay un flujo neto de agua hacia el cátodo, mientras que los grupos aniónicos de la matriz permanecen inmóviles. Este flujo de líquido se denomina **electroendósmosis** y su magnitud depende del contenido de grupos sulfato y piruvato (Guiseley, 1987; Renn, 1990).

La agarosa de *Gracilaria* sp., tratada en medio alcalino, no contiene grupos sulfato y, por lo tanto, la electroendósmosis es mínima. Si se la mezcla con un galactomanano adecuado se obtiene un excelente medio para la técnica electroforética denominada de **isoelectroenfoco** (Guiseley, 1987).

La agarosa se utiliza como tamiz molecular en **cromatografía sobre geles** para pesos moleculares mayores de 250.000 daltons. También se la emplea en técnicas de **inmunodifusión**, como medio de cultivo microbiológico y como soporte para la inmovilización de células y enzimas utilizadas en biotecnología (Renn, 1990).

Derivados sintéticos

Se vio anteriormente que a mayor contenido de metoxilo, mayor es la temperatura de gelificación (Guiseley, 1970). Por extensión se decidió entonces metilar la agarosa natural pero, contrariamente a lo esperado, se observó un descenso en la temperatura de gelificación (Fig. 14).

Con otros derivados (sustituyente: hidroxietilo, hidroxipropilo, alilo o acetilo) se obtuvo el mismo resultado. El derivado obtenido por hidroxietilación se vende con el nombre de SeaPlaque y SeaPrep agarose, y se utiliza para preparar soles de agarosa para cultivos celulares.

A su vez, estos derivados poseen menores puntos de fusión que la agarosa. Esta propiedad se utiliza para la separación de fragmentos de ADN por electroforesis sobre SeaPlaque; una vez detectada la banda de interés, ésta se corta, el gel se funde y el fragmento se recupera o se prosigue su tratamiento en el gel fundido (Guiseley, 1987).

Otra alternativa para reducir la electroendósmosis es preparar derivados de agarosa que poseen grupos amonio cuaternario como cadenas laterales. Mezclando estas agarosas catiónicas con naturales, en proporciones adecuadas, se obtiene un medio gelificante con carga neta cero, reuniendo así las condiciones para la técnica de isoelectroenfoco (Guiseley, 1987).

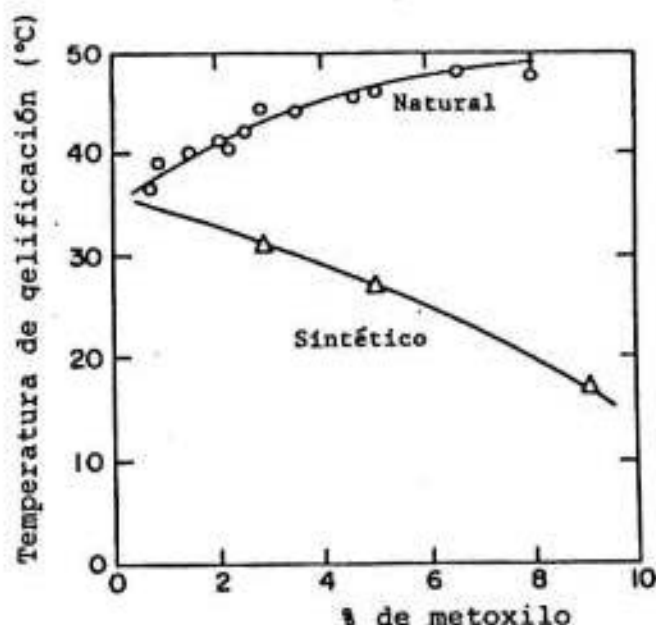
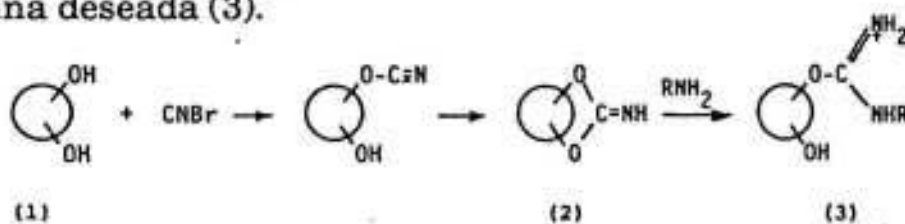


Fig. 14. Variación de la temperatura de gelificación con el contenido de metoxilo para agarosas naturales y agarosas sometidas a metilación.

Los derivados de agarosa son de gran utilidad en la **cromatografía de afinidad** (Guisseley, 1987). Las esferillas de agarosa se tratan con epíclorhidrina (1-cloro-2,3-epoxipropano) para producir entrecruzamiento y lograr mayor estabilidad (1). Se adiciona entonces bromocianógeno obteniéndose un imidocarbonato (2) que se hace reaccionar con el aminoácido, péptido o proteína deseada (3).

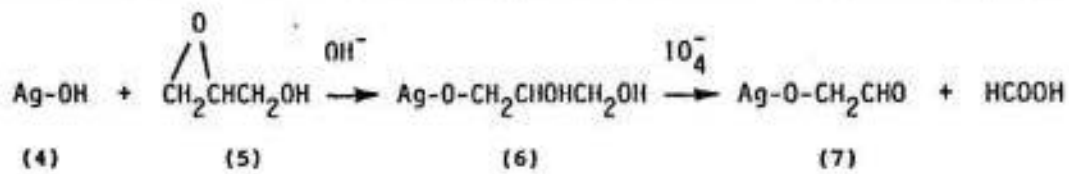


Reacción 1

Se arma una columna de cromatografía con estas esferillas y se siembra la muestra en estudio. Si el ligando de la fase fija es un antígeno y la muestra contiene el anticuerpo correspondiente, éste se unirá a la esferilla, y se eluirá posteriormente puro en condiciones adecuadas.

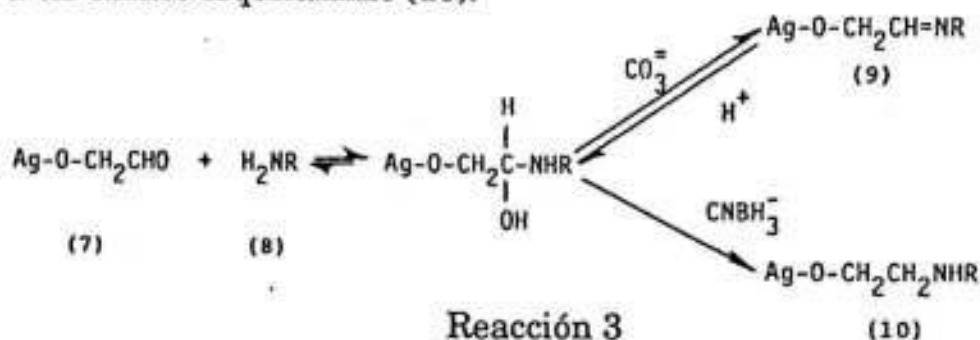
Otro derivado de la agarosa de importancia comercial es la glioxil

agarosa Nufix que se prepara haciendo reaccionar agarosa (4) con glicidol (5) para dar el gliceril éter (6) que luego se oxida con metaperiodato de sodio.



Reacción 2

Sobre este derivado de la agarosa (7) se puede llevar a cabo una electroforesis de proteínas del suero (8) a pH neutro o ligeramente ácido. En estas condiciones las proteínas no reaccionan con los grupos aldehído, pero si se aumenta el pH con carbonato de sodio una vez realizada la separación, se forman las correspondientes bases de Schiff (9), reacción que se puede revertir agregando ácido. Para unir las proteínas irreversiblemente se hace difundir cianoborohidruro de sodio a través del gel; de esta forma se reduce la unión C=N a un enlace alquilamino (10).



Reacción 3

Este derivado de la agarosa también se utiliza en las reacciones de reconocimiento antígeno-anticuerpo (Guiseley, 1987).

FUNCION DEL AGAR EN EL ALGA

Las funciones del agar en el alga serían las siguientes (Percival, 1979; Kloareg & Quatrano, 1988):

- Fortalecer y dar flexibilidad a la pared celular para resistir la acción de las olas.
- Mantener la humedad en algas expuestas a la acción de las mareas.
- Para los componentes aniónicos, mantener el equilibrio iónico de la célula.

BIBLIOGRAFIA

- Araki, C. 1937a. Agar-agar. II. Agar-like substance of *Gelidium amansii* L. *J. Chem. Soc. Japan* 58:1214-1234.
- Araki, C. 1937b. Agar-agar. III. Acetylation of the agar-like substance of *Gelidium amansii* L. *J. Chem. Soc. Japan* 58:1338-1350.
- Araki C. 1966. The polysaccharides of agarophytes. In *Proc. 5th Intl. Seaweed Symp.* Pergamon, Oxford: 3-17.
- Araki C. & K. Arai. 1956. The chemical constitution of agar-agar. XVIII. Isolation of a new crystalline disaccharide by enzymic hydrolysis of agar-agar. *Bull. Chem. Soc. Japan* 29:339-345.
- Araki, C. & K. Arai. 1957. Studies on the chemical constitution of agar-agar. XX. Isolation of a tetrasaccharide by enzymic hydrolysis of agar-agar. *Bull. Chem. Soc. Japan* 30:287-293.
- Araki, C. & S. Hirase. 1960. Studies on the chemical constitution of agar-agar. XXI. Re-investigation of methylated agarose of *Gelidium amansii*. *Bull. Chem. Soc. Japan* 33:291-295.
- Arnott, S., A. Fulmer, W.E. Scott, I.C.M. Dea, R.Moorhouse & D.A.Rees. 1974. The agarose double helix and its function in agarose gel structure. *J. Mol. Biol.* 90:269-284.
- Brasch, D. J., C. T. Chuah & L. D. Melton. 1983. The agar-type polysaccharide from the red alga *Gracilaria secundata*. *Carbohydr. Res.* 115:191-198.
- Craigie, J. S. & A. Jurgens. 1989. Structure of agars from *Gracilaria tikvahiae* Rhodophyta: location of 4-O-methyl-L-galactose and sulphate. *Carbohydr. Polymers* 11:265-278.
- Dawes, C. J., 1986. La importancia de las plantas marinas. In *Botánica Marina*. Editorial Limusa, México D.F., 35-68.
- Dea, I. C. M. 1987. Mixed polysaccharide systems. In S. S. Stivala, V. Crescenzi & I.C. M. Dea (Eds). *Industrial polysaccharides. The impact of biotechnology and advanced methodologies*. Gordon & Breach Science Publishers, Nueva York: 367-385.
- Dea, I. C. M., A. A. McKinnon & D. A. Rees. 1972. Tertiary and quaternary structure in aqueous polysaccharide systems which model cell wall cohesion. Reversible changes in conformation and association of agarose, carrageenan and galactomannans. *J. Mol. Biol.* 68:153-172.

- Dea, I. C. M. & A. Morrison. 1975. Chemistry and interactions of seed galactomannans. *Adv. Carbohydr. Chem. Biochem.* 31:241-312.
- Dea, I. C. M. & D. A. Rees. 1987. Affinity interactions between agarose and β -(1-4)-glycans: a model for polysaccharide associations in algal cell walls. *Carbohydr. Polymers* 7:183-224.
- Duckworth, M. & W. Yaphe. 1971a. The structure of agar. Part. I. Fractionation of a complex mixture of polysaccharides. *Carbohydr. Res.* 16:189-197.
- Duckworth, M. & W. Yaphe. 1971b. The structure of agar. Part II. The use of a bacterial agarase to elucidate structural features of the charged polysaccharides in agar. *Carbohydr. Res.* 16: 435-445.
- Glicksman, M. 1983. Red seaweed extracts (agar, carrageenans, furcellaran). In M. Glicksman (Ed). *Food hydrocolloids* Vol. 2. CRC Press, Florida: 73-113.
- Goldstein, I.J., G. W. Hay, B.A. Lewis & F. Smith. 1965. [76] Controlled degradation of polysaccharides by periodate oxidation, reduction and hydrolysis. *Methods Carbohydr. Chem.* 5:361-370.
- Guiseley, K. B. 1970. The relationship between methoxyl content and gelling temperature of agarose. *Carbohydr. Res.* 13:247-256.
- Guiseley, K. B.. 1987. Natural and synthetic derivatives of agarose and their use in biochemical separations. In M. Yalpani (Ed). *Progress in biotechnology Vol. 3 - Industrial polysaccharides. Genetic engineering, structure/property relations and applications.* Elsevier Science Publishers, Amsterdam: 139-147.
- Hirase, S. 1957. Chemical constitution of agar-agar. XIX. Pyruvic acid as a constituent of agar-agar. 1. Identification and estimation of pyruvic acid in the hydrolysis of agar. *Bull. Chem. Soc. Japan* 30:68-70.
- Kloareg, B. & R. S. Quatrano. 1988. Structure of the cell walls of marine algae and ecophysiological functions of the matrix polysaccharides. *Oceanogr. Mar. Biol. Annu. Rev.* 26:259-315.
- Lahaye, M. & W. Yaphe. 1988. Effects of seasons on the chemical structure and gel strength of *Gracilaria pseudoverrucosa* agar (Gracilariaceae, Rhodophyta). *Carbohydr. Polymers* 8:285-301.
- Matsuhira, B. & C. C. Urzua. 1988. Agarans from tetrasporic and cystocarpic *Gelidium lingulatum*. *Bol. Soc. Chil. Quim.* 33:135-140.
- McHugh, D. J. 1991. Worldwide distribution of commercial resources of seaweeds including *Gelidium*. *Hydrobiologia* 221:19-29.

- Murano, E., P. Cescutti, G. Guida, R. Rizzo, G. Liut, S. Paoletti, L. Talarico & B. Focher. 1989. Preliminary evaluation of an agar fraction obtained from *Gracilaria verrucosa*. In V. Crescenzi, I. C. M. Dea, S. Paoletti, S. S. Stivala & I. W. Sutherland (Eds). *Biomedical and biotechnological advances in industrial polysaccharides*. Gordon & Breach Science Publishers, Londres: 375-383.
- Painter, T. J. 1983. Algal polysaccharides. In G. O. Aspinall (Ed). *The polysaccharides Vol. 2*. Academic Press, New York: 195-285.
- Percival, E. 1979. The polysaccharides of green, red and brown seaweeds: their basic structure, biosynthesis and function. *Br. Phycol. J.* 14:103-117.
- Rees, D. A. 1961a. Estimation of the relative amounts of isomeric sulphate esters in some sulphated polysaccharides. *J. Chem. Soc.* 5168-5171.
- Rees, D. A. 1961b. Enzymic synthesis of 3,6-anhydro-L-galactose with porphyran from L-galactose 6-sulphate units. *Biochem. J.* 81:347-352.
- Rees, D. A. 1969. Structure, conformation, and mechanism in the formation of polysaccharide gels and networks. *Adv. Carbohydr. Chem. Biochem.* 24:267-332.
- Rees, D. A., E. R. Morris, D. Thom & J. K. Madden. 1982. Shapes and interactions of carbohydrate chains. In G. O. Aspinall (Ed). *The polysaccharides Vol. 1*. Academic Press, Londres: 195-290.
- Renn, D. W. 1990. Seaweeds and biotechnology - inseparable companions. *Hydrobiologia* 204/205:7-13.
- Sandford, P. A. & J. Baird, 1983. Industrial utilization of polysaccharides. In G. O. Aspinall (Ed), *The Polysaccharides Vol. 2*, Academic Press, Londres: 411-490.
- Selby, H. H. & T. A. Selby, 1959. Industrial utilization of polysaccharides. In R. L. Whistler (Ed), *Industrial Gums*. Academic Press, Nueva York, 15-49
- Tako, M. & S. Nakamura. 1988. Gelation mechanism of agarose. *Carbohydr. Res.* 180:277-284.
- Usov, A. I. 1992. Sulfated polysaccharides of red seaweeds. *Food Hydrocolloids* 6:9-23.
- Usov, A. I., E.G. Ivanova & V. F. Makienko. 1979. Polysaccharides of algae. XXIX. Comparison of agar samples in different generations of *Gracilaria verrucosa* (Huds.) Papenf. *Bioorg. Khim.* 5:1647-1653.
- Usov, A. I., R. A. Lotov & N. K. Kochetkov. 1971. Polysaccharides of algae. VII. Preliminary study of polysaccharides of the red alga *Rhodomela larix*. *Zh. Obshch. Khim.* 41:1154-1160.

Capítulo 5

Polisacáridos de algas rojas: Carragenanos

Alberto S. Cerezo*

INTRODUCCION

Los carragenanos son galactanos sulfatados producidos por algas rojas, fundamentalmente de algunas familias del orden Gigartinales, aunque también se han encontrado productos con características de carragenanos en especies del orden Cryptonemiales.

Su unidad estructural repetitiva es un disacárido constituido por un residuo de β -D-galactosa unido por la posición 3 (A), y uno de α -D-galactosa unido por el carbono 4 (B) (Fig. 1). Pueden aparecer grupos sulfato esterificando cualquiera de los oxhidrilos libres, salvo el unido al C-3 de la unidad B (Fig. 1). En algunos casos, la unidad α -D-galactosa (B) es reemplazada total o parcialmente por 3,6-anhidro- α -D-galactosa, la cual presenta un ciclo con conformación 1C_4 , es decir invertido respecto del ciclo de la unidad original (Fig. 2) (Painter, 1983).

(*) Departamento de Química, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires. Pabellon 2 Ciudad Universitaria, 1428 Buenos Aires, Argentina.

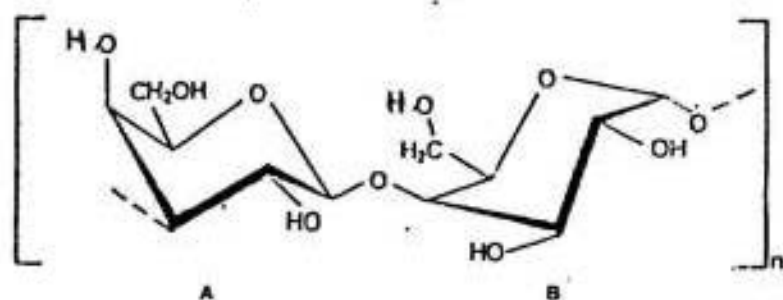


Fig. 1. Unidad estructural repetitiva de los carragenanos.

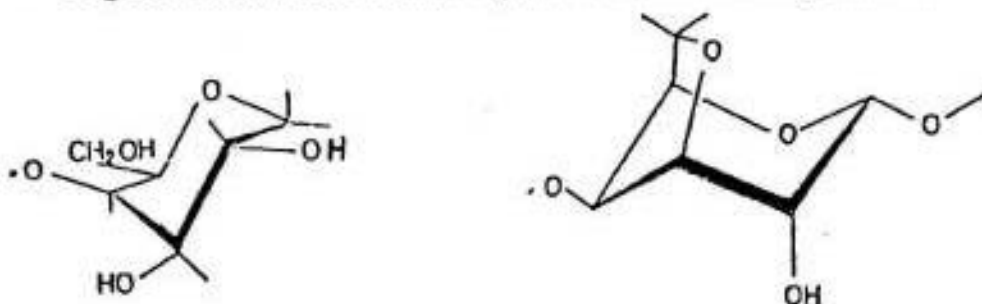


Fig. 2. α -D-galactosa en conformación 4C_1 , 3,6-anhidro α -D-galactosa en conformación 1C_4 .

A fines del siglo pasado y comienzos del actual se pensaba que "el" carragenano (o "carragenina", como se la denominaba entonces), era un polisacárido cuyo análisis, cantidad y posición de los grupos sulfato, porcentaje de 3,6-anhidrogalactosa, etc., podía variar de acuerdo a la especie del alga y/o al hábitat de la misma. En 1953, un carragenano obtenido de *Chondrus crispus* (Smith *et al.*, 1954) fue fraccionado produciendo dos polisacáridos diferenciados por sus capacidades de formar geles en presencia del catión potasio (K^+). Se denominó kappa-carragenano a aquel que gelificaba en soluciones 0,125M de cloruro de potasio y lambda-carragenano al que permanecía soluble en esas condiciones (Smith & Cook, 1953). Esta concepción simplista sobre la heterogeneidad de los carragenanos fue desechada ya que estudios posteriores (Anderson & Rees, 1966; Anderson *et al.*, 1968, Cerezo, 1967a, 1967b) demostraron que carragenanos extraídos de diferentes especies de algas rojas, recolectadas en condiciones controladas de tiempo y hábitat, producían precipitaciones particuladas a otras concentraciones de cloruro de potasio, indicando así diferentes capacidades de gelificación. Al estudiarse estos productos se extendió la gama de estructuras diferenciadas, concepto implícito en la definición original operativo-estructural kappa-lambda. Así aparecieron los iota-carragenanos que al igual que los kappa forman geles, y

los carragenanos μ y ν que no los forman. En las figuras 3 a 7, se muestran las unidades estructurales propuestas para los diferentes carragenanos.

Si bien la mayor parte de las diferencias entre las distintas estructuras parecen pequeñas, ellas influyen en las formas de las moléculas (conformaciones o estructuras secundarias) y sus propiedades de agregación (estructuras terciarias y cuaternarias), y en consecuencia, en sus propiedades físicas y biológicas. Excepcionalmente se han encontrado otras variaciones estructurales de la unidad repetitiva que han recibido nombres propios (Tabla 1) aún cuando no sea seguro si las mismas son parte de una molécula o al menos de bloques extensos de la misma o si son únicamente irregularidades de la estructura general, como las que mencionamos más adelante. A fin de evitar los inconvenientes de una nomenclatura tan profusa y no siempre debidamente fundamentada, algunos autores (McCandless & Craigie, 1979) preconizan una nueva clasificación que teniendo en cuenta la diversidad estructural de la Tabla 1, retorne a la simplicidad y a las bases de la clasificación original. Así se ha definido la familia kappa como el conjunto de carragenanos gelificantes

Tabla 1 - Distintos tipos de carragenanos producidos por variaciones estructurales en los componentes de la unidad repetitiva.

Carragenano	(β -D-Galp (A))	(α -D-Galp (B))
Beta	-	3,6-anhidro
Kappa	4-sulfato	3,6-anhidro
Iota	4-sulfato	3,6-anhidro 2-sulfato
Mu	4-sulfato	6-sulfato
Nu	4-sulfato	2,6-disulfato
Lambda	2-sulfato ¹	2,6-disulfato
Xi ²	2-sulfato	2-sulfato
Theta ³	2-sulfato	3,6-anhidro 2-sulfato
Delta	4-sulfato	2-sulfato
Gamma	-	6-sulfato
Omega	6-sulfato	3,6-anhidro
Alfa	-	3,6-anhidro 2-sulfato

1 En la definición original se suponía que sólo el 70% de las unidades A estaban sulfatadas. 2 Con un cetal de ácido pirúvico en 4,6 (carboxietilidén) se denominó Pi (π). 3 No aparece en la naturaleza, se obtiene por tratamiento alcalino del λ -carragenano.

y de aquellos que no lo son pero que pueden serlo por un proceso químico o enzimático. Pertenecen a esta familia los galactanos con estructura alfa, beta, gamma, kappa, iota, mu y nu (Tabla 1). Los restantes, lambda, xi, omega, delta y theta forman la familia lambda cuyos componentes ni gelifican ni pueden ser transformados en productos gelificantes.

SECUENCIAS DE CADENAS INTERRUMPIDAS

En realidad, la mayor parte de los polisacáridos, y no son una excepción los carragenanos, son más complicados de lo que indicaría una simple estructura repetitiva ya que, usualmente, dichas secuencias están separadas por regiones con un tipo de regularidad diferente o totalmente irregulares (Rees, 1977). Dado que estas irregularidades, a pesar de encontrarse en proporciones muy pequeñas, pueden ser determinantes de las propiedades físicas y/o biológicas, su estudio resulta fundamental para la comprensión de estos productos. La primer irregularidad que se determinó aparece en los miembros de la familia kappa (Figs. 3 y 4) en los cuales ciertas unidades de 3,6-

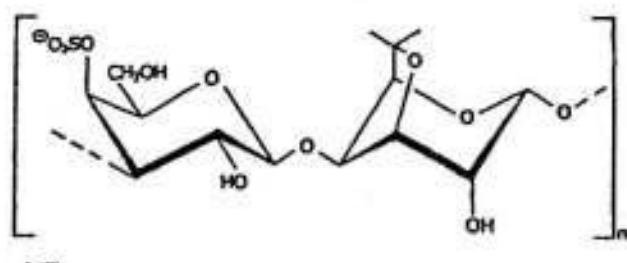


Fig. 3. Unidad estructural de kappa-carragenano.

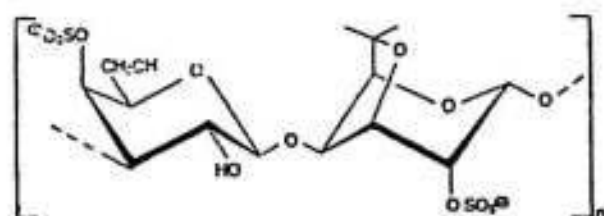


Fig. 4. Unidad estructural de iota-carragenano.

anhidro- α -D-galactosa o de 3,6-anhidro- α -D-galactosa 2-sulfato están reemplazadas por α -D-galactosa 6-sulfato o α -D-galactosa 2,6-disulfato respectivamente. En los miembros no gelificantes de la familia (mu y nu) ocurre exactamente lo inverso. El reemplazo implica que una unidad con conformación 1C_4 enlazada por dos uniones ecuatoriales es cambiada por una con conformación 4C_1 con dos uniones axiales, o su inversa para los miembros no gelificantes (ver Fig. 2). En el caso de los carragenanos kappa e iota su estructura repetitiva le confiere a la molécula la forma de hélice (estructura secundaria) y la

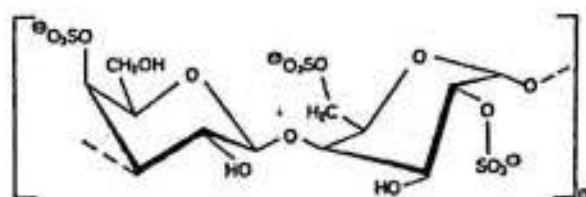


Fig. 5. Unidad estructural de mu-carragenano

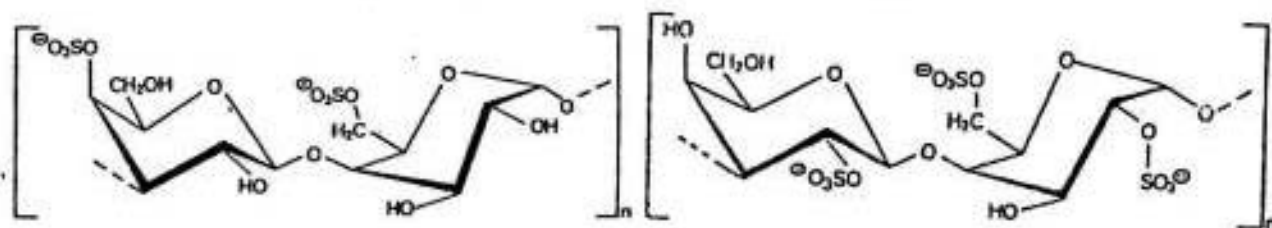


Fig. 6. Unidad estructural de nu-carragenano

Fig. 7. Unidad estructural de lambda-carragenano

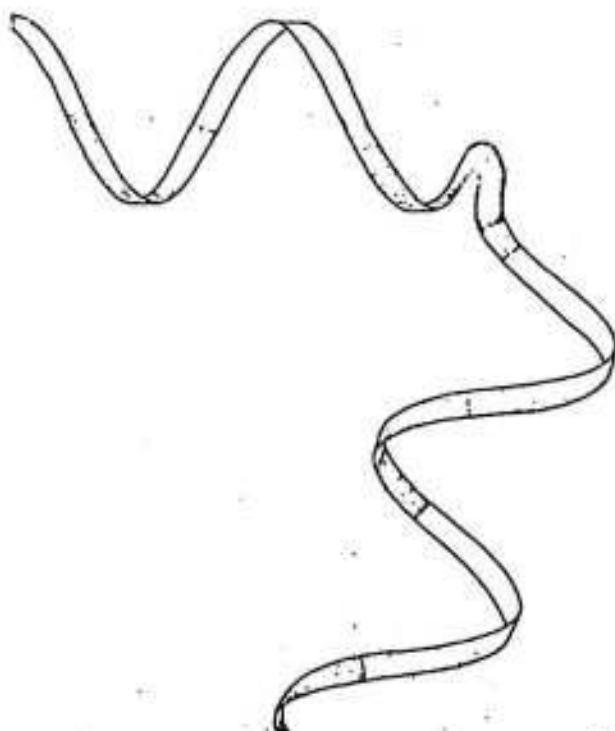


Fig. 8. Estructura helicoidal de un carragenano gelificante y cambio de dirección de la misma debido a una "irregularidad".

presencia de una unidad reemplazante (unidad de doblado) implica un cambio de dirección de la hélice (Fig. 8).

Como veremos luego estos cambios de dirección de la hélice tienen importantes implicancias en la gelificación del carragenano. Cuando el número de "unidades de doblado" de un carragenano kappa o iota aumenta por encima de cierto límite las zonas regulares (helicoidales) se acortan impidiendo la formación de "zonas de unión" (ver "mecanismo de gelificación"). El carragenano se hace soluble y se transforma, en la medida que el reemplazo se va completando en un mu o nu-carragenano. El alga posee una enzima que realiza esta ciclación transformando esas unidades "irregulares" en 3,6-anhidrogalactosas; esta transformación pareciera ser un mecanismo que permite al alga sintetizar un producto soluble, aprovechar esa solubilidad para su transporte al lugar de uso, y allí producir el gel de acuerdo a sus necesidades por ciclaciones parciales de unidades "irregulares". Existen otras unidades irregulares, pero para comprender mejor como funcionan conviene tratar primero el mecanismo de gelificación de los carragenanos.

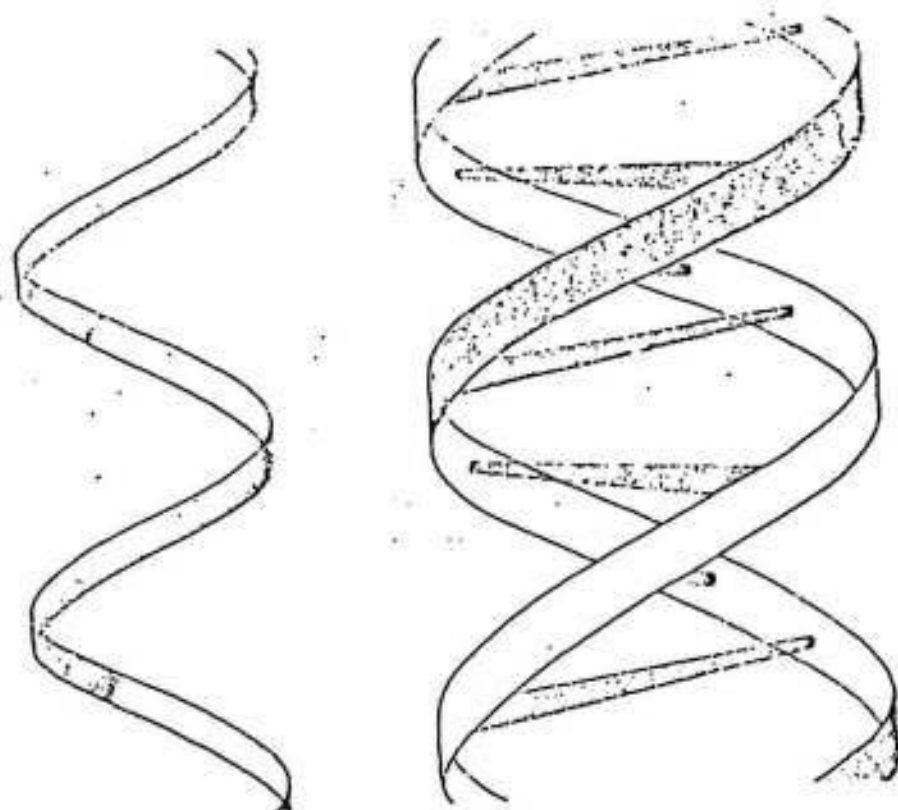


Fig. 9. Hélices simple y doble en carragenanos gelificantes (kappa- e iota-carragenanos)

MECANISMO DE GELIFICACION

La hélice, que forma la molécula de acuerdo a su estructura primaria, no es estable y para estabilizarse debe formar una doble hélice con uniones hidrógeno entre los oxhidrilos de C-2 de las unidades A de una de las hebras y los oxhidrilos de C-6 de las unidades A de otra hebra (Fig. 9). Sin embargo, tanto la hélice simple como la doble son estructuras preferentemente monodimensionales y no pueden explicar la formación de un gel que es una estructura en tres dimensiones. La presencia de unidades "irregulares" en las moléculas hace que la doble hélice se abra y que pueda cambiar la dirección de cada una de las hélices de manera que diferentes zonas regulares de una misma molécula pueden formar dobles hélices con moléculas distintas, introduciendo así el reticulado tridimensional necesario para la formación del gel. Las dobles hélices o "zonas de unión" se adosan bajo la acción de cationes específicos como el K^+ , formando "dominios" o agregados (Fig. 10).

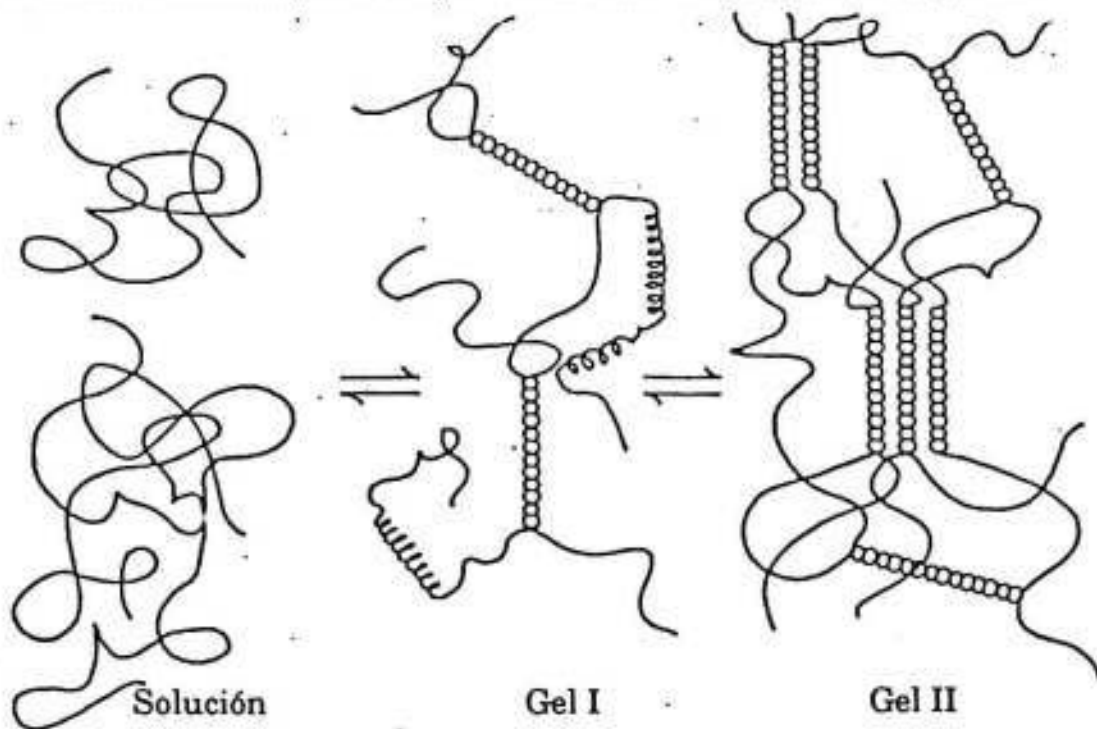


Fig. 10. Mecanismo de gelificación propuesto para los carragenanos. Solución: la molécula se encuentra en una conformación desordenada "al azar" (random coil). Gel I: en los comienzos de la gelificación se forman las dobles hélices (zonas de unión) y el reticulado. Gel II: bajo la influencia del K^+ las dobles hélices se agrupan formando dominios que estabilizan e incrementan la fuerza del gel.

La cantidad y distribución de las unidades irregulares determinan la formación del gel y el tamaño y la distribución de los poros, condicionando el transporte de materiales a través del mismo, también su rigidez y, por lo tanto, la calidad de la protección mecánica a las células del alga embebidas en el gel.

UNIDADES DE DOBLADO NO CLASICAS

Las ciclaciones antes mencionadas, que el alga realiza enzimáticamente, también pueden llevarse a cabo en el laboratorio mediante un tratamiento con álcali. Este tratamiento se efectúa asimismo a escala industrial para obtener carragenanos gelificantes a partir de otros de la familia kappa (por ejemplo mu) que no son gelificantes. La principal diferencia entre el tratamiento químico y el enzimático es que el primero es indiscriminado y cicla todas las unidades de α -D-galactosa 6-sulfato o 2,6-disulfato presentes, mientras que la enzima actúa selectivamente según reglas que aún no se conocen.

Si las únicas "unidades de doblado" fueran las ya mencionadas, un carragenano de la familia kappa sometido a tratamiento alcalino no debería gelificar ya que, al eliminarse las mismas, se formaría solamente una doble hélice entre dos moléculas que no proporcionaría el reticulado necesario para la gelificación. El hecho de que estos productos gelifiquen y a muy bajas concentraciones de cloruro de potasio, muestra la existencia de otras "unidades de doblado" que podríamos denominar "no clásicas". El estudio de la estructura fina de carragenanos aislados de fases sexuales de las algas *Gigartina skottsbergii* (Matulewicz *et al.*, 1989) e *Iridaea undulosa* (Stortz & Cerezo, 1993) y de sus productos de tratamiento alcalino sugiere las siguientes "unidades de doblado" "no clásicas" en carragenanos de la familia kappa: a) residuos A sulfatados en posiciones 2 y/o 6; al bloquearse esas posiciones se impide la formación de uniones hidrógeno estabilizadoras entre las dos hebras de la doble hélice y por lo tanto la formación, en esa zona, de dicha doble hélice y b) unidades B sin sulfatar en la posición 6, que en consecuencia no pueden ser cicladas.

El descubrimiento de las "unidades irregulares" obligó a cambiar los conceptos sobre las estructuras de los carragenanos, en principio se vio que las estructuras reales no podían ser representadas totalmente con las fórmulas anteriores (Fig. 3-7) y que tampoco tendría sentido "inventar" nuevos nombres o fórmulas que tuvieran en cuenta esas unidades irregulares ya que las mismas podían variar en tipo, número y distribución en la cadena de

polisacárido. Sin embargo, el hecho de que las estructuras repetitivas predominen ha permitido considerarlas como estructuras "ideales" o "extremas" en término de las cuales se puede, introduciendo las unidades irregulares, obtener estructuras "reales". Esto tiene un significado conceptual importante, ya que implica reconocer que no existe el carragenano kappa o lambda sino muchos carragenanos kappa, lambda, etc. con estructuras que giran en cada caso alrededor de la ideal pero con detalles finos que determinan el producto real. Debe mencionarse que todos los polisacáridos tienen unidades irregulares que, aún apareciendo en pequeñas cantidades, pueden determinar o modular sus propiedades.

Algunos carragenanos podrían describirse como polímeros de bloque, es decir formados por bloques de distintas estructuras ideales, separadas por posibles zonas irregulares dando lugar al concepto de moléculas híbridas (carragenanos kappa/iota, etc.).

CARRAGENANOS PRODUCIDOS DURANTE LAS FASES GAMETOFITICA Y ESPOROFITICA DEL CICLO DEL ALGA.

Algunas investigaciones (Black et al., 1965; McCandless & Craigie, 1974) habían informado sobre amplias variaciones en la relación de carragenanos insolubles y solubles en soluciones de cloruro de potasio en diferentes muestras de *Chondrus crispus*. Dicha variación fue atribuída a factores estacionales, hábitats diferentes, etc. aún cuando nadie pudo establecer relación alguna entre dichos factores y las variaciones observadas.

Cerca de 1973, la botánica canadiense E.L. McCandless (McCandless et al., 1973) reflató un trabajo de 1949, en el que se sugería que la influencia de los cambios estacionales en la fuerza de gel de los carragenanos, podría estar asociada con el estado reproductivo del vegetal que los producía. Esta sugerencia fue corroborada al comprobarse que el carragenano de una muestra esporofítica de *Chondrus crispus* (Chen et al., 1973) era altamente viscoso, no gelificaba en presencia del catión potasio y contenía porcentajes muy bajos de 3,6-anhidrogalactosa, características típicas de un lambda-carragenano. También se determinó que las plantas en su etapa gametofítica producían carragenanos de la familia Kappa. Un grupo neocelandés (Pickmere et al., 1973) determinó que esa diferenciación ocurría también en otras especies de la familia Gigartinaceae, aunque ésta no se observó en algunas otras especies de carragenóforas de otras familias.

Los carragenanos de las fases gametofíticas y esporofíticas de dos algas patagónicas, *Iridaea undulosa* y *Gigartina skottsbergii*, han sido estudiados en detalle y los resultados obtenidos posiblemente puedan ser generalizados. Las plantas cistocárpicas producen, posiblemente a partir de un precursor común de estructura μ/ν heterodispersa, un sistema de carragenanos compuesto de dos fracciones principales: una de ellas totalmente soluble en cloruro de potasio con la estructura de un carragenano μ/ν parcialmente ciclado y la otra, un carragenano gelificante, a concentraciones de cloruro de potasio dependientes del alga y posiblemente también del hábitat, época de recolección, etc. con estructura kappa/iota (Fig. 11).

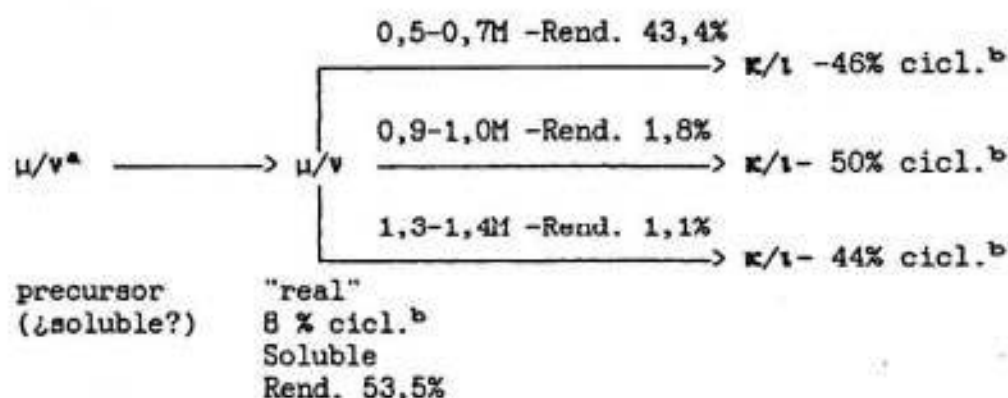


Fig. 11. Familia de carragenanos obtenida por fraccionamiento con cloruro de potasio de una muestra cruda extraída de plantas gametofíticas de *Iridaea undulosa*. a) No aislado. b) Porcentaje de ciclación de las unidades α -D-galactosa 6-sulfato y 2,6-disulfato.

Las plantas tetrasporofíticas de *Iridaea undulosa* y *Gigartina skottsbergii* biosintetizan casi exclusivamente lambda-carragenanos que precipitan en un rango amplio de concentraciones de cloruro de potasio siguiendo, en cada caso, una estructura básica común con cantidades crecientes de sulfato. Estos ejemplares también sintetizan una pequeña cantidad (< 10%) de un carragenano totalmente soluble en cloruro de potasio, con características analíticas similares a las de un lambda-carragenano pero con un poder rotatorio y análisis por metilación muy diferentes de esa estructura.

Estudios anteriores realizados con las fases gametofíticas y esporofíticas de *Chondrus crispus* (Chen *et al.*, 1973) muestran un esquema similar aún cuando, en el caso de esta última los fraccionamientos fueron efectuados con distintos rangos de concentración de cloruro de potasio, de modo que es imposible hacer una comparación muy estrecha.

BIOSÍNTESIS DE CARRAGENANOS

La biosíntesis de los carragenanos se realiza a través de distintas etapas secuenciales bien definidas:

1- Síntesis de la cadena central o esqueleto

La unidad disacarídica repetitiva [1→3 β-D-galactopiranosil- (1→4) - α-D-galactopiranosil (1-)]_n (Fig. 1) implica la existencia de dos diferentes galactosiltransferasas que usan UDP-D-galactosa como dador del monosacárido. Podría cuestionarse la estricta regularidad en la alternancia de las uniones glicosídicas β(1→4), α(1→3), ya que las determinaciones estructurales sobre distintos carragenanos muestran pequeñas divergencias en la relación 1:1, pero esas diferencias son atribuibles al error experimental. Hay, sin embargo, reportados dos galactanos (no carragenanos) de algas rojas como el de *Dilsea edulis* (Barry & McCormick, 1957) y el de *Pachymenia carnosa* (Parolis, 1978) en las cuales podrían predominar las uniones (1→3).

En algunos casos se han encontrado desviaciones de la estructura lineal alternante: cadenas laterales de una unidad de galactosa y/o xilosa o uniones galactosídicas (1→2) ó (1→6).

En todos los casos dichas desviaciones, así como aquellas posibles de la alternancia, se encuentran en pequeñas cantidades o como trazas, lo que dificulta su detección. Sin embargo, no debe disminuirse su importancia porque son parte de los factores que pueden determinar las características de gelificación de los kappa/iota-carragenanos.

2- Sulfatación

En esta etapa se producen los precursores de las familias kappa y lambda ya que si bien en las plantas gametofíticas y esporofíticas existen sulfatasas capaces de sustituir todos los oxhidrilos de ambas unidades (salvo el de C-3 de la unidad B), en las gametofíticas se sulfata el C-4 de la unidad A, mientras que en las esporofíticas la sulfatación se produce sobre el C-2 de la misma unidad. Dichas sulfataciones son prácticamente excluyentes (se han encontrado sólo trazas de unidades disulfatadas en esas posiciones).

La falta de sulfatación del C-3 de la unidad B puede ser entendida suponiendo que los sistemas de sulfatasas de ambas fases gametofítica y esporofítica tienen un origen común de modo que no existe una enzima con la

especificidad adecuada para realizar esa sulfatación. Al quedar libre el oxhidrilo de C-3, la unidad B puede ciclarse y así generarse los carragenanos kappa/iota a partir de sus precursores mu/nu. En cambio, en los carragenanos lambda, dicha ciclación no se produce pues el oxhidrilo de C-3 queda bloqueado por formación de una unión hidrógeno entre este oxhidrilo y el sulfato unido al oxhidrilo de C-2 de la unidad A (Fig. 12).

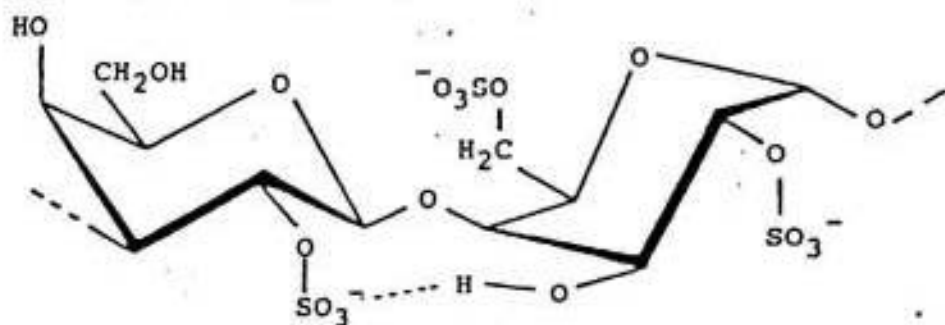


Fig. 12. Bloqueo del C₃-oxhidrilo de la unidad B en un lambda-carragenano.

La falta de ciclación de las unidades de α -galactosa determina las propiedades viscosantes de los lambda-carragenanos ya que las cadenas extendidas (tipo cinta) de la molécula original no pueden acercarse lo suficiente (por repulsión de las cargas negativas de los grupos sulfato) para formar zonas de unión y agregados que posibiliten la gelificación. Esta sólo puede producirse en medios de alta fuerza iónica que debiliten esa repulsión, como lo prueba la precipitación de lambda-carragenanos a altas concentraciones de cloruro de potasio. Es evidente que también existe una especificidad en la sulfatación de la unidad B ya que en los lambda-carragenanos se encuentra totalmente sulfatada en C-2 y C-6, mientras que en los carragenanos mu/nu la relación de sulfatación $[C-6/(C-2+C-6)]$ es variable. Los estudios efectuados con enzimas obtenidas de bacterias aptas para crecer en medios pobres en sulfato, que por lo tanto hidrolizan únicamente regiones no sulfatadas de las cadenas, muestran que los grupos sulfato tienden a reunirse en algunas regiones produciendo estructuras de tipo bloque resultando que algunos bloques son más pobres y otros más ricos en sulfato. Los residuos de 3,6-anhidrogalactosa se encuentran en los primeros. Tanto en carragenanos de la familia kappa como en los de la familia lambda se encuentran pequeñas cantidades (a veces trazas) de unidades A disulfatadas con grupos sulfato en cualquier combinación de posiciones (2- y 6-, 2- y 4- ó 4- y 6-).

Se desconoce el significado que estas unidades pueden tener en un lambda-carragenano (salvo aumentar el contenido de sulfato en una zona de la molécula) pero en los carragenanos kappa/iota el bloqueo de las posiciones 2-, 6- ó 2- y 6- en las unidades A significa la apertura de la doble hélice, es decir que estos residuos disulfatados actuarían como "unidades de doblado" "no clásicas". Se han encontrado también unidades B sin sulfatar que podrían jugar el mismo rol.

3- Ciclación

La etapa siguiente es la ciclación de las unidades de α -D-galactosa 6-sulfato y/o 2,6-disulfato para producir residuos de 3,6-anhidro- α -D-galactosa y su derivado sulfatado en C-2, respectivamente. Ese pasaje da a la molécula una conformación ordenada helicoidal. En los lambda-carragenanos esta ciclación no se produce enzimáticamente por el bloqueo del oxhidrilo del C-3. Si la ciclación es producida químicamente el carragenano theta formado tampoco es gelificante, ya que si bien tiene conformación helicoidal, la doble hélice no puede estabilizarse por uniones hidrógeno y la molécula asume una conformación estadística (al azar).

