Acuipesca PERÚ

DIVERSIFICACIÓN ACUÍCOLA HACIA EL CULTIVO DE MACROALGAS

Guía técnica

2021

Financiado por:

XUNTA DE GALICIA

cooperaciónGalega

Socios:

CETMAR CENTRO TECNOLÓGICO DEL MAR

ANFACO CECOPESCA

Ayuda en Acción

PERÚ Ministerio de la Producción

DIVERSIFICACIÓN ACUÍCOLA HACIA EL CULTIVO DE MACROALGAS

Guía técnica

2021

CETMAR
CENTRO TECNOLÓGICO DEL MAR

Ayuda en Acción

ANFACO
CECOPESCA

PERÚ Ministerio de la Producción

El Proyecto Acuipesca Perú tiene como objetivo contribuir al desarrollo económico y social de las comunidades costeras de la bahía de Sechura, en el departamento de Piura, incrementando la competitividad del sector pesca artesanal y acuicultura en la bahía de Sechura a través del fortalecimiento institucional y organizacional, la adopción de tecnologías y la sostenibilidad ambiental.

Autores:
Samuel J. Arbaiza Quispe, Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos, Universidad Científica del Sur
Roberto Gil-García, Centro Tecnológico del Mar – Fundación CETMAR
Patricia Gil-Kodaka, Facultad de Pesquería, Universidad Nacional Agraria La Molina
Luis Pascual Merino Félix, Ministerio de la Producción del Perú
Paquita Ramírez Díaz, Laboratorio Costero de Santa Rosa. Instituto del Mar del Perú
Humberto Rivera Calle, Universidad Nacional de Piura
Gunter Villena Sarmiento, Seaweed Technology EIRL
Juan Zenón Resurrección Huertas, Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión

Revisión de contenidos:
Guadalupe Martín Pardo, Centro Tecnológico del Mar – Fundación CETMAR
Mercedes Martínez Táboas, Centro Tecnológico del Mar – Fundación CETMAR

Edición gráfica:
Grecia Libertad Gutiérrez Rivasplata

Editado por:

Fundación Ayuda en Acción
Dirección: Av. Javier Prado Este N°476, piso 20, Int. 117, San Isidro, Lima. Perú
Dirección web: https://ayudaenaccion.org.pe
Correo de contacto: atencionalsocio.peru@ayudaenaccion.org

Cetmar
España
Dirección web: https://www.cetmar.org
Correo de contacto: internacional@cetmar.org

Anfaco-Cecopesca
España
Dirección web: http://www.anfaco.es/es/index.php
Correo de contacto: anfaco@anfaco.es

Ministerio de la Producción (PRODUCE)
Dirección web: https://www.gob.pe/produce
Correo de contacto: dpda@produce.gob.pe

Financiado por:

Xunta de Galicia- Cooperación Galega
España
Dirección web: https://cooperacion.xunta.gal/
Correo de contacto: cooperación.exterior@xunta.gal

Impresión:
InterGraphic Center
Sandra Mendoza Jiménez
Dirección: Jr. General Orbegozo N° 271-Interior 342, Breña, Lima. Perú
Mayo, 2021
Tiraje: 200 ejemplares

Primera edición
Lima, mayo de 2021
Hecho el depósito legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2021-04122
ISBN: 978-612-48529-0-9
Todos los derechos reservados de acuerdo con el D. leg. 882 (ley sobre el Derecho de Autor)
Fotografía de la carátula: San Andrés, Pisco, Samuel Arbaiza Quispe.

Esta guía se ha desarrollado en el marco del proyecto Acuipesca Perú - Incrementar la competitividad del sector pesca artesanal y acuicultura en la bahía de Sechura a través del fortalecimiento institucional y organizacional, la adopción de tecnologías y la sostenibilidad ambiental.

El proyecto Acuipesca Perú está financiado por la Xunta de Galicia a través de la Vicepresidencia y Consellería de Presidencia, Administracións Públicas e Xustiza de la Xunta de Galicia (Gobierno Regional de Galicia), en la actualidad denominada Vicepresidencia Primeira e Consellería de Presidencia, Xustiza e Turismo.

Acuipesca Perú es un proyecto ejecutado por el Centro Tecnológico del Mar-Fundación CETMAR, la Asociación Nacional de Fabricantes de Conservas de Pescados y Mariscos-ANFACO-CECOPESCA y la Fundación Ayuda en Acción, en colaboración con el Ministerio de la Producción de la República del Perú – PRODUCE.

PRÓLOGO

La presente guía de diversificación acuícola hacia el cultivo de macroalgas se realiza en el marco del proyecto ACUIPESCA PERÚ – "Incrementar la competitividad del sector pesca artesanal y acuicultura en la bahía de Sechura a través del fortalecimiento institucional y organizacional, la adopción de tecnologías y la sostenibilidad ambiental", en colaboración con el Ministerio de la Producción de Perú (PRODUCE) y con financiación de la Xunta de Galicia (Gobierno Regional Gallego). El proyecto es ejecutado por un consorcio coordinado por el Centro Tecnológico del Mar – Fundación CETMAR en colaboración con el Ministerio de la Producción con ANFACO – CECOPESCA y la Fundación Ayuda en Acción como socios estratégicos.

En el presente trabajo se plantea la diversificación acuícola hacia el cultivo de macroalgas como estrategia de mejora y garantía de sostenibilidad de la producción acuícola en la bahía de Sechura. Con la producción de algas se busca generar una diversidad productiva que garantice un retorno económico, combinándola con los cultivos tradicionales de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*), avanzando hacia una visión multitrófica de la acuicultura. Las algas, además de ser consumidas de forma directa a lo largo de todo el planeta y ser materia prima para diferentes ficocoloides, actúan como áreas de reclutamiento, liberan oxígeno al medio y retiran nutrientes, mejorando la calidad de las aguas donde habitan.

El propósito de esta guía, es facilitar una herramienta sencilla y visual que ayude a los productores acuícolas artesanales a diversificar su actividad hacia el cultivo de macroalgas, sabiendo qué factores se deben tener en cuenta para elegir las especies idóneas, así como las técnicas más apropiadas de cultivo (en tierra y en mar), métodos de procesamiento y posibles mercados.

ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS **6**
ÍNDICE DE TABLAS **10**
CAPÍTULO I: PARTE GENERAL **11**
INTRODUCCIÓN **12**
1. Características generales de las macroalgas 12
2. Reproducción y ciclos biológicos 14
3. Hábitat y distribución 18
USOS Y APLICACIONES **20**
1. Algas para la alimentación humana: 21
2. Valor nutricional de las algas 23
3. Como fuente de polisacáridos de interés industrial: hidrocoloides 26
4. Otros usos 30
RECOLECCIÓN Y TRANSFORMACIÓN **32**
1. Marco normativo y regulador 32
2. Extracción y recolección 33
3. Secado 34
4. Almacenamiento y/o transporte 36
5. Comercialización 36
6. Procesamiento 36
MERCADOS Y EL ESTADO ACTUAL DE LAS MACROALGAS EN EL PERÚ **38**
1. Demanda mercado nacional 38
1. Demanda en mercado internacional 44
2. Exportación de algas marinas 46
CAPÍTULO II: PRINCIPALES ESPECIES COMERCIALES DE MACROALGAS EN EL PERÚ **49**
Phylum Rhodophyta **50**
1. *Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing 1843 50
2. *Gracilariopsis lemaneiformis* (Bory) E.Y.Dawson, Acleto & Foldvik 1964 51
Phylum Ochrophyta **52**

3. *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820 52
4. *Lessonia trabeculata* Villouta y Santelices 1986 53
5. *Lessonia berteroana* Montagne 1842 54
6. *Eisenia cokeri* M.Howe 1914 55

CAPÍTULO III: CULTIVO DE MACROALGAS 57

CONSIDERACIONES GENERALES 58

1. Introducción 58
2. Criterios de selección de especies para el cultivo 58
3. Infraestructura y equipamiento para el cultivo de macroalgas: 62
4. Condiciones generales de cultivo en laboratorio 69
5. Etapas generales de cultivo 71
6. Planificación de la producción 80
7. Cultivos multitróficos 81

CULTIVO DE *Chondracanthus chamissoi* 83

1. Características especiales del cultivo de *C. chamissoi* "yuyo" 83
2. Metodologías de cultivo de *Chondracanthus chamissoi* 85
3. Etapas de cultivo 88
4. Cultivo de "yuyo" en laboratorio mediante la metodología de esporocultivo: 89
3. Cultivo de "yuyo" en laboratorio mediante la metodología de propagación vegetativa 96
4. Fase de cultivo de "yuyo" en el mar 102

CULTIVO DE *Eisenia cokeri* 105

1. Ciclo de vida 105
2. Fase esporofítica asexual (macroscópica) 106
3. Fase gametofítica sexual (microscópica) 107
4.Procedimientos para el desarrollo del cultivo de *Eisenia cokeri* 108
5. Recolección, selección y traslado de frondas reproductivas 108
6. Cultivo en hatchery o laboratorio 109
7. Cultivo intermedio o Nursery 111
8. Cultivo final 112

BIBLIOGRAFÍA 113

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. Organismos talófitos. 13

FIGURA 2. Pasos para llevar a cabo la clonación artificial por fragmentación vegetativa inducida. 15

FIGURA 3. Ciclo de vida digenético isomórfico para *Ulva* spp. 16

FIGURA 4. Ciclo digenético con alternancia heteromórfica de generaciones con predominancia del esporófito. Géneros *Macrocystis* y *Eisenia* 17

FIGURA 5. Ciclo digenético con alternancia heteromórfica de generaciones con predominancia del gametófito. Género *Porphyra* 17

FIGURA 6. Ciclo de vida trigenético en los géneros *Rhodymenia*, *Chondracanthus* y *Chondrus* 18

FIGURA 7. Distribución mundial de *Macrocystis pyrifera* 19

FIGURA 8. Presencia de *Pyropia* a lo largo del año 19

FIGURA 9. Ilustración del hábitat de algas pardas 20

FIGURA 10. Principales usos de las macroalgas. 21

FIGURA 11. Comparación entre la pared celular de *Macrocystis pyrifera* a 0 m y a 10 m de profundidad 26

FIGURA 12. Principales ficocoloides/hidrocoloides y aplicaciones 27

FIGURA 13. Características, usos y principales especies productoras de las carragenanos 28

FIGURA 14. Características, usos y principales especies productoras de agar 29

FIGURA 15. Características, usos y principales especies productoras de alginato. 29

FIGURA 16. Formas de extracción de *Macrocystis*. 34

FIGURA 17. Plataforma de secado 35

FIGURA 18. Extendido de algas en grupos de cordeles 35

FIGURA 19. Plato de chiriuchu. 39

FIGURA 20. Macroalgas secas en bloque 40

FIGURA 21. Ceviche acompañado de "yuyo". 40

FIGURA 22. Desembarque de macroalgas para curado industrial por mes (TM) 42

FIGURA 23. Desembarque total de algas de 2009 a 2018 43

FIGURA 24. *Chondracanthus chamissoi* 50

FIGURA 25. *Gracilariopsis lemaneiformis* 51

FIGURA 26. *Macrocystis pyrifera* 53

FIGURA 27. *Lessonia trabeculata*. 54

FIGURA 28. *Lessonia berteroana* 55

FIGURA 29. *Eisenia cokeri*..... 56

FIGURA 30. Sistema de abastecimiento y desagüe de agua de mar en un centro de cultivo de macroalgas 63

FIGURA 31. Sala de máquinas y zona de tratamiento de agua de mar 64

FIGURA 32. Área de incubación en un centro de cultivo de macroalgas.. 66

FIGURA 33. Área de almacenamiento de materiales y/o equipamiento para el cultivo 66

FIGURA 34. Área de aseo personal y servicios higiénicos..... 67

FIGURA 35. Análisis oceanográfico de la zona de cultivo en mar..... 68

FIGURA 36. Esquema general de un sistema de cultivo suspendido..... 69

FIGURA 37. Luces en frio con control de fotoperiodo para el cultivo de macroalgas. 70

FIGURA 38. Tipos de praderas de macroalgas donde se realizan actividades de colecta para iniciar el cultivo 72

FIGURA 39. Apariencia de las estructuras reproductivas de las macroalgas ……..……..73

FIGURA 40. Manejo inicial del material vegetal de cochayuyo (*Porphyra* spp.) 74

FIGURA 41. Inducción a la esporulación y obtención de una solución de esporas de *Porphyra* spp..... 75

FIGURA 42. Proceso de inducción a la esporulación de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* ……..……76

FIGURA 43. Esporas de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* presentes en una solución de esporas con una densidad de 120 mil esporas por mm^2. 76

FIGURA 44. Sustratos artificiales utilizados para el cultivo de macroalgas... 77

FIGURA 45. Traslado de las unidades de cultivo para su instalación en los sistemas de cultivo en mar. 78

FIGURA 46. Sistema de cultivo de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* suspendido tipo long line……79

FIGURA 47. Diagrama de Gantt o diagrama de plan de actividades. 80

FIGURA 48. Plan de producción para un cultivo de macroalgas. 80

FIGURA 49. Diagrama conceptual de un sistema de cultivo multitrófico integrado (IMTA) ..……81

FIGURA 50. Especies cultivadas y/o con amplio potencial de cultivo en el Perú que pueden ser incorporadas en sistemas de cultivo multitrófico integrado 82

FIGURA 51. Ciclo de vida de 3 fases de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*……..84

FIGURA 52. Capacidad de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* de re-adherirse a un sustrato mediante la formación de discos de fijación secundaria (DFS) 84

FIGURA 53. Los pequeños brotes y/o los discos de fijación de "yuyo" tienen la capacidad de crecer nuevamente de manera que una sola cosecha puede rendir hasta 4 cosechas..... 85

FIGURA 54. Metodología de cultivo de "yuyo" mediante esporas 86

FIGURA 55. Metodología de cultivo de "yuyo" mediante propagación vegetativa 87

FIGURA 56. Flujo de procesos del cultivo de "yuyo" *C. chamissoi* en laboratorio mediante la metodología de esporocultivo. 89

FIGURA 57. Bastidor con los sustratos artificiales sobre los cuales se asentarán las esporas de "yuyo" 90

FIGURA 58. Individuo de "yuyo" *C. chamissoi* en fase cistocárpica..... 91

FIGURA 59. Proceso de estrés de "yuyo" mediante desecación al sol para inducir la liberación de esporas 93

FIGURA 60. Proceso de obtención de la solución de esporas..... 94

FIGURA 61. Sistemas de asentamiento de "yuyo" sobre los cuales se colocan los bastidores 94

FIGURA 62. Sistemas de pre-incubación de "yuyo" 95

FIGURA 63. Sistemas de incubación de "yuyo" en condiciones semi-controladas de cultivo en laboratorio 96

FIGURA 64. Flujo de procesos del cultivo de "yuyo" *C. chamissoi* en laboratorio mediante la metodología de propagación vegetativa 97

FIGURA 65. Unidad de cultivo (UC) para el cultivo de propagación vegetativa de "yuyo". En A detalle del sustrato de malla hortofrutícola. En B UC de malla hortofrutícola y trozo de tubo de PVC de 15 cm. necesario para el proceso de inoculación. 97

FIGURA 66. Sistemas de cultivo con "orejas" para insertar las unidades de cultivo inoculadas de "yuyo" 98

FIGURA 67. Individuos vegetativos de *C. chamissoi*, sin estructuras reproductivas y con abundantes ramas y/o pínulas 99

FIGURA 68. Preparación de unidades de cultivo (UC) en malla hortofrutícola. ……..101

FIGURA 69. En A, montaje de las unidades de cultivo (UC) de malla hortofrutícola en bastidores de PVC para su incubación..... 101

FIGURA 70. Instalación de las unidades de cultivo de malla hortofrutícola en los sistemas de cultivo tipo árbol..... 102

FIGURA 71. Sistema de cultivo suspendido de "yuyo" *C. chamissoi* en mar ……..103

FIGURA 72. Sistema de cultivo de fondo de "yuyo" *C. chamissoi* en mar con boyas en el extremo superior para la estabilización del sistema tipo árbol ……..103

FIGURA 73. Sistema de cultivo tipo árbol a ser instalado en un sistema de cultivo suspendido con el extremo inferior con una bolsa de malla anchovetera con piedras como estabilizadores 104

FIGURA 74. Soro esporangial de *Eisenia cokeri*. 106

FIGURA 75. Ciclo de Vida de las macroalgas pardas..... 107

FIGURA 76. Procedimiento de producción de macroalgas pardas en laboratorio 109

FIGURA 77. Recipientes conteniendo bastidores circulares para el cultivo de algas pardas. Desarrollo de gametofitos y esporofitos de algas pardas ……..111

FIGURA 78. Esquema del Sistema de cultivo en long line vertical para el cultivo de macroalgas pardas. 111

FIGURA 79. Alga parda en crecimiento bajo el sistema de cultivo horizontal ……..112

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1. Producción acuícola mundial de algas..... 23

TABLA 2. Contenido nutricional de vegetales (expresado en gramos por cada 100 gramos de producto comestible) y algas (expresado en gramos por cada 100 gramos de producto seco)..... 24

TABLA 3. Algunas especies algales que han mostrado actividad antiviral sobre determinados virus..... 31

TABLA 4. Principales especies objetivo del Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE. 33

TABLA 5. Desembarque de algas en 2018 (TM). 42

TABLA 6. Puertos de desembarque de macroalgas por mes (TM). 42

TABLA 7. Fuente: reportes diarios del mercado mayorista pesquero de Ventanilla.. 43

TABLA 8. Producción acuícola mundial de animales acuáticos y algas..... 45

TABLA 9. Principales productores de algas. 45

TABLA 10. Evolución de las exportaciones de macroalgas en Perú. 46

TABLA 11. Volúmenes de exportaciones peruanas de macroalgas según la especie 47

TABLA 12. Variación del valor FOB (free on board) por tonelada de *Chondracanthus chamissoi* destinado a la industria de carragenanos..... 48

TABLA 13. Principales gastos de producción asociados al cultivo de macroalgas. 61

TABLA 14. Principales variables de cultivo para el cultivo por propagación vegetativa y a partir de esporas. 88

TABLA 15. Ficha de recepción de material vegetal para iniciar un cultivo de "yuyo" en laboratorio. 91

CAPÍTULO I: PARTE GENERAL

Fotografía: Samuel Arbaiza Q.

INTRODUCCIÓN

1. Características generales de las macroalgas

Las algas son un grupo muy heterogéneo de aproximadamente unas 50.000 especies cuya característica común es su capacidad de aprovechar la energía contenida en la luz solar. Este tipo de organismos recibe el nombre de fotoautótrofos y pueden ser procariotas, como las cianobacterias, o eucariotas, como las macroalgas. Dentro de las algas, podemos diferenciar entre organismos unicelulares, como el fitoplancton y otras microalgas que encontramos en la columna de agua de cualquier océano o lago, y organismos pluricelulares como es el caso de las macroalgas (Figura 1), las cuales llegan a formar tejidos con mayor o menor grado de especialización en funciones, dependiendo de la especie, pero sin llegar a desarrollar estructuras vasculares como en el caso de las plantas superiores (1).

Las algas, de manera general, sintetizan materia orgánica a partir de dióxido de carbono (CO_2), agua y energía solar, liberando oxígeno (O_2) como "deshecho". La actividad fotosintética de los océanos genera en torno a la mitad de la producción primaria global del planeta. Además, los organismos fotosintéticos, entre los que se encuentran las macroalgas, son capaces de retirar compuestos químicos de la columna de agua que pueden actuar como contaminantes frente a otras formas de vida, como son el nitrógeno (en forma de amonio NH4+, o de óxidos de nitrógeno, más común NO_x) disuelto y el fósforo (como ion fosfato PO_4^{3-}). Los organismos fotosintéticos están situados en la base de la cadena trófica, siendo un eslabón básico para la transmisión de nutrientes a niveles superiores. Dentro de éstos, las macroalgas representan solo al 5%, lo cual es entendible teniendo en cuenta que están restringidas a ecosistemas litorales, mientras que el fitoplancton está distribuido a nivel global. Por otro lado, los niveles de producción por unidad de superficie son muy superiores en ecosistemas bentónicos dominados por macroalgas (llegando a alcanzar 2kg/m^2 al año) en relación a la producción unitaria del fitoplancton. Se ha estimado el valor de los servicios ecosistémicos que prestan las macroalgas en relación al reciclado de nutrientes, y provisión de alimento y cobijo para otras especies cifrándose en unos cuatro billones de euros. La colonización del sustrato por macroalgas favorece además la estabilización de los sedimentos y fondos marinos, evitando la erosión costera y contribuyendo a la formación y consolidación de arrecifes y escolleras marinas, formando barreras naturales que amortiguan el oleaje (2).

La importancia de las comunidades de macroalgas es principalmente de naturaleza biológica ya que tienen un papel clave en la estructuración de ecosistemas costeros y su interacción con otras especies de la comunidad bentónica es fundamental en la dinámica de esta. Estas comunidades generan una estructura que propicia el desarrollo de una multitud de organismos aportándoles un medio de fijación, protección y alimento. De esta forma

generan refugios que albergan moluscos, crustáceos, poliquetos, peces y larvas de peces, actuando como áreas de reclutamiento (2).

La morfología de las macroalgas es muy diversa, pudiendo presentar o no, ciertas estructuras como la fronda (destinada a la captación de luz y nutrientes) y el rizoide (estructura de anclaje al sustrato). Las macroalgas se clasifican en 3 grupos atendiendo a los pigmentos fotosintéticos que acompañan a la clorofila a (común para todos los grupos) (1):

Rodófitas (Rhodophyta) o algas rojas (Figura 1A): son organismos eucariotas y la mayoría pluricelulares con alto grado de diversificación morfológica, muy escasas en aguas continentales. Su principal característica es su contenido en clorofila d, ficoeritrinas y ficocianinas, pigmentos proteicos que enmascaran el color de la clorofila a, aportando un color rojizo a estos organismos.

Figura 1: Organismos talófitos. En la fila A aparecen organismos del *Phylum Rhodophyta* (algas rojas), Orden Gigartinales, de izquierda a derecha: *Pseudopolyides furcellariodes*, *Dilsea carnosa* y *Chondrus crispus*. En la fila B aparecen organismos pertenecientes al *Phylum Ochrophyta* (algas pardas) del Orden Laminariales, de izquierda a derecha: *Laminaria ochroleuca*, *Saccharina latissima* y *Undaria pinnatifida*. En la fila C aparecen organismos del *Phylum Chlorophyta* (algas verdes), del Orden Ulotrichales: *Acrosiphonia arcta*; del Orden Ulvales: *Ulva bifrons*; del Orden Bryopsidales: *Codium fragile*. Fuente: Bárbara, 2012.

La mayoría de las rodofíceas poseen en sus paredes celulares polisacáridos (ficocoloides) que sirven para dar consistencia a la estructura del alga. Estos polisacáridos son principalmente los agares y carrageninas, con múltiples usos industriales. Algunos grupos de algas rojas presentan sus paredes celulares calcificadas (por deposiciones de carbonato cálcico y magnésico), lo que ha

hecho que tradicionalmente hayan sido utilizadas para corregir suelos ácidos. Las algas rojas suelen alcanzar una longitud desde unos pocos centímetros a un metro aproximadamente (1,2).

Feófitas (Phaeophyta) o algas pardas (Figura 1B): son organismos eucariotas, siempre pluricelulares y exclusivamente marinos. Contienen clorofila c y su color característico lo aportan mayoritariamente xantofilas como las fucoxantinas, las cuales enmascaran el color de la clorofila a. Este grupo de macroalgas muestra morfologías muy diversas, desde sencillas estructuras filamentosas hasta organismos con estructuras complejas y bien diferenciadas en tejidos como los géneros *Macrocystis* (puede alcanzar hasta los 60 metros de longitud) y *Laminaria*. Algunas especies contienen en su pared celular un ficocoloide llamado alginato, de gran interés industrial. Estas algas tienen interés agropecuario y alimentario (1,2).

Clorófita (Chlorophyta) o algas verdes (Figura 1C): reciben este nombre debido a su color verde por la presencia de clorofila a y b. Son un grupo muy heterogéneo que ha llegado a conquistar todo tipo de ambientes. Desde el punto de vista morfológico, existen desde unicelulares hasta pluricelulares con gran especialización. Son consideradas las antecesoras de las plantas terrestres. Algunas de ellas tienen interés industrial por producir Ulvano y son las principales algas que se utilizan para producir energía en biorefinerias. Debido a su rápido crecimiento y tolerancia a ambientes impactados son utilizadas en cultivos multitróficos (1,2).

2. Reproducción y ciclos biológicos

Las macroalgas, igual que las plantas superiores, tienen la capacidad de reproducirse por dos vías: asexual y sexual. Una misma especie de alga puede presentar ambos mecanismos de reproducción de manera más o menos coordinada en el espacio y en el tiempo (2).

Reproducción asexual o propagación vegetativa

La reproducción asexual permite la producción de individuos idénticos genéticamente (clones). Existen varias formas, como la dispersión de esporas o el crecimiento de fragmentos desprendidos de los organismos (Figura 2). La reproducción asexual favorece la dispersión de individuos rápidamente a bajo costo en términos energéticos, pero genera una prácticamente nula variabilidad genética de la descendencia (la única variabilidad la aportan las mutaciones, inviables en la mayoría de casos), lo cual no favorece la adaptación de estos individuos a los cambios ambientales (1,2).

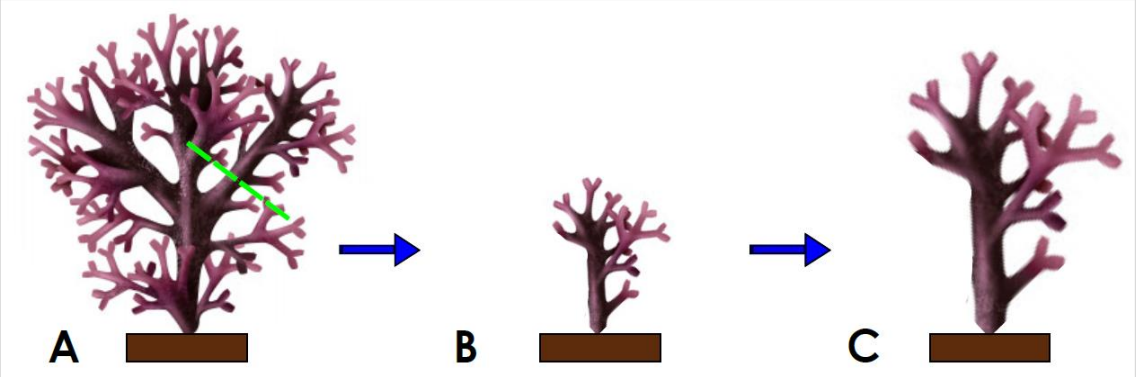


Figura 2: Pasos para llevar a cabo la clonación artificial por fragmentación vegetativa inducida. En A se secciona una parte del talo de la macroalga en estado vegetativo. En B, la parte del talo se ancla a un sustrato y se procede a un periodo de tiempo de aclimatación (a determinar según la especie y las condiciones ambientales). En C, el talo seccionado ya aclimatado conforma un nuevo organismo independiente. Fuente: R. Gil García.

Reproducción sexual

En la reproducción sexual se produce la fusión de dos células especializadas llamadas gametos, cada una de ellas de un progenitor o del mismo progenitor en casos de hermafroditismo.

Este tipo de reproducción tiene un coste energético mucho mayor, pero incrementa la variabilidad genética permitiendo una adaptación al medio más rápida que con la reproducción asexual, porque implica una fusión de genotipos alternando mitosis y meiosis (ciclo biológico) (1,2).

Ciclos biológicos: Implicaciones de las fases en el cultivo

Los ciclos biológicos son muy variables en la naturaleza, sobre todo en vegetales, y particularmente en las algas. En humanos, el ciclo biológico contiene un solo proceso de reproducción sexual, por ende, este proceso es monogenético y para completarlo, solamente hace falta una generación. A partir de los progenitores, surge la descendencia, nueva generación equivalente a los padres. En algas, se puede dar el ciclo monogenético (*Fucus serratus*), pero en la mayoría de los casos se dan otros ciclos más complejos que necesitan de dos (digenético, *Ulva rigida,* Figura 3) o tres generaciones (trigenético, *Chondracanthus chamissoi,* Figura 6) para completar el ciclo. Estos ciclos combinan una generación que se reproduce de forma sexual, con una o dos generaciones que lo hacen de forma asexual a partir de células especializadas, las esporas (2n), que se diferencian de los gametos (n) en que no necesitan fusionarse con otra homóloga para engendrar un individuo completo.

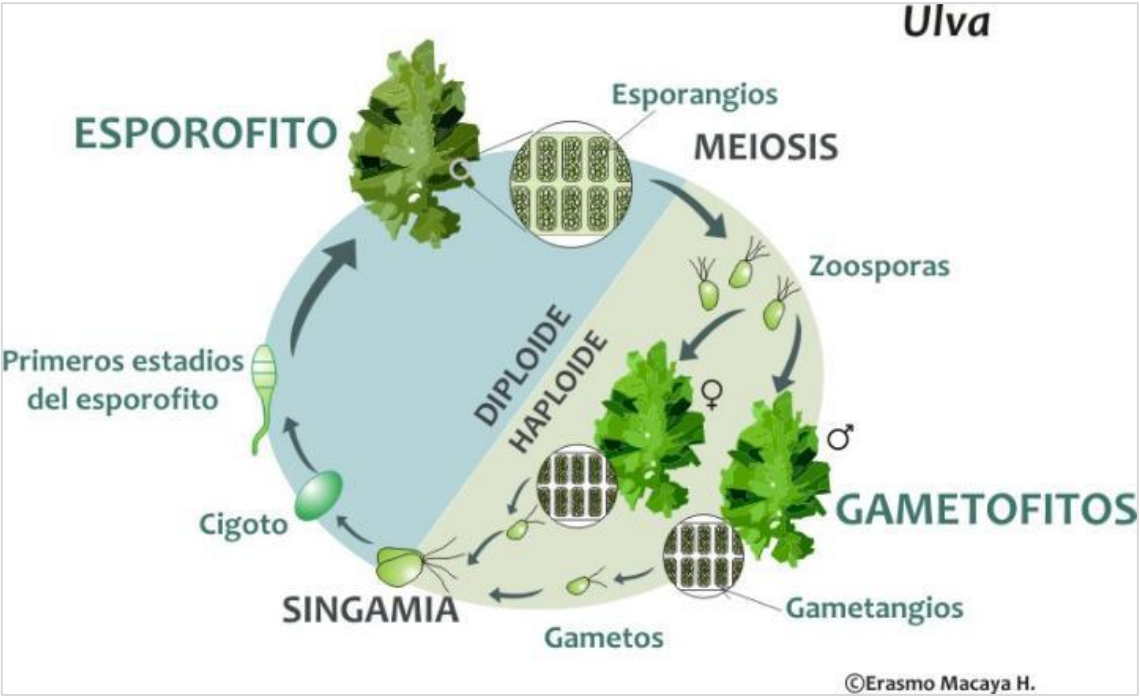


Figura 3: Ciclo de vida digenético isomórfico para *Ulva* spp. Autor: Erasmo Macaya.

En ciclos digenéticos y trigenéticos, las generaciones alternas pueden ser morfológicamente idénticas, recibiendo el nombre de digenético con alternancia isomórfica de generaciones (*Ulva rigida,* Figura 3) y trigenético con alternancia isomórfica de generaciones (*Chondrus crispus,* Figura 6). Aunque en algunos casos, estas generaciones alternas pueden ser totalmente diferentes, produciéndose los ciclos digenético con alternancia heteromórfica de generaciones (*Laminaria hyperborea,* orden Laminariales) y trigenético con alternancia heteromórfica de generaciones (*Chondracanthus chamissoi, Mastocarpus stellatus,* Figura 6) (1).

La alternancia de generaciones dentro de un ciclo determinado viene determinada en muchos casos por los cambios estacionales del medio, pero del mismo modo, estas fases pueden coexistir. Para el caso de *Chondrus crispus* (alternancia isomórfica de generaciones), dentro de una población determinada, es posible encontrar organismos con la misma morfología, pero en distinta fase (gametófito/esporofito), lo cual implica que cuenten con distinta carga genética (n, 2n) y diferentes estructuras reproductivas (para formar esporas o gametos). Por otro lado, en el caso de *Macrocystis pyrifera* (alternancia heteromórfica de generaciones, cuyo gametofito es microscópico (Figura 4)), es posible que en una pradera sólo se identifique la fase esporófita, e incluso que en una determinada época del año no se llegue a identificar (se llegue a pensar su ausencia) debido a la única presencia de la fase microscópica (1).

Esta información es de especial importancia para para planificar el cultivo, ya que dependiendo de la técnica de cultivo a utilizar (por esporas o por propagación vegetativa), se requerirá de unos reproductores que se encuentren en una fase del ciclo determinada. Estos ejemplares, dependiendo

de la especie, pueden encontrarse o no junto a otras fases morfológicas, con lo cual es importante saber diferenciarlos (1).

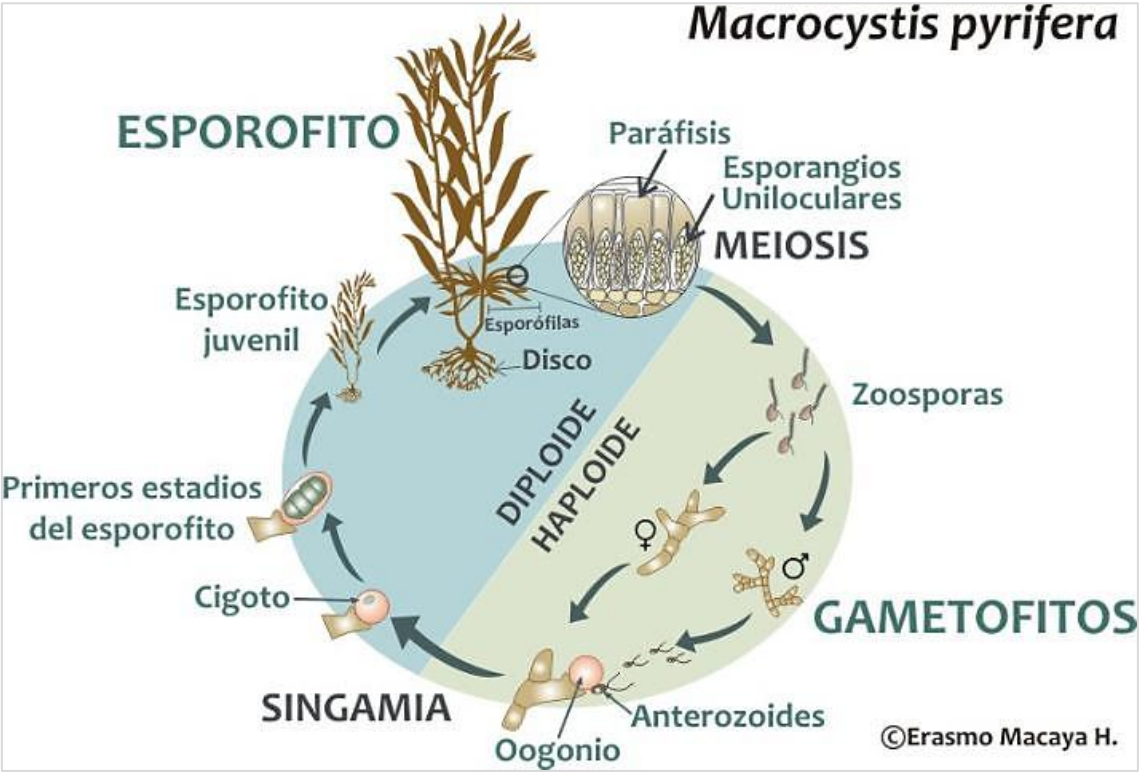


Figura 4: Ciclo digenético con alternancia heteromórfica de generaciones con predominancia del esporófito. Géneros *Macrocystis* y *Eisenia*. Autor: Erasmo Macaya.

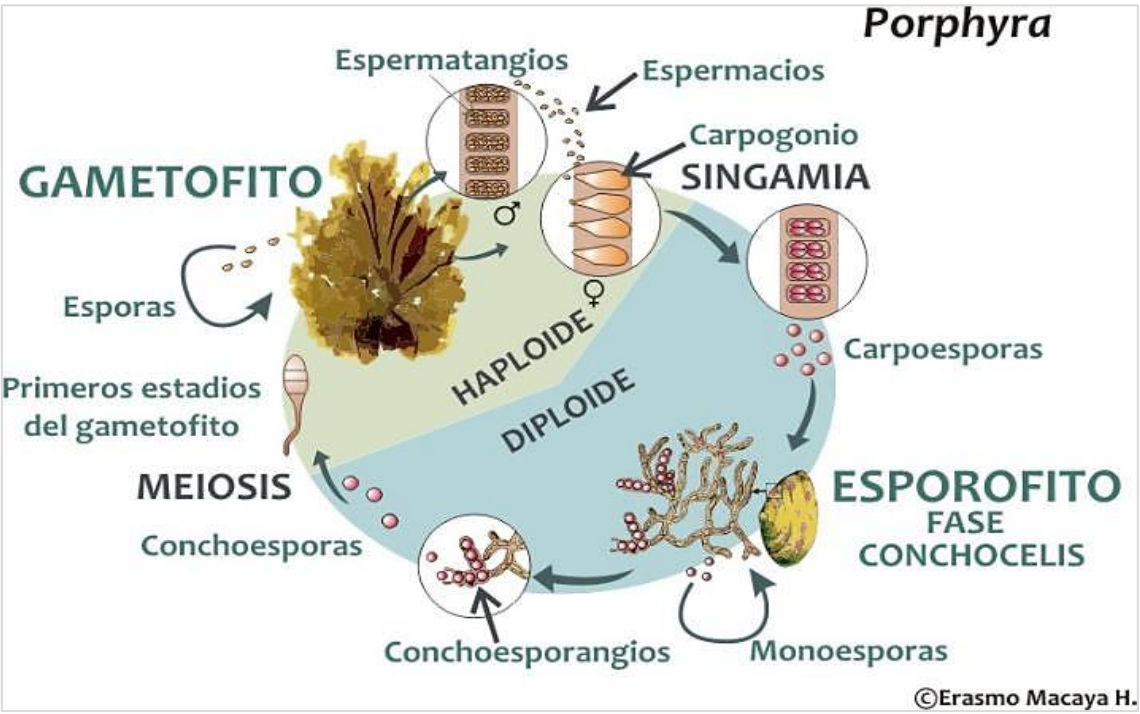


Figura 5: Ciclo digenético con alternancia heteromórfica de generaciones con predominancia del gametófito. Género *Porphyra*. Autor: Erasmo Macaya.

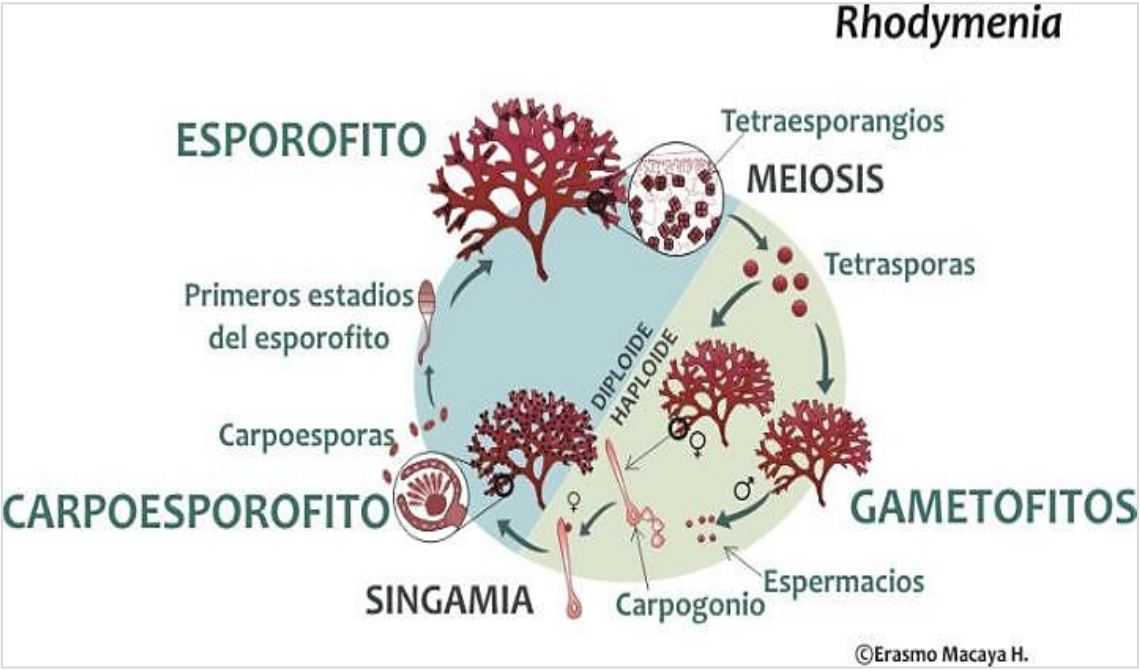


Figura 6: Ciclo de vida trigenético en los géneros *Rhodymenia, Chondracanthus* y *Chondrus.* Autor: Erasmo Macaya.

3. Hábitat y distribución

A pesar de haber conquistado casi cualquier ambiente del planeta, las algas se encuentran mayoritariamente en la región fótica (región iluminada por el sol distribuida aproximadamente desde la superficie hasta los 200 m de profundidad) de lagos, ríos y océanos. En el agua, las algas pueden ser planctónicas (viven flotando en el agua, generalmente de tamaño microscópico) o bentónicas (ancladas en algún tipo de sustrato como roca, arena, fango u organismos generalmente de mayor tamaño) (1).

Las condiciones del medio son las que definen qué especies van a ser capaces de desarrollarse en un determinado espacio. En el medio acuático, los factores más influyentes son la intensidad y el espectro lumínico (ambas influenciados por la profundidad para una misma región latitudinal), temperatura, mareas, oleaje, salinidad, pH, presencia y cantidad de ciertos nutrientes, la transparencia del agua, el tipo de sustrato, etc. Estas condiciones varían debido a la geografía, la profundidad y la estacionalidad, generando tres tipos de distribuciones (1).