El pasaje de mu/nu a kappa/iota-carragenano se produce a través de la ciclación enzimática controlada de algunas de las unidades B sulfatadas en 6. De acuerdo con lo que se conoce dicha ciclación nunca es completa, la enzima selecciona qué unidades serán cicladas y cuales no, de modo de producir una distribución adecuada de unidades de 3,6-anhidrogalactosa en el producto final. Para conocer algo más de esa distribución se intentó medir el "contenido de carrabiosa consecutiva" de un carragenano a través de metanólisis (Anderson & Rees, 1966). En esta reacción el polisacárido se trata con cloruro de hidrógeno disuelto en metanol, lo que provoca una ruptura selectiva de uniones 3,6-anhidrogalactosídicas, dando como resultado carrabiosa dimetil acetal (Fig. 13), y otros oligómeros mayores, ya que las uniones galactosídicas quedan inalteradas. De acuerdo a esto, una unidad de carrabiosa aislada en la molécula no genera el acetal de la carrabiosa, mientras que dos unidades contiguas producen una, tres producen dos, y así sucesivamente. Los datos permitieron concluir que las unidades de carrabiosa están dispuestas en grandes grupos o bloques aún cuando la proporción de 3,6-anhidrogalactosa en la molécula sea pequeña. Es posible que la sulfato eliminasa que produce la ciclación opere por algún mecanismo de ataque múltiple, realizando conversiones de unidades vecinas cada vez que se asocia con el sustrato. Esto

se ve apoyado si se supone que la conversión de una unidad favorece la conversión de otra unidad vecina (Painter, 1983).

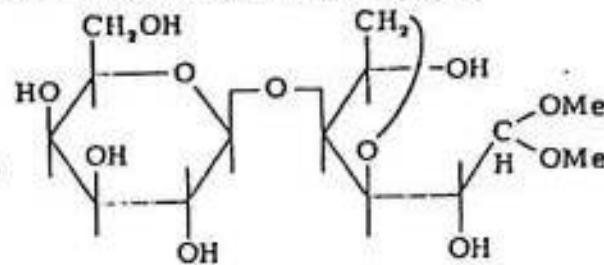


Fig. 13. Carrabiosa dimetil acetal

4- Modificaciones finales

En ciertas especies de *Gigartina* y *Petrocelis* (Di Ninno *et al.*, 1979) se ha encontrado que los oxhidrilos de C-4 y C-6 de la unidad A han sido sustituidos por ácido pirúvico formando un cetal (Fig. 14). En carragenanos, estos cetales son raros y sólo aparecen en pequeñas proporciones, salvo en el caso del carragenano de *Petrocelis middendorffii* o *Petrocelis franciscana* (Di Ninno *et al.*, 1979), en el cual la sustitución es casi total. Dado que es posible que esta alga represente la fase esporofítica de *Gigartina papillata* se ha sugerido que la presencia de este cetal en tales proporciones tenga algún significado taxonómico. No se ha encontrado otro tipo de sustituyentes en carragenanos.

La forma en que se ha descrito la biosíntesis de los carragenanos parecería conducir a la idea que la naturaleza parte de un galactano regular y que, paso a paso lo va complicando en forma ordenada hasta obtener el producto final. Si bien la idea es atractiva por su esquematicidad y simplicidad es muy probable que no sea correcta y que el proceso real sea mucho más complicado y desordenado.

En realidad, la introducción de irregularidades es lo que muchas veces modula las propiedades del producto y su acción biológica.

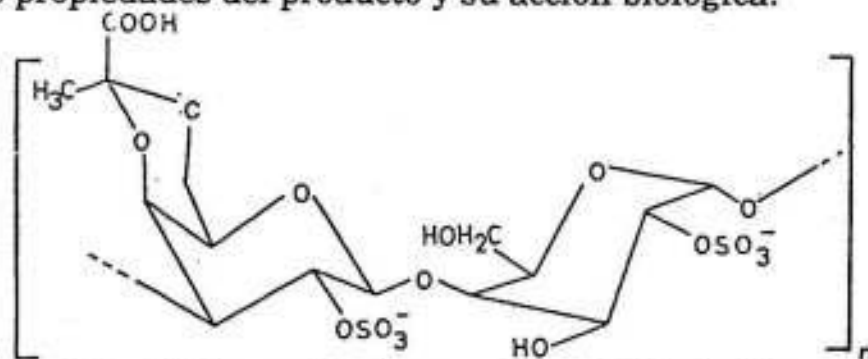


Fig. 14. Formación de un cetal con ácido pirúvico.

BIBLIOGRAFIA

- Anderson, N.S., T.C.S. Dolan, A. Penman. & D.A. Reres. 1968. Carrageenans. Part V. The masked repeating structures of lambda- and mu-carrageenans. *Carbohydr. Res.* 7:468.
- Anderson, N.S. & D.A. Rees. 1966. The repeating structure of some polysaccharides sulfates from red seaweed. In E.G. Young & J.L. McLachlan. *Proceeding of the 5th International Symposium*, Pergamon Press, Halifax, 243.
- Black, W.A.P., W.R. Blakemore, J.A. Colquhoun & E.T. Dewar 1965. The evaluation of some red marine algae as a source of carrageenans and of its kappa- and lambda-components. *J.Sci.Fd. Agric.* 16:573.
- Barry, V.C. & J.E. McCormick. 1957. Properties of periodate-oxidised polysaccharides. Part IV. Themucilage from *Dilsea edulis*. *J. Chem. Soc.*: 2777.
- Cerezo, A.S. 1967a. The carrageenan system of *Gigartina skottsbergii*. Part I. Studies on a fraction of kappa-carrageenan. *J. Chem.Soc. (C)*: 992.
- Cerezo A.S. 1967b. The carrageenan system of *Gigartina skottsbergii*. Part II. Analysis of the system and studies on the structure of the major kappa-fraction. *J. Chem. Soc. (C)* 2491.
- Chen, L.C.M., J. McLachlan, A.C. Neish & P.F. Shacklock 1973. Ratio of kappa- to lambda-carrageenan in nuclear phases of the rhodophycean algae *Chondrus crispus* and *Gigartina stellata*. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.* 53: 11.
- Di Ninno, V.L.; E.L. McCandless & R.A. Bell 1979. Pyruvic acid derivative of a carrageenan from a marine algae (*Petrocelis* species). *Carbohydr. Res.* 71, C1-C4.
- Matulewicz, M.C., M. Ciancia, M.D. Nosedá & A.S. Cerezo 1989. The carrageenan system from tetrasporic and cystocarpic stages of *Gigartina skottsbergii*. *Phytochemistry* 28:2937.
- McCandless, E.L. & J.S. Craigie. 1974. Reevaluation of seasonal factors involves in carrageenan productions by *Chondrus crispus*: Carrageenans of carposporic plants. *Bot. Mar.* 17:125.
- McCandless, E.L., J.S. Craigie & J.A. Walter. 1973. Carrageenans in the gametophytic and sporophytic stages of *Chondrus crispus*. *Planta* 112:201.
- McCandless, E.L. & J.S. Craigie 1979. Sulfated polysaccharides in red and brown algae. *Ann.Rev.Plant.Physiol.* 30:41.

- Painter, T.J. 1983a. "Algal Polysaccharides" . In G.O. Aspinall (Ed.). *The Polysaccharides 2*, Academic Pres, New York: 230.
- Painter, T.J. 1983b. "Algal Polysaccharides" . In G.O. Aspinall (Ed.). *The Polysaccharides 2*, Academic Pres, New York: 196.
- Parolis, H. 1978. The structure of the polysaccharide of *Pachymenia carnosa*. *Carbohydr. Res.* 62:313.
- Pickmere, S.E., M.J. Parsons & R.W. Bailey. 1973. Composition of *Gigartina* carrageenan in relation to sporophyte and gametophyte stages of the life cycle. *Phytochemistry* 12: 2441.
- Rees, D.A., 1977. Interrupted chain sequences. In Chapman and Hall Ltd. (Eds.). *Polysaccharides Shapes* (eds) London, 65pp..
- Smith D.B. & W.H. Cook. 1953. Fractionation of carrageenin. *arch. Biochem. Biophys* 45: 232.
- Smith, D.B., W.A. Cook, & J.I. Neal 1954. Physical studies on carrageenin and carrageenin fractions. *Arch. Biochem. Biophys.* 53:192.
- Stortz, C.A. & A.S. Cerezo 1993. The system of carrageenan from cystocarpic and tetrasporic stages from *Iridaea undulosa*: fractionation with potassium chloride and methylation analysis of the fractions. *Carbohydr. Res.*

Capítulo 6

Polisacáridos de algas pardas: Acido algínico y alginatos

Carlos A. Stortz*

INTRODUCCION

En capítulos anteriores se mencionan dos de los tres grandes hidrocoloides producidos por las algas, carragenanos y agar. El tercer mucílago está representado por los llamados alginatos, que engloban el ácido algínico, y que fueron antiguamente conocidos como "algina" o "algín". Los alginatos son los más importantes representando más del 50% del mercado de algas y mucílagos en cuanto a peso, aunque sólo un tercio en cuanto a valor, por ser proporcionalmente más baratos que el agar.

A diferencia de lo que ocurría con los mucílagos vistos anteriormente, los alginatos se obtienen a partir de algas pardas o Phaeophyceae. Específicamente los géneros y especies más utilizados son *Macrocystis pyrifera*, *Laminaria digitata*, *L. hyperborea*, *L. japonica* y *Ascophyllum nodosum*, aunque también se utilizan algunas especies de los géneros *Sargassum*, *Lessonia*, *Ecklonia*, *Durvillaea*, *Nereocystis* y *Fucus* (ITC, 1981; Sandford &

(*) Departamento de Química Orgánica, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires . Pabellón 2 Ciudad Universitaria, 1428 Buenos Aires, Argentina.

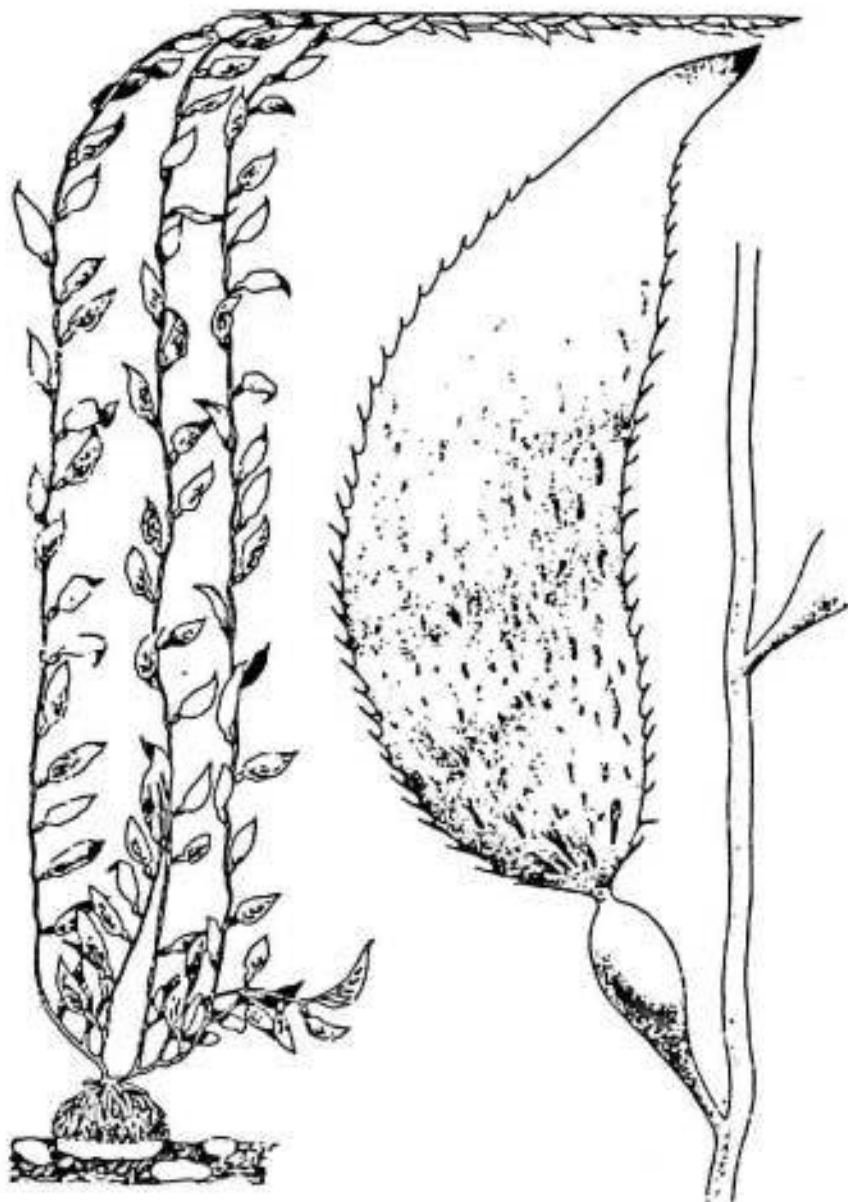


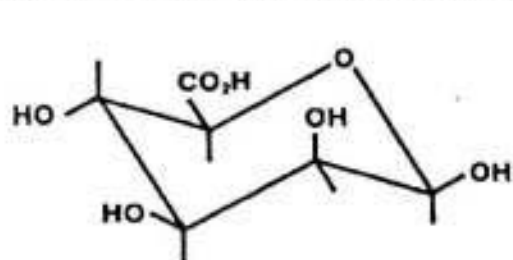
Fig. 1. El alga *Macrocyctis pyrifera* ("cachiyuyo")

Baird, 1982; King, 1983). *Macrocyctis pyrifera* es un alga enorme, de varios metros de longitud (quizá hasta 50 o aún más) que, como se observa en la Figura 1, se fija sobre el sustrato rocoso del mar, a 8-25 m de profundidad y su dosel se extiende sobre la superficie (King, 1983). Se la conoce como "cachiyuyo". En inglés esta alga es conocida como "kelp", nombre responsable de que se denomine a los habitantes de las Islas Malvinas como "kelpers", dada

la enorme cantidad de plantas de esta especie que rodean a las islas. Si bien se determinó su posible utilización comercial a fin del siglo pasado, la producción industrial se inició en California en 1929 por la compañía Kelco, y se incrementó aún más después de la finalización de la Segunda Guerra Mundial (King, 1983).

ESTRUCTURA QUIMICA

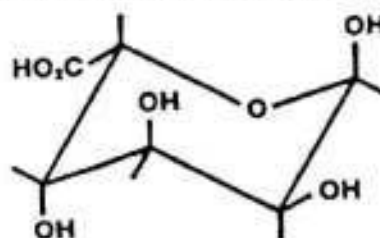
Los alginatos representan hasta el 40% del peso seco del alga, y su ubicación es fundamentalmente intercelular. Si se eliminaran del alga, el tejido colapsaría. ¿Cuál es la estructura química de estos polisacáridos? Aquí la unidad monomérica ya no es la galactosa como en los carragenanos o el agar, en este caso las unidades monoméricas son azúcares en los cuales el grupo $-CH_2OH$ (C-6) ha sido reemplazado por un grupo $-COOH$ (carboxilo) y se denominan genéricamente como ácidos urónicos. Una de las unidades monoméricas deriva de la D-manosa y se llama ácido D-manurónico (Fig. 2); la otra es su epímero en C-5, el ácido L-gulurónico. Obsérvese que si bien sólo



ACIDO β -D-MANURONICO

...M-M-M-M-M-M-N-M...

Segmento de ácido
polimanurónico
(polimanuronano)



ACIDO α -L-GULURONICO

...-G-G-G-G-G-G-G-G-...

Segmento de ácido
poligulurónico
(poliguluronano)

...-M-G-M-G-M-G-M-G-...

Segmento alternante

Fig. 2. Estructura y conformación de los ácidos D-manurónico y L-gulurónico; representación esquemática de los segmentos poliméricos.

difieren en la configuración del C-5, hay una enorme diferencia conformacional, ya que la forma silla más estable del ácido gulurónico es diferente a la del ácido manurónico (Fig. 2).

La relación porcentual entre M (ácido manurónico) y G (ácido gulurónico) es uno de los valores que caracteriza a un alginato. Es variable en distintas algas, llegando desde 0,4 en algunas especies hasta 2,4 en otras, aunque generalmente es mayor de 1 (Tabla 1).

Tabla 1.
Composición de ácidos alginicos obtenidos de distintas algas comerciales

	Relación	Rango de relaciones	Bloques		
	M:G	M:G	M	G	MG
<i>Macrocystis pyrifera</i>	1,56		41	17	42
<i>Ascophyllum nodosum</i>	1,85	1,40-1,95	38	21	41
<i>Laminaria digitata</i>	1,45	1,40-1,60			
<i>Laminaria hyperborea</i> (estípites)	0,45	0,40-1,00	13	60	27
<i>Ecklonia cava</i>	1,60				

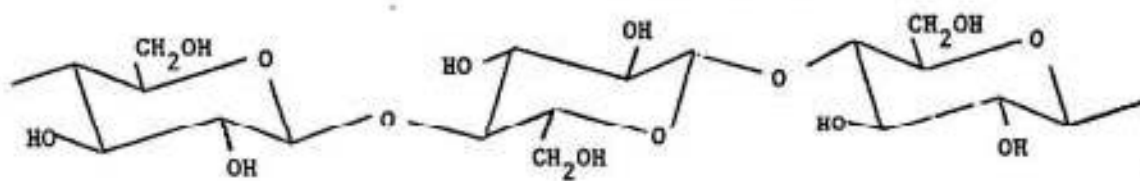
Fuente: King, 1983.

En *Ascophyllum nodosum*, Haug *et al.* (1974) han comprobado que esta relación es distinta en diferentes partes del talo, lo que seguramente tiene algún cometido biológico. La relación M/G en las puntas de las frondes es 2,6, mientras que en la base es 0,9; en forma transversal (en una zona cercana a la base) varía entre 1,4 en la médula y 1,0 en la corteza, mientras que en los receptáculos se encontró un manuronano casi puro. Estudios químicos han probado que todas las uniones son 1→4, siendo las del ácido manurónico de configuración β-, y las del gulurónico de configuración α-. En principio se supuso que habría alternancia entre ambas unidades, pero luego se demostró mediante hidrólisis parciales que había tres tipos de bloques: bloques M (polimanuronanos), bloques G (poliguluronanos), y bloques MG (alternantes), o sea que largas secuencias homopoliméricas están unidas a través de secuencias de composición mixta (la Tabla 1 muestra la composición en bloques). Se determinó asimismo que en la biosíntesis de los alginatos se

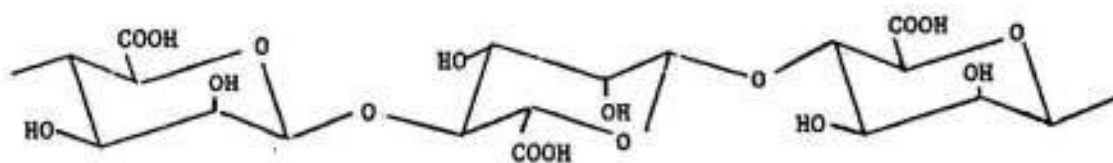
genera primero una cadena de manuronano, y luego existe una enzima (una C-5 epimerasa) que modifica algunas unidades a ácido L-gulurónico; se ha sugerido incluso que existirían dos enzimas similares, una que genera bloques homopoliméricos y otra que genera secuencias alternantes (Painter, 1982). Como se verá más adelante, la inserción de ácido gulurónico presenta un importante significado biológico, y por lo tanto puede suponerse que la actividad de la epimerasa está sujeta a regulación para que el polisacárido cumpla su misión adecuadamente en diferentes condiciones ambientales.

SOLUBILIDAD

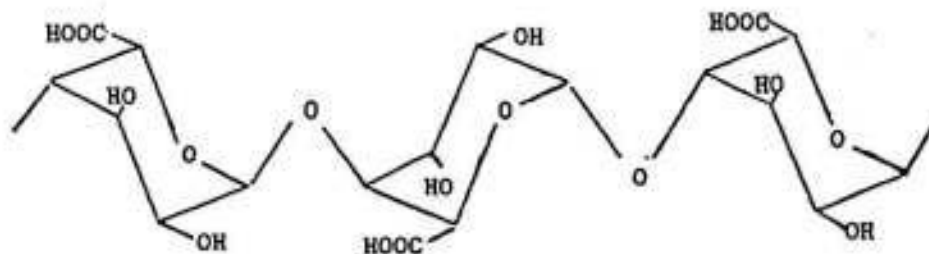
¿Qué es lo que ocurre con la solubilidad del ácido alginico en agua? Obsérvese la estructura de la celulosa (Fig. 3), un polímero lineal con uniones



CELULOSA



ACIDO ALGINICO (BLOQUE D-MANURONANO)



ACIDO ALGINICO (BLOQUE L-GULURONANO)

Fig. 3. Comparación de la estructura de la cadena de celulosa y la de ácido alginico.

β 1→4 entre unidades monoméricas de glucosa, base de las paredes celulares de plantas superiores. La celulosa es totalmente insoluble en agua, ya que por su conformación existe una extraordinaria adhesión entre distintas cadenas, sin que el agua o los iones puedan ingresar para solvatarla.

Al apreciar la estructura de manuronano (Fig. 3) es sencillo deducir que éste también es insoluble en agua. Aunque es más difícil de ver, lo mismo ocurre con bloques de poli-G (Fig. 3) o aún en bloques alternantes, ya que hay adhesión entre cadenas. En consecuencia el ácido algínico es insoluble en agua fría o caliente, aunque se "hincha" considerablemente al ser puesto en agua. Las sales (alginatos) donde el catión es un metal alcalino (sodio, potasio) o equivalente (amonio) son en cambio solubles en agua, pues la repulsión electrostática entre los aniones carboxilato impide la adhesión entre cadenas, dando como consecuencia un polímero soluble. Es así que una suspensión de ácido algínico en agua puede solubilizarse por el agregado de una base adecuada (por ejemplo carbonato de sodio, Na_2CO_3) y por el contrario un alginato en solución puede precipitarse por acidificación del medio (Mc Dowell, 1977). El pH exacto de precipitación depende de la relación M/G y del peso molecular. Generalmente precipitan a pH entre 2,5 y 3,5, aunque aquellos alginatos con mayor contenido de ácido gulurónico y mayor peso molecular lo hacen a mayor pH. Nunca se encontró un límite de solubilidad verdadero para los alginatos de sodio o potasio (o sea, nunca se encontró un sistema bifásico), aunque por supuesto a altas concentraciones de polímero, las soluciones pasan a ser pastas y luego sólidos (Mc Dowell, 1977; King, 1983). Aún un alginato que retenga 30% de agua (humedad) tiene el aspecto de un polisacárido seco.

Mientras que los alginatos antedichos son solubles, las sales de metales polivalentes suelen ser insolubles. Resultan particularmente interesantes en este punto las sales de metales alcalino-térreos como el calcio, presente en el agua de mar y responsable de la escasa solubilidad del alginato nativo. Se ha encontrado que el calcio no se halla libre como contraión ni siquiera en sales mixtas de sodio/calcio solubles, ya que este ión se une fuertemente a los uronatos, en especial a los guluronatos, proporcionando una unión a las cadenas de modo similar al de las cajas de huevos que se venden en los supermercados, por lo que Rees le dio el nombre de estructura "caja de huevos" (egg-box) (Fig. 4).

El estroncio, que es más grande que el calcio se une aún más fuertemente, mientras el magnesio, que es más pequeño no estabiliza la estructura, de modo tal que el alginato de magnesio es soluble.

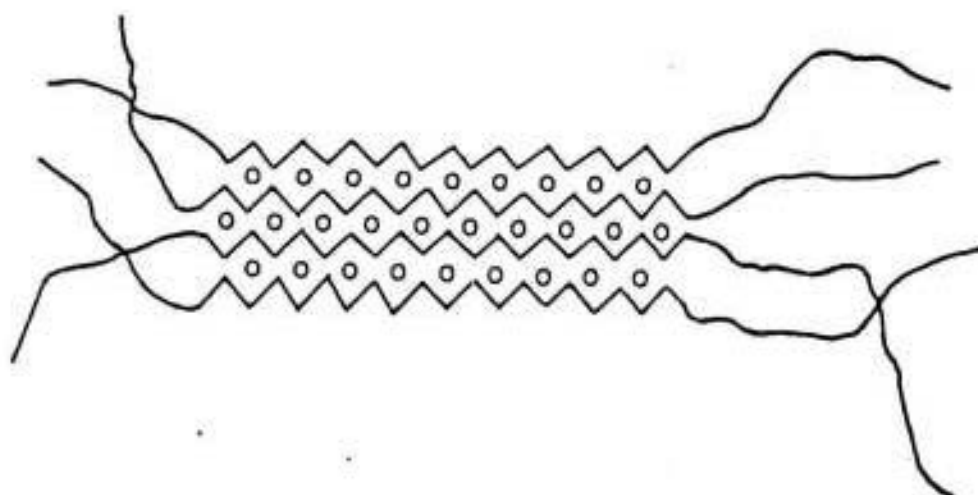


Fig. 4. Interacción alginato/calcio: estructura "caja de huevos" (egg-box).

Los alginatos solubles pueden insolubilizarse (como ya se dijo) por acidificación y también por agregado de Ca^{2+} u otro ión insolubilizante. Otro modo de insolubilización, ya sin producir modificación química, es por agregado de sales ("salting-out") o de solventes miscibles con el agua como alcohol o acetona. La cantidad que se requiere de estos precipitantes depende, entre otras cosas, del grado de polimerización DP (número de unidades monoméricas promedio presentes en la cadena); por ejemplo, para un alginato de DP igual a 600, se requieren soluciones con un 15% de alcohol o una concentración 0,5M de cloruro de sodio, mientras que una cadena más chica (DP = 80) requiere llevar la concentración de alcohol al 35% o la de NaCl a 4M para producir la precipitación (Mc Dowell, 1977).

Para solubilizar un alginato insoluble, el método a emplear depende de la manera utilizada para precipitarlo: si se hizo en medio ácido, se lo podrá solubilizar subiendo el pH; si fue como sal insoluble de un metal, complejando o secuestrando al mismo, y si fue objeto de precipitación por "salting-out" o solvente, por dilución con agua.

También se comercializan unos alginatos que están artificialmente sustituidos por propilenglicol (Fig. 5). No todos los grupos carboxilo se sustituyen, por lo que hay en el mercado productos con diferente grado de sustitución. Estos ésteres dan soluciones mucho más estables, que no precipitan fácilmente por agregado de Ca^{2+} o ácido, y que además, si el grado de sustitución es grande, pueden llegar a ser solubles en alcohol 70%.

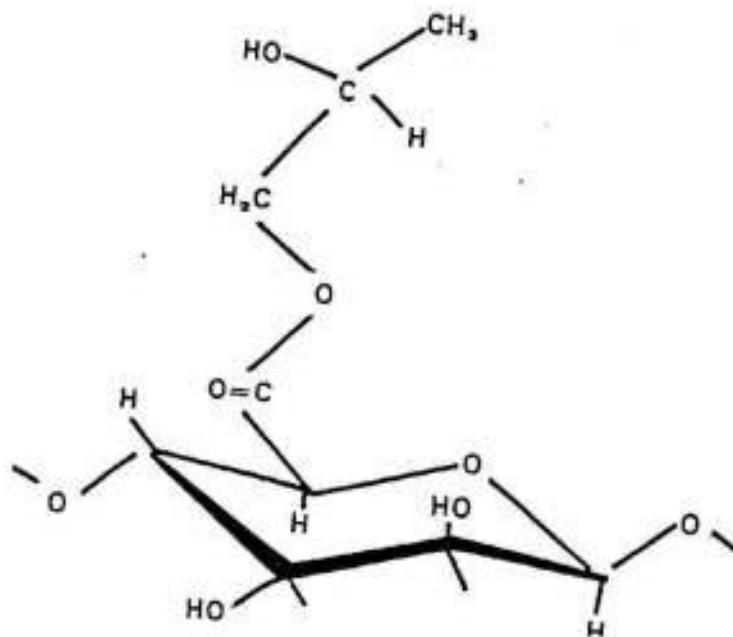


Fig. 5. Ester de propilenglicol de un alginato.

PROCESO DE EXTRACCION

El proceso industrial de extracción consiste en varias etapas: las algas recolectadas se muelen y se tratan con agua débilmente acidulada para extraer y descartar el material hidrosoluble (manitol, laminaranos, sales). Luego se extrae el alginato solubilizándolo por agregado de Na_2CO_3 hasta pH 10. Esta solución se clarifica, eliminándose por filtración los residuos insolubles y se blanquea, para luego precipitar el alginato por agregado de CaCl_2 . El precipitado se lava y se convierte a ácido algínico por tratamiento con HCl . Finalmente el ácido algínico se convierte en la sal requerida por mezcla con el carbonato correspondiente y se seca (Márquez, 1974). A fin de evitar degradaciones debe tenerse la precaución de no acidificar o alcalinizar en extremo y eliminar al máximo la humedad.

VISCOSIDAD

Las soluciones de alginatos solubles son viscosas. Ahora bien ¿qué es la viscosidad? De alguna manera es una medida de la fricción al fluir. Es habitual confundir viscosidad con densidad, pero son dos magnitudes completamente

distintas: los aceites suelen ser menos densos que el agua (forman una capa superficial sobre ella), pero más viscosos (fluyen con más dificultad). Una noción intuitiva de la viscosidad viene dada por el tiempo que tarda un líquido en fluir: cualquiera sabe que no se tarda el mismo tiempo en trasvasar agua, salsa blanca o dulce de leche.

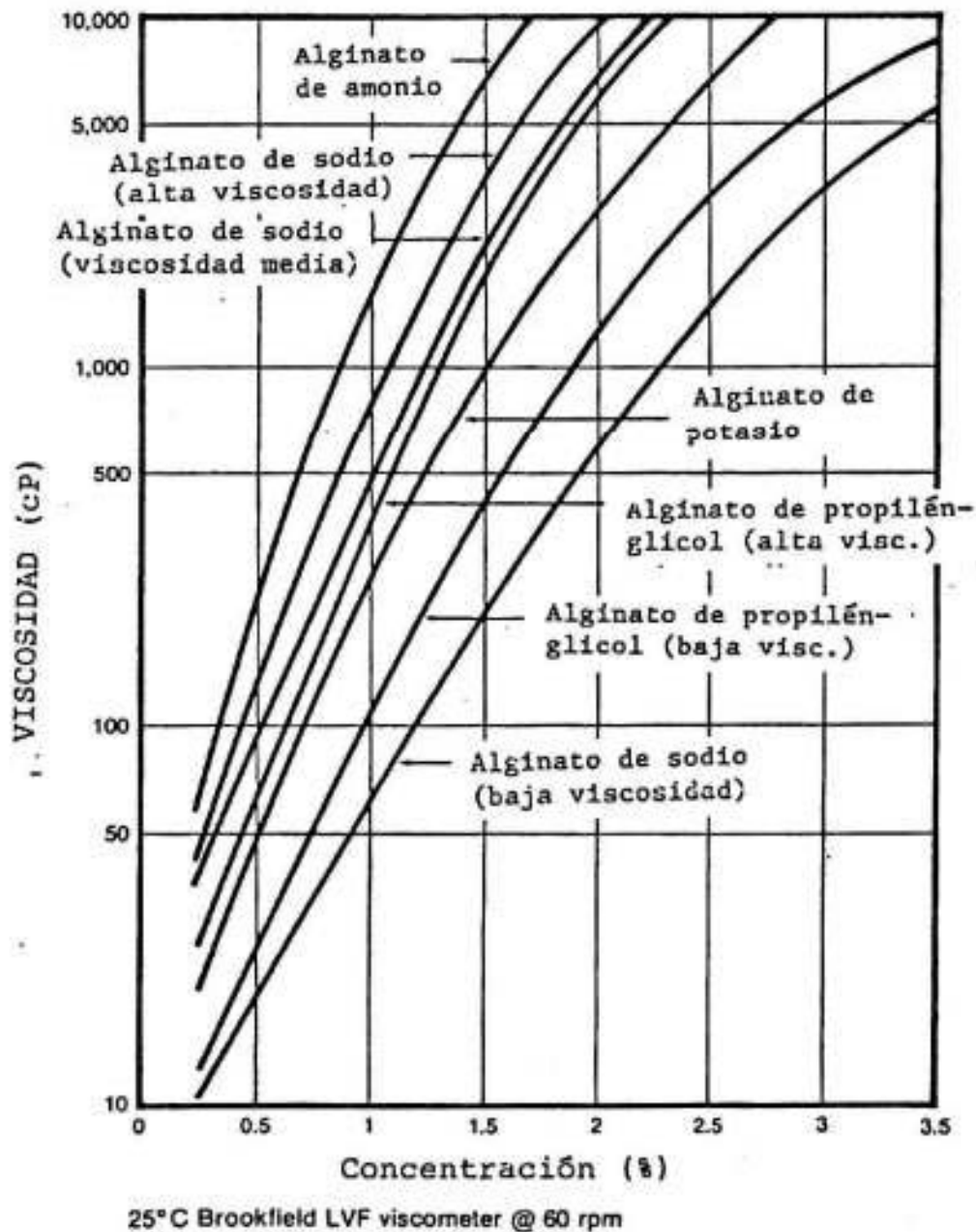
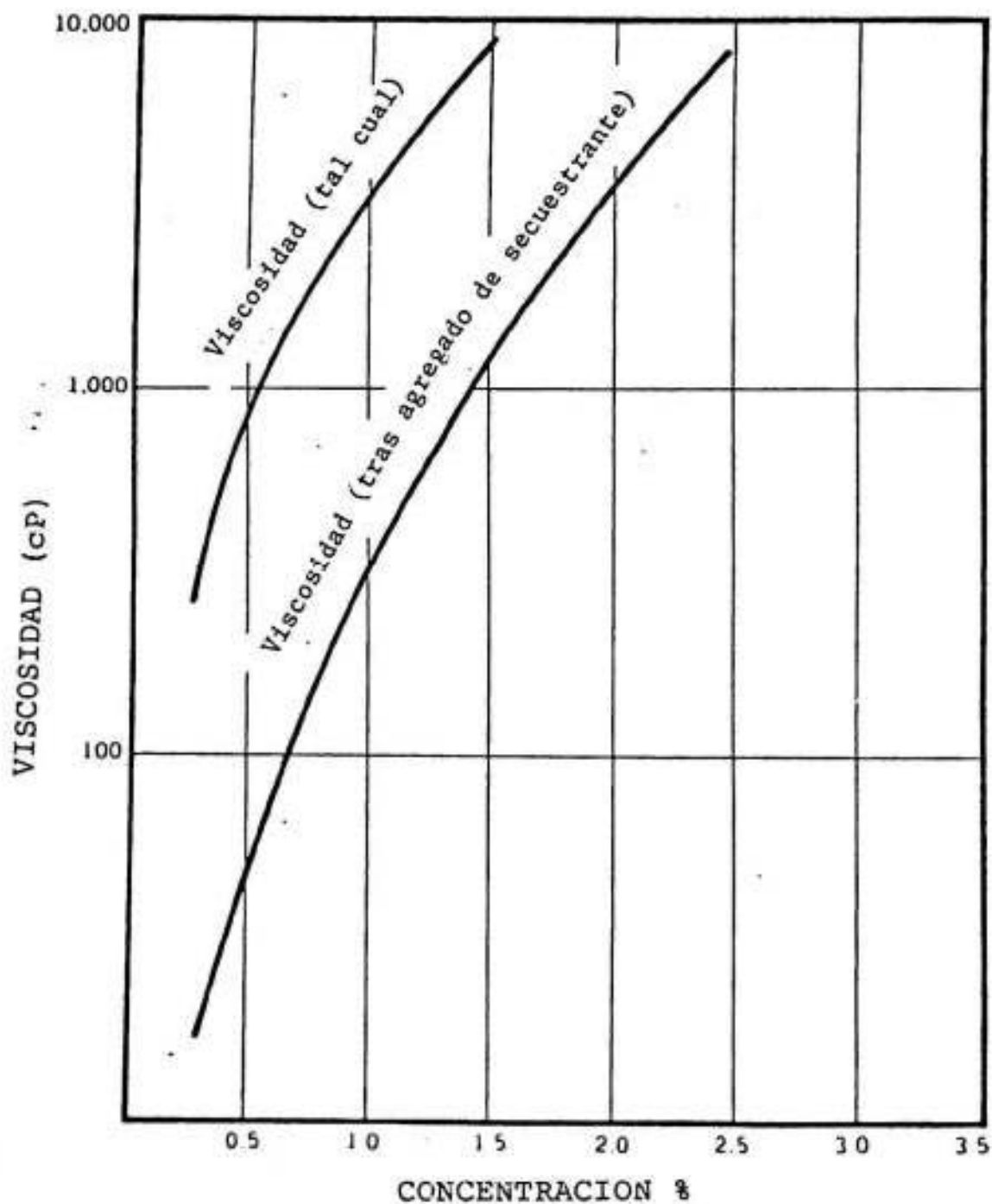
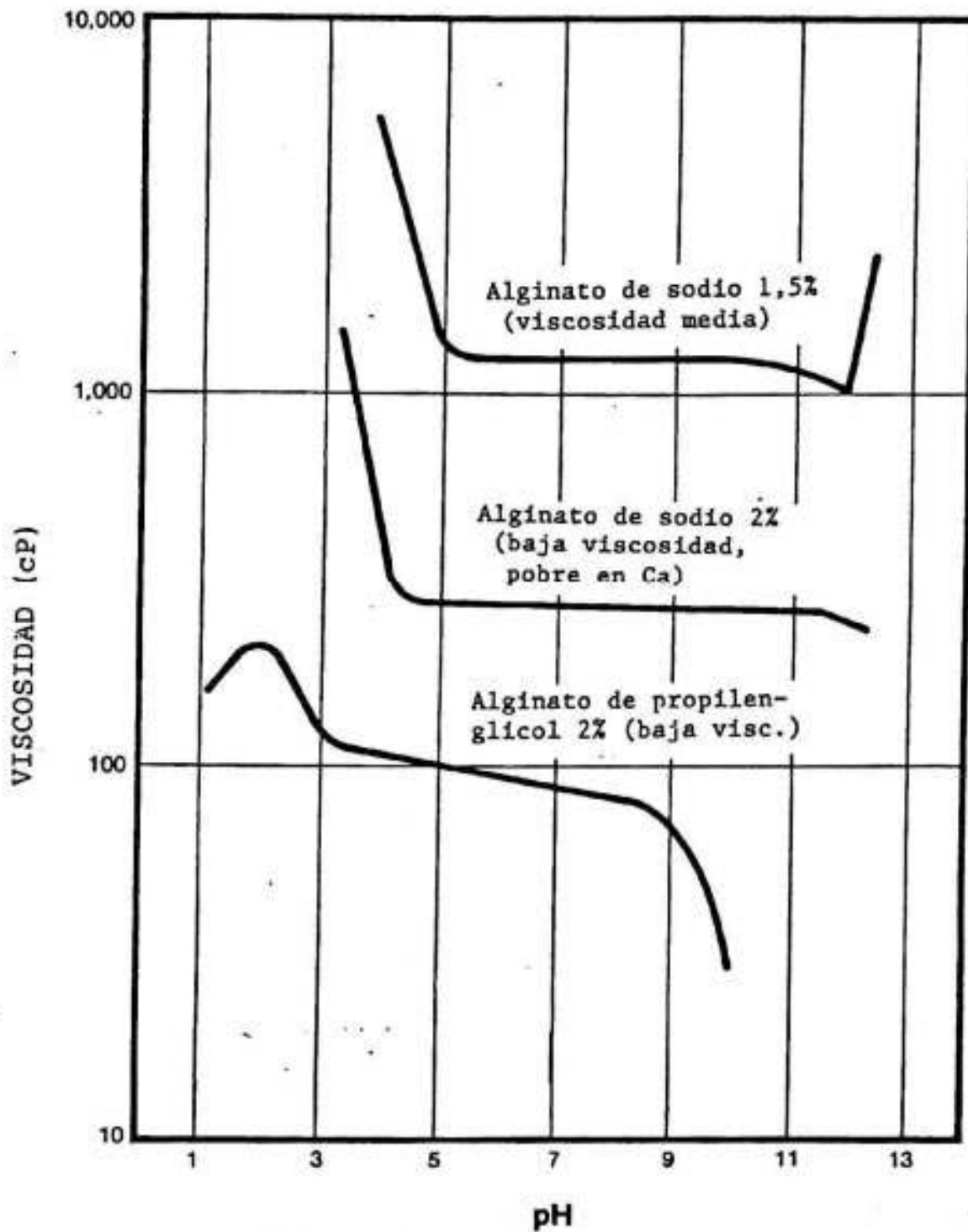


Fig. 6. Curvas concentración-viscosidad para varios tipos y grados de alginato.



25°C, Brookfield LVF Viscometer @ 60 r.p.m.

Fig. 7. Efecto de un secuestrante (hexametafosfato sódico) sobre la viscosidad de una solución de alginato de sodio/calcio.



25°C Brookfield LVF viscometer @ 60 rpm

Fig. 8. Efecto del pH sobre la viscosidad de soluciones de alginato.

La viscosidad de las soluciones de alginato depende de diversos factores, como la temperatura, la concentración de alginato, el grado de polimerización y la presencia de otras sustancias en solución. La dependencia con la concentración (e indirectamente con el peso molecular) puede verse en la Figura 6 (King, 1983).

La viscosidad de una solución al 1% puede variar entre 3 centistokes (cs) para un polímero de DP=80 hasta 280 cs para uno de 680 (nótese que la viscosidad del agua pura es cercana a 1 cs) (Mc Dowell, 1977). Esos datos de viscosidad son para soluciones de alginato de sodio, libres de calcio. El

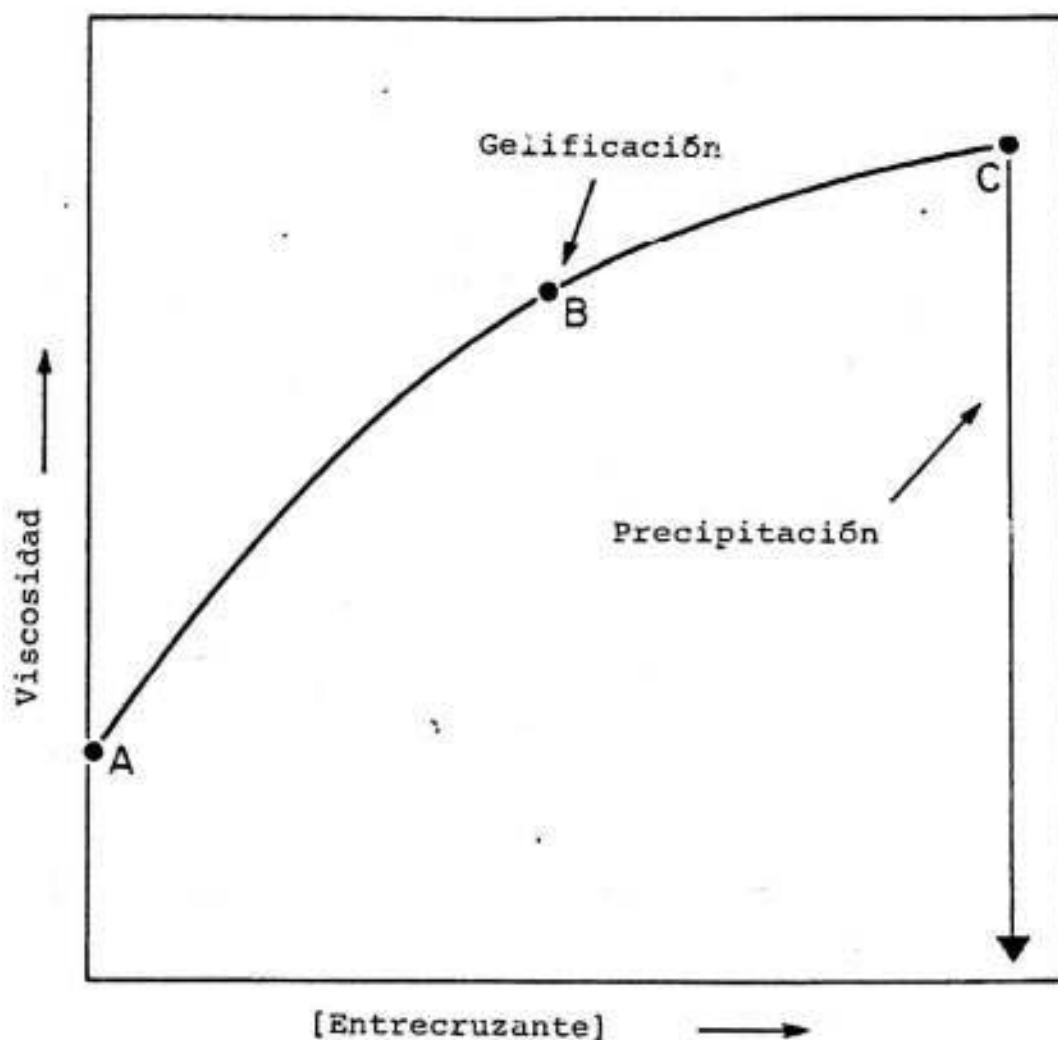


Fig. 9. Efecto de los iones calcio o hidrógeno sobre la viscosidad de una solución de alginato de sodio.

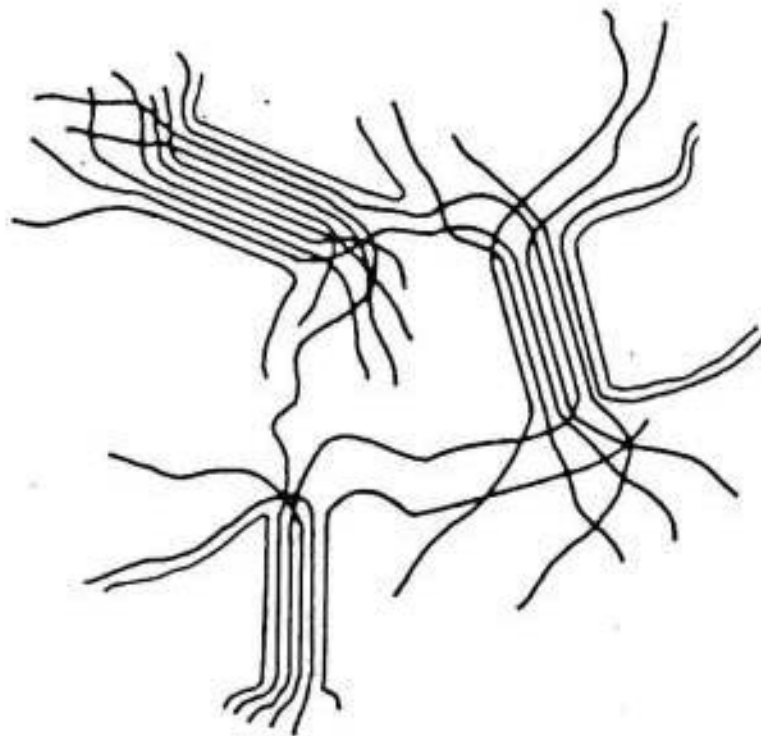


Fig. 10. Estructura propuesta para un gel de alginato de calcio.

agregado de pequeñas cantidades de sales de calcio aumenta dramáticamente la viscosidad de la solución hasta llegar a gelificar o precipitar el alginato (Mc Dowell, 1977). En la Figura 7 se observa el efecto de utilizar hexametáfosfato de sodio, un secuestrante de calcio sobre un alginato que contiene pequeñas cantidades de calcio (King, 1983). Un efecto similar se da al bajar el pH: entre pH 5 y 10 no hay mayores modificaciones de viscosidad (Fig. 8); al aumentar la acidez, los grupos carboxilato tienden a protonarse y la viscosidad sube al reducirse la repulsión electrostática. Ese aumento de la viscosidad puede llegar a producir la formación de un gel (un gel "ácido" en este caso) (King, 1983).

Como se ve, este es un mecanismo general: al agregar el "entrecruzante" (Ca^{2+} o H^+) aumenta la viscosidad, hasta llegar a un punto de gelificación (Fig. 9). Al agregar más, se produce un precipitado floculento (King, 1983). Un gel está normalmente compuesto por un 98-99% de agua, y un 1-2% de alginato. El arreglo producido es tridimensional con zonas de unión, y manteniendo agua en los intersticios (Fig. 10). En los geles de calcio, las zonas de unión son fundamentalmente los bloques G, y quizá en menor grado los bloques M, siendo la región MG la de plegado. Por ello existe un interés biosintético de generar secuencias poli-G en los lugares donde el alga requiere geles más sólidos (Mc Dowell, 1977; King, 1983).

Los geles normalmente tardan horas en formarse; cuando sobre una solución de alginato soluble se agrega calcio, se forma un gel débil que desaparece al agitar (algo similar a lo que sucede con un yoghurt al revolverlo

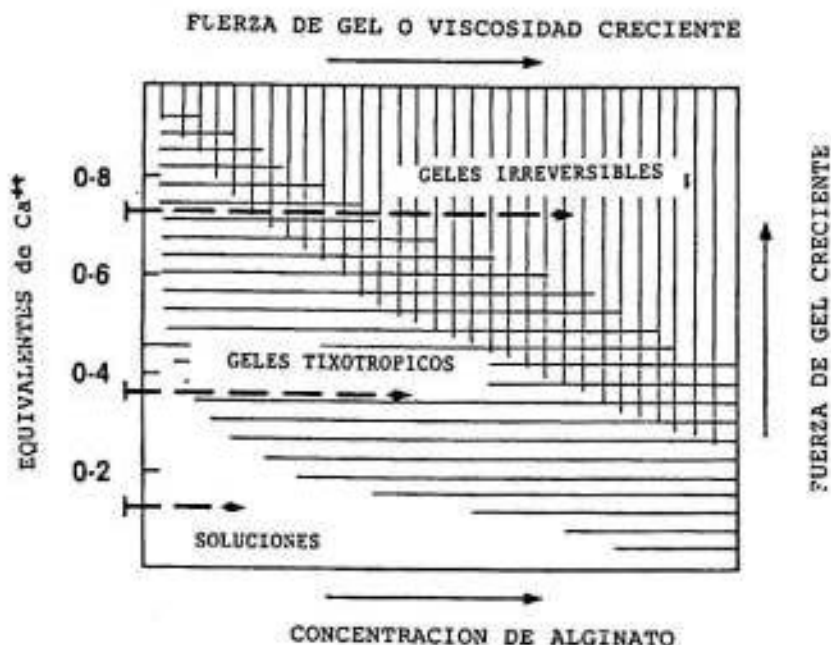


Figura 11. Efecto del calcio sobre soluciones de alginato de sodio.

con una cucharita). Este fenómeno se llama tixotropía. Al agregar más entrecruzante aún se hace más rígido el gel, se forma más rápido y se necesita más fuerza para romperlo (Fig. 11). Llega un punto en el cual se obtiene un gel irreversible, que de ser agitado se rompería para formar una pasta; en ella las zonas de unión estarían intactas, pero la red quedaría destruida de otro modo diferente (King, 1983).

Es entonces difícil formar geles de calcio, pues se debería agitar para homogeneizar el sistema, pero no se puede agitar pues se rompería el gel formado. En consecuencia se usan sales poco solubles de calcio, como citrato o fosfato, que se suministran en forma lenta al mezclar con componentes ácidos. Los geles ácidos antes mencionados permiten el uso de menores cantidades de calcio; pero normalmente son más débiles, menos duraderos y soportan menos el calor. Son, sin embargo, los utilizados con fines alimentarios ya que son más palatables (parecen disolverse en la boca).

Los geles de calcio son termoestables. Como se ha dicho, los ésteres de propilenglicol se usan para estabilizar productos ácidos; el calcio solo influye en los de bajo grado de esterificación, dando geles tixotrópicos débiles, pero no precipitados. Como es lógico suponer, en la utilización práctica de alginatos puede regularse el comportamiento con el tipo de producto a usar: para obtener geles fuertes o complejar metales polivalentes es conveniente el uso de alginatos de bajo M/G; en cambio para retardar o evitar la gelificación, u obtener geles débiles, es deseable uno de alto M/G.

USO DE LOS ALGINATOS

Contrariamente a lo que ocurría con el agar y los carragenanos la mayor proporción de los usos que se dan a estos productos, son no alimentarios (Tabla 2).

Tabla 2.
Proporción de los usos que se da a los alginatos en distintas industrias (1980)

Industria textil	50%
Industria alimentaria	30%
del papel	6%
soldaduras	5%
farmacéutica	5%
Otros	4%

Fuente: ITC, 1981.

Pese a ello, ya que su demanda total es mayor que la del resto de los productos, su uso alimentario es de unas 8.000 toneladas anuales en 1980 (ITC) es aún superior al del agar o los carragenanos. En 1974 era en consumo, el quinto polisacárido alimentario (Sandford & Baird, 1982), detrás de la carboximetilcelulosa (CMC), guar, goma arábiga y la celulosa microcristalina. Su uso alimentario está respaldado por ser no tóxico (ni aún el ester de propilenglicol); en su mayor parte no es digerido y actúa como material de masa en el tracto intestinal, por lo que es un laxante suave. Además de ser no tóxico y no tener sabor ni olor son muchas las propiedades que hacen usable

a este producto: ayuda a retener agua, gelifica, hace más viscosas las soluciones, emulsifica y estabiliza.

Las principales aplicaciones de los alginatos (clasificadas de acuerdo a la característica que los hace útiles) son (Márquez, 1974; Mc Dowell, 1977):

Por su poder espesante	Razón para su uso
Añaden viscosidad a alimentos: salsas, jarabes, rellenos de pastelería	Mantiene textura
Retienen agua en comidas congeladas y coberturas de tortas.	Mantiene textura
En cremas cosméticas, máscaras de belleza, cremas para manos.	Inocuo para la piel
En champús y detergentes líquidos	
En pastas para impresión textil	Se lava fácilmente, estabiliza colorantes
En adhesivos	Controla la penetración del adhesivo en el papel; resiste grasas y solventes.
En látex de goma sintético	Ayuda a formar la crema de látex; emulsifica
Por sus propiedades coloidales	
Estabiliza helados	Impide separación de fases y formación de cristales de hielo
Estabiliza espuma de cerveza, sólidos en bebidas frutales, emulsiones comestibles ("salad dressings")	
Estabiliza crema de imitación	Da batido rápido
Absorbe rápidamente agua o leche en polvo a reconstituir	
Da cuerpo a merengues, budines, bizcochuelos, rellenos de facturas y tortas	

Dentífrico	Previene separación de fases
Varillas de soldadura	Mejora extrusión y flujo
Flocula sólidos en tratamiento de aguas	
Formación de fibras	
Cubiertas de embutidos	Comestible e higiénico
Hilos temporarios	Fácilmente disuelto
Fibras de Ca/Na (gasas)	Hemostático y absorbible
Formación de geles	
Postres lácteos (flanes, etc.)	
Jaleas y gelatinas de mesa y confitería	Se puede generar en frío y es estable en caliente
Rellenos de torta ("lemon-pie")	Se genera en frío, con amplia tolerancia de temperatura
Material de impresión dental	Se usa en frío
Remedios y cosméticos semisólidos	
Formación de películas superficiales	
Ligante de cápsulas y pastillas (farmacia)	Se desintegra al mojarse
Cremas protectoras para la piel	Impermeable al aceite
Encolado textil; apresto de telas, lonas, etc.	Lavable
Cobertura de superficies porosas	Controla la penetración

Unión temporaria para productos sintetizados	Fácilmente destruible por fuego
Moldes de yeso	Impide la adherencia de objetos al molde
Emulsificante	
Pomadas, lustres, antiespumantes, limpiadores, cerámicos	Emulsifica y estabiliza
Reacciones químicas	
Sales de bases fisiológicamente activas	Usos médicos
Combinación con Sr (radioactivo)	No elimina calcio
Endurece gelatina fotográfica	
Saca Ca de aguas duras	Previene incrustaciones en calderas

FUENTES COMERCIALES DE ALGAS PRODUCTORAS DE ALGINATOS

Las algas productoras están ubicadas fundamentalmente en aguas frías. La producción total es mucho mayor que la de otros mucílagos de algas, aunque por su menor costo, el valor generado es comparable (ver Capítulo I). En la Tabla 3 se aprecian los porcentajes de contribución de cada país a la producción de algas y alginatos, según datos de 1980, y además la producción de alga para 1989 (Mc Hugh, 1991). Debe tenerse en cuenta que en los datos de 1980 está excluida China, ya que en ese momento faltaba información acerca de la producción en ese país.

Tabla 3
Porcentaje de producción de algas y alginatos discriminado por país

	Alga (1980)	Alga (1989)	Alginatos (1980)
Estados Unidos	48,0	5,8	27,8
México	12,0	2,3	
Irlanda	10,8	7,6	
Gran Bretaña	7,2	2,3	38,6
Australia	3,6	2,3	
Islandia	3,6	2,5	
Sudáfrica	3,6	2,0	
Chile	3,4	11,5	0,5
Canadá	2,4	4,3	3,2
Filipinas	2,1		
India	1,9	?	2,1
Noruega		19,6	15,1
Japón			7,0
Francia		9,4	5,8
China	?	29,2	?
España		1,4	
Argentina		<0,3	

Fuentes: ITC, 1981 y McHugh, 1991.

De acuerdo a los valores de la Tabla 3, para 1980 los países en vías de desarrollo que figuran en la misma (Chile, Méjico e India) proveían alrededor del 20% de las algas, pero la industria de alginatos estaba controlada por productores en Europa y Norteamérica, donde nueve fábricas producían el 90% del total mundial. De los países en vías de desarrollo, sólo India y Chile contribuían con pequeñas fábricas que producían 100 toneladas anuales cada una, alrededor de un 3% del total mundial. China también era y es productor, aunque para 1980 se desconocían las cifras. Los datos de producción de alga en 1989 han variado notoriamente respecto de los de 1980: Chile aumentó enormemente su producción, al igual que las antes importadoras Noruega y Francia, al tiempo que disminuyó la producción de algas en la zona de California debido a fenómenos naturales.

La demanda general está repartida de la siguiente manera: aproximadamente un tercio para Norteamérica, otro para Europa y otro para el resto del mundo. En los países en vías de desarrollo, la demanda se ha incrementado fundamentalmente en lo que se refiere a la industria textil; podrá también aumentar en el futuro si en los países orientales se occidentalizan algunos hábitos alimentarios. Noruega, Estados Unidos y Gran Bretaña son los grandes exportadores de alginatos, mientras los países en vías de desarrollo son importadores.

En lo que respecta a Argentina, hay grandes cantidades de *Macrocystis pyrifera* en nuestras costas patagónicas; varias veces hubo intentos de cosechar el "cachiyuyo" y procesarlo, aunque nadie lo hizo, posiblemente por los altos costos de transporte y los problemas de demanda de agua y capital (Márquez, 1974). Como se observa en la Tabla 3 y en el Capítulo 1 de este libro, se han recogido en algunas épocas pequeñas cantidades de alga para exportar, pero no superaron las 500 toneladas.

BIBLIOGRAFIA

- Haug, A.; B. Larsen y O. Smidsrod. 1974. *Uronic acid sequence in alginate from different sources*. *Carbohydr. Res.* 32:217.
- ITC. 1981. *Pilot Survey of the World Seaweed Industry and Trade*. International Trade Centre UNCTAD/GATT, Geneva, 111 pp.
- King, A.H. 1983. Brown seaweed extracts (alginates). In M. Glicksman (Ed.). *Food hydrocolloids, Vol. II* CRC Press, Boca Ratón, 111 pp.
- Márquez, A.R. 1974. *Industrialización de las algas marinas*. CONICET. Buenos Aires, 124 pp.
- Mc Dowell, R.H. 1977. *Properties of alginates*. Alginate Industries Limited, London. 67 pp.
- McHugh, D.J. 1991. Worldwide distribution of commercial resources of seaweeds including *Gelidium*, *Hydrobiología* 221:19-29.
- Painter, T.J. 1982. Algal polysaccharides. In G.O. Aspinall (Ed.). *The polysaccharides*, vol. 2, Academic Press Inc., 195 pp.
- Sandford P.A. & J. Baird. 1982. Industrial utilization of polysaccharides. In G.O. Aspinall (Ed.). *The polysaccharides*. vol. 2, Academic Press Inc., 411 pp.

Sección 3

Cultivo de Macroalgas

Capítulo 7

Metodología para Cultivos de Algas en Laboratorio

Eurico C. Oliveira, Edison J. Paula,
Estela M. Plastino y Rosario Petti (*)
Traducción: Eugenia Sar

INTRODUCCION

Este capítulo trata del cultivo de macroalgas marinas en laboratorio. Son descritas las técnicas, procedimientos y equipamiento para cultivos unialgales no axénicos, con empleo de medios de enriquecimiento de agua de mar.

Los cultivos unialgales realizados *in vitro*, en laboratorio, son hechos con diversos objetivos. Difieren fundamentalmente de los cultivos realizados en el mar y en grandes tanques excavados, no solo en sus objetivos, sino también en su escala. Experimentos de laboratorio permiten la clonación y evaluación del comportamiento de las algas en respuesta a las variaciones de un factor dado bajo condiciones ambientales conocidas y controladas.

En el laboratorio se pueden determinar los límites de tolerancia de un

(*) Departamento de Botánica, Instituto de Biociencias y Centro de Biología Marina, Universidad de Sao Paulo. C. Postal 11.461, 05422-970 Sao Paulo, SP, Brasil.

genotipo dado para cada factor, en la medida en que se mantienen los otros factores constantes y conocidos. Se pueden también determinar los valores óptimos de cada factor para obtener respuestas morfogénicas, de crecimiento máximo, inductoras de la diferenciación de diferentes estructuras reproductivas, de fecundación, etc. Se puede asimismo, estudiar la interacción positiva o negativa de la variación simultánea de dos o más factores, por ejemplo, interacción de especies competidoras, parásitas y efecto de herbivoría. Además es factible comparar el comportamiento de especies o cepas en condiciones controladas.

Los resultados obtenidos en el laboratorio muchas veces no pueden ser extrapolados directamente a situaciones de campo. No obstante, permiten interpretaciones y previsiones del comportamiento de un genotipo dado, facilitando la selección de técnicas de manejo y cultivo comercial. Experimentos de laboratorio, simples, rápidos y baratos, proveen datos valiosos para un análisis preliminar de la viabilidad de iniciar un cultivo comercial en un cierto lugar, o aumentar la productividad de un recurso manejado o cultivado.

EL LABORATORIO

A través de varios tipos de experimentos es posible obtener informaciones valiosas sobre el organismo de interés, en un laboratorio relativamente simple. Analizando la literatura se verifica que el esclarecimiento de los ciclos de vida de muchas especies fue efectuado en la propia sala del investigador, sin el concurso de aparatos sofisticados. Un punto fundamental de cualquier laboratorio es la existencia de agua de mar de buena calidad.

En la Figura 1 se presenta la planta de un laboratorio de cultivo de algas que consideramos funcional. No obstante, esta planta podrá sufrir alteraciones para su mejor adecuación a las condiciones disponibles.

Equipamientos

A) Básicos

1. Autoclave, horno de microondas: esterilización del medio de cultivo y material de vidrio.
2. Balanzas - i) analítica: preparación de medios de cultivo y análisis de crecimiento y biomasa; ii) semi-analítica: pesajes diversos.

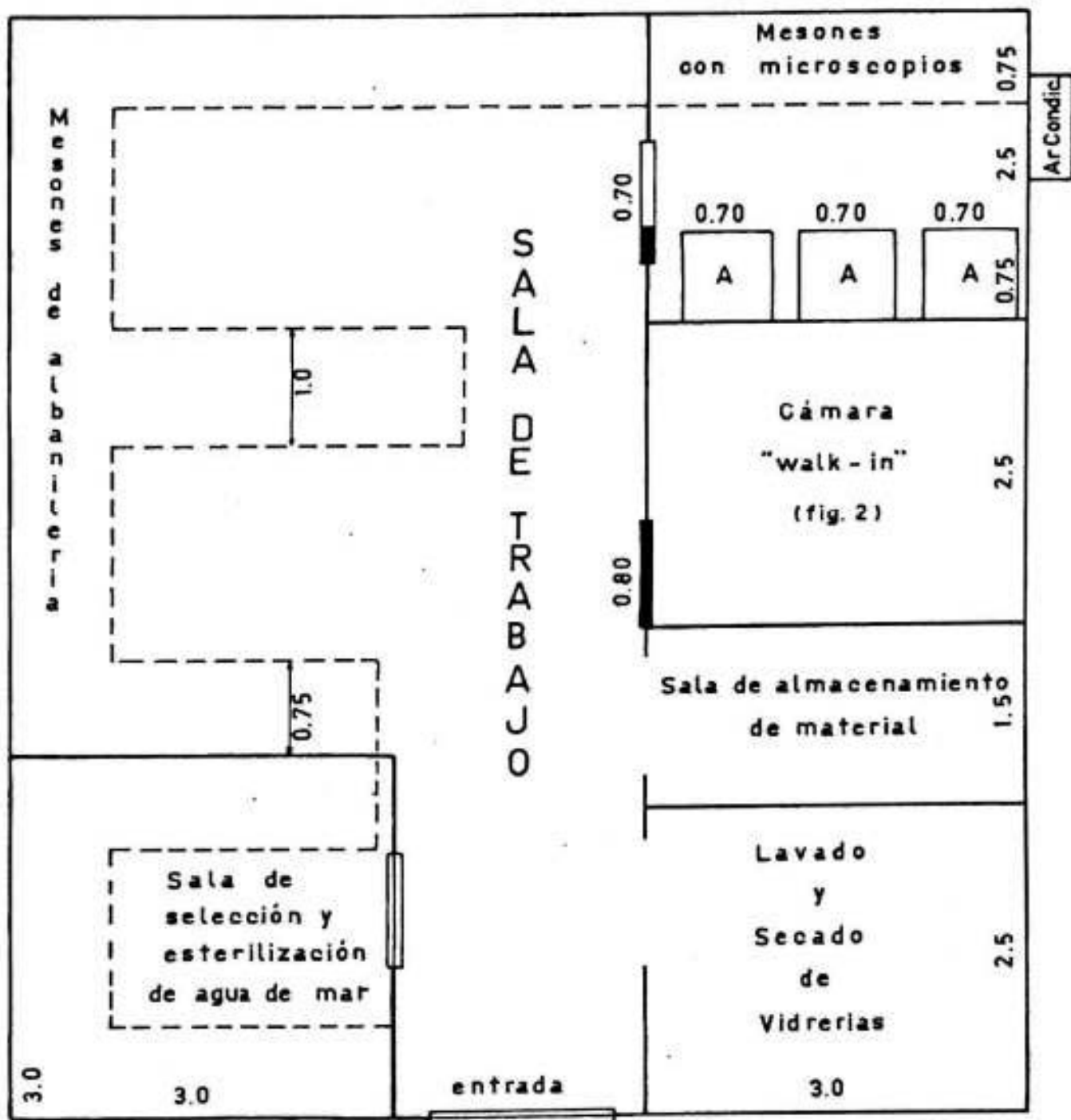


Fig. 1. Planta de un laboratorio de cultivo; Escala: 1cm = 2m

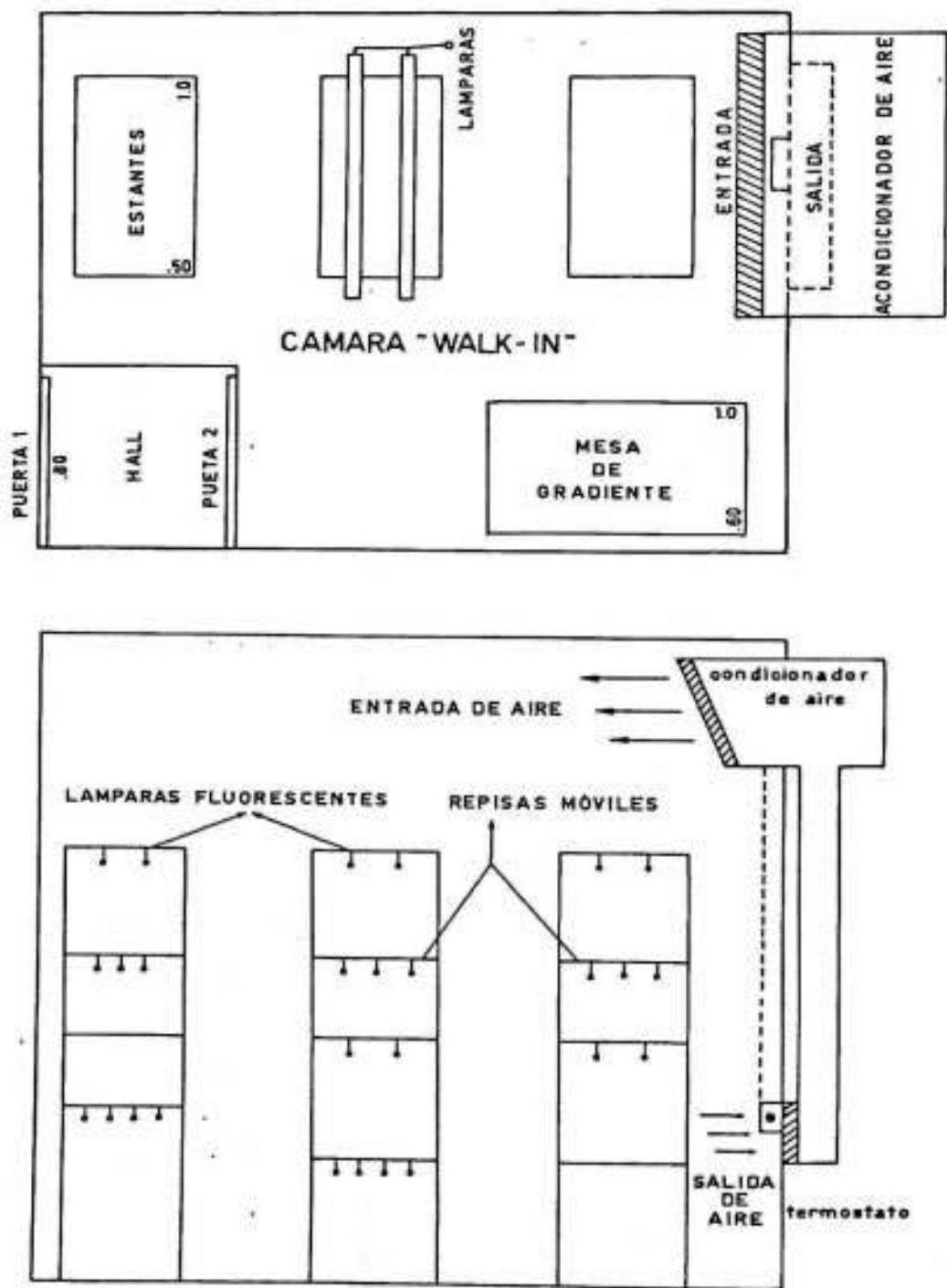


Fig. 2. Planta de la cámara "walk in". A: planta baja. B: planta alta con vista de las estanterías y acondicionador ambiental.

3. Baño-maría: esterilización del medio de cultivo y extracción de ficocoloides.
4. Bomba de vacío: filtraciones, especialmente de agua de mar.
5. Destilador y desmineralizador: preparación de medios de cultivo y limpieza del material de vidrio.
6. Estufas: secado del material de vidrio (150 °C) y desecación de especímenes (60 °C).
7. Flujo laminar: manipulaciones y repiques.
8. Heladera y freezer: conservación de medios de cultivo y especímenes.
9. Microscopios: óptico y estereoscópico, comunes para trabajos de rutina y especiales para fotomicrografías.
10. Pehachímetro: verificación del pH en medios de cultivo y agua de mar.

B) Cultivo

1. Agitador orbital: movimiento del medio y de las algas para homogeinización y uniformidad de la concentración de nutrientes y otros factores como luz y temperatura en el interior de los frascos de cultivo.
2. Cámara de cultivo: i) tipo germinación (B.O.D.) o "reach in": experimentos con temperatura, fotoperíodo e intensidad luminosa controlada (pequeña escala); ii) tipo "walk in" (Fig. 2): experimentos y manutención de especímenes en condiciones constantes de temperatura, fotoperíodo e intensidad luminosa o experimentos con intensidad luminosa variable.
3. Compresor de aire: idem al punto 1, a través de burbujeo de aire.

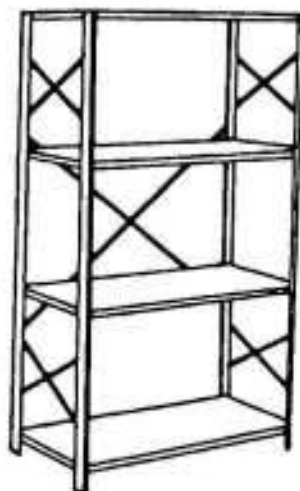


Fig. 3. Estanterías de cultivo.

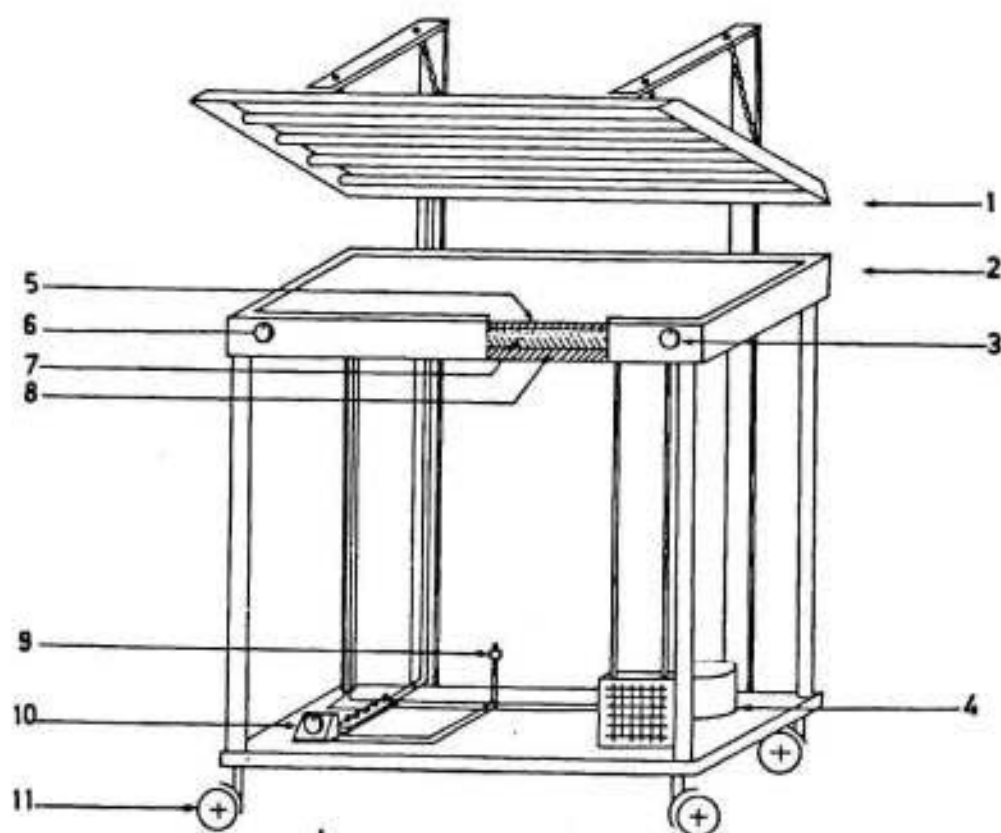


Fig. 4. Placa de gradientes térmico-luminoso (Oliveira & Petti, 1989). 1 Luminarias ajustables, 2 protector externo, 3 control de temperatura (frío), 4 unidad de refrigeración, 5 placa de aluminio, 6 control de temperatura (calor), 7 aislante, 8 soporte, 9 entrada de corriente, 10 interruptor programable, 11ruedas.

4. Controladores ambientales: i) termostatos de alta sensibilidad (más o menos $1,0^{\circ}\text{C}$); ii) interruptores horarios con ciclos de 24 horas e intervalos de 15 minutos; iii) termómetros con registro de temperaturas máximas y mínimas; iv) termógrafos; v) cuantómetros; vi) salinómetro, refractómetro.

5. Estanterías (Fig. 3): metálicas, con anaqueles de altura regulable para depositar los cultivos en las cámaras de tipo "walk in".

6. Placa de gradiente térmico luminoso (Fig. 4): permite la realización de experiencias a diferentes temperaturas e intensidades luminosas al mismo tiempo y en el mismo equipo (Oliveira & Petti, 1989).

RECOLECCION Y TRANSPORTE DE LAS ALGAS

Recolección

Debe irse al campo con objetivos definidos acerca de lo que se pretende coleccionar. De tratarse de una especie que vive en la zona intermareal, es necesario programar una visita a la localidad de ocurrencia luego de consultar una tabla de mareas para llegar en horario adecuado, idealmente un poco antes de que la marea alcance su punto más bajo.

A las especies que se encuentran en el infralitoral se las puede coleccionar mediante actividad de buceo, con equipamiento (SCUBA) o no, dependiendo de las características del lugar y de la profundidad. En profundidades superiores al límite de seguridad para buceo con aire comprimido, las recolecciones pueden ser hechas a través de dragado. No obstante, siempre que las razones de seguridad lo permitan, una recolección a través de buceo es preferible, ya que hace posible una mejor selección de los especímenes con menor riesgo de dañarlos.

Ejemplares fértiles son necesarios dependiendo de los objetivos que se tengan en vista. En el caso de muchas especies es posible reconocer a ojo desnudo, aún en el campo, la presencia de estructuras reproductivas como receptáculos en Fucales, soros de esporangios en Laminariales y Dictyotales, cistocarpios en Rhodophyta, áreas con esporangios y gametangios en Ulvales, etc. También pueden reconocerse con una lupa de mano y, en último caso, por exámen con microscopio óptico. Muchas especies liberan elementos reproductivos en ciclos aproximadamente coincidentes con las mareas de sicigia. De cualquier forma, la liberación de los elementos reproductivos puede ocurrir pocas horas después de la recolección o luego de uno o dos días.

La recolección debe ser criteriosa, seleccionándose especímenes completos, de ser posible con su parte basal. Deben presentar buen aspecto, textura y coloración característicos de la especie y además, estar poco o no epifitados. Estos ejemplares serán utilizados para cultivo y documentación en Herbario, conforme será descrito más adelante, y desde el momento de la recolección deben ser protegidos de temperaturas e intensidades luminosas elevadas.

Especímenes varados en la playa o flotantes deben ser evitados, pues aún en el caso en que la coloración y textura se presenten aparentemente normales, están, en general, estresados, disminuyendo la chance de obtener

cultivos vigorosos y saludables. Además de esto, su procedencia no puede ser determinada con precisión.

Preparación para el transporte

Inmediatamente después de la recolección, las plantas deben ser lavadas para la remoción de eventuales animales u otros organismos epífitos. Una buena técnica para remover pequeños animales, sedimentos y otros residuos superficiales del talo, es agitar enérgicamente trozos del mismo en una bolsa de plástico parcialmente llena de agua trasvasando luego las matas al frasco de transporte con agua limpia.

Con auxilio de una hoja de afeitar nueva, deben seccionarse trozos apicales pequeños o partes con estructuras reproductoras que deben ser colocadas en frascos limpios con agua de mar filtrada.

Si la recolección ocurre en un lugar próximo al laboratorio, esto es, a apenas unas pocas horas, se pueden llevar matas un poco mayores y utilizar agua del mismo sitio si esta se presenta visualmente limpia. En este caso, botellas plásticas de agua mineral cortadas cerca de 10-15 cm del fondo, cubiertas con una hoja de plástico y sujetas por una banda elástica, son recipientes prácticos para el transporte. Es muy importante utilizar frascos previamente numerados y registrar los datos necesarios en un cuaderno. Muchas veces, especialmente si las recolecciones son hechas a bordo de embarcación mediante buceo, es conveniente disponer de un cuaderno de PVC en el que puedan realizarse las anotaciones con lápiz de grafito común. Estos cuadernos pueden ser adquiridos en lugares de buceo o ser fácilmente confeccionados por los interesados, bastando perforar las hojas de PVC y colocarles una espiral.

Los frascos de transporte pueden ser de vidrio o plástico y deben tener el tamaño adecuado para el material que se pretende transportar. Los frascos plásticos son livianos y evitan accidentes en las embarcaciones. Recipientes de boca ancha son más adecuados para la colocación y traslado de los especímenes. El volumen de agua en los frascos no debe exceder del 50 al 70% del volumen total, para permitir el intercambio gaseoso.

Los especímenes de donde se retiran las muestras para cultivo deberán ser fijados en formalina al 5% en agua de mar y llevados al laboratorio para ser herborizados, debidamente rotulados e incluidos en un herbario (vouchers).

Transporte al laboratorio

Los segmentos seleccionados de las algas deben ser mantenidos en una cámara térmica (tipo polipropileno expandido), para evitar calentamiento durante el transporte, que debe ser efectuado a bajas temperaturas. Para ello se acondiciona hielo en el interior de la caja térmica en un compartimiento estanco, evitándose el contacto directo con los especímenes.

Si el material tuviera que ser mantenido en los frascos de transporte por períodos superiores a las 4 horas, es conveniente reducir el tamaño de las muestras, y su cantidad por frasco de transporte.

Las algas deben ser preparadas para cultivo ni bien llegan al laboratorio.

AISLAMIENTO UNIAGAL

El cultivo unialgal es fundamental para experimentos de laboratorio, ya que otras algas contaminantes compiten con la especie en estudio, afectando los resultados y aún impidiendo la continuidad de los cultivos. Las bacterias, con pocas excepciones, conviven bien con los cultivos, o son eventualmente necesarias, dependiendo del medio utilizado. Vale recordar que en algunos casos los contaminantes solo aparecen cuando el material en estudio se encuentra en bajas densidades, desapareciendo cuando la biomasa aumenta. A través del cultivo unialgal se evita considerable esfuerzo, gasto de material y tiempo, descartando de inmediato los cultivos que presentan contaminación excesiva. El cultivo unialgal puede ser iniciado a partir de segmentos con células meristemáticas, como los ápices por ejemplo, o a partir de células: zoosporas, aplanosporas (monosporas, carposporas y tetrasporas), gametas y zigotas.

El aislamiento unialgal implica varios procedimientos y cuidados que tienen su inicio con la recolección de las algas, de entre estos destacamos:

1. Aislamiento mecánico

El aislamiento unialgal generalmente pasa por etapas de limpieza mecánica, como: i) selección y corte de los segmentos más limpios que serán utilizados para cultivo ii) remoción manual de los organismos epífitos en microscopio estereoscópico con pinzas, estiletes, pinceles, papel absorbente, etc.; iii) lavado con chorros fuertes y rápidos de agua de grifo o agua destilada, seguido por sucesivos lavados con agua de mar esterilizada; iv) pasaje de los

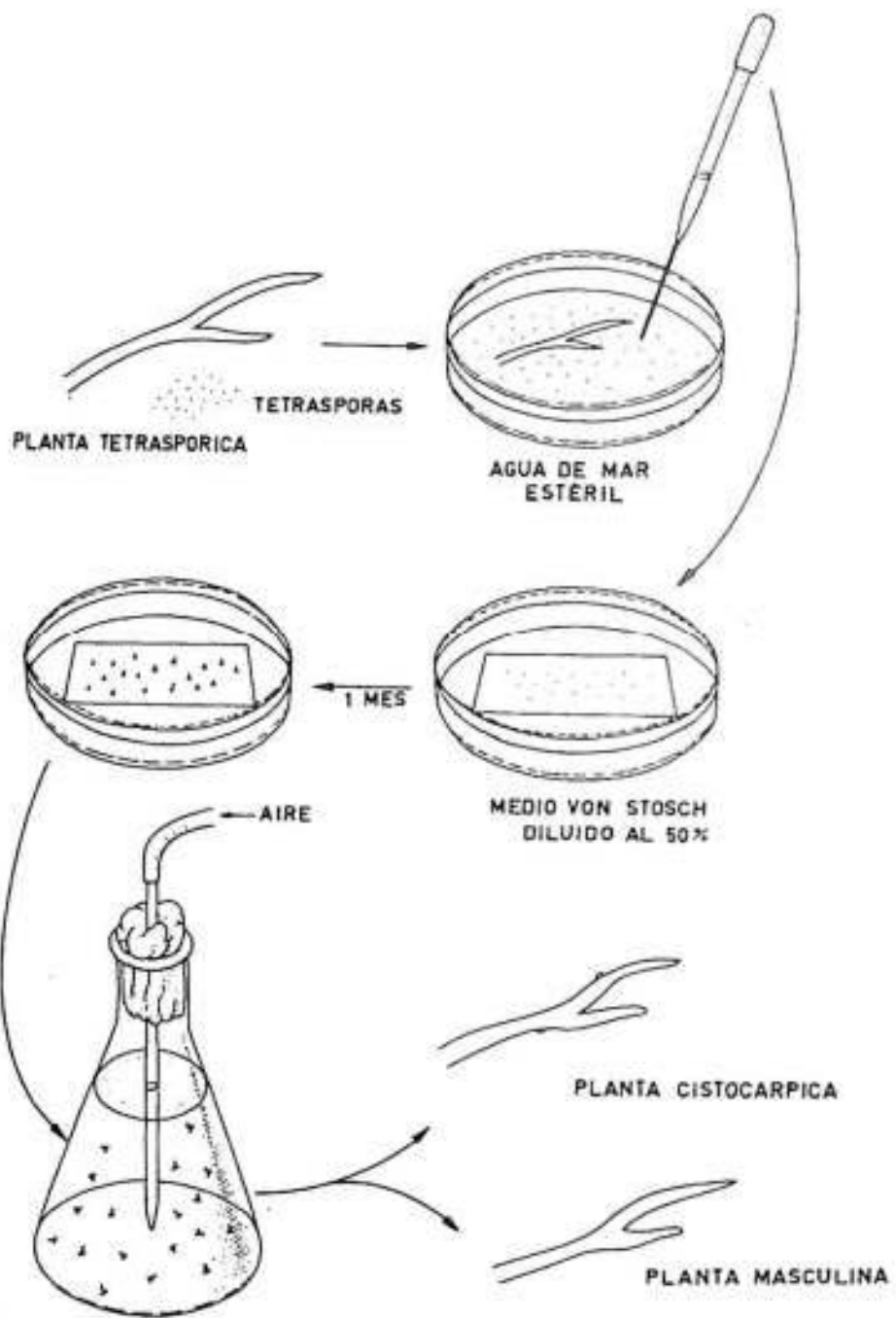


Fig. 5. Método de aislamiento de esporas y obtención de plantas adultas, ejemplificado para tetrasporas de *Gracilaria*, mostrando repiques sucesivos y aumento de volumen (Plastino & Oliveira, 1990).

segmentos a medio esterilizado de agar sólido. Vale recordar que todos estos procedimientos, cuando son empleados aisladamente, raras veces resultan en un cultivo unialgal. Ellos son fundamentales, pero deben ser seguidos de otros enumerados a continuación:

Apices: el aislamiento unialgal de ápices generalmente es obtenido a través de cortes y repiques sucesivos, previo crecimiento en medio de cultivo esterilizado. Esto es, después de una limpieza mecánica inicial, se incuba el material en medio de cultivo (generalmente agua de mar esterilizada y enriquecida con nutrientes). Después de una semana en cultivo, o intervalos menores para algas de rápido crecimiento, se remueven las partes viejas, provenientes de la naturaleza, repicándose sólo las porciones nuevas crecidas en el laboratorio.

Esporas: (Fig. 5) los mismos procedimientos iniciales de limpieza mecánica son empleados para fragmentos fértiles. Estos fragmentos, conteniendo cistocarpios, soros u otro tipo de estructura reproductiva, son colocados en placas de Petri conteniendo medio de cultivo esterilizado. Los esporos recién liberados pueden ser repicados a medios frescos con micropipetas. Las micropipetas de tipo Pasteur, pueden ser preparadas a partir de tubos de vidrio, debiendo tener cerca de 100 μm de diámetro en su extremidad más fina y un bulbo de goma en su extremidad más ancha. El proceso puede implicar lavajes sucesivos en agua de mar esterilizada, empleándose para ello vidrios de reloj. Pueden ser repicadas individualmente o en grupos a nuevos medios de cultivo. En el caso de esporos muy pequeños, se puede repicar en grupos y proceder a nuevos repiques de las plántulas en desarrollo.

Cuando se pretende acompañar a los estadios iniciales de desarrollo de esporos o cigotos, los fragmentos con estructuras reproductoras deben ser colocados sobre portaobjetos o cubreobjetos. También se pueden incubar los fragmentos fértiles sobre portaobjetos conteniendo apenas una gota de agua de mar. En este caso debe evitarse la evaporación, manteniendo la lámina de vidrio dentro de una cámara húmeda, representada por placa de Petri conteniendo una porción de algodón ligeramente impregnada con agua destilada. Este método favorece la liberación de los esporos, por lo menos en algunos casos, y presenta la ventaja de permitir una localización más rápida de los esporos liberados.

La liberación de los esporos puede ser espontánea, o forzada a través del corte de las estructuras. La liberación espontánea es preferible porque los esporos así liberados son, principalmente, los más maduros. Los cambios bruscos de condiciones ambientales subsiguientes a la recolección, transporte, limpieza, etc., ya representan estímulos suficientes para la liberación. De esta forma, al día siguiente de la recolección, generalmente, ya podemos observar la liberación de gran número de esporos.

En algunos casos, la liberación de los esporos puede ser estimulada por leve desecación, mantención de las partes fértiles sobre papel de filtro humedecido o guardado en refrigerador durante una noche. El tamizado, a través de mallas mayores y menores que el tamaño de los esporos puede ser un método auxiliar.

2. Aislamiento químico

Hipoclorito de sodio. Es empleado para esterilización de la superficie de fragmentos en el caso de algas de talo masivo. Debe considerarse la concentración y tiempo de exposición a la droga, así como la resistencia y capacidad de regeneración de la especie en estudio, que debe ser determinada en cada caso. Para las algas, el método generalmente es auxiliar de los métodos mecánicos, pero no es definitivo para el aislamiento. Algunos autores han recomendado el uso de etanol al 50% o detergente (Lewin, 1959; Chapman, 1973).

Antibióticos. La utilización de antibióticos es rutina en varios laboratorios, empleándose mezclas para eliminación total de las bacterias y obtención de cultivos axénicos (Provasoli, 1958; Chapman, 1973).

Las algas azules también son sensibles a diversos antibióticos, pudiendo ser eliminados por los tratamientos descritos a continuación.

- i. Penicilina G potásica o sódica. Un único tratamiento con 5-50 mg por litro de medio de cultivo generalmente es suficiente para eliminación de las algas azules. La penicilina es fácilmente degradada, no siendo necesario el cambio de medio, excepto por otras razones. El tratamiento puede ser repetido en caso de reincidencia de contaminación (Paula, 1984; West *et al.*, 1992).
- ii. Ciprofloxacina - Nombre comercial: Cipro, Lab. Miles. West *et al.* (1992) emplearon con éxito este antibiótico en dilución 5 mg/l. El tratamiento es considerado más eficiente que el anterior (N.S. Yokoya, comunicación personal).

iii. Sulfato de estreptomicina (25 mg por litro de medio de cultivo). Debe ser evitado por ser mutagénico.

Dióxido de germanio. Uno de los problemas más comunes de los laboratorios de cultivo de macroalgas es la infección por diferentes especies de diatomeas, especialmente de los géneros *Navicula* y *Nitzschia*, aunque otros géneros también son comunes. Estas contaminaciones pueden ser eficientemente controladas utilizando un veneno específico para diatomeas, el dióxido de germanio, que interfiere en el metabolismo del silicio impidiendo la formación de los frústulos. Usualmente se utiliza apenas un tratamiento inicial. Como las algas pardas son parcialmente sensibles al tratamiento por GeO_2 el medio de cultivo debe ser cambiado después de 3 días, cuando se cultivan especies de este grupo. El GeO_2 es preparado disolviendo 100 mg de la droga en 80 ml de una solución 1 N de NaOH, calentando casi hasta hervor. Luego del enfriamiento corregir el pH a 7,8 - 8,2 con H_2SO_4 y completar el volumen a 100 ml. Adicionar 1-5 ml por litro de cultivo (Lewin, 1966).

CONDICIONES GENERALES DE CULTIVO

Luz

La iluminación es obtenida a través de lámparas fluorescentes, luz de día o luz fría, disponibles en el mercado. La intensidad luminosa debe ser evaluada con cuantímetros, que miden la radiación fotosintéticamente activa (PAR) y no con fotómetros, pues estos aparatos miden la radiación visible por el ojo humano. En caso de que las medidas sean tomadas con fotómetro, es posible convertirlas groseramente a $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$ empleando un factor de corrección propuesto por Luning (1981), donde 250 lux corresponden aproximadamente a $4.6 \mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Los experimentos de laboratorio generalmente son llevados a cabo en una intensidad muy inferior a aquella encontrada en la naturaleza. La franja más comúnmente empleada en laboratorio es de (40)-50-(70) $\mu\text{mol fotones m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (aproximadamente 2000-2500 lux), obtenidos con 2 a 4 lámparas fluorescentes de 40 wats ubicadas a 30 cm de distancia del material. En caso de que se pretenda estudiar las respuestas de las algas a variaciones de intensidad lumínica, se puede montar un sistema que produzca intensidades mucho más altas. En este caso, se debe delimitar el problema de las variaciones

de temperatura asociadas a las diferentes intensidades luminosas, aún cuando se utilizan lámparas fluorescentes. La obtención de intensidades más bajas es más simple y puede ser obtenida alejando los frascos de cultivo de la fuente de luz o cubriéndolos con capas sucesivas de plástico o papel que absorba igualmente las diferentes longitudes de onda. Las respuestas de las algas a diferentes intensidades luminosas pueden variar además con la concentración de nutrientes del medio, intervalos de cambio de medio, densidad de algas por frasco de cultivo y temperatura.

La duración de los períodos alternantes de luz y oscuridad dependerá de los objetivos experimentales y del organismo de interés. Ahora bien, en cultivos de mantención de especies no sensibles, donde la morfogénesis no es controlada por fotoperíodo, generalmente se trabaja con el período claro más largo posible, o luz continua, siempre que no perjudique el desarrollo de las algas. En las condiciones usuales, se trabaja con 16:8 o 14:10 horas día: noche. El fotoperíodo es controlado por interruptores horarios programables (timer) que encienden y apagan las lámparas automáticamente.

Temperatura

La temperatura de las cámaras de cultivo debe ser mantenida por sistemas de refrigeración, calentamiento y circulación de aire, dimensionados conforme a las exigencias de cada grupo de trabajo. El control de temperatura debe ser hecho por termostatos con diferencias liga-desliga muy pequeñas, del orden de 1 °C, localizados en posición tal que la temperatura sea lo más homogénea posible en el espacio y en el tiempo. Una eficiente homogeneización es conseguida instalando circuladores de aire o ventiladores en las cámaras. Las variaciones de temperatura pueden ser registradas por un termógrafo o un termómetro de máxima y mínima. Ciertos experimentos exigen variaciones de temperatura con mantención de todos los otros parámetros constantes. En este caso, se deben utilizar diferentes cámaras de "germinación" (BOD). Otra posibilidad es la utilización de tablas de gradientes de temperatura (Van Baalen & Edwards, 1973; Yarish *et al.*, 1979; Silver, 1983). La Figura 4 ilustra una placa de gradiente de temperatura desarrollada por Oliveira & Petti (1989).

Muchos cultivos son desarrollados en el rango de 20-25 °C. No obstante los equipos deben ser capaces de conseguir amplitudes mayores de temperaturas, por ejemplo, de 10-40 °C, principalmente cuando se pretende desa-

rollar experimentos de tolerancia y determinar óptimos de crecimiento para este factor ambiental.

Salinidad

Normalmente los medios de cultivo son preparados con agua de mar cuya salinidad está alrededor del 35 g.kg^{-1} . No obstante, dependiendo de la fuente de agua que se utilice para los experimentos con variaciones de salinidad, puede ser necesario aumentar o disminuir la salinidad del agua.

Para disminuir la salinidad se puede emplear agua destilada, preferentemente, en destilador de vidrio. También se puede utilizar el método de congelamiento y descongelamiento y obtener soluciones madre de altas y bajas salinidades a partir del agua de mar (Shapiro, 1961). Se congela el agua de mar en Erlenmeyer, tomando el cuidado de no llenarlos completamente para evitar su rotura como consecuencia del aumento de volumen. Luego del congelamiento, se vacía el frasco en vasos de precipitado. El agua líquida escurrida en el inicio del descongelamiento presenta salinidad alta, a medida que prosigue el proceso de descongelamiento la salinidad del agua recogida va disminuyendo. Mediante el empleo de salinómetro se pueden separar dos fracciones diferentes, una primera con alta salinidad y una segunda con baja salinidad. Estas soluciones serán después empleadas para elevar o bajar la salinidad del agua al rango deseado.

La salinidad puede ser determinada por un refractómetro, calibrado para soluciones de NaCl que tiene una precisión satisfactoria para estudios biológicos.

Agitación de los medios de cultivo

La agitación de los medios de cultivo puede ser obtenida a través de un agitador orbital o a través de un burbujeador de aire húmedo. Estos sistemas favorecen el intercambio gaseoso, control de pH, difusión de nutrientes, etc. Lo que realmente se sabe, es que las algas presentan mayor crecimiento cuando son aireadas.

La aireación puede ser obtenida por medio de un compresor neumático exento de aceite, con o sin reservorio, trabajando a una presión compatible con la altura de la columna de agua de los frascos de cultivo. Este aire debe ser inicialmente burbujeador en un frasco que contenga agua destilada para su humidificación y filtración (Fig. 6). Este frasco debe ser mantenido a la misma

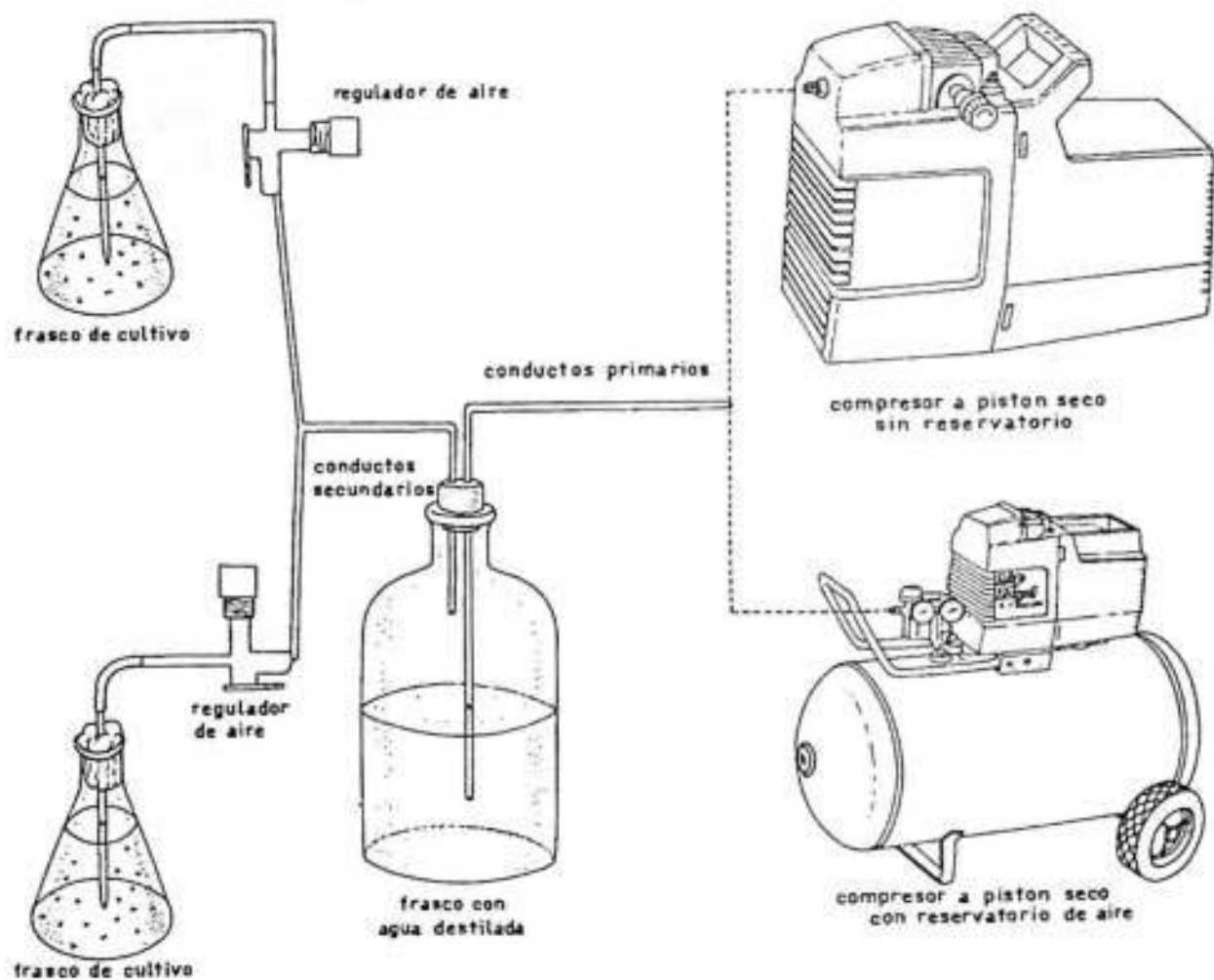


Fig. 6. Esquema simplificado de un sistema de homogeneización de los cultivos por burbujeo de aire. A. Compresor a pistón seco con reservorio B. Compresor a pistón seco sin reservorio. C. Frasco de plástico o vidrio (1.5 l) conteniendo agua destilada para filtración y humidificación del aire . D. Regulador de aire. E. Frasco de cultivo con tapón de algodón envuelto en papel de filtro. F. Tubo de vidrio con punta afilada.

temperatura que los frascos de cultivo, evitándose de esta forma, la condensación del agua en la tubería de aire. Cuando esto no es posible, se utiliza un kitassato con algodón seco como intermediario entre los frascos de cultivo y los frascos conteniendo agua destilada. La aireación puede ser continua o intermitente, a intervalos de 2 o 3 horas, controlada con un "timer".