Distribución espacial o geográfica

Las algas se presentan a lo largo del planeta, desde el ecuador a los polos, pero su distribución no es aleatoria sino que siguen patrones en función de las condiciones de luz y de temperatura, las cuales varían más o menos de forma uniforme con la latitud (Figura 7). A pesar de esto, la distribución no es uniforme en todo el planeta, ya que aparecen accidentes geográficos que modulan esta

distribución, generando ambientes diferentes a misma latitud. Sin embargo, el tráfico marítimo y la importación de especies con interés comercial, están facilitando la distribución de especies foráneas a lo largo del planeta, generando problemas en las especies locales (1).

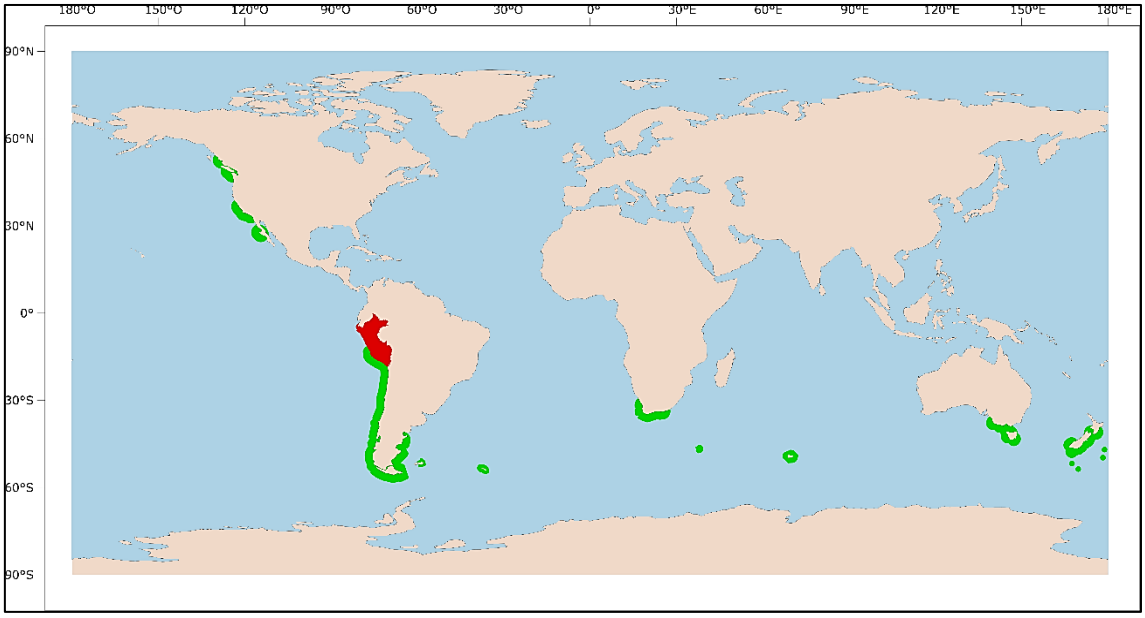


Figura 7: Distribución mundial de *Macrocystis pyrifera*. Como se puede apreciar, la distribución de *M. pyrifera* varía desde el ecuador hacia los polos en función de la latitud (océano Pacífico) con influencia de los accidentes geográficos que modulan las condiciones ambientales a una misma latitud (Atlántico). Fuente: CETMAR.

Distribución temporal estacional

Las condiciones ambientales no sólo varían con la latitud, sino que también lo hacen con las estaciones a lo largo del año. Estas variaciones estacionarias favorecen cambios en las condiciones ambientales, que en algunas especies se traducen en la presencia de diferentes fases morfológicas a lo largo del año y el crecimiento de algunas especies en detrimento de otras, provocando cambios paisajísticos estacionales. También existen algunas especies como es el caso de *C. chamissoi* para los cuales no se han apreciado diferencias de presencia de las diferentes fases a lo largo del año (1).

Figura 8: Presencia de *Pyropia* a lo largo del año. La fase macroscópica (gametofítica) está presente desde finales de otoño y durante el invierno, mientras que la fase microscópica (esporofítica) habita exclusivamente en primavera verano, pudiendo parecer que esta macroalga no está presente durante este periodo del año. Autor: R. Gil García.

Distribución vertical o zonación litoral

En un área definida tanto la altura de marea como la penetración lumínica modulan la distribución de especies en la vertical, las cuales se sitúan buscando condiciones óptimas, desde zonas secas hasta zonas permanentemente húmedas. La zonación litoral distingue tres zonas delimitadas:

- La zona supralitoral: su límite inferior es la línea alcanzada por el agua en marea alta. Solamente recibe salpicaduras, por lo que es una zona inhóspita en la que no se ve abundancia de algas pero sí de líquenes, los cuales están mejor adaptados (1,2).
- La zona litoral: comprendida entre el límite de marea alta y de marea baja con mareas vivas. En esta zona los factores ecológicos afectan en mayor medida (cambios de salinidad, humedad, etc.) generando múltiples hábitats donde existirá la mayor riqueza específica. Esta zona a su vez se divide en tres áreas: litoral superior (fuera del agua más horas al día), litoral medio y litoral inferior (sumergido la mayor parte del día) (1,2).
- La zona infralitoral: se encuentra sumergida siempre. El factor principal en esta zona es la atenuación de la luz a medida que profundiza en la columna de agua (1,2).

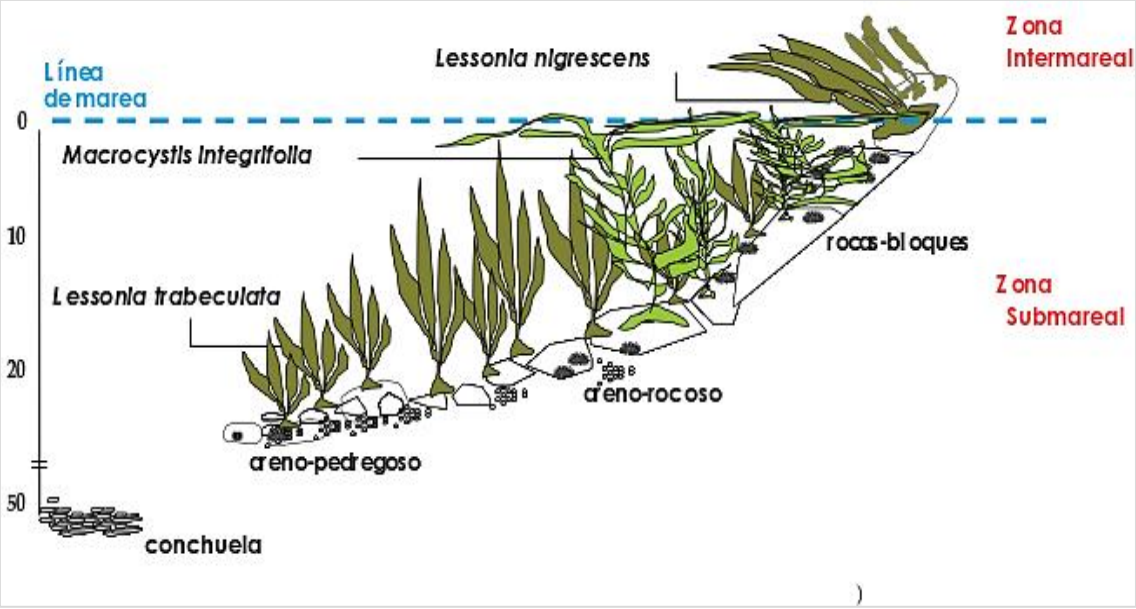


Figura 9: Ilustración del hábitat de algas pardas. Fuente: A. Gamarra (3).

USOS Y APLICACIONES

Las macroalgas son un recurso de gran importancia a nivel mundial, conocido y utilizado desde hace milenios en la alimentación humana y animal, así como en la agricultura. Sin embargo, estos fueron los inicios de una gran variedad de

aplicaciones que actualmente podemos obtener de este recurso, gracias a su gran versatilidad para múltiples aplicaciones (4).

Actualmente, las macroalgas se utilizan principalmente para la alimentación humana (76.1%), existiendo diferentes formas de comercialización (frescas, secas, en hojuelas, en polvo, saladas, enlatadas, extractos líquidos y en alimentos preparados). También son ampliamente utilizadas para la elaboración de productos procesados utilizándolas como aditivos alimenticios (ficocoloides) (11.2%) y en la elaboración de productos nutracéuticos, alimentos para animales, fertilizantes, cosméticos, medicinas y biocombustibles entre otros (12.7%) (4–7).

Gracias a su amplia gama de usos, las macroalgas han logrado ocupar una posición importante tanto en la industria mundial de los ficocoloides como en la industria de alimentos, siendo consideradas como un banco potencial de alimento para el hombre en el futuro, proporcionando proteínas, vitaminas y minerales a gran escala.

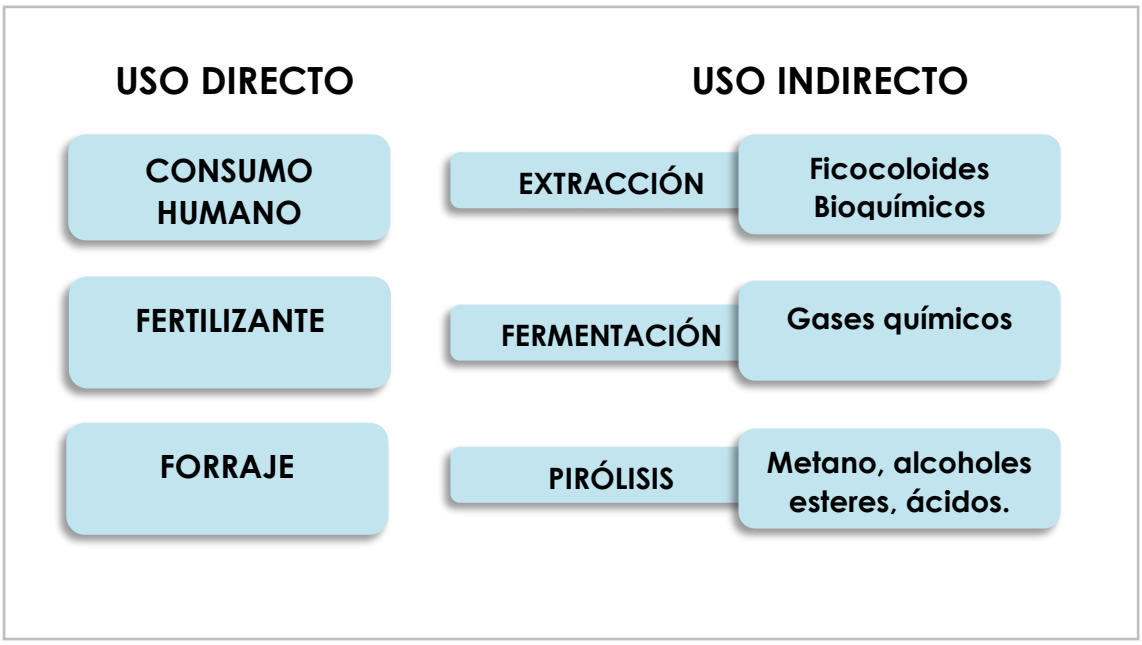


Figura 10: Principales usos de las macroalgas. Autor: P. Gil Kodaka.

1. Algas para la alimentación humana:

El consumo de macroalgas en la alimentación humana ha sido reportado desde tiempos milenarios, siendo los países asiáticos, principalmente Japón, China y posteriormente la República de Corea quienes presentan un mayor consumo. Actualmente la industria de algas a nivel mundial tiene un valor superior a los US$ 6 billones anuales (12 millones de toneladas por año) de los cuales el 85% suponen productos destinados a la alimentación humana (6).

Las principales algas marinas utilizadas como alimento humano son las especies de *Pyropia* spp. (Nori), *Saccharina* spp. (Kombu) y *Undaria pinnatifida* (Wakame); siendo *Pyropia* spp. (alga roja) la especie más consumida a nivel mundial, seguida por *Saccharina* spp. y *Undaria pinnatifida* (son algas pardas). Estas tres algas se obtenían inicialmente de praderas silvestres, pero en la actualidad sólo es posible cubrir la demanda utilizando métodos de cultivo a gran escala (8).

Sin embargo, alrededor de 221 especies de macroalgas tienen valor comercial, de las cuales 10 especies son cultivadas de manera intensiva. Si bien las tres especies mencionadas anteriormente son las más consumidas, existen otras especies importantes en la alimentación como: *Monostroma* sp., *Ulva* sp., *Codium* sp., *Sargassum*, *Caulerpa racemosa*, *Chondrus crispus*, *Callophyllis variegata*, *Durvillaea antartica*, *Hizikia fusiformis*, *Alaria crassifolia*, *Eisenia byciclis*, *Gracilaria* sp., *Cladosiphon okamuranus*, *Palmaria palmata*, *Meristotheca papulosa*, entre otras.

Existen registros de consumo directo de macroalgas en zonas costeras del Perú desde épocas pre-hispánicas. Actualmente, forman parte de la dieta habitual especies de algas como: *Ulva lactuca* (lechuga de mar), *Pyropia columbina* (cochayuyo) y *Chondracanthus chamissoi* ("yuyo"), siendo uno de los pocos países fuera del Asia con una larga tradición de consumo (9,10). En Chile, las macroalgas más consumidas son *Pyropia* spp. o Luche y *Durvillaea antarctica* o Cochayuyo. En los últimos años se han incorporado al mercado gourmet otras macroalgas comestibles como *Callophyllis variegata* o Carola y *Chondracanthus chamissoi* o Chicorea de mar, principalmente por el reconocimiento de las propiedades nutricionales, como por su bajo contenido en calorías y su alto contenido de vitaminas, minerales y proteínas.

Estas especies son principalmente recolectadas por pescadores artesanales, y su continua demanda, ha desencadenado una fuerte presión sobre las praderas naturales traducida en la actual escasez del recurso (9,11,12). Esta situación revela la importante necesidad de desarrollar sistemas de cultivo que garanticen la sostenibilidad de la producción de macroalgas manteniendo el buen estado de las praderas naturales. En esta línea, se llevan realizando investigaciones para el desarrollo de este tipo de cultivos desde hace décadas hasta la actualidad (12–24).

Tabla 1: Producción acuícola mundial de algas. Fuente: FAO.

	2000	2005	2010	2015	2016	2017	2018
(en miles de toneladas, peso vivo)							
Laminaria del Japón (*Laminaria japónica*)	5 380,9	5 699,1	6 525,6	10 302,7	10 662,6	11 174,5	11 448,3
Algas marinas nep[1] (*Euchema* spp.)	215,3	986,9	3 479,5	10 189,8	9 775,9	9 578,0	9 237,5
Gracilarias (*Gracilaria* spp.)	55,5	933,2	1 657,1	3 767,0	4 248,9	4 174,2	3 454,8
Wakame (*Undaria pinnatifida*)	311,1	2 439,7	1 505,1	2 215,6	2 063,5	2 341,7	2 320,4
Luche (*Porphyra* spp.)	424,9	703,1	1 040,7	1 109,9	1 312,9	1 733,1	2 017,8
Kappaphycus alvarezzi	649,5	1 283,5	1 884,2	1 751,8	1 524,5	1 545,2	1 597,3
Algas pardas (*Phaeophyceae*)	2852,8	1 827,2	3 021,2	436,8	805,0	666,6	891,5
Laver nori (*Porphyra tenera*)	529,2	584,2	565,2	688,5	713,4	831,2	855,0
Sargassum fusiforme	12,1	115,6	97,0	209,3	216,4	254,6	268,7
Eucheuma espinosa (*Eucheuma denticulatum*)	84,3	171,5	258,7	274,0	214,0	193,8	174,9
Spirulina nep (*Spirulina* spp.)	...	48,5	93,5	81,2	73,4	72,0	69,6
Algas marinas nep (*algae*)	32,5	13,6	8,9	15,2	15,8	20,0	22,5
Otras algas	47,4	25,2	37,6	22,1	24,2	28,1	27,8
Total	**10 595,6**	**14 831,3**	**31 063,8**	**31 063,8**	**31 650,5**	**32 612,9**	**32 386,2**

[1]nep: no especificados en otra parte.
NOTA: ... = sin producción o datos de producción no disponibles

2. Valor nutricional de las algas

La composición química de las algas marinas depende de la especie, lugar de cultivo o cosecha, condiciones ambientales y periodo de recolección. Desde un punto de vista nutricional, las algas son muy interesantes por su alto contenido en fibra alimentaria (33-50% peso seco), por ser una fuente importante de proteínas (pardas 5-24%; rojas y verdes 10-47%) (25), minerales (8-40%), y por su bajo contenido lipídico (1-2%) (5,26).

Además de las propiedades nutricionales de las algas, existen diversos compuestos propios de cada especie que aportan efectos beneficiosos a la salud humana. Algunos de estos efectos son: antiviral, antihipertensivo, antioxidante, anticoagulante, antitumoral, inmunomodulador, de disminución de colesterol sanguíneo, de aumento de la actividad tiroidea y de disminución de los niveles de glucosa en sangre, entre otras propiedades que son atribuidas al consumo de macroalgas en la dieta humana (27,28).

Por este motivo, las macroalgas pueden incluirse en dietas normales y en dietas especiales como complemento o aporte especifico. De hecho, sus propiedades nutritivas aportan prometedoras perspectivas que, en el mundo occidental, constituyen otra vía para la valorización de las algas en la alimentación humana (29).

Tabla 2: Contenido nutricional de vegetales (expresado en gramos por cada 100 gramos de producto comestible) y algas (expresado en gramos por cada 100 gramos de producto seco). Fuente: Produce, 2004.

Vegetal	Agua (g)	Proteína (g)	Grasas (g)	HCs (g)	Ca (mg)	Fe (mg)	Caroteno (mg)	Vit. A (IU*)	Tiamina (Vit. B1) (mg)	Riboflavina (Vit. B2) (IU*)	Niacina (Vit. B3) (mg)	Vit. C (mg)
Pepino	96	0.8	0.1	2.4	15	0.4	0.22	145	0.02	0.012	0.2	8.0
Zanahoria	88	0.9	0.2	9.2	40	0.7	11.00	4400	0.05	0.04	1.0	5.0
Judías	74	7.0	0.3	16.8	20	1.7	0.55	370	0.31	0.13	2.2	25.0
Maíz	73	3.5	1.0	21.4	3	0.7	-	-	0.15	0.12	1.7	12.0
Lechuga	94	1.3	0.2	2.8	25	1.3	1.60	1070	0.08	0.10	0.5	15.0
ALGAS												
Porphyra	86	42.0	1.8	42.0	470	23.0	-	38400	0.21	1.00	3.0	20.0
Palmaria	83	18.0	2.5	-	560	50.0	-	26600	0.40	0.50	4.0	200.0
Ulva	78	18.0	0.6	44.0	730	87.0	-	960	0.06	0.03	8.0	10.0
Laminaria	88	12.0	1.5	-	800	15.0	-	430	0.08	0.32	1.8	11.0
Spirulina	-	66.0	-	-	1400	15.0	-	23000	3.70	-	-	20.0

**IU: Unidades internacionales (del inglés International Unit).*

Fibra alimentaria

Dentro de las principales características nutricionales de las macroalgas, cabe resaltar su aporte de fibra alimentaria. La mayor parte de los polisacáridos que forman parte de la composición de las algas, pueden ser considerados como fibra, ya que no pueden ser digeridos por el conjunto enzimático humano. Así, la fibra alimentaria en las algas pardas se compone de cuatro familias de polisacáridos: laminaranos, alginatos, fucanos y celulosa. Los laminaranos constituyen polisacáridos de reserva, mientras que el resto son polisacáridos estructurales que forman parte de la pared celular, caracterizándose por ser muy difíciles de digerir (28). La fibra alimentaria en las algas rojas está compuesta principalmente por galactanos sulfatados (carragenanos y agar) y en menor medida de xilanos, mananos y celulosa, indigeribles para el humano (30). Las algas verdes contienen almidón, celulosa, xilanos, mananos y polisacáridos iónicos que contienen grupos sulfato y ácidos urónicos (31,32). La fibra de las algas, al no poder ser digerida ni absorbida, permite regular el transito del bolo alimenticio en el estómago y el intestino delgado, generando un potencial valor de su utilización.

Minerales

Las algas obtienen del ambiente marino en el que viven una gran riqueza de elementos minerales (8- 40% del peso seco del alga). Esta gran abundancia tanto de minerales esenciales como de elementos traza incluyen macronutrientes como sodio, calcio, magnesio, potasio, cloruro, sulfato, fósforo, y micronutrientes como yodo, hierro, zinc, cobre, selenio, molibdeno, fluoruro, manganeso, boro, níquel y cobalto, entre otros. Sin embargo, la composición mineral puede variar en función del grupo taxonómico al que pertenece la especie, en función a variaciones geográficas, estacionales y fisiológicas (33) e incluso con el tipo de procesado y método de mineralización aplicado (8,26,32).

Los tres grandes grupos de algas (Heterokontophyta, donde se ubica el Filo Ochrophyta o algas pardas, Rhodophyta o algas rojas, Chlorophyta o algas verdes) son prácticamente equivalentes en cuanto a la cantidad de minerales, no obstante, se puede observar una ligera ventaja en algas pardas y las rojas

(hasta el 36% de la peso seca) frente a las verdes (que alcanzan hasta el 30%) (5,34). En el caso particular del yodo, las algas pardas han sido utilizadas para el tratamiento del bocio o agrandamiento de la glándula tiroides. La *Saccharina* o Kombu, es la principal fuente de yodo, conteniendo de 1500 a 8000 ppm en peso seca. En el caso del calcio, las macroalgas pueden contener niveles superiores a 7% en peso seco, llegando hasta 25 – 34% en el caso de algas coralinas como *Lithotamnium calcareum*.

Palmaria palmata (Rhodophyta) y *Undaria pinnatifida* (Heterokontophyta) contienen una cantidad 20 veces superior de calcio que la leche, asociadas a grandes cantidades de potasio y magnesio que ayudan a su asimilación. *Ulva lactuca* (Chlorophyta) contiene el doble de hierro que el germen de trigo y 12 veces más que las lentejas. Las algas contienen una cantidad de magnesio de 5 a 10 veces superior que el germen de trigo, bastando con 5 gramos en peso seco para aportar el 100% de las necesidades humanas diarias (8).

Proteínas

El contenido en proteínas en las algas puede variar mucho entre los grandes grupos de algas (pardas, rojas y verdes). El contenido proteico en las algas pardas es generalmente bajo (5-24% del peso seco), mientras que las algas rojas y verdes contienen una mayor proporción (10-47% del peso seco) (25).

En algunas algas rojas como *Palmaria palmata* y *Pyropia tenera*, el contenido proteico puede representar entre el 35% y 47% en peso seco respectivamente. El contenido proteico, es comparable, e incluso superior a los de ciertas leguminosas como la soja, fuente de proteínas vegetales para la nutrición humana y animal (Tabla 2).

Por lo general, las proteínas de las algas están bien equilibradas en aminoácidos. Determinadas especies del género *Ulva* tienen una proporción de aminoácidos esenciales como la valina, la leucina o la isoleucina comparable a la que presentan las leguminosas.

Vitaminas

Del mismo modo que las plantas terrestres, las algas realizan la fotosíntesis, lo que les permite sintetizar sus vitaminas. De esta forma, las algas contienen prácticamente todas las vitaminas, aunque su proporción varía con las estaciones. El interés principal reside en los niveles de provitamina A (algas rojas), vitamina C (pardas o verdes) y vitamina E (pardas, destacando las fucales *Ascophyllum nodossum* y *Fucus* sp., que contienen entre 200 – 600 mg de tocoferoles por kilogramo de peso seco). En general, hay una gran presencia de vitaminas del grupo B (especialmente B2 y B3; Tabla 2), con una peculiaridad en el caso de la vitamina B12: las algas contienen una proporción significativa, a diferencia de las plantas terrestres, en las que no está presente (5,34).

De todas las especies de macroalgas, *Pyropia* puede denominarse la gran procesadora de vitaminas, siendo especialmente rica en vitaminas del complejo B; especialmente colina, ácido lipoico, biotina, B6, B12.

Adicionalmente, *Pyropia* es la macroalga con el mayor contenido de vitamina A (28).

3. Como fuente de polisacáridos de interés industrial: hidrocoloides

Las paredes celulares de las algas marinas contienen polisacáridos de cadena larga, que aportan flexibilidad a las algas y les permite adaptarse al movimiento de las aguas en las que crecen (Figura 11). Esos polisacáridos se denominan hidrocoloides.

Los hidrocoloides son un grupo grande, heterogéneo, de sustancias poliméricas que incluyen principalmente polisacáridos y algunas proteínas. Como parte de los hidrocoloides, los ficocoloides son un grupo de polímeros naturales, químicamente denominados polisacáridos, derivados de las algas marinas, que son ampliamente utilizados en casi todas las industrias debido a sus características físico-químicas, las cuales les confieren singularidad y versatilidad en sus aplicaciones en diferentes tipos de industrias como: alimenticia, médica, cosmética, de fabricación de pintura, textil, de bebidas, etc. (35)

Los hidrocoloides se distinguen según las características de las cadenas estructurales, su longitud, sus ramificaciones, la forma en que se agrupan las ramificaciones y si tienen o no cargas eléctricas. De acuerdo a ello, los hidrocoloides pueden ser:

- Hidrocoloides solubles en frío: alginato, goma guar, goma arábiga, goma xantana, konjac.
- Hidrocoloides solubles en caliente: agar, carragenano, goma garrofín, pectinas.

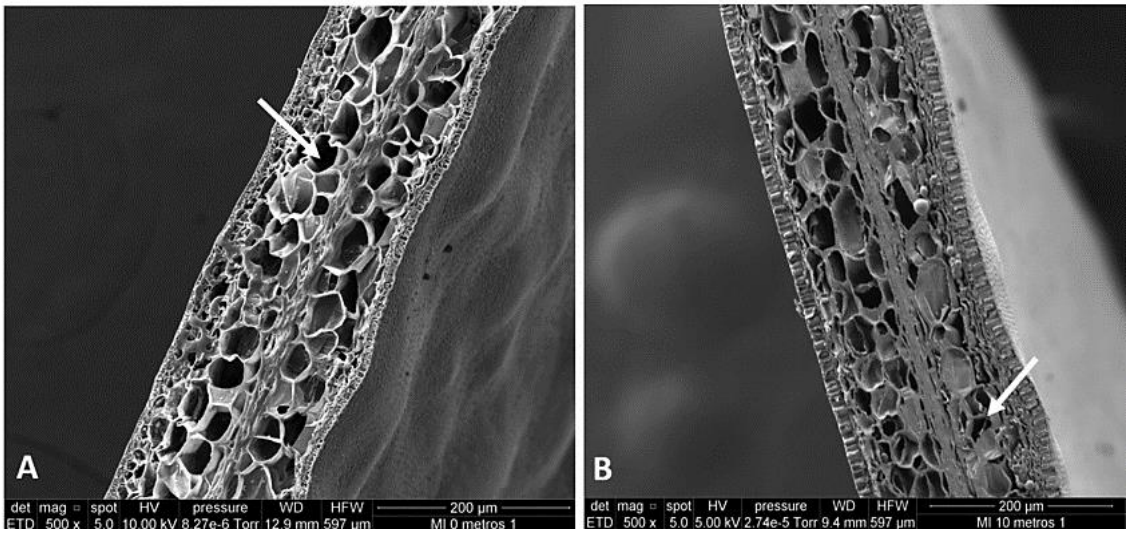


Figura 11: Comparación entre la pared celular de *Macrocystis pyrifera* a 0 m (A) y a 10 m (B) de profundidad. En A se observa las células meristemáticas vacías, mientras que en B se observa la presencia de abundantes polisacáridos de pared. Fuente: Sujay et al. 2020.

Las macroalgas marinas contienen polisacáridos específicos (ficocoloides), tanto estructurales como de reserva, que no están presentes en otros vegetales terrestres. Estos poseen numerosas aplicaciones comerciales como estabilizantes, emulsionantes, espesantes, gelificantes, etc. Los más utilizados a nivel industrial son: el ácido algínico o alginato que se obtiene de las algas pardas y el carragenano y el agar agar que se obtienen de las algas rojas.

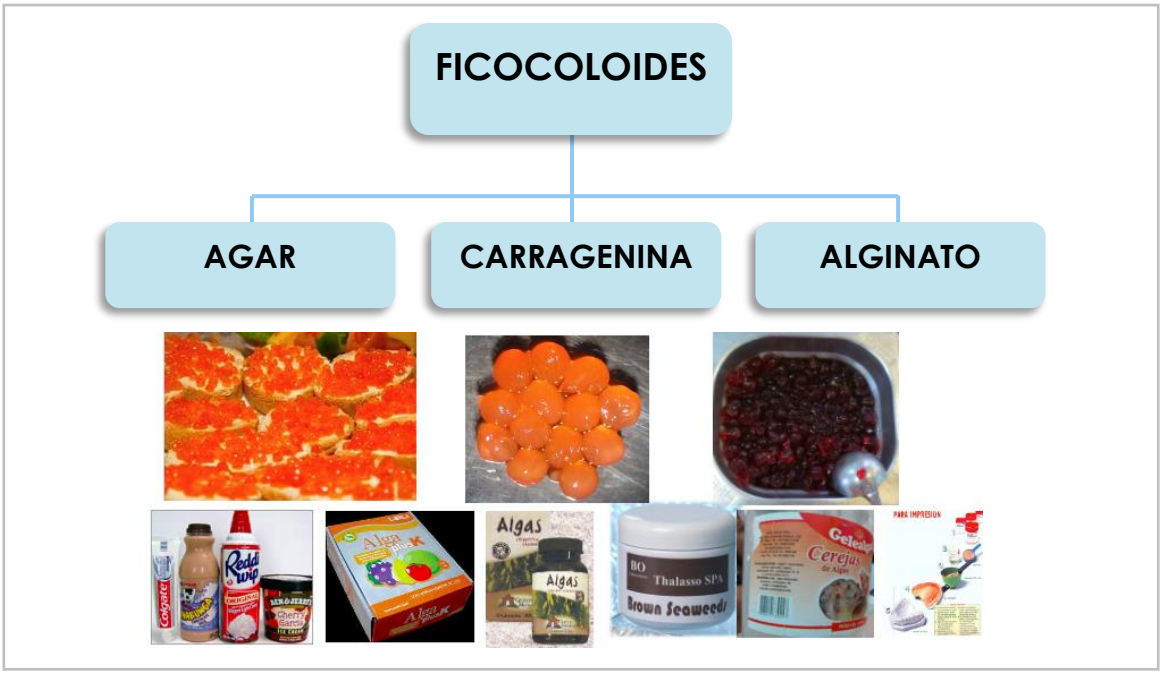


Figura 12: Principales ficocoloides/hidrocoloides y aplicaciones. Fuente: P. Gil Kodaka.

A continuación, se detallan las características de los polisacáridos presentes en las macroalgas de mayor interés para la industria.

Carragenanos

Los carragenanos son gomas solubles en agua, presentes en ciertas especies de algas rojas de las familias Gigartinaceae, Solierinaceae, Phylophoraceae y Hypneaceae (36–38).

Los carragenanos pueden dividirse en dos grupos: un grupo de carragenanos que no gelifican en presencia de iones de potasio ni bajo tratamiento alcalino, y otro grupo que sí gelifican en presencia del catión potasio o najo tratamiento alcalino. De estos dos grupos, sólo el segundo es comercialmente empleado en la industria alimentaria, debido a sus propiedades gelificantes, de suspensión y estabilización, que confieren a los alimentos donde son aplicados (39).

De las algas utilizadas como materia prima para la producción de carragenanos, *Chondracanthus chamissoi* es una de las especies utilizadas en el Perú para dichos fines. La proporción de carragenanos en *C. Chamissoi* varía en función a ciertos aspectos biológicos como el estadío del ciclo de vida, la fase sexual del alga, estado de madurez y temporada de recolección;

encontrándose que, para fases gametofíticas haploides, la mayor proporción de carragenanos pertenecen al grupo de los que gelifican en presencia de potasio o tratamiento alcalino (tipo *kappa,* entre 70-90% del peso del carragenano). Por otro lado, para fases tetraspóricas diploides, existe un mayor contenido de aquellos carragenanos que no gelifican (tipo *lambda* entre 80-90% en peso) (40).

Figura 13: Características, usos y principales especies productoras de las carragenanos. Fuente: P. Gil Kodaka

Agar-Agar

El agar es un compuesto producido por algunas especies de algas rojas, el cual se caracteriza por ser una mezcla de polisacáridos complejos insoluble en agua fría y soluble en agua caliente, que al enfriarse forma una masa coloidal gelatinosa. Los principales polisacáridos presentes en los agares son la agarosa, el agente gelificante y la agaropectina. El agar se encuentra ubicado en las paredes celulares del alga.

El uso del agar en la industria es utilizado como clarificador de vinos, y cervezas, integrador de harinas o féculas de pan, protector de carnes o conservas envasadas, en la industria farmacológica, cosmética, en preparación de medios de cultivos bacteriológicos, etc.

En la actualidad, los agares vienen siendo elaborados principalmente por especies de *Gelidium* y *Gracilaria*, siendo *Gracilaria* la preferida para la obtención de agares de grado alimenticio, mientras que agares con una mayor fuerza de gel (bacteriológico y farmacéutico) son producidos a partir de *Gelidium* (7).

Compuesto por agarosa y agaropectina. Insoluble en agua fría, soluble en agua a 80°C y gelifican entre 30 y 40°C

Clarificador de mostos.
Reemplaza a harinas o féculas de pan.
Alimento en Asia y Europa.
Protector de carnes.
Recubre medicamentos.

AGAR: CARACTERÍSTICAS, USOS Y ESPECIES

En medios de cultivo de bacterias, microalgas y macroalgas

Algas rojas:
Graciliaria spp.,
Gelidium spp.,
Gelidiella spp.,
Pterocladia spp.,
Gracilariopsis lemaneiformis

Figura 14: Características, usos y principales especies productoras de agar. Fuente: P. Gil Kodaka

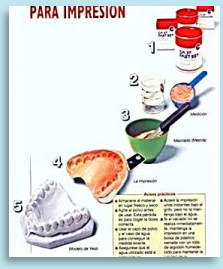
Alginato

Los alginatos o ácido algínico constituyen el principal polisacárido de la pared celular de las algas pardas siendo su ubicación fundamentalmente intercelular (41); alcanzando entre 40-47 % del peso seco (42).

Sales del ácido algínico formadas con Na, K, Mg o Ca, formando sales con diferentes grados de solubilidad en agua. Representa hasta 40% del peso seco del alga.

Estabilizador, aglutinante, espesante, gelificante y formador de películas delgadas sobre superficies. Impresiones dentales.

ALGINATO: CARACTERÍSTICAS, USOS Y ESPECIES



Algas pardas:

Macrocystis spp., *Lessonia* spp., *Durvillaea* spp., *Fucus* spp., *Laminaria* spp., *Ecklonia* spp., *Alaria* spp., *Ascophyllum* spp. y *Sargassum* spp.

Figura 15: Características, usos y principales especies productoras de alginato. Fuente: P. Gil Kodaka.

Los niveles de alginato contenidos en las diferentes especies de algas pardas varían en función a las condiciones del medio. Generalmente las algas que crecen en aguas frías suelen producir un alginato de mejor calidad frente a las de aguas templadas y tropicales. De igual forma, los valores de concentración sufren variaciones a lo largo del año y de la estación, alcanzando valores máximos en primavera.

La unidad química de los alginatos son los ácidos urónicos, siendo el ácido D-manurónico y el ácido L-gulurónico sus principales unidades monoméricas (41). La relación obtenida en base al índice M/G (manurónico/ gulurónico) indica la calidad de la materia prima para la obtención de alginato, la cual difiere entre especies (41). En general, alginatos con un índice M/G bajo forman geles más fuertes y rígidos, mientras que alginatos con un alto índice M/G forman geles más elásticos y blandos (43).

Los principales usos que se le dan a los alginatos en la industria son en textilería, industria alimenticia, productos de belleza, cremas, impresiones dentales, medicinas, etc. En la actualidad, los alginatos solamente vienen siendo utilizados en la industria de alimentos como alginato de propilen glicol (PGA) (7).

Entre las principales especies de algas pardas utilizadas como materia prima para la obtención de alginatos están: *Lessonia* (América del Sur), *Ascophyllum nodossum* (América del Norte y Europa), *Laminarias* (Europa), *Ecklonia máxima* (Sudáfrica), *Durvillaea antartica* (Chile), *Nereocystis* (América del Norte), *Saccharina* (Asia) y *Macrocystis* (América del Norte y Sur) (41).

4. Otros usos

Fertilizantes:

El uso de las algas marinas como abonos agrícolas se inicia en los poblados costeros, los cuales tenían acceso directo al recurso. Su uso se reporta desde el siglo V en los cultivos de arroz en China como corrector de suelos y aumentando la fuente de materia orgánica. De igual forma, en el siglo XII los países europeos que rodean el mar del norte: Francia, Irlanda, Escocia y Gran Bretaña emplearon como abono una mezcla de yodo y potasio obtenidos a partir de cenizas de algas pardas (44).

Dentro de la amplia gama de algas marinas, se demostró que las algas pardas poseen las mejores condiciones para ser utilizadas como estimulantes de cultivos agrícolas, ya que están compuestas por la mayoría de nutrientes necesarios por las plantas terrestres y poseen hormonas vegetales de igual composición que las producidas por las plantas, además tienen efectos estimulantes para acelerar los procesos fisiológicos mejorando los mecanismos de defensa de la planta, aumentando la tolerancia contra los problemas causados por el estrés generado principalmente por las variaciones ambientales durante el desarrollo del cultivo. Las bondades de los extractos de algas pardas en la agricultura se atribuyen a diversos compuestos como macroelementos, microelementos

quelatados, protohormonas, betaínas, aminoácidos, poliaminas, etc. (45–49). En la actualidad existen diversos procesos de elaboración de extractos de algas para la agricultura y las principales prácticas de su uso es en aplicaciones foliares, sin embargo, también se vienen realizando aplicaciones por fertirriego.

Las principales especies utilizadas para la elaboración de extractos de algas para agricultura son *Macrocystis pyrifera*, *Ascophyllum nodossum*, *Durvillaea antartica*, *Durvillaea potatorum*, *Ecklonia maxima*, *Fucus vesiculosus* y *Lessonia berteroana*.

Agentes antivirales

Tanto las algas marinas como los pastos marinos producen polisacáridos sulfatados en una aparente adaptación a la vida marina. Gran parte de la actividad antiviral directa de las algas marinas se produce a través de fracciones de polisacáridos sulfatados que inhiben la entrada viral a células. Tienen una toxicidad muy baja, por lo tanto, los extractos de algas marinas son muy adecuados a aplicaciones de microbicidas tópicos. La principal actividad es contra envuelto-virus (virus con envoltura exterior que proviene de la célula hospedadora), incluidos patógenos humanos importantes como los virus de inmunodeficiencia (VIH), virus del herpes simple (VHS), virus citomegalovirus (HCMV) e incluso virus del dengue (50).

Las propiedades antivirales de las algas marinas se pueden atribuir por un lado a las propiedades de la actividad antiviral de los extractos de algas, y por otro lado a la estimulación de la inmunidad innata que mejora la resistencia a patógenos como virus (51).

En la Tabla 3 se muestran algunas especies de algas que han mostrado actividad antiviral sobre determinados virus.

Tabla 3: Algunas especies algales que han mostrado actividad antiviral sobre determinados virus. Fuente: Gunter Villena.

Especie	Extracto	Virus afectado
Undaria pinnatifida	Galactofucano sulfatado	HSVI,HSVII, IV, HCMV
Adenocystis utricularis	Galactofucano y uranofucano	HSVI,II
Laminaria abyssalis	Fucano	HTVL1
Fucus vesiculosus	Polisacaridos y polifenoles	HIV
Ecklonia cava	Derivados florotaninos	HIV
Gigartina skottsbergii	Lambda carragenano	HSVII
Asparagopsis armata	Galactanos, 3,6 anhidrogalactosa	HIV
Gracilaria corticata	Agarano, galactano sulfatado	HSVI,II
Ulva lactuca	Arabinosa, xilosa, rhamnosa y galactosa	IV
Codium fragile	Extractos acuosos no polares	HSVI in vitro

*HIV: virus de la inmunodeficiencia humana; HTVL1: virus neurológico; HCMV: citomegalovirus humano; HSVI: Herpes Simplex Virus; HSVII: Herpes Virus; IV: Influenza Virus

Harina de algas

La harina de algas empezó a producirse de forma experimental en Noruega en el decenio de 1960 y se utiliza como aditivo en los piensos. Se obtiene

principalmente de algas pardas que se secan y muelen. Se recurre a la desecación artificial, por lo que el coste de producción fluctúa en función del coste del petróleo.

Combustibles

Durante los últimos veinte años ha habido algunos grandes proyectos que han investigado la posible utilización de algas como fuente indirecta de combustible. La idea consiste en producir grandes cantidades de algas en el océano y fermentar después esta biomasa a fin de generar gas metano o alcoholes para su uso como combustible.

Tratamiento de aguas residuales

Existe la posibilidad de utilizar algas en el tratamiento de aguas residuales. Por ejemplo, algunas algas pueden absorber iones de metales pesados, como zinc y cadmio, del agua contaminada. Los efluentes de las granjas piscícolas suelen contener altos niveles de residuos que pueden causar problemas a la vida acuática en aguas adyacentes; en muchos casos las algas pueden utilizar gran parte de estos residuos como nutrientes, por lo que se han realizado ensayos para cultivar algas en zonas adyacentes a piscifactorías (cultivos multitróficos).

RECOLECCIÓN Y TRANSFORMACIÓN

En el Perú, existen antecedentes de la extracción de macroalgas desde hace décadas, pero fue en el año 2004 cuando se comienzan a registrar los datos de desembarque a través del Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Por otro lado, existen datos de exportación de productos derivados de macroalgas desde 2002 en varias presentaciones (algas frescas, refrigeradas, congeladas o secas) y formatos (seca entera, seca picada hasta 3 cm, seca en polvo).

1. Marco normativo y regulador

Según establece la Constitución Política del Perú, "*Los recursos naturales, renovables y no renovables, son patrimonio de la Nación y el estado es soberano sobre su aprovechamiento*". Según el artículo 2º y 9º de la Ley General de Pesca, "*Corresponde al Estado regular el manejo integral y la explotación racional de dichos recursos y el mismo, en base a evidencias científicas, regulará las cuotas de captura, temporadas, zonas de pesca. La regulación y esfuerzo pesquero, métodos de pesca, tallas mínimas y demás normas*".

En base a estas predisposiciones, se desarrolló el Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE que define el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de las Macroalgas Marinas.

Este Reglamento es de ámbito nacional y se aplica a personas naturales y jurídicas que realizan actividades extractivas, de acopio, procesamiento,

almacenamiento, transporte, comercialización, gestión, promoción en investigación científica sobre macroalgas marinas.

Las principales especies de macroalgas marinas objeto de regulación aparecen en la Tabla 4.

Tabla 4: Principales especies objetivo del Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE. Fuente: PRODUCE

Algas rojas	
Chondracanthus chamissoi	"yuyo", gigartina, cochayuyo
Gracilariopsis lemaneiformis	Pelillo
Porphyra spp.	Cochayuyo, luche
Algas pardas	
Lessonia nigrescens	Aracanto, aracanto macho, negra, cabeza
Lessonia trabeculata	Aracanto, palo, aracanto hembra
Macrocystis integrifolia	Sargazo, boyador, bolas
Macrocystis pyrifera	sargazo
Algas verdes	
Ulva spp.	Alga verde, lechuga de mar

2. Extracción y recolección

El Ministerio de la Producción, a través del Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE que define el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de las Macroalgas Marinas, establece en el ámbito nacional, sobre la base de estudios científicos y factores socioeconómicos, los regímenes de acceso, volumen total de extracción permisible, esfuerzo pesquero (embarcaciones y usuarios), cuotas, aparejos y sistemas de extracción, zonas y temporadas (de extracción y veda), zonas prohibidas o de reserva y tallas mínimas. Esta legislación está orientada principalmente a la actividad extractiva de *Macrocystis,* ya que es la principal macroalga objetivo de los recolectores. El Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE se ve modificado en 2016 por el Decreto Supremo N°007-2016-PRODUCE.

En el Perú, la extracción de macroalgas (*Macrocystis*) puede realizarse mediante el uso o no de embarcación, siempre con predominio del trabajo manual (mediante el uso de barretas, machetes, hoz, cuchillas), estando prohibido el uso de sistemas mecanizados.

El Ministerio de la Producción establece zonas prohibidas o de reserva de macroalgas con carácter intangible, con el fin de garantizar el reclutamiento y reserva genética de las praderas y bosques, así como proteger la biodiversidad. Además, establece un sistema de rotación de áreas que permite explotar ciertas áreas durante ciertas temporadas mientras otras permanecen intactas (periodo de descanso).

Por otro lado, está prohibida la colecta de macroalgas varadas además de todo tipo de extracción en zonas donde se determine la existencia de indicadores de contaminación que puedan afectar a la salud.

El Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE establece que la recolección de macroalgas marinas desde el medio natural es de tipo artesanal, y se define en dos modalidades:

- La extracción o recolección de macroalgas desde su hábitat (modalidad activa) se realizará mediante el empleo de instrumentos de uso manual (hoz, hacha, machete) y, de ser el caso, realizando buceo semiautónomo. Existen tres tipos (Figura 16): siega parcial de la macroalga, siega de la macroalga dejando el rizoide y remoción del rizoide (extracción completa).

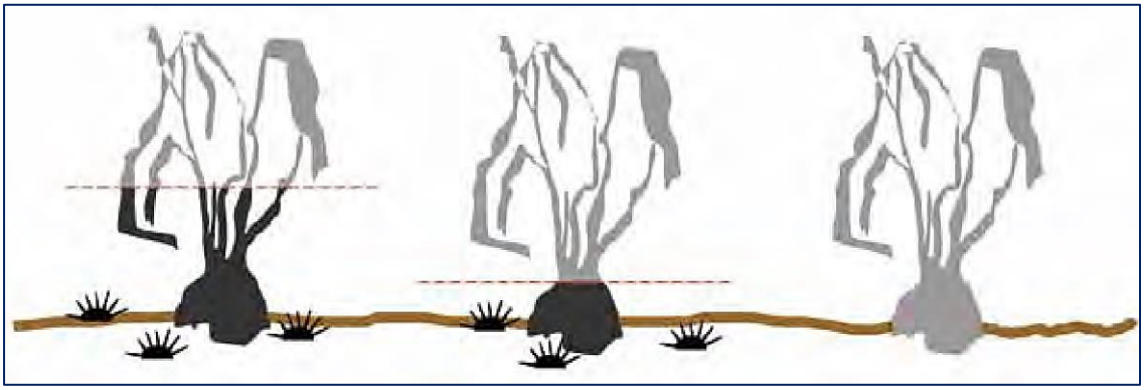


Figura 16: Formas de extracción de *Macrocystis*. Fuente: original de J. Zavala (52).

- Colecta de especímenes producto de la mortalidad natural varados en playas (modalidad pasiva).

Para poder realizar la actividad extractiva de macroalgas es necesaria la obtención previa de un permiso, el cual será otorgado en base al grado de explotación del recurso y los factores socioeconómicos de la zona. Este permiso sólo será otorgado a los pescadores artesanales y personas tradicionalmente dedicadas a estas actividades. Dicho permiso otorga la capacidad de recolección y acopio por un periodo de dos años (con capacidad de ser renovado por un mismo periodo) y será expedido por el Ministerio de la Producción o el Gobierno Regional según corresponda. Estos permisos son intransferibles y recogen una serie de datos en referencia a artes de extracción, zonas de operación, nombre de la embarcación, matrícula.

3.Secado

El secado, tradicionalmente se ha realizado estibando las algas en el suelo, en zonas cercanas al área de recogida o en la planta de procesado, donde se completa la parte final del proceso. El manejo principal es mover y voltear las algas periódicamente (cada dos o tres días) para evitar la proliferación de hongos. Esta fase puede durar de 2 a 15 días dependiendo de la climatología. Se han desarrollado mejoras en el secado con el objetivo de acortar el proceso,

reducir pérdidas del producto y reducir el tiempo de trabajo. Los sistemas más sencillos de secado son la plataforma de secado y la extensión en cordeles (52).

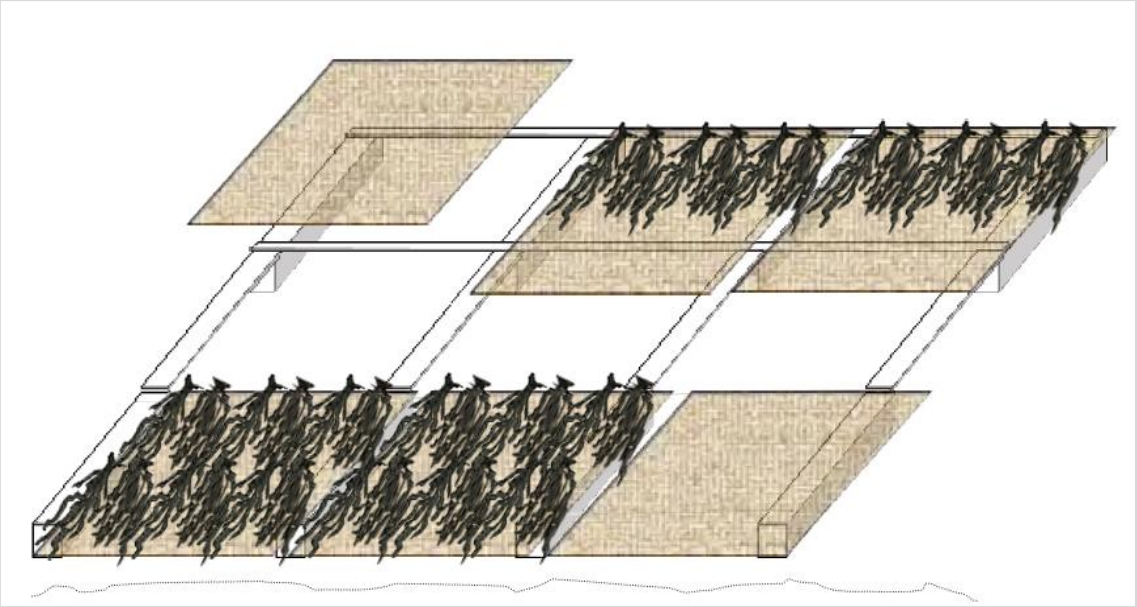


Figura 17: Plataforma de secado (52).

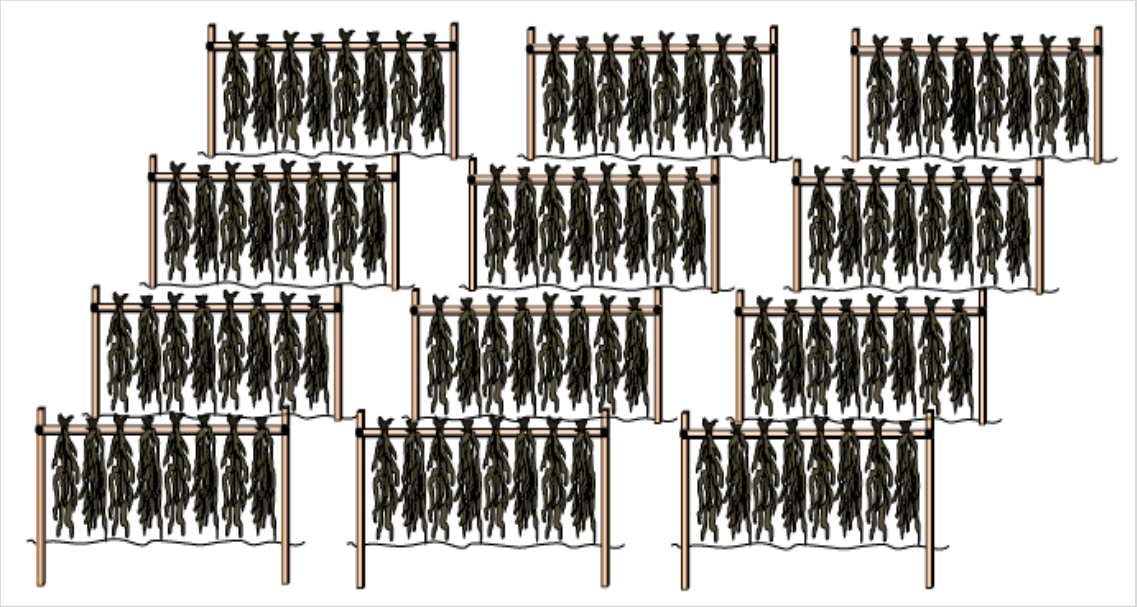


Figura 18: Extendido de algas en grupos de cordeles (52).

El rendimiento de las algas secas es de 4:1, de 4 kg de algas frescas se obtiene 1 kg de alga seca (aunque esta proporción varía en función del grado de humedad del producto final) (52).

4. Almacenamiento y/o transporte

Normalmente el producto de macroalgas almacenado son algas enteras secas. Las zonas de almacenado suelen ubicarse cerca de las casas de los recolectores, en muelles de desembarque artesanal, cerca de las zonas de recogida o en las mismas plantas de procesado. El transporte hasta las plantas de procesado se realiza en camiones (52).

5. Comercialización

Las macroalgas se comercializan secas y húmedas (en fresco). El precio suele variar en función al grado de deshidratación del producto. Cuanto más seco, menor peso, y mayor precio por unidad de peso (52).

6. Procesamiento

Normativa:

El Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE que define el Reglamento de Ordenamiento Pesquero de las Macroalgas Marinas también regula el procesamiento pesquero. En 2016, el Decreto Supremo N°019-2009-PRODUCE se ve modificado por el Decreto Supremo N°007-2016-PRODUCE, el cual establece que el procesamiento pesquero de macroalgas marinas es únicamente industrial.

El acceso a la actividad de procesamiento industrial de macroalgas se obtiene a través de la autorización de instalación y la licencia para la operación de planta de procesamiento, otorgadas conforme a lo dispuesto en el Reglamento de la Ley General de Pesca (aprobada por Decreto Supremo N°012-2001-PE) por la Dirección General de Pesca para Consumo Humano Directo e Indirecto del Ministerio de la Producción. Para obtener la autorización previamente citada, es necesario contar con el instrumento de gestión ambiental el cual será aprobado por la autoridad competente del Ministerio de la Producción.

Las especies sujetas a veda en determinado ámbito geográfico, pueden ser procesadas en plantas dentro de dicho ámbito geográfico siempre y cuando se acredite su origen de una zona de libre extracción, a través de un certificado otorgado por el Ministerio de la Producción o por los Gobiernos Regionales según corresponda. Del mismo modo, se procederá para las actividades de almacenamiento, transporte y comercialización de macroalgas marinas en áreas sujetas a veda.

Los titulares de plantas de procesamiento deben aplicar medidas preventivas de vigilancia para proteger a las macroalgas de contaminación o adulteración causadas por plagas, compuestos tóxicos y asegurar su procesamiento bajo condiciones sanitarias conforme a la legislación vigente.

Las plantas de procesamiento de macroalgas para consumo humano directo deben estar habilitadas por el Organismo Nacional de Sanidad y cumplir con las normas sanitarias vigentes. Los productos finales para consumo humano directo e indirecto de estas plantas deben contar con el correspondiente

certificado sanitario expedido por la citada autoridad sanitaria garantizando su calidad e inocuidad,

Las dependencias con competencia pesquera de los Gobiernos Regionales en coordinación con la Dirección General de Supervisión, Fiscalización y Sanción en Pesca y Acuicultura del Ministerio de la Producción deben realizar de forma permanente las actividades de seguimiento, control y vigilancia con la finalidad de garantizar el cumplimiento de las normas legales vigentes. Los extractores, recolectores acopiadores, así como los titulares de plantas de procesamiento de macroalgas tienen el deber de cooperar con las autoridades en las actividades de vigilancia y control y proporcionar la información que les sea requerida con fines de fiscalización, control pesquero, así como la toma de muestras y datos estadísticos de extracción, con utilidad para fines de evaluación e investigación.

Fases del procesamiento de algas pardas

El procesamiento hace referencia al troceado y molido de las macroalgas recogidas. Este proceso se lleva a cabo en empresas de procesamiento industriales. El proceso consta de varias fases que van desde la recepción de la materia prima en distinto grado de secado, pesaje, selección, acondicionamiento y estabilización de la humedad, troceado, molienda, secado del producto molido, clasificación, ensaque y exportación (52).

En la fase de **recepción** se recibe en planta la materia prima. Esta puede venir en estado fresco, o seco (25 - 30% de humedad) (52).

Durante la fase de **pesado**, se registra la cantidad de producto que llega a la planta en el vehículo de transporte. Esta fase es supervisada por el dueño de la carga y un representante de la procesadora (52).

Durante la **selección**, la materia prima se clasifica de forma manual por especie y por grado de humedad mientras se descarga desde el vehículo de transporte. Además, se retiran impurezas y dependiendo de la cantidad de estas, el precio de la carga podría variar. Aquí participa el dueño de la carga junto a operarios de la planta (52).

La fase de **acondicionamiento** consiste en estabilizar la humedad de la materia prima a un porcentaje aproximado del 10%. El periodo de acondicionamiento dura de 1 a 30 días dependiendo de la climatología y la demanda de producto. Generalmente, el grado de humedad se evalúa analizando las condiciones organolépticas, de color y de textura (52).

En la fase de **troceado**, las macroalgas son diseccionadas separándolas por partes. Es un proceso manual que requiere de mucha mano de obra. Posteriormente se limpia el producto y de ser necesario, continúa el proceso de secado (52).

El siguiente paso es la fase de **molienda**, por la cual las macroalgas picadas y clasificadas según la parte a la que correspondan (frondas, rizoide) previamente, se muelen en un molino. Posteriormente este producto se clasifica en función del tamaño de grano, por medio de un tamiz incluido normalmente

en el propio molino, y el origen o tipo de tejido de la macroalga, siguiendo estándares internacionales (52).

En el caso de que el producto molido no tenga la humedad deseada, se procede a realizar otro secado. Las algas molidas tienen una merma del 30% por la pérdida de agua y polvo (52).

Finalmente, el producto se envasa en sacos en función del tamaño de partícula, especie y tipo de tejido utilizado, para su almacenamiento hasta su venta o exportación (principalmente al mercado chino) (52).

MERCADOS Y EL ESTADO ACTUAL DE LAS MACROALGAS EN EL PERÚ

1. Demanda mercado nacional

Perú es uno de los pocos países fuera de Asia donde existe una larga tradición de consumo de macroalgas (10,53). Se han encontrado restos de algas secas en tumbas de la Cultura Nazca y Paracas, de las variedades: *Macrocystis humboldtii*, *Porphyra columbina* y *Chondracanthus chamissoi*.

Actualmente, en la sierra y la selva peruana se mantiene una antigua costumbre de consumo de algas. El formato predominante es la forma deshidratada (seco-salada), que se encuentra en los mercados prensada en bloques cuadrangulares para la preparación de chupes, lawas, caldos, espesados, ajiacos, solteritos, revueltos, ensaladas, picantes, chaquicán y timpusca de peras. Gran parte de la población consumen algas en determinadas fechas destacadas, como en la Semana Santa durante los días de recogimiento, cuando tradicionalmente no se come carne, y se preparan diferentes guisados, sopas, cremas y ensaladas, siendo el insumo principal el "yuyo", el cochayuyo y el cushuro. En la sierra, además, suelen consumirse algas en otras festividades como en el Inti Raymi que coincide con el Día del Campesino (24 de junio) y en la Festividad del Corpus Christi. El protagonista en estas fechas es el chiriuchu, plato típico obligado en el Cusco que consiste en cuy frito, gallina, morcilla, tortilla y queso, acompañados con cancha, salsas y cochayuyo.

Figura 19: Plato de chiriuchu. Fuente: Walter Coraza Morveli.

En la costa, las algas se consumen principalmente frescas, en ceviches, jaleas, ensaladas, ajiacos, chilcanos, tortillas y "cangrejos reventados". Particularmente, en la costa norte, se consumen varios tipos de algas rojas de la familia Gigartinaceae, como "yuyo" o mococho: *Chondracanthus chamissoi*, *Gigartina paitensis* y la *Gigartina glomerata*.

Sin embargo, el alga más destacada y extendida como referencia de la gastronomía peruana es el "yuyo", utilizado para acompañar cebiches, decorar platos típicos de frituras de pescado, jaleas, guisos marinos, parihuelas, sopas y picantes. Pero además de decoración también se están utilizando en ensalada de frutas y verduras, donde es uno de los ingredientes principales. Otros usos culinarios son la tortilla de algas o el chicharrón de algas frescas o seco-saladas y rehidratadas. Estas algas también son utilizadas de manera indirecta (ficocoloides) en gelatinas, leches batidas, donde los derivados de las algas son ingredientes que aportan consistencia y textura características.

Figura 20: Macroalgas secas en bloque. Mercado San Camilo de Arequipa. Fotografía: Jorge Bedregal - 2010 -

Figura 21: Ceviche acompañado de "yuyo". Fuente: D. Tarazona.

El volumen de producción de las algas marinas en Perú, proviene casi en su totalidad, de la extracción de las praderas naturales. En la actualidad, sólo son explotadas comercialmente las macroalgas pardas y rojas.

Para el caso de las algas rojas, el mercado está diferenciado según su uso. La mayor parte de la producción se destina al mercado gastronómico, nacional y para la exportación (en forma deshidratada o congelada) (20,54), siendo *Chondracanthus chamissoi* la especie más utilizada. Es importante mencionar que el mercado nacional de consumo de *Chondracanthus chamissoi* como acompañamiento en la gastronomía peruana ha crecido fuertemente en la última década, lo cual ha generado problemas con las praderas silvestres, las cuales, se han visto reducidas. Debido a este crecimiento en el consumo fresco local, es importante focalizar esfuerzos para producir *C. chamissoi* orientado a su venta en fresco en los mercados locales. En cuanto a precio, éste ha experimentado un aumento del 400% debido a la disminución del recurso en praderas naturales, el poco tiempo que se deja a estas descansar para recuperar la biomasa perdida y el alto esfuerzo invertido en la cosecha a pequeña escala (20). Según datos de Radio Uno para el mercado Grau, el 18 de abril de 2019 (Semana Santa) el kilo de "yuyo" llegó a alcanzar los 15 soles.

Este aumento del consumo nacional de *Chondracanthus chamissoi* también está vinculado a la sensibilización de la población sobre la necesidad de seguir una alimentación saludable, ya las macroalgas en general aportan grandes beneficios nutricionales (Valor nutricional de las algas pág. 23).

Existe además un pequeño mercado para consumo humano directo de *Pyropia columbina* dentro del mercado nacional (54).

Por el contrario, las algas pardas no se utilizan en la gastronomía peruana por lo que su extracción está dirigida a la exportación como materia prima para la industria de alginatos (algas troceadas o en polvo). Dentro de las algas pardas, las especies que son utilizadas como materia prima para la exportación dirigida a la industria de alginatos son: *Lessonia berteroana*, *Lessonia trabeculata* y *Macrocystis pyrifera*. Una vez procesado en el exterior Perú importa los alginatos ya que son utilizados en la elaboración de ciertos productos por la industria nacional (55).

Finalmente, como se ha comentado previamente (Como fuente de polisacáridos de interés industrial: hidrocoloides, pág. 26) las macroalgas poseen un potencial de elevado interés científico y económico ya que ellas y sus productos forman parte de la vida cotidiana en alimentos, fármacos, pintura o en la ropa. En este sentido, el Perú, como la mayoría de países sudamericanos, no producen estos ficocoloides (a excepción de Chile, Argentina y Brasil), por lo que determinadas industrias dependen de la importación desde los países productores (55).

Según datos obtenidos del anuario estadístico pesquero y acuícola de 2018 elaborado por PRODUCE(56), el desembarque de algas (TM) en este año fue:

Tabla 5: Desembarque de algas en 2018 (TM). Fuente: Empresas Pesqueras y Direcciones Regionales de Producción (DIREPRO Elaboración: PRODUCE-OEE.

Especie	Total	Consumo Humano Indirecto	Consumo Humano directo				
			Total	Fresco	Enlatado	Congelado	Curado
Algas	38593	-	38593	1426	-	-	37167

De las 37167 (TM) destinadas al curado industrial, el desembarque mensual durante el 2018 fue el que se muestra en el siguiente gráfico.

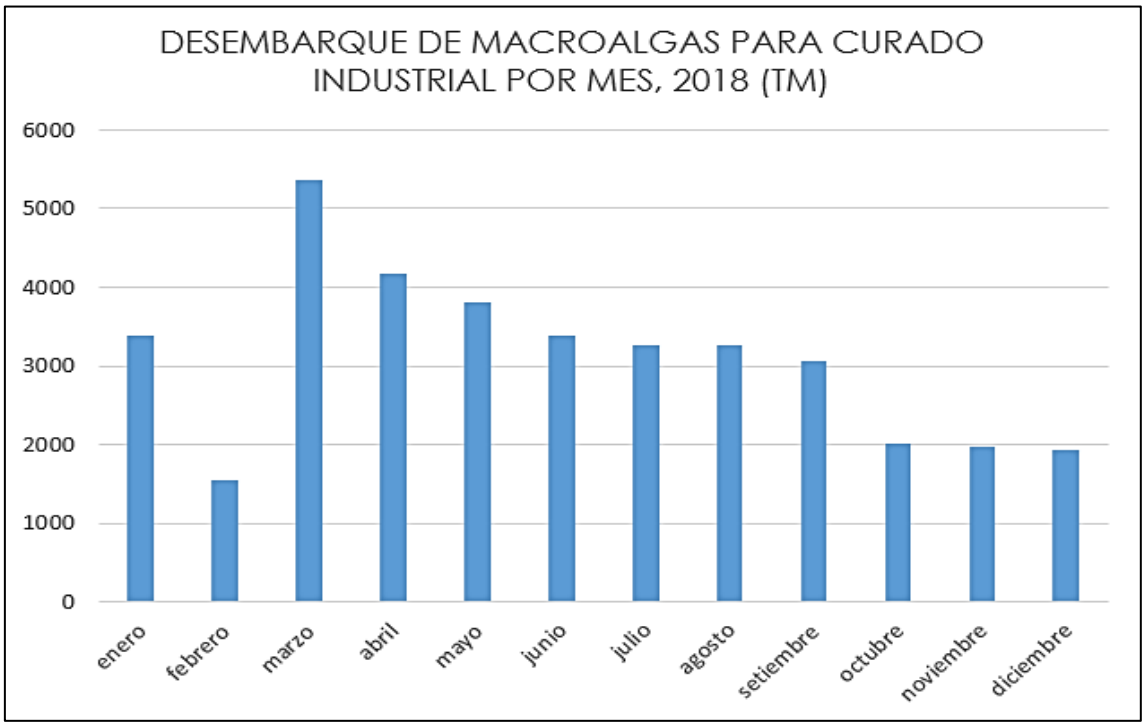


Figura 22: Desembarque de macroalgas para curado industrial por mes (TM). Fuente: Anuario Estadístico Pesquero y Acuícola de 2018. Elaborado por Guadalupe Martín Pardo.

Con relación a los puertos de desembarque por mes, figuran los siguientes:

Tabla 6: Puertos de desembarque de macroalgas por mes (TM). Fuente: Empresas Pesqueras Fuente: PRODUCE-OEE.

Puerto	Total	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Total	**37 167**	**3 381**	**1 553**	**5 372**	**4 181**	**3 800**	**3 393**	**3 262**	**3 259**	**3 065**	**2 002**	**1 978**	**1 921**
Pisco	5 201	439	15	646	473	570	656	459	356	427	293	413	454
La Yerba	213	-	17	22	57	-	96	-	22	-	-	-	-
Atenas	9 119	895	153	1 245	955	1 108	573	972	706	604	585	596	727
Laguna Grande	273	-	20	-	26	-	-	-	55	34	99	39	-
Punta Caballa	1 895	269	-	192	363	193	89	45	213	175	112	111	133
San Juan de Marcona	14 810	1 195	1 213	2 453	1 528	1 448	1 487	1 315	1 320	1 318	553	510	472
Lomas	2 447	236	134	291	252	255	295	282	233	178	94	121	76
Atico	3 179	341	1	516	528	227	197	189	338	330	266	187	60
Ilo	30	7	-	7	-	-	-	-	16	-	-	-	-
Otros	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Si analizamos los desembarques de algas entre 2009-2018, podemos evidenciar cómo el aumento en el volumen de desembarque de algas se ha ido incrementando a lo largo de los años con un aumento importante entre 2012 y 2013 pasando de 3.585 TM en 2012 a 22.189 TM en 2013 y con un crecimiento del desembarque hasta el 2018 con 38.593 TM. Existe un importante mercado de algas al que es preciso prestar atención y estudiar de forma pormenorizada ya que en un periodo de diez años el volumen de desembarque ha aumentado en aproximadamente un 700%.

Para el 2018 el desembarque de algas sobre la descarga total de especies supuso un 0,54% de las mismas.

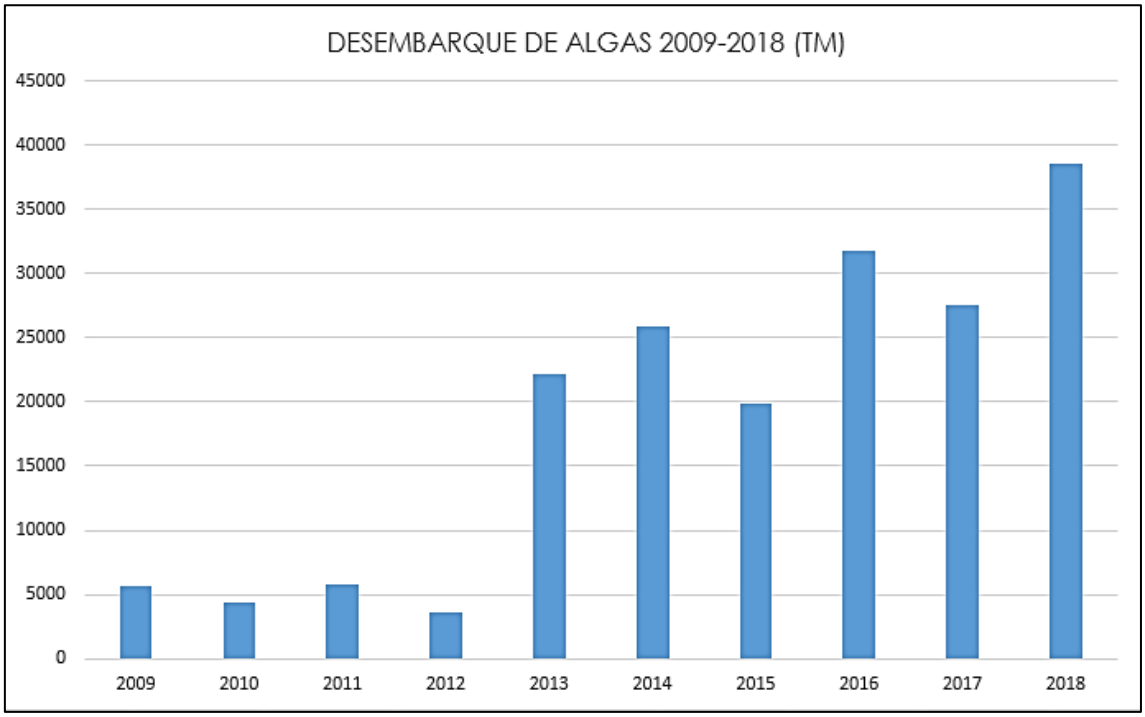


Figura 23: Desembarque total de algas de 2009 a 2018. Fuente: Anuario Estadístico Pesquero y Acuícola de 2018. Elaborado por Guadalupe Martín Pardo.

Con relación a los mercados mayoristas pesqueros (MMP), sólo se tienen datos para el 2018 del MMP de Ventanilla. Según los reportes diarios de este mercado, el ingreso de "yuyo" (designación única que aparece en el apartado vegetales) durante todo el 2018 fue de 308,67 TM, pero no existen datos del precio promedio para estas especies.

Tabla 7: Fuente: Reportes diarios del Mercado Mayorista Pesquero de Ventanilla. Elaboración: PRODUCE-OEE.

Espe-cie	Total	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
"yuyo"	308,7	26,12	21,50	23,79	25,75	19,43	24,09	28,40	31,25	33,85	26,50	24,10	23,90

El otro gran MMP Villa María del Triunfo no reporta datos de ingresos de algas para este año.

Tampoco se tienen datos de otros mercados o de supermercados, lo que corrobora la necesidad expuesta en párrafos anteriores de realizar un estudio pormenorizado del mercado nacional de algas.

1. Demanda en mercado internacional

Según FAO, la producción mundial de macroalgas fue de aproximadamente 30,8 millones de toneladas en 2016, de las cuales, 373 mil TM (1,2% de la producción total) son producidas en Latinoamérica. Del total de la producción de algas en Latinoamérica (373 mil TM), Chile contribuye con el 88% (329 mil TM), seguida por Perú con 4.1% y México con 3.7% (57).

A nivel mundial, el 98% de las algas producidas provienen de algas cultivadas y solo el 2% proviene de la extracción de las praderas naturales. Al contrario, en Latinoamérica, sólo el 4% de las algas son cultivadas y el 96 % provienen de la extracción de algas silvestres. Respecto a la producción de algas de cultivo, Chile es el principal productor de la región, siendo responsable del 95% de las algas cultivadas (14.846 TM), seguido por Brasil (4.68%), México (1,15%), Ecuador (0,03%) y Perú (0,01%) (57).

La industria de hidrocoloides continúa en crecimiento pero a diferencia del 3 – 5% registrado entre los 80 y 90, la tasa de crecimiento ha disminuido a ritmos de 1 – 3% (7). Este crecimiento se originó por el emergente mercado en China, Europa del Este, Brasil, etc. Esta situación generó el aumento de los precios de las materias primas, lo cual se evidencia desde el 2007 para las algas pardas y rojas, llegando a sus máximos valores el año 2014 para las algas pardas, mientras las algas rojas continuaron su tendencia de aumento de precio hasta el año 2018. A partir del 2015, por caída de los mercados, principalmente en China, generaron que el consumo de *Saccharina* como alimento disminuyera drásticamente, por lo cual direccionaron sus ventas hacia la industria de alginatos, saturando el mercado interno, afectando los precios internacionales los cuales cayeron en aproximadamente un 30%. Actualmente, los valores de las algas pardas continúan sin recuperar los valores alcanzados el 2014 y se proyectan hacia valores cercanos a los US$ 900 – 950 / TM.

En el caso de las algas rojas, llegaron a sus mayores valores en el 2018 para disminuir el 2019, sin embargo, la disminución del precio tiene más una tendencia a la estabilización de los precios futuros.

Tabla 8: Producción acuícola mundial de animales acuáticos y algas, 1990-2018. Fuente: FAO.

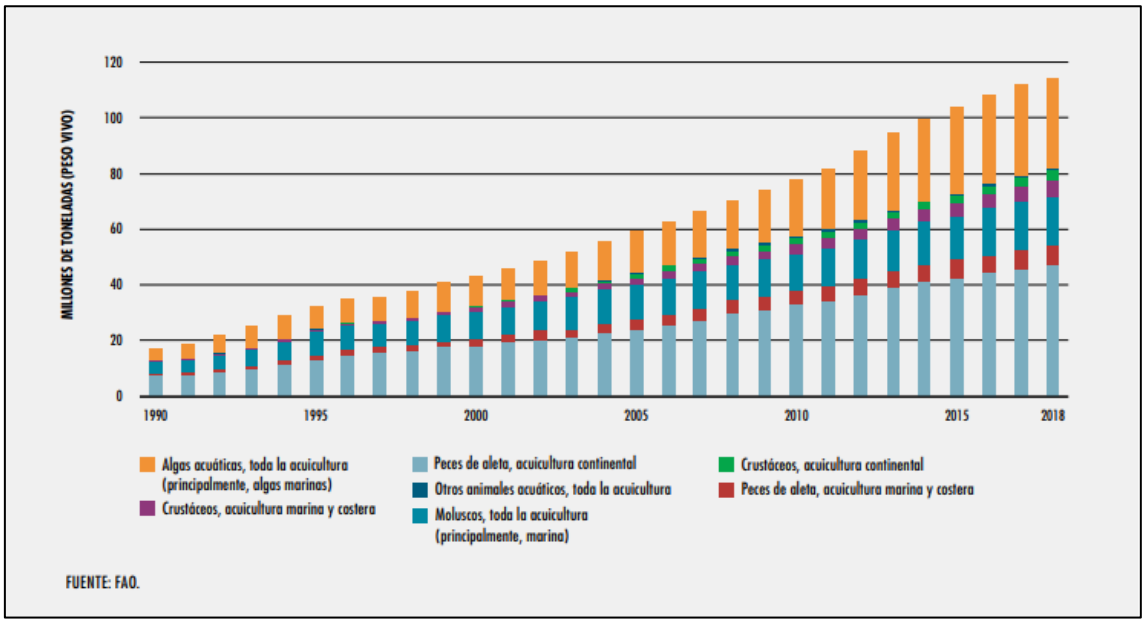


Tabla 9: Principales productores de algas. Fuente: FAO.

Producción acuícola de algas acuáticas por principales productores

	2000	2005	2010	2015	2016	2017	2018
	(en miles de toneladas, peso vivo)						
China	8 227,6	10 774,1	12 179,7	15 537,9	16 427,4	17 461,7	18 505,7
Indonesia	205,2	910,6	3 915,0	11 269,3	11 050,3	10 547,6	9 320,3
República de Corea	374,5	621,2	901,7	1 197,1	1 351,3	1 761,5	1 710,5
Filipinas	707,0	1 338,6	1 801,3	1 566,4	1 404,5	1 415,3	1 478,3
República Popular Democrática de Corea	401,0	444,3	445,3	491,0	553,0	553,0	553,0
Japón	528,6	507,7	432,8	400,2	391,2	407,8	389,8
Malasia	16,1	40,0	207,9	260,8	206,0	203,0	174,1
Zanzíbar (República Unida de Tanzania)	49,9	73,6	125,2	172,5	111,1	109,8	103,2
China	...	48,5	93,6	81,2	73,4	71,9	69,6
Chile	33,5	15,5	12,2	12,0	14,8	16,7	20,7
Viet Nam	15,0	15,0	18,2	13,1	11,2	10,8	19,3
Islas Salomón	...	2,6	7,1	12,2	10,6	4,8	5,5
Madagascar	0,7	0,9	4,0	15,4	17,4	17,4	5,3
India	...	1,1	4,2	3,0	2,0	4,9	5,3
Federación de Rusia	3,0	0,2	0,6	2,0	1,2	1,5	4,5
Otros productores	33,4	37,3	25,6	29,8	25,1	25,2	21,0
Total	**10 595,6**	**14 831,3**	**20 174,3**	**31 063,8**	**31 650,5**	**32 612,9**	**32 386,2**

Nota: ... = sin producción o datos de producción no disponibles

2. Exportación de algas marinas

Las exportaciones de algas en el Perú se iniciaron en la década de los 50, donde *Chondracanthus chamissoi* fuera exportada como materia prima para la industria de carragenanos, siendo el único recurso algal utilizado para la exportación hasta el año 1995. Durante el año 1996 se inician las exportaciones de algas pardas (*Lessonia*) como materia prima para la industria de alginatos, exportaciones de *Gracilariopsis lemaneiformis* para la industria de agar y la exportación para consumo humano de *Chondracanthus chamissoi* (Suginori). A partir de 1997 se inician las exportaciones de *Macrocystis pyrifera* como materia prima para alginatos, siendo el inicio del crecimiento de las exportaciones del alga más utilizada actualmente.

En la Tabla 10, se muestra la evolución de las exportaciones de macroalgas en el Perú, donde se puede observar que el año 2019 se logró el mayor volumen de macroalgas exportadas, alcanzando 33.950,39 TM con un valor total de US$ 21.144.593. Como se aprecia en la gráfica (Tabla 10), las exportaciones han tenido un crecimiento constante desde el año 2016. De acuerdo a las exportaciones del año 2019, se puede observar que 85% del volumen total pertenece a *Macrocystis pyrifera*, 11.05% *Lessonia berteroana*, 3.32% *Lessonia trabeculata* y 0.61% *Chondracanthus chamissoi* (Tabla 11).

Tabla 10: Evolución de las exportaciones de macroalgas en Perú. Fuente: Aduanas, elaborado por Gunter Villena Sarmiento.

Las exportaciones de *Chondracanthus chamissoi* alcanzaron su mayor volumen el año 2005 con 1,041.67 TM, disminuyendo a valores anuales promedio para los últimos 10 años de 299.87 TM. Según se reporta, el sector dirigido a la industria de carragenanos ha sufrido una seria disminución debido a la calidad del recurso, el cual se ha visto seriamente comprometido por la disminución de la viscosidad de gel y rendimiento del alga, ocasionado por la disminución de praderas naturales y el mal manejo de la extracción. Los precios de exportación de *Chondracanthus chamissoi* dirigidos a carragenanos han tenido un aumento importante desde el año 2007, alcanzando en la actualidad valores FOB (free on board) entre US$ 1,700 – 1,900 / TM (Tabla 11). Los mercados de exportación de *Chondracanthus chamissoi* para carragenanos durante los últimos años han sido Canadá, China, USA, México, Dinamarca y España.

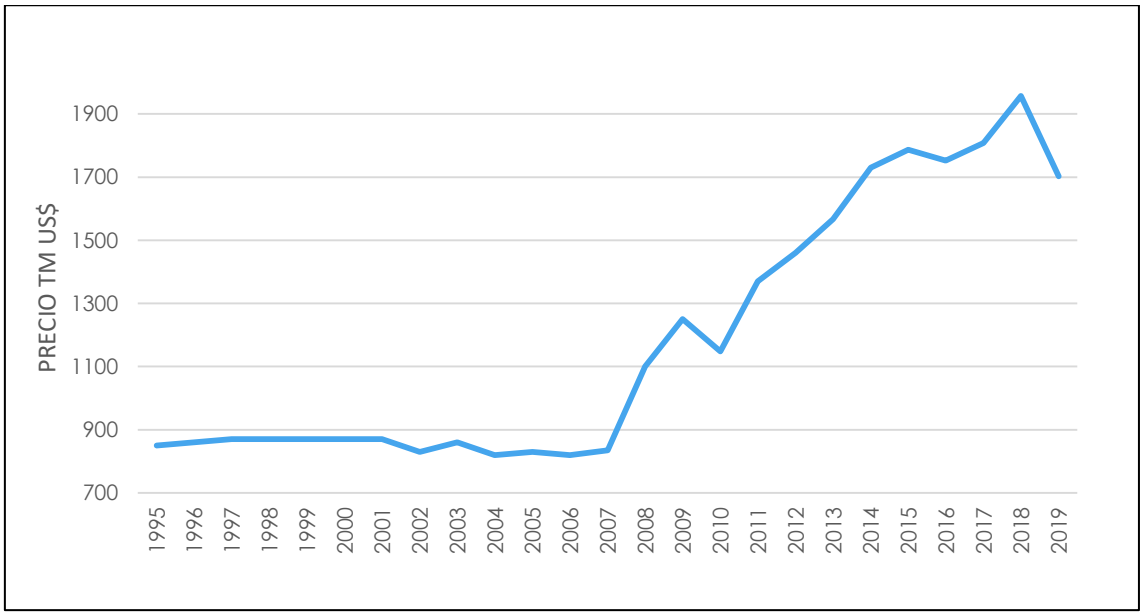
Tabla 11: Volúmenes de exportaciones peruanas de macroalgas según la especie. Fuente: aduanas, elaborado por Gunter Villena Sarmiento.