MEDIOS DE CULTIVO

Los medios de cultivo para algas marinas consisten básicamente de agua de mar natural o artificial, enriquecida con nutrientes. En el presente trabajo, se ha dado énfasis especial a algunos medios de cultivos constituidos por agua de mar natural enriquecida.

Preparación del agua de mar

Recolección

La recolección del agua debe ser efectuada en un lugar libre de polución. Se debe coleccionar el agua por debajo de la superficie para evitar partículas y sustancias flotantes, particularmente si el agua fuera coleccionada a bordo de una embarcación motorizada. En estos casos, el aceite que permanece como una fina película sobre el agua, puede ser prácticamente invisible. Debe evitarse igualmente, recolectar agua de la proximidad del fondo, para disminuir las cantidades de arena, limo y de organismos contaminantes.

Transportar el agua en frascos plásticos, reservados exclusivamente para esta finalidad y almacenarla en lugar fresco y oscuro. Para esto basta cubrir los envases con plástico negro. Se puede almacenar el agua en cámaras refrigeradas cuando éstas están disponibles.

Puede usarse agua recién recolectada, no obstante el agua de mar envejecida es preferible, ya que el almacenamiento favorece la decantación de partículas en suspensión y de organismos planctónicos (incluyendo esporas y gametas de especies contaminantes) propiciando la mineralización de todo el material orgánico. Las cantidades de agua a ser utilizadas deben tomarse haciendo sifón, con lo que se evita la remoción del material depositado en el fondo. No se debe filtrar el agua para su almacenamiento ya que la filtración altera la composición de las comunidades de microorganismos, favoreciendo el desarrollo de bacterias y dificultando las filtraciones posteriores.

Esterilización

El primer paso para la esterilización del agua de mar consiste en filtrarla al vacío. El agua debe ser doblemente filtrada, a través de filtro de papel de 10 μm en primer lugar y de 2 μm posteriormente. Luego de esta filtración inicial para la remoción de las partículas mayores se puede optar por uno de los siguientes procedimientos:

1. Ultrafiltrado. Después del filtrado con papel, conforme mencionamos anteriormente se filtra nuevamente con membrana de 0,45 y/o 0,12 μm . Esto es especialmente utilizado para determinados fines, como por ejemplo para medios que no pueden ser autoclavados por contener vitaminas u otras sustancias termolábiles.

2. Autoclavado. Es suficiente 1 hora a temperatura de 120 °C. Para evitar la precipitación de sales se puede bajar el pH inicial a 7 adicionando ácido clorhídrico.

3. Calentamiento a baño-maría. Para cultivos unialgales es suficiente tratar el agua de mar en baño-maría durante 1 hora después del inicio del hervor. El frasco conteniendo agua de mar, debe ser tapado con algodón recubierto por papel de aluminio para evitar la evaporación y aumento de la salinidad.

4. Tindalización. Tratamiento en baño-maría por 1 hora, cuidando que la temperatura del agua no sobrepase los 80 °C, el proceso debe ser repetido por tres días consecutivos, con intervalos de enfriamiento a temperatura ambiente. Este procedimiento mata todas las bacterias, siendo utilizado para cultivos axénicos.

5. Microondas. El empleo de horno de microondas doméstico (42 dm³, 700 W, con plato giratorio) es una buena alternativa para la esterilización de pequeños volúmenes de agua de mar. Buenos resultados de esterilización y crecimiento de microalgas fueron obtenidos tratando al agua de mar previamente enriquecida con medio Provasoli, aún cuando la temperatura no excedió los 80 °C. El proceso permite la obtención de cultivos axénicos, teniendo como ventajas su rapidez y pequeñas alteraciones del pH (Keller *et al.*, 1988; Paula *et al.*, 1989).

La esterilización es hecha exponiendo un volumen fijo de 1,5 litros de agua de mar a la potencia máxima durante 10 minutos. Es conveniente interrumpir la exposición a intervalos aproximados de 2 minutos para agitar los frascos a fin de homogeneizar la temperatura en el interior del medio. El volumen de 1,5 litros puede estar contenido en un único frasco o subdividido

en volúmenes menores. Por ejemplo, tubos de ensayo conteniendo pequeños volúmenes pueden ser colocados en un vaso de precipitado con suficiente agua para completar el volumen final de 1,5 litros. En estas condiciones, se obtiene esterilización aún cuando la temperatura no sobrepase 80 °C durante el tratamiento con microondas. Si se altera el volumen de medio se debe cotejar el tiempo de exposición.

Las limitaciones y recomendaciones del proceso incluyen: i) volúmenes pequeños distribuidos en placas de Petri, aún cuando totalicen 1,5 litros de medio, alcanzan el hervor en un tiempo menor que el necesario para la esterilización; ii) los frascos no deben estar completamente llenos ni tapados; iii) tapones de algodón no pueden ser empleados así como tampoco materiales metálicos.

Se pueden esterilizar también, en horno de microondas los frascos de vidrio en seco. En este caso se debe colocar un envase conteniendo agua destilada, para absorber energía. Deben observarse asimismo las recomendaciones del fabricante, esto es tipo de recipientes que pueden ser tratados.

Soluciones de enriquecimiento de agua de mar

Existen varias soluciones de enriquecimiento de agua de mar. Las más comunmente usadas son:

1. Medio de Provasoli - PES (Tabla 1). Es probablemente, el medio más ampliamente empleado en el cultivo de algas marinas bentónicas. Nótese que este medio contiene básicamente: i) Nitrógeno y Fósforo en concentraciones relativamente elevadas; ii) otros macronutrientes; iii) micronutrientes; iv) vitaminas; v) solución tampón; vi) solución quelante para iones poco solubles.

Diluyendo 20 ml de la solución madre por litro de agua de mar se obtiene un medio altamente rico. Se pueden emplear soluciones mucho más diluidas para cultivos que requieren menor concentración de nutrientes. Así, para los pasos iniciales del aislamiento unialgal, o para estadios iniciales de cultivos, cuando se tiene una proporción muy pequeña de alga por volumen de medio, se pueden emplear soluciones de 2, 5 o 10 ml de solución madre por litro de agua de mar esterilizada con buenos resultados de crecimiento. Posteriormente se puede aumentar a una concentración máxima de 20 ml por litro. La concentración del medio de cultivo depende del intervalo de recambio, que generalmente es de 7 días o menos, por razones de conveniencia. Depende también de la interacción de muchos otros factores como intensidad luminosa, temperatura y relación entre el volumen de medio y la biomasa de las algas en cultivo.

Medio de Provasoli - PES (Tabla 1)

Tabla 1. Cuadro esquemático para la preparación de solución de enriquecimiento de Provasoli (PES) (McLachlan, 1973).

Reactivos	Soluciones en agua destilada (1)	Volúmenes parciales utilizados
Na ₂ -glicerofosfato 5 H ₂ O	5,0000 g/100 ml	16,0 ml
NaNO ₃	5,6000 g/150 ml	150,0 ml
Cianocobalamina (Vitamina B 12)	0,0100 g/100 ml	1,6 ml
Tiamina	0,1000 g/100 ml	8,0 ml
Biotina	0,0100 g/100 ml	0,8 ml
Tampón-tris (II)	6,5440 g/150 ml	150,0 ml
Fe EDTA: Na ₂ EDTA (III)	0,2640 g/500 ml	500,0 ml
+ Fe (NH ₄) ₂ , 6H ₂ O	0,2809 g	
P II - mezcla de metales (IV)		500,0 ml
Volumen final en agua destilada (V)		2,000,0 ml

(I) Los volúmenes excedentes pueden ser almacenados en congelador.

(II) Tris-aminometano. Llevar a pH 7,8 con HCl 5 N.

(III) Etilenodiaminotetracetato de sodio.

(IV) P II - Mezcla de metales.

Na₂ EDTA 0,4000 g

H₃BO₃ 0,4480 g

FeCl₃·6H₂O 0,0192 g

MnSO₄·7H₂O 0,0480 g

ZnSO₄·7H₂O 0,0088 g

CoSO₄·7H₂O 0,0019 g

Agua destilada 500,0 ml

Los metales traza pueden ser previamente diluidos, mantenidos en congelador y pipeteados conforme dilución.

(V) subdividir en fracciones pequeñas de acuerdo con la utilización y mantener en congelador. Después del descongelamiento, mantener en el refrigerador para su uso en el intervalo de 15-30 días.

2. Medio de Von Stosch - VS (Tabla 2). Este medio, aunque simple, es bastante utilizado y da buenos resultados. Se obtiene diluyendo 8 ml de una solución madre en 1 litro de agua de mar. De la misma forma que en el medio anterior, se pueden utilizar mayores diluciones al comienzo del cultivo.

Medio de Von Stosch - VS (Tabla 2)

Tabla 2. Cuadro esquemático para la preparación de solución de enriquecimiento de Von Stosch (VS) (Edwards, 1970).

Reactivos	Soluciones en agua destilada (I)	Volúmenes parciales utilizados
EDTA (II)	0,4650 g/100 ml	100,0 ml
NaNO ₃	5,3125 g/100 ml	100,00 ml
Na ₂ HPO ₄ ·12H ₂ O	1,3438 g/100 ml	100,0 ml
FeSO ₄ ·7H ₂ O (III)	0,0869 g/100 ml	100,0 ml
MnCl ₂ ·4H ₂ O (IV)	0,0124 g/500 ml	100,0 ml
Tiamina	0,1000 g/100 ml	25,0 ml
Biotina	0,0125 g/100 ml	1,0 ml
Cianocobalamina	0,0125 g/100 ml	1,0 ml
Volumen final en agua destilada (V)		1,000,0 ml

- (I) Los volúmenes excedentes pueden ser almacenados en congelados.
- (II) Etilenodiaminotetracetato de sodio.
- (III) El FeSO₄ puede ser sustituido por FeCl₃·6H₂O, preparándose una dilución de 0,0106 g/250 ml y tomándose 100 ml.
- (IV) En MnCl₂ puede ser sustituido por MnSO₄·1H₂O, preparándose una dilución de 0,0106 g/500 ml y tomándose 100 ml.
- (V) Subdividir en fracciones pequeñas de acuerdo con la utilización y mantener en congelador. Después del descongelamiento, mantener en el refrigerador para su uso en el intervalo de 15-30 días.

3. Medio de Erd-Schreiber (Tabla 3). Este es uno de los medios más antiguos de enriquecimiento de agua de mar, pero su uso se ha visto restringido con la aparición de medios más completos. Su preparación incluye extracto de suelo, resultando en tenores de nutrientes variables de acuerdo

Medio de Erdschreiber (Tabla 3)

Tabla 3. Cuadro esquemático para la preparación de solución de enriquecimiento de Erdschreiber (McLachlan, 1973).

Reactivos	Soluciones en agua destilada II)	Volúmenes parciales utilizados
NaNO ₃	1,5005 g/100 ml (1,0030 a 1,9980)	10 ml
Na ₂ HPO ₄	1,1662 g/100 ml (0,6664 a 1,6660)	1 ml
Extracto de suelo	(I)	50 ml
Volumen final en agua de mar	(II)	1,000 ml

(I) El extracto de suelo es preparado con un volumen de suelo de buena calidad (suelo para cambios) disuelto en dos partes de agua destilada. La mezcla debe ser autoclavada por 15 minutos a 1 hora. Para la obtención de una mezcla clara con fines de almacenamiento y utilización, se debe enfriar previa decantación, extraer haciendo sifón y filtrar. Se puede optar por una extracción alcalina, agregando a la mezcla inicial 3 g de NaOH. En este caso se utilizan apenas 5 a 10 ml de volumen parcial. El extracto de suelo puede ser sustituido por una solución que contenga trazas de hierro y otros metales junto con una solución de vitaminas, principalmente biotina, cianocobalamina y tiamina.

(II) Subdividir en fracciones pequeñas de acuerdo con la utilización y mantener en congelador. Después del descongelamiento, mantener en el refrigerador para su uso en el intervalo de 15-30 días.

con la calidad del suelo utilizado. La variabilidad de los resultados obtenidos con este medio es por lo tanto, su mayor inconveniente.

4. Medio de McLachlan - SWM. Este medio ha sido bastante utilizado para especies de regiones frías. Es muy rico en nutrientes y compuestos orgánicos, quedando más fácilmente sujeto a contaminaciones. Por lo tanto, su utilización requiere buenas condiciones de esterilización para evitar la proliferación de bacterias, particularmente cuando los cultivos son desarrollados a temperaturas elevadas.

BIBLIOGRAFIA

- Chapman, A.R.O. 1973. Methods for macroscopic algae. In J.R. Stein (Ed.) *Handbook of phycological methods. Culture methods and growth measurements*. Cambridge, University Press: 53-68.
- Edwards, P. 1970. Illustrated guide to the seaweeds and sea grasses in the vicinity of Porto Aransas, Texas. *Contr. Mar. Sc.* 15 (Supl.): 1-228.
- Keller, M.D.; K.B. Wendy & R.R.L. Guillard. 1988. Microwave treatment for sterilization of phytoplankton culture media. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 117: 279-283.
- Lewin, R.A. 1959. The isolation of algae. *Revue Algol.*, (N.S.), 4: 187-97.
- Lewin, J. 1966. Silicon metabolism in diatoms. V. Germanium dioxide, a specific inhibitor of diatom growth. *Phycologia* 6: 1-12.
- Luning, K. 1981. Light. In C. S. Lobban & M.J. Wynne (Eds.) *The biology of seaweeds*. Oxford, Blackwell Scientific Publications, Oxford: 326-355.
- McLachlan, J. 1973. Growth media-marine. In J.R. Stein (Ed.) *Handbook of phycological methods. Culture methods and growth measurements*. Cambridge, University Press: 25-51.
- Oliveira, E.C. & R. Petti. 1989. Um aparelho para determinação rápida e econômica de condições ótimas de luz e temperatura para organismos aquáticos de pequeno porte. IV Reunião Brasileira de Ficologia, Florianópolis. Sociedade Brasileira de Ficologia: 67.
- Paula, E.J. 1984. *Estudos experimentais de cultivo e hibridação em Sargassum (Phaeophyta-Fucales) em condições de laboratório*. Tese de Doutorado, IB USP, São Paulo. 246 pp.
- Paula, E.J.; E.C. Oliveira, & R. Petti. 1989. Esterilização de meio de cultura para algas marinhas bentônicas, tratado com microondas. IV Reunião Brasileira de Ficologia, Florianópolis. Sociedade Brasileira de Ficologia: 66.
- Plastino, E.M. & E.C. Oliveira. 1990. Crossing experiments as an aid to the taxonomic recognition of the agarophyte *Gracilaria*. In E.C. de Oliveira & N. Kautsky (Eds.). *Cultivation of seaweeds in Latin America*. Workshop Univ. S. Paulo/Int. Foundation for Science São Sebastião, SP: 127-133.
- Provasoli, L. 1958. Effect of plant hormones on *Ulva*. *Biol. Bull* 114: 375-384.
- Shapiro, J. 1961. Freezing-out, a safe technique for concentration of dilute solutions. *Science* 133: 2063.

- Silver, P.A. 1983. A new thermal gradient device for culturing algae. *Br. Phycol. J.* 18: 159-164.
- West, J.A.; G. Zuccarello & H.P. Calumpong .1992. *Bostrychia bispora* sp. nov. (*Rhodomelaceae, Rhodophyta*), an apomictic species from Darwin, Australia: reproduction and development in culture. *Phycologia* 31: 37-52.
- Van Baalen, C. & P. Edwards. 1973. Light-temperature gradient plate. In J.R. Stein (Ed.). *Handbook of phycological methods. Culture methods and growth measurements*. Cambridge. University Press: 267-273.
- Yarish, C.; K.W. Lee & P. Edwards. 1979. An improved apparatus for the culture of algae under varying regimes of temperature and light intensity. *Bot. Mar.* 22: 395-397.

Capítulo 8

Influencias de factores abióticos en el cultivo de algas

Camilo Werlinger I. y Krisler Alveal V.*

INTRODUCCION

Las macroalgas marinas bentónicas se distribuyen entre el nivel más alto de la zona afectada por mareas y oleaje hasta la profundidad en la cual la iluminación es suficiente para sustentar la fotosíntesis.

El crecimiento, desarrollo y permanencia de especies y comunidades algales están determinados por la interacción de las diversas variables que, en una situación ambiental compleja, es el resultado de interacciones biológicas y físicas influyendo sobre los organismos, en una infinita combinación de estados.

La implementación y desarrollo de sistemas de cultivo de macroalgas de importancia económica requiere del conocimiento y manejo de estas interacciones. La elección de zonas de cultivo adecuadas y la experimentación en busca de condiciones ambientales óptimas para el crecimiento y mantención

(*) Universidad de Concepción, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Departamento de Oceanografía, Casilla 2407, Apartado 10, Concepción - Chile.

de las plantas, permitirá establecer sistemas productivos con una alta probabilidad de éxito.

LUZ

La luz es sin lugar a dudas el factor abiótico más importante que afecta a las algas, ya que proporciona la energía necesaria para la fotosíntesis con implicancias en la reproducción y el desarrollo de las plantas. Los procesos de distribución geográfica y distribución vertical tienen también en la luz un componente determinante como consecuencia de las variaciones que presenta la luz tanto en sentido latitudinal como batimétrico.

Desde el punto de vista físico, la luz es un factor extremadamente complejo. La energía proveniente del sol, que se propaga a través del espacio en forma de ondas, contiene un amplio espectro de radiación. Este espectro, en el que está presente la franja de radiación que tiene efecto sobre la fotosíntesis y la visión, está constituido por radiación de alta energía y pequeña longitud de onda (rayos cósmicos) en un extremo, y en el otro, por radiación de baja energía y gran longitud de onda (ondas de TV y radio), Fig. 1.

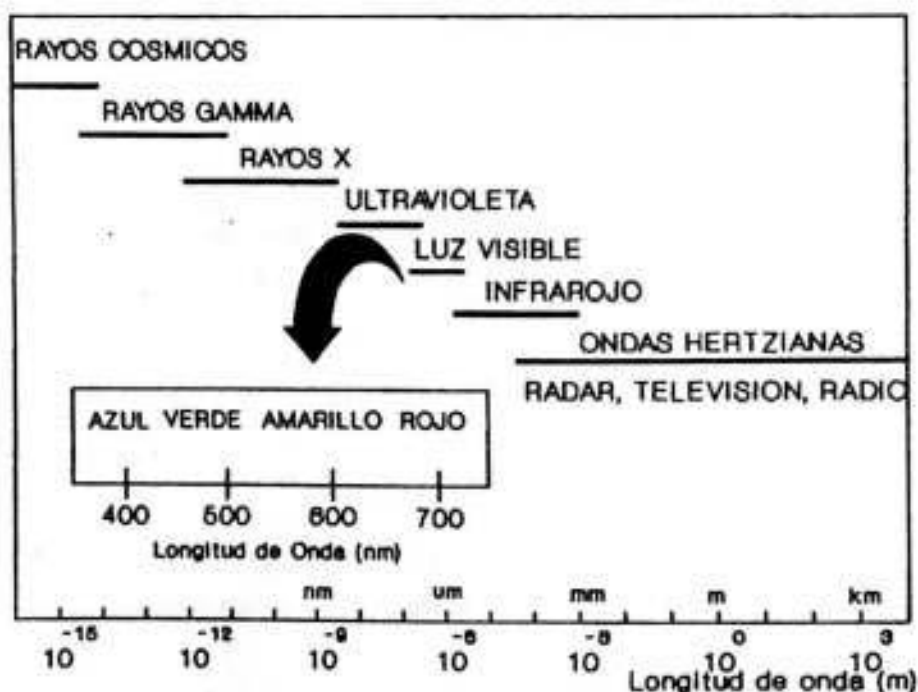


Fig. 1.- Espectro electromagnético mostrando la posición del visible, ultra violeta e infrarrojo (Modificado de Lobban *et al.*, 1985).

La emisión electromagnética del sol que llega a la tierra y que tiene efecto sobre la fotosíntesis y la visión, es en gran parte absorbida por la atmósfera. La radiación de onda corta (luz ultravioleta) es detenida por el ozono del estrato atmosférico superior, mientras que parte de la radiación de onda larga (radiación infrarroja) es absorbida como calor y/o reflejada al espacio exterior al interactuar con nubes, partículas de polvo, agua, etc. En este sentido la atmósfera actúa como filtro de la radiación solar ya que solamente un promedio del 47% de la radiación incidente llega a la superficie de la tierra (Fig. 2), correspondiéndose con la porción del espectro que va entre los 240 nm (ultravioleta) y los 1100 nm (infrarrojo) (Larcher, 1980).

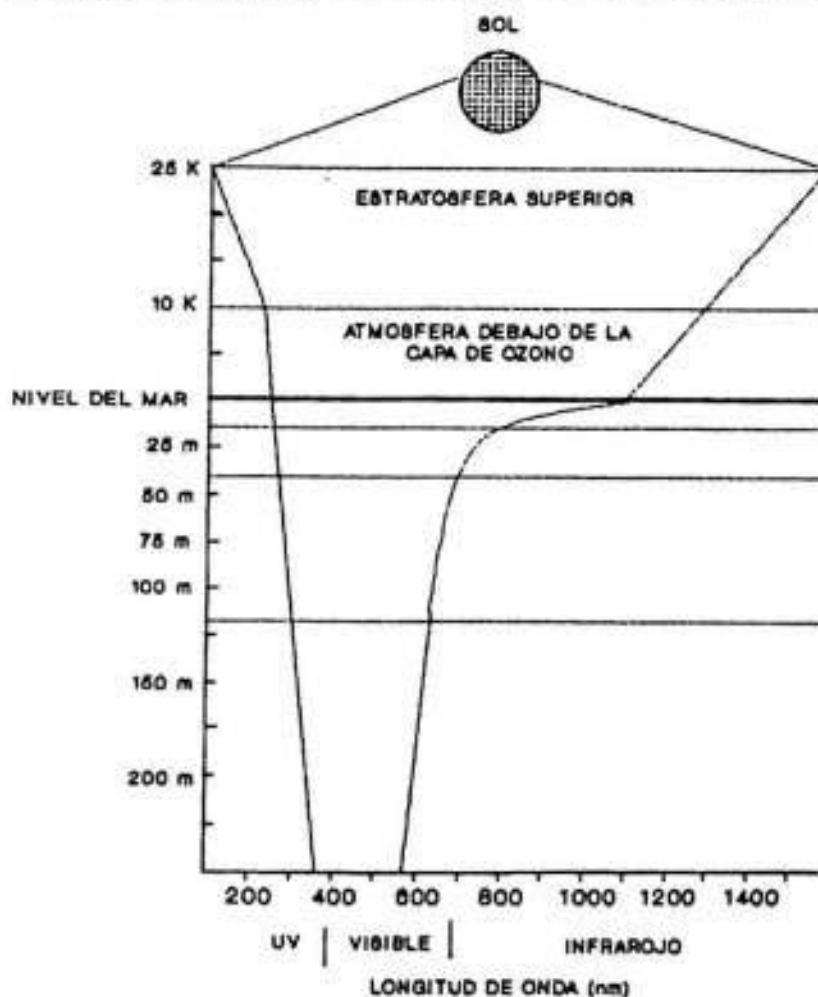


Fig. 2.- Absorción del espectro electromagnético con actividad en la fotosíntesis durante el trayecto atmósfera - fondo del mar (Modificado de Alveal *et al.*, 1990).

La luz que incide sobre el océano, al penetrar la masa de agua sufre también pérdidas importantes. La radiación infrarroja se absorbe en los primeros metros, mientras que la radiación correspondiente a las demás bandas del espectro, lo hace progresivamente con el aumento de la profundidad. Como consecuencia de esto, en profundidades de 25 metros, la radiación se encuentra circunscripta a la banda entre los 400 y los 600 nm (azul - verde) con una intensidad máxima a 475 nm (luz azul) (Alveal et al., 1990) y una disminución de la intensidad de más de un 70% sobre los 20 metros.

Diversos tipos de unidades de medición han sido tradicionalmente utilizados para expresar la energía luminosa. Unidades de iluminación como lux, pie-bujía o candelas; unidades de energía, como watt/m², calorías o Langley; o unidades de densidad de flujo fotónico como $\mu\text{E m}^{-2}\text{s}^{-1}$ o cuantas. Dawes (1986) presenta una tabla con las unidades de energía más utilizadas y sus valores recíprocos en otras unidades; esta tabla permite efectuar algunas transformaciones entre diversos tipos de unidades (Tabla 1).

Tabla 1.- Unidades de medición de luz y sus correspondencias con otras unidades (Extraído de Dawes, 1986).

	Iluminación
1 pie-bujía (pie-bj)	= 1 lumen/pie ² (lu/pie ²) = 10.764 lux (lumenes/m ²) = 1.076 milifotones
	Unidades de energía
1 Wattm ² (W/m ²)	= 1 Joule/m ² /seg (J/m ² /seg)
1 Caloría (cal)	= 4.19 J
1 Langley (ly)	= 1 cal/cm ²
	Densidad de flujo fotónico
1 erg	= 1 cuanta/seg/m ² /Lambda
1 Einstein (E)	= 6.023 x 10 ²³ cuantas/Lambda
1 nE/cm ² /seg	= 6.023 x 10 ²³ cuantas/cm ² /seg = 10 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{seg}$ = 1.197/Lambda (nm) x W/m ² = 2 W/m ² (luz blanca)
1.66 nE/cm ² /seg	= 1.015 cuantas/cm ² /seg

Existen diversos instrumentos de medición de luz tales como los fotómetros que miden iluminación en lux, radiómetros, que a través de un filtro seleccionan longitudes de onda específicas y expresan sus mediciones en ergs, y cuantómetros que determinan la energía en Einsteins. La mayoría de los instrumentos están diseñados para medir la luz absorbida por el ojo humano, no por los pigmentos de las plantas, en consecuencia, no proporcionan información de la disponibilidad de fotones con efecto en la fotosíntesis. Instrumentos adecuados son aquéllos que miden la energía o cuantas en la banda del espectro electromagnético fotosintéticamente activo, como espectralradiómetros o espectrocuantómetros.

Las algas presentan en sus células diversos tipos de pigmentos que les permiten absorber la luz solar para su utilización en los procesos de fotosíntesis. Los pigmentos más importantes que encontramos en las algas son clorofila, carotenos, ficobilinas y xantofilas (Tabla 2).

Tabla 2.- Distribución de pigmentos en diversos grupos de algas. (+ = presencia, - = ausencia, \pm = presente en algunas especies). Extraído de Lobban *et al.*, 1985.

Pigmentos	Rhodophyceae	Chlorophyceae	Phaeophyceae
Clorofilas			
a	+	+	+
b	-	+	-
c	-	-	+
d	+	-	-
Carotenos			
α	\pm	\pm	\pm
β	+	+	+
Ficobilinas	+	-	-
Xantofilas			
Violaxantina	-	+	+
Luteina	+	+	-
Neoxantina	-	+	-
Siphonoxantina	-	+	-
Fucoxantina	-	-	+

El color de las algas está íntimamente relacionado con la longitud de onda de la luz reflejada, que no es utilizada por la planta. Así, un alga verde refleja gran parte de esta porción del espectro y sólo parte es absorbida junto con las demás ondas de luz.

Cada grupo de algas presenta una carga pigmentaria particular y consecuentemente con ello, un cierto rango dentro del espectro electromagnético visible, en el cual su respuesta fotosintética es más eficiente. De acuerdo con esto se ha postulado la existencia de una distribución diferencial de las algas en profundidad, con una mayor concentración de algas verdes en los niveles superficiales y de algas rojas hacia los niveles profundos (teoría de la adaptación cromática propuesta por Engelmann y Gaidukov). Sin embargo, no existe evidencia suficiente para apoyar esta teoría.

Al representar, en forma gráfica, la relación entre la tasa fotosintética y la intensidad de la luz, se define un punto en donde la producción de materia orgánica por fotosíntesis es igual al gasto por respiración (punto de compensación). Por sobre este punto, la tasa fotosintética aumenta en forma lineal al aumento de la intensidad luminosa, hasta un nivel en el cual incrementos de la iluminación no incrementan la producción por fotosíntesis, definiéndose

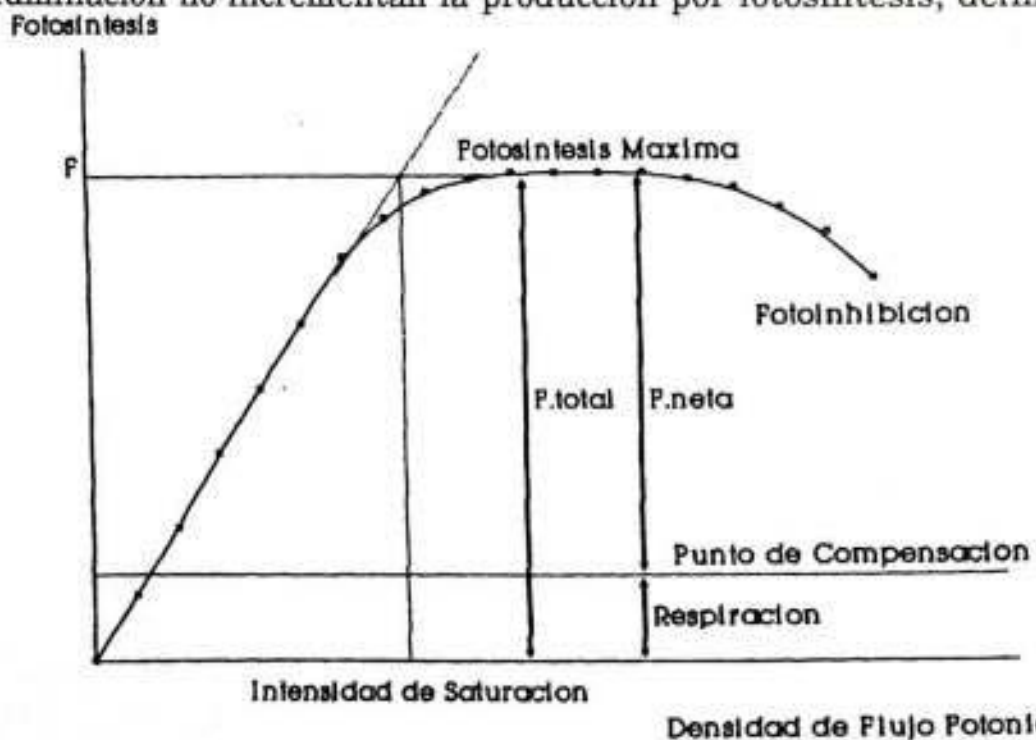


Fig. 3.- Curva teórica de fotosíntesis versus intensidad luminosa. F. Neta: Fotosíntesis Neta, F. Total: Fotosíntesis Total.

allí un punto de saturación y de fotosíntesis máxima. Sobrepasado este rango de intensidad luminosa, el incremento en la cantidad de luz produce la inactivación del aparato fotosintético, fenómeno conocido como fotoinhibición (Fig. 3).

Los valores de producción máxima y el punto de saturación son característicos para cada especie y de importancia fundamental en sistemas de cultivo, ya que permiten conocer el rango de iluminación adecuada para un crecimiento óptimo y sostenido de las plantas (Fig. 3).

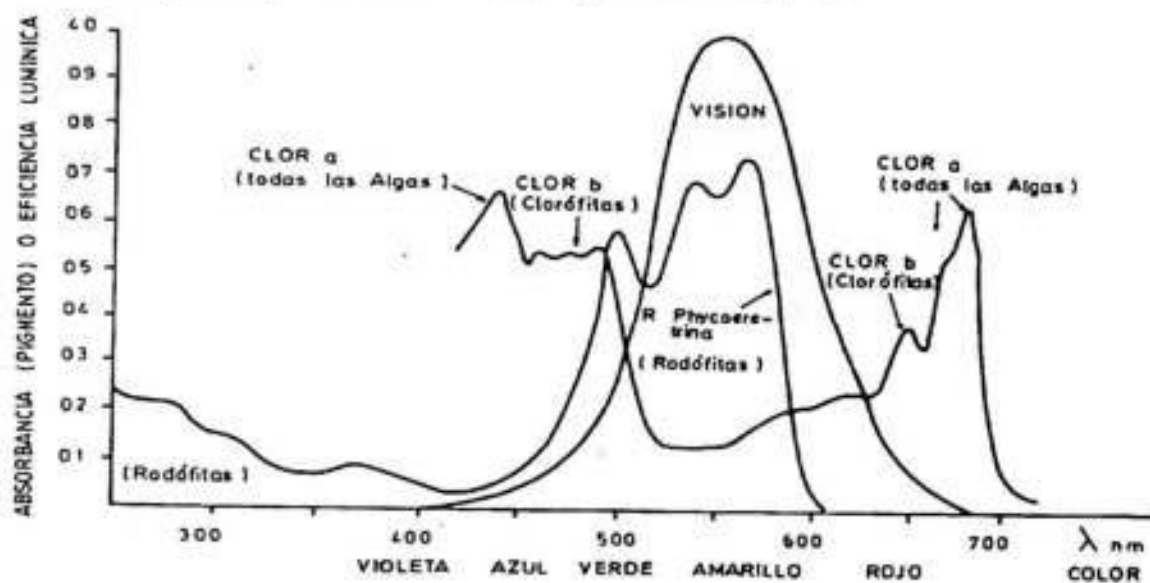


Fig. 4.- Espectro de absorción de la luz en pigmentos algales y en la visión humana.

El espectro de absorción en pigmento de algas es característico para cada tipo de pigmentos (Fig. 4). La clorofila a, extraída en acetona, presenta un pico de absorción en la banda del rojo, a los 665 nm, y otro en el azul, a los 420 nm, y una escasa absorción en la porción del verde (Lobban *et al.*, 1985).

Las distintas especies de algas presentan diferentes grados de tolerancia a la intensidad luminosa. Si la iluminación sobrepasa los límites máximos, los talos se decoloran y se debilitan y la tasa de crecimiento se hace mínima e incluso nula. La iluminación excesiva produce fotooxidación de los pigmentos y una posterior destrucción de los cloroplastos y las proteínas internas de la planta (Larcher, 1980). Igual cosa puede observarse en condiciones de baja iluminación.

La tasa de crecimiento de las algas está en función directa con la

intensidad luminosa ya que la energía requerida por este proceso es obtenida a partir de la fotosíntesis. Observaciones realizadas por Edding et al. (1987) muestran una estrecha relación entre la cantidad de radiación, en densidad de flujo fotónico, y la biomasa de *Gracilaria chilensis* generada en estanques (Fig. 5).

La periodicidad diaria está determinada por la longitud del día y consecuentemente con ello define las características del fotoperíodo, el cual influye fundamentalmente en el crecimiento y en la reproducción. Estudios

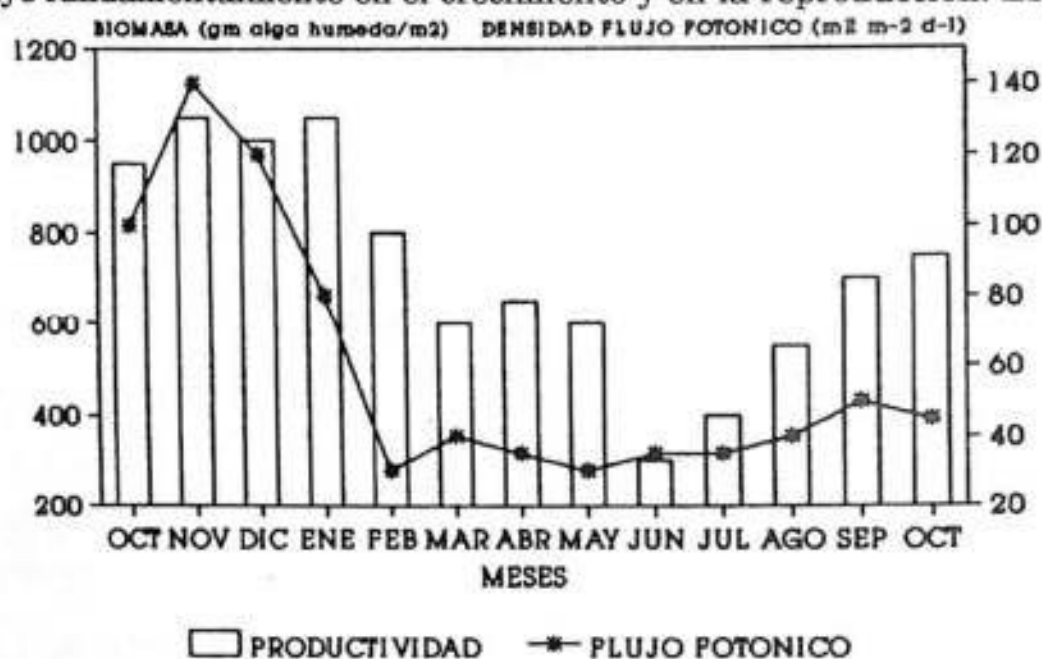


Fig. 5.- Valores mensuales de producción en peso húmedo de *Gracilaria* sp. cultivada en estanques, en relación con la densidad del flujo fotónico, en Bahía La Herradura, Coquimbo, Chile (Modificado de Edding et al., 1987).

experimentales realizados por Arasaki (en Santelices, 1977) muestran un mejor desarrollo de esporas de *Enteromorpha* sp. bajo condiciones de día largo, aún cuando no está claro si este efecto corresponde efectivamente a las condiciones del fotoperíodo o es una consecuencia de una mayor respuesta fotosintética por incremento en la cantidad de iluminación.

La periodicidad anual, que implica cambios en la intensidad luminosa y en la temperatura de acuerdo con la estación del año, influye en forma determinante en el crecimiento, en la reproducción y en la distribución de las algas marinas; fenómeno de especial importancia en latitudes medias y altas. El estudio del ciclo anual de crecimiento de *Gracilaria chilensis* en estanques

(Edding *et al.*, 1987) muestra los valores más altos de biomasa en los meses de verano y, si la densidad de flujo fotónica se mantiene por sus niveles más bajos (otoño-invierno), se presenta un progresivo descenso en la producción, alcanzando los niveles más bajos en los meses de junio y julio (Fig. 5).

En las variaciones de la intensidad luminosa, sin embargo, no son sólo los ciclos diurnos y la estación del año los factores que influyen en la cantidad de luz que llega a la superficie del mar. Resultan también importantes las condiciones del estado general del mar tales como: oleaje, partículas en suspensión, espuma superficial, etc. Dependiendo de la persistencia de estos fenómenos pueden presentarse disminuciones en la actividad fotosintética y consecuentemente con ello, bajas en la productividad primaria de las poblaciones de macroalgas.

No obstante las consideraciones anteriores, es importante indicar que si bien la luz es el factor determinante para la realización de la fotosíntesis, este proceso depende además de numerosos otros factores como: temperatura, disponibilidad de carbono inorgánico, pH, ritmos circadianos y edad de los tejidos (Lobban *et al.*, 1985).

La luz y los sistemas de cultivo

En zonas de cultivo es de vital importancia conocer los niveles de iluminación óptima para el crecimiento de la especie a cultivar. Si no se conoce este parámetro es necesario probar experimentalmente el crecimiento de las plantas a distintas profundidades y grados de iluminación. Para ello se debe medir el crecimiento de las plantas, así como la intensidad luminosa del lugar y con estos datos confeccionar curvas de crecimiento en relación con las variaciones de la intensidad luminosa. La interpretación de esta información permitirá determinar las profundidades y lugares que mantienen la mejor iluminación en relación con la productividad.

Condiciones de iluminación extremas en áreas de cultivo, aparte de interferir con la fotosíntesis y provocar bajas en la productividad así como decoloración y debilitamiento de las plantas, pueden ser el origen de otros problemas. Altos niveles de iluminación, favorecen en algunos casos, el crecimiento de algas oportunistas, las cuales compiten por nutrientes y luz con la especie recurso y posteriormente son sustrato para animales y otros vegetales. La proliferación de estas comunidades hace disminuir o inhibe completamente el crecimiento de las algas comerciales. Sin embargo, la

disminución de los niveles de iluminación mediante sombreo puede reducir la proliferación de estas comunidades interferentes e incluso eliminarlas casi totalmente.

En relación con el fotoperíodo, variaciones de este parámetro pueden inducir el desarrollo de morfos algales diferentes a los deseados, como también afectar los procesos reproductivos de las algas.

TEMPERATURA

Temperatura y luz son los factores ambientales más importantes para los seres vivos. Mientras la luz es el factor determinante para las plantas, por su implicancia en la fotosíntesis, la temperatura es el factor fundamental para todos los organismos por su efecto sobre las actividades moleculares y el metabolismo.

La distribución de la temperatura en el océano presenta importantes variaciones tanto en sentido latitudinal como en sentido vertical. En relación con la latitud, los valores de temperatura superficial del agua son de alrededor de 28°C en las cercanías del ecuador y decrecen progresivamente hacia los polos en donde llegan a alcanzar promedios de 0°C (Friedrich, 1973). Debemos considerar, sin embargo, que esta distribución sufre notorias modificaciones en ciertas áreas como consecuencia del desplazamiento de aguas por las corrientes, y en el caso de las latitudes medias, por las grandes diferencias climáticas producidas entre las estaciones.

Desde el punto de vista de la distribución vertical y puesto que el calor es transferido a las capas profundas por convección y conducción, existe también una gradación de los valores de temperatura en profundidad.

En las latitudes bajas, la masa de agua bajo la superficie puede ser dividida en tres zonas de acuerdo con la temperatura que presenta. Una zona superficial, entre la superficie y los 200 m, en la cual la temperatura es similar a la de la superficie, luego una zona que se extiende entre los 200 y los 1.000 m, en la cual la temperatura decrece rápidamente hacia el fondo (zona de termoclina) y finalmente una zona profunda en la cual la temperatura cambia muy lentamente (Fig. 6).

En las latitudes medias la distribución de la temperatura sigue un patrón similar aunque con variaciones menos drásticas. En invierno, los valores de la temperatura superficial decrecen lentamente hasta aproximadamente los 400 m. Entre los 400 y 1.000 m se manifiesta un descenso progresivo

de la temperatura con la profundidad. Finalmente y bajo los 1.000 m, es evidente un suave descenso de la temperatura con valores de alrededor de los 5°C a los 1.100 m y de unos 2°C a los 4.000 m. En verano, cuando no se presentan vientos fuertes, suele producirse una termoclina estacional con un fuerte gradiente (descenso) de la temperatura hasta aproximadamente los 200 m.

En las zonas de altas latitudes las aguas superficiales suelen presentar un fuerte gradiente de descenso de la temperatura hasta cerca de los 100 m, entre los 100 y los 200 m se produce un leve aumento, de 2 a 4°C, y finalmente, la temperatura decrece levemente con la profundidad (de 4°C a los 200 m a 2°C desde los 2.000 m hacia el fondo) (Fig. 6).

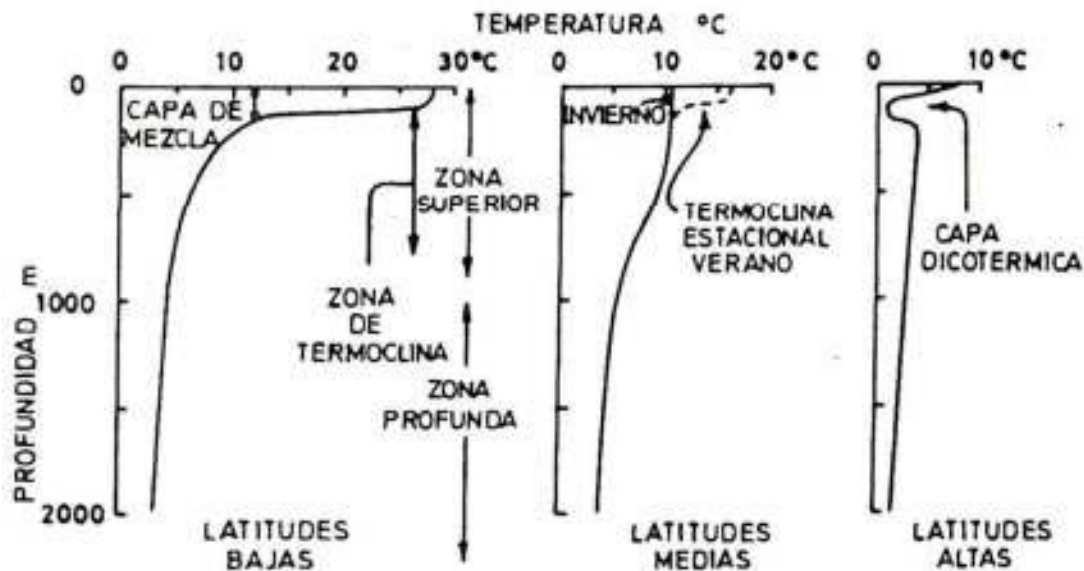


Fig. 6.- Distribución de la temperatura en el océano, en relación con la profundidad (modificando de Pickard & Emery, 1982).

La respuesta fotosintética de las algas ante variaciones de la temperatura sigue, en términos generales, el siguiente patrón. A temperaturas bajas la actividad de la fotosíntesis es mínima. Al aumentar la temperatura hacia el óptimo, la tasa de fotosíntesis se acerca al máximo. Cuando la temperatura sobrepasa esos valores, la tasa fotosintética disminuye progresivamente hasta que cae en forma abrupta provocando la inactivación del proceso de fotosíntesis y posteriormente, la muerte de la planta (Fig.7).

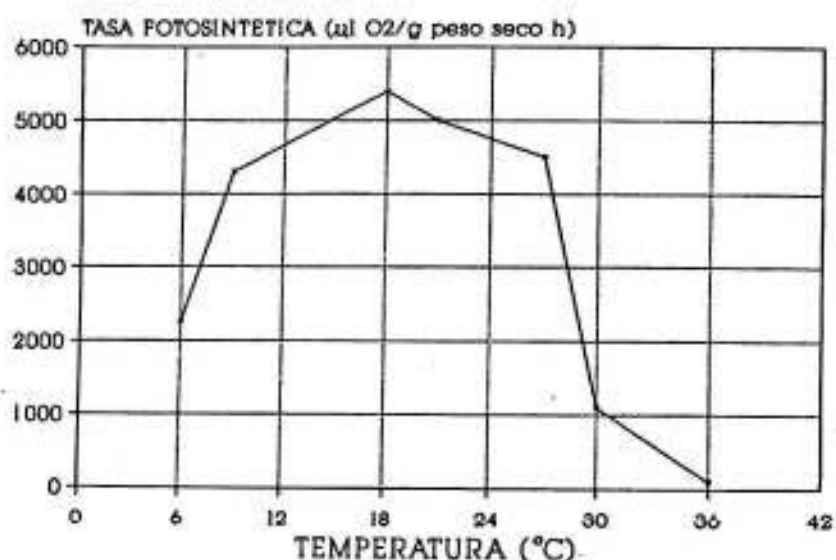


Fig. 7.- Efecto de la temperatura sobre la tasa de fotosíntesis del alga *Ascophyllum nodosum* en verano (Modificado de Dawes, 1986).

Si se exceden los valores óptimos de temperatura para un organismo, los procesos fisiológicos se deprimen, llegando a producirse la desorganización de determinados sistemas bioquímicos y la muerte del organismo. La disminución de la temperatura produce igual efecto, los procesos fisiológicos (reproducción y crecimiento) pueden detenerse o alcanzar valores mínimos.

Los rangos de temperatura en los cuales el proceso fotosintético es activo y alcanza su máxima eficiencia, característicos para cada especie, están íntimamente relacionados con el régimen de temperatura. Sin embargo, se ha observado que esta relación puede cambiar existiendo procesos de aclimatación a las variaciones estacionales de la temperatura y consecuentemente con ello, cambios estacionales en la actividad fotosintética (Lobban *et al.*, 1985).

En áreas templadas a templado-frías, la mayor actividad reproductiva y de crecimiento se produce en el período primavera-verano, cuando la temperatura del entorno tiende a alcanzar los niveles máximos. Estudios de crecimiento de *Gracilaria* sp. (Fig. 8), efectuados en la zona norte de Chile y en ambientes de condiciones controladas, muestran que los valores más altos de producción se alcanzan durante los meses de verano y principios de otoño

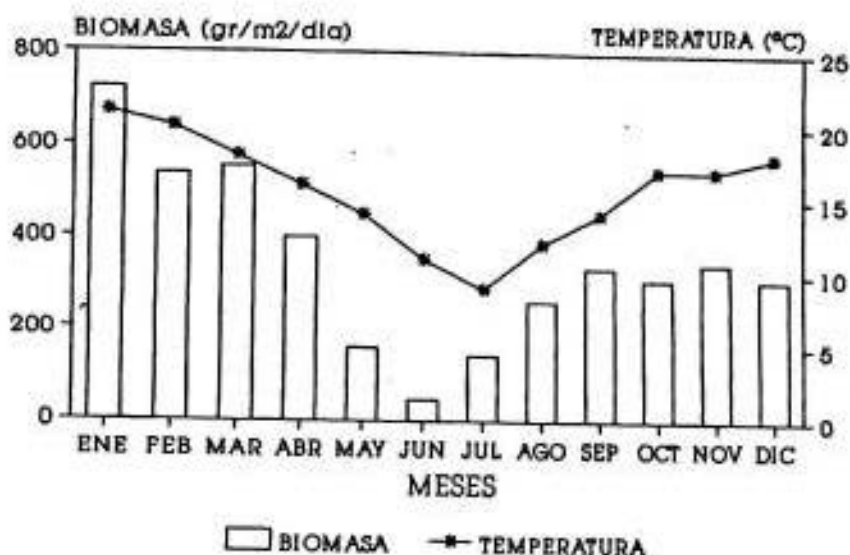


Fig. 8.- Biomasa mensual promedio en cultivo de *Gracilaria chilensis* en estanques en relación con temperatura (Modificado de CORFO-IFOP, 1989). (enero-abril), cuando las condiciones de temperatura del agua llegan a los mayores valores anuales. Las menores producciones se presentan en otoño, mediados de invierno (mayo-julio), cuando la temperatura e iluminación alcanzan los mínimos anuales (CORFO-IFOP, 1989).

La temperatura es también un factor importante en los procesos reproductivos de las algas. En la mayoría de las especies las distintas etapas del ciclo reproductivo exigen condiciones de temperatura diferentes, frecuentemente sus fases no suelen presentarse en la misma estación del año. En *Porphyra columbina* por ejemplo, el estado frondoso se presenta generalmente en la estación invernal mientras que la fase «Conchocelis» es una forma de verano (Avila *et al.*, 1986).

Por otra parte y en la mayoría de las especies de costas templadas a templado-frías, la temperatura determina la maduración de las estructuras reproductivas. Estas estructuras alcanzan su madurez cuando los valores de temperatura sobrepasan los promedios invernales. En términos generales, temperaturas por sobre la media de primavera son las que permiten la maduración de los elementos reproductores y un buen desarrollo de los estados juveniles.

Es importante indicar finalmente que la capacidad de las algas para tolerar un determinado rango de temperatura no sólo depende del valor que alcanza la temperatura, sino además de otros factores como tiempo de exposición al aire, estado fisiológico de la planta, salinidad del agua, características físicas del lugar, características genéticas de la especie, etc.

Temperatura y cultivos

Áreas marinas susceptibles de ser utilizadas como zonas de cultivo, requieren del conocimiento de la variación anual de la temperatura. Las zonas con las mejores condiciones corresponderán a aquéllas en las que las fluctuaciones no son demasiado bruscas, ni excedan los valores de tolerancia máxima y mínima de la especie a cultivar. Es también importante que durante el período primavera-verano la temperatura se mantenga cercana al valor óptimo para el crecimiento de la especie.

Para la obtención del perfil térmico de la zona se debe realizar un seguimiento anual de modo de poder identificar el ciclo estacional completo, sus períodos de máximas y mínimas y la duración de éstos.

SALINIDAD

La presencia de sales en el agua de mar se reconoce como la característica física más notable del océano. La forma de expresar la concentración de estas sales en el agua de mar se conoce como salinidad, que se expresa con el símbolo ‰ (partes por mil) y se refiere en forma simple, a la cantidad de sal en gramos, presentes en un kilogramo de solución.

La salinidad del océano abierto, en superficie, oscila entre 34 y 37 ‰, dependiendo de la zona geográfica. Valores menores se presentan en las zonas de altas precipitaciones tales como en la costa noroeste de Norteamérica, mientras que en las zonas subtropicales de alta evaporación y bajas precipitaciones los valores son más altos. En zonas costeras, especialmente en aquéllas parcialmente aisladas del mar abierto o que están sometidas a poca interacción con las aguas oceánicas, la salinidad característica está en el rango de 28 a 30 ‰ ó en rangos menores (Lobban *et al.*, 1985).

Las algas intermareales de áreas con marcadas diferencias en la pluviosidad a través del año, experimentan frecuentes fluctuaciones de la salinidad. La excesiva evaporación, en épocas de baja pluviosidad, causa un

incremento del contenido de sales en el agua que retienen las plantas sobre su superficie; en contraposición, cuando llueve en forma prolongada, las algas se encuentran en un medio de salinidad más baja. Este proceso se acentúa en las numerosas pozas intermareales, especialmente en aquéllas alejadas de la rompiente, con escasa renovación de agua de mar, pero fuertemente afectadas por la evaporación y las precipitaciones.

En las zonas estuarinas la salinidad está determinada por el aporte de agua dulce del río y por la influencia del agua salada proveniente del mar. En el estuario del río Tubul, Chile, por ejemplo, el rango de la salinidad es de 0 a 36 ‰ (Valdovinos & Della-Croce, 1993).

Las algas que habitan ambientes estuarinos deben tolerar estas grandes fluctuaciones de salinidad. Muñoz *et al.* (1984) han determinado que los tetraesporofitos de *Gracilaria verrucosa*, toleran salinidades entre 5 a 55 ‰, aunque las mejores condiciones de crecimiento se presentan entre los 15 y 35 ‰ (Fig. 9).

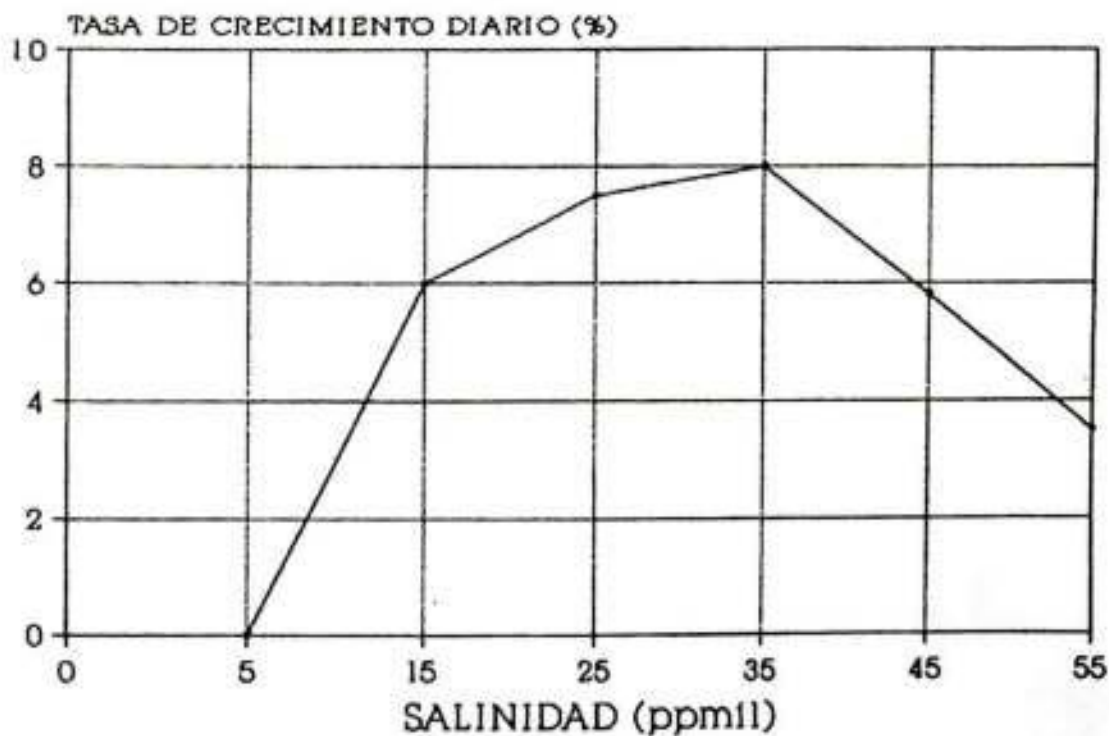


Fig. 9.- Tasa de crecimiento diario de tetraesporofitos juveniles de *Gracilaria verrucosa*, después de 7 días de cultivo en diferentes salinidades (Modificado de Muñoz *et al.*, 1984).

Desde un punto de vista físico, de la salinidad depende la densidad del agua, la refracción de la luz y la conductividad eléctrica. Desde un punto de vista biológico es relevante la concentración de iones, la densidad del agua de mar y especialmente la presión osmótica. Sin embargo, la tolerancia de las algas bentónicas está relacionada con otros factores como tiempo de exposición a los cambios de concentración salina, temperatura del agua, concentración de calcio, diferencias en el habitat y adaptaciones genéticas de las plantas (Santelices, 1977). Los efectos de la salinidad sobre los procesos metabólicos dependen fuertemente de la interacción con la temperatura, actuando, en la mayoría de los casos, en forma sinérgica (Lobban *et al.*, 1985).

La fotosíntesis logra su máxima eficiencia en un determinado nivel de salinidad (Fig. 10), al igual que la respiración y el desarrollo. Variaciones fuera del rango normal pueden provocar la muerte de las plantas, aunque en ciertos casos hay sobrevivencia de algunos ejemplares. En aquellos casos en que las plantas llegan a tolerar variaciones extremas, pueden producirse pérdidas importantes en la eficiencia o funcionamiento de algunos procesos

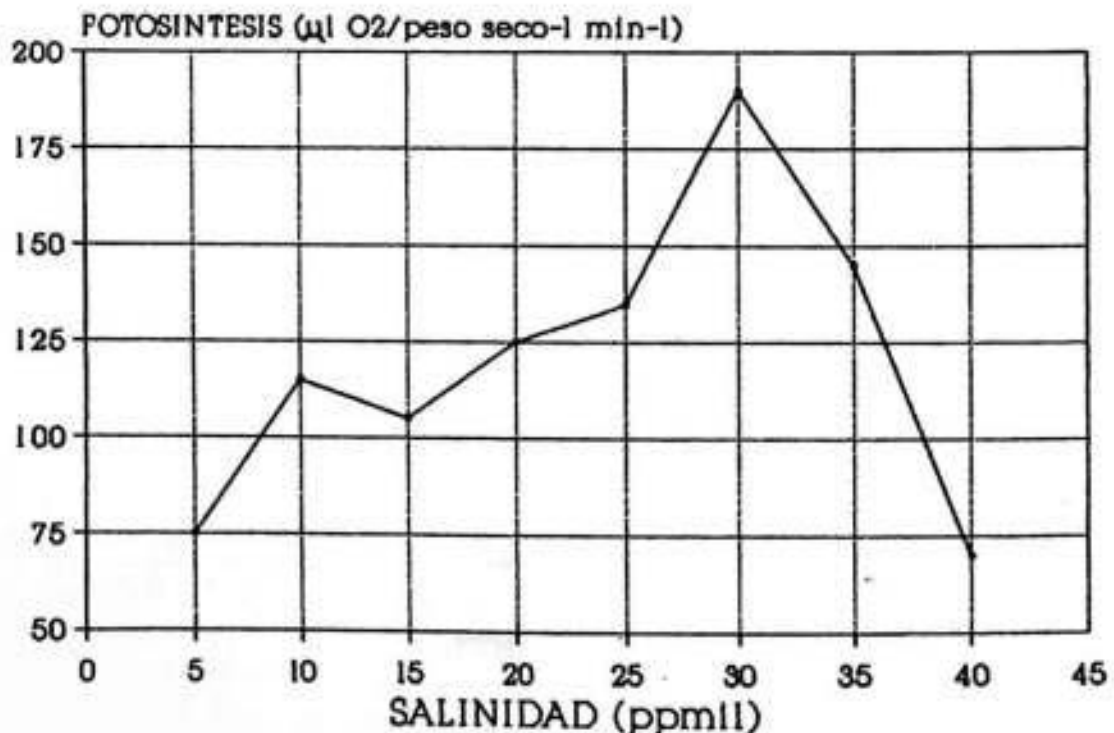


Fig. 10.- Fotosíntesis del alga estuarina *Polysiphonia lanosa* como función de la salinidad, en cultivo a 15°C. (Modificado de Lobban *et al.*, 1985).

vitales. Trono & Azanza-Corrales (1981) señalan que *Gracilaria verrucosa*, bajo el 26‰ de salinidad no produce diferenciación de las estructuras sexuales.

Salinidad y cultivos

La variación de la salinidad es importante en los sistemas de cultivo ya que puede afectar el crecimiento, desarrollo y reproducción. Salinidades por sobre o bajo el rango normal provocan disminuciones en la tasa de crecimiento, como consecuencia de disminuciones en la tasa de fotosíntesis (Lobban *et al.*, 1985) y descensos en la producción en un plantel de cultivo. Estas variaciones influyen en la producción de elementos reproductivos como esporas y gametos, de vital importancia para la propagación de las algas, e inducen variaciones en su composición química, con los consecuentes cambios en la calidad como materia prima para la obtención de moléculas de importancia económica.

Valores de salinidad en torno a los extremos permiten el desarrollo de comunidades de algas oportunistas, nefastas para el crecimiento y calidad de las algas comerciales.

En el caso de algas comerciales de amplios rangos de tolerancia, esta condición puede ser utilizada para eliminar las especies interferentes, llevando las plantas a condiciones de salinidad no soportables por las especies indeseables.

El desarrollo de sistemas de cultivo, ya sean masivos o experimentales, implica un conocimiento acabado de las condiciones de salinidad que la especie exige, especialmente el óptimo para el crecimiento y desarrollo, como también, el efecto de la salinidad en combinación con otros factores.

SUSTRATO

Para las algas marinas bentónicas, a diferencia de lo que ocurre con las plantas vasculares, la naturaleza del sustrato no tiene importancia en lo concerniente al aporte de nutrientes. La importancia del sustrato radica casi principalmente en las características sedimentológicas del mismo, puesto que de ello depende la sujeción y permanencia de las plantas en un área determinada.

Desde el punto de vista de la estructura sedimentológica, la naturaleza del sustrato está directamente relacionado con la dinámica hidrológica del sector. Zonas de gran dinamismo sólo permiten la depositación de sedimentos

medios a gruesos, mientras que las fracciones más finas sólo pueden decantar en sectores de aguas menos dinámicas.

La riqueza y la diversidad de especies están relacionadas con las características de los sustratos, así los fondos de arena y fango presentan una escasa a nula variedad de especies, mientras que en las áreas rocosas la riqueza y diversidad de especies es siempre más alta (Alveal, 1970; 1971). A pesar de lo anterior, algunas algas crecen casi exclusivamente sobre sustratos blandos, como especies de los géneros *Sarcodiotheca* y *Gracilaria*. Estas algas pueden monopolizar importantes áreas de arena y fango y desarrollar poblaciones casi uniespecíficas. Estas condiciones resultan particularmente ventajosas para el cultivo de algas de importancia económica como *Gracilaria chilensis*, *Gracilaria lemaneiformis* y *Gracilaria verrucosa*. En sustratos muy accidentados, la existencia de intersticios sirve de escape a plántulas y esporas frente a los herbívoros, mientras que en sustratos de superficie lisa, las posibilidades de sobrevivencia son casi nulas.

El sustrato y los sistemas de cultivo

Las variaciones de la topografía del fondo permiten evaluar la estabilidad que el sustrato presenta en diversas épocas del año y bajo la acción de diferentes condiciones climáticas e hidrológicas. Sus fluctuaciones a lo largo del año pueden ser evaluadas usando marcadores graduados enterrados en el fondo (Fig. 11). Las fluctuaciones de nivel en el lecho del mar pueden descubrir completamente las zonas plantadas o enterrar totalmente las plantas, provocando la pérdida de la cosecha y/o muerte de las algas. No obstante lo anterior y de acuerdo con las observaciones de Alveal *et al.* (1986), algunas especies son capaces de soportar largos períodos de enterramiento después de los cuales recuperan todo su potencial fisiológico.

Para cultivar *Gracilaria* o algas con hábitos de vida semejantes, es importante conocer las características granulométricas y fluctuaciones del sustrato con el fin de establecer la mejor metodología y época para plantar.

En zonas en que las aguas arrastran sedimentos, algas frondosas como *Gracilaria chilensis* pueden producir embancamientos ya que las frondas bajas actúan como trampas de sedimento. Esto es de especial interés en zonas con poco movimiento de agua en donde la depositación de sedimentos puede ser tan efectiva que provoca el ascenso del fondo por sobre el nivel del agua.

La presencia de sedimento sobre las algas tiene también un efecto

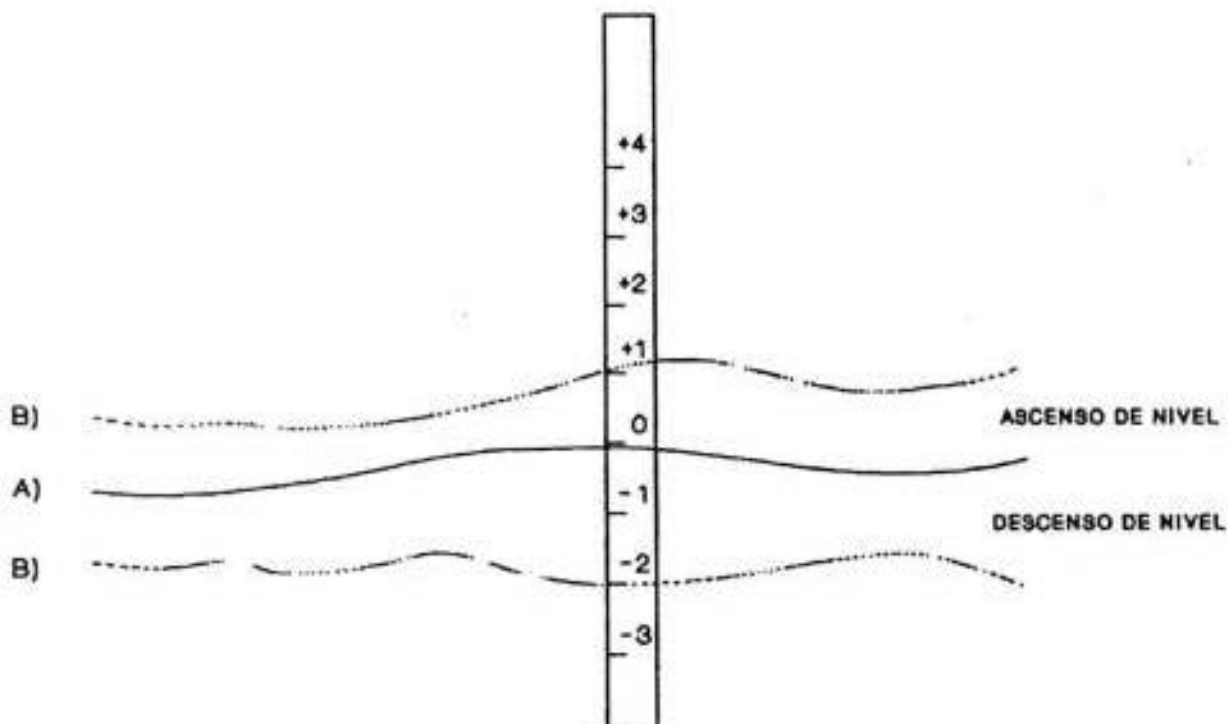


Fig. 11.- Vara graduada para medir las fluctuaciones del fondo del mar. A) Nivel inicial del fondo marino, B) Niveles posteriores del fondo marino.

abrasivo ya que impide la depositación sobre las frondas, de microalgas con las cuales compiten por luz y por nutrientes.

Estudios sedimentológicos e hidrodinámicos permiten obtener los antecedentes necesarios para manejar estos aspectos.

MOVIMIENTOS DE LAS AGUAS

Las aguas de los océanos están en constante movimiento mediante las grandes corrientes oceánicas, corrientes de circulación local, corrientes de convección, corrientes de marea, olas, surgencias y otras. La fuerza que moviliza a las masas de agua es una consecuencia directa de la rotación de la tierra y la gravedad, movimientos de las masas de aire en la atmósfera y la radiación solar. La dinámica del agua influye en la distribución de las especies, asentamiento de las estructuras reproductivas, crecimiento, limpieza de las frondas, disponibilidad de nutrientes, penetración de la luz, distribución de la temperatura y variaciones en la salinidad.

Corrientes

Las grandes corrientes marinas superficiales son consecuencia de los vientos dominantes sobre la superficie del mar, de las diferencias de densidad entre las distintas masas de agua y de la energía cinética que la tierra traspasa a las masas de agua, en el conocido «Efecto de Coriolis». El efecto del viento sobre el mar está condicionado también por las características fisiográficas del lugar y por las turbulencias presentes en la superficie del océano.

En sus rasgos fundamentales, la circulación marina a gran escala consiste en amplios torbellinos situados al norte y al sur del ecuador, en cada uno de los océanos principales, que giran en sentido antihorario y horario, respectivamente. La extensión limitada del océano Índico y su régimen particular de vientos (Monzones), hacen que dicho océano constituya una excepción y tenga una circulación más variable y complicada (Alveal *et al.*, 1990).

Mareas

Las mareas son movimientos periódicos de elevación y descenso de las aguas del mar, causadas principalmente por las fuerzas gravitacionales ejercidas por el sol y la luna sobre la tierra.

El patrón general de mareas consiste en dos altas (pleas) y dos bajas (bajamares) durante un día lunar (24 horas y 50 minutos), sin embargo, en muchas costas del mundo este patrón no se presenta. Estas diferencias son causadas por la posición latitudinal de la localidad y el tamaño de la cuenca, así, diversas localidades costeras pueden tener mareas consistentes en una alta y una baja al día, dos altas y dos bajas de similar amplitud, o dos altas y dos bajas de diferente amplitud o simplemente, casi no presentar diferencias mareales (Fig. 12).

La marea es un fenómeno puramente astronómico cuya principal causa está dada por la posición de la Tierra, el Sol y la Luna. Sin embargo se pueden producir alteraciones de estos movimientos a causa de factores de origen atmosférico (viento, presión), meteorológicos (deshielos, lluvias, terremotos y maremotos), geográficos (alteración de la marcha de la marea a causa de accidentes geográficos, variaciones de la profundidad, latitud), u otros efectos como consecuencia de la estación del año.

Cuando el Sol, la Luna y la Tierra se encuentran alineados se producen las mareas vivas o de sicigia. Estas mareas corresponden a las de mayor altura

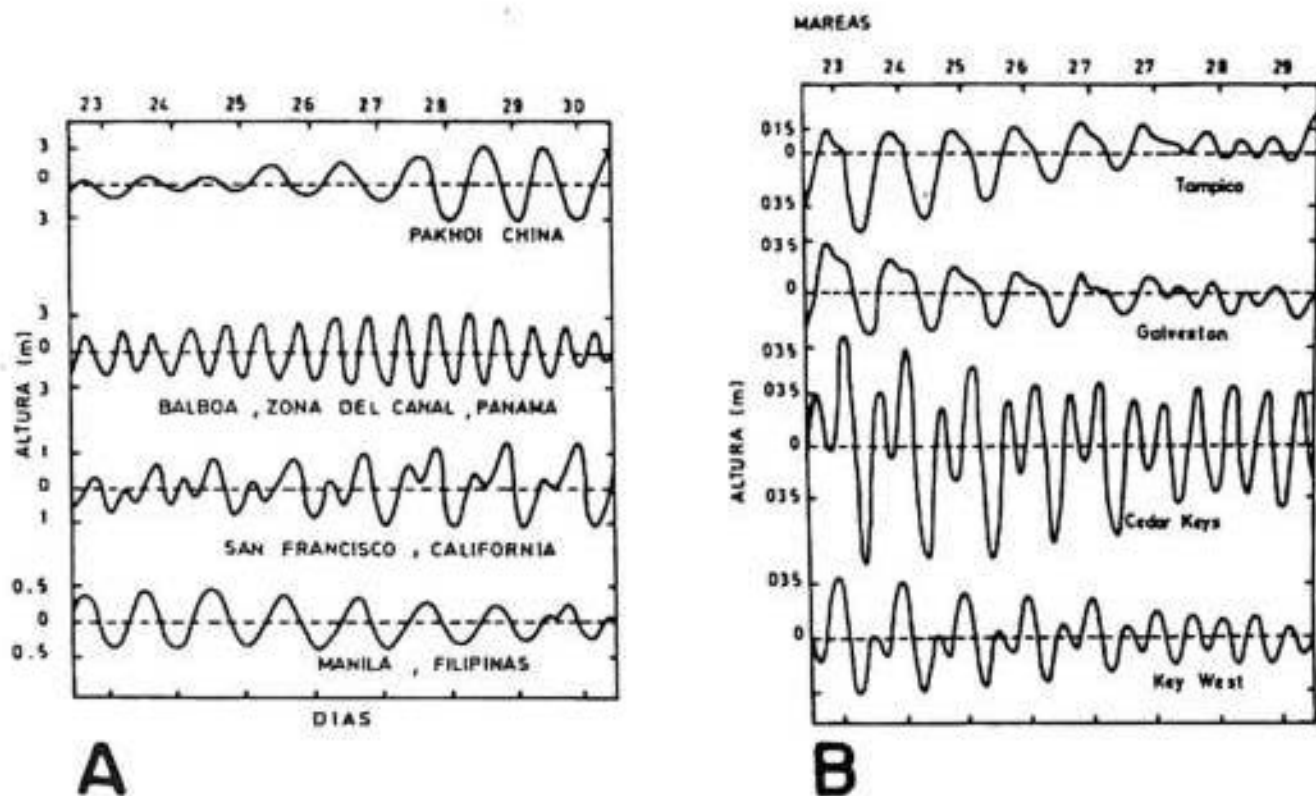


Fig. 12.- A) Ciclos mareales en diversas localidades del mundo. B) Ciclos mareales en el Golfo de México, observese que en la misma cuenca las mareas pueden estar compuestas de uno o dos ciclos diarios.

y se producen dos veces en el mes, durante la luna llena y en novilunio (Fig. 13 A).

Cuando el Sol y Luna se ubican en un ángulo de 90 grados respecto de la Tierra, las fuerzas gravitacionales tienden a compensarse produciendo mareas poco marcadas, denominadas mareas de cuadratura (Fig. 13 B).

La acción periódica de las mareas produce corrientes llamadas «de marea». Estas corrientes pueden correr a favor o en contra del viento y son variables en su intensidad de acuerdo con la fuerza de la marea, de la configuración del fondo y de la zona costera que afectan.

Cuando la corriente sigue el mismo sentido de la propagación libre de la onda y coincidente con la pleamar, se tiene una corriente de flujo, mientras que la corriente que corre en sentido inverso y siguiendo la vaciante del mar, se denomina corriente de reflujo. En las zonas costeras con áreas estuarinas, esta corriente de marea tiene vital importancia ya que, dependiendo de su intensidad, puede producir la penetración de aguas saladas hacia el interior de los

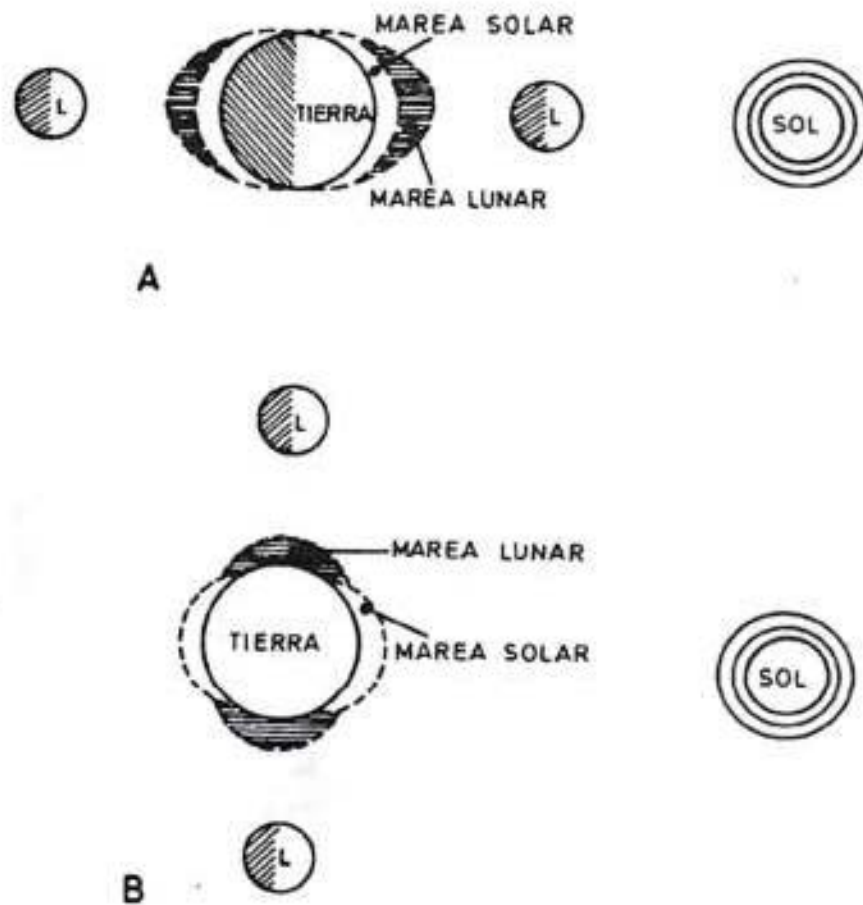


Fig. 13.- Relación entre el Sol, la Luna y la Tierra respecto de los ciclos mareales.
 A) Mareas vivas o de «sicigia». B) Mareas muertas o de «cuadratura».
 estuarios con la correspondiente incorporación de nutrientes y el consecuente aumento de la fertilidad en esos habitats.

Olas

Las olas aparecen en el límite de dos medios de distinta densidad cuando éstos se mueven a diferente velocidad (Fig. 14). Las olas más evidentes son las de superficie, producidas por la interacción del viento con el agua de mar. Las olas también pueden ser producidas por otras causas tales como fenómenos gravitacionales (mareas) o fenómenos geológicos (terremotos).

Al aproximarse una ola a la playa y disminuir la profundidad, la velocidad de la base de la onda disminuye por la fricción con el fondo produciéndose desestabilización y ruptura de la ola por diferencias de velocidad entre la cresta y la base (Fig. 15).

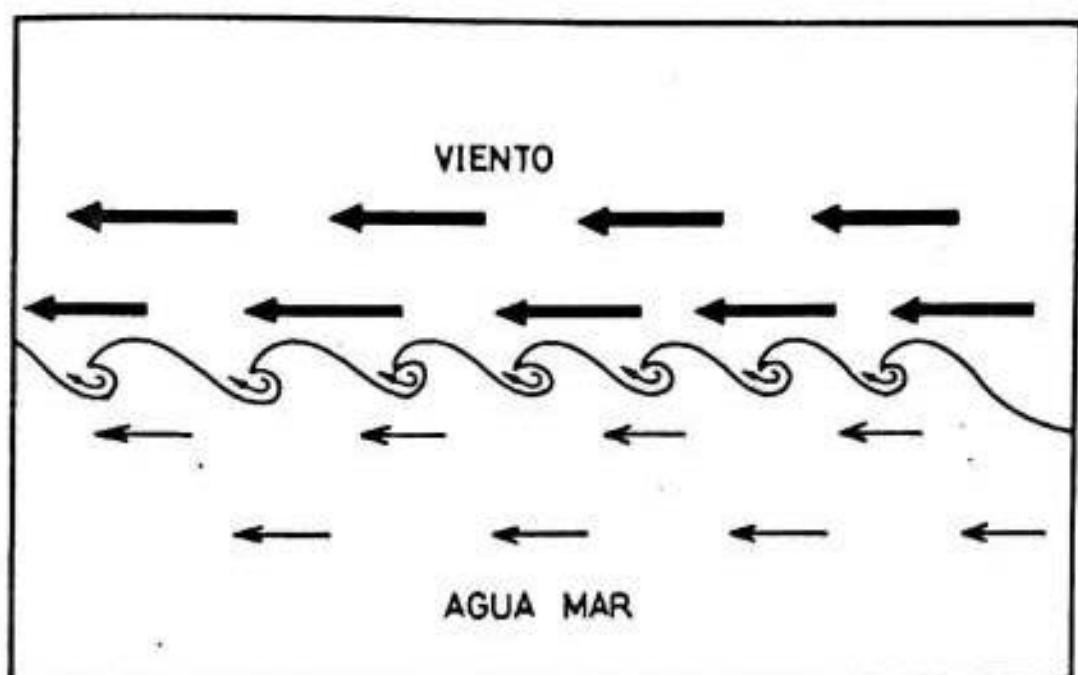


Fig. 14.- Generación de las olas en el mar como consecuencia del roce entre el agua y el aire. El tamaño de las flechas indica velocidad relativa.

Con la finalidad de establecer un patrón que permita definir el estado del mar, meteorólogos y marinos utilizan la codificación presentada en la Tabla 3. En esta codificación se evalúan los distintos estados del mar con denominaciones que están claramente asociadas a la altura de las olas.

Tabla 3.- Código y denominación del estado del mar de acuerdo a la codificación meteorológica y marinera (Martínez-Hidalgo & Terán, 1957).

CODIGO	DENOMINACION	ALTURA OLAS (m)	
0	Calma		0.00
1	Rizada	0.00 -	0.10
2	Marejadilla	0.10 -	0.50
3	Marejada	0.50 -	1.25
4	Marejada gruesa	1.25 -	2.50
5	Gruesa	2.50 -	4.00
6	Muy gruesa	4.00 -	6.00
7	Arbolada	6.00 -	9.00
8	Montañosa	9.00 -	14.00
9	Enorme	>	14.00

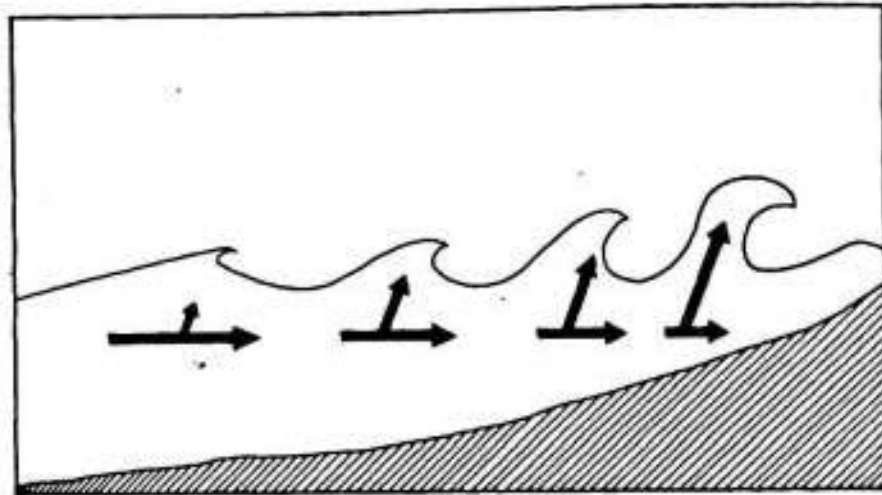


Fig. 15.- Desestabilización de una ola como consecuencia de la disminución de la profundidad en el fondo marino. El tamaño de las flechas indican la cantidad de energía relativa.

Surgencias

En aquellas zonas costeras en donde existe un viento predominante de mar adentro, las aguas de la superficie pueden ser impulsadas hacia mar abierto y las aguas costeras del fondo subirán hacia la superficie. Las aguas profundas suelen ser más frías y ricas en nutrientes y, por consiguiente, las zonas de surgencias son áreas de alta productividad (Fig. 16).

El afloramiento de aguas por fenómenos de convección se debe al enfriamiento o calentamiento diferencial de las aguas superficiales. El agua calentada de la superficie se expande y permite que el agua profunda, fría y rica en nutrientes, suba a la superficie y por el contrario, un enfriamiento del agua superficial la vuelve más densa y desciende. El afloramiento favorece particularmente a las poblaciones de fitoplancton y a las comunidades vegetales bentónicas ubicadas en la región superior del submareal.

Importancia biológica del movimiento de las aguas

En el ambiente litoral, olas y mareas son los factores más importantes en la distribución y abundancia de plantas y animales. Existen marcadas diferencias en la riqueza y diversidad biológica entre sectores expuestos directamente y protegidos del oleaje (Alveal *et al.*, 1972). En áreas en donde hay fuerte acción de las olas, los sectores con oleaje son siempre mucho más



Fig. 16.- Surgencias costeras como consecuencia del desplazamiento de las aguas superficiales hacia el interior del mar por acción del viento.

diversos que las áreas protegidas, sin embargo, estas áreas expuestas en períodos de tormentas están fuertemente afectadas ya que puede haber limpieza total o parcial de los sectores como consecuencia de la acción directa de las olas o de elementos arrastrados por el agua como maderos, rocas, arena, etc.

La acción de las olas juega un rol fundamental en la colonización de sustratos y en la distribución de las especies a nivel local, ya que este factor actúa como vehículo para la movilización de las estructuras reproductivas o también como un agente capaz de limpiar zonas ya colonizadas, de modo de permitir el asentamiento de nuevas comunidades.

El asentamiento de esporas y embriones está en gran medida determinado por el movimiento de las aguas. En áreas de aguas muy agitadas estas estructuras no pueden fijarse sobre el sustrato hasta que existan las condiciones de agitación apropiadas. Una vez que ocurre el asentamiento, estos elementos reproductivos generan un sistema de fijación para asegurar su permanencia y posterior desarrollo.

Se ha observado que mientras se produce el crecimiento algunas algas experimentan cambios morfológicos, según si los ejemplares se desarrollan en aguas más agitadas (Fig. 17). Otros estudios revelan que la fuerza del impacto de la marea puede remover o reducir el número y tamaño de las especies (Lobban *et al.*, 1985).

La remoción de los sedimentos de fondo por causa de movimientos de

agua puede provocar erosión en los tejidos y órganos de la planta, como también provocar el enterramiento y posterior muerte del alga.

Otros efectos importantes tienen relación con la fuerza de tracción, desprendimiento y ruptura de las algas, como también la remoción de plantas y animales epífitos por acción del movimiento del agua.

El movimiento de las aguas y el cultivo

La fuerza de las corrientes, su duración y periodicidad son factores fundamentales para conocer su acción sobre la estabilidad del sustrato y la posibilidad de sujeción de las plantas en él. El conocimiento de la dirección predominante de la corriente es importante para poder orientar las líneas de plantación, especialmente en aquellos sistemas que requieren anclaje adicional.

La caracterización de un lugar en relación con el tipo de oleaje que lo afecta requiere de observaciones rutinarias y estudios sostenidos en el tiempo.

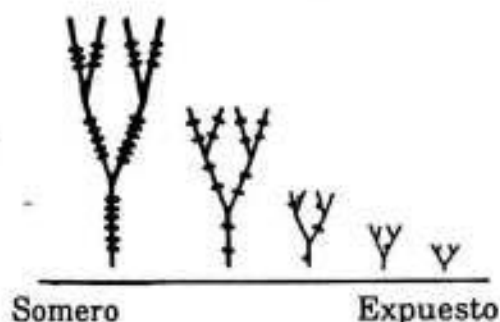


Fig. 17.-Representación esquemática de variación del talo de *Fucus vesiculosus* como consecuencia de exposición a diferentes grados de acción de las olas (Redibujado de Lobban *et al.*, 1985).

Para tal efecto deben considerarse las características de la superficie en relación con la altura de las olas, así como su velocidad y dirección. Una buena información del lugar requiere, al menos, del seguimiento de las condiciones durante un año de modo de poder visualizar las variaciones estacionales.

La información de la circulación local de las corrientes y del comportamiento del oleaje en una zona de cultivo debe ser analizada para obtener antecedentes del comportamiento conjunto de ambos procesos y sus acciones antagónicas y/o complementarias. El conocimiento de esas características nos permitirá decidir sobre el sistema de plantado, su orientación, la mejor época

para efectuarlo, así como ubicación de posibles sectores de deriva del alga suelta.

Las grandes variaciones de mareas en el sur de Argentina y Chile, permiten utilizar técnicas particulares para el aprovechamiento de la zona intermareal en procesos de cultivo. En la zona de Chiloé, en el sur de Chile, Westermeier et al. (1988), experimentaron con plantado directo y en cuerda, en sectores descubiertos durante baja marea. Este tipo de cultivo permite reducir costos en labores de buceo, pero se ha detectado un alto grado de epifitismo en ciertas épocas del año y cubrimiento de las plantaciones con otras algas provenientes del submareal, todo lo cual redundará finalmente en las utilidades económicas del cultivo en forma negativa.

CLIMA

El clima involucra la interacción de una serie de factores meteorológicos (sol, viento y agua). La energía solar incidente produce modelos de circulación térmica que en interacción con la rotación de la Tierra, generan los vientos dominantes y las corrientes oceánicas. Estas corrientes de aire y agua influyen a su vez en la distribución de las precipitaciones, tanto en sentido espacial como temporal (Pianka, 1982).

De los aspectos climáticos, los más determinantes en relación con las algas bentónicas, corresponden a la temperatura y cantidad de luz. La temperatura por su acción sobre el calentamiento del mar y la cantidad de luz por su efecto en la productividad.

El clima de un área incluye manifestaciones meteorológicas periódicas y aperiódicas, las que tienen un fuerte efecto sobre los organismos vivientes. En el caso de los organismos bentónicos y específicamente de las algas, estos efectos tienen relación con la penetración lumínica, estabilidad del fondo, oleaje, etc.

Las manifestaciones climáticas periódicas tienen especial relevancia en zonas en donde existen marcadas diferencias entre una estación y otra. Como consecuencia de estas variaciones se presentan ciclos en la iluminación, precipitaciones, temperatura, oleaje, etc., que a su vez influyen en la reproducción, en la diversidad y en los procesos metabólicos en general. Estas condiciones determinan tanto la existencia de ciclos cortos, de un año a otro, como de largo plazo, en donde pueden observarse épocas en donde las alzas y bajas tienden a manifestarse con mayor evidencia.

En relación con las manifestaciones climáticas ocasionales éstas corresponden a fenómenos que no se enmarcan en los patrones de corto o largo plazo, caracterizándose generalmente, por condiciones extremas como por ejemplo, temperaturas fuera de lo normal, tormentas, marejadas, etc.

Este tipo de manifestaciones ocasionales normalmente generan períodos de inestabilidad ambiental con una acción directa sobre las algas marinas. La presencia de temporales con movimientos de agua de alta energía pueden desestabilizar sustratos y como consecuencia de ello, amplias zonas de la costa pueden quedar completamente limpias de la presencia de algas. Lluvias abundantes, que causan bajas en la salinidad así como aportes excesivos de sedimentos continentales, pueden impedir una adecuada penetración lumínica y por consiguiente obstruir el normal desarrollo y reproducción de las algas y descensos en la productividad. Por el contrario, una excesiva iluminación producto de climas excepcionales, puede descomponer los pigmentos fotosintetizadores de la planta y provocar la muerte de las algas con descensos claros de la productividad del plantel de cultivo.

El clima y los cultivos

En la elección, implementación y manejo de una zona de cultivo, resulta importante el conocimiento de las condiciones climáticas ya sea su comportamiento normal como también aquellos ocasionales. El comportamiento del viento, precipitaciones, iluminación, etc., en ciclos anuales normales, permitirá determinar las épocas de mejores condiciones abióticas para efectos de plantado y cosecha. Mientras que el conocimiento de condiciones climáticas extremas permitirá determinar las zonas de menor impacto, la mejor orientación para plantar, el sistema de anclaje y la época menos adecuada.

BIBLIOGRAFIA

- Alveal, K. 1970. Estudios ficoecológicos en la región costera de Valparaíso. *Rev. Biol. Mar., Valparaíso* 14:7-84.
- Alveal, K. 1971. El ambiente costero de Montemar y su expresión biológica. *Rev. Biol. Mar., Valparaíso* 14:85-119.
- Alveal, K. 1986. Fragilidad y estrategia de perduración de *Gracilaria*. *Estudios Oceanológicos* 5:27-58.
- Alveal, K. 1988. *Gracilaria* de Tubul: Historia y significado de un recurso. *Gayana Bot.* 45:119-140.
- Alveal K.; H. Romo & J. Valenzuela. 1972. Consideraciones ecológicas de las regiones de Valparaíso y Magallanes. *Rev. Biol. Mar., Valparaíso*, 15:1-29.
- Alveal, K.; C. Werlinger; M. Nuñez; A. Aste & J. Valenzuela. 1990. *Algas Marinas*. Primer Seminario Latinoamericano de Capacitación Pesquera, 153 pp.
- Avila, M.; B. Santelices & J. Mac Lachlan. 1986. Photoperiod and temperature regulation of the life history of *Porphyra columbina* (Rhodophyta, Bangiales) from central Chile. *Can. J. Bot.* 64:1867-1872.
- CORFO-IFOP. 1989. *Resultados Generales: Investigación, Desarrollo, Cultivos y Uso Industrial de Gracilaria*, 93 pp.
- Dawes, C.J. 1986. *Botánica Marina*. Editorial Limusa, México, 673 pp.
- Edding, M.; J. Machiavello & H. Black. 1987. Culture of *Gracilaria* sp. in outdoor tanks: Productivity. *Hydrobiologia* 151-152: 369-373.
- Friedrich, H. 1973. *Marine Biology. An introduction to its problems and results*. University of Washington Press.
- Larcher, W. 1980. *Physiological Plant Ecology*. 2nd Edition. Springer-Verlag, Berlin, 303 pp.
- Lobban, C.; P. Harrison & M. J. Duncan. 1985. *The physiological ecology of seaweeds*. Cambridge University Press, 242 pp.
- Martinez-Hidalgo & Terán, J.M. 1957. *Enciclopedia general del mar*. Ediciones Garriga, Barcelona, España. 8 Tomos.
- Muñoz, M.; H. Romo & K. Alveal. 1984. Efectos de la salinidad en el crecimiento de tetraesporofitos de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Papenfuss (Rhodophyta, Gigartinales). *Gayana Bot.* 41:119-125.

- Pianka, E. R. 1982. *Ecología Evolutiva*. Omega, Barcelona, 365 pp.
- Pickard, G. L. & W. J. Emery. 1982. *Descriptive Physical Oceanography: An Introduction*. 4th Edition, Pergamon International Library, 249 pp.
- Santelices, B. 1977. *Ecología de las Algas Marinas Bentónicas. Efecto de Factores Ambientales*. Pontificia Universidad Católica de Chile. Documento de la Dirección General de Investigaciones, 488 pp (mimeografiado). Chile.
- Trono, G. & R. Azanza-CORRALES. 1981. The seasonal variation in the biomass and reproductive states of *Gracilaria* in Manila Bay. *10th Intl. Seaweeds Symp.*
- Valdovinos, C. & N. Della-Croce. 1993. Caracterización Ambiental del Area Marina Costera Adyacente bajo la Influencia de la Cuenca del Río Bío-Bío. *Publicaciones Centro EULA - Chile, Serie Análisis Territorial, Volumen 12*. Chile.
- Westermeier, R.; P. Rivera & I. Gómez 1988. Cultivo de *Gracilaria* en el estuario Cariquilda, Maullín, Chile. *Investigaciones Pesqueras* 35:120-136.

Capítulo 9

Metodología para el cultivo de *Gracilaria* Krisler Alveal V.*

INTRODUCCION

El cultivo y uso de algas marinas ha sido desde hace cientos de años de importancia fundamental en países ribereños, especialmente en aquellos en los cuales la densidad poblacional y la escasez de tierras agrícolas han decidido por una actividad intensiva en el mar.

Porphyra, *Monostroma*, *Undaria*, *Enteromorpha*, *Ulva*, pueden señalarse como grupos algales importantes en el rubro alimentación humana (Mathieson, 1982; Chapman & Chapman, 1980), *Gelidium*, *Pterocladia*, *Gracilaria* para obtención de agar (Oliveira, 1987) y *Euचेuma* para la obtención de carragenanos.

De todas las algas, las de los géneros *Porphyra* y *Laminaria* han sido objeto de cultivos intensivos (Tseng, 1981). *Gracilaria* se ha cultivado activamente, en el mar, en zonas estuarinas, en piscinas y en pozas intermareales, efectuándose además, ensayos de desarrollo en estanques de tamaño pequeño. La producción de *Euचेuma* también ha sido fuerte lográndose incrementos importantes de biomasa, como producto de cultivos masivos (Doty, 1979).

(*) Departamento de Oceanografía, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Casilla 2407, Apartado 10, Concepción. Chile.

En Chile hasta 1986, el 10% del alga *Gracilaria* cosechada provenía de centros de cultivo (Lopehandia, 1986), en 1991 esta cifra aumentó casi al 20% (Sernap, 1991). El número de concesiones marinas para efectuar cultivos de algas alcanza casi a 420 sectores (Santelices, 1989).

En los últimos años se ha incentivado el cultivo de *Gracilaria* en estanques y piscinas, partiendo de material vegetativo o de esporas para generar nuevas biomásas algales (Alveal, 1990).

Es recomendable conocer el área y específicamente sus características abióticas y biológicas, antes de efectuar actividades de plantación.

CULTIVO VEGETATIVO DE GRACILARIA

La técnica más usada para el cultivo de *Gracilaria* es la que parte de porciones vegetativas de talos, las cuales se plantan utilizando métodos diferentes de acuerdo a las características ambientales, biológicas, disponibilidad del alga y también de los recursos económicos de quienes emprenden actividades de cultivo.

Son varias las condiciones a considerar antes de iniciar plantaciones de *Gracilaria*, especialmente concernientes a la disponibilidad de unidades de apoyo, que deberán estar listas antes de efectuar las actividades de cultivo propiamente tal.

Realizar cultivos masivos implica el traslado de una gran cantidad de alga, la que debe ser objeto de cuidados para evitar deterioro y pérdidas. Es necesario asegurarse que el alga se mantenga en buen estado durante 5, 7 ó más días de acuerdo a la superficie a plantar, a los equipos y al personal disponibles para esta actividad.

Los instrumentos y herramientas deberán estar de acuerdo con la metodología a utilizar y con las características ambientales del sector, éstas determinarán en gran medida la mayor o menor rapidez del plantado y finalmente, el éxito del cultivo. El apoyo de infraestructura en tierra y en el mar, con equipos adecuados y personal capacitado, serán condiciones importantes en las actividades.

Toda actividad de cultivo debe necesariamente iniciarse después de contar con la autorización legal para utilizar el área marina y evitar así problemas posteriores cuando ya se han hecho gastos en estas faenas.