Especie	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019
C. chamissoi	728,9	387,3	260,4	664,4	287,7	232,1	281,6	299,7	241,8	178,4	258,5	206,8
G. lemaneiformis	25,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
L. berteroana	7.020,1	2.128,7	6.506,8	2.903,7	4.382,8	5.470,9	4.560,7	3.378,1	4.476,8	3,795,7	4.430,4	3,752.1
L. trabeculata	1.533,2	1.240,4	8.434,5	1.007,7	1.300,0	2.637,2	1.598,9	2.613,2	2.334,9	2,150,1	1.353,2	1.126,8
Macrocystis sp.	11.834,1	8.561,9	7.131,8	20.681,4	21.996,4	22.709,8	22.463,8	17.896,0	14.674,1	21.288,5	24.565,1	28.864,8
Varios	0,4	0,0	0,3	0,0	2,6	0,3	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
VOLUMEN TM	21.141,8	12.318,3	22.333,7	25.257,1	27.969,5	31.050,4	28.905,2	24.187,0	21.727,6	27.412,8	30.607,2	33.950.4

Respecto al mercado de algas para consumo humano, *Chondracanthus chamissoi* viene siendo exportada en la actualidad de forma congelada y deshidratada. El boom gastronómico y la necesidad del acompañamiento del alga en uno de sus platos bandera como el ceviche, ha incentivado la exportación de este recurso a los mercados internacionales donde existen restaurantes peruanos, principalmente Chile, España, Italia y USA. Las exportaciones en estos casos se realizan en presentación congelada en empaques entre 250 – 500 gramos. Los precios para "yuyo" congelado alcanzan valores FOB (free on board) entre US$ 2,5–4,10 por Kg. En el caso de *Chondracanthus chamissoi* deshidratado, las exportaciones vienen trabajándose en dos mercados: Taiwán y Japón. En el caso de Taiwán, el mercado está destinado a algas lavadas, limpias y deshidratadas en donde los valores de exportación FOB oscilan entre US$ 1,60 – 4,81 por kg. Las exportaciones se realizan en sacos de 15 kg o cajas de cartón conteniendo 10-12 kg. En el caso de Japón, Perú reinicia las exportaciones en el año 2019 la cuales se vieron paralizadas en el año 2001. Las algas son trabajadas con procesos de selección, limpieza y coloración previa, antes de su deshidratado. Los procesos de coloración se desarrollan bajo 2 colores: verde y rojo; colores

que demanda el mercado japonés. Las características del mercado muestran la exigencia de calidad en el producto terminado por lo que requiere mucha mano de obra para la elaboración del producto terminado. El valor FOB del Suginori (nombre que se otorga a *Chondracanthus chamissoi* bajo procesos de coloración) oscila en la actualidad entre US$ 28,0 – 30,0 por Kg. El empacado se realiza en cajas de cartón y bolsa plástica virgen con pesos aproximados de 10 – 12 Kg.

Tabla 12: Variación del valor FOB (free on board) por tonelada de *Chondracanthus chamissoi* destinado a la industria de carragenanos. Fuente: Aduanas, elaborado por Gunter Villena Sarmiento.



En el caso de las algas pardas, *Lessonia berteroana, Lessonia trabeculata y Macrocystis pyrifera* son las especies de macroalgas exportadas con los mayores volúmenes, siendo actualmente *Macrocystis* el alga más explotada. Los valores de las mismas han experimentado un aumento considerable en los últimos 20 años lo que ha logrado un rápido crecimiento en sus exportaciones. Las algas son procesadas con equipos de molienda para cortar o picar las algas en escamas o granos que posteriormente son clasificadas mediante equipos de zaranda para su envasado y pesado final. Las medidas respecto al tamaño de corte, varían de acuerdo a las características proporcionadas por el cliente. El envasado tradicional se realiza en sacos plásticos con pesos de 50 kg por saco. El mercado principal de las exportaciones de algas pardas es China (99%), sin embargo, se han reportado adicionalmente exportaciones hacia Chile, México, Francia y Noruega.

CAPÍTULO II: PRINCIPALES ESPECIES COMERCIALES DE MACROALGAS EN EL PERÚ

Fotografía: Samuel Arbaiza Q.

Phylum Rhodophyta

1.*Chondracanthus chamissoi* (C. Agardh) Kützing 1843

Hábitat

Habita el intermareal inferior y submareal superior, sobre sustrato rocoso o calcáreo, en áreas expuestas al oleaje y también en áreas protegidas (58,59).

Características

Cuenta con talo de morfología variable, de color rojo purpúreo que varía hasta el verde oscuro, pudiendo presentar iridiscencia. Tiene consistencia membranácea-cartilaginosa y puede medir hasta 50 cm de longitud. Se adhiere al sustrato por un pequeño disco de fijación basal (hasta 3mm), pudiendo formar discos de fijación secundaria a partir de sus ramas secundarias o pínnulas. Sobre el disco basal crecen uno o varios estípites cilíndricos que se van aplanando hacia el ápice agudo. La fronda presenta ramificación dicotómica, generando ejes primarios laminares, con ramificaciones secundarias. También presentan pínnulas laterales de forma aplanada o cilíndrica. Los talos femeninos presentan cistocarpos prominentes generalmente dispuestos sobre las pínulas (58,59).

Distribución

Se distribuye a lo largo de la Costa Temperada del Pacífico de Sudamérica de 5°S hasta 42°S abarcando las costas de Perú y Chile (60–62). En la última década se ha confirmado su presencia en el Pacífico en Japón y Corea (60), así como en el Atlántico europeo, concretamente en Francia (63).

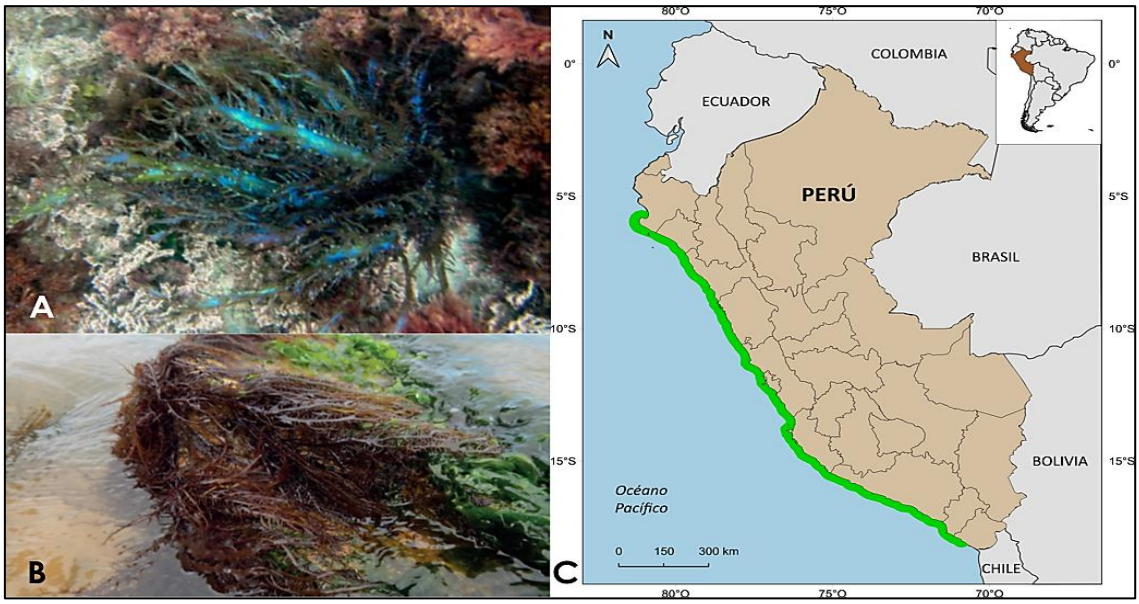


Figura 24: *Chondracanthus chamissoi*. En A (59) y en B (64) aparece *Chondracanthus chamissoi* en su ambiente natural. En C se muestra la distribución de *C. chamissoi* en las costas peruanas. Fuente: CETMAR.

2.*Gracilariopsis lemaneiformis* (Bory) E.Y.Dawson, Acleto & Foldvik 1964

Hábitat

Habita las zonas submareal e intermareal, desde profundidades superiores a 20 m hasta el intermareal superior, sobre sustrato duro (rocoso o calcáreo) (62,65).

Características

Posee un talo con forma enteramente cilíndrica, de color rojo claro y que alcanza una altura comprendida entre los 12 y 25 cm. Se adhiere al sustrato por un único disco basal. Muestra ramificación primariamente dicótoma, con una dicotomía basal que deriva a subdicótoma o irregular. El talo cilíndrico presenta ramificaciones con forma flageliforme muy características, dísticas y dispuestas de manera alterna; algunas de estas ramas pueden medir desde 5 mm a 20 cm de longitud, y todas mantienen el mismo grosor desde la base al ápice. Los individuos femeninos presentan menor ramificación y cistocarpos prominentes, distribuidos tanto en ejes principales como en ramas laterales; mientras que los individuos masculinos presentan mayor ramificación, donde las porciones fértiles del talo se presentan gelatinizadas. Los individuos tetraspóricos presentan mayor grosor y menor ramificación, incluso menor que en especímenes femeninos (65).

Distribución

Se distribuye en el litoral peruano de la Costa Templada del Pacífico de Sudamérica desde 4°S a 15°S, desde Piura-Lobitos a Ica-Marcona (9,59,66). Existe un registro en Chile a 24°S (Antofagasta) en base a análisis morfológico (65).

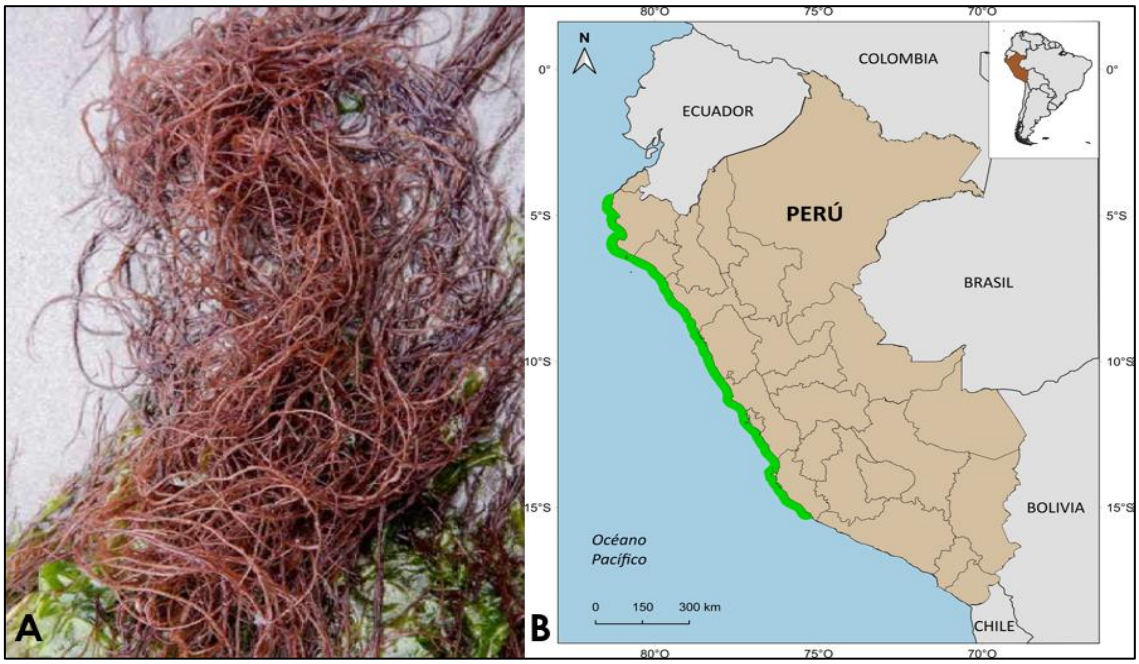


Figura 25: *Gracilariopsis lemaneiformis* . En A se muestra *Gracilariopsis lemaneiformis* (59) en B se muestra la distribución de *G. lemaneiformis* a lo largo de las costas peruanas. Fuente: CETMAR.

Phylum Ochrophyta

3.*Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820

Hábitat

Habitan el submareal desde 1 a 20 m de profundidad, generalmente en aguas frías a temperaturas de 15°C o inferiores. Así mismo, suelen encontrarse en aguas tranquilas en áreas protegidas y semiprotegidas del oleaje; creciendo sobre sustrato rocoso (67–69).

Características

Esta especie presenta un ciclo de vida con dos fases morfológicas: una fase microscópica que comprende los gametofitos independientes femenino y masculino y la fase macroscópica que comprende el esporofito reconocible. El esporofito presenta un talo erecto de color amarillo pálido a café que puede medir hasta 40 metros de longitud. Se adhiere al sustrato mediante un disco de fijación o rizoides que forman un grampón (con forma que puede variar desde cónica hasta extendida) de hasta 40 cm de diámetro y 35 cm de altura. Estípites largos, cilíndricos, flexibles y dicotómicamente ramificados, de los cuales surgen láminas con forma lanceolada, textura rígida a membranácea, lisa o rugosa y con márgenes dentados. En la base de las láminas se encuentran estructuras globosas llenas de aire (neumatóforos), excepto en las láminas de la base del talo, llamadas esporófilas, las cuales carecen de neumatóforos y presentan soros esporangiales sobre su superficie (9,30,67–71).

Distribución

La distribución geográfica de esta especie es bipolar, con registros en las costas del Pacífico de América del Norte (México, Norte de Baja California y Alaska), en las costas de América del Sur (en las costas de Perú, Chile y Argentina) y alrededor de las islas subantárticas. También en el sur de África, Australia y Nueva Zelanda (9,72,73).

En la Costa Temperada del Pacífico de Sudamérica, el límite norte de su distribución se considera a los 12°S en Callao-Isla San Lorenzo, Perú, sin embargo, existen registros históricos hasta los 6° en Piura-Isla Lobos de Tierra, que no han vuelto a ser reportados (9,69,74).

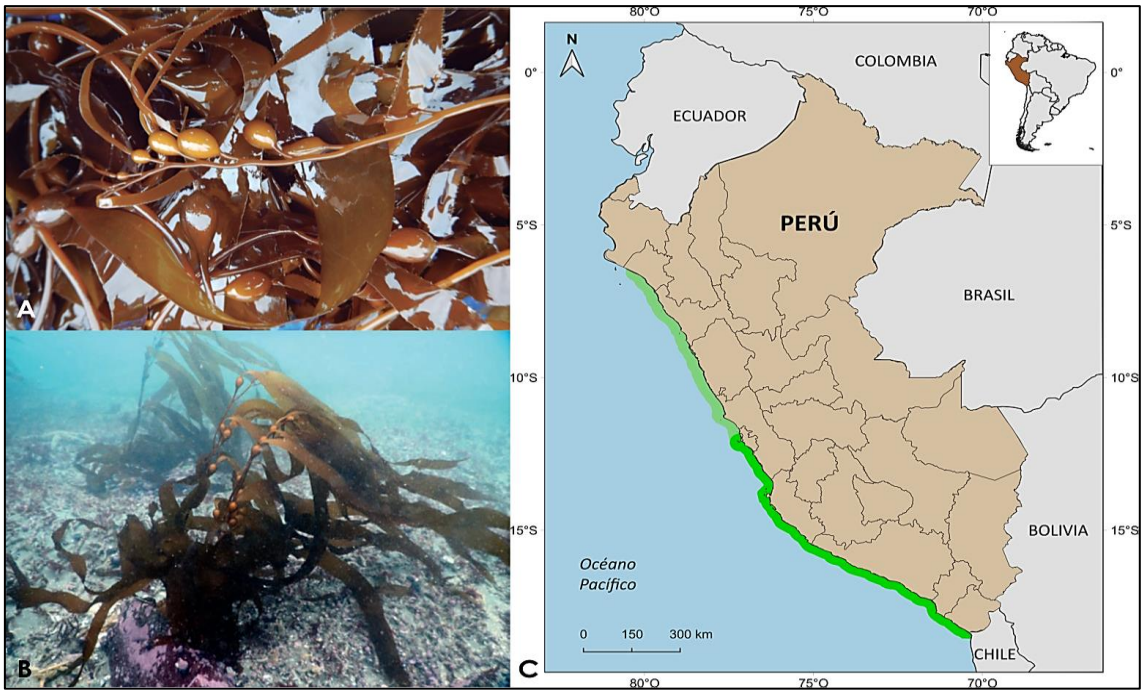


Figura 26: *Macrocystis pyrifera*. En A se muestra *Macrocystis pyrifera* con detalle de neumatóforos (64). En B se muestra *M. pyrifera* en su hábitat natural (64). En C se muestra la distribución de *M. pyrifera* a lo largo de las costas peruanas. La zona delimitada por un tono verde más claro se representan reportes históricos que no han vuelto a ser identificados. Fuente: CETMAR.

4.*Lessonia trabeculata* Villouta y Santelices 1986

Hábitat

Habita el submareal a profundidades entre 4 y 25 m, sobre sustrato rocoso. Crece en áreas expuestas y semi-expuestas al oleaje (68,75).

Características

Esta especie presenta un ciclo de vida con dos fases morfológicas: una fase microscópica que comprende los gametofitos independientes femenino y masculino, y la fase macroscópica que comprende el esporofito. Los talos esporofitos son erectos arborescentes y los especímenes adultos pueden medir hasta 2.5 m de longitud. Se adhiere al sustrato por medio de un grampón formado por la hapterios fusionados de 13 a 20 cm de altura, del cual emerge o emergen de uno a cinco estípites rígidos y perennes. Estos presentan ramificación dicotómica a subdicotómica y presentan al menos dos láminas o frondas. Las frondas son anchas, de textura lisa y de forma lanceolada-alargada con márgenes enteros o dentados. Los soros esporangiales se presentan como bandas centrales a lo largo de ambos lados de la fronda (68,75).

Distribución

A lo largo de la Costa Temperada del Pacífico de Sudamérica desde 9°S hasta 40°S abarcando las costas de Perú y Chile, desde Áncash - La Grama hasta la isla de Chiloé (66,68).

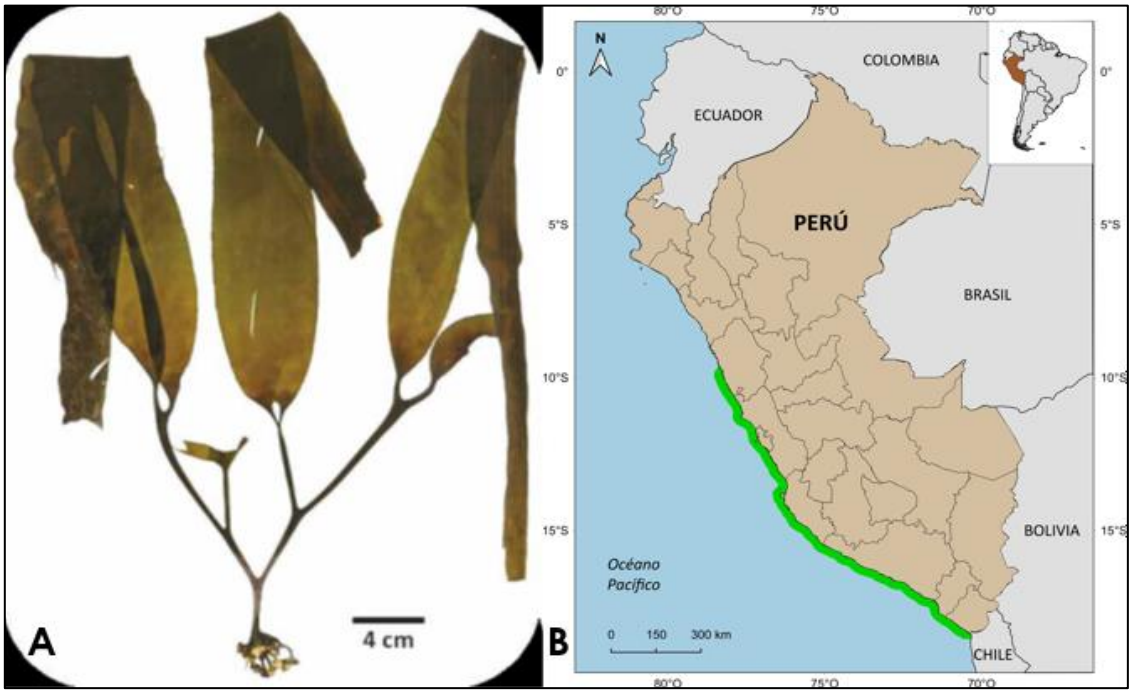


Figura 27: *Lessonia trabeculata*. En A se muestra *Lessonia trabeculata* (68). En B se muestra la distribución de *L. trabeculata* a lo largo de las costas peruanas. Fuente: CETMAR.

5.*Lessonia berteroana* Montagne 1842

Hábitat

Habita el intermareal bajo y submareal somero en sustrato rocoso (76).

Características

Esta especie presenta un ciclo de vida con dos fases morfológicas: una fase microscópica que comprende los gametofitos independientes femenino y masculino, y la fase macroscópica que comprende el esporofito. Los talos esporofitos son erectos y arborescentes, de color verde parduzco o casi negro, y miden hasta 4 metros de longitud. Se adhieren al sustrato mediante un rizoide de hasta 20 cm de diámetro, del cual crecen uno o más estípites. Los estípites son cilíndricos en la base y aplanados hacia el ápice, miden de 1,5 a 3 cm de diámetro y se dividen repetidamente de forma dicotómica en un mismo nivel hasta seis veces o las frondas crecen lateralmente a lo largo del eje. Las láminas o frondas son lineares, lisas, de borde entero, ondulado o con dientes romos. Los ejemplares juveniles solo presentan una fronda por eje (68,76).

Distribución

Se distribuye a lo largo de la Costa Temperada del Pacífico de Sudamérica de 14°S a 30°S, abarcando las costas de Perú y Chile (68,76,77).

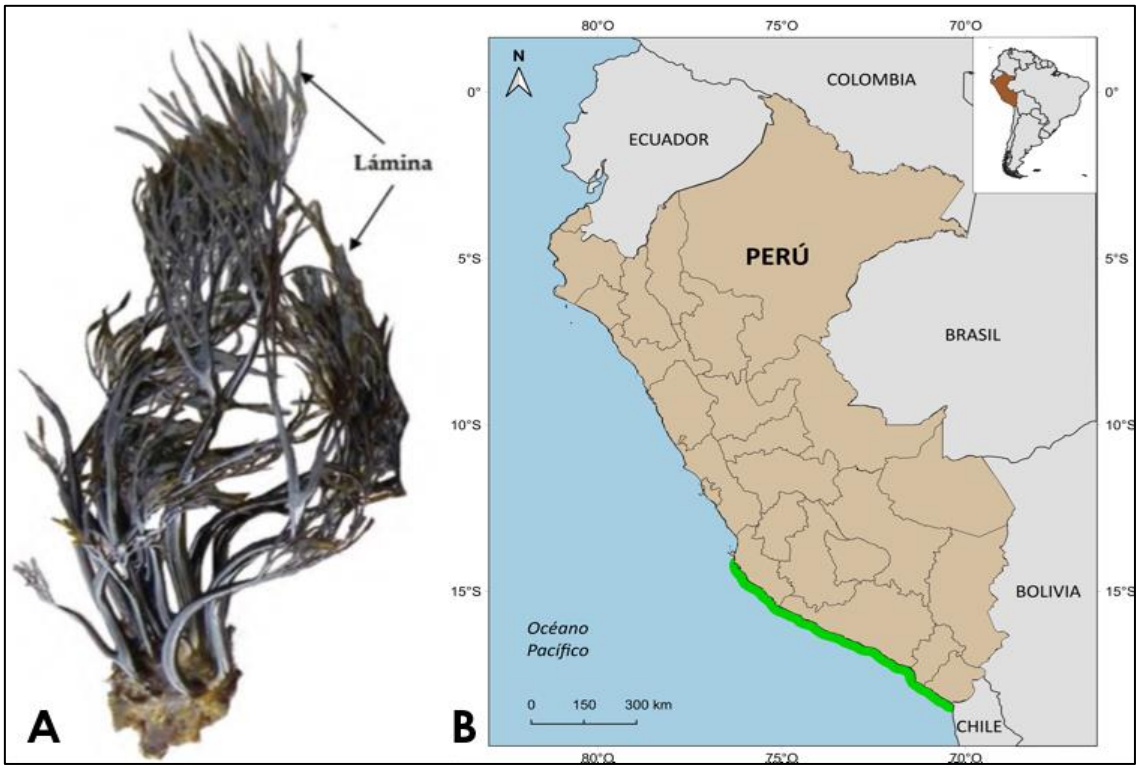


Figura 28: *Lessonia berteroana*. En A se muestra *Lessonia berteroana* (68). En B se muestra la distribución de *L. berteroana* a lo largo de las costas peruanas. Fuente: CETMAR.

6.*Eisenia cokeri* M.Howe 1914

Hábitat

Habita el intermareal medio y bajo, sobre sustrato rocoso (68,78).

Características

Presenta talo erecto y arborescente que puede alcanzar hasta 2.5 m de longitud. Se adhiere al sustrato mediante un rizoide compacto o un disco macizo formado por hapterios fusionados, que mide hasta 20 cm de altura, del cual crecen de uno a treinta estípites gruesos y rígidos, con forma cilíndrica ligeramente aplanada. De los estípites, crecen láminas o frondas oblongas o ampliamente lineares de textura lisa en la parte inferior y longitudinalmente rugosa en la parte superior. Presenta ramificación dicotómica a subdicotómica (9,68).

Distribución

En el litoral peruano de la Costa Temperada del Pacífico de Sudamérica de 4°S a 14°S, desde Piura-Máncora hasta Ica-Isla Vieja, y un registro en las Islas desventuradas en Isla San Ambrosio, Chile (26°S) (66,79).

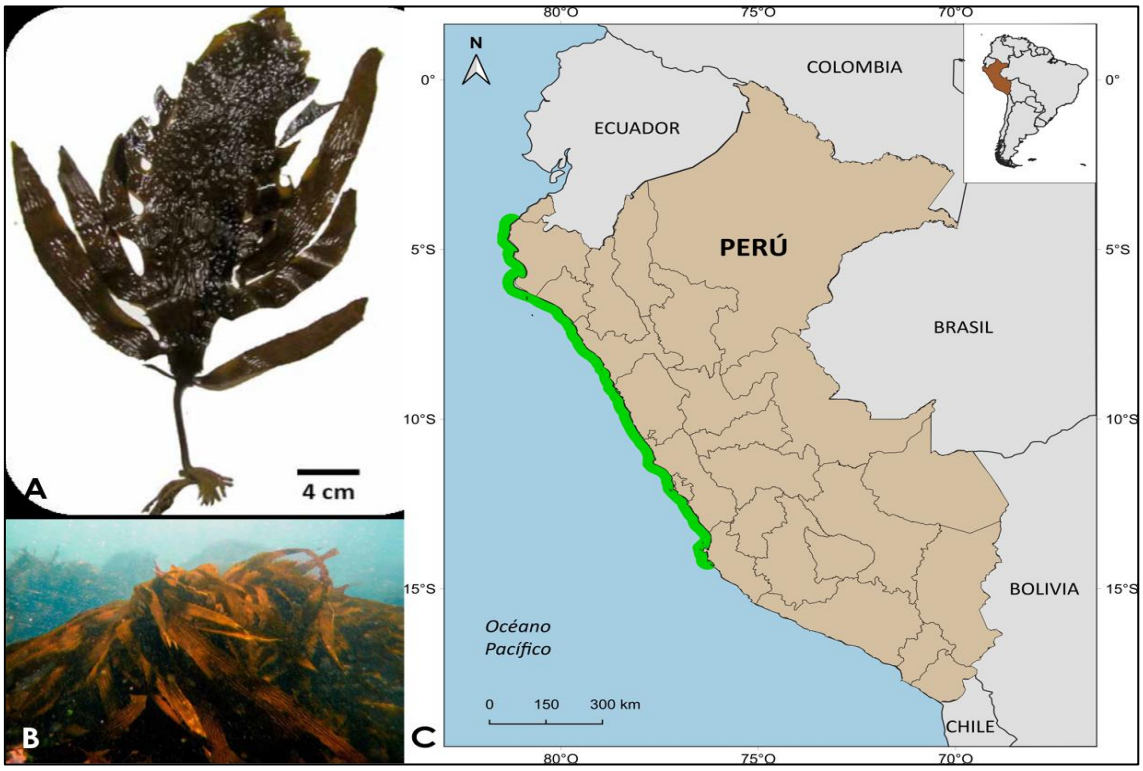


Figura 29: *Eisenia cokeri* mostrando su morfología (A) y en su hábitat natural (B) (68). Distribución de *Eisenia cokeri* a lo largo de las costas peruanas (C). Fuente: CETMAR.

CAPÍTULO III: CULTIVO DE MACROALGAS

Fotografía: Max Castañeda F.

CONSIDERACIONES GENERALES

1. Introducción

Las macroalgas son un grupo diverso e importante de organismos marinos que, a través de la fotosíntesis, convierten CO_2 y nutrientes en biomasa viva. Así mismo, estos organismos sostienen la vida marina con su producción de oxígeno y contribuyen a las redes tróficas marinas proporcionando estructura y hábitat para peces e invertebrados. Indudablemente las macroalgas también son un recurso importante para los seres humanos los cuales históricamente han dependido como fuente de alimento, medicinas, fertilizantes y forrajes. Actualmente las macroalgas son una industria que moviliza miles de millones de dólares alrededor del mundo y proporcionan alimentos, fertilizantes, compuestos bioactivos y ficocoloides como el agar, la carragenina y los alginatos.

Aunque la actividad extractiva de macroalgas sustenta casi la totalidad de la industria de las algas en el Perú, en el mundo existe una elevada producción de algas proveniente de la acuicultura principalmente en Asia y Sudamérica (Chile). Debido a ello, en los últimos años se han llevado a cabo diversos proyectos de cultivos pilotos con el objetivo de desarrollar el cultivo de macroalgas en el litoral peruano dado que es una actividad económica sostenible, reconocida a nivel mundial y que tiene la potencialidad de generar enormes beneficios ecológicos, sociales y económicos.

Las macroalgas pueden ser cultivadas en el mar en diversos sistemas de cultivo (adaptados a las condiciones de su entorno) generando un impacto positivo en el ecosistema. Así mismo, esta actividad productiva puede incorporar diversos actores sociales en muchos casos relegados de las actividades extractivas (mujeres y ancianos) proporcionando empleo y sustentabilidad para las comunidades de pescadores artesanales. Por otro lado, el cultivo de macroalgas también puede integrarse a otras actividades productivas de especies acuícolas que se encuentran más arriba en la cadena alimentaria (peces marinos, concha de abanico, erizo, camarones, etc.) debido a que las macroalgas son organismos bioextractivos, que asimilan el exceso de nutrientes generados por otras especies. Esto mejora la calidad del agua, evita procesos de eutrofización e hipoxia y aumenta la competitividad de los cultivadores al mejorar su oferta productiva.

2. Criterios de selección de especies para el cultivo

La selección de especies para acuicultura es un proceso importante, ya que de esta selección dependerá que el cultivo sea exitoso desde el punto de vista técnico, y sostenible en el tiempo desde un punto de vista económico. Para

realizar esta selección, no sólo es necesario evaluar factores biológicos y parámetros ambientales de la zona, sino que toman importante valor los factores socioeconómicos y de consumo (factores comerciales). Se deben considerar en primer lugar especies utilizadas habitualmente para el consumo humano e industrial cuyo conocimiento biológico y aspectos tecnológicos de su cultivo estén desarrollados. La especie a cultivar deberá ser identificada desde un enfoque sostenible, de acuerdo a criterios técnicos de producción, criterios económicos de producción y criterios de mercado y de consumo.

Criterios técnicos de producción

Hacen referencia a la capacidad técnico-científica para el desarrollo del proceso de cultivo desde la etapa de producción de propágulos (esporas, brotes, etc.) hasta la etapa de cultivo en mar. Dentro de estos criterios destacan: al conocimiento de las características de la propia especie, como son su biología y ecología, sus características reproductivas, su tasa de crecimiento y las posibles enfermedades y afecciones (fouling) que le puedan afectar. Así mismo, implica el conocimiento y manejo adecuado de las metodologías y técnicas necesarias a llevar a cabo para obtener cultivos exitosos en laboratorio (hatchery) y mar. En este sentido, se tiende a utilizar especies cuyas características les hacen potencialmente aptas para el cultivo, ya sea por las condiciones óptimas del medio, su resistencia a enfermedades y su rápido crecimiento.

Características reproductivas de la especie

Es de vital importancia conocer el ciclo de vida de la especie para diseñar los ciclos de cultivo y poder mantener una producción constante y controlada. De esta manera se podrán estimar los costes y tiempo de producción, los medios técnicos a utilizar, las mejores épocas del año para cada fase del cultivo, etc.

Se debe tener en cuenta:

- **Tipo de ciclo reproductivo** (excepcionalmente se puede depender del medio para alguna fase del ciclo). De este factor dependerá la disponibilidad continua de alevines/clones/esporas que garantice la continuidad de la explotación. Existen especies con ciclos de vida complejos que involucran un manejo especial y consideraciones específicas para llevar a cabo un cultivo exitoso. Existen también, especies con ciclos de vida estacionales los cuales serían complicados de cultivar a lo largo de todo el año (por ejemplo: *Porphyra* spp.).
- **Conocimiento de la época y frecuencia de reproducción:** la capacidad reproductiva de las macroalgas puede variar según la estación, latitud y según la fisiología del organismo (estadio reproductivo).
- **Estimación de la fecundidad, características reproductivas y viabilidad de los propágulos (gametos, esporas, brotes, etc.):** las especies de macroalgas tienen diversas estrategias reproductivas tanto sexuales como asexuales, así como tolerancia a las condiciones fisicoquímicas del entorno. Dichas características reproductivas suelen variar entre especies y son afectadas por el entorno.

- **Duración y control del periodo de incubación, mantenimiento y activación de propágulos**. Muchas especies de macroalgas tienen un crecimiento y desarrollo más lento que otras. Así mismo, sus requerimientos de cultivo pueden ser diferentes y muchas veces restrictivo.

Características productivas de la especie

- **Tolerancia y adaptabilidad a las condiciones de cultivo.** Existen especies de macroalgas que más susceptibles que otras a las condiciones de cultivo intensivas (altas densidades, medios de cultivo, etc). Muchas especies cultivadas exitosamente en laboratorio en condiciones controladas suelen presentar diversos problemas al escalar su producción a niveles productivos intensivos (los cuales no se realizan en condiciones controladas). De ahí la imposibilidad de realizar cultivos productivos de algunas especies.
- **Metodología e infraestructura necesaria para el cultivo.** Según las estrategias reproductivas de cada especie, se pueden desarrollar metodologías específicas para optimizar el proceso de cultivo tanto en laboratorio como en el mar. Algunas macroalgas tienen metodologías que involucran procedimientos de laboratorio complejos (esporulación, micropropagación, etc.) y necesitan de una infraestructura y equipamiento necesario para poder desarrollar óptimamente el proceso. Del mismo modo, algunas especies suelen necesitar infraestructuras de cultivo en mar especiales, así como desdobles continuos (lo que aumenta los costos productivos). Por otro lado, algunas especies de macroalgas pueden cultivarse bajo metodologías de campo sencillas, sin la necesidad de una fuerte inversión en infraestructura tanto en laboratorio como en mar.
- **Capacidad productiva y rendimiento.** Las macroalgas tienen diferente capacidad y rendimiento productivo. Muchas especies producen solo una cosecha por ciclo productivo (por ejemplo, *Macrocystis pyrifera*) a diferencia de otras especies (como *Chondracanthus chamissoi*) que puede producir 3 cosechas por ciclo productivo. Así mismo, las variaciones medioambientales pueden afectar de distinta manera a cada especie.

Cabe destacar que, en muchos casos, las características productivas son el factor que motiva el inicio de la investigación y cultivo sobre una especie, aunque se tenga un conocimiento incompleto sobre otros aspectos.

Vulnerabilidad a enfermedades de la especie

Ninguna especie es inmune a la aparición de enfermedades, patologías, así como a la infestación por parásitos y epífitos. Además, las condiciones de cultivo juegan en contra, ya que son un medio óptimo de crecimiento de patógenos. Por ello, se tiende a buscar especies que, o bien, sean "más resistentes" a determinadas patologías en todas sus fases de crecimiento, o bien tengan un crecimiento tan rápido que no permitan el desarrollo de plagas.

Criterios económicos de producción

A la hora de seleccionar una especie para iniciar un proyecto de cultivo, es necesario evaluar todos los gastos que conlleva la producción frente a los beneficios de venta del producto. Se señalan los principales gastos de producción asociados al cultivo de macroalgas:

Tabla 13: Principales gastos de producción asociados al cultivo de macroalgas. Autores: S. Arbaiza & R. Gil García.

Gastos de gestión	**Trámites y permisos:** habilitación y autorización de una concesión marina, obtención de permisos para el desarrollo de actividades productivas. Trámites con entidades gubernamentales (PRODUCE-DIREPRO, ANA, DICAPI).
Infraestructura	**Obras civiles:** acondicionamiento y/o construcción del área de producción, instalación de sistemas eléctricos, sanitarios. **Infraestructura y equipamiento en tierra (Laboratorio):** instalación de sistemas de toma de agua, sistemas de recirculación, aireación, muebles, equipos de laboratorio, etc. **Inversión en infraestructura y equipamiento en mar:** estructuras de cultivo en mar: fondeos, líneas madre, sistemas de cultivo, embarcación, módulo de vigilancia, etc.
Costos operativos	**Materiales e insumos:** inóculos, semilla para el cultivo, reactivos, cuerdas, sustratos, mallas, etc. **Recursos humanos:** personal de trabajo en laboratorio y mar (vigilantes, buzos, etc.). **Logística:** gastos de actividades de producción en laboratorio, incubación, siembra, monitoreo, cosechas. Costos de eventualidades. **Gastos fijos:** energía eléctrica, agua potable y otros servicios. Gastos de mantenimiento y limpieza de las instalaciones. Gastos de monitoreo ambiental y mantenimiento de la concesión.
Costos comerciales	**Almacenamiento y Procesamiento:** implementación del área de pre tratamiento y/o procesamiento (secado y/o triturado). Materiales y/o equipamiento. **Comercialización:** presentación del producto (envasado, embolsado, etc.) Traslado y costos de venta.

Del balance de los costes frente a los beneficios obtenidos por la venta final del cultivo, dependerá la sostenibilidad económica en el tiempo.

Criterios de mercado y consumo

Desde el punto de vista comercial no sirve cultivar una especie que no se pueda comercializar. Para que una especie se pueda comercializar, deben existir o generarse hábitos de consumo en la población, así como en la industria. El hábito de consumo genera demanda de producto, lo cual crea un mercado. De forma general, la demanda del mercado, el aumento del precio de la especie y la incapacidad de las pesquerías para satisfacer la demanda de un producto, son aspectos que determinan la necesidad y el interés por cultivar

una determinada especie. Idealmente se deben considerar especies que ya sean utilizadas para el consumo humano o industrial ya que poseen un mercado y se sabe que son aceptadas.

Factores de consumo

- **Costumbres alimentarias:** debe existir hábito de consumo dentro de la población. Para ello, el producto debe tener características organolépticas (sabor, olor, textura, aspecto) que sean atractivas para su consumo.
- **Métodos de conservación:** debe ser fácil de conservar sin prejuicio de la calidad.
- **Presentación:** debe poder presentarse de una forma atractiva que permita el mayor rendimiento por ejemplar o unidad de venta y una fácil manipulación. El desarrollo del envasado al vacío y de atmósferas protectoras generan valor añadido al producto.
- **Versatilidad culinaria:** debe poder prepararse fácilmente o poseer gran diversidad de formatos de preparación con amplia aceptación.
- **Estatus social:** debe ser considerado un producto de calidad superior. A mayor estatus, mayor precio.

Factores de mercado

- **Tamaño, estructura y localización del mercado:** se deben identificar los compradores/consumidores potenciales, la facilidad de inclusión del producto cultivado en el mercado, el precio potencial de venta, la posibilidad de expansión, la existencia de mercado local e internacional, los requerimientos para la exportación, la dimensión de la producción frente a la oferta productiva total, etc.
- **Épocas de consumo:** si hay demanda durante todo el año o solamente estacional.
- **Talla comercial:** si existen tallas mínimas o máximas, si se vende a mejor precio un cierto tamaño (de ración) o si hay diferentes tamaños de venta y por consiguiente diferentes precios.
- **Especies nuevas:** si la especie en cuestión es aceptada o no en el mercado para su comercialización.
- **Demanda industrial:** presencia de industria cercana o demanda.

3. Infraestructura y equipamiento para el cultivo de macroalgas:

La mayoría de cultivos de macroalgas tienen que desarrollar las fases iniciales de cultivo (asentamiento, germinación e incubación) en laboratorio (instalaciones en tierra) previamente a su traslado y cultivo final en el mar. Dependiendo de la especie y la metodología de cultivo empleada, las instalaciones y equipos serán implementados con el objetivo de mantener las condiciones óptimas para el crecimiento y desarrollo del organismo. Se detallan

a continuación las principales características de las instalaciones para el cultivo de macroalgas.

Instalaciones en tierra

Las instalaciones en tierra comprenden el laboratorio o hatchery de producción de semilla y/o líneas de cultivo. Así mismo, sus dimensiones dependerán del nivel productivo que se pretende llegar.

Área de abastecimiento y desagüe de agua de mar

Una de las características más importantes es que el centro de cultivo debe tener suministro de agua de mar constante. Idealmente el agua que será utilizada para realizar el cultivo no debe tener ningún rastro de contaminación por lo cual se debe seleccionar con mucho cuidado el área donde se instalará la toma de agua. Así mismo, se debería tener un sistema de succión y desagüe de agua de mar independiente uno de otro (Figura 30). Sin embargo, esto dependerá del nivel productivo que se prevé desarrollar.

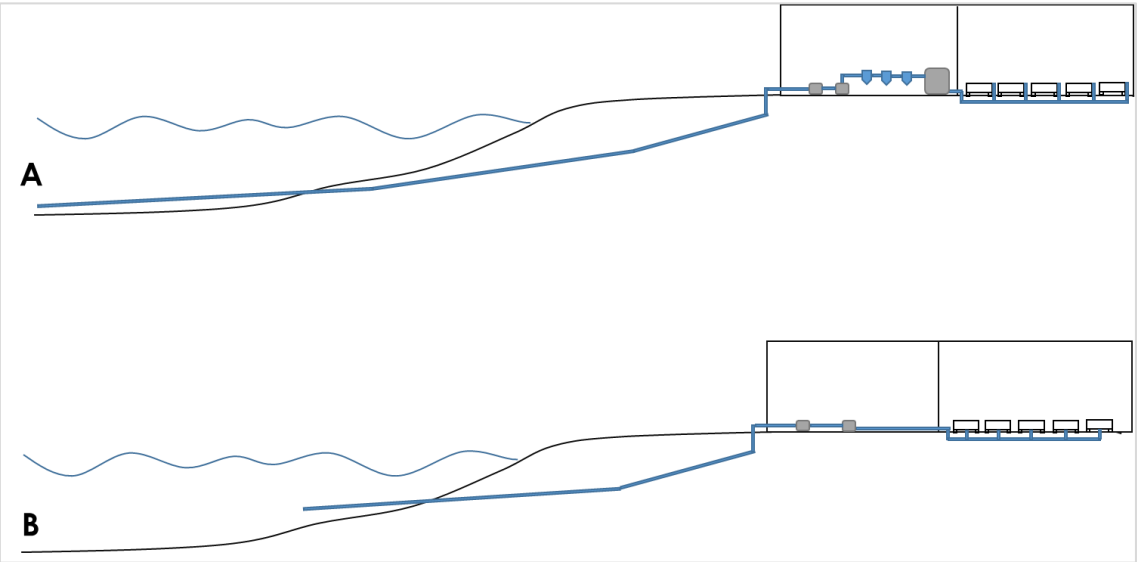


Figura 30: Sistema de abastecimiento y desagüe de agua de mar en un centro de cultivo de macroalgas. En A, se muestra un sistema de succión de agua de mar para el desarrollo de los cultivos. En B se muestra un sistema de desagüe de agua de mar del centro de cultivo. Autor: S. Arbaiza.

La toma de agua deberá estar situada a una distancia dentro del mar de entre 100 y 200 metros. Deberá contar con una malla de filtro en el extremo de succión para evitar el ingreso de partículas y/o sólidos que pudiesen dañar la bomba. La tubería de evacuación devolverá al mar el agua después de ser tratada. Esta tendrá que situarse a más de 5 metros de la línea de costa.

Sala de máquinas y tratamiento de agua de mar

La sala de máquinas es el área donde se encuentran las bombas de succión (Figura 31A, 1a) y desagüe (Figura 31A, 1b), la bomba de recirculación y los sistemas de tratamiento de agua. Para el éxito del cultivo de macroalgas se requiere de un suministro constante de agua de mar en condiciones adecuadas

(sin contaminantes ni impurezas). Para lo cual es necesario implementar sistemas de recirculación y tratamiento del agua que aseguren el mantenimiento del agua de mar en condiciones adecuadas para sustentar el cultivo, lo cual se consigue a través de procesos de filtración y esterilización.

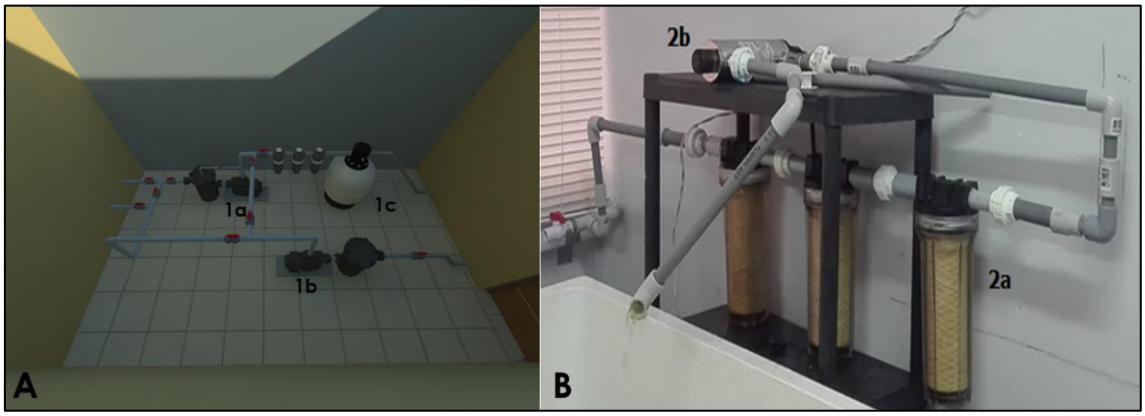


Figura 31: Sala de máquinas y zona de tratamiento de agua de mar. A. Sala de máquinas con sistema de recirculación y filtros implementada para un cultivo de macroalgas intensivo. 1a. Bomba se succión y recirculación. 1b. Bomba de desagüe. 1C. B. Sistema de tratamiento de agua básico para el cultivo de macroalgas. 2a. Batería de filtro mecánico de 10,5 y 1 micra. 2b. Esterilizador UV. Autor: S. Arbaiza.

Dependiendo del grado de partículas suspendidas presentes en el agua de mar, se emplean diferentes filtros. Si el agua de mar es extraída de una zona bastante turbia, esta se debe someter a una filtración gruesa usando filtros de arena o filtros de bolsas de polyester de 20 a 50 micras (Figura 31A, 1c). De lo contrario, si el agua de mar no es muy turbia se pueden emplear cartuchos de filtros hilados de polipropileno que distribuidos en serie permitirán una filtración más fina (Figura 31B, 2a). Este sistema de filtración de tres cartuchos actúa filtrando partículas a 10 micras, a 5 micras y a 1 micra.

Por otro lado, el cultivo de ciertas macroalgas involucra el manejo y desarrollo de fases microscópicas (manejo de esporas, crecimiento de fases del ciclo de vida microscópicas, por ejemplo: *Macrocystis* y *Porphyra*). Para ello, el agua de mar filtrada debe ser esterilizada, especialmente para el inicio del cultivo ya que estas fases microscópicas pueden ser sensibles a la contaminación (esporas de otros organismos que proliferan en la línea de cultivo) y/o depredación por microorganismos presentes en el agua de mar (protozoarios, bacterias y zooplancton). Cabe destacar que, aunque no es necesario tener cultivos axénicos (formados por una sola especie) para el cultivo de macroalgas a escala productiva, es deseable mantener cultivos unialgales para evitar la competencia por el sustrato o nutrientes.

Existen diferentes métodos para esterilizar el agua de mar, una de las más prácticas son las lámparas UV las cuales se pueden instalar y acoplar a un sistema de filtración como parte de los sistemas de recirculación de acuicultura (RAS) (Figura 31B, 2b). El agua de mar filtrada pasa a través de la lámpara UV donde es expuesta a la radiación ultravioleta, destruyendo cualquier microorganismo remanente que pueda alimentarse o competir con el cultivo.

Por otro lado, en caso de que no sea posible implementar un sistema de esterilización UV, existen diversos sistemas de esterilización que puedan ser utilizados (como por ejemplo la cloración).

Laboratorio de pruebas

Dependiendo de la macroalga y de la metodología de cultivo a desarrollar, se implementará un laboratorio de prueba. Indudablemente las especies con ciclos de vida microscópicos (como *Macrocystis*) requieren de estas instalaciones especiales. El laboratorio es el área donde se realizan los procesos de esporulación y los primeros estadios de desarrollo que involucran un mayor control y cuidados de las condiciones de cultivo. Así mismo, corresponde al área donde se encuentran los equipos y/o materiales para la realización de pruebas y seguimiento del cultivo.

En el laboratorio de producción de semilla y cultivo de macroalgas se requieren diversos materiales y equipos que aseguren el adecuado control para el desarrollo de los cultivos. Se requiere de un microscopio compuesto y estereoscopio, el cual es indispensable para las fases iniciales de cultivo y el monitoreo de su desarrollo. Además, se requiere de accesorios para el microscopio como papel para lentes, alcohol, porta y cubreobjetos y en especial una cámara de Neubauer o Sedgewick-Rafter para el recuento de esporas. Por otra parte, se necesitan materiales de vidrio y plástico, como vasos de precipitados, probetas, matraces Erlenmeyer, placas petri, pipetas, fiolas, etc.; los cuales no deben ser reactivos ni tóxicos, y deben estar limpios antes de su uso. Todos los materiales de laboratorio deben lavarse cuidadosamente con detergente líquido, enjuagarse con agua del grifo, seguido de un enjuague con agua destilada con la finalidad de eliminar cualquier residuo (nutrientes, producto químico o metales) que pueda estar presente en el agua de tubería. Es importante contar con un autoclave, pues los materiales de vidrio deben ser esterilizados aplicando calor, sea húmedo o seco, con la finalidad de evitar cualquier contaminación en el cultivo. Estos materiales después de estar lavados, secos y esterilizados deben ser almacenados en un armario limpio, lejos de las corrientes de aire. En definitiva, el grado de equipamiento y/o materiales necesarios dependerá de la metodología de cultivo y de la especie de macroalga.

Sala de incubación

La sala de incubación es el área de laboratorio donde se produce el crecimiento de las pequeñas plántulas de las macroalgas hasta que tengan un tamaño adecuado para ser trasladados al mar. Deben contar con sistemas de tinas o estanques con un sistema independiente de llenado y vaciado de agua de mar, un sistema de aireación constante e iluminación (que puede ser manejado por un timer/programador). Idealmente se cuenta con un tablero central de control eléctrico que coordine el sistema de iluminación (el cual será independiente para cada estanque), el sistema de bombas (para recirculación) y el sistema de aireación (Blower). Nuevamente, cabe mencionar, que las dimensiones y/o capacidades de la sala de incubación dependerán del nivel productivo que se requiera desarrollar.

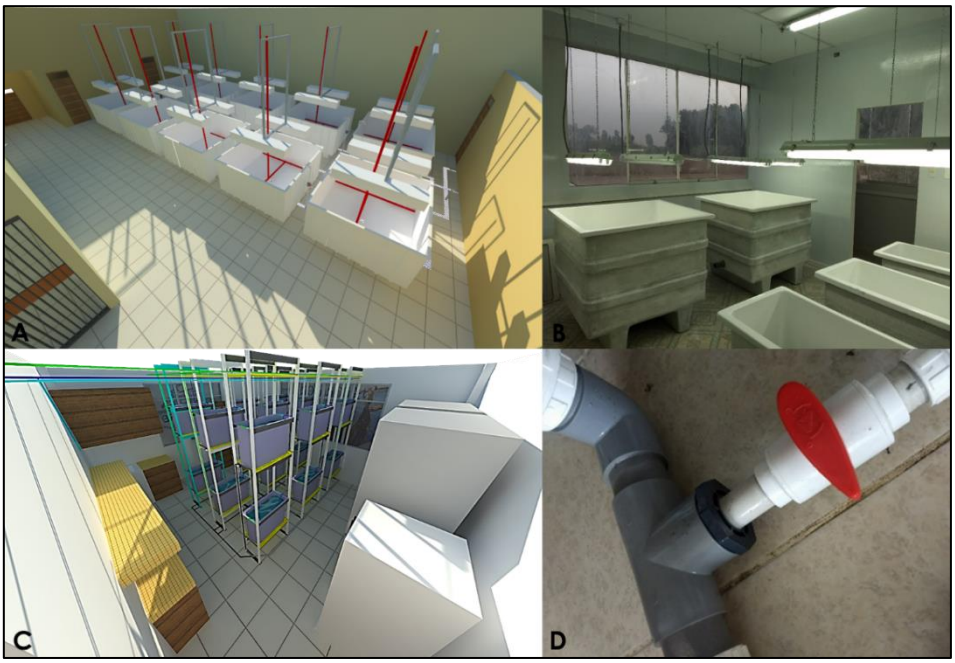


Figura 32: Área de incubación en un centro de cultivo de macroalgas. A, sala de incubación intensivo con tinas de 2.5 m3 de capacidad con sistema de recirculación, aireación (tuberías en rojo) e iluminación. B, sala de incubación básica con tinas de 1 m3 de capacidad. C, sistemas de estanques de 500 L integrados para sistemas de pre-incubación. D, sistema de válvulas que regulan la circulación y el intercambio adecuado del agua de mar en los estanques de cultivo. Autor: S. Arbaiza.

Almacén

Espacio acondicionado para el almacenamiento de materiales y/o equipamiento necesario para el proceso de cultivo (Figura 33).

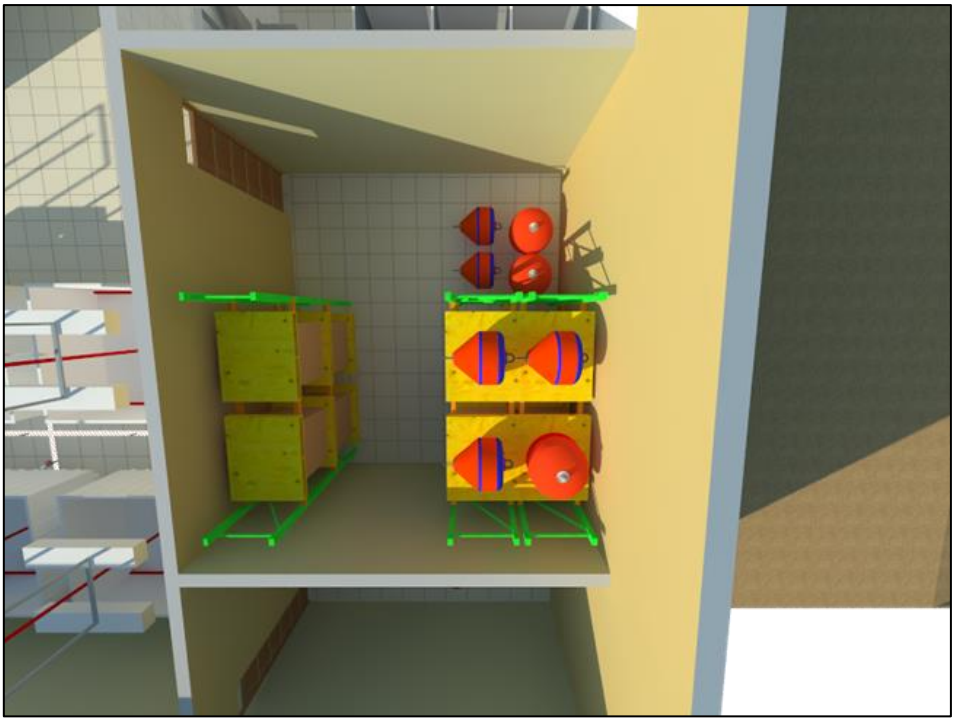


Figura 33: Área de almacenamiento de materiales y/o equipamiento para el cultivo. Autor: S. Arbaiza.

Servicios higiénicos

Es importante mantener el aseo personal y limpieza para evitar cualquier fuente de contaminación cruzada en los cultivos. Así mismo, es importante considerar un área de aseo posterior a los trabajos en mar (Figura 34).

Figura 34: Área de aseo personal y servicios higiénicos. Autor: S. Arbaiza.

Instalaciones en el mar

Las instalaciones en mar comprenden las infraestructuras instaladas para el cultivo final de las macroalgas. En primer lugar, estos sistemas de cultivo deben ser instalados en áreas con autorización para el desarrollo de actividades de investigación y/o producción. Posteriormente se deben considerar las características oceanográficas como la batimetría, presencia y tipo de sedimentos, la morfología costera, las corrientes, el oleaje, las características fisicoquímicas del agua (temperatura, oxígeno disuelto, pH, etc.), las características biológicas (presencia de especies competidoras por el sustrato, nivel de epifitismo, etc.) y las características antrópicas (actividades desarrolladas en sus inmediaciones, riesgo de contaminación, flujo de embarcaciones, riesgo de robo, etc.).

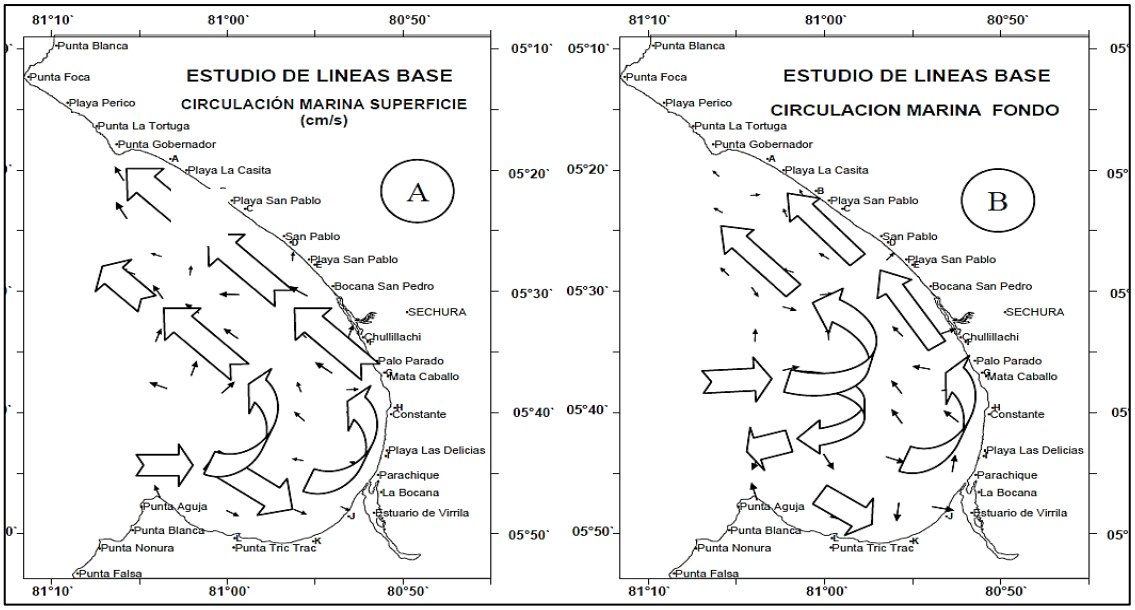


Figura 35: Análisis oceanográfico de la zona de cultivo en mar. Régimen de corrientes en la bahía de Sechura en superficie (A) y en el fondo (B). Fuente: IMARPE, 2007.

Por otro lado, los sistemas de cultivo de macroalgas dependerán de las características de la zona de cultivo y las necesidades fisiológicas del alga a cultivar. Dependiendo de la morfología del sustrato y las condiciones oceanográficas, se puede hacer una siembra directa de los inóculos provenientes del hatchery o se deberán instalar los sistemas de cultivo (estructuras externas) previamente a la instalación de los inóculos provenientes del hatchery.

Sistemas de cultivo de fondo

Sembrado directo: consiste en sembrar talos directamente en el sustrato (arena-fango). Los manojos de algas (80 a 100 g) se entierran a 10 cm de profundidad en el sustrato a una distancia de 20 a 25 cm (densidad de siembra: de 1 a 2 Kg/m^2).

Anclaje de manojos con piedras u otros sistemas de fondeo: se atan talos de algas, mediante cabos vegetales o plásticos a piedras dejando libres los extremos. Cada anclaje contiene entre 50 y 80 g de alga y se colocan cada 20 a 25 cm (producción promedio: 100 toneladas /hectárea/ año).

Cultivo en estacas: utilizado en zonas con sustratos no aptos para el cultivo (fangoso, con grava). Se basa en dar soporte a los manojos por encima del fondo. En este caso, se atan o entrelazan manojos de algas de 200 g cada 50 cm, sobre cuerdas o redes trenzadas sobre una estructura de estacas sobre el fondo.

Sistema de cultivo suspendido

El sistema de cultivo suspendido (Figura 36) consiste en mantener mediante sistemas de flotadores (boyas) una línea principal suspendida horizontalmente en la superficie o a una determinada profundidad, de la que cuelgan líneas secundarias que servirán de sustrato para el crecimiento de las macroalgas. Este

sistema se encuentra anclado al fondo, a través de un sistema de fondeo, compuesto por grandes bloques de hormigón. El sistema de anclaje es fundamental para que la estructura flotante permanezca fija. De forma general se utilizan líneas de alrededor de 100 metros, aunque esta longitud puede variar en función de las condiciones oceanográficas de la zona. En estos sistemas, los manojos situados a mayor profundidad crecen menos debido a la menor llegada de radiación lumínica, pero este déficit se puede contrarrestar invirtiendo periódicamente la posición de las líneas secundarias.

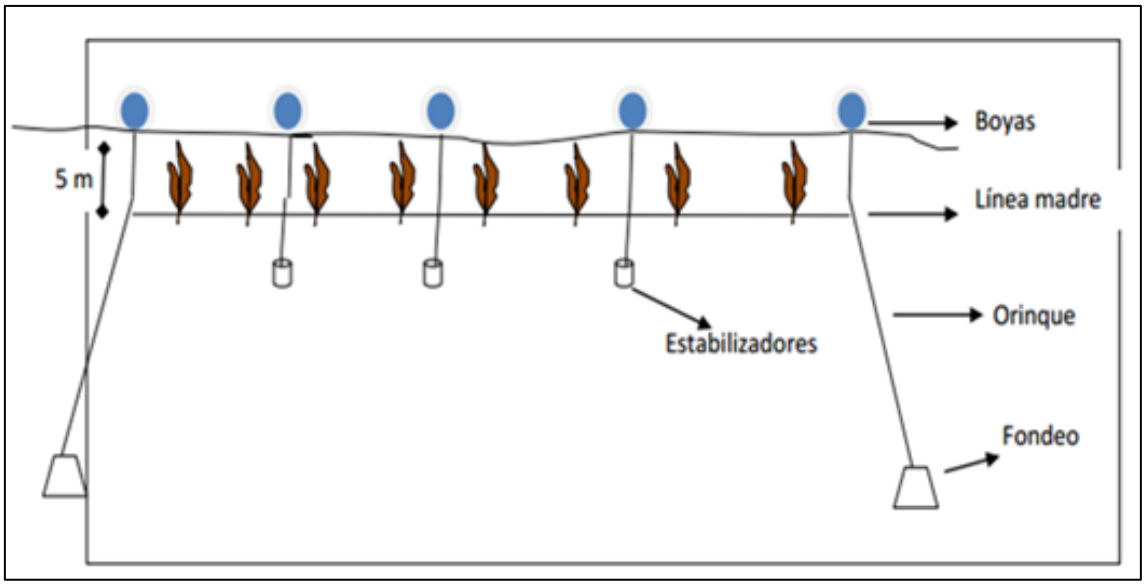


Figura 36: Esquema general de un sistema de cultivo suspendido. Autor: Samuel Arbaiza.

4. Condiciones generales de cultivo en laboratorio

Luz: Fotoperiodo e Irradiancia

Las macroalgas son organismos fotosintéticos por lo tanto necesitan una fuente continua de luz que en el medio natural es el Sol. En el laboratorio, la luz es generada por lámparas fluorescentes o luces de frío (Figura 37). Así mismo, cada macroalga tiene un fotoperiodo óptimo (horas luz frente a horas de oscuridad) e intensidad luminosa (cantidad de luz que cae sobre un área) necesario para su crecimiento y desarrollo. Por lo tanto, es necesario controlar el fotoperiodo (de ser posible) por medio de interruptores programables (timers/programadores) que enciendan y apaguen las luces automáticamente de manera que se pueda tener un control eficiente de este parámetro. Así mismo, para controlar la intensidad luminosa o irradiancia se debe evaluar su valor utilizando un cuantómetro (preferiblemente) o mediante un fotómetro. Se debe hacer notar que cada fase de desarrollo del cultivo puede necesitar distinto fotoperiodo; por ejemplo, las etapas de esporulación y asentamiento de *Chondracanthus chamissoi* requieren de un fotoperiodo de días cortos (8 horas luz y 16 horas oscuridad) o fotoperiodo neutro (12 horas luz y 12 horas oscuridad)

con un bajo nivel de irradiancia: de 30 a 40 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}. Sin embargo, la etapa de incubación requiere un fotoperiodo de días largos (16 horas luz y 8 horas oscuridad) con un nivel de irradiancia medio de 40 a 60 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}.

Figura 37: Luces en frio con control de fotoperiodo para el cultivo de macroalgas. Autor: Samuel Arbaiza.

Temperatura:

En condiciones de cultivo, la temperatura es un parámetro importante dado que todas las macroalgas presentan un rango óptimo de temperatura para su crecimiento, reproducción y/o desarrollo. Por ejemplo, la fase conchocelis de *Porphyra* spp. crece a una temperatura de 15 ± 1 °C y forman sus estructuras reproductivas denominadas conchosporangios a unos 10 °C. Por lo tanto, es necesario un laboratorio aislado implementado con un sistema de refrigeración y de circulación con aire acondicionado. Así mismo, el control de la temperatura del agua puede ser realizado por termostatos o sistemas de enfriamiento de agua (water chiller) que cuenten con una alta sensibilidad y rango de temperatura ajustable. La temperatura del agua de mar se mide a diario por medio de un termómetro.

Salinidad

La salinidad es una variable que mide la cantidad de sales que existen en el agua de mar; las cuales, tienen un efecto directo en la presión osmótica de las células de las macroalgas y en el movimiento activo de iones en su membrana (80). En el cultivo en laboratorio, es necesario monitorear los niveles de salinidad,

dado que estos tienden a elevarse debido a la evaporación del agua. Lógicamente esto dependerá de la superficie del estanque, de la temperatura y la humedad relativa. La mayoría de cultivos de macroalgas se desarrollan a una salinidad de 34 a 37 ppm. Así mismo, se puede ajustar la salinidad en los sistemas de cultivo agregando agua destilada. Esta variable puede ser determinada por medio de un refractómetro.

Agitación de medios de cultivo

El movimiento del agua en los cultivos en laboratorio es importante pues aumenta la absorción de nutrientes (mejora su difusión), el intercambio de gases en las algas (CO_2 del medio aéreo) y asegura una mejor distribución de la luz influyendo también en el asentamiento, fijación, supervivencia y germinación de las esporas. Esto puede ser obtenido a través de un agitador, burbujeador de aire (air blower).

Disponibilidad de nutrientes

Los nutrientes son el conjunto de elementos químicos inorgánicos (incluido las vitaminas) que cumplen roles esenciales en el metabolismo de las macroalgas. Tenemos los macronutrientes como el Nitrógeno (N), Fosforo (P), Potasio (K) y los micronutrientes o elementos traza como el Hierro (Fe), Zinc (Zn), Magnesio (Mg), etc. los cuales son incorporados en los tejidos, estructuras celulares, enzimas, etc. El agua de mar natural contiene muchos de estos nutrientes necesarios para el cultivo de algas marinas, sin embargo, la calidad y cantidad de nutrientes puede ser variable e insuficiente para el cultivo a grandes densidades. Así mismo, los principales nutrientes que limitan el crecimiento y desarrollo de las macroalgas en condiciones de cultivo son el nitrato y el fosfato debido a que se encuentran generalmente en concentraciones bajas en el agua de mar. Por ello es necesario añadir fertilizantes agrícolas al agua de mar para enriquecer el medio de cultivo.

5. Etapas generales de cultivo

Preparación de materiales y/o equipamiento necesario

Los materiales y/o equipamientos necesarios para iniciar un proceso de cultivo dependerán de la especie a cultivar, de la metodología a utilizar y del nivel de inversión disponible. Sin embargo, es necesario implementar un laboratorio en tierra que mantenga las condiciones básicas para desarrollar las primeras etapas de cultivo. Así mismo, se deberán tener listos los sistemas de recirculación, de aireación, de luz y esterilización para llevar a cabo el proceso productivo sin mayores inconvenientes. Por ello, es necesario ser muy cuidadoso antes del inicio de cultivo en el cual se controlará y monitoreará el desempeño de los sistemas de cultivo, el desempeño del equipo técnico involucrado y la eficacia del plan de actividades para identificar posibles fallos y/o mejoras que se pudiesen realizar para optimizar el proceso. Una vez verificado el correcto funcionamiento del sistema de cultivo, es posible iniciar la actividad productiva.

Colecta de inóculos

Según sea la metodología y la especie de macroalga a cultivar se debe realizar una colecta de material biológico (inóculo) del medio natural para iniciar el proceso de cultivo (Figura 38). Previa a la actividad de colecta, se debe identificar la pradera y la temporada (según la estación) que presente los individuos con las características más adecuadas para iniciar el cultivo (características reproductivas, fase deseada, etc.) Así mismo, se debe hacer una rotación de las praderas, teniendo en cuenta los protocolos de manejo necesarios para mantener la calidad ambiental de las poblaciones naturales y evitar una sobreexplotación de la misma. La cantidad de alga colectada dependerá de la metodología de cultivo y de la capacidad de producción instalada. Indudablemente, se debe tener en consideración el material adecuado para realizar las labores de colecta según el tipo de pradera (Figura 38). Muchas praderas de macroalgas son submareales, por lo tanto, esta actividad requerirá de actividades de buceo libre o SCUBA.

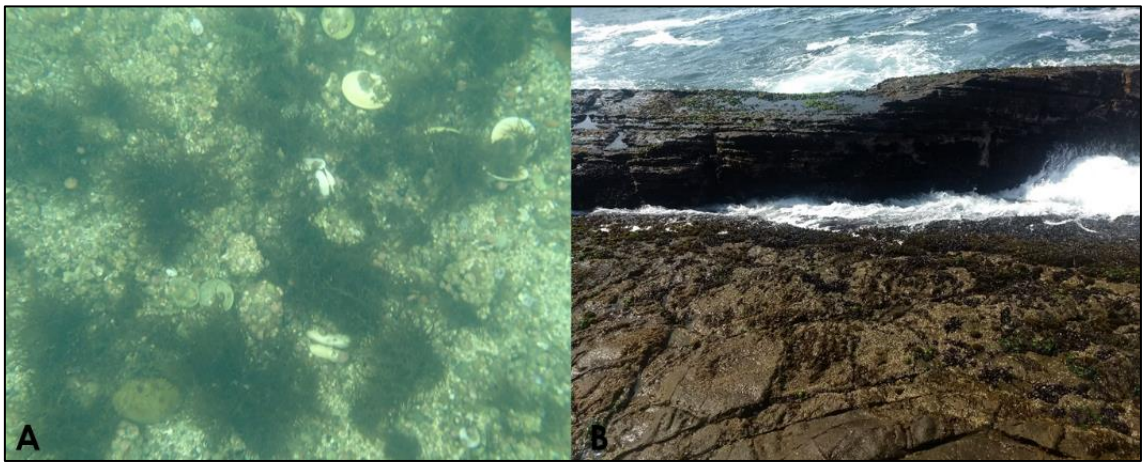


Figura 38: Tipos de praderas de macroalgas donde se realizan actividades de colecta para iniciar el cultivo. A. Pradera submareal de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* a 3 metros de profundidad. B. Pradera intermareal de "cochayuyo" *Porphyra* spp. en un tablón rocoso en una zona de rompiente de olas. Autor: Samuel Arbaiza.

Para un cultivo a partir de esporas, se deben colectar individuos con estructuras reproductivas (Figura 39). En este momento es de suma importancia conocer el ciclo de vida de la macroalga, porque es importante decidir qué fase reproductiva se debe colectar en el mar para obtener el producto deseado en el cultivo.

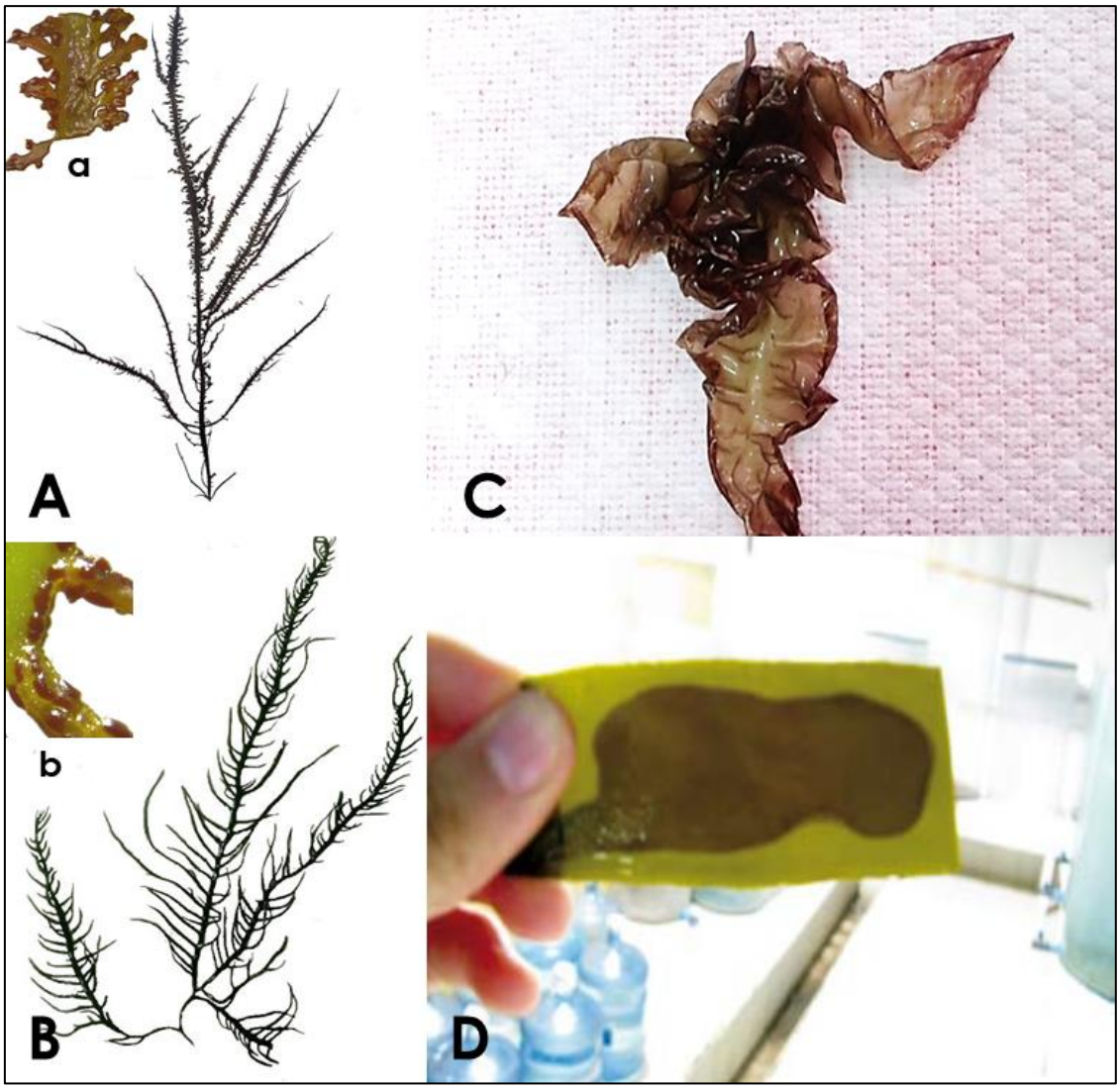


Figura 39: Apariencia de las estructuras reproductivas de las macroalgas. A. Individuo de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* en estado carposporofítico con presencia de estructuras reproductivas globosas denominadas cistocarpos (a). B. Individuo de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* en estado tetrasporofítico con presencia de estructuras reproductivas en forma de almohadilla denominados soros tetrasporangiales (b). C. Individuo de "cochayuyo" *Porphyra* spp. con estructuras reproductivas denominadas zygotosporangios distribuidas en los bordes de las frondas (bordes marrones rojizos). D. Porción de una fronda de *Lessonia* spp. con área reproductiva que presenta una mayor pigmentación denominada soros. Autor: S. Arbaiza.

Transporte y pre-tratamiento de inóculos

Una vez colectados los inóculos, se deben almacenar bajo condiciones de humedad, oscuridad y de baja temperatura (< 10°C) en contenedores térmicos aislados (caja de poliestireno, cooler, etc.) provistos de bolsas de congelamiento (gelpack) o hielo. El material colectado debe trasladarse inmediatamente al laboratorio para su posterior análisis y procesamiento.

En el laboratorio, el material reproductivo debe ser enjuagado con agua destilada y limpiado con un pincel para eliminar epífitas e impurezas. Posteriormente son enjuagados con agua de mar filtrada (1 µm) y secados

completamente con papel absorbente (tipo wypall) a modo de desecación (Figura 40).

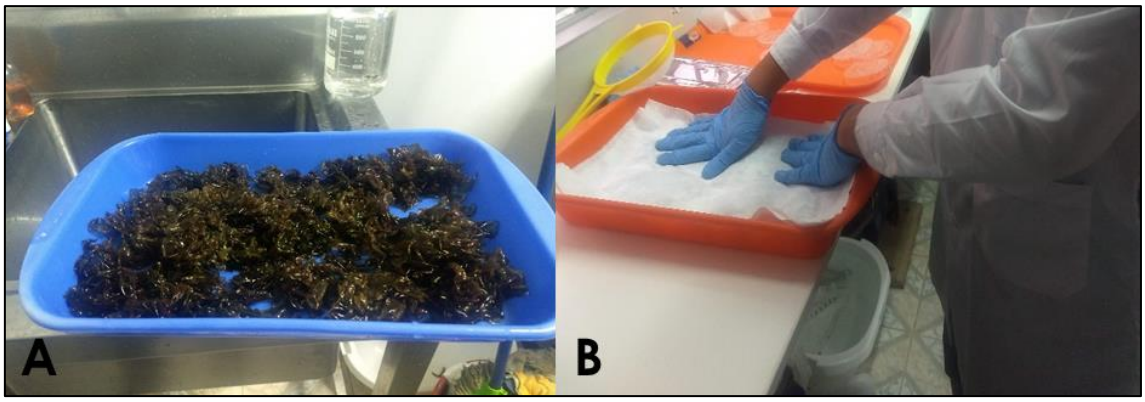


Figura 40: Manejo inicial del material vegetal de cochayuyo (*Porphyra* spp.). A. Proceso de enjuagado con agua destilada y posteriormente agua de mar. B. Secado completamente con papel absorbente. Autor: S. Arbaiza.

Inducción a la liberación y/o formación de Propágulos (esporas)

Este proceso consiste en la obtención de propágulos (esporas) para el inicio del proceso de cultivo, para ello, las partes reproductivas de la macroalga o los inóculos son estresados (Figura 41 A y B) y posteriormente son puestos en envases con agua de mar para que liberen las esporas (Figura 41C). Como resultado de esta etapa se tiene una solución que contiene una cantidad suficiente de esporas para sembrar en los sustratos artificiales y posteriormente pueda desarrollarse hasta obtener una talla comercial. Uno de los tipos de estrés mayormente utilizado es la combinación de la desecación del material vegetal, variación de luz (las estructuras reproductivas son cubiertas y puestas en oscuridad) y variación de la temperatura (el material cubierto es puesto en una refrigeradora por 3 a 12 horas, Figura 42). La duración del tiempo de estrés dependerá de la especie, así como de los hábitos del organismo. Transcurrido el tiempo de iniciado el estrés, las áreas reproductivas son retiradas de la refrigeradora y son colocadas en un recipiente con agua de mar filtrada y esterilizada (1 µm) durante 6 - 12 horas para que se produzca la liberación de esporas (Figura 41C). Se recomienda colocar de 1 a 5 g de área reproductiva por litro de agua de mar con moderada aireación para evitar el asentamiento de las esporas. El agua de mar debe de estar a una temperatura adecuada según la especie y con una fuente de luz baja (de 30 a 40 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}).

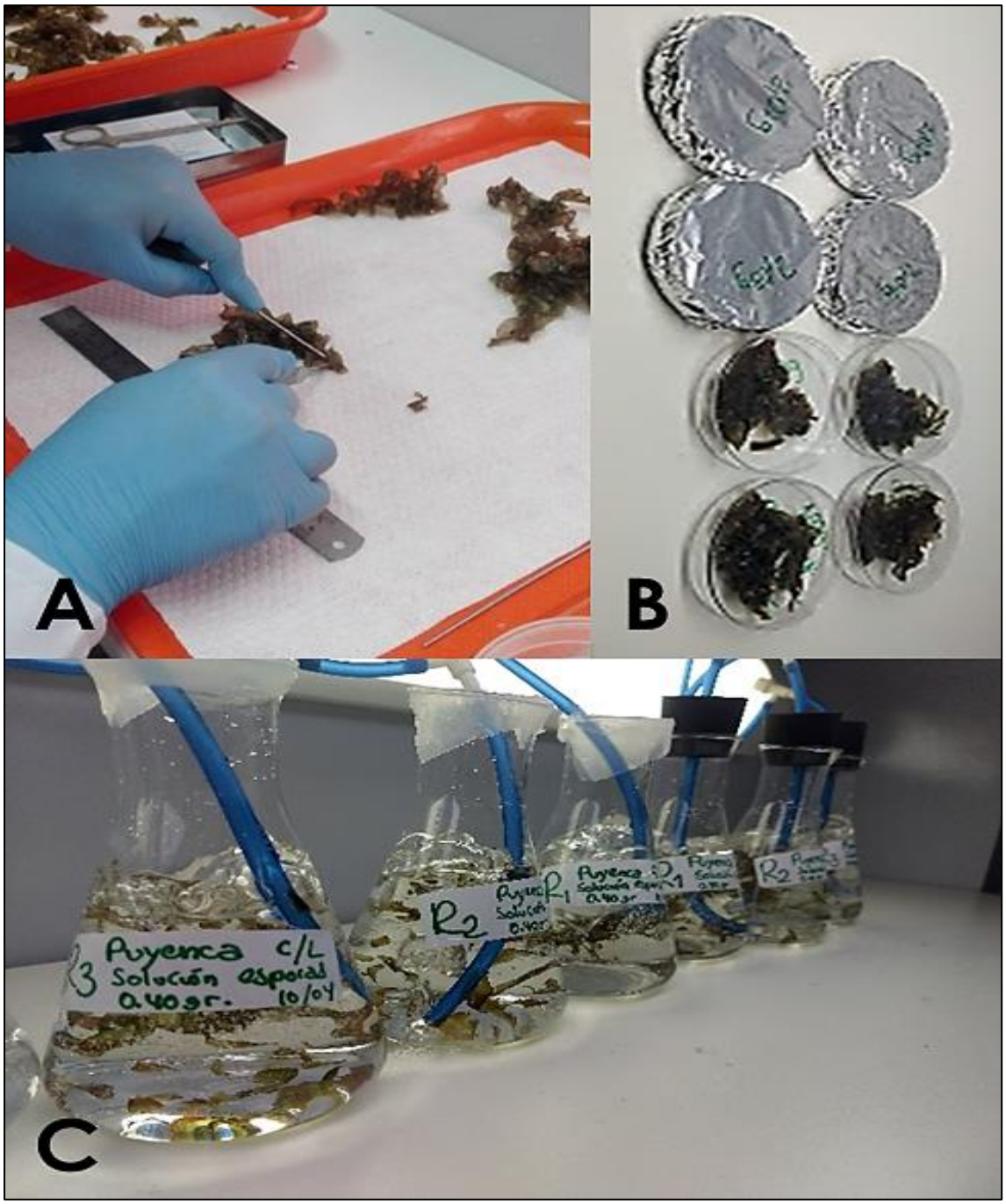


Figura 41: Inducción a la esporulación y obtención de una solución de esporas de *Porphyra* spp. A. Proceso de disección de áreas reproductivas. B. Estrés de las áreas reproductivas mediante desecamiento, oscuridad y variación de temperatura (las placas Petri cubiertas son puestas en un refrigerador por 12 horas). C. Inducción a la esporulación mediante la rehidratación de las áreas reproductivas previamente estresadas. Autor: S. Arbaiza.