Se recomienda demarcar previamente el área a cultivar, identificando en lo posible, los microsectores de cultivo y sus dimensiones. Para ello es

indispensable mapear e indicar las fecha de plantación, cantidades de alga introducida, métodos de plantado y procedencia del alga utilizada.

Se deben confeccionar cercos o balsas de almacenamiento en el mar o en estuarios con acceso expedito para operar durante baja y pleamar. El alga almacenada tiene que estar permanentemente bajo agua, evitando su desecación y sobrecalentamiento.

Se dispondrá de cuerdas, boyas y elementos de amarre, refugios para trabajar el alga y confeccionar unidades de cultivos resguardados de la lluvia, viento y sol.

Se confeccionarán mesones y bancas de trabajo, cernidores de arena y carretas de mano para el traslado de las algas en la playa.

Para el trabajo en el mar deben existir: compresores, equipos de buceo, embarcaciones menores, varas, horquillas metálicas o de madera, y motores fuera de borda.

Se debe disponer de un galpón donde se almacenará alga seca, herramientas y equipos. Este servirá como lugar de refugio del guardia que estará a cargo del cuidado nocturno.

CARACTERISTICAS AMBIENTALES

Estructura del fondo marino

El tipo de sustrato existente y su distribución permite saber si el sector puede ser utilizado para el cultivar.

- Sustrato rocoso implica presencia de abundantes especies competidoras y factibilidad de epifitismo en el alga recurso. Impide cultivar *Gracilaria* por el método de enterramiento.

- Sustrato de arena gruesa implica un ambiente bastante dinámico, con oleaje o corrientes. Es un ambiente poco favorable al cultivo de *Gracilaria*.

- Sustrato de arena fina o fango, caracteriza un lugar de aguas calmas, poco dinámico, favorable a la plantación de *Gracilaria*.

En la figura 1 se ejemplifican la fluctuación anual de los niveles del fondo, para la Bahía de Coliumo, Chile. Conocer estas variaciones estacionales es importante ya que nos permite definir la metodología de plantado y la época más apropiada para efectuarlo.

Las fluctuaciones pueden llegar a ser de varios centímetros, de acuerdo a la dinámica del lugar. Plantaciones efectuadas en momentos en que el

sedimento está bajo, aseguran una buena fijación del alga por un buen recubrimiento posterior.

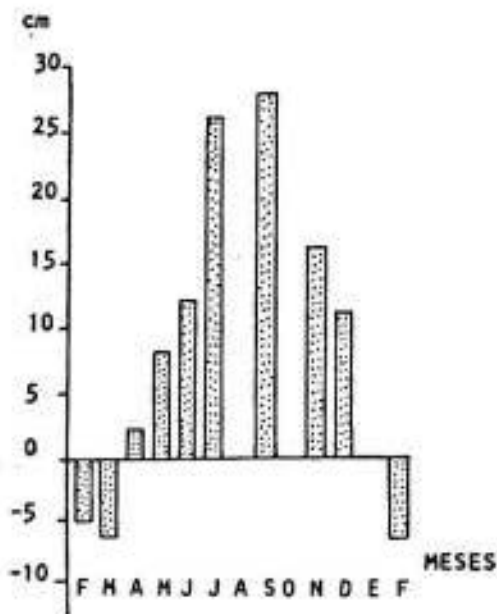


Fig. 1: Fluctuaciones del nivel del sustrato de arena a lo largo del año

Temperatura, transparencia y salinidad

Las fluctuaciones de estos factores durante el año pueden ser determinantes en el éxito o en el fracaso de las plantaciones.

- Temperaturas demasiado bajas no permitirán un buen desarrollo del alga, ni adecuados procesos reproductivos.

- Baja penetración lumínica será indudablemente una condición negativa, ya que los procesos de fotosíntesis no serán eficientes, con resultados poco alentadores para el crecimiento.

- Las fluctuaciones de salinidad son importantes, específicamente en áreas estuarinas o en sectores de alta pluviosidad. Bajos valores de salinidad, menores de un 10‰ son condición negativa para una buena producción algal.

Oleaje y contaminación

Son condiciones importantes a tener en cuenta la orientación de la localidad, la cual debe estar protegida de los vientos durante primavera y

METODOS DE PLANTACION

Para cultivar *Gracilaria*, se han ensayado métodos diversos, los cuales, según las condiciones ambientales y recursos económicos disponibles han resultado ser métodos rentables.

1.- Plantación usando fundas con arena

El método consiste en utilizar como elemento de anclaje fundas de plástico llenas de arena. La arena debe ser previamente cernida para evitar la presencia de conchillas o piedras que puedan romper la funda. A este elemento se amarran firmemente matas de *Gracilaria* con cáñamo o liguilla elástica. Se colocan 3 ó 4 matas completando unos 1.000 g por funda de 1 m de largo. Debe evitarse rebanar el alga al efectuar el amarre, Fig. 2 A-F.

La confección de estas unidades puede realizarse en la playa, en refugios o en galpones. El traslado al bote se hace con carreta de mano, manipulando todo con cuidado para evitar el desprendimiento del alga. Luego se procede al traslado al sector de plantación y se lanzan con cuidado al mar a medida que el bote se desplaza. Las unidades se siembran siempre en dirección perpendicular al sentido de las corrientes, para evitar que rueden y se junten. El uso de fundas en anillos o dispuestas en cruz es un buen método para lugares con mucha corriente., Figs.: 2 G-H y 3 G y L.

Es recomendable que los buzos ordenen las unidades recién lanzadas para lograr una adecuada distribución en el fondo, debe colocarse una por cada m².

Las fundas con algas en pocos días experimentarán un proceso de enterramiento, ya que estas unidades actúan como trampas de sedimento acumulando rápidamente arena y fango.

Las plantaciones deben realizarse a inicios de primavera (septiembre) para obtener producción en el mes de diciembre.

Infraestructura y actividades que implican costos en las faenas de plantación con fundas plásticas

Infraestructura

- Compra de fundas de plástico variables en precio (de acuerdo al grosor del nylon). Se utilizan fundas grandes en lugares con corrientes o con mucho oleaje.

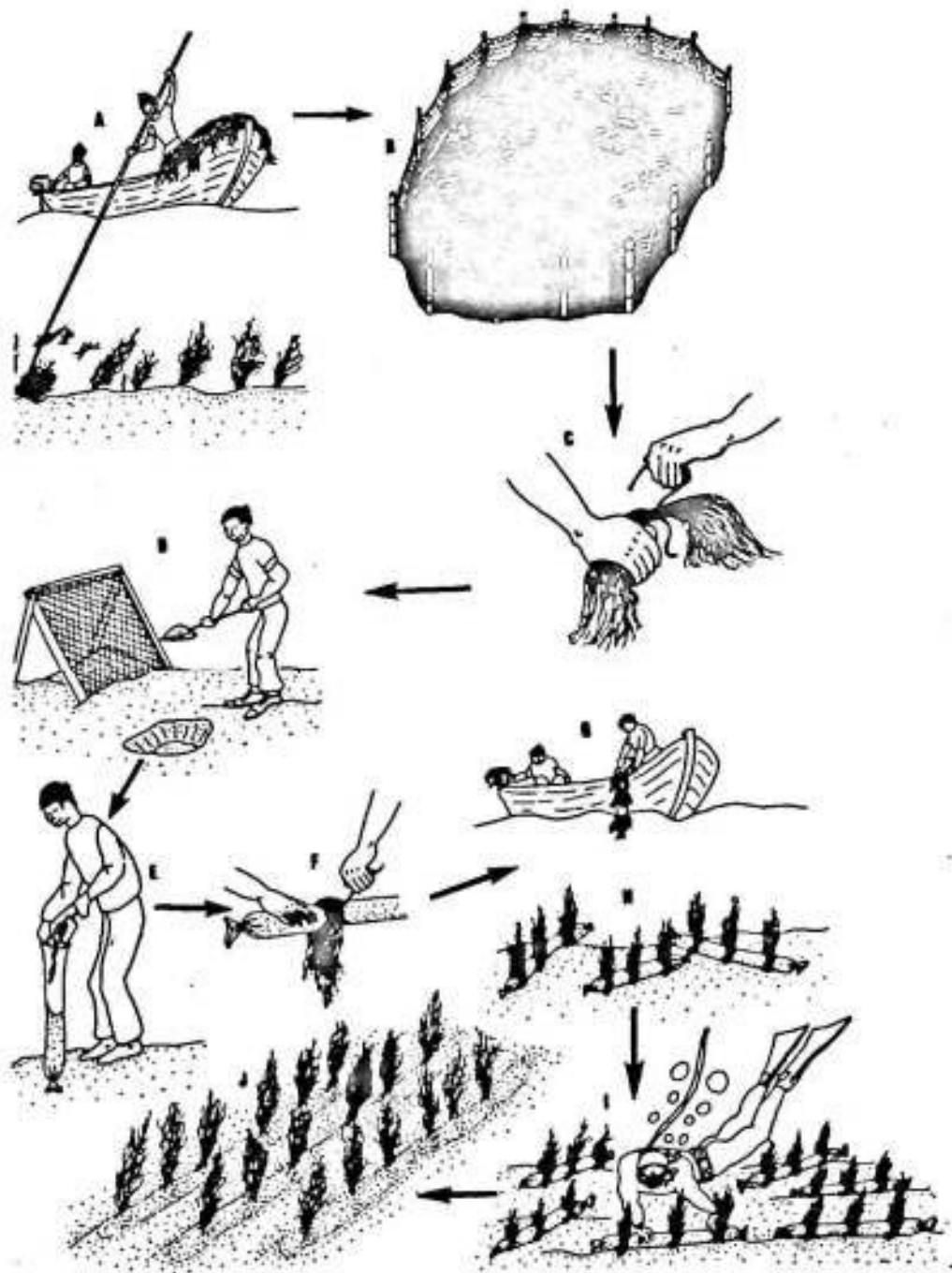


Fig. 2: Método de plantación de *Gracilaria* utilizando fundas de plástico llenas de arena

- | | |
|--|--|
| A- Recolección de <i>Gracilaria</i> | F- Amarre de plantas a la funda |
| B- Almacenaje en fresco en cercos de apozamiento | G- Traslado en bote y siembra de las unidades |
| C- Confección de matas para plantar | H- Unidades ubicadas en el fondo del mar |
| D- Cernido de arena | I- Buzo distribuyendo ordenadamente las fundas |
| E- Confección de fundas con arena | J- Algas y fundas cubiertas con sedimentos |

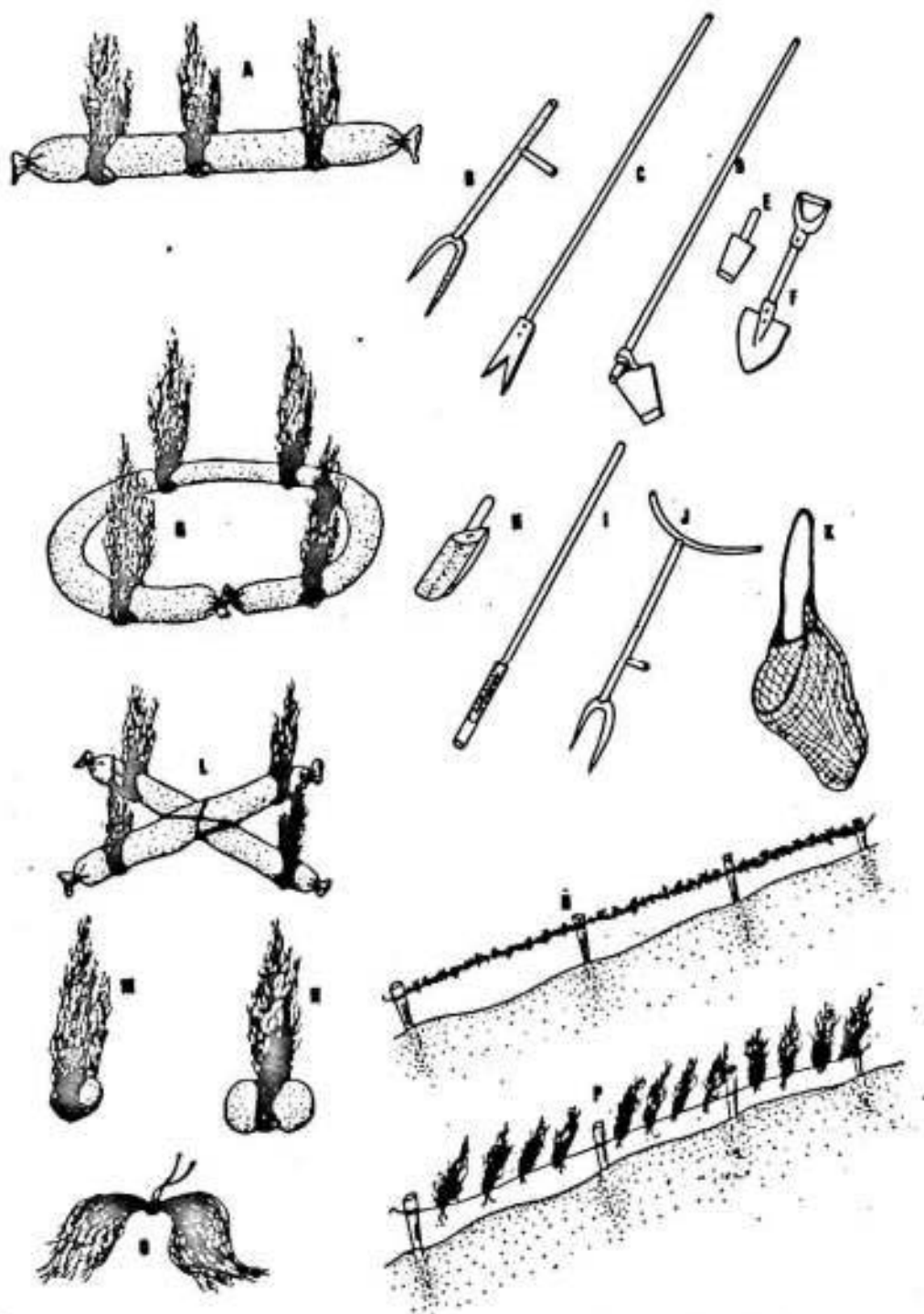


Fig. 3: Elementos usados para plantación de alga

A Funda de plástico

B-F Instrumentos de plantación

G Funda circular para zonas con corrientes

H-I-J-K Poruña, martinete, manubrio y chinguillo

L Fundas en cruz para zonas con corriente

M y N Matapiedra y piedra tallada

Ñ Microtalos en cuerdas

O-P Mata de alga y cuerda con algas

- Compra de cuerdas o liguillas elásticas para amarrar las fundas y el alga.
- Confección de cercos de almacenamiento o balsas de almacenamiento con flotadores y sistemas de anclaje al fondo del mar.
- Confección de bolsas o chinguillos de red para transportar elementos al fondo del mar.
- Embarcaciones menores provistas de motor fuera de borda y compresores de buceo.
- Galpón o refugios de trabajo, de vigilancia y de almacenamiento de herramientas, equipos y algas.
- Instalaciones de agua dulce, gas, luz y sistemas de comunicación local.
- Confección o compra de carretas o carretillas para transporte de equipos y elementos de plantación en la playa. Cuando la producción es alta, es recomendable el uso de un tractor con su acoplado de carga.

Actividades

Existirán gastos por:

- Compra y traslado de algas al lugar de plantación.
- Actividades de descarga y almacenamiento de alga en cercos de apozamiento.
- Actividades de vigilancia del alga apozada, de equipos y herramientas y del sector ya plantado.
- Actividades de corte, confección de fundas, cernido de arena, llenado de fundas con arena, almacenaje de estas unidades.
- Confección de matas de algas, procesos de amarre de las algas a las fundas con arena, traslado al bote, siembra de las fundas con algas en el mar.
- Procesos de ordenamiento de fundas lanzadas desde el bote, mediante buceo.
- Actividades de replantación periódica en la pradera.
- Actividades de cosecha, secado, almacenamiento y a veces, confección de fardos.
- Si las algas cosechadas contienen impurezas (arena, hojas, ramas, otras algas o animales) se debe proceder a limpiarlas y en algunos casos, lavarlas en agua dulce o sacudirlas.
- Debe considerarse además, comunicaciones, imposiciones sociales a

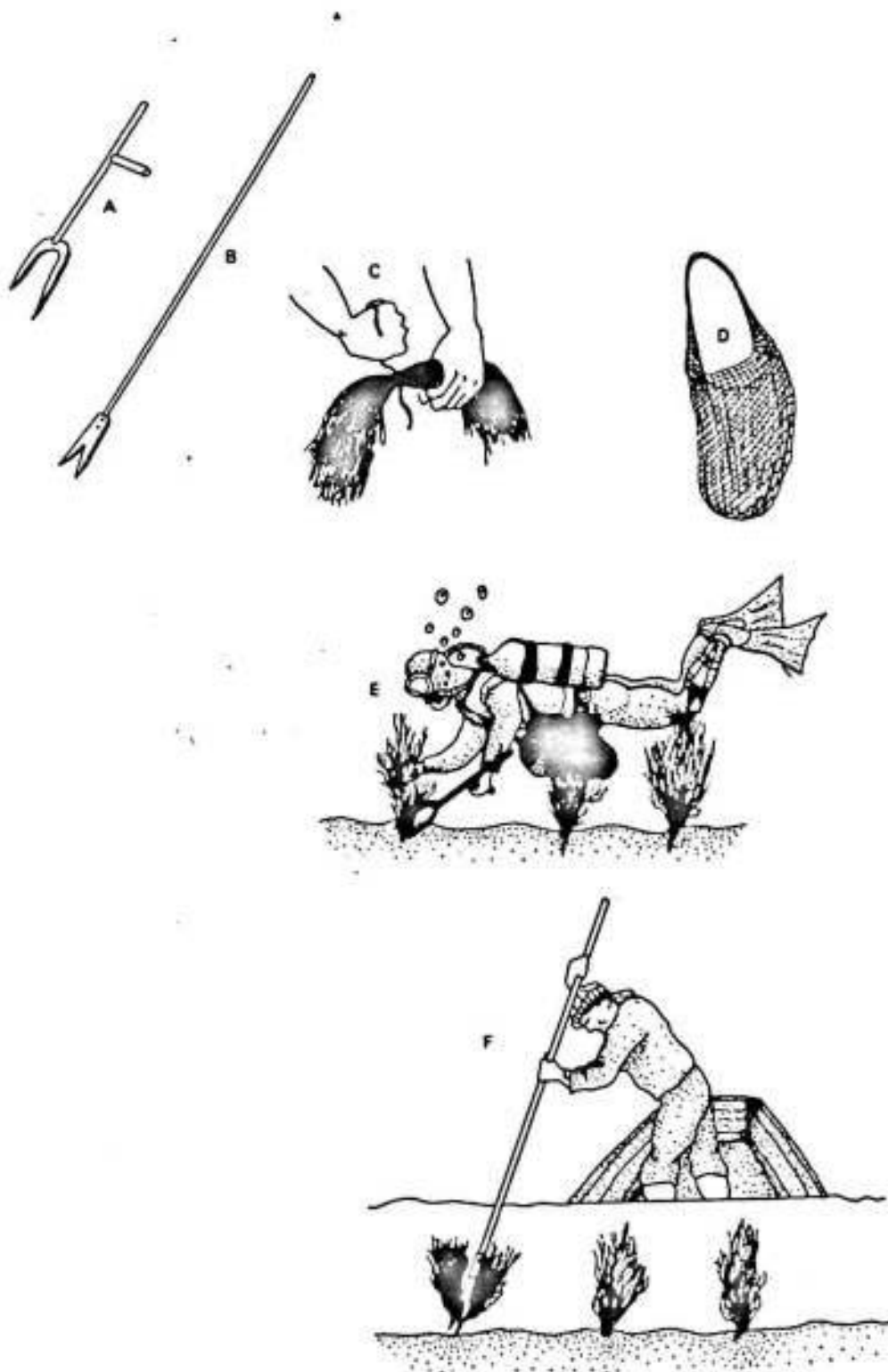


Fig. 4: Método de plantación con horquillas

A y B Horquilla corta para buzos y horquilla larga para accionar desde embarcaciones
 C y D Confección de matas y bolsa para trasladar alga
 E y F Plantación con buzo y desde embarcaciones

empleados permanentes, combustibles, reparaciones de equipos, pago de derechos por concesión de fondo de mar y costa.

- Obtención de información científico-técnica y elaboración de informes.

2.- Plantación usando varas con horquillas

Para implementar este sistema debe primero establecerse que el lugar a utilizar reúna las condiciones apropiadas. Por ejemplo su profundidad no debe exceder los 3,5 m o una profundidad donde se pueda operar mediante varas largas. El fondo debe ser de arena o fango.

Herramientas y procedimientos

- Se fabrican horquillas en forma de V, metálicas o de madera y se colocan en el extremo de una vara larga, Figs. 3 y 4.

- Se confeccionan manojos de algas de 200-300 g, amarrándolas con una cuerda o elástico delgado. Estas unidades se almacenan en el bote ordenadamente para facilitar su uso en el mar, Figs. 3 O y 4 C.

- En el área de cultivo previamente delimitada con boyas, se orienta el bote en dirección al viento o enfrentando las corrientes y se procede a plantar.

- Las matas se colocan en la horquilla, ésta se sumerge y se entierra con el alga en el sustrato, retirando posteriormente la vara. La mata quedará implantada en la arena o fango.

Para asegurarse de que quedará sumergida en el sustrato dejando fuera de él porciones libres, se coloca a la vara un tope, en la parte superior de la horquilla, evitando de este modo, el enterramiento total del alga, Fig. 4 F.

El método puede implementarse sin problemas desde embarcaciones, teniendo cuidado de desplazarlas lentamente para plantar todo el sector en forma homogénea. El número de unidades a introducir se fija en función de la extensión del sector, considerando que en cada m² van ubicadas 3, 4 ó 5 matas. A modo de ejemplo citaremos una experiencia realizada sobre una superficie de 460 m², en la que se plantaron 312 matas de 200 g cada una en 1 hora y 30 minutos, con una embarcación accionada por tres personas (un bogador y dos plantadores). En áreas estuarinas el método puede funcionar más rápido.

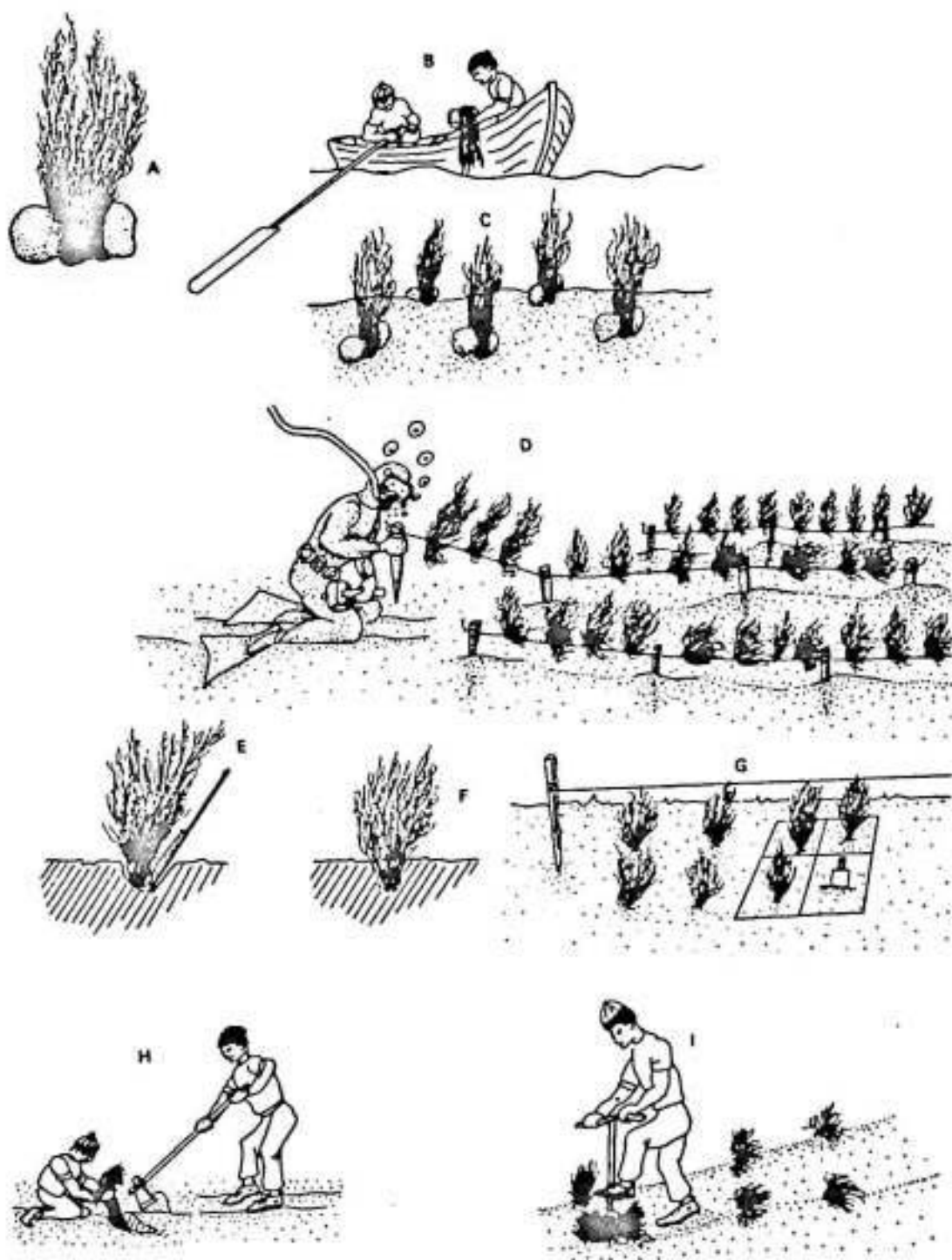


Fig. 5: Actividades de plantación

A-C Método de plantación con piedras

D Plantación con cuerdas operada por buzo

E-G Método de mata-piedra. Introducción en arena usando poruña. Línea madre y confección de parcelas

H-I Plantado intermareal utilizando azadón y manubrio

3.- Plantación con buzos

Es recomendable, para una faena de plantación con buzos, tener confeccionadas abundantes "unidades mata", ordenadas a bordo y disponer de chinguillos (60 - 70 x 30 cm). En estas bolsas se colocan ordenadamente las matas que el buzo procederá a plantar en el fondo.

El buzo estará provisto de una horquilla con mango metálico curvo o doblado casi en ángulo recto, con el cual se entierran las matas (15 cm) dejando porciones de talos emergidos del sustrato, Fig. 4 E.

El método de plantación con buzos es un método ordenado, ya que las plantas quedarán a la distancia deseada cubriendo el sustrato en forma homogénea. En algunos lugares se hace uso de un marco con trama interna para establecer el lugar preciso en que va cada unidad plantada.

La eficiencia lograda por un buzo, en un ensayo piloto, a una profundidad de 3.5 m en el mar, fue:

- Plantación de 1950 matas en 600 m², con una distribución de 4 matas por m², en 12 horas de trabajo.

4.- Plantación con cuerdas

- Para aplicar este método se utiliza una cuerda delgada de plástico, de aproximadamente 30 m de largo.

- Se confeccionan matas amarrando cada una de ellas por la parte central con una cinta plástica con sus dos extremos suficientemente largos para unirlos a la cuerda, Fig. 5 D.

- Se amarran las matas a la cuerda poniendo cuidado de hacerlo mediante un nudo que las fije en el lugar previsto.

- Se pueden colocar 80 matas en una cuerda de 30 m. A cada extremo de la cuerda se amarra una estaca de 50 cm de largo. Las estacas serán fijadas por el buzo en la arena o fango dejando la cuerda tensa y finalmente se coloca una tercera varilla en la parte media para asegurar el sistema, Fig. 5 D.

- En una experiencia piloto, cada buzo instaló 6 cuerdas de 30 m cubriendo 180 m² en una hora.

5-Plantación con mata-piedra

Este método consiste en confeccionar unidades compuestas por 200 - 250 g de alga fresca, las cuales se amarran con elástico, a una piedra de forma redondeada u ovalada de aproximadamente 200 g de peso, Fig. 5 E.

Estas unidades son colocadas por buzos en el fondo del mar, utilizando una pequeña pala para separar la arena e introducir la piedra, la cual actuará como lastre o ancla, Fig. 5 E-F.

- Se colocan 4 matas por m^2 de manera muy ordenada, confeccionando verdaderas parcelas submarinas, Fig. 5 G. Este procedimiento facilita el cálculo de producción de las praderas.

- 2 buzos, trabajando 4 horas diarias asistidos desde un bote, pueden cubrir de plantas $500 m^2$ por día, en lugares en los cuales hay corrientes de marea.

CULTIVOS EN ESTANQUES

El cultivo de algas en estanques de pequeño tamaño tiene preferentemente el carácter de experimental y se ha ensayado con muchas especies. Las metas obtenidas, tomando en consideración todos los cuidados y prevenciones que este método exige, han sido generalmente exitosas. En estos ambientes es posible innovar con relativa rapidez y corregir sistemas de aireación y movimiento del agua, determinar la cantidad de nutrientes necesarios o corregir temperaturas, pH, iluminación, hasta lograr los objetivos propuestos.

Estos ambientes son fáciles de operar con equipamiento mínimo cuando el número de estanques es reducido. Algunas personas han creído ver en esta modalidad, un camino con buenas posibilidades productivas de algas a pequeña o mediana escala. Sin embargo, cuando el número de estanques se incrementa aparecen nuevos problemas y siempre se requerirá de abundante material biológico, infraestructura, medios económicos, equipos y mano de obra. La proyección de producción a nivel piloto, ya implica gastos mayores.

Los estanques utilizados tienen tamaños y formas variables. En estanques rectangulares o cuadrangulares (de plástico o cemento) se presentan esquinas en las cuales la circulación del agua es escasa o nula, y en donde suelen desarrollarse especies que infectan los cultivos.

Esta forma de recipientes impide una buena circulación del agua y del alga, dos procesos que deben ser altamente dinámicos en estos cultivos.

Se han diseñado estanques con paredes laterales convergentes o con una de las paredes inclinadas. En el fondo de ellos se coloca un tubo de plástico provisto de perforaciones pequeñas, por el cual se burbujea aire para producir movimiento del agua, lo que permite hacer circular el alga en cultivo, Figs. 6 A-E.

Con este procedimiento se logra mantener limpias las frondas, se ponen en contacto los talos con toda el agua del recipiente (permitiendo un adecuado uso de los nutrientes), se logra un mejor aprovechamiento de la luz y la temperatura del agua en el estanque se distribuye homogéneamente.

Oliveira & Alveal (1990) muestran esquemas de diferentes tipos de estanques utilizados para cultivo de algas, estanques provistos de aireación como elementos de circulación del agua y algas. Para el cultivo de *Gracilaria* este tipo de infraestructura ha sido bastante utilizado. Sin embargo, Hanisak

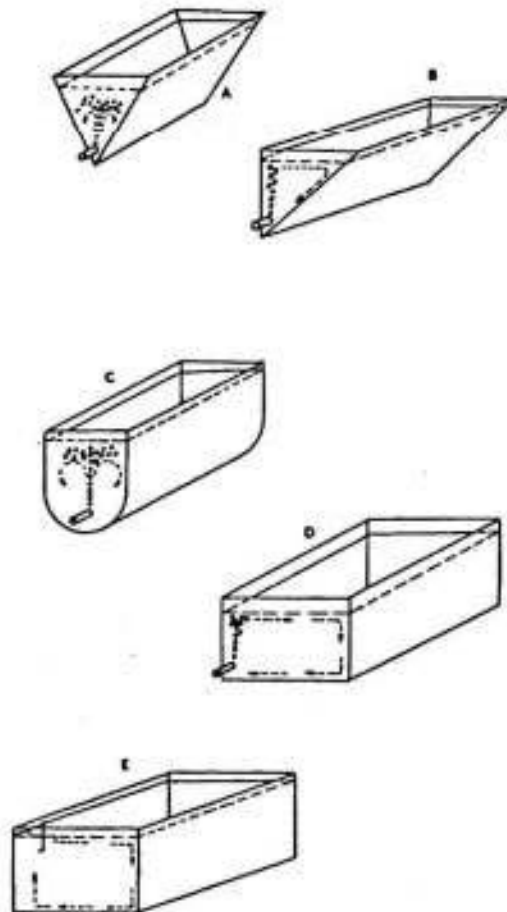


Fig. 6 : Diferentes tipos de estanques de cultivo indicando el movimiento de agua mediante burbujeo de aire.

(1987) concluyó que aunque se han obtenido buenos rendimientos en la producción de *Gracilaria*, el método, al parecer, no es económicamente rentable.

Cancino et al. (1987) concluyen en cambio, que efectuar cultivos de *Gracilaria* en estanques aprovechando la excreción de amonio de mitílidos, sería un procedimiento rentable, ya que junto a un buen crecimiento del alga se lograría un buen rendimiento del gel.

Se han utilizado estanques de madera, cubiertos internamente de fundas de nylon, recambiables y lavables, para evitar crecimiento de otras especies que encuentran en estos sistemas condiciones muy apropiadas para crecer.

El uso de estanques de madera, especialmente con poca renovación de agua construídos de madera nueva, puede tener efectos negativos en el cultivo del alga a partir de esporas, ya que taninos y fenoles de la madera, tienen un efecto inhibitorio en su desarrollo.

La adición de nutrientes, aportes de carbono y estabilizadores de pH como bicarbonato y CO₂, han sido utilizados en cultivos en estanques con resultados excelentes.

Edding, Macchiavello & Black (1987) obtuvieron valores altos de producción de *Gracilaria* en estanques de 200 l. Usando 1-2 kg/m² lograron valores de 87 g/m² día y 100 g/m² día en estanques con 1 kg de alga/m² y con 2 kg/m² como valores iniciales, respectivamente.

Santelices (1989) empleando estanques de 1 m³ con renovación de agua, aporte de aire y CO₂, ajustando pH entre 7 y 8.5 con adición de sulfato de amonio y Na₂HPO₄, logró excelentes resultados. Colocó una biomasa inicial de 6 kg/m² y tuvo una producción de 4 kg/m² en invierno y 7 kg/m² en verano, con producciones anuales de 4,1 kg/m² año, cuatro veces mayor que la producción en las praderas de la zona.

Hanisak & Ryther (1986) en estanques de 55 litros, con aireación fuerte y renovación de agua con nutrientes en una frecuencia de 20 a 30 veces al día, lograron productividades de 34,8 g de peso seco/m² día, valor que proyectado a una hectárea corresponde a 127 toneladas de peso húmedo al año. El problema en estos sistemas es el fuerte epifitismo por exceso de nutrientes.

Metodología

Para utilizar este método los estanques deben reunir las siguientes condiciones:

- Tener una capacidad de 250-300 litros y estar provistos de tubos de plástico perforados para aireación desde el fondo con el fin de dar movimiento al agua mediante bombas ("blower").
- Sistemas de aporte de agua de mar, generalmente pasada por filtros de arena y piedras, de lana de vidrio y filtros en serie hasta de 0.5 μm de diámetro de poro.
- Sistema de aporte de nutrientes.
- Sistema de aireación.
- Sistema de aporte de CO_2 .
- En algunos casos, tratamiento con luz ultravioleta para esterilizar el agua incorporada a cultivos limpios.

Para trabajar en estanques se deben tomar los siguientes recaudos:

- Dosificar adecuadamente los nutrientes, la luz y cuidar la estabilidad de la temperatura.
- Prestar especial atención al pH, el cual debe mantenerse cercano a 8.1 (caso de *Gracilaria chilensis*).
- Colocar cantidades de *Gracilaria* que puedan circular fácilmente mediante burbujeo o rotación de agua.
- El agua de mar se puede enriquecer con nutrientes comerciales (Nitrato y Fosfato de Sodio, Urea, Nitrato de Amonio).
- Puede haber recambio de agua cada 7 o cada 15 días, determinado por la cantidad de alga que puede permanecer en el estanque. La cantidad de alga puede controlarse podándolas, volviendo así a las biomásas iniciales.

CULTIVOS EN PISCINAS

Aspectos generales

Las piscinas son ambientes ubicados en la zona costera y pueden tener varias formas de construcción:

- Pueden ser parte de sistemas naturales como pequeñas entradas de mar irrigadas en pleamar y aisladas mediante compuertas o pequeños diques.
- Pueden ser piletas excavadas artificialmente en niveles intermareales que reciban irrigación especialmente en los períodos de pleamar. En algunos casos su fondo puede estar recubierto por superficies de plástico.
- Pueden ser unidades de grandes dimensiones con renovación de agua en pleamar, construídas en áreas estuarinas.

En estos casos importa considerar:

- Tipo de organismos a cultivar, lo cual implica conocimiento acabado de su fisiología de crecimiento, de su reproducción y de sus exigencias ambientales en general.
- Deben conocerse en forma precisa las condiciones que afectan al lugar en períodos normales de calma o en períodos anormales. En ello se incluye mareas, oleaje, bravesas de costa, influencia de agua dulce, precipitaciones, posibles avalanchas de origen terrígeno, vientos, tipos de sustratos, posibles efectos de contaminantes, naturaleza del suelo circundante, etc.
- Deben conocerse exactamente las condiciones climáticas del lugar, como rango de temperaturas ambientales, luz solar, precipitaciones, temporales, etc.

Antecedentes de productividad en piscinas

La productividad de *Gracilaria* en piscinas pequeñas de 5 x 6 x 1 m va de 7 - 8 g/m² día. Al proyectar estos valores 1 Ha, se obtiene una producción teórica de 50 - 130 toneladas de alga húmeda al año.

Hanisak (1987) cultivó *Gracilaria tikvahiae* en piscinas de 10 - 20 m² y 20 - 80 cm de profundidad con una capacidad de 25.000 litros. Las algas sueltas dentro de estos contenedores recibieron renovación de agua dos veces al día, con aporte de nutrientes cada 2 semanas. El rendimiento obtenido con este método en este ambiente fue de 5 - 8 g de peso seco día y la proyección a 1 Ha fue de 18 - 29 toneladas métricas secas al año. Referente a la luz, señala este autor, que en este tipo de ambientes se puede alcanzar niveles de saturación a 100 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y valores de fotoinhibición a 500

$\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, la acumulación de sustancias tóxicas y fluctuaciones de pH, se pueden corregir con CO₂ y bicarbonato. *Gracilaria chilensis* exige pH en torno a 8,1, en cambio *Gracilaria tikvahiae* lo requiere de alrededor de 9,0.

La falta o exceso de nutrientes, tiene también resultados negativos, ya que inhibe el crecimiento o permite el desarrollo de especies indeseables.

Rotmann (1987) utilizó piscinas de 100 m² y de 1 m de profundidad, colocando 320 kg de *Gracilaria verrucosa* en trozos de 10 cm, cantidad que se incrementó 10 veces en 3 meses. Agregando urea a razón de 1 g por cada 10 kg de algas por semana, logró destacables incrementos de biomasa con rendimientos anuales de 24 toneladas de peso seco por Ha.

El cultivo en piscinas construídas en zonas intermareales se ha utilizado

en Taiwan. Estas piscinas por lo general tienen 80-100 cm de profundidad, con recambio de agua por diferencias de marea. *Gracilaria* es el alga más utilizada y se cultiva colocándola en el fondo de la piscina. El aporte de nutrientes se hace fundamentalmente con estiércol fermentado, lográndose con ello incrementar la productividad en forma significativa.

Condiciones de plantación en piscinas

Las especies de *Gracilaria* son las más apropiadas para ser cultivadas en estos ambientes. Las modalidades utilizadas son las siguientes:

- Algas fijas o plantadas al fondo blando de la piscina.
- Algas sueltas y distribuídas homogéneamente en todo el fondo.
- Algas amarradas en cuerdas orientadas a lo largo de la piscina y fijas al fondo mediante estacas.

En estos dos últimos sistemas toda la biomasa es productiva en contraposición al sistema de alga enterrada, en que parte de ella no genera nueva biomasa.

Las recomendaciones principales respecto al manejo de estos ambientes son las siguientes:

- Mantener la profundidad en torno de 1 m. Profundidades menores ocasionan problemas de recalentamiento del agua, aumento de salinidad, variaciones del pH, etc.
- Utilizar eficientes sistemas de recambio de agua, especialmente en lugares en donde la luz solar, las precipitaciones y la temperatura, sean factores de influencia drástica.
- Prestar atención permanente a los valores de nutrientes del agua, así como a las fluctuaciones de pH. La baja de nutrientes debe ser corregida, para lo cual pueden utilizarse nutrientes agrícolas.

Las algas cultivadas en piscinas pueden cosecharse de acuerdo al incremento regular de biomasa, para evitar la sobrecarga del lugar, dejando naturalmente remanentes para nuevas producciones. Los remanentes deben ser partes seleccionadas de las plantas, es decir, zonas que tengan meristemas de crecimiento.

Después de varias cosechas, es recomendable la renovación del material algal, evitando con ello el envejecimiento de las unidades productivas. Se pueden usar plantas provenientes de praderas naturales o generadas mediante cultivos de esporas.

Experimentos de cultivo en piscinas

La información que se entrega está basada en trabajos experimentales, efectuados al inicio de la construcción de piscinas, en un ambiente estuarino del Golfo de Arauco (37°14'S; 73°20'W) Chile. Estos ambientes artificiales son de 20 x 200 m y tienen 80 cm de profundidad, la renovación de agua se efectúa durante la pleamar mediante canales conectados al Río Raquí.

En estas piscinas se hicieron pruebas de cultivo de *Gracilaria*, colocando matas de alga individualizadas mediante un número. Las mismas se amarraron a cuerdas que se ubicaron en el interior fijas a estacas. Experimentos semejantes se efectuaron en tres canales conectados al río durante noviembre y diciembre de 1989.

Los resultados obtenidos indican que en un lapso de 12 días, se lograron incrementos significativos de biomasa que duplicaron prácticamente los valores iniciales, los que fueron cuadruplicados en el término de 18 a 20 días.

Un buen manejo de estos ambientes puede aportar biomásas importantes, similares a la producción de praderas naturales del sector.

Es recomendable tener presente que en la medida que estos ambientes puedan simular lo más exactamente posible las condiciones naturales, podrán ser lugares de buena producción de biomasa algal. El concurso científico-técnico es una condición para lograr conocimientos certeros y un manejo adecuado de estas unidades.

Cultivo Mediante Esporas

Aspectos generales

La utilización de esporas para hacer cultivos masivos, es un método aún poco común, pese a existir ya abundante información experimental en especies de diferentes grupos.

La obtención de nuevas biomásas algales a partir de esporas y/o gametos ha sido experimentada en especies de *Ulva*, *Monostroma*, *Porphyra*, *Macrocystis*, y *Gelidium* (Okasaki, 1971; Tseng, 1981; North, 1976). Los cultivos de *Porphyra* mediante esta metodología se han efectuado con éxito en países orientales desde hace muchos años.

En Santa Lucía, Indias Orientales, Smith *et al.* (1984) captaron esporas directamente de las praderas naturales de *Gracilaria dominguensis* en monofilamentos de nylon y en cuerdas de polipropileno.

Doty & Fisher (1987) en Malasia obtuvieron muy buenos resultados a nivel experimental cultivando *Gracilaria* en sustratos artificiales.

El primer estudio piloto que usó esporas para obtener biomásas comerciales de *Gracilaria chilensis* fue realizado en el estuario de Tubul, Golfo de Arauco (37°14'S; 37°20'W), Chile (Alveal et al., 1992).

El manejo de los elementos reproductivos para efectuar cultivos masivos, comprende etapas en laboratorio y terreno, las cuales pueden resumirse de la siguiente manera.

- Búsqueda de plantas fértiles con cistocarpios o con tetrasporangios en praderas naturales o en áreas cultivadas, Fig. 7 C-D.
- Selección de las plantas a utilizar, Fig. 8 A.
- Logro de esporulaciones masivas mediante estímulos previamente ensayados.
- En estanques de plástico con agua de mar filtrada, se induce la fijación de las esporas en sustratos artificiales colocados en marcos. Los embriones y microtalos fijos a los sustratos se incuban en estanques con agua de mar filtrada y enriquecida, suministrándole burbujeo, con movimiento de agua, controlando pH, temperatura y luz, Figs. 7 A y B y 8 B y C.
- Trasplante a los ambientes naturales previamente seleccionados, en estos ambientes se logra el crecimiento definitivo hasta tamaño comercial, Figs. 9 A y B.
- A partir de las algas generadas por esporas se inicia un sistema paralelo de replantaciones vegetativas.

Infraestructura necesaria para el cultivo con esporas

- Sustratos de plástico para sembrar esporas.
- Invernadero con techo transparente y con sistema de ventilación.
- Estanques para acumulación de alga fresca.
- Estanques de polietileno para esporulación.
- Estanques para incubación de los microtalos.
- Estanque de cemento para acumular agua de mar.
- Bombas de 3/4 HP para mantener flujo de agua de mar en circuito de cañerías de plástico de 2 pulgadas de diámetro.
- Sistema de prefiltro y filtro con flujo de 5 m³/h (Fribrotecna FT6).
- Filtros Cole Palmer de 1,5 y 10 µm de poro.
- Sistema de iluminación mediante unidades fluorescentes de 20 Watts con encendido automático.

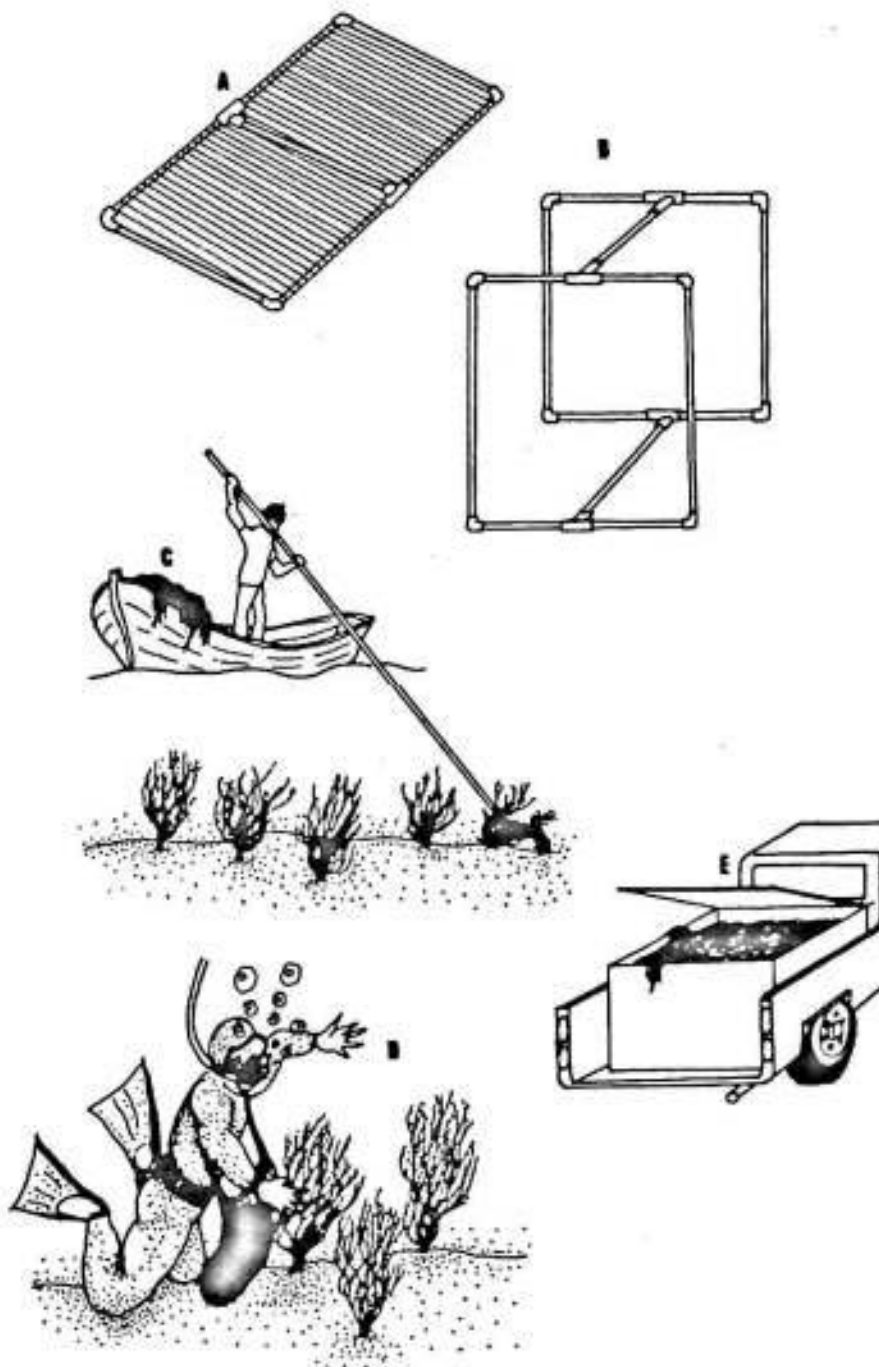


Fig. 7 : A y B Bastidor con sustrato a inocular mediante esporas y soporte de PVC para colocar los bastidores.
 C y D Recolección de alga fértil desde embarcación y con buzo.
 E Almacenamiento en estanques para transportar al laboratorio.