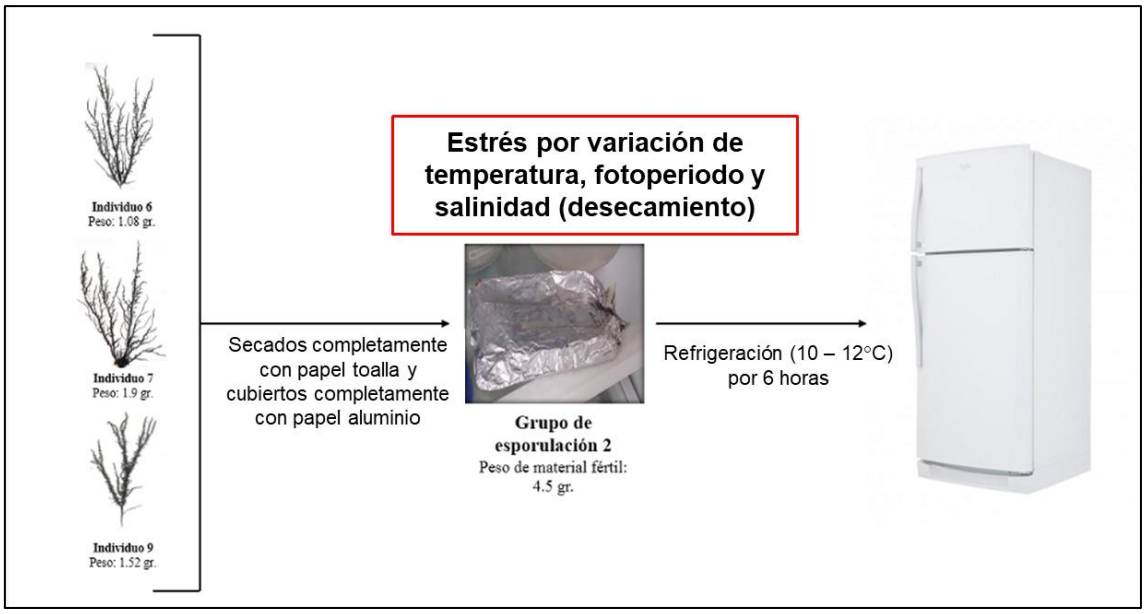


Figura 42: Proceso de inducción a la esporulación de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi.* Autor: S. Arbaiza.

Se puede evidenciar la presencia de esporas después de transcurridas 3 horas de rehidratación de las áreas reproductivas en los matraces (Figura 41C), sin embargo, a muy baja densidad. A partir de las 6 horas desde que se rehidrataron las áreas reproductivas en los matraces, se deben realizar conteos preliminares de las esporas en la cámara de conteo celular para determinar la densidad de esporas (número de esporas por ml). Para producir una adecuada solución de esporas se necesita una concentración mínima de 25000 – 30000 esporas por mililitro.

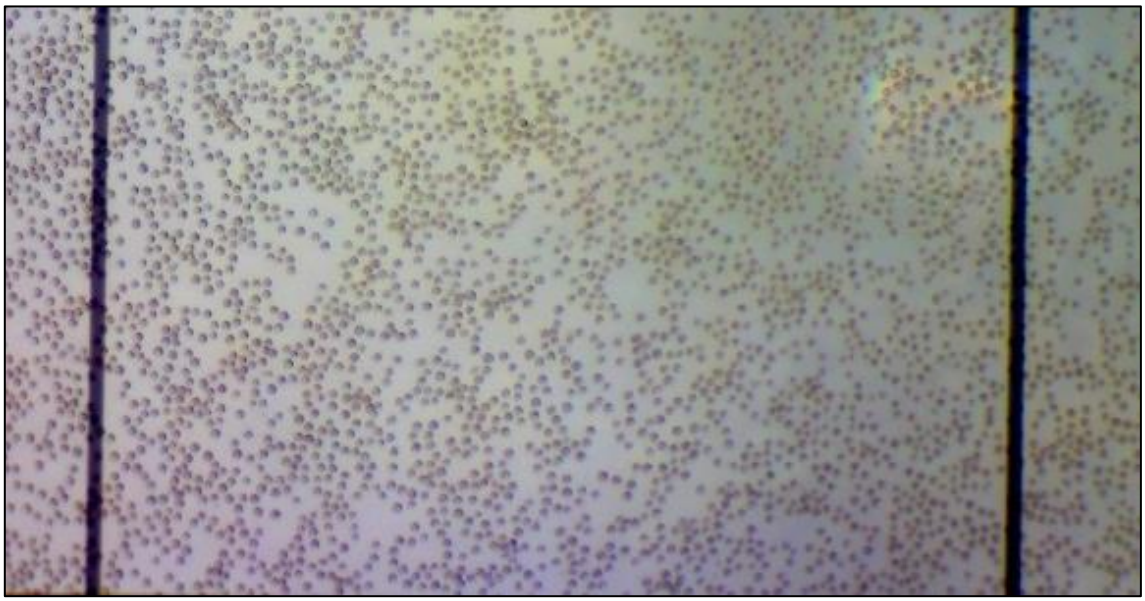


Figura 43: Esporas de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* presentes en una solución de esporas con una densidad de 120 mil esporas por mm^2. Autor: S. Arbaiza.

Inoculación de las unidades de cultivo

La inoculación de las unidades de cultivo consiste en propiciar el asentamiento de las esporas en los sustratos naturales (conchas, piedras) o artificiales (cuerdas de polipropileno, rafia, etc.) para que se desarrollen y puedan crecer hasta obtener talla comercial. Generalmente se usan sustratos artificiales debido a su practicidad (traslado e instalación en el mar) y su alta capacidad y rendimiento productivo (pueden cubrir altas densidades en los sistemas de cultivo en mar). Estos sustratos generalmente consisten en cuerdas de 3 a 5 mm de polipropileno, rafia, driza o mallas plásticas que son acondicionadas en bastidores (Figura 44).

Una vez evidenciada la densidad de esporas adecuada, se retiran las frondas reproductivas de las soluciones de esporas por medio de una filtración de la solución a través de un tamiz de 50 µm para eliminar cualquier resto de tejido vegetal que pueda ocasionar alguna fuente de contaminación para la siguiente fase. Posteriormente, los bastidores son colocados en las tinas de asentamiento con agua de mar y se les agrega la solución de esporas en el agua del estanque de manera uniforme, para cubrir toda su superficie con los sustratos puestos en el fondo. Para comprobar el asentamiento de esporas se deben colocar portaobjetos en el fondo de los estanques los cuales pueden ser monitoreados posteriormente. Toda esta etapa debe desarrollarse bajo condiciones de poca intensidad lumínica (de 20 a 30 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}) y sin fertilización del medio de cultivo para evitar el desarrollo de organismos oportunistas que puedan competir con las algas del cultivo (cianobacterias, *Ulva* spp. etc.).

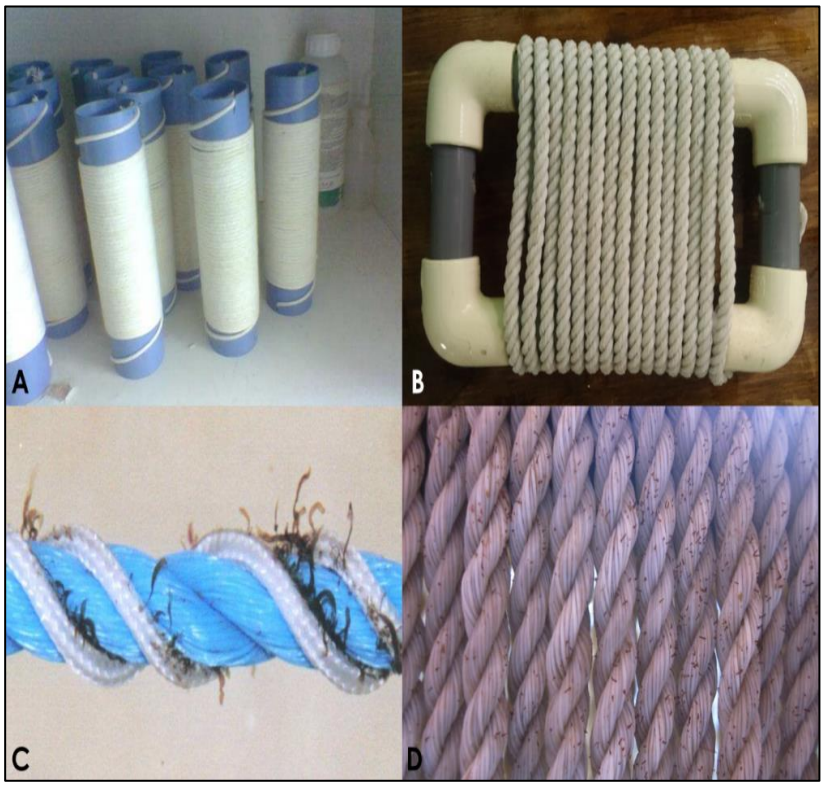


Figura 44: Sustratos artificiales utilizados para el cultivo de macroalgas **A**. Bastidor utilizado para el asentamiento de esporofitos de *Macrocystis*. **B**. Bastidor utilizado para el cultico por esporas de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*. **C**. Una vez se verifica el desarrollo de los esporofitos de *Macrocystis* sobre la cuerda del bastidor de 3mm., la cuerda debe ser anudada a otra cuerda más grande de 7 a 10 mm debido al tamaño y envergadura de esta alga. **D**. Una vez se verifica el crecimiento de plántulas de "yuyo", estas cuerdas pueden ser instaladas directamente en los sistemas de cultivo en mar. Fuente: S. Arbaiza & Cultivo de Algas Pardas UCN.

Una vez verificado el asentamiento, se debe mantener el cultivo en condiciones controladas hasta que se evidencie el proceso de germinación y desarrollo del disco de fijación de la macroalga. Cuando los organismos ya se hayan desarrollado, los sustratos pueden ser puestos en estanques con condiciones semi-controladas.

Incubación y mantenimiento de plántulas

Los bastidores con las pequeñas plántulas son mantenidas en las tinas de incubación en condiciones de días largos (16 horas de luz y 8 horas oscuridad) bajo condiciones de intensidad lumínica media (de 40 a 60 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}), abundante aireación y con el medio fertilizado con nutriente comercial. La temperatura y el tiempo de mantenimiento dependerán de la especie a ser cultivada. Para el "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*, el tiempo de incubación varía entre los 2 a 3 meses hasta que las plántulas adquieren un tamaño de 5 a 10 mm, cuando ya pueden ser trasladadas al mar. Esta etapa es mantenida en condiciones semi-controladas (sin esterilización del agua ni control de la temperatura del agua) con el objetivo que poco a poco se vaya aclimatando a las condiciones del mar abierto.

Transporte e instalación en mar

Una vez observado que las algas han obtenido el tamaño adecuado en el proceso de incubación, deben ser trasladadas para completar su crecimiento y desarrollo en el mar. Para ello, los bastidores son armados según el sistema de cultivo a implementar en el mar, donde pueden ser líneas de cultivo de 1 metro de longitud (Figura 45B) o líneas de 15 metros. (Figura 45A).

Figura 45: Traslado de las unidades de cultivo para su instalación en los sistemas de cultivo en mar A. Unidades de cultivo de *Macrocystis* de 15 metros de longitud. B. Unidades de cultivo de "yuyo" de 1 metro de longitud. Fuente: S. Arbaiza & Cultivo de Algas Pardas UCN.

Las unidades de cultivo son trasladadas al mar en contenedores aislados y húmedos para evitar su deterioro por exposición al sol y/o por desecación. Posteriormente será instalado según el sistema de cultivo en mar (Figura 46).

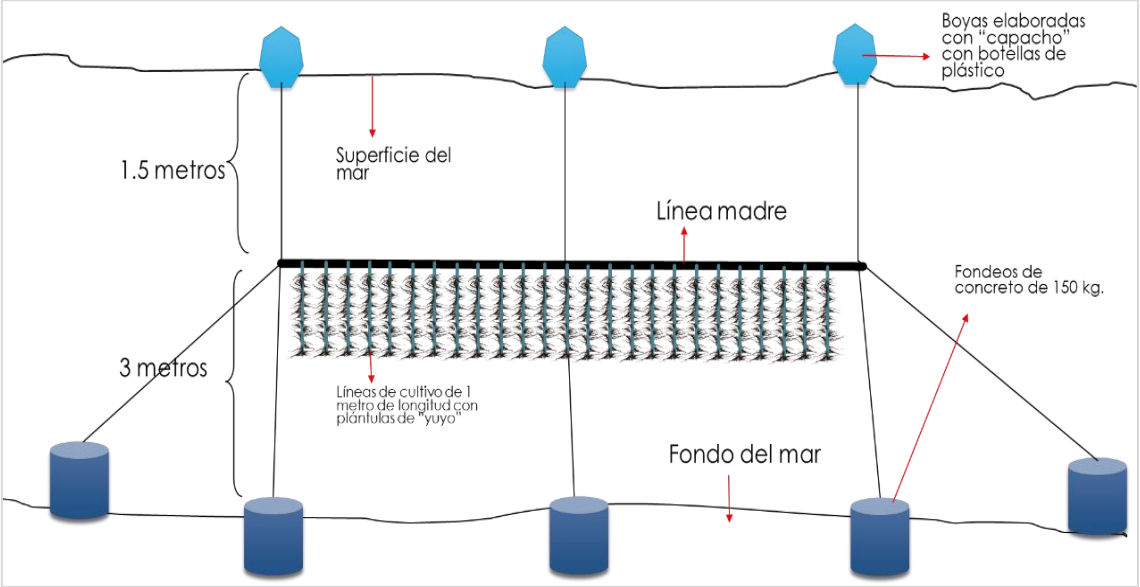


Figura 46: Sistema de cultivo de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* suspendido tipo long line. Autor: S. Arbaiza

Monitoreo y limpieza de los sistemas de cultivo

El monitoreo y limpieza de los sistemas de cultivo en mar es una actividad importante, debido a la necesidad de mantener los sistemas en condiciones óptimas. Para ello, se hace necesario remover epifitos, limpiar las impurezas que se puedan asentar o compiten con las algas de cultivo por el sustrato o la luz. Este proceso puede ser realizado semanal o quincenalmente según el área de cultivo y la especie de macroalga que se esté cultivando. Así mismo, con cada monitoreo se toman datos de talla y características de cultivo para hacer un seguimiento concreto de la actividad productiva.

Cosecha

El tiempo para realizar la primera cosecha de los sistemas de cultivo en mar, dependerá de las condiciones fisicoquímicas del medio ambiente, de la especie a cultivar y de la metodología de cultivo empleada. Una vez que las algas han alcanzado la talla comercial; es decir 15-20 cm de longitud, se dan las condiciones para realizar la cosecha. Por ejemplo, para el "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*, en un cultivo por propagación vegetativa, se puede obtener una primera cosecha a partir de los 45 días de instalación de las líneas de cultivo en el mar con rendimientos entre 400 a 600 gramos por metro lineal. Sin embargo, bajo un cultivo a partir de esporas, la primera cosecha se realiza a partir de los 90 días de sembrado.

6. Planificación de la producción

La planificación de la producción está relacionada con la metodología de cultivo desarrollada, la capacidad instalada y las características de la especie. Para ello se deben de considerar las etapas y actividades clave a llevar a cabo. Un diagrama de Gantt o diagrama de actividades puede ser de utilidad para organizar el proceso de cultivo (Figura 47).

Por otro lado, el plan de producción permitirá estimar el rendimiento productivo a lo largo del periodo de tiempo de duración del proyecto productivo (5, 10 ó 15 años). Este análisis permitirá realizar un análisis financiero preliminar para determinar la factibilidad de un proyecto de cultivo de una especie u otra. Se debe tener en cuenta que la productividad en mar de las macroalgas difiere entre una u otra especie. Por ejemplo, el "yuyo" *Chondracanthus chamissoi* tiene la capacidad de regenerarse (post crecimiento) hasta 3 veces después de ser cosechado del sistema de cultivo; por lo tanto, se puede decir que un ciclo productivo de "yuyo" (1 siembra) puede rendir hasta 4 cosechas (mínimo 3). Esta información puede ser colocada en un cuadro en una escala de tiempo, para estimar el número de cosechas por unidad de tiempo (año). Finalmente, esta información podrá ayudar a estimar los futuros ingresos que se obtendrán por el desarrollo del cultivo.

Actividad	Inicio	Fin	Meses																	
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
Implementación de los sistemas de cultivo vegetativo	Mes 1	Mes 3																		
Colecta de material biológico	Mes 3	Mes 3																		
Análisis comparativo de los sitemas de cultivo vegetativo en Hatchery	Mes 4	Mes 9																		
Crecimiento y desarrollo de las plántulas en Hatchery	Mes 4	Mes 9																		
Instalación de los sistemas de cultivo en mar	Mes 9	Mes 9																		
Siembra de las plántulas provenientes del Hatchery	Mes 10	Mes 10																		
Análisis comparativo de los sistemas de cultivo vegetativo en mar	Mes 11	Mes 15																		
Monitoreo de los sistemas de cultivo en mar	Mes 11	Mes 15																		
Cosecha de las algas	Mes 16	Mes 16																		
Presentación del informe final	Mes 17	Mes 18																		

Figura 47: Diagrama de Gantt o diagrama de plan de actividades. Autor: S. Arbaiza

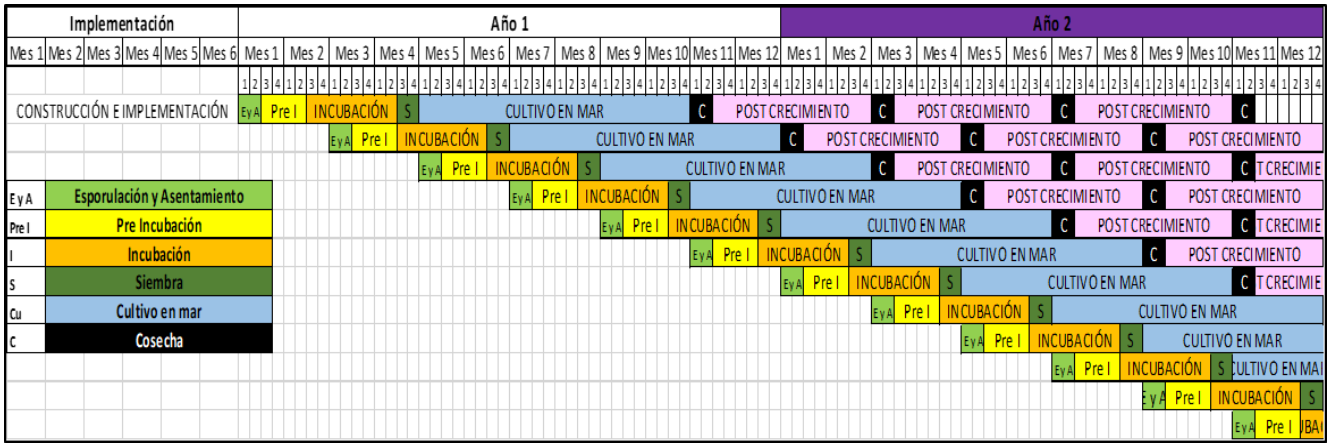


Figura 48: Plan de producción para un cultivo de macroalgas. Autor: S. Arbaiza

7. Cultivos multitróficos

El cultivo integrado de especies acuícolas alimentadas con piensos y/o similares (peces, langostinos) con organismos filtradores orgánicos (moluscos) y filtradores inorgánicos (macroalgas) se denomina Acuicultura Multitrófica Integrada más conocido por sus siglas en inglés como IMTA (Integrated Multitrofic Aquaculture). El cultivo multitrófico integrado ha sido propuesto como una práctica acuícola ambientalmente sostenible a través de un enfoque ecosistémico equilibrado evitando cambios pronunciados en los ecosistemas marinos (81). El cultivo integrado provee la capacidad al sistema productivo de biorremediarse, genera beneficios mutuos entre los organismos cultivados, provee una diversificación económica y aumenta la rentabilidad por unidad de área/producto en la industria (81–85).

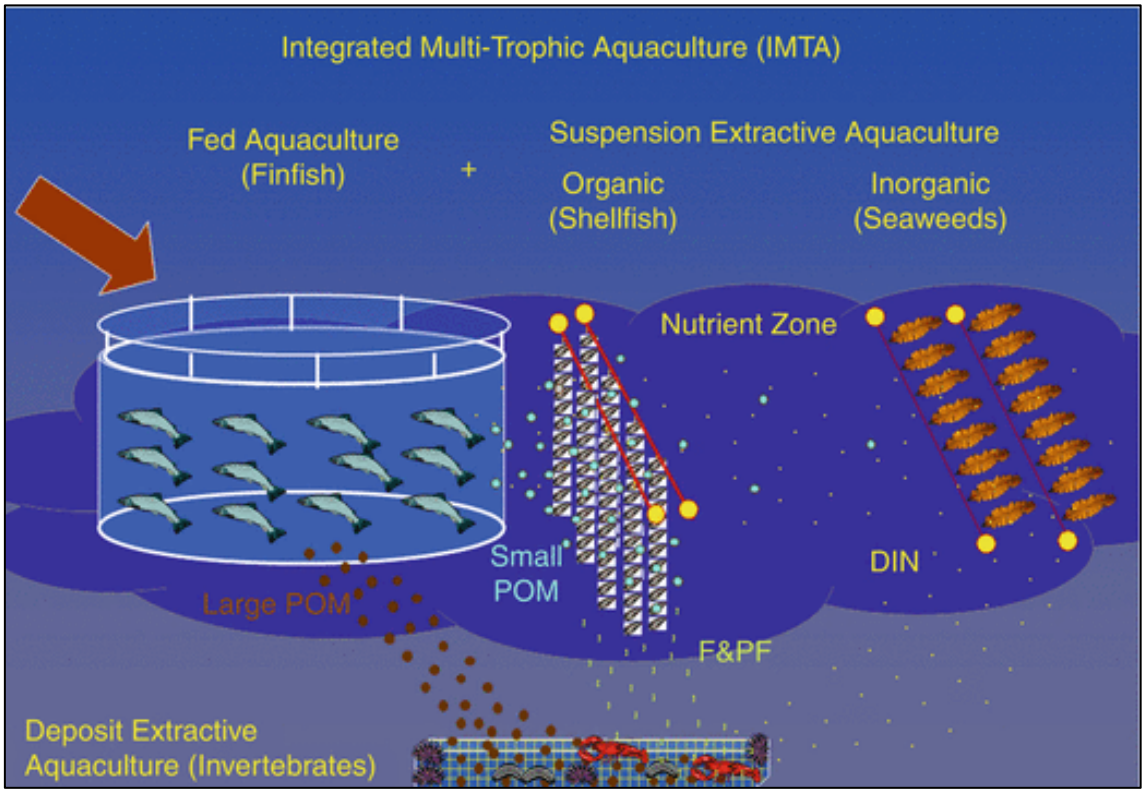


Figura 49: Diagrama conceptual de un sistema de cultivo multitrófico integrado (IMTA) donde se incluye el cultivo de los organismos alimentados con piensos (peces) con organismos filtradores orgánicos (bivalvos) los cuales filtran las pequeñas partículas de materia orgánica (POM), los organismos asimiladores inorgánicos (macroalgas) los cuales asimilan los nutrientes inorgánicos disueltos en el agua (DIN) y finalmente los organismos detritívoros (pepinos, gusanos marinos, etc.) los cuales aprovechan el enriquecimiento de partículas de materia orgánica más grandes (POM), heces o cualquier residuo del proceso de alimentación de los peces. Fuente: Chopin, 2013.

El cultivo multitrófico de peces y macroalgas puede ser llevado a cabo en sistemas en mar abierto o en sistemas de cultivo en estanques en tierra. Macroalgas pardas (*Macrocystis, Saccharina*, *Laminaria*, *Ecklonia*, *Sargassum*,

Ascophyllum y *Fucus*), macroalgas rojas (*Porphyra/Pyropia*, *Palmaria*, *Eucheuma*, *Kappaphycus*, *Chondracanthus* y *Gracilaria*) y macroalgas verdes (*Ulva*, *Codium*) han sido utilizados exitosamente en cultivos integrados. En el mundo, Canadá, Chile, China, Irlanda, Sudáfrica, Gran Bretaña y Estados unidos son los únicos países que han implementado sistemas de cultivo integrado a escala comercial (83).

En el Perú, se tiene un enorme potencial para desarrollar cultivos multitróficos integrados debido a su amplio litoral y a la gran cantidad de peces locales con tecnología de cultivo desarrollada como la "chita" *Anisotremus scapularis*, la cabrilla *Paralabrax humeralis*, el lenguado *Paralichthys adspersus*, la corvina *Cilus gilberti* y el fortuno *Seriola lalandi*. Así mismo, se tiene a disposición la tecnología de cultivo de otras especies filtradoras o detritívoras como la concha de abanico *Argopecten purpuratus*, el erizo rojo *Loxechinus albus* y el pepino de mar *Patallus mollis*. Finalmente, existen en el Perú diversas especies de macroalgas con tecnología de cultivo desarrollada con alta capacidad productiva como el "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*, el pelillo *Gracilariopsis lemaneiformis*, la lechuga de mar *Ulva* spp., el sargazo *Macrocystis pyrifera* y el aracanto *Lessonia* spp.

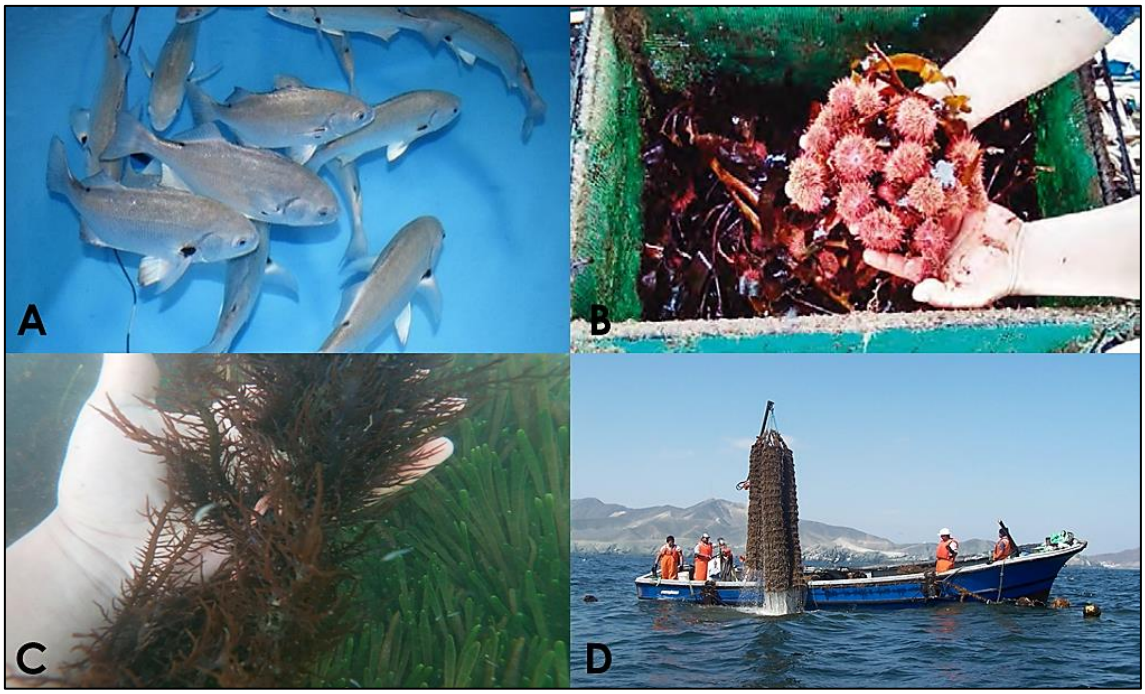


Figura 50: Especies cultivadas y/o con amplio potencial de cultivo en el Perú que pueden ser incorporadas en sistemas de cultivo Multitrófico integrado. **A**. Cultivo de "chita" *Anisotremus scapularis* en el Instituto del Mar del Perú (IMARPE) desarrollado en marco del proyecto "Reproducción y Cultivo de Especies Priorizadas" y que involucraba además el cultivo de la cabrilla *Paralabrax humeralis*. **B.** Cultivo del erizo rojo, *Loxechinus albus,* en la región de Moquegua desarrollado por el IMARPE. **C**. Cultivo de yuyo, *Chondracanthus chamissoi,* desarrollado por el Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA) de la Universidad Científica del sur en marco de proyectos financiados por INNOVATE PERU y PNIPA. **D**. El cultivo de concha de abanico, *Argopecten purpuratus,* es una actividad productiva consolidada principalmente en la costa norte del Perú.

Para desarrollar una Acuicultura Multitrófica Integrada (IMTA), se deben considerar las siguientes etapas (83):

- Se necesita establecer el valor económico y ambiental de los sistemas IMTA y sus co-productos.
- Se debe seleccionar especies adecuadas considerando el hábitat, las tecnologías disponibles y las condiciones ambientales y oceanográficas. Del mismo modo, se debe considerar la complementariedad en sus funciones ecosistémicas y que tengan la capacidad de generar una biomasa significativa para cumplir una labor de biomitigación eficiente y para las cuales la comercialización no generará obstáculos regulatorios insuperables.
- Es necesario promover leyes y regulaciones gubernamentales e incentivos efectivos para facilitar el desarrollo de prácticas IMTA y comercialización de productos IMTA.
- Se debe reconocer e identificar los beneficios de IMTA educando a las partes interesadas sobre esta práctica.
- Es necesario establecer un programa continuo de Investigación. Desarrollo, Innovación y esfuerzo continuo en la Comercialización de productos IMTA.

CULTIVO DE *Chondracanthus chamissoi*

1. Características especiales del cultivo de *C. chamissoi* "yuyo"

El "yuyo", *C. chamissoi* es una macroalga roja que se distribuye a lo largo de casi toda la costa peruana (desde Paita hasta Tacna, Figura 24C). Puede alcanzar un tamaño muy variable pudiendo llegar hasta los 70 cm. Esta especie ha sido comercializada históricamente para consumo humano directo para la preparación de diversos platos de la gastronomía peruana, así también como materia prima para la extracción de carragenina.

El yuyo tiene un ciclo de vida de 3 fases morfológicamente idénticas que pueden coexistir a lo largo de todo el año (Figura 51). Tanto la fase carposporofítica como la fase tetrasporofítica generan esporas que necesitarán algún sustrato para asentarse y desarrollarse. Esta elevada capacidad reproductiva mediante la producción de esporas es una de las estrategias reproductivas que tiene la especie para mantener sus poblaciones naturales a lo largo del año.

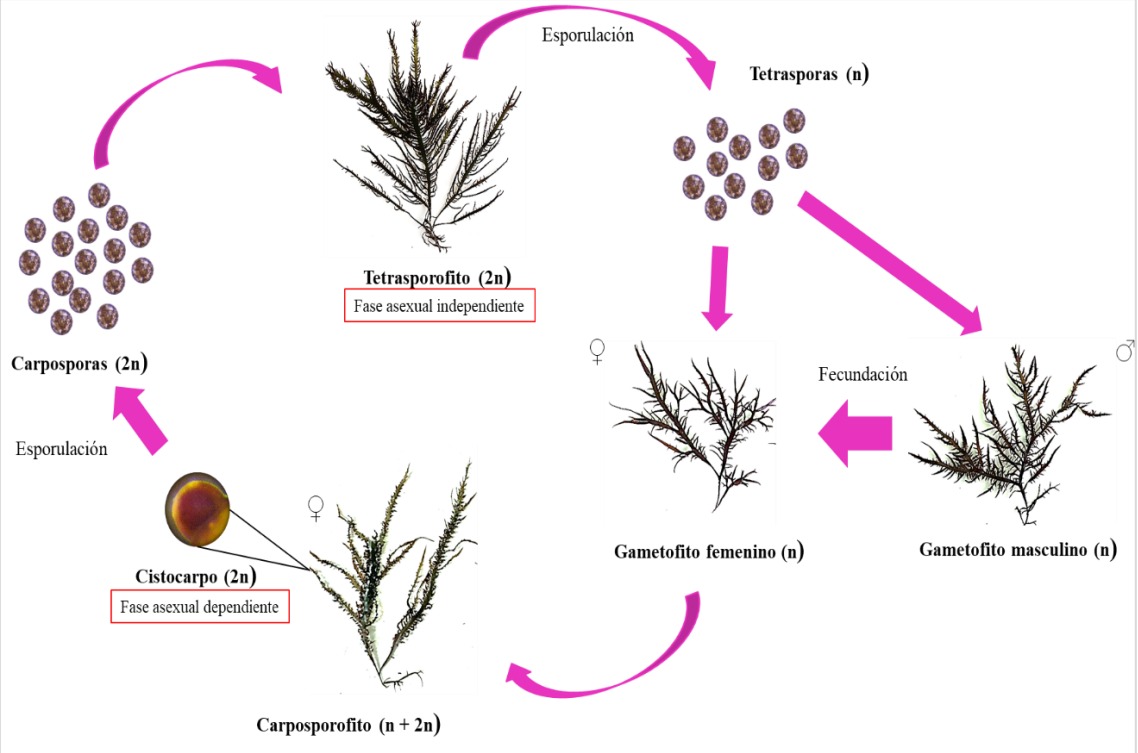


Figura 51: Ciclo de vida de 3 fases de "yuyo" *Chondracanthus chamissoi*. Autor: S. Arbaiza.

Otra estrategia reproductiva es la alta capacidad que tienen los ápices de "yuyo" de re-adherirse a un sustrato mediante la formación de Discos de Fijación Secundaria (DFS) que tienen la capacidad de desarrollar nuevos individuos (Figura 52).

Figura 52: Capacidad de "yuyo", *Chondracanthus chamissoi,* de re-adherirse a un sustrato mediante la formación de Discos de Fijación Secundaria (DFS) los cuales después de un tiempo tienen la capacidad de generar nuevos brotes. Autor: S. Arbaiza.

Ambas estrategias, la abundante producción y liberación de esporas (carpósporas y/o tetrásporas) y la alta capacidad de re-adhesión a un sustrato, brindan la ventaja de poder ser utilizadas para desarrollar un cultivo productivo. Así mismo, diversas experiencias tanto en Chile, como en Perú han demostrado la factibilidad de esta especie de crecer y desarrollarse en las condiciones de cultivo con miras a obtener una producción sustentable. Así mismo, el "yuyo" tiene un alto rendimiento productivo a diferencia de otras macroalgas, debido a que a partir de un proceso productivo (1 siembra) se pueden obtener hasta 4 cosechas. Esto ocurre debido a que el "yuyo" una vez cosechado de las líneas de cultivo, deja sus discos de fijación y/o pequeños brotes (al ser pequeños, no son cosechados) los cuales tienen la capacidad de regenerarse nuevamente y propagarse vegetativamente sobre todo el sustrato. Indudablemente esta capacidad dependerá de la población de "yuyo" y las condiciones fisicoquímicas donde se desarrolla el cultivo (temperatura, nutrientes, biofouling, etc.).

Figura 53: Los pequeños brotes y/o los discos de fijación de "yuyo" tienen la capacidad de crecer nuevamente de manera que una sola cosecha puede rendir hasta 4 cosechas. Autor: S Arbaiza. Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

2. Metodologías de cultivo de *Chondracanthus chamissoi*

Las principales técnicas para el cultivo comercial de "yuyo" *C. chamissoi* son por propagación vegetativa y mediante esporas (carpósporas y/o tetrasporas).

Cultivo a partir de esporas

El cultivo a partir de esporas o esporocultivo consiste en permitir que las esporas (tetrásporas o carpósporas), análogas a las semillas usadas para el cultivo de plantas terrestres, sean "sembradas" sobre un sustrato ya sea natural (piedras, valvas, etc.) o artificial (cuerdas, redes, etc.) para posteriormente ser trasladado a las áreas de cultivo en el mar para su crecimiento y su final cosecha (Figura 54). Se suelen utilizar principalmente sustratos artificiales debido a su practicidad y rendimiento (brindan mayor área para el crecimiento de "yuyo" y son fáciles para la instalación de los sistemas de cultivo en mar).

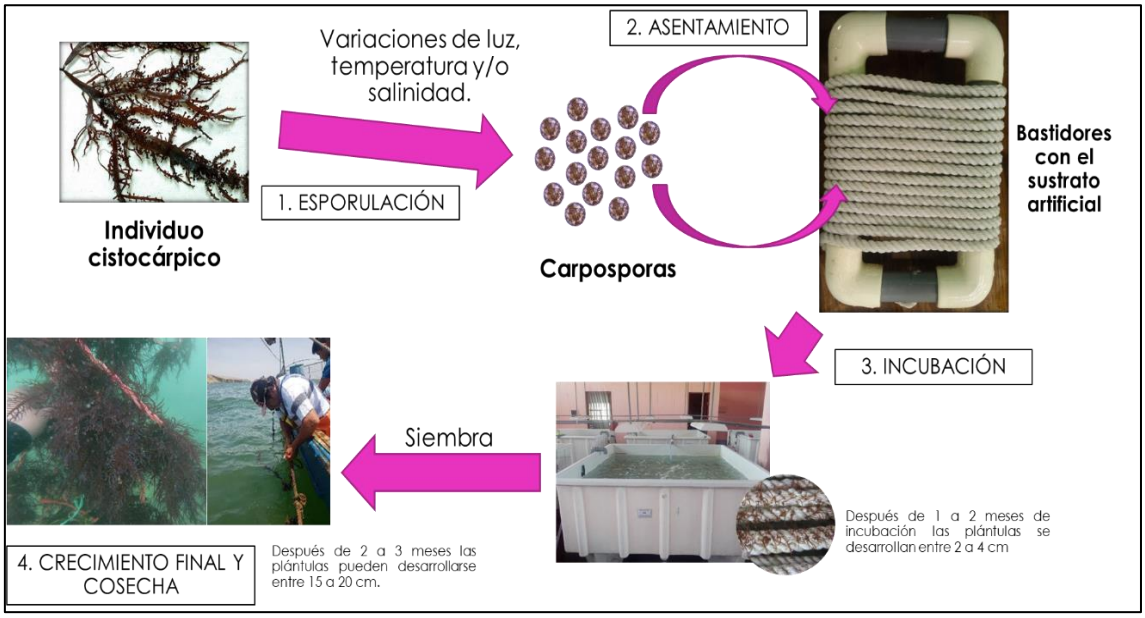


Figura 54: Metodología de cultivo de "yuyo" mediante esporas. Autor: S. Arbaiza.

Esta metodología tiene la ventaja de utilizar una baja cantidad de biomasa reproductiva para iniciar el cultivo (5 a 10 Kg. de "yuyo" fértil). Además, se puede obtener un cultivo homogéneo (debido a que proviene de un mismo tipo de esporas) y diferenciado (se puede cultivar determinada fase en función a los requerimientos del mercado). Estas características permiten diferenciar líneas de producción y/o cepas de una determinada producción lo cual puede ser muy importante para un mercado competitivo y selectivo. Sin embargo, esta metodología requiere mayores capacidades técnicas para desarrollar cultivos unialgales en las fases iniciales microscópicas (esporulación, asentamiento), mejor manejo y control de los equipos y sistemas de cultivo en laboratorio (manipulación de microscopios, cámaras de conteo, sistemas de aireación, etc.). Debido a la necesidad de mantener cultivos unialgales en condiciones controladas para las fases iniciales de cultivo, la inversión en infraestructura suele ser mucho mayor. Por otro lado, este sistema de cultivo necesita una mayor cantidad de tiempo hasta la obtención de la primera cosecha (1 a 2 meses de incubación más 2 a 4 meses de crecimiento en mar) lo cual indudablemente puede aumentar los costos operativos.

Cultivo por propagación vegetativa

Esta metodología de cultivo consiste en el aprovechamiento de la capacidad de propagación vegetativa que tiene el "yuyo" *C. chamissoi* de fijarse sobre un sustrato generando en los puntos de contacto entre el alga y el sustrato discos de fijación secundaria (DFS) los cuales tienen la capacidad de generar nuevos brotes independientes del alga "madre". Posteriormente estos sustratos (valvas, cuerdas, etc.) con los DFS formados pueden ser trasladados al mar para su posterior crecimiento y desarrollo.

Figura 55: Metodología de cultivo de "yuyo" mediante propagación vegetativa. Autor: S. Arbaiza.

El cultivo por propagación vegetativa tiene la ventaja de poder realizarse a lo largo de todo el año dado que no depende de individuos con estructuras reproductivas. Es una metodología que no requiere mayores capacidades técnicas para desarrollar los cultivos, dado que no se desarrollan las fases microscópicas. Además, debido a que no existe la necesidad de mantener cultivos unialgales en condiciones controladas para las fases iniciales de cultivo, la inversión en infraestructura suele ser mucho menor. Por ello, es una metodología sencilla y fácil de implementar, que no requiere mayores tiempos en condiciones semi-controladas antes de ser llevado al mar (2 a 3 semanas máximo). Sin embargo, esta metodología necesita una considerable cantidad de biomasa inicial para iniciar el cultivo (Se inoculan entre 20 a 60 gramos de "yuyo" por metro lineal de cultivo). Así mismo, a diferencia del cultivo homogéneo obtenido por el cultivo a partir de esporas, esta metodología genera cultivos heterogéneos dado que no se puede determinar con exactitud el estadio de los individuos que darán inicio al proceso (fase de ciclo de vida ni edad). Finalmente, una característica no menor de generar "clones", es la

disminución de la variabilidad genética lo que podría generar problemas adaptativos a condiciones cambiantes del medio.

3. Etapas de cultivo

Ambas metodologías de cultivo de "yuyo" se desarrollan en dos fases: una fase de cultivo de laboratorio y una fase de cultivo en mar. Asimismo, existen diferencias metodológicas entre ambas técnicas de cultivo solo en la fase de cultivo en laboratorio siendo la fase de cultivo en mar, muy similar. Sin embargo, ambas metodologías pueden desarrollarse paralelamente y complementarse optimizando el proceso. Por supuesto, se deben considerar las capacidades logísticas del centro de cultivo.

Fase de cultivo de "yuyo" en laboratorio:

Las instalaciones en tierra comprenden el laboratorio o hatchery de producción de semilla y/o líneas de cultivo. En esta fase se deben considerar las condiciones básicas de infraestructura y equipamiento desarrollado en el presente capitulo para llevar a cabo cultivo de macroalgas. Así mismo, para que el cultivo se desarrolle adecuadamente en el laboratorio, se debe considerar mantener los parámetros de calidad de agua en condiciones óptimas.

Tabla 14: Principales variables de cultivo para el cultivo por propagación vegetativa y a partir de esporas. Autor: S. Arbaiza.

Principales Variables a evaluar en el cultivo	Cultivo por propagación vegetativa	Cultivo a partir de esporas
Tratamiento del agua de mar	Solo es necesario tratamiento mecánico (filtrado)	Las fases iniciales de cultivo (producción de esporas, asentamiento y germinación) requieren tratamiento mecánico (filtrado) y esterilización (UV, tratamiento de cloro, autoclavado) Para la fase de incubación paulatinamente se va reduciendo el tratamiento del agua de mar hasta requerir solamente tratamiento mecánico (filtrado)
Condiciones de temperatura	El "yuyo" tiene un rango muy amplio de temperatura donde puede cultivarse: desde los 10 hasta los 25°C. Sin embargo su rango óptimo es de 18 a 21 °C.	
Condiciones de salinidad	El "yuyo" tiene una elevada tolerancia a variaciones de salinidad, sin embargo su rango óptimo se encuentra entre 36 – 37 ppm.	
Condiciones de Fotoperiodo	La fase de incubación requiere de un fotoperiodo de días cortos (8 horas luz y 16 horas oscuridad) o fotoperiodo neutro (12 horas luz y 12 horas oscuridad)	Las fases iniciales de cultivo (producción de esporas, asentamiento y germinación requieren de un fotoperiodo de días cortos (8 horas luz y 16 horas oscuridad) o fotoperiodo neutro (12 horas luz y 12 horas oscuridad) La fase de incubación requiere un fotoperiodo de días largos (16 horas luz y 8 horas oscuridad).

Principales Variables a evaluar en el cultivo	Cultivo por propagación vegetativa	Cultivo a partir de esporas
Condiciones de intensidad lumínica	La fase de incubación requiere un bajo nivel de irradiancia: 30 – 40 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}	Las fases iniciales de cultivo (producción de esporas, asentamiento y germinación requieren de un bajo nivel de irradiancia: 20 – 40 µmol fotones.m^{-2} s^{-1} Las fases de incubación requieren de un nivel de irradiancia medio 40 – 60 µmol fotones.m^{-2} s^{-1}
Nutrientes	La fertilización del medio dependerá de la frecuencia de recambio de agua de mar. Si existe un flujo continuo (diario, o interdiario) no será necesario agregar nutrientes al medio de cultivo. Sin embargo, si el recambio es semanal se debe agregar entre 0.1 – 0.2 mL de Bayfolan por litro de agua de mar.	

4. Cultivo de "yuyo" en laboratorio mediante la metodología de esporocultivo:

El cultivo de "yuyo" a partir de esporas o esporocultivo en laboratorio tiene un tiempo de duración de 2 a 3 meses y se divide en 10 etapas (Figura 56). Cabe destacar que el tiempo de cultivo dependerá de las condiciones del medio de cultivo en el que se desarrolla (temperatura, nutrientes disponibles en el medio y fotoperiodo).

Figura 56: Flujo de procesos del cultivo de "yuyo" *C. chamissoi* en laboratorio mediante la metodología de esporocultivo. Autor: S. Arbaiza.

Previo al inicio de los cultivos se tiene que preparar los sustratos artificiales en los bastidores (Figura 57). Para ello se acoplan 4 tubos de ½ pulgada (2 tubos de 110 cm y 2 tubos de 60 cm de largo) con codos de PVC. Luego se anuda la cuerda en el extremo más corto del bastidor y se enrolla a lo largo de la estructura manteniendo siempre la tensión. Por otro lado, las cuerdas que se enrollan pueden ser nylon o polipropileno de 7 mm de diámetro. Posterior al armado, los bastidores se mantienen 1 semana en agua de mar filtrada.

Figura 57: Bastidor con los sustratos artificiales sobre los cuales se asentarán las esporas de "yuyo". Autor: S. Arbaiza.

Colecta y traslado de algas

El cultivo a partir de esporas se inicia con la obtención y mantenimiento del material reproductivo de "yuyo" de las praderas naturales. Es recomendable iniciar el cultivo extrayendo exclusivamente individuos de "yuyo" en fase cistocárpica debido a que presentan sus estructuras reproductivas (denominados cistocarpos) distinguibles a simple vista (Figura 58), además permite obtener un cultivo uniforme dado que las carpósporas al germinar producen solo individuos tetraspóricos (revisar el ciclo de vida de "yuyo" en la Figura 51). La colecta debe ser cuidadosa, y se deben seleccionar individuos completos, con buen aspecto, textura, poco o no epifitados (sin otras algas o animales en su superficie), evitando individuos varados o flotantes que hayan estado expuestos ya que pueden encontrarse estresados y con una menor probabilidad de poder generar esporas viables y por ende cultivos saludables. El alga colectada debe ser trasladada en contenedores térmicos aislados evitando la exposición al sol y el estrés.

Figura 58: Individuo de "yuyo" *C. chamissoi* en fase cistocárpica. Esta fase de "yuyo" presenta las estructuras reproductivas (cistocarpos) sobre toda su superficie. Estas estructuras tienen forma globosa y prominente. Autor: S. Arbaiza.

Recepción del alga

Es importante, para mantener la trazabilidad de cultivo, verificar las características de las algas que han sido colectadas: proveniencia, hábitat (submareal, intermareal) tiempo de traslado, condiciones de traslado, cantidad (peso húmedo) y calidad (apariencia y coloración). Se puede desarrollar una ficha de recepción básica de material vegetal como se detalla en la Tabla 15.

Tabla 15: Ficha de recepción de material vegetal para iniciar un cultivo de "yuyo" en laboratorio. Autor: S. Arbaiza.

FORMATO DE RECEPCIÓN DEL MATERIAL BIOLÓGICO						
Fecha		**Hora de la colecta**		**Hora de recepción**		
Zona de colecta			**Georreferencia**			
Especie						
Colector			**Receptor**			
Estado reproductivo (marcar con X)	**Vegetativo**		**Peso (kg)**		**Código(s) de fotografía(s)**	
	Esporofito		**Peso (kg)**		**Encargado(a) de la toma de fotografías**	
	Carpoesporofito		**Peso (kg)**			
	Gametofito		**Peso (kg)**			
Observaciones						
Firma del colector			**Firma del receptor**			

Limpieza de los inóculos

Una vez verificada la calidad del "yuyo" colectado, el material vegetal pasa por un proceso de estricta limpieza y desinfección para eliminar epifitos, suciedades e impurezas que pueda tener sobre toda su superficie. Primero, se debe realizar una limpieza mecánica: el "yuyo" debe ser puesto sobre una malla de red anchovetera para ser frotado suavemente y remover epifitos y suciedades (pequeños crustáceos y moluscos, tierra, etc.). Este proceso debe ser rápido (5 a 10 segundos). En segundo lugar, el "yuyo" debe ser lavado con agua dulce y frotado moderadamente para remover impurezas y restos que pudiesen quedar sobre la superficie del alga. El agua dulce debe contener entre 5 y 6 gotas de cloro por cada 20 litros de agua. Este proceso no debe exceder de 15 a 20 segundos para evitar el deterioro del material vegetal. Finalmente se debe realizar un enjuague con agua de mar filtrada y esterilizada para remover los restos de agua dulce y remover los restos y/o suciedades que pudiesen quedar. Las algas pueden ser mantenidas en agua de mar esterilizada hasta la fase siguiente.

Separación de fases reproductivas

Una vez terminado el proceso de limpieza, se debe separar el material vegetal según sus fases reproductivas seleccionando los individuos en fase cistocárpica (con presencia de estructuras reproductivas globosas denominadas cistocarpos, Figura 58). Esto debido a que a pesar que la actividad extractiva estuviese enfocada en colectar individuos cistocárpicos, en la mayoría de casos se suele extraer todas las fases reproductivas en mayor o menor medida (tetrasporofítica y gametofítica).

Llenado de ficha

Una vez más, es importante para mantener la trazabilidad de cultivo, verificar las características de las algas que han sido colectadas. En este caso, el atributo a verificar es la cantidad de individuos cistocárpicos disponibles del total de algas extraídas de la pradera natural. Esta información será importante para el proceso de selección de praderas para extracción de material vegetal (en un futuro) o para medir la eficiencia del proceso extractivo. De otro lado, las algas sin estructuras reproductivas y/o en otro estadio reproductivo (tetraspóricos o gametofíticas) son separadas para ser utilizadas en el otro proceso de cultivo.

Inducción al estrés

Para obtener las esporas, los individuos cistocárpicos seleccionados deben ser estresados. Este proceso puede ser desarrollado de dos maneras:

- **Desecación al sol:** el material vegetal debe ser puesto a la luz del sol directa sobre una malla de red anchovetera por un tiempo entre 10 a 15 minutos (Figura 59). Se debe verificar regularmente la consistencia de las algas mediante toques suaves y voltearlas para que el estrés sea uniforme. Una vez verificada la consistencia pegajosa de las algas, se procede a retirar el material vegetal.

Figura 59: Proceso de estrés de "yuyo" mediante desecación al sol para inducir la liberación de esporas. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

- **Desecación en frío:** para este proceso, el material vegetal debe ser secado completamente con paños secantes y posteriormente cubiertos con papel aluminio. Luego deben ser mantenidos por un mínimo de 3 horas (máximo de 6 horas) en una refrigeradora entre 5 a 10°C. Posteriormente, el material es retirado y queda listo para la siguiente etapa.

Elaboración de la solución de esporas

Para elaborar la solución de esporas, se debe colocar entre 10 y 25 gramos de alga reproductiva estresada (Figura 60A) (bajo cualquiera de los dos métodos señalados en el punto 6) por recipiente de 1L de capacidad con agua de mar esterilizada y abundante aireación (Figura 60B). Este proceso de rehidratación del alga estresada ocasiona que las estructuras reproductivas (cistocarpos) liberen las esporas en el agua de mar. Para ello, el sistema de esporulación debe ser mantenido por 6 – 12 horas en condiciones de muy baja intensidad lumínica u oscuridad (20 µmol fotones/m^2*s^1). El tiempo de mantenimiento del sistema de esporulación dependerá de la cantidad de esporas presentes en la solución, por lo tanto, se debe verificar la densidad de esporas a las 3, 6 y 12 horas tomando alícuotas de 1 mL de la solución para su conteo en una cámara de Sedwick Rafter. El valor mínimo para considerar viable el proceso es de 25 millones de esporas por litro de solución.

Figura 60: Proceso de obtención de la solución de esporas. A. Distribución de individuos reproductivos estresados en grupos de 15 gr. B. Elaboración de solución de esporas de "yuyo" en matraces de 1 Litro de capacidad. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

Asentamiento

Una vez obtenido la densidad de esporas adecuada, la solución debe ser inoculada en los sustratos artificiales para que las esporas puedan desarrollarse. Para ello, los bastidores deben ser colocados previamente en los sistemas de asentamiento. Estos sistemas de asentamiento pueden consistir en tinas de cultivo de 50 o 60 L de capacidad (Figura 61) que tienen el tamaño exacto para colocar horizontalmente un bastidor en el fondo. Una vez colocado el bastidor, el sistema debe ser cubierto con agua de mar esterilizada hasta que cubra 10 cm sobre toda la superficie del bastidor.

Se tiene que hacer notar que la calidad de agua de la solución de esporas y de los sistemas de asentamiento deben de ser similares (temperatura, salinidad, pH, conductividad) debido a que cualquier variación puede significar la muerte de muchas esporas. Así mismo, los sistemas no deben tener aireación (para propiciar el asentamiento de las esporas en los sustratos), deben ser mantenidos en condiciones de baja intensidad lumínica (20 µmol fotones/m^{2}*s^{1}) y no se les agrega nutrientes. Posteriormente se deben agregar 2 litros de solución de esporas a cada sistema de asentamiento (2 matraces por sistema) distribuyéndolo uniformemente sobre toda la cara del bastidor. Luego el sistema debe mantenerse por dos días en estas condiciones verificando que los

Figura 61: Sistemas de asentamiento de "yuyo" sobre los cuales se colocan los bastidores. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

parámetros fisicoquímicos del medio de cultivo se mantengan estables. Pasado el tiempo, el bastidor es volteado y se repite el mismo procedimiento para inocular la otra cara del bastidor. Para que el proceso sea considerado viable, se debe verificar un asentamiento de 100 a 200 esporas/cm^2.

Germinación y pre-incubación

Una vez verificada la cantidad adecuada de esporas asentadas, los bastidores deben ser colocados en los sistemas de pre-incubación por una semana. Este sistema consiste en tinas muy similares a los sistemas de asentamiento pero con un sistema de recirculación de agua de mar (Figura 62). Nuevamente, se debe hacer notar que la calidad de agua de los sistemas de asentamiento y de los sistemas de pre-incubación deben de ser similares (temperatura, salinidad, pH, conductividad) debido a que cualquier variación puede significar la muerte de muchas plántulas. Los bastidores serán mantenidos en agua de mar esterilizada enriquecida con 0,2 mL/L de Bayfolan® en condiciones de luz moderada (40 µmol fotones/m2*s1). Así mismo, diariamente se debe voltear el bastidor para que cada lado reciba la luz suficiente para el desarrollo de las plántulas.

Figura 62: sistemas de pre-incubación de "yuyo". En A, batería de tinas de pre-incubación de 40L de capacidad con un sistema de recirculación del agua de mar y fotoperiodo controlado. En B, control y medición de los parámetros fisicoquímicos del medio de cultivo. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

Incubación

Finalmente, para lograr la etapa de crecimiento y desarrollo de las plántulas previas al traslado a los sistemas de cultivo en mar, los bastidores deben ser colocados en las tinas de incubación donde serán mantenidos un promedio entre 1 a 2 meses (Figura 63). Deben ser mantenidos en condiciones de días largos (fotoperiodo diurno con 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad) con intensidad lumínica moderada (40 - 60 µmol fotones/m^2*s^1) y se debe agregar nutriente comercial a razón de 0,2 mL por litro de agua de mar una vez por semana. Inicialmente, los bastidores deben ser mantenidos con agua de mar filtrada y esterilizada, sin embargo, a partir de la 3ª semana es recomendable

utilizar agua de mar filtrada (sin esterilizar), para adecuar paulatinamente las plántulas a las condiciones naturales del mar. Una vez que las plántulas tengan un tamaño entre 2 a 4 cm, las unidades de cultivo estarán listas para ser sembradas en el mar.

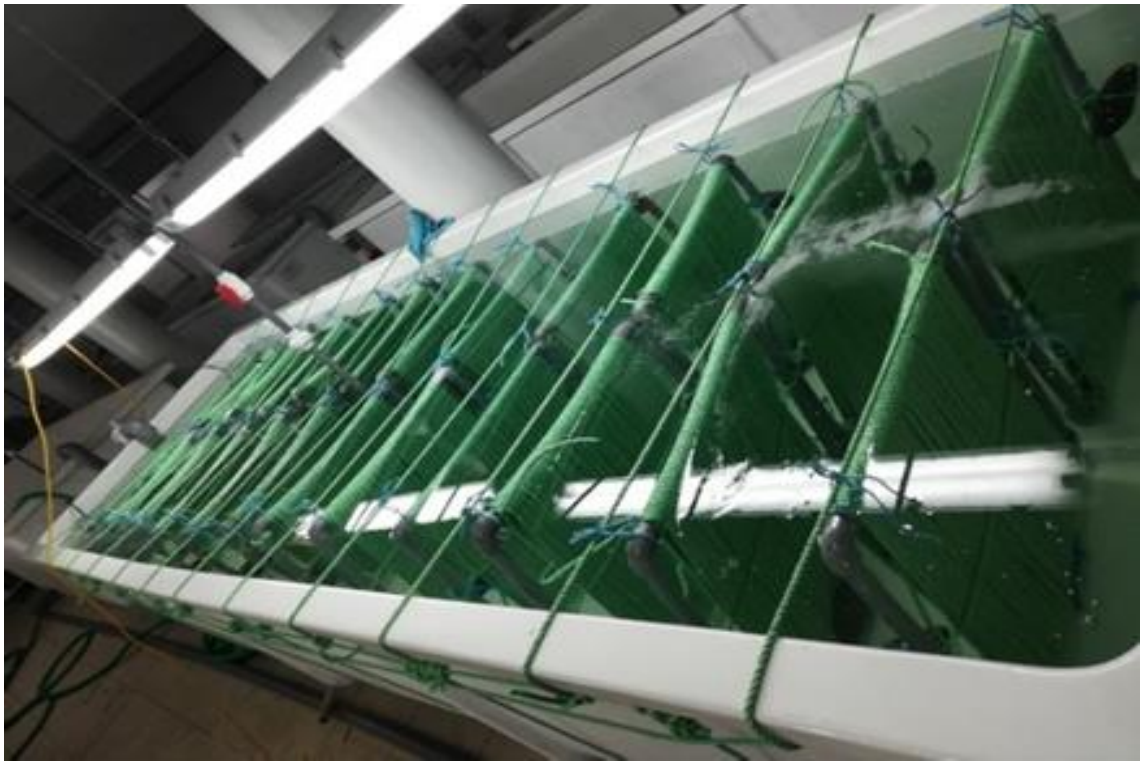


Figura 63: Sistemas de incubación de "yuyo" en condiciones semi-controladas de cultivo en laboratorio. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

3. Cultivo de "yuyo" en laboratorio mediante la metodología de propagación vegetativa

El cultivo de "yuyo" en laboratorio por propagación vegetativa tiene un tiempo de duración de 2 a 3 semanas y se divide en 7 etapas (Figura 64). Cabe destacar que el tiempo de cultivo dependerá del tipo de inóculo (procedencia y estado de las algas) y las condiciones del medio de cultivo en el que se desarrolla (temperatura, nutrientes disponibles en el medio y fotoperiodo).

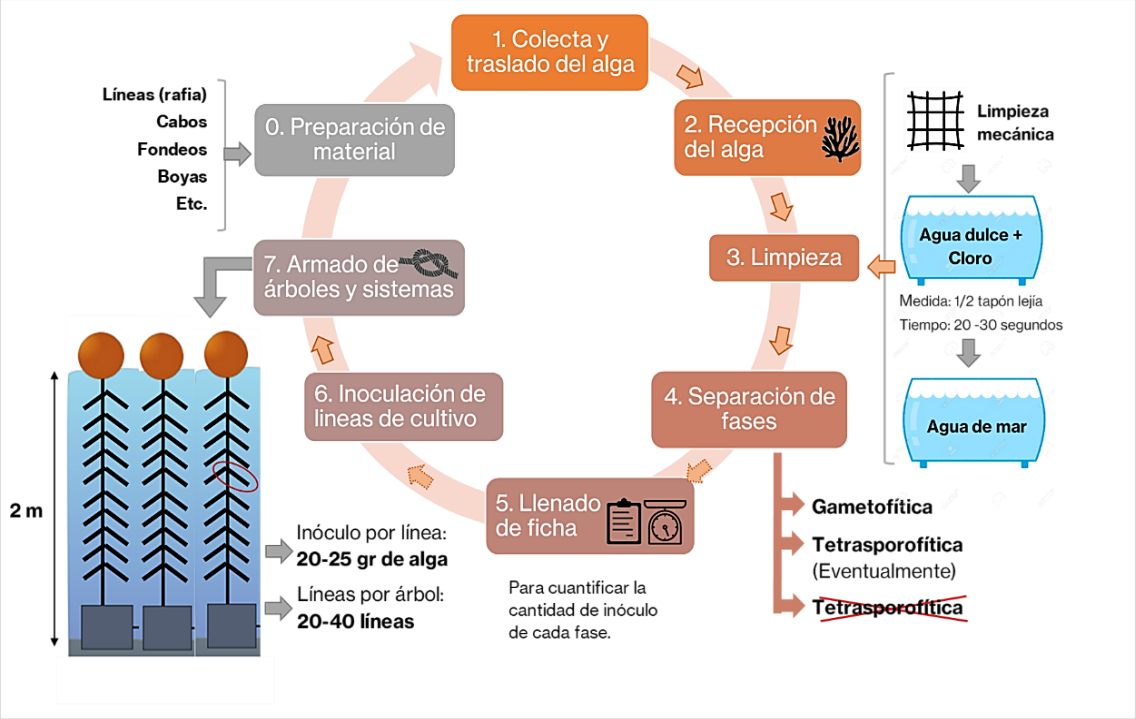


Figura 64: Flujo de procesos del cultivo de "yuyo" *C. chamissoi* en laboratorio mediante la metodología de propagación vegetativa. Autor: Samuel Arbaiza.

Previo al inicio de los cultivos, se deben armar las unidades y sistemas de cultivo. Las unidades de cultivo (UC) consisten en trozos de 1 metro de sustrato artificial de malla hortofrutícola sobre las cuales se inocula el material vegetal de "yuyo" para iniciar el cultivo por propagación vegetativa. Las UC de malla hortofrutícola (Figura 65 A y B) tienen una forma cilíndrica hueca en su interior donde se insertan los inóculos de *C. chamissoi*. Para este proceso, se utiliza un trozo de 15 cm de tubo de PVC de media pulgada (Figura 65B).

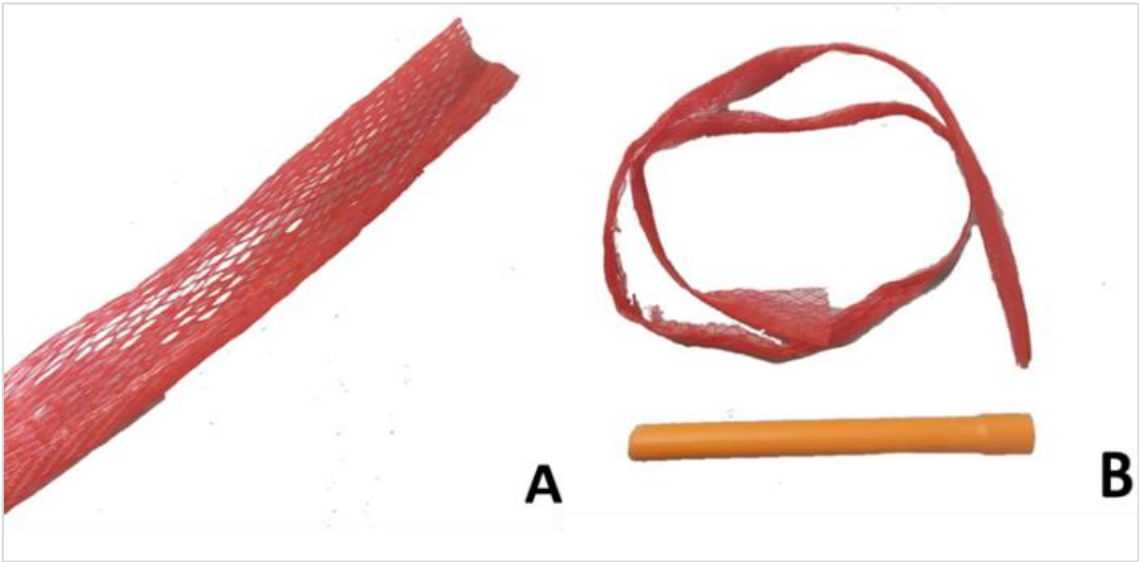


Figura 65: Unidad de cultivo (UC) para el cultivo de propagación vegetativa de "yuyo". En A detalle del sustrato de malla hortofrutícola. En B UC de malla hortofrutícola y trozo de tubo de PVC de 15 cm. necesario para el proceso de inoculación. Autor: Samuel Arbaiza.

Posteriormente se debe armar los sistemas de cultivo que consisten en una "línea madre" de cuerda de polipropileno de 2.5 m, cuyos extremos son amarrados en forma de "oreja", una para amarrar la boya y otra para anclar al sistema de fondo en el mar (Figura 66). Así mismo, a lo largo de la línea madre, se insertan trozos de rafia cortos amarrándose como "orejas" y dejando 4 dedos de separación entre cada "oreja" de rafia. Sobre estas "orejas" se van a amarrar las unidades de cultivo de malla hortofrutícola una vez hayan sido inoculados con "yuyo". Por lo tanto, cada sistema de cultivo debe tener 10 "orejas" en cada cabo madre para que cada "oreja" pueda contener entre 2 a 4 unidades de cultivo.

Figura 66: Sistemas de cultivo con "orejas" para insertar las unidades de cultivo inoculadas de "yuyo". Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

Colecta y traslado de algas

El cultivo por propagación vegetativa se inicia con la obtención y mantención del material vegetal de las praderas naturales. A diferencia de la metodología de cultivo a partir de esporas que necesita estrictamente individuos con estructuras reproductivas (cistocarpos), la metodología por propagación vegetativa necesita individuos de "yuyo" que no presenten dichas estructuras reproductivas evidentes (fase vegetativa) dado que generan mayor

rendimiento en comparación con la fase cistocárpica o la fase tetraspórica (Figura 67). Se debe hacer notar que es posible realizar el cultivo con individuos en fase tetraspórica; sin embargo, experiencias previas han demostrado su baja tolerancia a las condiciones de cultivo con lo cual su mantenimiento (incubación) debe ser en condiciones muy similares a su entorno marino (recambio de agua de mar constante) o debe ser corto (1 semana). Se deben tener en cuenta las mismas consideraciones que en caso del proceso extractivo para la obtención de individuos para el esporocultivo: se deben seleccionar individuos completos, con buen aspecto, textura, poco o no epifitados (sin otras algas o animales en su superficie), evitando individuos varados o flotantes, que hayan estado expuestos; ya que pueden encontrarse estresados. Además, se deben evitar individuos muy viejos y sin abundantes ramas secundarias y/o pínulas. Recordar que el cultivo por propagación vegetativa se basa en la formación de discos de fijación secundaria (DFS) los cuales se forman al entrar en contacto los ápices (las puntas) de las ramas o pínulas del "yuyo" con el sustrato. Por lo tanto, si el individuo no cuenta con abundantes ramas o pínulas, el proceso de propagación puede verse reducido. Así mismo, se debe considerar que el material vegetal a ser extraído debe ser proporcional al inóculo que será puesto sobre cada unidad de cultivo (20 – 30 gramos).

Figura 67: Individuos vegetativos de *C. chamissoi*, sin estructuras reproductivas y con abundantes ramas y/o pínulas. Autor: Samuel Arbaiza.

Una vez colectado, el "yuyo" se debería transportar en contenedores térmicos aislados (cooler) a una temperatura promedio de 5° C para evitar su estrés y deterioro. Sin embargo, en muchos casos, debido a lo complicado de su transporte en estas condiciones (dada la alta cantidad de biomasa requerida), se debe considerar trasladarlo en condiciones húmedas y cubiertas, evitando en todo momento su exposición al sol. El traslado de las algas no debe exceder de una hora.

Recepción del alga

Análogo al proceso de recepción de inóculos en la metodología de esporocultivo. Para mantener la trazabilidad de cultivo es importante verificar las características de las algas que han sido colectadas: lugar de proveniencia, hábitat (submareal, intermareal) tiempo de traslado, condiciones de traslado, cantidad (peso húmedo) y calidad (apariencia y coloración). Se puede registrar una ficha de recepción básica de material vegetal como se detalla en la Tabla 15.

Limpieza

El proceso de limpieza es similar al desarrollado en la metodología de esporocultivo (pág. 92).

Separación de fases

Terminado el proceso de limpieza, se debe separar el material vegetal según sus fases reproductivas seleccionando los individuos que no presenten estructuras reproductivas evidentes (con presencia de estructuras reproductivas globosas denominadas cistocarpos). Esto es debido a que a pesar que la actividad extractiva estuviese enfocada en colectar individuos sin estructuras reproductivas, en la mayoría de casos se suele extraer todas las fases reproductivas en mayor o menor medida. En esta etapa, se puede incorporar los individuos sin estructuras reproductivas que han sido separadas del proceso de esporulación y análogamente, se pueden brindar los individuos con cistocarpos para el proceso de esporulación.

Llenado de la ficha

Para mantener la trazabilidad del cultivo es importante verificar las características de las algas que han sido colectadas. En este caso, el atributo a verificar es la cantidad de individuos cistocárpicos disponibles del total de algas extraídas de la pradera natural. Esta información será importante para el proceso de selección de praderas para extracción de material vegetal (en un futuro) y/o para medir la eficiencia del proceso extractivo. Se debe completar la ficha de registro señalada en la Tabla 15.

Inoculación de unidades o líneas de cultivo

Para inocular el "yuyo" en las unidades de cultivo de malla hortofrutícola, se trocean previamente las algas desde el disco basal en diferentes porciones o ramas. Posteriormente entre 20 a 25 gr. de inóculo debe insertado en la manga de malla utilizando un tubo de PVC como se detalla en la Figura 68.

Figura 68: Preparación de unidades de cultivo (UC) en malla hortofrutícola. Primero se realiza un nudo en un extremo de la manga y se inserta desde este extremo anudado dentro del tubo de PVC. Luego, se dobla la manga externamente desde el extremo que no se ha anudado y se insertan los trozos de "yuyo" desde el extremo abierto jalando lentamente desde el otro extremo de la manga hasta que se haya llenado completamente. Una vez llena la manga, se procede a anudar el extremo abierto. Autor: Felipe Sáez Rubio.

Armado de sistemas de cultivo:

Una vez las mangas se encuentren inoculadas con los trozos de "yuyo", estas deben ser puestas a incubar en las tinas de cultivo en condiciones de fotoperiodo largo (18 horas luz y 6 horas oscuridad), con baja intensidad lumínica 20 - 40 µmol fotones/m^{2}*s^{1} y recambio diario de agua de mar (Figura 69).

Figura 69: En A, montaje de las unidades de cultivo (UC) de malla hortofrutícola en bastidores de PVC para su incubación. En B, estanques de incubación para el mantenimiento de mallas hortofrutícolas durante el proceso de cicatrización y formación de Discos de Fijación Secundaria (DFS). Autor: Felipe Sáez Rubio.

Una vez finalizado el proceso de incubación (1 a 2 semanas), las unidades de cultivo se deben acoplar a los sistemas de cultivo un día antes del proceso de

siembra. Para lo cual, sobre la línea madre se deben instalar de 2 a 4 unidades de cultivo por nudo (Figura 70).

Figura 70: Instalación de las unidades de cultivo de malla hortofrutícola en los sistemas de cultivo tipo árbol. Autor: Samuel Arbaiza.

4. Fase de cultivo de "yuyo" en el mar

Una vez finalizado el proceso de incubación, los sustratos artificiales con los inóculos de "yuyo" (plántulas provenientes del esporocultivo o las mallas hortofrutícolas con los trozos) deben ser instalados en los sistemas de cultivo en mar para que las plántulas y los nuevos brotes obtengan su crecimiento final. Para ello, la instalación de los sistemas de cultivo en mar debe considerar la profundidad del área de cultivo dado que el crecimiento del "yuyo" ocurre óptimamente entre los 2 y 5 metros de profundidad desde la superficie del mar. Por ello, si la zona de cultivo es somera (3 a 4 metros de profundidad), se pueden instalar sistemas de cultivo de fondo; sin embargo si la profundidad es mayor a

los 6 metros, es recomendable instalar sistemas de cultivo suspendido o long-line (Figura 71).

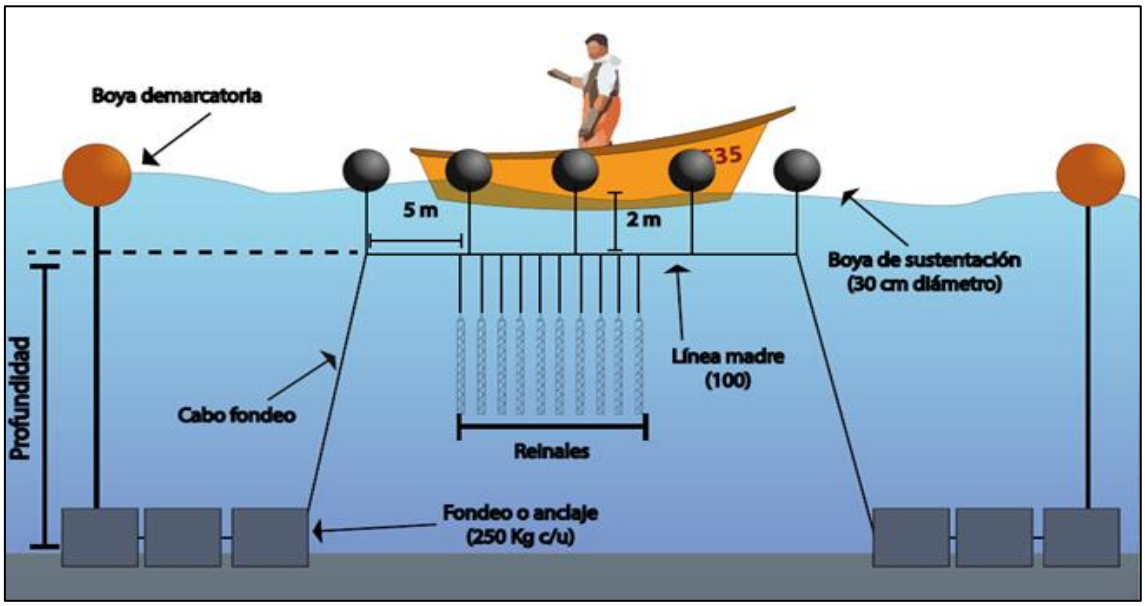


Figura 71: Sistema de cultivo suspendido de "yuyo" *C. chamissoi* en mar. Fuente: Manual de cultivo de Chicorea de mar (UCN).

Las unidades de cultivo de 1 metro de longitud son llevadas a la zona de cultivo en contenedores térmicos aislados o en cajas con almohadillas húmedas para evitar su desecación. Una vez en la zona de cultivo, se instalan los sistemas de cultivo sobre la línea madre. Para su instalación, se deberá tener en consideración el sistema de cultivo en mar utilizado.

- En caso de que sea un sistema de cultivo de fondo, el extremo superior de las unidades de cultivo tipo árbol debe tener una boya, para permitir la estabilización de la línea de cultivo y evitar enroscamientos y/o posibles pérdidas (Figura 72).

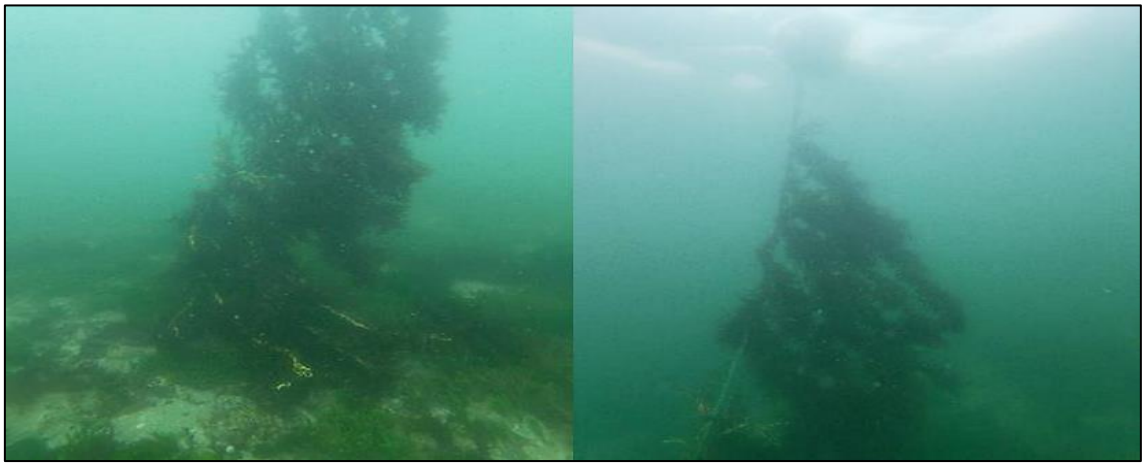


Figura 72: Sistema de cultivo de fondo de "yuyo" *C. chamissoi* en mar con boyas en el extremo superior para la estabilización del sistema tipo árbol. Fuente: Laboratorio de Investigación en Cultivos Marinos (LICMA-UCSUR).

- En caso de que sea un sistema de cultivo suspendido "long-line" el extremo inferior debe tener una bolsa de malla anchovetera con piedras para permitir la estabilización de la línea de cultivo y evitar enroscamientos y/o posibles pérdidas (Figura 73).

Figura 73: Sistema de cultivo tipo árbol a ser instalado en un sistema de cultivo suspendido con el extremo inferior con una bolsa de malla anchovetera con piedras como estabilizadores. Fuente: Manual de cultivo de Chicorea de mar (UCN).

Monitoreo y evaluación:

Una vez que los sistemas de cultivo tipo árbol han sido instalados en el mar, las plántulas y los nuevos brotes comienzan a crecer y desarrollarse. Sin embargo, existen diferencias en la duración del cultivo en mar hasta la obtener de tallas comerciales (15 – 20 cm):

- Para un sistema de cultivo a partir de esporas (esporocultivo), el tiempo de cultivo en mar puede variar entre los 2 a 4 meses.
- En el sistema de cultivo por propagación vegetativa puede variar entre 1 a 2 meses.

A lo largo de este periodo de tiempo, los sistemas deben ser revisados permanentemente (semanal o quincenalmente) para asegurar el desarrollo de

un cultivo exitoso. Por ello, el monitoreo debe enfocarse en visualizar los siguientes puntos:

- Seguimiento de la productividad de los cultivos (identificación de la biomasa, tasas de interés, etc.).
- Evaluación de las características fisicoquímicas del mar donde se desarrolla el cultivo.
- Detectar la presencia y evitar el desarrollo abundante de epífitos (algas, invertebrados, material particulado, etc.) mediante la limpieza y remoción manual de estos organismos.
- Evaluar el estado de las estructuras de cultivo en el mar, así como la efectividad de los sistemas de cultivo para su reemplazo y/o reparación según se considere conveniente.

Es importante para mantener la trazabilidad de los procesos de cultivo, tener un registro de los datos evaluados en los sistemas de cultivo en mar durante cada actividad de monitoreo y evaluación desarrollada.

Cosecha y post cosecha:

Una vez se haya corroborado que los cultivos han obtenido la talla comercial, se puede proceder a realizar la cosecha, la cual consiste en la remoción manual de la biomasa generada de "yuyo" presente en las unidades de cultivo. Así mismo, una vez realizada la primera cosecha, la unidad de cultivo cosechada tiene la capacidad para regenerarse nuevamente y obtener la talla comercial (aproximadamente entre los 1 a 2 meses) debido a la abundante cantidad de discos de fijación secundaria (DFS) distribuidos a lo largo del sustrato. Se debe hacer notar que estas actividades de cosecha posteriores (post cosecha) a la primera cosecha, pueden variar según la localidad y estación de 1 a 3 meses. De ahí la importancia de realizar los monitoreos constantemente para identificar y mantener un seguimiento constante de los parámetros productivos (talla, biomasa de las algas, etc.).

CULTIVO DE *Eisenia cokeri*

El cultivo de algas pardas viene realizándose por décadas, siendo las algas *Saccharina japónica* y *Undaria pinnatifida*, las principales especies cultivadas. Para el desarrollo de los cultivos de algas pardas, es de vital importancia el conocimiento biológico de la especie, en especial a los aspectos relacionados a su reproducción, crecimiento y ciclos de vida (86).

1.Ciclo de vida

El ciclo de vida de las algas pardas se caracteriza por poseer un ciclo heteromórfico, con alternancia de generaciones diferentes. El esporofito

corresponde a la planta macroscópica, es decir, la de mayor tamaño que es posible observar a simple vista (fase macroscópica), mientras que los gametofitos femenino y masculino son estadios microscópicos (fase microscópica).

2. Fase esporofítica asexual (macroscópica)

El esporofito (2n), son los especímenes que se colectan en las playas, los cuales constituyen la fase asexual macroscópica. En los esporofitos, la mayoría de frondas presentan estructuras reproductivas denominadas soros esporangiales, los cuales contienen los esporangios. Estos soros pueden presentarse maduros durante todo el año. En el caso de *Eisenia*, los soros se observan claramente en la parte central de las frondas formando parches de color más oscuro (Figura 74). Los esporangios uniloculares son microscópicos en forma de saco, conteniendo en su interior numerosas esporas móviles. Las esporas (zoosporas) tienen una forma alargada con dos flagelos en uno de sus extremos, los cuales una vez son liberados de los esporangios, germinan formando el tubo de germinación. Este proceso suele ocurrir durante las primeras 49 horas (Figura 75).