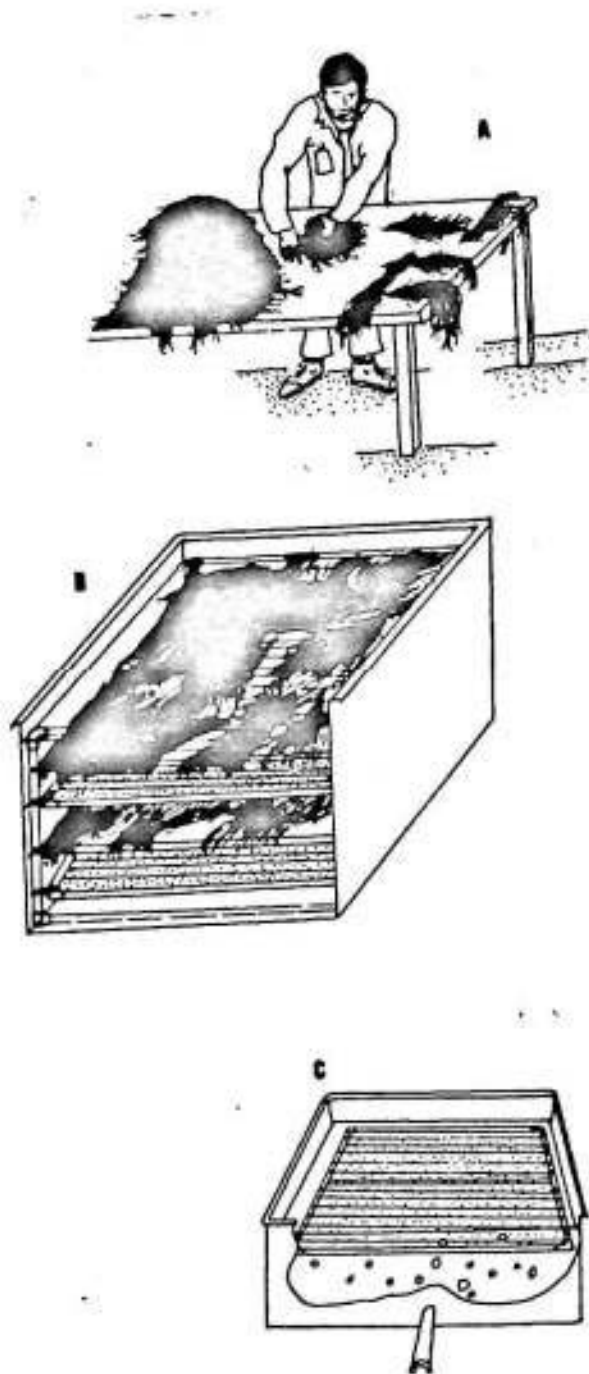


Fig. 8: A Selección de plantas fértiles en el laboratorio.
B Ubicación de las plantas fértiles en estanques de esporulación y sobre los sustratos a inocular.
C Estanques de incubación de sustratos ya inculados.

- Acuarios y unidades de cultivo en ambiente controlado.
- Compresores de aire sin aceite y circuito de cañería plástica para aireación.

Obtención de plantas fértiles

El material fértil de *Gracilaria* se presenta con mayor frecuencia durante las estaciones de primavera y verano. Sin embargo, estas algas tienen individuos fértiles de distintas generaciones durante todo el año, los cuales pueden ser utilizados para iniciar los procesos de cultivo.

Esporas y gametos de algas necesitan sustratos relativamente estables para fijarse. Grandes bloques y plataformas rocosas serán fuertemente colonizados. Canto rodado, arena y fango estarán pobremente colonizados, por tratarse de sustratos móviles.

Algas como *Sarcodiotheca (Neoagardhiella)* y *Gracilaria*, han tenido éxito en este tipo de sustrato, lo mismo sucede con *Codium*, especialmente en lugares de aguas muy tranquilas.

Traslado de las plantas al laboratorio

El transporte del alga al laboratorio puede efectuarse de varias maneras. Si el material va a ser utilizado para efectuar ensayos experimentales con rigurosidad científica, el traslado debe hacerse simulando lo mejor posible las condiciones ambientales en que se encuentran las algas. Es aconsejable bajar la temperatura y disminuir la iluminación directa. Si las distancias de traslado son grandes, deben extremarse las precauciones para evitar alzas de temperatura y exceso de iluminación, Fig. 7 E.

Si las algas son utilizadas para efectuar inoculación masiva, éstas se pueden seleccionar en terreno y trasladarse húmedas, a la sombra y con suficiente ventilación para mantenerlas frescas. El material puede tolerar sin problemas 48 horas fuera del agua, desde el momento que se extrae hasta el momento de efectuar las inoculaciones.

La limpieza del material es altamente recomendable, ya que este debe estar libre de epífitas o de otras especies interferentes de los cultivos.

Todo el sistema para efectuar inoculaciones masivas, debe estar preparado antes de realizar el traslado del material fértil desde las praderas.

Tratamiento para inducir la esporulación

Efecto de la desecación

Para conocer en forma precisa cuál es el tiempo de desecación a utilizar en los procesos de esporulación masiva, debe previamente estudiarse el comportamiento del alga a la desecación.

Un procedimiento adecuado para realizar este estudio, consiste en

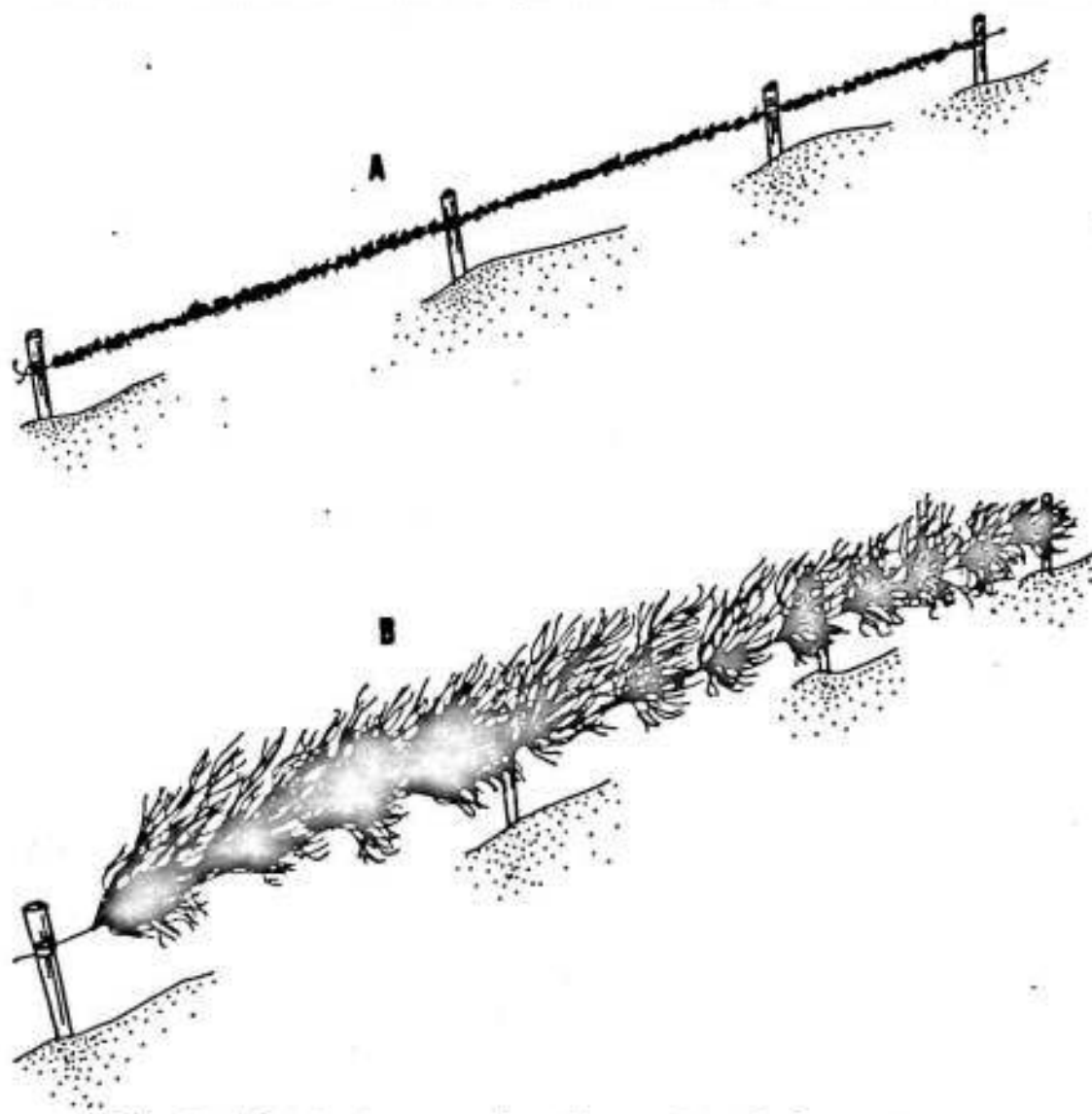


Fig. 9: A Sustratos con microtalos, ya instalados en terreno.
B Cuerda con alga, ya desarrollada de esporas.

separar un número determinado de unidades de algas de igual peso. Cada unidad se expone a desecación por tiempos prefijados, determinando por pesada el agua perdida. Luego se colocan en los recipientes rehidratándolas y midiendo en portaobjetos la intensidad de esporulación.

Establecidas las mejores respuestas de esporulación, se puede inducir al alga a un proceso de liberación masiva, inoculando los sustratos artificiales con plantas sometidas a los mejores tiempos de shock.

Este procedimiento ha dado excelentes resultados con *Gracilaria chilensis* y con *Iridaea ciliata*.

Efecto de la salinidad

Las algas a estudiar pueden someterse a concentraciones diferentes de salinidad para establecer sus efectos en los procesos de esporulación. A partir de agua de mar, puede procederse a la evaporación con la consiguiente concentración de sales, o agregar sales en cantidades necesarias hasta lograr la concentración deseada. Para lograr medios menos salinos se procede a la adición de agua destilada y desionizada.

Hay que tomar en cuenta que en ambientes con bajas salinidades, las algas en general presentan una disminución de la tasa de fotosíntesis. En ese caso se pueden agregar iones Ca^{++} , ya que este catión hace menos permeable las células a la pérdida de iones en ambientes hipotónicos.

Se han efectuado ensayos con *Delesseria sanguinea* puestas en soluciones salinas equivalentes a 1‰, 5‰ y 10‰, adicionándoles 6, 12, 60, 120 y 420 mg Ca^{++}/l . Con contenidos altos de calcio, el alga resistió bien ambientes de baja salinidad, (Santelices 1977).

Efectos de la temperatura

La respuesta de las algas a la temperatura está íntimamente relacionada con todos los procesos enzimáticos. En el caso de la fotosíntesis, el funcionamiento se hace cada vez más efectivo a medida que la temperatura sube hacia los valores promedios del ambiente en que vive la planta o los supera levemente. Por encima de esos valores la tasa decae definitivamente, lo mismo ocurre a medida que las temperaturas se hacen más bajas que el promedio.

Un procedimiento adecuado para determinar cuál es la temperatura óptima para provocar esporulaciones masivas es el siguiente:

- Se preparan grupos de algas de igual peso, provenientes de un mismo stock de material fértil.
- Se someten durante tiempos prefijados a ambientes de baja o de alta temperatura (6 - 8°C ó 20 - 25°C).
- Se reincorporan a recipientes con agua a temperatura normal midiéndose la esporulación en sets de portaobjetos colocados en el fondo del recipiente.
- Se pueden establecer series de tiempo para exposición al shock y se mide la densidad de esporulación después del shock recibiendo las esporas en portaobjetos.

Consideraciones sobre el efecto de otros factores

Las respuestas de las algas a variaciones de factores como pH, luz, gases disueltos, nutrientes, pueden ser analizados por métodos experimentales, seleccionando las mejores para lograr esporulaciones masivas.

En el caso particular de la luz y especialmente cuando se trabaja con cantidades altas de alga, debe ponerse atención a posibles efectos secundarios, como autosombreado, sobrecalentamiento, abundancia o escasez de determinados gases disueltos, factores que pueden llevar a una interpretación errada de los resultados.

Inoculación de sustratos artificiales

La esporulación e inoculación de sustratos artificiales se puede hacer en estanques de plástico cuyos volúmenes estarán de acuerdo con la cantidad de sustrato a inocular. El procedimiento implica la construcción de marcos de cañerías de plástico, en los cuales se enrollan los sustratos elegidos, cuerdas o cintas. Sobre cada marco con el sustrato se coloca una capa de aproximadamente 500 g de alga fértil. Se agrega agua de mar filtrada a la que se adiciona nutrientes y se pone el sistema a una temperatura de 18°C y a 31 - 33‰ de salinidad.

El alga se mantiene en agua quieta durante un período de tiempo suficiente para lograr la fijación de esporas. Luego se invierten los marcos para permitir la inoculación en la cara opuesta.

En el caso de *Gracilaria chilensis* la liberación de esporas de los cistocarpos ocurre principalmente en las primeras tres horas.

Los sustratos a utilizar son cuerda de polipropileno entera y destrenzada, cuerda de perlón y cinta de plástico.

Instalación de los sistemas en el mar

Una vez lograda la fijación de las esporas y comprobado el crecimiento inicial de los microtalos hasta 1 mm., se tranplantan los sustratos artificiales inoculados los ambientes naturales previamente seleccionados. Estos ambientes pueden ser:

- Sectores marinos de agua relativamente tranquila en particular en los meses de primavera-verano, con buena penetración lumínica y sin focos contaminantes.
- Sectores estuarinos en donde el sistema mareal permita la entrada y salida regular de agua. Es aconsejable que la salinidad no baje de 10‰ en momentos de baja marea, sin aporte excesivo de material terrígeno ni contaminantes.
- Piscinas costeras que mantengan buena circulación y renovación de agua de mar, sin exceso de temperatura, de luz, de salinidad, ni fluctuaciones excesivas de pH.

Si los sustratos inoculados son cuerdas, éstas se anclan mediante estacas de madera o de metal, evitando dejar puntas agudas y cortantes que puedan producir heridas a los buzos o pescadores.

Las cuerdas, conteniendo los microtalos, pueden instalarse a un metro de distancia una de otra y orientadas en dirección de las corrientes del fondo.

Resultados de una experiencia de cultivo de *Gracilaria* mediante esporas

Inoculaciones masivas en estanques

- El alga fértil con cistocarpos se sometió a un período de emersión de 12 - 24 horas en lugar húmedo y en oscuridad.
- Se seleccionaron cantidades de alga fértil en grupos de 500 g y se colocaron en bastidores extendiéndolas sobre ellos.
- Bajo este bastidor se ubicaron los marcos con cuerdas destorcidas de polipropileno de 4 mm como sustrato a inocular.
- El conjunto se introdujo en estanques de 340 l con agua de mar filtrada y se dejó esporular durante 72 horas. La salinidad se mantuvo entre 31 - 33‰, la energía radiante en torno a 3×10^{14} (g cm²/seg) y 18°C.
- Se retiró el alga y se dejó el sustrato durante 1 ó 2 días para asegurar fijación adecuada de las esporas.

- Después de 3 - 4 días se colocó el marco con el sustrato inoculado, en estanques de menor profundidad y se procedió a la incubación en agua de mar filtrada agregando nutrientes comerciales. Se agregó aire a presión, se dosificó la luz, la salinidad y se controló el pH mediante bicarbonato de sodio.
- Los microtalos crecieron limpios y cuando alcanzaron 0,7 a 1 mm de longitud se instalaron en un ambiente estuarino.

Crecimiento de las algas en terreno

Después de 2 meses de incubación el sustrato presentó microtalos de 1 mm de altura promedio, con una densidad de 156 talos por cm².

En enero de 1990, las cuerdas con los microtalos fueron instaladas en el Río Raquí estructurando una parcela de 160 m².

En el sector experimental en terreno, se cumplieron las siguientes etapas cronológicas:

Etapas enero-mayo 1990

Las plántulas tuvieron primeramente un período prolongado de latencia de 37 días, en los cuales no hubo crecimiento manifiesto.

A los 78 días se observó un incremento rápido, con promedios de talla de 30 cm. Competencia inicial con *Enteromorpha* y *Ulva*, frenaron el desarrollo de los microtalos.

Etapas mayo-septiembre 1990

En este período, a los 273 días, el desarrollo tuvo incrementos de 9,1% diarios, con 60 cm de talla promedio. Este período correspondió a las estaciones de invierno y de primavera temprana.

Etapas septiembre 1990 a enero 1991

En este período hubo un desarrollo claro de los talos, los cuales alcanzaron 98 cm de largo con incrementos importantes de biomasa, de hasta 7 kg por metro lineal de cuerda.

A partir del stock generado, sobre la base de una producción inicial en 160 m², se hicieron replantaciones posteriores estructurando una parcela de 2400 m² con un stock inicial de 4.604 kg para octubre de 1991.

En el cuadro siguiente se indica una secuencia de plantaciones a partir del stock generado en 160m².

PLANTACION	AREA CUBIERTA	STOCK
Abril 1991	300 m ²	2838 kg
Septiembre 1991	500 m ²	1110 kg
Octubre 1991	1600 m ²	656 kg
TOTAL	2400 m²	4604 kg

Las fluctuaciones de talla de los talos se indican en la Fig. 10.

Como complemento a estos estudios se comparó la producción de parcelas generadas de la siguiente manera:

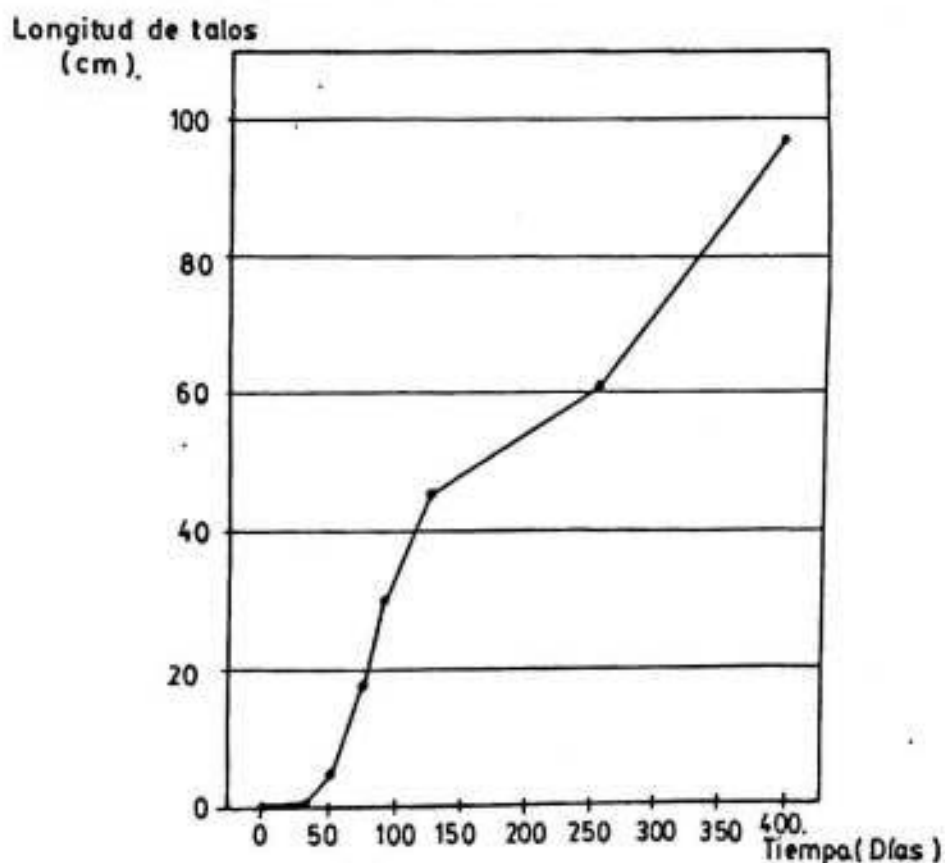


Fig. 10: Incremento en longitud de talos desarrollados a partir de esporas

- a).- Parcelas experimentales estructuradas con plantas silvestres de la pradera natural.
- b).- Parcelas estructuradas con plantas producidas de esporas.

En 5 meses de cultivo se midió una producción de 5,85 kg/m² en parcelas con plantas provenientes de cultivos con esporas y de 3,75 kg/m² para la parcela confeccionada con plantas silvestres.

Fluctuaciones de biomasa en el sector experimental

Los inóculos tuvieron aproximadamente 2 meses de incubación en estanques, período en el cual recibieron nutrientes restringiéndose la cantidad de luz, para evitar crecimiento de otras algas. En este lapso, no hubo incremento de biomasa.

Una vez instaladas las cuerdas en terreno, en enero de 1991, los talos no incrementaron ni en talla ni en biomasa durante los primeros 37 días. A los 9 meses, se logró una biomasa de 2,5 kg/m lineal de cuerda (septiembre) y ya en diciembre valores de 6,4 kg/m lineal. En enero de 1991 la producción fue de 7 kg m/lineal.

Desde abril a septiembre de 1991 los valores de producción se mantuvieron en torno a 6 kg m/lineal con incrementos notables en el mes de octubre de 1991 (9,7 kg/m lineal).

Consideraciones sobre el método

Las parcelas estructuradas sobre la base de cuerdas inoculadas con esporas e instaladas en ambientes estuarinos, producen después de 10-12 meses biomasa importantes.

Eligiendo adecuadamente las áreas naturales en las cuales se pueden iniciar los cultivos, puede lograrse en 6 - 7 meses, biomasa algal suficiente para iniciar plantaciones con porciones vegetativas generadas por este método.

Se puede proyectar la extensión de los cultivos iniciados a partir de esporas, según la cantidad de sustrato artificial inoculado. La talla alcanzada por las plantas en los primeros 5-6 meses, es factor importante a considerar en la proyección del cultivo.

En contraposición al cultivo de *Gracilaria*, cuyos talos aceptan reimplantaciones sucesivas en sustratos blandos mediante el cultivo vegetativo,

el cultivo de otras especies como las del género *Iridaea*, no acepta replicaciones vegetativas. Para estas algas, el uso de sustratos artificiales puede ser un buen método para aprovechar áreas de fondos blandos.

El uso de esporas en la producción de biomasa algales, es un sistema que adecuadamente manejado tiene claras ventajas comparativas con cualquier otro método utilizado. Para el manejo de estos microelementos reproductivos se aplican todas las técnicas de estudio y cuidado utilizadas en los cultivos de microalgas. La posibilidad de utilización directa de la masa de esporas que flotan en el agua, captándolas en colectores adecuados, implica el manejo de información planctónica y técnica microbiológica.

El conocimiento y reunión de antecedentes sobre los tipos de sustrato existentes, dinámica de las masas de agua, corrientes, influencia de factores abióticos: como nutrientes, luz, pH, temperatura; disponibilidad de propágulos, y de esporas de otras especies en el mar y procesos de productividad en sectores restringidos, es información importante a considerar en programas y proyectos dirigidos a la producción de importantes biomasa algales marinas.

En esta metodología debe considerarse que lograr el desarrollo de 10-15 talos de algas por cm lineal, es un criterio de éxito excelente. Por lo general, el número de talos fijados naturalmente es mucho menor. Los ensayos indicaron que el número de esporas fijas por unidad de superficie, es excesivo. Pero en este proceso hay talos que crecen con mayor rapidez y el resto permanece pequeño, hasta tener las condiciones adecuadas para iniciar, competitivamente, su desarrollo. Al podar los talos grandes, queda espacio libre y luz para que nuevos talos inicien su crecimiento.

La sobrevivencia de microtalos a partir de las esporas fijas a los sustratos, es en general alta (sobre el 50 y 60%) considerando fijaciones promedio de 190 esporas por cm² (caso *Gracilaria*). El secreto del método es asegurar un buen proceso de esporulación de las algas fértiles y naturalmente una buena distribución en el sustrato que se ofrece.

El crecimiento inicial de los microtalos en los estanques de incubación, puede ser bastante significativo cuando se utiliza salitre de sodio combinado con superfosfato normal. Los microtalos alcanzan más de 1.000 µm en 60 días, controlando luz y pH para evitar el desarrollo de epífitas. El control de luz retrasa al mismo tiempo el crecimiento de *Gracilaria*, pero así se logran cultivos limpios.

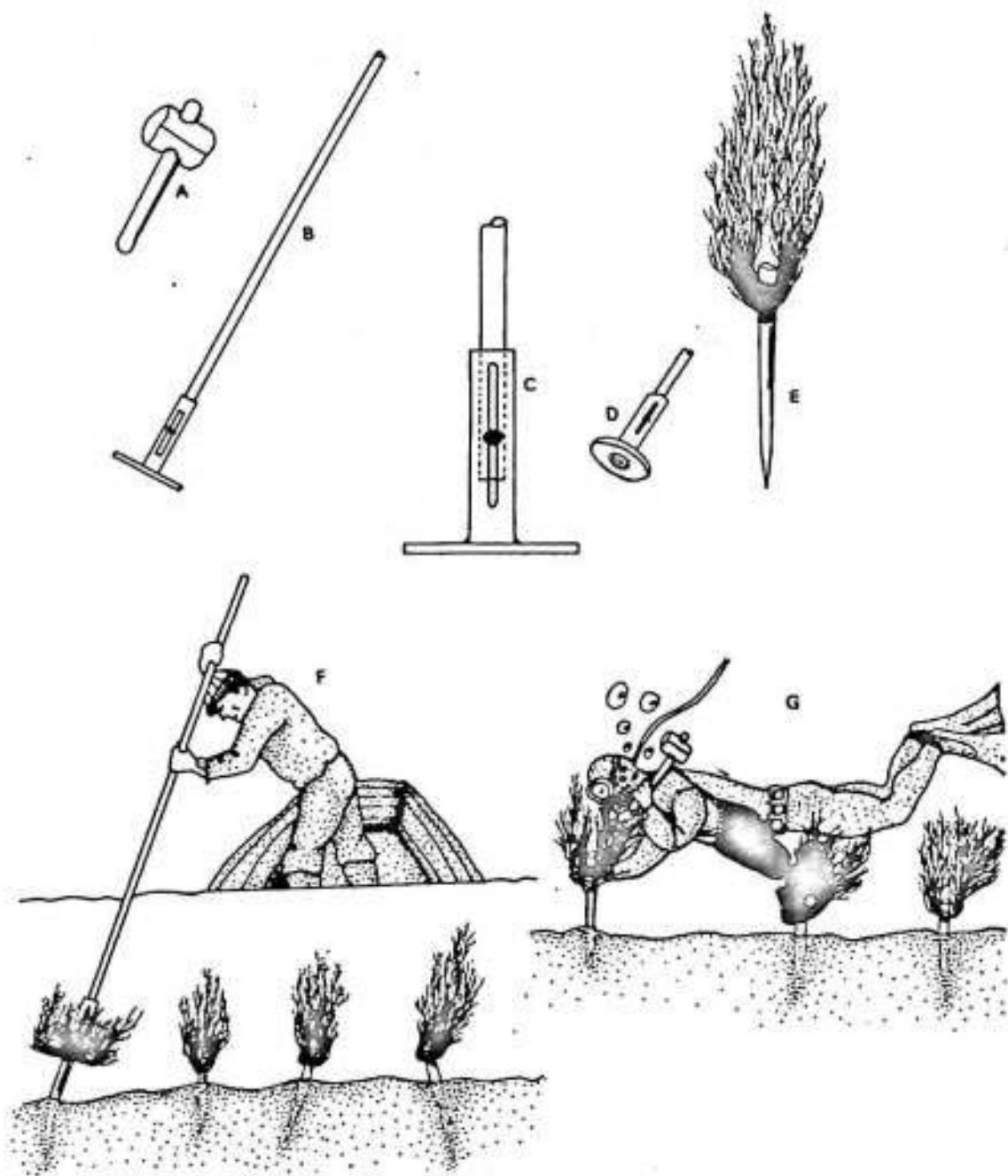


Fig. 11: Sistema de plantación con estacas

A Martillo para introducir la estaca en el sustrato

B, C y D Martinete metálico para introducir las estacas en el sustrato desde embarcaciones

E Estaca con alga

F Plantación desde embarcación

G Plantación con buzo



Fig. 12: Plantación intermareal con "manubrio"

PLANTACIÓN CON ESTACAS

Para aplicar este método se utilizan estacas de 40 cm de largo, las cuales sirven de elementos de fijación a matas de *Gracilaria*, que se atan a ellas mediante cuerdas delgadas, Fig. 11 E.

Estas estacas con alga son introducidas en el sustrato, mediante un émbolo metálico colocado en el extremo de una vara, Fig. 11 B y F.

En una experiencia de campo se coloca 4 unidades por m^2 con una biomasa inicial de 100 g cada una, lográndose entre julio y diciembre, incrementos de 284 a 291% con un valor máximo de 440%.

La colocación de estacas mediante buzos utilizando martillo metálico para introducir la estaca en el sustrato de fondo, permite una distribución más ordenada, Figs. 11 A y G.

PLANTACIÓN INTERMAREAL

Aprovechando diferencias de mareas de 6 - 7 m que se producen en algunos lugares, puede utilizarse la parte inferior del sector intermareal para efectuar cultivos algales de *Gracilaria*, plantando directamente sobre el sustrato blando durante las horas de bajamar, Fig. 12.

En este procedimiento, pueden trabajar hombres, mujeres y niños utilizando para ello:

- Alga fresca.
- Horquillas metálicas provistas de un soporte para presionar con el pie.
- Azadones o palas para remover el sustrato, Figs. 5 H e I.

Las horas de trabajo estarán determinadas por la duración de la bajamar y la producción algal dependerá de:

- Características fisiológicas del alga plantada.
- Ausencia o acción de marejadas fuertes.
- Presencia de organismos interferentes como *Ulva*, *Enteromorpha* y poliquetos.
- Efecto desecador del sol y el viento.
- Exceso de luz que puede destruir pigmentos.
- Efecto de precipitaciones abundantes que pueden afectar las algas durante baja marea.
- Bajas salinidades en ambientes estuarinos que pueden alterar el desarrollo y reproducción de las algas.

BIBLIOGRAFIA

- Alveal, K. 1990. Algas Marinas. Primer Seminario Latinoamericano de Capacitación Pesquera. Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo. Universidad de Concepción, Chile, 153pp.
- Alveal, K.; H. Romo; C. Werlinger & M. Nuñez. 1992. Utilización de esporas para el cultivo de *Gracilaria*. Universidad de Concepción, Chile (Informe).
- Cancino, J.M.; M. Muñoz & M.C. Orellana. 1987. Effects of epifauna on algal growth and quality of the agar produce by *Gracilaria verrucosa* (Hudson/Papenfuss). *Hidrobiología* 151/152: 233-237.
- Chapman, V.J. & D. J. Chapman. 1980. Seaweed and their uses. Chapman and Hall, London, 344 pp.
- Doty, M. 1979. Realizing a Nation's Seaweed Potential. In B. Santelices (Ed.) Actas I. Symposium sobre algas marinas chilenas, Chile.
- Doty, M.S. & J.F. Fisher. 1987. Experimental culture of seaweed (*Gracilaria* sp.) in Penang, Malaysia. FAO Bay of Bengal Programme BOBP/WP/52.
- Edding, M.; J. Macchiavello & H. Black. 1987. Culture of *Gracilaria* sp. in outdoor tanks: productivity. *Hidrobiología*. 151/152: 369-374.
- Hanisak, M.D. & J.H. Ryther. 1986. The experimental cultivation of the red seaweed *Gracilaria tikvahiae* as an "energy crop" an overview. In W.R. Barclay & R.P. Mc Intosh (Eds.) Algal Biomass Technologies. *Nova Hedwigia* 83: 212-217pp.
- Hanisak, M.D. 1987. Cultivation of *Gracilaria* and other seaweed in Florida. In Elsevier Science Publ.: 191-218. M.K. Bird & P.H. Benson (Eds.) Seaweed cultivation for energy production.
- Lopehandia, J. 1986. Problemas y perspectivas en la utilización de algas chilenas. Monografía. 4: 29-44. Univ. Católica de Chile, Santiago.
- Mathieson, A.C. 1982. Seaweed cultivation: a review. In J. Sindermann (Ed.). Proc. 6 US - Japan meeting on aquaculture. U.S. Dep. Commer.: 25-66.
- North, V.J. 1976. Aquacultural techniques for creating and restoring bed of giant kelp, *Macrocystis* spp. *J. Fish. Res. Bd. Can.* 33: 1015-1023.
- Okasaki, A. 1971. Seaweeds and their uses in Japan. Tokai Univ. Press, Tokyo. 165 pp.

- Oliveira, E.C. 1987. Considerações sobre o cultivo de algas marinhas no Brasil. Simp. Ecossistemas da costa Sul e Sudeste Brasileira, S. Paulo, ACIESP 54. Vol. 2: 8-33pp.
- Oliveira, E.C. & K. Alveal. 1990. The Mariculture of *Gracilaria* (Rhodophyta) for the production of agar. In I. Akatsuka (Ed.). Introduction to Applied Phycology. SPB Academic Publ., The Hague: 553-564.
- Rotmann, K.W.G. 1987. The collection utilization and potential farming of red seaweed in Namibia. *Hydrobiologia* 151/152: 301-305.
- Santelices, B. 1977. Ecología de Algas Marinas Bentónicas. Efecto de factores ambientales. Dirección de Investigación, Universidad Católica de Chile, 488 pp.
- Santelices, B. 1989. Algas Marinas de Chile. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago, 399 pp.
- SERNAP. 1991. Anuario Estadístico de Pesca. Ministerio de Economía, Fomento y Reconstrucción. Servicio y Reconstrucción. Servicio Nacional de Pesca. Chile.
- Smith, A.H.; K. Nichols & J. Mc Lachlan. 1984. Cultivation of seamoss *Gracilaria* in St. Lucía, West Indies. *Hydrobiologia*, 116/117: 249-251.
- Tseng, C.K. 1981. Commercial Cultivation. In C.S. Lobban and M.J. Wynne (Eds.) The Biology of Seaweeds. Blackwell Scientific Publications Oxford: 680-725.

Sección 4

Estudios en Argentina

Capítulo 10

Panorama de estudio de los recursos algales en Argentina

María Luz Piriz & Graciela Noemí Casas*

INTRODUCCION

La explotación de las algas marinas en Argentina comienza a desarrollarse recién a mediados de este siglo y en la actualidad se utilizan fundamentalmente cuatro especies, *Gracilaria verrucosa* para la producción de agar; *Gigartina skottsbergii* para la fabricación de carragenano; *Macrocystis pyrifera* como complemento de alimentos balanceados y productos cosméticos y *Porphyra columbina* para consumo directo en alimentación humana.

Aproximadamente, a partir de la misma época, comienza a desarrollarse en el país el interés científico sobre especies de importancia comercial, poniéndose de manifiesto por la publicación de trabajos de investigación sobre temas químicos o de aplicación en veterinaria, agricultura, medicina, etc.

Desde la década del '60 se inicia la publicación de trabajos científicos y técnicos en el Centro de Investigación de Biología Marina (CIBIMA) dependiente del Instituto Nacional de Tecnología Industrial. En lo referente a

(*) Centro Nacional Patagónico, CONICET. Boul. Brown s/n, 9120 Puerto Madryn, Chubut, Argentina

macroalgas de interés comercial, se pueden mencionar trabajos de relevamiento realizados por Halperin *et al.* (1973) y estudios sobre *Macrocystis pyrifera* (Kühnemann, 1963; 1970), el género *Porphyra* (Piriz, 1981) y diferentes taxa del Orden Ulvales (Boraso, 1975; 1977a; 1977b; 1979) entre otros.

La variedad de temáticas relacionadas con las algas marinas, desde el punto de vista de su aplicación, es tan amplia que sería muy extenso citar todos los trabajos realizados en el país. Con ese objetivo se encararon reportes bibliográficos procurando recopilar toda esa información (Halperin & Boraso, 1971, 1974; Halperin *et al.*, 1978; Rojkind, 1977 a, b y c).

Los estudios biológicos se intensificaron con la creación del Centro Nacional Patagónico (CENPAT) en Puerto Madryn, Chubut, Institución que puso énfasis en la investigación de las algas de importancia económica (Piriz, 1988 a).

Los trabajos se iniciaron en 1972 con el relevamiento de los bosques de *M. pyrifera* en Chubut (Barrales, 1976; Hall, 1976; Krepper & Hall, 1976; Hall, 1980a; Pertini *et al.*, 1981) y en Santa Cruz (Boraso de Zaixso *et al.*, 1983). Paralelamente se llevaron a cabo estudios sobre ecología (Barrales & Lobban, 1975), dinámica de población (Hall & Boraso, 1979; Boraso de Zaixso & Elías, 1980; Boraso de Zaixso & Taylor, 1980; Hall, 1980b), reproducción (Boraso de Zaixso & Kreibohm de Paternoster, 1980), cortes experimentales (Boraso de Zaixso, *et al.*, 1982) y otros temas vinculados a esta especie.

Otra especie considerada de gran interés es *Gracilaria verrucosa*, por ser la materia prima para la producción de agar en Argentina. Esto motivó la realización de varios trabajos de investigación en los cuales se abarcaron aspectos ecológicos, de reproducción y condiciones de crecimiento (Boraso de Zaixso, 1983, 1984; Boraso de Zaixso & Kreibohm de Paternoster, 1984; Boraso de Zaixso, 1987; Casas *et al.*, 1988; Casas & Romanello, 1989; Boraso de Zaixso *et al.*, 1989; Boraso de Zaixso, 1990; Casas & Romanello, *ined.*; Romanello *et al.*, *ined.*). Estos trabajos sirvieron de base para iniciar las experiencias de cultivo que se llevan a cabo en la actualidad.

Gigartina skottsbergii es la especie utilizada en nuestro país para la extracción de carragenano, pero los montos de recolección por arribazón son muy bajos para cubrir la demanda interna de este coloide y la industria complementa la producción con *Eucheuma* importada de Filipinas. Por esa razón se iniciaron estudios sobre *G. skottsbergii* en el CENPAT a fin de mejorar la estrategia de explotación sobre la base de un mayor conocimiento de la biología de la especie. Resultados parciales de esos estudios fueron motivo

de presentación en congresos (Piriz, 1986, 1991 a y b) y sirvieron para plantear nuevas hipótesis de trabajo. Estos estudios se complementan con las investigaciones sobre carragenanos que vienen realizando Cerezo y colaboradores, acerca de los cuales se hace referencia en el capítulo 5 de este texto.

Otra fuente potencial de carragenano es *Gymnogongrus* sp., cuyas poblaciones no son por el momento explotables, no obstante lo cual se ha trabajado sobre ellas con el mismo objetivo que en el caso anterior y contemplando la posibilidad de su cultivo. Algunos resultados han sido presentados en reuniones científicas (Kreibohm de Paternoster et al., 1986; Kreibohm de Paternoster & Espíndola, 1987; Kreibohm de Paternoster et al., 1991) hallándose los datos finales en elaboración.

Con respecto a algas comestibles pertenecientes al género *Porphyra*, se continuó con los trabajos de taxonomía y experiencias preliminares de cultivo (Piriz, 1988 b, 1990).

Actualmente, a pesar de lo extenso de la costa argentina, son pocas las instituciones en las que se investiga sobre algas marinas de interés económico.

El curso sobre Macroalgas de Interés Económico constituyó un ámbito propicio para que investigadores de casi todas las instituciones vinculadas con esta orientación presentaran una actualización de los proyectos en marcha relacionados con ese tema.

Se presenta a continuación una síntesis de estos últimos y las Instituciones donde se realizan.

CENTRO NACIONAL PATAGONICO*

Esta Institución depende del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET). En el área de Biología Marina, los integrantes del Laboratorio de Algas Marinas Bentónicas, desarrollan proyectos de investigación sobre distintas especies, poniendo especial énfasis en aquellas de interés económico.

(*) Centro Nacional Patagónico, CONICET. Boul. Brown s/n 9120 Puerto Madryn, Chubut, Argentina.

Cultivo de *Gracilaria* en Golfo Nuevo (Chubut)

Graciela N. Casas & María Luz Piriz

Las praderas explotables de *Gracilaria* en la Argentina se encuentran ubicadas en pequeñas bahías al sur de Bahía Camarones en la Provincia del Chubut (B. Arredondo, B. Melo y B. Bustamante), Fig. 1.

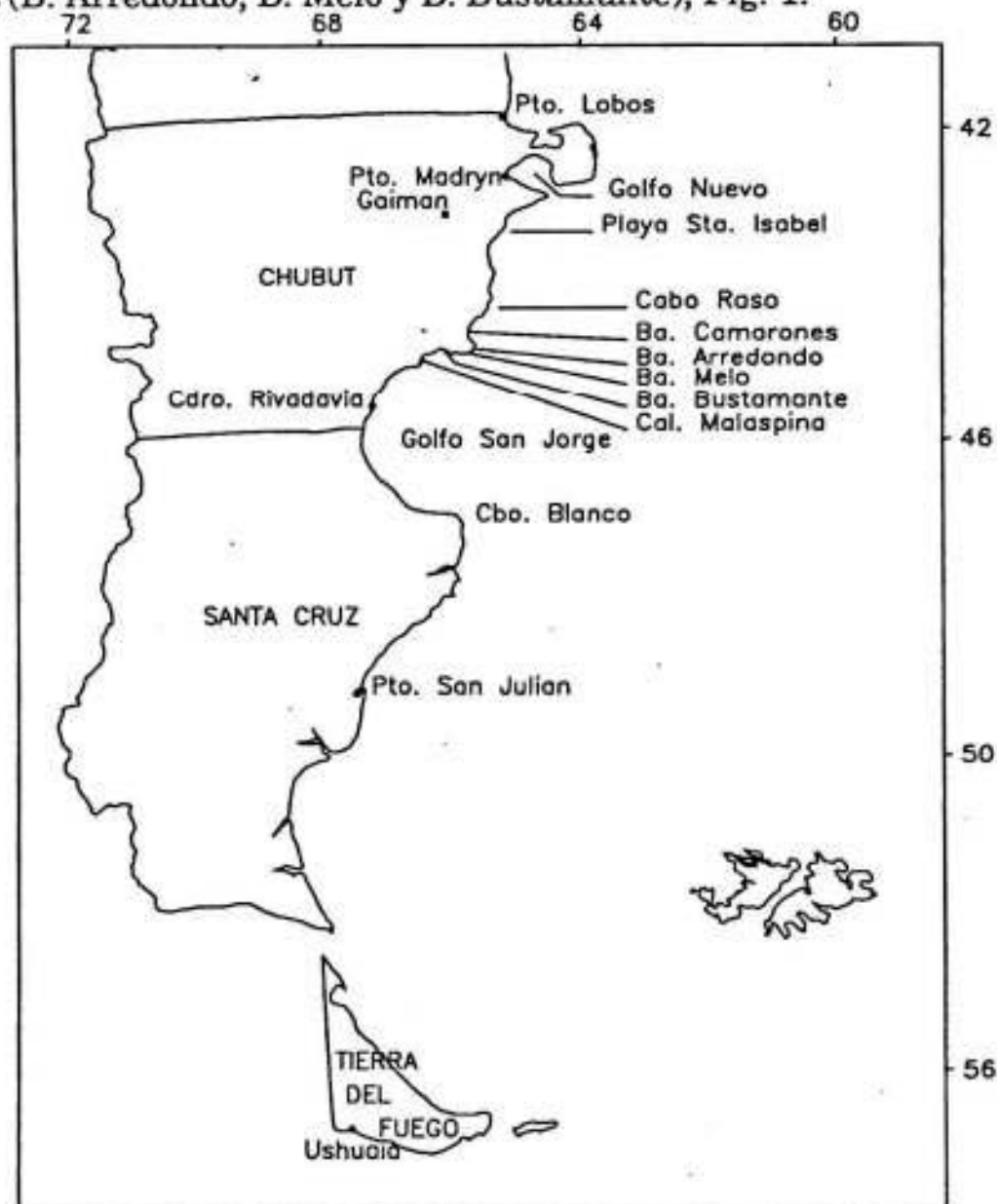


Fig. 1: Costa patagónica argentina. Ubicación de las localidades citadas en el texto.
270

Dichas praderas han sido otorgadas en concesión a empresas privadas que las explotan recogiendo las algas que el mar arroja a la playa, manteniéndose intactas de esta forma las poblaciones naturales.

En Golfo Nuevo, al norte de la Provincia del Chubut, existen «manchones» de *Gracilaria* que no alcanzan a constituir praderas explotables.

Teniendo en cuenta la importancia que esta especie reviste en nuestro país como única productora de agar, se contempló la posibilidad de realizar cultivos en esta localidad, con el objeto de incrementar la biomasa de las praderas allí existentes y extender así su distribución geográfica.

El cultivo de campo de *Gracilaria* en Golfo Nuevo constituye una experiencia inédita, por lo cual esta primera etapa del trabajo consiste en detectar fondos aptos para realizarlo y evaluar algunos métodos de siembra y técnicas de cosecha.

Para ello se seleccionaron mediante buceo autónomo lugares que se consideraron adecuados por la granulometría del fondo y profundidad. De esa manera se escogió, como área apta para iniciar las experiencias un sector de Golfo Nuevo frente a la ciudad de Puerto Madryn (Fig. 1). En ese lugar, el fondo está constituido por arena fina, observándose en las cercanías plantas de *Gracilaria* de buen tamaño y color, siendo la profundidad en marea media de aproximadamente 6 m.

Las tareas de cultivo de *Gracilaria* se iniciaron en julio de 1991. Respecto de las condiciones ambientales, la temperatura del agua según registros de años anteriores oscila para esa época del año alrededor de los 10°C y los datos de nutrientes registrados en el área fueron:

Nitratos:	3,264 µgat N/l
Nitritos:	0,249 µgat N/l
Amonio:	1,369 µgat N/l
Fosfatos:	1,86 µgat P/l

Las algas necesarias para el sembrado fueron trasladadas desde la pradera natural de Bahía Bustamante, trayéndose aproximadamente 100 kilos de alga húmeda por vía terrestre, que se sembraron de acuerdo al siguiente esquema:

A - Sembrado directo: Se pesaron manojos de algas de 200 g cada uno, que se transportaron hasta el área elegida en bote neumático. En el lugar, el buzo procedió a enterrarlos con una horquilla de hierro de modo de sembrar

1 kilo de alga por metro cuadrado, estableciéndose de este modo un área de 30 m² en seis módulos paralelos de 5 m² cada uno.

A los 60 días, dos de los módulos se sometieron a cosechas manuales, tomando las algas con una mano a la altura de la zona de inserción, mientras con la otra se efectuaba el corte con un movimiento de torsión. Otros dos se cosecharon con tijera, sosteniendo las algas y cortando con la herramienta la porción emergente. Con ambos métodos se dejó una porción remanente de aproximadamente 10 cm por fuera del sustrato para regenerar biomasa; los dos módulos restantes permanecieron sin cortar a modo de testigo para evaluar al final de la experiencia, los rendimientos entre parcelas que sufrieron varios cortes y otras en las que las plantas se dejaron crecer hasta la terminación del ensayo.

B - Sembrado indirecto: Se amarraron manojos de 200 g cada uno en dos cuerdas de nylon de 5 m de largo cada una, distribuyéndose aproximadamente 5 k de algas a lo largo de cada cuerda. Una vez en el mar, se ataron las cuerdas a estacas de hierro, enterradas de modo que las algas quedaran apoyadas en el sustrato, con una separación de 1 m entre ambas cuerdas. Se realizaron cortes con la misma periodicidad que en las áreas sembradas en forma directa.

Al cabo de la experiencia se calculó el rendimiento logrado en cada sistema de cultivo y con cada método de cosecha. Los resultados preliminares se expresan como rendimiento de biomasa húmeda en g/10 m².

Método					
Directo					
	Biom. Inicial 5/7/91	Cosecha 1 24/9/91	Cosecha 2 19/12/91	Cosecha 3 25/3/92	Rendimiento g/10m ² %
Corte manual	10.000	3.950	8.800	1.800	14.550 (145,5%)
Corte c/tijera	10.000	4.600	7.150	2.100	13.850 (138,5%)
Testigo	10.000	-	-	3.650	3.650 (36,5%)
Método indirecto					
Long-line	10.000	0.875	-	0.500	1.375 (13,75%)
TOTAL	40.000	9.425	15.950	8.050	33.425 (83,56%)

La localidad elegida para la realización de esta experiencia (Golfo Nuevo, Chubut) ha demostrado ser apta para lograr los objetivos propuestos. El sedimento blando favorece el enterramiento parcial de los talos permitiendo el establecimiento de una pradera artificial de *Gracilaria*.

Se pudo comprobar una buena adaptación de las plantas al nuevo ambiente, verificándose un buen implante y un buen desarrollo de las algas en las parcelas sembradas por método directo.

El tiempo transcurrido entre la iniciación de la experiencia y la primera poda fue de 2 meses y medio. Teniendo presente que se iniciaron las tareas en invierno y el primer corte ocurrió a principios de primavera, se explicarían los bajos valores de biomasa obtenidos. Entre la primera y segunda cosecha transcurrieron casi 3 meses. Si bien los valores obtenidos por el plantado directo en la primera cosecha son relativamente bajos, éstos prácticamente se duplican en la segunda recolección atribuible lo que es al cambio de las condiciones ambientales en primavera y verano.

Con el sistema de «long-line», las pérdidas fueron grandes y eso se tradujo en un bajo rendimiento. Esto hizo pensar que es necesario tener en cuenta otro sistema de atado más firme para mantener la densidad uniforme. También se cambiará la orientación de las sogas, colocándolas paralelas a la línea de costa, para evitar que la corriente de mareas desplace las algas sobre ellas.

La parcela testigo, al permanecer sin cortar durante todo el desarrollo del ensayo, sufrió pérdidas motivadas por el gran tamaño alcanzado por las plantas que pudieron haber sido arrancadas por el movimiento del agua.

A la luz de los resultados obtenidos en esta experiencia preliminar, se han planificado nuevos ensayos de cultivo para ajustar las técnicas y lograr un emprendimiento a mayor escala.

Cultivo de *Porphyra columbina*. Ensayos de laboratorio.

Graciela N. Casas & María Luz Piriz

El alga comestible *Porphyra* tiene en Argentina un uso muy limitado. Se recogen plantas de la especie intermareal *P. columbina*, las que después de secas y molidas se comercializan en un mercado reducido. Los valores más altos de cosecha anual apenas han superado, en algunas ocasiones los 4.000 kg de alga seca.

Sin embargo, ante la expectativa de poder ampliar el mercado, resulta interesante realizar estudios de laboratorio a fin de establecer las condiciones óptimas para su cultivo y encarar así, en el futuro, una explotación que no dependa de las poblaciones naturales. En 1986 se iniciaron dichos estudios en el Centro Nacional Patagónico, con material de *P. columbina* de Playa Santa Isabel (Chubut), Fig. 1.

La fase «Conchocelis» se obtiene fácilmente a partir de carposporas, los filamentos crecen rápidamente tanto en vida libre como sobre distintos sustratos (portaobjetos y conchillas de diferentes especies). Se observó un buen crecimiento tanto en medio SWM3 de McLachlan como en medio Provasoli, y en distintas condiciones de luz y temperatura.

Si bien es posible obtener una producción masiva de la fase «Conchocelis», inoculando filamentos vegetativos en frascos con 200 ml de medio, pasado un tiempo de activo crecimiento, los cultivos decaen. En ese momento, es conveniente renovarlos utilizando como inóculo una porción de filamentos del cultivo original.

De esa forma, se ha mantenido durante años, un stock permanente con gran capacidad de crecimiento, a 16-18°C, un fotoperíodo de 12:12 y un flujo fotónico entre 6 y 15 $\mu \text{E m}^{-2} \text{seg}^{-1}$.

Partiendo de filamentos de «Conchocelis» en estado vegetativo, sembrados sobre portaobjetos, en medio Provasoli, se observaron algunos esporangios un mes después de la siembra y éstos se generalizaron a todo el cultivo al cabo de 80 días, cuando los portaobjetos presentaban una cobertura promedio del 70%.

Esta experiencia se llevó a cabo a 15°C ($\pm 2^\circ\text{C}$), con un fotoperíodo de 12:12 y un flujo fotónico de alrededor de 40 $\mu \text{E m}^{-2} \text{seg}^{-1}$. Sin embargo, se ha observado que los conchosporangios se originan independientemente de las condiciones de luz y temperatura. Si bien se habían obtenido esporangios con muy buen desarrollo, no se logró inducir esporulación cambiando las condiciones de cultivo (Piriz, 1990).

Aprovechando que los esporangios alcanzan normalmente un buen tamaño, se los aisló bajo lupa con agujas de vidrio (De Paula, com. pers.). Una vez aislados se mantuvieron en medio Provasoli bajo un fotoperíodo 12:12, con un flujo fotónico que no superó los 20 $\mu \text{E m}^{-2} \text{seg}^{-1}$, a 12 y a 16°C.

Al cabo de dos semanas comenzó la esporulación en los cultivos mantenidos a baja temperatura. Los otros desarrollaron nuevamente filamentos vegetativos, pero sin esporular.

A partir de allí se repitió la experiencia varias veces y se concluyó que para lograr esporulación, era imprescindible mantener baja temperatura y evitar la presencia de filamentos vegetativos acompañando los esporangios, ya que, en esos casos, no se producía esporulación.

Al presente, debido a falta de apoyo económico solamente se continúa con cultivos de mantenimiento de la fase «Conchocelis» de *P. columbina* u otras especies.

El Género *Gymnogongrus* en Argentina. Varaciones estacionales y ciclo de vida de una población de *Gymnogongrus* sp. en Chubut, Argentina

Isabel C. Kreibohm, Eduardo E. Romanello & Juana A. de Espindola

Gymnogongrus pertenece a la familia Phylloporaceae, la cual presenta algunas características comunes con la Gigartinaceae, como la composición química de la pared celular. Ciertas especies de ambas familias son utilizadas como fuente de extracción de carragenanos. En Phylloporaceae, particularmente, son del tipo Iota o híbridos de Iota-Kappa carragenanos de múltiples aplicaciones en la industria alimentaria (Mc Candless *et al.*, 1982).

El género *Gymnogongrus* en Argentina no ha sido estudiado aún cuando es considerado un recurso de uso potencial. En el Pacífico, en Chile y Perú *G. furcellatus* es objeto de una explotación comercial moderada (Mc Candless *et al.*, 1982; Red Algas Marinas Chile, 1990; Santelices, 1989). Para el Atlántico Sur se citan diez especies, no confirmadas sistemáticamente. El límite septentrional del género se sitúa alrededor de los 38° S en la provincia de Buenos Aires. Su utilización como recurso explotable podrá quedar definida sólo al hacer el relevamiento de todas las especies a lo largo de la costa.

Las especies de este género poseen ciclos de vida muy diversos. Pueden ser heteromórficas o tetrasporoblásticas, en éstas la fase tetraspórica libre es reemplazada por nematecios tetrasporangiales que se desarrollan directamente sobre las plantas gametofíticas femeninas. Otras especies exhiben, en algunas poblaciones, apomixis. La población de *Gymnogongrus* que nos ocupa presenta esa característica, habiéndose encontrado sólo plantas estériles o cistocárpicas.

En playa Santa Isabel (43° 25' S), en la parte superior del mesolitoral, se observan profundos canalizos de marea formados a partir de líneas de

diaclasas, que se continúan en el mesolitoral inferior y sublitoral superior con profundidades menores. En toda el área se observa material sedimentario de distinto diámetro que se desplaza continuamente, este se forma por la meteorización del sustrato por acción del mar y con el material de arrastre proveniente de la costa por acción de las lluvias.

Gymnogongrus forma una franja desde 2,80 m hasta 1,55 m sobre el nivel de bajamares medias de sicigias. Esta zona marginal, a la que se denominó sector superior, no tiene continuidad inmediata con la parte más profunda de la pradera sino que se ve interrumpida por una amplia faja cubierta de arena. El área de mayor densidad, a la que se menciona como sector inferior, se sitúa desde los 0,12 m, nivel de las bajamares medias de sicigias equinociales, hasta 0,84 m por debajo de ese nivel.

En ambos sectores las plantas crecen sobre cantos rodados. En las grandes marejadas, por la acción del oleaje, éstos son removidos y enterrados en una capa de arena de espesor variable; ello provoca en las plantas pérdidas o roturas de frondes y aún del grampón, según sea la intensidad del disturbio.

La planta tiene aspecto fasciculado, pudiendo alcanzar en lugares protegidos 25 cm de altura, posee un disco basal perenne cuyo diámetro varía según la edad de la misma desde décimas de milímetro a 2-3 cm; de él nacen numerosas frondes cilíndricas en su porción proximal y algo aplanadas en su porción distal. La ramificación es irregular, con ramas de último orden de aspecto pectinado. Tanto en cultivo como en la naturaleza es frecuente que los discos basales, producidos al germinar las carposporas, se unan entre sí; cuando esto ocurre no es posible diferenciar los individuos originados de una única espora. Por ello se consideró que la planta, como unidad muestral, es todo conjunto de ejes formados de una sola base discoide; teniendo en cuenta que, por tratarse de una población apomíctica, todos los discos son originados por esporas del mismo tipo.

La densidad aumentó en los dos niveles en invierno, pero fue siempre mayor en el inferior. En 1986, en ese nivel la densidad media fue de 106 plantas/m² en agosto.

Los valores medios de la biomasa individual se incrementaron en verano. Oscilaron entre 0,88 y 1,15 g/pl; las plantas de mayor peso se obtuvieron en otoño en el nivel superior.

En la población de *Gymnogongrus* durante todo el año se pueden observar frondes con cistocarpios. Sin embargo se observó estacionalidad en la variación de la proporción de plantas reproductivas, con un marcado incremento

a fines de verano y otoño, y descenso en invierno y primavera. El porcentaje de plantas estériles fue siempre mayor que el de plantas gametofíticas. Siguiendo al período de máxima reproducción se produjo un incremento en la densidad de plantas reclutas y juveniles.

Si bien las frondes rotas durante los disturbios están formando continuamente renuevos apicales, fue evidente un patrón estacional en su brotación. Esto se pone de manifiesto por los valores bajos en invierno y primavera y altos en verano, correlacionándose significativamente con la temperatura del agua ($P < 0,01$).

La acumulación de arena y la remoción de los cantos rodados producen pérdidas de distinta magnitud en las poblaciones de especies que, como *Gymnogongrus*, crecen en ambientes muy disturbados. La respuesta común de todas ellas parece ser el gran poder de regeneración de la porción postrada del talo. *Gymnogongrus sp* evidencia ciertas características que incrementarían la probabilidad de subsistencia en el medio tan particular donde crece. Una de ellas, es la condición apomíctica de la población de Santa Isabel, que al abreviar el ciclo con la germinación directa de las carposporas, incorpora individuos a la población en menos tiempo. Otra, es la persistencia de la base de las frondes que se rompen, las que al formar nuevos meristemas influyen en la recuperación de la biomasa. De este modo la planta, mediante diferentes estrategias, asegura su permanencia y recobra la biomasa y el espacio perdido.

Santelices (1989) menciona que es necesario conocer los ciclos estacionales de biomasa y los períodos de reproducción y reclutamiento que permitan la repoblación de la pradera, para determinar el manejo de una especie a ser explotada. De acuerdo a los resultados alcanzados es posible señalar en *Gymnogongrus* los puntos críticos a tener en cuenta en futuros ensayos de extracción experimental; entre otros, observar la respuesta de la pradera a la cosecha dado el medio en que crece.

Paralelamente se llevaron a cabo cultivos de carposporas en laboratorio, únicas esporas presentes en esta población de *Gymnogongrus*. Según las condiciones disponibles se colocaron con luz continua, temperatura de $20^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ y $17 \mu\text{E m}^{-2} \text{seg}^{-1}$ o bien en cámara de cultivo a 16°C , con fotoperíodo de 15:9 y una densidad de flujo fotónico de $34 \mu\text{E m}^{-2} \text{seg}^{-1}$.

En ambas condiciones de luz y temperatura las carposporas al germinar produjeron dos tipos de resultados. En algunos cultivos se formaron discos que a las 10 semanas presentaban frondes de 1 a 2 mm de alto. Además se observó

un desarrollo indirecto a partir de discos costrosos que permanecían inactivos. En este caso se formaron cuerpos celulares esféricos en los márgenes que al desprenderse continuaban aumentando de tamaño. La estructura interna de los cuerpos esféricos mostró filamentos uniseriados radiales formados por 3 a 5 células; en su porción distal algunos filamentos formaron monosporas en hileras de dos o cinco, rodeadas por una vaina, que eran liberadas desde el extremo. Las monosporas al germinar generaron nuevamente formaciones globosas; hecho que se repitió por varias generaciones, culminando después de varios meses con la formación de discos que desarrollaron frondes.

Ya sea directa o indirectamente a través de los pequeños talos globosos, la planta volvió a generar gametofitos evidenciando un comportamiento apomítico. Estadíos intermedios como los descritos han sido citados en la literatura para otras especies del género (Candia, 1980) y aún para otros géneros. Kasahara (1977), obtuvo en Japón resultados similares a los aquí descritos, en cultivos de *G. flavelliformis* con idéntica formación de monosporas. La causa de estas generaciones intermedias podría atribuirse a la madurez de las esporas (De Cew & West, 1981).

Para Guiry & West, (1983), y West *et al.*, (1978), los factores como la intensidad luminosa y el fotorégimen son limitantes en el desarrollo de las fases del ciclo de vida de las especies. Las experiencias llevadas a cabo con carposporas de *Gigartina agardhii*, que de acuerdo al régimen de luz y temperatura a que fueron sometidas desarrollaron tetrasporofitos costrosos o frondes, indican un control ambiental en la formación de los ejes. Polansheck & West (1977), en cultivos de *Gigartina papillata* demostraron que en un 80 por ciento de los mismos podía producirse apogamia, en tanto que sólo en el 20 por ciento restante había alternancia de generaciones con formación de un tetrasporofito costroso.

Es probable que nuestra especie tenga su centro de dispersión en otras latitudes y que por razones de adaptación haya abreviado su ciclo.

Fenología y reproducción de una población de *Gigartina skottsbergii* en Chubut, Argentina

María Luz Piriz

La importancia económica de *Gigartina skottsbergii* como fuente de carragenano, sumada a la carencia de conocimientos sobre la biología de esta

especie, motivó la realización de investigaciones acerca de su ecología y reproducción.

Su distribución general en la costa argentina abarca, en forma discontinua, desde Cabo Raso hasta Ushuaia (Fig. 1).

A lo largo de casi tres años de muestreo, se pudo lograr un panorama tanto de la fenología como de la morfología y desarrollo de los órganos reproductivos de una población localizada en la concesión más importante de la Provincia de Chubut. Esta población, se ubica cerca de una restinga, en la Bahía Camarones. Es una localidad expuesta, con gran movimiento de olas, fondo rocoso, irregular, en el que predomina un tapiz de Corallinaceae incrustantes.

La comunidad de algas submareales comienza con un bosque de *Macrocystis pyrifera* que se dispone paralelo a la línea de costa. Dentro del bosque se encuentran algunas plantas dispersas de *G. skottsbergii*, las que se hacen más abundantes por fuera de éste, presentando una distribución agrupada. El número de individuos disminuye mar adentro, a medida que aumenta la profundidad y el sustrato rocoso es reemplazado por rodados y arena.

La profundidad en el área de muestreo varía entre 5, 42 y 11,60 m por debajo del nivel de mareas medias. La salinidad se mantiene por encima de 33‰ el régimen de lluvias en la zona es escaso y no existen aportes de agua dulce.

De acuerdo a la bibliografía, las características descritas son semejantes a las de otras localidades donde se cita la especie. Esas localidades presentan costas expuestas, sustrato rocoso con algas calcáreas y presencia de *Macrocystis pyrifera* y *Lessonia* sp (Barrales & Lobban, 1975; Kühnemann, 1969, 1976).

Los estudios fenológicos y reproductivos indican que la población de *G. skottsbergii* presenta, en términos generales, un comportamiento cíclico estacional. Los meses que muestran mayor significación son los de primavera y otoño, con características opuestas.

Las plantas cistocárpicas, si bien se hallan durante todo el año, son más abundantes en otoño, disminuyendo considerablemente en primavera. Pese a que los picos de máxima densidad coinciden con la máxima producción de papilas cistocárpicas, en el laboratorio se observó abundante esporulación, tanto en ejemplares cistocárpicos como tetraspóricos, en los meses de junio, julio y agosto.

Los tetrasporofitos aparecen a lo largo de todo el año, en muy bajo número y no presentan patrones cíclicos de ninguno de los parámetros considerados.

Las plantas «estériles», entre las que se incluyen los gametofitos masculinos, presentan ciclos opuestos a las cistocárpicas y constituyen la porción predominante de la población.

La identificación de soros espermatangiales en algunas plantas clasificadas como «estériles», es una evidencia de que la población se reproduce siguiendo un ciclo de vida trifásico, pero la predominancia de los gametofitos femeninos sobre los tetrasporofitos, sugiere la existencia de una estrategia reproductiva particular. En otras Gigartinaceae se ha probado que pueden reproducirse a través de ciclos apomícticos (Polanshek & West, 1977; West *et al.*, 1978). Dyck *et al.* (1985) señalan que la proporción gametofito/tetrasporofito varía con las localidades o con el grado de exposición a las olas. Pero esto no explica, de por sí, cómo una fase predomina sobre otra.

La capacidad de rebrote de nuevas láminas a partir de un disco basal perenne, permite a muchas Gigartinaceae, la producción de nuevos talos por crecimiento vegetativo. Esta estrategia podría explicar la predominancia de una determinada fase del ciclo de vida. Pero en *G. skottsbergii* no se observó presencia de disco basal. Esta especie se adhiere al sustrato por medio de hapterios secundarios que se desarrollan cuando la lámina es aún muy pequeña y ya en plantas muy jóvenes, de no más de 5 cm de diámetro, es imposible reconocer el punto de fijación inicial.

Al parecer, si un ejemplar es arrancado del sustrato, no tiene capacidad de rebrotar. Por lo tanto, se deberán hacer estudios experimentales al respecto, antes de considerar la posibilidad de una cosecha directa para aumentar la producción.

En las plantas cistocárpicas recolectadas en primavera, se observa frecuentemente la presencia de cicatrices como consecuencia del desprendimiento de papilas fértiles. Dentro de esas cicatrices, se desarrollan nuevas papilas con ramas carpogoniales. Un gametofito femenino, entonces, puede generar cistocarpios repetidas veces.

Por otro lado, se ha observado que la liberación de las tetrasporas, que tiene lugar a través de un poro, produce numerosas perforaciones en los talos. Esto causa un daño importante en la estructura de la lámina que termina por romperse totalmente.

Las características descritas podrían muy bien explicar la dominancia

de los gametofitos sobre los tetrasporofitos, por su diferente capacidad de supervivencia después de la esporulación.

Para confirmar estas hipótesis se hace necesario encarar estudios experimentales y de cultivo para los cuales es preciso un aporte económico importante.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PATAGONIA*

El estudio de las algas marinas en la sede Comodoro Rivadavia, ha cobrado renovado impulso en estos últimos años, con la presentación de nuevas propuestas de trabajo que permitieron la consolidación de grupos de investigación.

Muchas de esas propuestas contribuirán a un mejor conocimiento de los recursos algales de la región.

Estudio sobre poblaciones de *Enteromorpha* del Golfo San Jorge

Alicia Rico de It, Laura Pérez, Susana Perales & Alicia Boraso de Zaixso

Este trabajo constituyó un aporte al conocimiento de las especies de *Enteromorpha* en el Golfo San Jorge, especialmente desde el punto de vista de su distribución respecto al tipo de sustrato y a los puntos de la costa con mayores aportes de residuos domiciliarios e industriales.

El estudio se desarrolló en forma extensiva dentro del Golfo e intensiva en las cercanías de Comodoro Rivadavia, hallándose una relación significativa sólo al nivel del 90% entre la distribución de las diferentes especies respecto a los sustratos muebles y duros. Las variaciones en la diversidad del taxoceno concuerdan con los modelos más recientes de interpretación de la diversidad en función del stress ambiental y los estados de equilibrio debidos a factores de regulación de la comunidad.

(*) Universidad Nacional de la Patagonia. Facultad de Ciencias Naturales - Sede Comodoro Rivadavia, Ciudad Universitaria km 4. 9000 Comodoro Rivadavia, Chubut, Argentina.

Evaluación de la producción y valor nutritivo de *Porphyra* en poblaciones naturales

Alicia Boraso de Zaixso & Vilma Balzaretto

Colaboradores: Sánchez, E.; Nicotra, V.; Stoikoff, B. & M.L. Sánchez.

La evaluación de *Porphyra columbina* como recurso en el sur de Chubut y norte de Santa Cruz así como el análisis del valor alimenticio de la especie, constituyen los objetivos básicos del proyecto planteado. Los mismos preveen lograrse mediante el relevamiento extensivo del litoral desde B. Camarones hasta Comodoro Rivadavia y desde Comodoro Rivadavia hasta San Julián.

En el aspecto biológico, son motivo de análisis los cambios de la biomasa por unidad de superficie de una población tipo, en el centro de la zona de trabajo, ubicada unos diez kilómetros al sur del límite entre Chubut y Santa Cruz, mediante seguimiento en el campo. Paralelamente se observan las características vegetativas y reproductivas de talos provenientes de muestreos de la población natural en estudio.

Las muestras así obtenidas se analizan químicamente para la determinación de cenizas, sodio, calcio, potasio, arsénico, hierro y plomo, así como proteínas y aminoácidos. Mediante análisis por cromatografía gaseosa contra testigos, se realiza determinación de lípidos, mientras que la presencia de vitaminas se determina por cromatografía de placa contra testigos.

Tomando como base los resultados obtenidos a lo largo del trabajo, se espera poder efectuar la comparación de las características alimenticias de *P. columbina* de Patagonia con otras algas y otras fuentes de alimentos y calcular la producción potencial de materia prima a partir de las poblaciones relevadas «in extenso» y de la población seguida temporalmente.

Asociaciones de algas marinas bentónicas en el Atlántico sudoccidental Primera etapa: zona al sur de Puerto Lobos hasta Cabo Blanco

Alicia Boraso de Zaixso

Este proyecto a largo plazo, está dirigido a obtener un panorama actualizado de la composición florística y distribución de las asociaciones algales bentónicas sobre la costa patagónica argentina, en base al conocimien-

to existente y a las contribuciones que se realicen a través de muestreos y trabajo de laboratorio a tal efecto.

Se estima que a partir de estudios de campo y laboratorio se podrán efectuar adiciones a la flora de algas marinas bentónicas del Chubut y norte de Santa Cruz; lograr ampliar y actualizar el conocimiento respecto de la distribución latitudinal de las especies sobre la costa argentina y la distribución de las principales asociaciones vegetales marinas bentónicas de la zona.

CENTRO AUSTRAL DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS*

Esta Institución también pertenece al sistema de Centros Regionales del CONICET. Si bien en la actualidad el grupo de trabajo que investiga sobre algas marinas bentónicas es reducido, sus proyectos de investigación ponen de manifiesto grandes perspectivas de crecimiento.

Macroalgas de interés económico en Tierra del Fuego

María Laura Mendoza, Sandra Molina & Patricia Ventura

En la Provincia de Tierra del Fuego aún no se ha tenido en cuenta a las algas como recurso natural renovable dentro del marco de desarrollo económico. Esto se debe, en principio, a falta de información científico-técnica y de capitales dispuestos a explotar dicho recurso.

Sin embargo existen en la isla distintas especies de interés económico. Entre ellas podemos mencionar en primer lugar a *Macrocystis pyrifera* por la extensión de sus bosques y su abundancia.

Le siguen en importancia *Lessonia vadosa*, *Durvillea antarctica* y en menor grado *Porphyra*, *Iridaea* y *Ulva*. Si bien estas últimas se presentan en menor cantidad, su producción podría incrementarse si fuera posible implementar cultivos directos en las áreas donde están mejor representadas.

Otro grupo que es interesante mencionar es el de las Corallinaceae,

(*) Centro Austral de Investigaciones Científicas. Casilla de Correo 92, 9410 Ushuaia, Tierra del Fuego, Argentina.

algas rojas que forman extensas concreciones calcáreas tapizando el intermareal inferior y el submareal de las costas fueguinas (Mendoza, 1988).

Las algas calcáreas representan un recurso económico potencialmente importante por el alto contenido en carbonato de calcio en sus paredes celulares. Esto les da un alto grado de alcalinidad, lo que las hace útiles como correctoras del pH del suelo.

En Tierra del Fuego hay grandes extensiones de suelos ácidos, por ello sería interesante su uso como neutralizadoras de suelos.

Los estudios químicos efectuados sobre dos especies argentinas, ponen de manifiesto que la composición química de estas algas, es principalmente de naturaleza inorgánica; las cenizas representan de un 54 a un 82% del peso del alga y éstas poseen de un 60 a un 90% de carbonato de calcio (Iglesias & Mendoza, 1981).

El análisis espectrográfico cualitativo de las cenizas, demostró que poseen micronutrientes esenciales para el crecimiento vegetal (B, Mn, Fe y Cu) lo que aumenta su valor potencial como aditivo complementario de fertilizantes en los terrenos de cultivo.

La utilización de las algas calcáreas debería encararse, al igual que los otros grupos algales, basándose en el conocimiento del potencial recuperativo del recurso y utilizando metodología adecuada para evitar el impacto de su extracción en el ambiente natural.

Actualmente el grupo de ficología del CADIC, dirigido por la Dra. Mendoza, está trabajando fundamentalmente en 4 especies de Corallinaceae (*Pseudolithophyllum fuegianum*, *Hydrolithon subantarcticum*, *Lithothamnion neglectum* y *Mesophyllum fuegianum*). Las investigaciones están orientadas por el momento a aspectos taxonómicos, morfogenéticos y reproductivos, que son necesarios como base para estudios de otro tipo.

Simultáneamente se está realizando, desde el año 1989, un relevamiento de la flora bentónica de las costas fueguinas. Para llevar a cabo estos estudios se presentó un proyecto a ser desarrollado a partir del 1994, denominado «Conocimiento indispensable para el manejo de las algas marinas de Tierra del Fuego».

INSTITUTO ANTARTICO ARGENTINO*

Aprovechando las estaciones científicas instaladas por nuestro país en Antártida, se están realizando diversos estudios orientados hacia distintas disciplinas. De acuerdo con lo estipulado en el Tratado Antártico, los recursos naturales -renovables y no renovables- de esta área no podrán ser sometidos a explotación comercial o industrial, permitiéndose sin embargo, el desarrollo de estudios científicos sobre los mismos.

En la Caleta Potter (Estación Científica Jubany, Isla 25 de Mayo, Shetland del Sur, Antártida) se está llevando a cabo el Programa «Ecología Costera» (R.A.S.C.A.L.S.) entre el Instituto Antártico Argentino y el Alfred Wegener Institut (Alemania). El proyecto abarca estudios biológicos de organismos planctónicos y bentónicos, como así también químicos y oceanográficos, a fin de conocer la dinámica global de la Caleta.

En el área ficológica se están realizando estudios biológicos, ecológicos, químicos y fisiológicos de algas marinas bentónicas.

Comunidad de algas marinas bentónicas de Caleta Potter

María Liliana Quartino

Este estudio se inició con el objeto de conocer más detalladamente cómo está constituida la comunidad de algas marinas bentónicas de la Caleta.

El muestreo comenzó en enero de 1992 y fue finalizado en febrero de 1993, la frecuencia de recolección fue quincenal, interrumpiéndose la misma durante los meses en que se congela la Caleta (mayo-octubre).

La metodología de trabajo se basó en recolección de muestras a distintas profundidades: 5, 10, 15 y 20 m a lo largo de transectas perpendiculares a la costa; identificación a nivel de género y si es posible especie; observación de estructuras reproductivas; biomasa (peso húmedo y seco) y distribución a distintas profundidades y sustratos.

(*) Instituto Antártico Argentino. Cerrito 1241, 1010 Capital Federal, Argentina.

Metales pesados en algas marinas bentónicas de Caleta Potter

C. Vodopidez, M. L. Quartino & A. Curtosi

Se prevé realizar un estudio preliminar para determinar grado de contaminación de las algas marinas bentónicas por metales pesados (Ar, Cu, Pb, etc).

Para ello, se tomarán dos áreas de estudio dentro de la Caleta, teniendo en cuenta el sentido de circulación del agua en la misma y presuponiendo un área más sometida a la contaminación.

Se analizarán ejemplares de algas marinas: *Phaeophyta*, *Rhodophyta* y *Chlorophyta*, de tres tamaños distintos (chico, mediano y grande), recolectadas a 10 m de profundidad.

Revisión del género *Plocamium* para la Argentina y la Antártida

María Liliana Quartino

La familia Plocamiaceae tiene una aplicación económica potencial como fuente de monoterpenos acíclicos y cíclicos polihalogenados con actividad potencial como antibacterianos, antifúngicos, antihelmínticos, insecticidas y citostáticos.

Se estima efectuar una revisión de las especies citadas para la Argentina y la Antártida; previéndose asimismo la realización de quimiotaxonomía, analizando los metabolitos secundarios de las distintas especies.

SORIANO S.A.*

La participación de la industria privada en el Curso de Macroalgas de Interés Económico constituyó un interesante aporte.

El sector productivo estuvo representado por Soriano S.A., única empresa que industrializa algas marinas en nuestro país. Su presentación puso de manifiesto que una industria basada en la utilización de un recurso natural

(*) Soriano S.A. Juan C. Evans 40, 9105 Gaiman. Chubut, Argentina.

puede mantener un desarrollo sostenible cuando, simultáneamente con las tareas de explotación lleva a cabo acciones que tienden a optimizar el uso del recurso.

Recolección e industrialización de algas marinas por la Empresa Soriano S. A.

Carlos Soriano

La historia de la recolección e industrialización de algas marinas en la Argentina, se inicia con la Empresa Soriano S.A., que en el año 1951 procesaba *Macrocystis pyrifera* recolectada en Comodoro Rivadavia (Chubut), en su planta de Martínez (Prov. de Buenos Aires) produciendo alginato de sodio en pasta.

La necesidad de reemplazar productos importados como la goma Tragacanto, usada en la fabricación de «gominas» y otros fijadores para el cabello, impulsó a esta empresa a emprender un viaje de reconocimiento a las costas patagónicas en busca de algas productoras de ficocoloides. Así comenzó la recolección de *Macrocystis*, *Gigartina* y *Porphyra* en Bahía Camarones y *Gracilaria* en Bahía Bustamante (Fig. 1).

Con *Macrocystis* se produjeron algas para baños y harina para alimentos balanceados, con *Porphyra* alimento humano de alto contenido proteico, con *Gracilaria* se produjo agar-agar en una planta construida en la localidad de Gaiman en el año 1967 y con *Gigartina* se elaboró carragenano en una planta ubicada en el mismo complejo industrial.

Bahía Bustamante es el establecimiento más importante debido a las arribazones de *Gracilaria* que se producen en sus costas. En él trabajan 120 personas que viven de la cosecha exclusivamente. Las instalaciones comprenden viviendas, luz, agua corriente y gas. La cantidad total de habitantes es de 300 personas, por lo que dicho establecimiento ya cuenta con escuela primaria, iglesia, enfermería y proveeduría.

Las praderas de *Gracilaria* en Bahía Bustamante se distribuyen desde los 2 m de profundidad hasta los 12 m en marea baja. De los 2 m a los 6 m se encuentra la pradera marginal, en un fondo de arena y canto rodado, donde esta especie compite con otras especies oportunistas como *Ceramium* sp, *Polysiphonia* sp y *Ectocarpus* sp; siendo la longitud media por planta de 23 cm y el peso medio húmedo de 57 g.

De 6 a 12 m, en baja marea, observamos plantas mayores con un largo medio de 45 cm y un peso medio de 100 g; el sustrato es de arena y la competencia con otras especies en esta zona es mucho menor.

La producción y magnitud de las arribazones está determinada por la interacción de los vientos y las corrientes marinas. De ello resultará que la masa de algas desprendida llegue a la costa o sea derivada mar adentro.

El método de cosecha depende del volumen de la biomasa varada en la zona intermareal. Cuando el monto total no supera las 200 t húmedas, se trabaja con personal de costa, es decir, cuadrillas con tractores y carros tirados por caballos. Cuando el monto se calcula entre 200 y 10.000 t húmedas, se cosechan con máquinas cargadoras y camiones.

El monto de la recolección de esta especie ha ido variando con los años, para mantenerse en la última década en términos generales, por encima de las 2.000 t en peso seco.

Las algas recolectadas son extendidas para su secado en canchas preparadas con piedras, luego se acopian en parvas y se envían a la planta de agar-agar en Gaiman.

Se han elaborado distintas estrategias para incrementar la producción de *Gracilaria*. Una de ellas, la fertilización de praderas con guano de aves marinas, se llevó a cabo con resultados positivos en Bahía Bustamante. La iniciativa surgió al haberse observado descenso en los niveles de nutrientes en esa localidad.

Con el mismo objetivo la Empresa Soriano S.A. comenzó ensayos de cultivo en el año 1986. En este momento se están utilizando tres sistemas de cultivo.

1. Sistema con mangas de polietileno llenas de arena (como anclaje).
2. Sistema de plantado directo con buzos.
3. Sistema con cuerdas sobre el fondo.

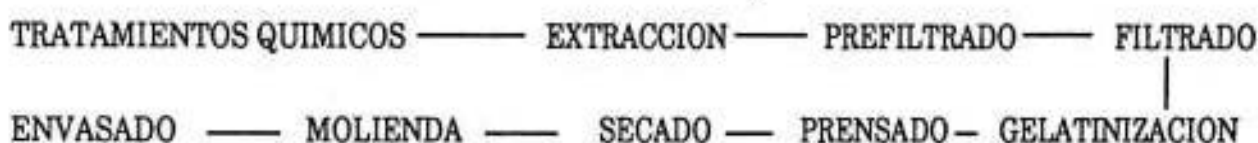
Otra localidad de recolección de *Gracilaria* es Caleta Malaspina, este lugar, al sur de Bahía Bustamante (Fig. 1), posee una boca estrecha y de escasa profundidad que impide el ingreso de las olas de mar de fondo, por lo cual las arribazones naturales son escasas y no se corresponden con la biomasa existente. Las corrientes de marea y las producidas por los vientos son los movimientos de agua más importantes que ocasionan el corte y acumulación de biomasa en su parte oeste y pérdida en el canal durante el reflujó. Estas acumulaciones tienden a podrirse y formar fango.

Para recolectar estas algas se implementó un sistema de cosecha con

redes de boca fija, tiradas por una embarcación. Este dispositivo se desplaza a cierta distancia del fondo, permitiendo la recolección de algas sueltas. En otros sectores de la caleta existen algas que, al cortarse naturalmente, serían llevadas por el reflujo hacia mar abierto a través del canal. Para estas praderas se implementó un sistema de corte manual con buzos.

La fábrica de Gaiman (Chubut) produce unas 200 t de agar-agar por año, con lo cual se cubre el mercado interno pudiendo quedar un remanente exportable. El producto obtenido es utilizado fundamentalmente, en la industria de dulces.

El proceso industrial utilizado en la elaboración del agar consta, a grandes rasgos de los siguientes pasos:



Otra especie de gran interés para la empresa es *Gigartina skottsbergii*. Se la recolecta a partir de arribazones en la Bahía Camarones. El monto cosechado, promediando los últimos 10 años, fue de 24,5 t anuales.

Gigartina es procesada en la planta de carragenano junto con *Eucheuma cottoni*, importada de Filipinas.

El producto obtenido es utilizado principalmente en la industria de flanes, debido a la propiedad de formar geles con leche. Esta especie produce unas 100 t anuales de carragenano.

CONCLUSIONES

Cuando se plantea la posibilidad de desarrollar racionalmente la explotación de las algas marinas, se debe tener en cuenta: si existe suficiente materia prima disponible en el mar; si se cuenta con los mecanismos legales y operativos para su recolección y si existe un mercado en condiciones de absorber esa materia prima o los productos que pudieran derivar de ella.

Si se compara, por ejemplo, la extensión de los bosques de *Macrocystis pyrifera* en las costas argentinas, con los bajos montos de cosecha actual, se podría pensar en un recurso desaprovechado. Sin embargo, la existencia de un mercado internacional poderoso en la industria del alginato y la gran oferta

de materia prima para la producción de este coloide a nivel mundial, ha desalentado toda iniciativa de inversión local en este sentido.

La explotación de *Porphyra* no parece tener mejores perspectivas de desarrollo. Localmente la demanda es baja ya que no existe tradición en el consumo de algas en Argentina. Los niveles actuales de cosecha no parecen alterar las poblaciones naturales, pero si ésta se incrementase, sería necesario introducir costosa tecnología para lograr una explotación sostenible y elaborar productos que puedan competir en el mercado internacional. Por el momento no parece ser éste un objetivo rentable.

No obstante lo expuesto, cabe recordar que así como fue valioso el esfuerzo realizado cuando se encaró el relevamiento de los bosques de *Macrocystis*, del mismo modo lograr un conocimiento integral de las características biológicas y químicas de las poblaciones de *P. columbina* de Argentina, constituirá un aporte importante, aún cuando su aplicación no sea inmediata.

Sin lugar a dudas las especies que actualmente revisten mayor interés en la Argentina son las algas rojas productoras de agar y carragenano. *Gracilaria verrucosa* y *Gigartina skottsbergii* son materia prima para la obtención de estos ficocoloides en Argentina y en ambos casos se cosecha, al presente, lo máximo que permite la legislación vigente, pero existirían posibilidades de comercializar montos mayores, si se dispusiera de más cantidad de materia prima.

Este hecho se pone de manifiesto en el caso de *Gracilaria* por los esfuerzos que realiza la industria para incrementar la producción de las praderas naturales, fertilizando áreas o iniciando experiencias de cultivo y aprovechando la biomasa desprendida que no arriba a la costa, mediante técnicas de recolección que procuran no perturbar el ecosistema.

Si bien los montos de producción en nuestro país no son comparables con los de Chile, donde las praderas son más extensas y están más ampliamente distribuidas, es importante implementar técnicas de manejo, especialmente a través de cultivos, llevando a cabo paralelamente una estimación de costos para evaluar la rentabilidad de esta actividad.

La circunstancia de importar *Eucheuma* para satisfacer la demanda de carragenano, evidencia la necesidad de seguir adelante con los estudios sobre carragenofitas argentinas.

Basándose en las investigaciones realizadas sobre *Gigartina skottsbergii* y *Gymnogongrus*, se deberían encarar trabajos experimentales de campo y

laboratorio que permitan establecer pautas de manejo, apuntando principalmente a incrementar los montos de cosecha y a buscar fuentes alternativas de carragenano.

Dado que los recursos algales explotables se distribuyen a lo largo de la costa patagónica, no hay que dejar de lado la necesidad de continuar con estudios de relevamiento en comunidades bentónicas intermareales y submareales de esa región.

La propuesta de encarar proyectos con esa orientación en costas de Tierra del Fuego, Antártida y parte de la Patagonia continental, se verá complementada por el «Plan de Manejo Integrado de la Zona Costera Patagónica», proyecto recientemente aprobado por el Fondo Global para el Medio Ambiente (GEF) y el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). Este plan incluye específicamente un Proyecto de Desarrollo de Pesquerías Costeras, dentro de cuyos objetivos se prevé actualizar y completar los relevamientos de macroalgas de interés económico, a llevarse a cabo por integrantes de los Laboratorios de Algas del Centro Nacional Patagónico.

Es de destacar, por último, que uno de los factores críticos que conspiran contra el desarrollo del estudio de las algas marinas en nuestro país, es la limitada cantidad de recursos humanos especializados en este tema. Si se le suma a ello el escaso apoyo financiero que suelen recibir esos grupos de trabajo, se concluye que las principales acciones a tomar en el futuro deben estar dirigidas, en forma paralela, a salvar estos dos escollos tan importantes.

AGRADECIMIENTOS

Las autoras agradecen a los responsables de los proyectos expuestos por haber suministrado el material necesario para realizar una presentación sucinta de los mismos.



291

24.809

BIBLIOTECA
"Francisco Ameghino"

BIBLIOGRAFIA

- Barrales, H.L. 1976. Relevamiento de los bosques de *Macrocystis pyrifera* (Linn.) C. Agardh y normas para su explotación. *Contrib. CENPAT* 12, 74 pp.
- Barrales, H.L. & C. S. LOBBAN. 1975. The comparative ecology of *Macrocystis pyrifera* with emphasis on the forests of Chubut, Argentina. *J. Ecol.* 63:657-677.
- Boraso, A.L. 1975. Los géneros *Enteromorpha*, *Blidingia* y *Percursaria* (Chlorophyta) en las costas atlánticas argentinas. *Darwiniana* 19(2-4):285-301.
- Boraso, A.L. 1977 a. El género *Ulva* (Algae, Chlorophyta) en Argentina. I: *Ulva* en Puerto Deseado (Provincia de Santa Cruz). *Darwiniana* 21(1):162-171.
- Boraso, A.L. 1977 b. Reproducción de Ulvales de Puerto Deseado (Prov. de Santa Cruz, Rep. Argentina). II: Reproducción en *Monostroma undulatum* Wittrock. *Physis* Sec. A 36(92):1-7.
- Boraso, A.L. 1979. Reproducción de Ulvales de Puerto Deseado (Prov. de Santa Cruz, Argentina). I: *Enteromorpha*. *Darwiniana* 22(1-3):241-253.
- Boraso de Zaixso, A.L. 1983. Ecología de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Papenfuss en poblaciones de la Provincia del Chubut (Argentina). Tesis para Doctorado de Ciencias Biológicas, UNBA, 172pp.
- Boraso de Zaixso, A.L. 1984. Crecimiento de *Gracilaria verrucosa* en condición suspendida. *Mem. Soc. Latinoam. Acuic.* 5(3):415-418.
- Boraso de Zaixso, A.L. 1987. *Gracilaria verrucosa* in Golfo Nuevo, Chubut, Argentina. Biological parameters and environmental factors. In M.A. Ragan & C.J. Bird (Eds.) XIIth Int. Seaw. Symp. Proc. *Hydrobiologia* 151/152: 239-244.
- Boraso de Zaixso, A.L. 1990. Ecological considerations for the possibility of culturing *Gracilaria verrucosa* in Argentina. Cultivation of Seaweeds in Latin America. In E.C. Oliveira de & N. Kautsky (Eds.). Workshop - Univ. S.Pablo Int. Found. Sc.:51-58.
- Boraso de Zaixso, A.L. & I. Elias. 1980. Observaciones preliminares sobre los bosques de *Macrocystis pyrifera* de los alrededores de Puerto Deseado (Sta. Cruz) Argentina. *Contrib. CENPAT* 35, 25pp.
- Boraso de Zaixso, A.L. & I. Kreibohm de Paternoster. 1980. Observaciones preliminares sobre la reproducción de *Macrocystis pyrifera* en las costas argentinas. *Contrib. CENPAT* 30, 9pp.
- Boraso de Zaixso, A.L. & I. Kreibohm de Paternoster. 1984. Demografía, reproducción

y propagación en poblaciones de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Pap. de la provincia del Chubut (República Argentina) I. Golfo Nuevo. *Contrib. CENPAT* 99, 26pp.

- Boraso de Zaixso, A.L. & R. Taylor. 1980. Dinámica de los bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones (Chubut, Argentina). Resultado de las campañas. Primera parte 1977-78. Segunda parte 1978-79. *Contrib. CENPAT* 24, 18pp.
- Boraso de Zaixso, A.L.; I. Espíndola & G. N. Casas. 1989. Características de la población de *Gracilaria verrucosa* (Hudson) Pap. del sector occidental de Bahía Bustamante, Prov. del Chubut (Argentina). *Physalia* 1:3.
- Boraso de Zaixso, A.L.; M. L. Piriz & E. E. Romanello. 1983. Posibilidades de desarrollo de la industria alguera en la Prov. de Santa Cruz (República Argentina). Informe para el proyecto «Cinco Provincias Argentinas, OEA». Río Gallegos. Octubre de 1983.
- Boraso de Zaixso, A.L.; H. Zaixso & R. Taylor. 1982. Cortes experimentales en bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones (Prov. del Chubut, Rep. Argentina). *Contrib. CENPAT* 67, 17pp.
- Candia, A. 1980. Estudio de ciclo de vida, fenología y polimorfismo en *Gymnogongrus furcellatus* (C. Ag.) J.Ag. (Phyllophoraceae, Gigartinales) del litoral de la provincia de Concepción, Chile. Tesis para optar al título de Biólogo Marino. Univ. de Concepción.
- Casas, G. N. & E. E. Romanello. 1989. Crecimiento y brotación de *Gracilaria verrucosa* en condición suspendida. Abstracts Cs. Jor. Nac. Mar -89, Pto. Madryn, Argentina.
- Casas, G. N. & E. E. Romanello. (ined.) Observaciones sobre el crecimiento y brotación de *Gracilaria verrucosa* (Gigartinales, Rhodophyta) en Golfo Nuevo (Chubut, Argentina). Enviado a *Biota* (Osorno, Chile).
- Casas, G. N. & E. E. Romanello & A. L. Boraso. 1988. Observaciones sobre el crecimiento y brotación de *Gracilaria verrucosa* (Gigartinales). Abstracts 2da. Reunión Argentina de Acuicultura, Pto. Madryn, Argentina.
- De Cew, T. C. & J. A. West. 1981. Life history in the Phyllophoraceae (Rhodophyta, Gigartinales) from Pacific coast of North America. I. *Gymnogongrus linearis* and *G. leptophyllus*. *J. Phycol.* 17: 240-250.
- Dyck, L.; R. E. de Wreede & D. Garbary; 1985. Life history phases in *Iridaea cordata* (Gigartinaceae): relative abundance and distribution from British Columbia to California. *Jap. J. Phycol.* 33:225-232.

- Guiry, M. D. & J. A. West. 1983. Life history and hybridization studies on *Gigartina stellata* and *Petrocelis cruenta* (Rhodophyta) in North Atlantic. *J. Phycol.* 19:474-499.
- Hall, M. A. 1976. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. 1: El uso de la película infrarroja en la medición de la densidad con fotografía aérea. *Physis Sec. A* 35(9):103-107.
- Hall, M. A. 1980 a. Evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. I. Costa de la Provincia del Chubut entre Pta. Lobos y Pta. Gaviota. *Contrib. CENPAT* 31, 6pp.
- Hall M. A. 1980 b. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. 3. Consideraciones biométricas. *Contrib. CENPAT* 29, 10pp.
- Hall, M. A. & A. L. Boraso de Zaixso. 1979. Ciclos de los bosques de *Macrocystis pyrifera* en Bahía Camarones, Prov. del Chubut, Rep. Argentina. *Ecosur* 6 (12):165-184.
- Halperin, D. R. de & A. L. Boraso. 1971. Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de las algas marinas bentónicas. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI)*. N°8, 152pp.
- Halperin, D. R. de & A. L. Boraso. 1974. Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de las algas marinas bentónicas. Suplemento 2. *Cont. Tec. CIBIMA (INTI)* N°14, 71pp.
- Halperin, D. R. de; A. O. Asensi & A. L. Boraso. 1973. Informe preliminar sobre la distribución de algunas algas de interés industrial en la costa patagónica (R. Argentina). *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI)* N°13, 33pp.
- Halperin, D. R. de; M. L. Piriz & A. R. de Rojkind. 1978. Bibliografía preliminar sobre aprovechamiento e industrialización de las algas marinas bentónicas. Suplemento 3. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI)* N°27, 117pp.
- Iglesias, M. T. & M. L. Mendoza. 1981. Estudios sobre los componentes minerales de aplicación agrícola de *Corallina officinalis* y *Bossiella orbigniana* ssp. *orbigniana*, con especial referencia a la variación estacional del contenido de Carbonato de Calcio. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI)* N°34.
- Kasahara, L. 1977. On the life history of *Gymnogongrus flabelliformis* (Rhodophyta, Gigartinales). *Bull. Jap. Soc. Phycol.* 25, Suppl., Mem. Iss. Yamada:87-94.
- Kreibohm de Paternoster, I. C. & J. A. de Eespíndola. 1987. Observaciones preliminares en cultivos de *Gymnogongrus* sp. (Rhodophyta, Gigartinales, Phylloporaceae). Abstracts Ira. Reunión Argentina de Acuicultura, San Carlos de Bariloche.

- Kreibohm de Paternoster, I. C.; E. E. Romanello & J. A. de Espíndola. 1986. The ecology of a population of *Gymnogongrus* sp. (Rhodophyta, Gigartinales) in Santa Isabel beach, Chubut, Argentina. I. Preliminar observations. XIIth. Int. Seaw. Symp., Sao Paulo, Brasil.
- Kreibohm de Paternoster, I. C.; E. E. Romanello; J. A. de Espíndola & J. Escobar. 1991. Observaciones ecológicas en una población de *Gymnogongrus* sp. (Rhodophyta, Gigartinales). Abstract N° 11 Jor. Nac. Cs. Mar -91.
- Krepper, C. M. & M. A. Hall. 1976. Métodos para la evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. 2: El uso de filtros de fotografía aérea para la medición del área de los bosques. *Physis* Sec. A 35(9):109-113.
- Kühnemann, O. 1963. Penetración de *Macrocystis pyrifera* en la ría de Puerto Deseado. *Bol. Soc. Arg. Bot.* 10(2-3):105-112.
- Kühnemann, O. 1969. Vegetación marina de la ría de Puerto Deseado. *Contrib. Cient. CIBIMA (INTI) N°30*: 123p.
- Kühnemann, O. 1970. Contribución al conocimiento de los bosques de *Macrocystis*. *Physis* 29(79):273-296.
- Kühnemann, O. 1976. Observaciones ecológicas sobre la vegetación marina y terrestre de la Isla de los Estados (Tierra del Fuego, Argentina). *Ecosur* 3(6):121-248.
- Mc Candless, E. L., J. A. West & M. D. Guiry. 1982. Carregeenans patterns in the Phylloporaceae. *Biochen. Syst. Ecol.* 10:275-284.
- Memdoza, M. L. 1988. Consideraciones biológicas y biogeográficas de las Corallinaceae (Rhodophyta) de la Isla Grande de Tierra del Fuego. *Gayana* 45:163-171.
- Pertini, F.; R. Taylor; A. L. Boraso de Zaixso & P. Domínguez. 1981. Evaluación de los recursos de *Macrocystis pyrifera*. II. Costa de la Prov. del Chubut entre Pta. Gaviota y Pta. Marquez. *Contrib. CENPAT* 51, 26pp.
- Piriz, M. L. 1981. A new species and a new record of *Porphyra* (Bangiales, Rhodophyta) from Argentina. *Bot. Mar.* 24:599-602.
- Piriz, M. L. 1986. Population studies of *Gigartina skottsbergii* Set. et Gard. (Rhodophyta, Gigartinales) from Chubut Province (Argentina). Abstract XIIth. Int. Seaw. Symp. Sao Paulo. Brasil.
- Piriz, M. L. 1988 a. Panorama actual de la ficología marina en Argentina. *Gayana (Bot.)* 45(1-4):83-89.
- Piriz, M. L. 1988 b. *Porphyra linearis* Grev. (Bangiales, Rhodophyta) a new record for Argentina. *Physis* Sec. A 46(110):6.

- Piriz, M. L. 1990. Cultivation of *Porphyra* in Argentina. Possibilities and perspectives. In E.C. de Oliveira; N. Kautsky (Eds.). *Cultivation of Seaweeds in Latin America Workshop* - Univ. S.Pablo/Int. Found. & Science:47-49.
- Piriz, M. L. 1991 a. Fenología reproductiva en una población de *Gigartina skottsbergii* del Chubut (Argentina). Abstract N°69. *Jor. Nac. Cs. Mar* -91. Pto. Madryn, Argentina.
- Piriz, M. L. 1991 b. Estructuras reproductivas de *Gigartina skottsbergii* (Rhodophyta, Gigartinales). Abstract N°70. *Jor. Nac. Cs. Mar* -91. Pto. Madryn, Argentina.
- Polanshek, A. R. & J. A. West. 1977. Culture and hybridization studies on *Gigartina papillata* (Rhodophyta). *J. Phycol.* 13:141-149.
- Red Algas Marinas Chile (Eds.) 1990. *Situación de desarrollo y explotación de los recursos algales de Chile*. CIID. Concepción, Chile. 79pp.
- Rojkind, A. R. de. 1977 a. Algas marinas bentónicas como suplemento en la alimentación animal. 1:ensayos con pollos y gallinas ponedoras. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI) N°19*, 24pp.
- Rojkind, A. R. de. 1977 b. Algas marinas bentónicas como suplemento en la alimentación animal. 2:ensayos con bovinos. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI) N°28*, 10pp.
- Rojkind, A. R. de. 1977 c. Algas marinas bentónicas como suplemento en la alimentación animal. 3:ensayos con ovinos. Revisión bibliográfica. *Contrib. Tec. CIBIMA (INTI) N°30*, 20p.
- Romanello, E. E.; G. Arnoldi; H. García; R. Taylor & M. Medina. (ined.) Evaluación del área y biomasa de la pradera de *Gracilaria verrucosa* (Huds.) Pap. 1950, en la Bahía Melo, Prov. de Chubut, Argentina.
- Santelices, B. 1989. *Algas Marinas de Chile*. Ediciones Universidad Católica de Chile, Santiago, 399 pp.
- West. J. A.; A. R. Polanshek & D. E. Shevlin. 1978. Field and cultures studies on *Gigartina agardhii* (Rhodophyta). *J. Phycol.* 14:416-426.