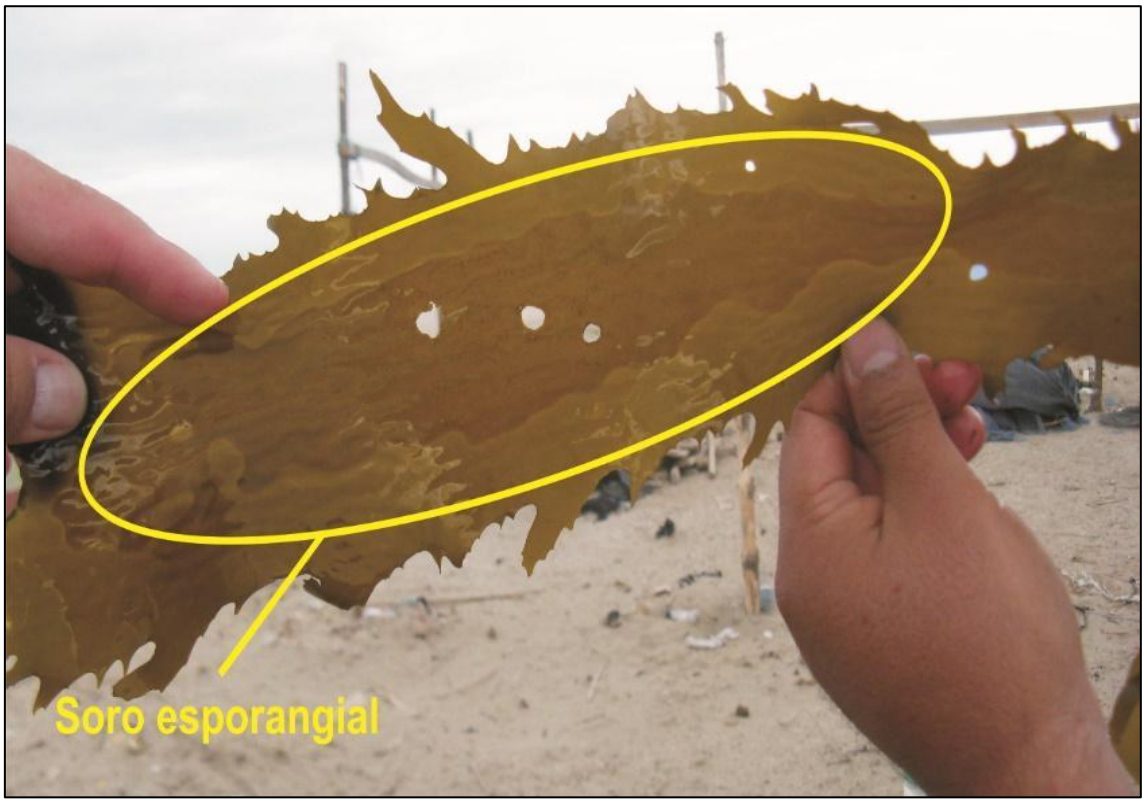


Figura 74: Soro esporangial de *Eisenia cokeri*. Autor: Gunter Villena Sarmiento.

3. Fase gametofítica sexual (microscópica)

Las esporas recién germinadas por divisiones mitóticas forman los gametofitos, los cuales son microscópicos de pocas células. Se estima que aproximadamente el 50% de las zoosporas liberadas formaran gametofitos masculinos y el otro 50% formaran gametofitos femeninos. En condiciones ideales de cultivo (temperatura adecuada, nutrientes, e iluminación) a los 15 días de cultivo, es posible diferenciar bajo el microscopio, ambos sexos. Es característico que los gametofitos masculinos estén formados por numerosas ramificaciones y células muy pequeñas (5 µm de diámetro), mientras que los femeninos tienen células de mayor tamaño (10 um de diámetro) y presentan menor número de ramificaciones. Los gametofitos masculinos forman en los extremos de las ramificaciones los gametos que se denominan anteridios, los cuales se observan como células pigmentadas de forma triangular. Por otra parte, los gametofitos femeninos, de muy pocas células, 2 o 3, inician la formación de la ovocélula. Esta última es fácil de distinguir puesto que una célula vegetativa pierde su contenido, el cual es vaciado a la ovocélula que es de forma redondeada. Después de este periodo se produce la fecundación y germinación del cigoto (2n) dando origen a un embrión diploide que corresponde al esporofito, el cual se desarrolla en forma de mazorca de maíz.

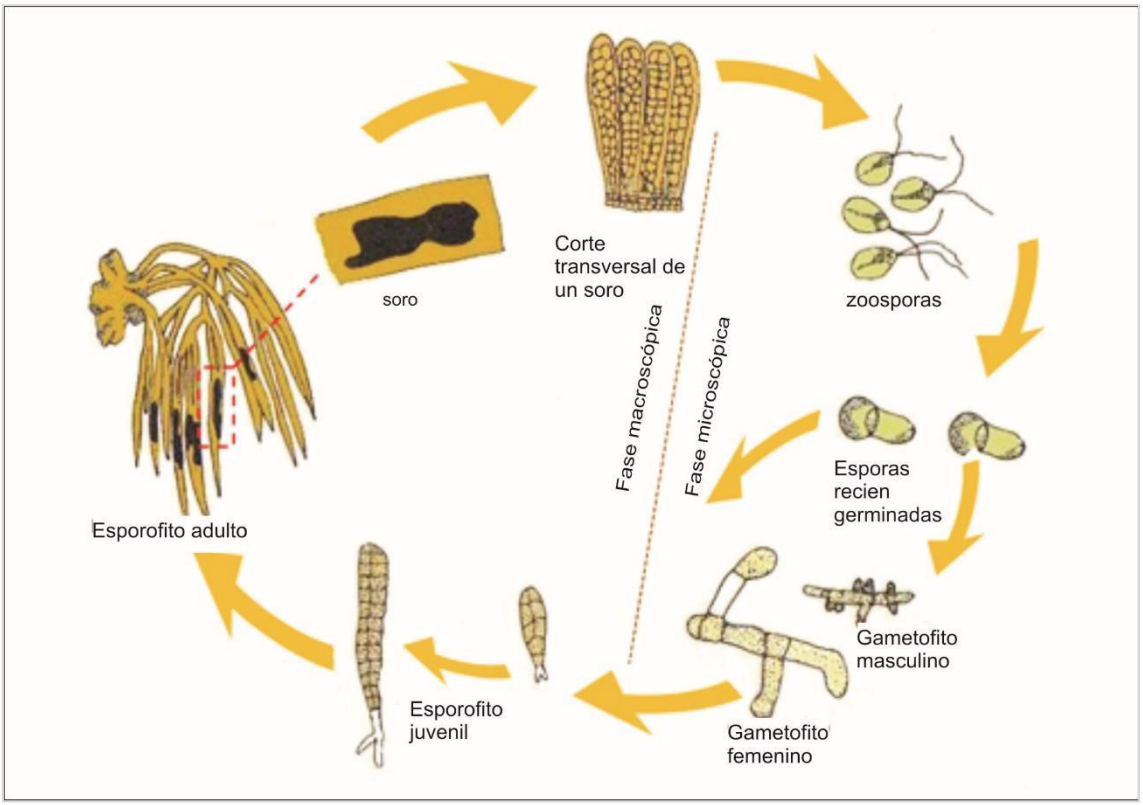


Figura 75: Ciclo de Vida de las macroalgas pardas. Fuente: Manual de cultivo de macroalgas pardas: Desde el laboratorio al océano.

4. Procedimientos para el desarrollo del cultivo de *Eisenia cokeri*

El cultivo de *Eisenia cokeri* solamente se puede realizar por medio del cultivo por esporas. Para el buen desarrollo del cultivo, es importante tomar en cuenta el ciclo de vida de la especie y los diversos parámetros bióticos y abióticos durante las distintas etapas del cultivo.

El cultivo de *Eisenia* se realiza en cuatro etapas:

- Recolección, selección y traslado de frondas reproductivas.
- Cultivo en hatchery o laboratorio.
- Cultivo intermedio o nursery.
- Cultivo final.

Durante todo el trabajo que se realizará en el hatchery, se debe realizar un tratamiento de esterilización del agua de mar. La presencia de contaminación biológica (bacterias, hongos o protozoos) o contaminación química en el agua de mar influirá notoriamente el desarrollo del cultivo. Por lo tanto, es preciso aplicar un tratamiento al agua para mejorar su calidad el cual consiste en realizar inicialmente una filtración mecánica mediante el uso de mangas con aberturas de 100, 50 y 10 µm. Posteriormente el agua se filtra a 1 y 0,45 micras con filtro de cartucho y finalmente el agua se expone a radiación ultravioleta UV.

La Figura 76 muestra el detalle de los procedimientos a seguir desde la recolección hasta el cultivo en laboratorio.

5. Recolección, selección y traslado de frondas reproductivas

La primera etapa del cultivo inicia con la recolección de frondas reproductivas mediante buceo hooka (con suministro de aire desde superficie) directamente desde la pradera silvestre, obteniéndose los esporofilos fértiles (con soros enteros) en suficiente cantidad para disponer de esporas (zoosporas) en buen estado.

Una vez recolectadas y seleccionadas las frondas fértiles, se procede a su traslado al laboratorio en condiciones de oscuridad y humedad. El traslado debe realizarse en contenedores aislados térmicamente y a baja temperatura (10 – 12°C). Una vez en el hatchery se deben preparar las esporofilas para su limpieza e inducción a la esporulación. Los contenedores pueden ser cajas de poliestireno provisto de bolsas de congelamiento (gelpack) o bien un contenedor térmico tipo cooler.

Apenas el material se encuentre en el laboratorio, se debe proceder a la selección cualitativa de las frondas con mejor aspecto reproductivo. Las frondas seleccionadas se lavan en agua dulce para eliminar los epifitos adheridos sobre su superficie. Los epifitos son normalmente diatomeas bentónicas, protozoos, copépodos, (muchos de los cuales no son vistos a simple vista). Las frondas serán lavadas frotándolas longitudinalmente con las yemas de los dedos teniendo el cuidado de pasar los dedos por toda la superficie frotándola suavemente. El tiempo del lavado en agua dulce no deberá ser mayor a 4 minutos. Posteriormente, las algas son colocadas en agua de mar estéril (filtrada a 0.45 micras) a baja temperatura 10 – 12°C por unos minutos.

Culminado los procesos de lavado, se procede a secar las frondas con papel toalla y a colocarlas en un envase hermético en condiciones de oscuridad por un tiempo aproximado de 12 horas.

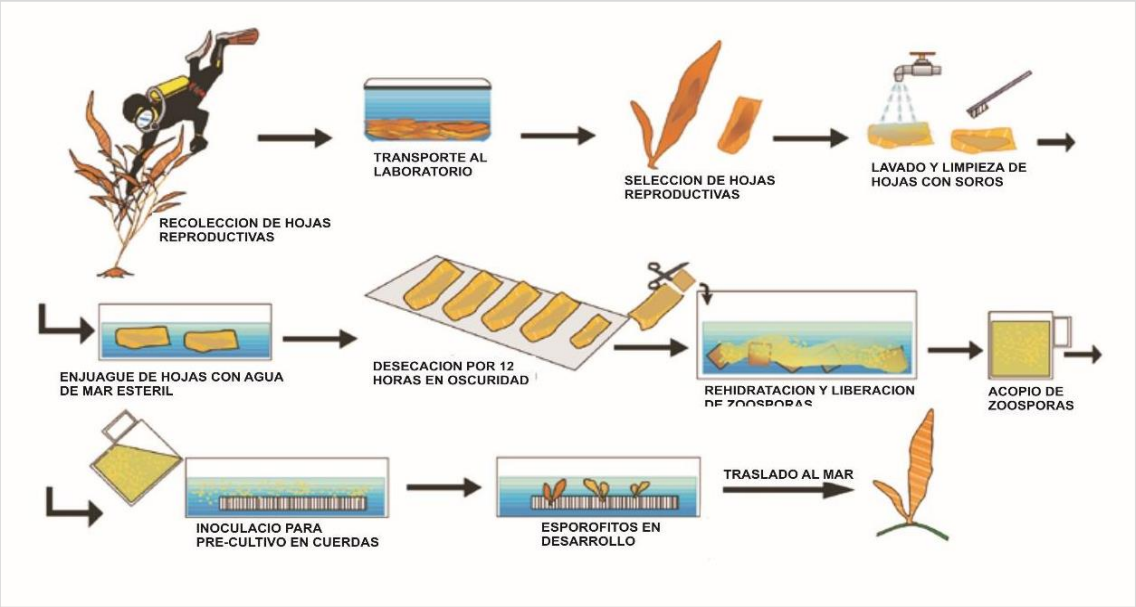


Figura 76: Procedimiento de producción de macroalgas pardas en laboratorio. Fuente: Manual de cultivo de macroalgas pardas: Desde el laboratorio al océano.

6. Cultivo en hatchery o laboratorio

Transcurrido el periodo de tiempo en oscuridad, se debe preparar un recipiente al cual se le adicionará 20 litros de agua de mar filtrada a una temperatura entre 10 y 12°C. Posteriormente, se le adicionará los nutrientes en base al medio Provasoli a una concentración de 20 ml/litro de agua (87). Para el cultivo de *Eisenia bicyclis*, la adición de 8 µmol/L de hierro quelatado con EDTA en el medio de cultivo generó los mejores resultados de crecimiento (88).

Preparado el medio, las frondas son colocadas a razón de 50 soros por recipiente de 20 litros por un tiempo de 60 a 90 minutos en completa oscuridad

y sin aireación. A los 45 minutos debe de haberse iniciado el proceso de esporulación. La liberación de esporas se puede comprobar mediante la observación de muestras de la solución en el microscopio. Las esporas (zoosporas) poseen flagelos los cuales le otorgan a la célula una capacidad de movimiento que se extiende por 24 a 48 horas. Una vez que ha ocurrido una suficiente liberación de zoosporas se procede a retirar las frondas del recipiente conservando solamente las zoosporas.

Posteriormente, se debe realizar un conteo de esporas. Utilizando una pipeta, se extraerá una muestra del caldo de esporulación y luego se colocará en una cámara de conteo (Newbauer) que a su vez se colocará en el microscopio para realizar el conteo. La concentración final de zoosporas que debe haber en cada recipiente de 20 litros será de 10.000 esporas. Una vez calculado el volumen de solución con esporas, se adicionara a cada recipiente el cual contenga los recipientes con agua con los bastidores con los cabos o driza de Nylon (o polietileno, PE; o polipropileno, PP) de 1/8 de pulgada (3 mm) enrollados en su totalidad (13).

Para finalizar, los recipientes son cubiertos con film plástico, sin aireación por un periodo de tiempo de 24 horas con un fotoperiodo de 16:8 (luz/oscuridad) y la temperatura de agua se debe mantener entre 12 y 15°C, siendo la temperatura óptima para el caso de *Eisenia* de 15°C (88). Pasadas las 24 horas iniciales, se inicia la aireación de los recipientes, manteniendo los otros parámetros sin alteración (Figura 77a).

Al cabo de este periodo, las zoosporas deberían haber evolucionado a gametofitos microscópicos (masculinos y femeninos) los cuales por fecundación darán origen a esporofitos que se adherirán sobre las cuerdas. Después de este lapso, se realiza la renovación de agua de mar fresca, estéril y enriquecida con una frecuencia cada 7 días (Figura 77b).

El tiempo aproximado de desarrollo de los esporofitos en los cabos es de 60 a 90 días para especies como *Macrocystis pyrifera*, *Undaria pinnatifida* y *Saccharina japónica* (86), donde las plántulas deberán alcanzar un tamaño aproximado entre 5 – 15 mm. El traslado de las plántulas no debe efectuarse a tallas mayores para evitar el desprendimiento de los cabos de fijación.

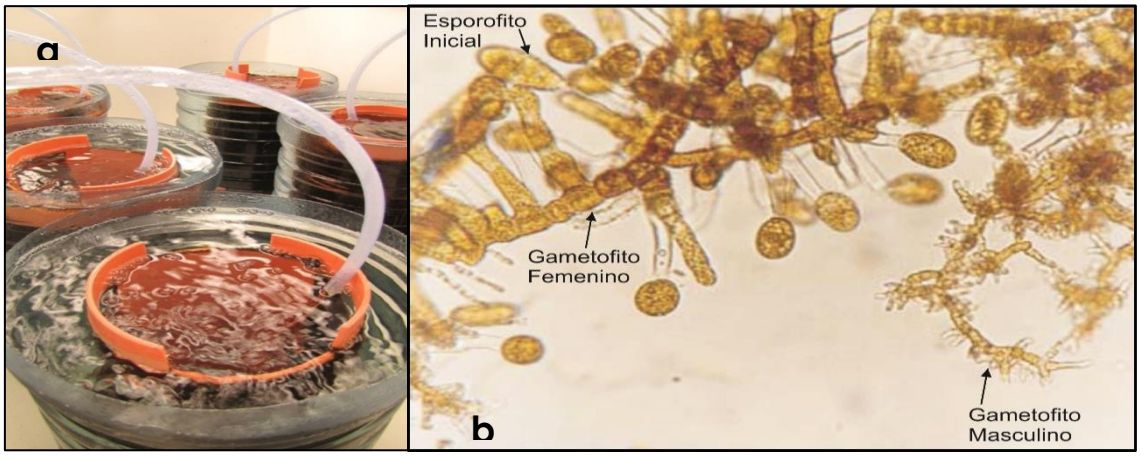


Figura 77: En a se muestran recipientes conteniendo bastidores circulares para el cultivo de algas pardas. En b se muestra el desarrollo de gametofitos y esporofitos de algas pardas. Autor: María Inés Piel.

7.Cultivo intermedio o Nursery

De igual forma que otras especies de algas pardas, es necesario lograr una rápida adaptación de las plántulas desarrolladas en laboratorio. Para ello, se deben instalar las líneas de cultivo para Nursery en el área de mejores condiciones bióticas y abióticas. Se recomienda para las líneas de cultivo o long lines de Nursery, el tipo vertical con una profundidad de la línea madre efectiva de acuerdo a las características de la zona (principalmente determinada por la transparencia de agua e historial de velocidad de vientos). Los reinales están referidos a los cabos con las plántulas fijadas en el laboratorio. La longitud de los reinales es de 2 metros, los cuales cuentan con lastres de 500 gramos de peso para mantener la verticalidad. El espaciamiento entre reinal y reinal es de 10 cm (Figura 78). El tiempo de cultivo en Nursery será de 2 meses, tiempo en el que la totalidad de reinales serán retirados para su desdoble.

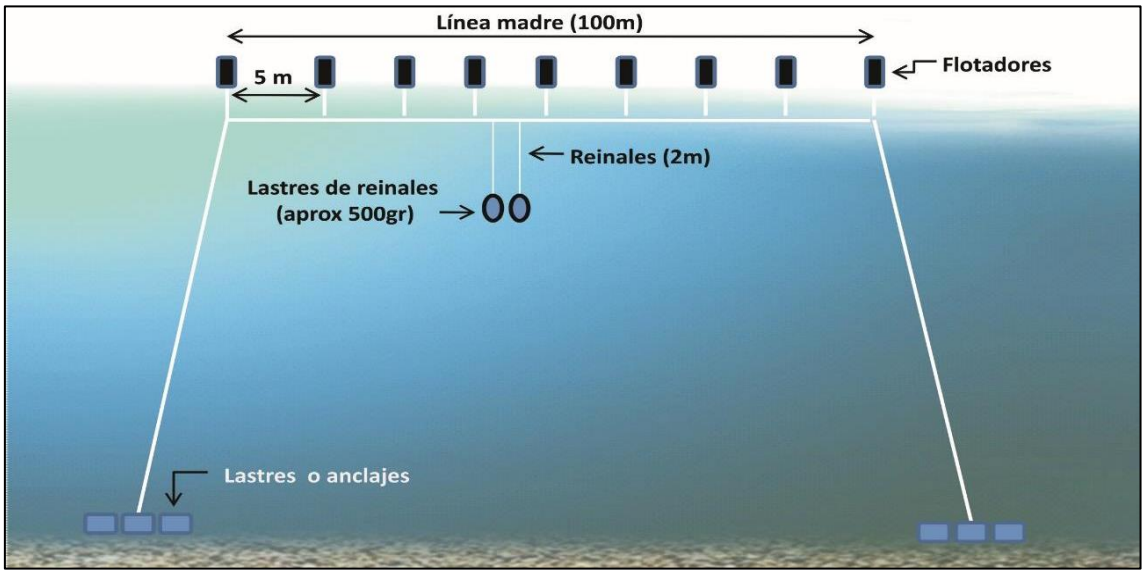


Figura 78: Esquema del Sistema de cultivo en Long Line Vertical para el cultivo de macroalgas pardas. Autor: Gunter Villena Sarmiento.

8. Cultivo final

Comprende la instalación definitiva de los sistemas de cultivo hasta la cosecha. Para este fin, es importante realizar el desdoble de las macroalgas que fueron retiradas del Nursery. Para ello, se deben desprender los estipes de las algas con cuidado e ir colocándolas en bandejas con agua de mar para su mantenimiento. Posteriormente, las macroalgas serán insertadas pasándolas 2 veces entre las cerdas del cabo (para evitar el desprendimiento y favorecer la fijación de los rizoides). El cabo utilizado para el desdoble será de polipropileno de 3/16 pulgadas colocando cada plántula con un distanciamiento entre sí de 10 cm. A diferencia de la línea de cultivo de Nursery, en el cultivo final se utilizará un sistema de long line horizontal, para lo cual, el cabo de transplante se amarrará al cabo de la línea madre (Figura 79).

El tiempo de cultivo final dependerá de la especie y las características de la zona de cultivo. Normalmente, la cosecha de las algas se realiza entre los 5 y 8 meses de su instalación.

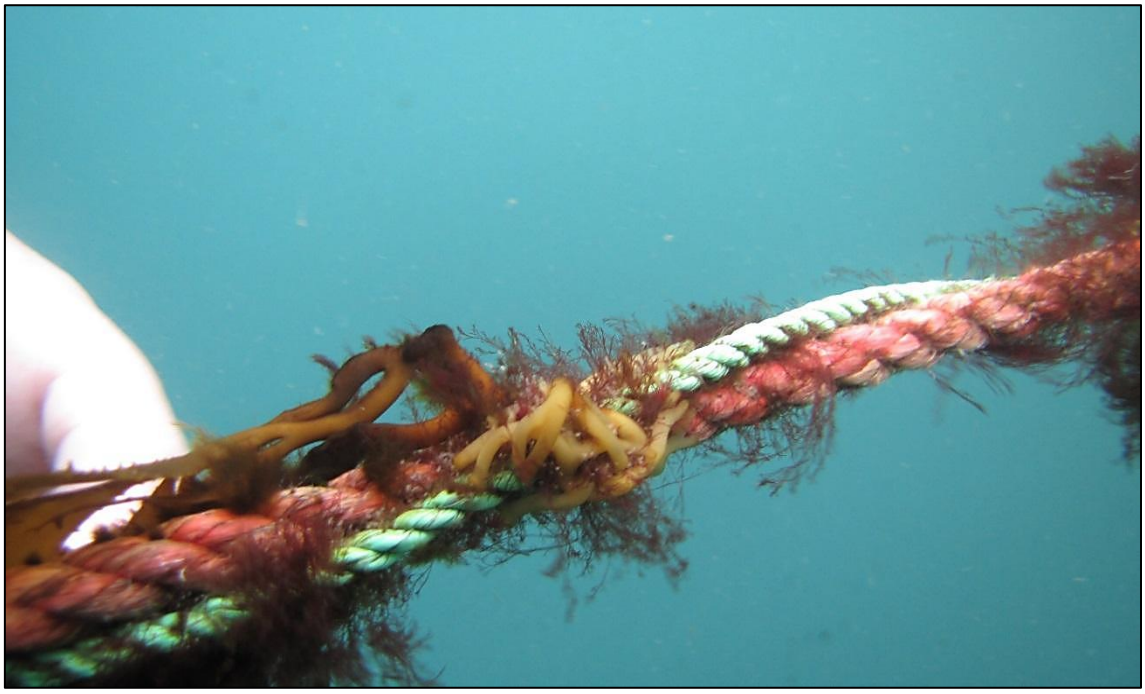


Figura 79: Alga parda en crecimiento bajo el sistema de cultivo horizontal. Se observa el rizoide desarrollado sujetando ambos cabos (de desdoble y línea madre. Autor: Gunter Villena Sarmiento.

BIBLIOGRAFÍA

1. Cremades Ugarte, Ignacio; Cremades Ugarte J, Bárbara Criado I, Veiga Villar A. Las macroalgas marinas y sus aplicaciones. Fondo de Promoción de Empleo, Fondo Formación C de F en NT, editor. 1998. 158 p.

2. APROMAR. Estudio general: Una primera aproximación al sector de las macroalgas. Evaluación del estado de explotación y propuestas de gestión sostenible y cultivo de macroalgas en Andalucía, Asturias y Galicia. 2014. 92 p.

3. IMARPE. Plan de Capacitación. Estudios sobre macroalgas pardas en el sur del Perú 2011-2015. 2012;

4. Buschmann AH, Camus C, Infante J, Neori A, Israel Á, Hernández-González MC, et al. Seaweed production: overview of the global state of exploitation, farming and emerging research activity. Eur J Phycol. 2017 Oct 2;52(4): 391–406.

5. Bourgougnon N, Bedoux G. Las algas: potencial nutritivo y aplicaciones cosméticas. In 2011: 79–84.

6. McHugh DJ. Seaweeds uses as Human Foods. A Guide to the Seaweed Industry. FAO. 2003: 105 p.

7. Bixler HJ, Porse H. A decade of change in the seaweed hydrocolloids industry. J Appl Phycol. 2011 Jun 22;23(3):321–35.

8. Gómez-Ordóñez E. Evaluación nutricional y propiedades biológicas de algas marinas comestibles. Estudios in vitro e in vivo. Tesis Dr. 2013;238.

9. Acleto C. Algas marinas del Perú. Boletín la Soc Peru Botánica. 1986;6(1 y 2):163.

10. Mouritsen OG, Rhatigan P, Pérez-Lloréns JL. World cuisine of seaweeds: Science meets gastronomy. Vol. 14, International Journal of Gastronomy and Food Science. AZTI-Tecnalia; 2018. p. 55–65.

11. Carbajal W, Galán J, De la Cruz J. Prospección del recurso *Chondracanthus Chamissoi* "cochayuyo" en la playa de Huanchaco (Trujillo), junio-julio 2005. Inf interno del Inst del Mar del Perú. 2005;10.

12. Arbaiza S, Gil-Kodaka P, Arakaki N, Alveal K. First stages of cultivation from *Chondracanthus chamissoi* carpospores from three locations on the peruvian coast. Rev Biol Mar Oceanogr. 2019 Aug 1;54(2):204–13.

13. Avila M., Merino C, Guissen K., Piel MI. Manual de cultivo de Macroalgas

Pardas: desde el laboratorio al océano. Univ Arturo Prat. 2011:1–36.

14. Colque L. Evaluación del crecimiento de cultivo vegetativo de (*Chondracanthus chamissoi*), utilizando fertilizante comercial bayfolan y medio guillard f/2, en condiciones de laboratorio en el Centro Acuicultura Morro Sama de FONDEPES. 2017;124.

15. Cahui JM. Efecto del sustrato sobre el crecimiento y supervivencia de *Chondracanthus chamissoi* en cultivo en sistema suspendido en el litoral marino de Ilo. Universidad Nacional de Monquegua; 2018.

16. Zapata-Rojas JC, Gonzales Vargas AM, Zevallos-Feria SA. Estudio comparativo para propagación vegetativa de *Chondracanthus chamissoi* "Yuyo" sobre tres tipos de sustrato en ambiente controlado y su viabilidad en la región Moquegua. Enfoque UTE. 2020;11(4):37–47.

17. Bulboa C. Bases bio-tecnológicas para o cultivo de *Chondracanthus chamissoi,* uma alga vermelha de importância econômica da costa chilena. 2006.

18. Bulboa C, Macchiavello J. Cultivo de frondas cistocárpicas, tetraspóricas y vegetativas de *Chondracanthus chamissoi* (Rhodophyta, Gigartinales) en dos localidades del norte de Chile. Investig Mar. 2006;34(1):109–12.

19. Bulboa C, Véliz K, Sáez F, Sepúlveda C, Vega L, Macchiavello J. A new method for cultivation of the carragenophyte and edible red seaweed *Chondracanthus chamissoi* based on secondary attachment disc: Development in outdoor tanks. Aquaculture. 2013;410–411:86–94.

20. Hayashi L, Bulboa C, Kradolfer P, Soriano G, Robledo D. Cultivation of red seaweeds: a Latin American perspective. J Appl Phycol. 2014 Apr 1;26(2):719–27.

21. Sáez F, Macchiavello J, Fonck E, Bulboa C. The role of the secondary attachment disc in the vegetative propagation of *Chondracanthus chamissoi (Gigartinales; Rhodophyta).* Aquat Bot. 2008 Jul;89(1):63–5.

22. Arbaiza S. Viabilidad reproductiva para el cultivo de *Chondracanthus chamissoi* proveniente de tres poblaciones del litoral peruano. [Lima]: Universidad Nacional Agraria La Molina; 2016.

23. Arbaiza S., Baltazar P., Castañeda M., Ruiz-Ipanaque W., Advincula O. Evaluación de la capacidad de propagación vegetativa de *Chondracanthus chamissoi* "Yuyo" de cinco localidades de Pisco-Ica, Perú. In: IX FIRMA Manabí, Ecuador 2019 IV Jornadas de Acuicultura, Pesquería y Ambiente EAP-UTM-ULEAM I Simposio AquaCibus 2019. 2019.

24. Castañeda M, Arbaiza S, Diaz F, Castillo Y, Baltazar P, Advíncula O. Evaluación del fotoperiodo en el asentamiento de tetraesporas de *Chondracanthus chamissoi* sobre cuerdas de polipropileno en condiciones semi-controladas de laboratorio. An Científicos. 2018 Dec 29;79(2):459.

25. Mohamed S, Hashim SN, Rahman HA. Seaweeds: A sustainable functional food for complementary and alternative therapy. Vol. 23, Trends in Food Science and Technology. 2012. p. 83–96.

26. Rupérez P. Mineral content of edible marine seaweeds. Food Chem. 2002;79(1):23–6.

27. Pereira L. Characterization of bioactive components in edible algae. Vol. 18, Marine Drugs. MDPI AG; 2020. p. 65.

28. Nisizawa K. Seaweeds Kaiso: Bountiful Harvests from the Seas, Sustenance of health and well being by preventing common life-style related diseases. Biochemistry. Tosa Kochi Japan: Japan Seaweed Association; 2002. 1–86 p.

29. MacArtain P, Gill CIR, Brooks M, Campbell R, Rowland IR. Nutritional Value of Edible Seaweeds. Nutr Rev. 2008 Jun 28;65(12):535–43.

30. Boraso AL. Elementos para el estudio de las macroalgas en Argentina. 2013. 214 p.

31. Jiménez-Escrig A, Sánchez-Muniz FJ. Dietary fibre from edible seaweeds: Chemical structure, physicochemical properties and effects on cholesterol metabolism. Nutr Res. 2000 Apr 1;20(4):585–98.

32. Jiménez-Escrig A, Cambrodón IG. Evaluación nutricional y efectos fisiológicos de macroalgas marinas comestibles. Arch Latinoam Nutr. 1999;49(2):114–20.

33. Mabeau S, Fleurence J. Seaweed in food products: biochemical and nutritional aspects. Vol. 4, Trends in Food Science and Technology. 1993. p. 103–7.

34. Burtin P. Nutritional value of seaweeds. Electron J Envairomental, Agric Food Chem. 2003;498–503.

35. Rodriguez, M. & Cerezo A. Hidratos de Carbono. Macroalgas de interés comercial. Manejo, Cultivo e Industrialización. Cap 3. In 2000. p. 91–110.

36. Stoloff L. Polysaccharide Hydrocolloids of Commerce. Adv Carbohydr Chem. 1958 Jan 1;13(C):265–87.

37. Guiseley K. Modificeret hydrokolloidekstrakt af eucheumacottonii. 1981;

38. Imeson AE. Carrageenans, (dalam Handbook of Hydrocolloids, J. O Philips dan PA Williams, Eds.). In 1992.

39. Sandford PA, Baird J. Industrial Utilization of Polysaccharides. In: The Polysaccharides. 1983. p. 411–90.

40. Chen LCM, McLachlan J, Neish AC, Shacklock PF. The ratio of kappa- to lambda-carrageenan in nuclear phases of the rhodophycean algae, *Chondrus crispus* and *Gigartina stellata*. J Mar Biol Assoc United Kingdom. 1973;53(1):11–6.

41. Storz C. Hidratos de Carbono. Macroalgas de interes comercial. Manejo, Cultivo e Industrializacion. Cap 6. 151-171. In 2000.

42. Holdt SL, Kraan S. Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. Vol. 23, Journal of Applied Phycology. 2011. p. 543–97.

43. Draget KI, Skjåk-Bræk G, Stokke BT. Similarities and differences between alginic acid gels and ionically crosslinked alginate gels. In: Food Hydrocolloids. 2006. p. 170–5.

44. Stephenson WA. Seaweed in agriculture and horticulture. Conserv Gard Farming. 1974;241.

45. Sung-Soo Jang. Production of mono sugar from acid hydrolysis of seaweed. AFRICAN J Biotechnol. 2012;11(8).

46. Craigie JS. Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. Vol. 23, Journal of Applied Phycology. 2011. p. 371–93.

47. Tay SAB, Macleod JK, Palni LMS, Letham DS. Detection of cytokinins in a seaweed extract. Phytochemistry. 1985;24(11):2611–4.

48. Craigie JS, MacKinnon SL, Walter JA. Liquid seaweed extracts identified using 1H NMR profiles. In: Nineteenth International Seaweed Symposium. Springer Netherlands; 2009. p. 215–21.

49. Stirk WA, Van Staden J. Comparison of cytokinin- and auxin-like activity in some commercially used seaweed extracts. J Appl Phycol. 1996;8(6):503–8.

50. Fitton J. H. Antiviral properties of marine algae. World Seaweed Resour ETI Inf Serv Wokingham. 2006;7.

51. Mayer AMS, Hamann MT. Marine pharmacology in 2000: Marine compounds with antibacterial, anticoagulant, antifungal, anti-inflammatory, antimalarial, antiplatelet, antituberculosis, and antiviral activities; affecting the cardiovascular, immune, and nervous systems and other mis. Vol. 6, Marine Biotechnology. 2004. p. 37–52.

52. IMARPE. Plan de mejora de la producción. Estudios sobre macroalgas pardas en el sur del Perú 2011-2015. 2012. p. 89–118.

53. Noriega Cardó C. Algas marinas para la alimentación de los peruanos. Tur y Patrim. 2016 Sep 1;(10):55–68.

54. Avila-Peltroche J, Padilla-Vallejos J. The seaweed resources of Peru. Bot Mar. 2020 Aug 27;63(4):381–94.

55. Puente-Vellachich FE. Estudio del mercado de las algas marinas para la instalación de una Planta Piloto de Carragen. Universidad Nacional del Callao. Universidad Nacional del Callao; 2015.

56. PRODUCE. Anuario estadístico pesquero y acuícola. 2018.

57. Alemañ AE, Robledo D, Hayashi L. Development of seaweed cultivation in Latin America: current trends and future prospects. Phycologia. 2019 Sep 3;58(5):462–71.

58. Calderón M, Ramírez ME, Bustamante D. Notas sobre tres especies de Gigartinaceae (Rhodophyta) del litoral peruano. Rev Peru Biol. 2010;17(1).

59. Arakaki N, Carbajal P, Gamarra A, Gil-Kodaka P, Ramírez ME. Guía para el reconocimiento en campo de las macroalgas del Callao. Instituto del Mar del Perú. 2018.

60. Yang MY, Macaya EC, Kim MS. Molecular evidence for verifying the distribution of *Chondracanthus chamissoi* and *C. teedei* (Gigartinaceae, Rhodophyta). Bot Mar. 2015;58(2):103–13.

61. Suárez S. Filogeografía del alga *Chondracanthus chamissoi* (Gigartinaceae, Rhodophyta) en la costa peruana usando marcadores moleculares. 2019;(511):89.

62. Guiry, M.D.; Guiry GM. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. 2021.

63. Mineur F, Le Roux A, Stegenga H, Verlaque M, Maggs CA. Four new exotic red seaweeds on European shores. Biol Invasions. 2012 Aug 22;14(8):1635–41.

64. Carbajal P, Gamarra A, Arakaki N, Gil-Kodaka P, Ramírez ME. Guía Para El Macroalgas Del En Campo De Las Reconocimiento Callao. 2019. 58 p.

65. Ramirez M, Tapia L. *Gracilariopsis lemaneiformis* (Bory) Dawson Acleto & Foldvik en el norte de Chile (Rhodophyta, Gracilariaceae). Rev Chil Hist Nat. 1991;64(2):323–30.

66. Ramírez ME, Santelices B. Catálogo de las algas marinas bentonicasde la costa temperada del Pacifico de Sudamerica. Monogr Biológicas. 1991;5:1–437.

67. Plana J, Mansilla A, Palacios M, Navarro NP. Estudio poblacional de *Macrocystis pyrifera* (L.) C. agardh (Laminariales: Phaeophyta) en ambientes protegido y expuesto al oleaje en Tierra del Fuego. Gayana. 2007 Jun;71(1):66–75.

68. Carbajal P, Gamarra A, Gil-Kodaka P, Ramírez ME. Macroalgas de la costa central del Perú. UNALM. 2018.

69. Vila Montoya FJM. *Tasa de crecimiento de Macrocystis pyrifera (Phaeophyceae) en relación a algunos parámetros ambientales en el submareal de la isla San Lorenzo, Callao*. 2019.

70. Schiel DR, Foster MS. The population biology of large brown seaweeds: Ecological consequences of multiphase life histories in dynamic coastal environments. Vol. 37, Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics. 2006. p. 343–72.

71. Macaya EC. Phylogeny, connectivity and dispersal patterns of the giant kelp *Macrocystis* (Phaeophyceae). 2010.

72. Macaya EC, Zuccarello GC. DNA barcoding and genetic divergence in the giant kelp *Macrocystis* (laminariales). J Phycol. 2010 Aug;46(4):736–42.

73. Mora-Soto A, Palacios M, Macaya EC, Gómez I, Huovinen P, Pérez-Matus A, et al. A high-resolution global map of giant kelp (*Macrocystis pyrifera*) forests and intertidal green algae (Ulvophyceae) with sentinel-2 imagery. Remote Sens. 2020 Feb 20;12(4):694.

74. Salavarria, E; Macaya, EC; Gil-Kodaka P. Haplotype diversity of *Macrocystis pyrifera* (Phaeophyceae: Laminariales) in the central and southern coast of Peru. Pan-American Journal of Aquatic Sciences. 2018. p. 13(4):311-319.

75. Villouta E, Santelices B. *Lessonia trabeculata* sp. nov. (Laminariales, Phaeophyta), a new kelp from Chile. Phycologia. 1986 Mar;25(1):81–6.

76. González A, Beltrán J, Hiriart-Bertrand L, Flores V, de Reviers B, Correa JA, et al. Identification of cryptic species in the *Lessonia nigrescens* complex (Phaeophyceae, Laminariales). J Phycol. 2012 Oct;48(5):1153–65.

77. Tellier F, Meynard AP, Correa JA, Faugeron S, Valero M. Phylogeographic analyses of the 30°s south-east Pacific biogeographic transition zone establish the occurrence of a sharp genetic discontinuity in the kelp *Lessonia nigrescens*: Vicariance or parapatry? Mol Phylogenet Evol. 2009;53(3):679–93.

78. Alvites-Izquierdo, E; Rodríguez-Rodríguez E. Diversidad, taxonomía y ecología de las Phaeophyceae del litoral peruano. Rebiol 25. 2005. p. 15–30.

79. Etcheverry HD. Algas Marinas de las Islas Oceánicas Chilenas. Vol. 10, Revista de Biología Marina. 1960. p. 83–101.

80. Hurd, C. L., Harrison, P. J., Bischof, K. & Lobban CS. Seaweed Ecology and Physiology. Cambridge Univ Press. 2014;551.

81. Chopin T, Buschmann AH, Halling C, Troell M, Kautsky N, Neori A, et al. Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: A key toward sustainability. Vol. 37, Journal of Phycology. 2001. p. 975–86.

82. Neori A, Troell M, Chopin T, Yarish C, Critchley A, Buschmann AH. The need for a balanced ecosystem approach to blue aquaculture. Vol. 49, Environment. 2007. p. 36–43.

83. Barrington K, Chopin T, Robinson S. Integrated multi-trophic aquaculture (IMTA) in marine temperate waters. Integr Maric A Glob Rev. 2009;7–46.

84. Chopin T. Integrated Multi-trophic (IMTA) aquaculture integrated multi-trophic (IMTA). In: Sustainable Food Production. New York, NY: Springer New York; 2013. p. 184–205.

85. Redmond S, Green L, Yarish C, Kim J, Neefus C. New England Seaweed Culture Handbook. New Engl Seaweed Cult Handb. 2014;92.

86. Ohno M, West J., Critchley AT. Seaweed Cultivation and Marine Ranching. Taxon. 1993;43(1):151.

87. Palacios M, Mansilla A. Desarrollo de gametófitos y esporofitos de *Macrocystis pyrifera* (L.) C. Agardh (Laminariales: Lessoniacea) de la región de Magallanes en condiciones de laboratorio. Vol. 31, Anales Instituto Patagonia. UMAG, Punta Arenas (Chile); 2003.

88. Choi HG, Jeon DV, Park SK, Gao X. Physiological differences in the growth and maturation of *Eisenia bicyclis* and *Ecklonia cava* gametophytes in Korea. J Oceanol Limnol. 2018 Mar 1;37(2):657–64.

Acuipesca PERÚ

La presente guía ha sido elaborada en el marco del proyecto "Incrementar la competitividad del sector pesca artesanal y acuicultura en la bahía de Sechura a través del fortalecimiento institucional y organizacional, la adopción de tecnologías y la sostenibilidad ambiental" Acuipesca Perú 2019 – 2021. Este proyecto es una acción integral que pretende contribuir al desarrollo económico y social de las comunidades costeras de la bahía de Sechura.

El proyecto Acuipesca Perú está financiado por la Xunta de Galicia a través de la Vicepresidencia y Consellería de Presidencia, Administracións Públicas e Xustiza de la Xunta de Galicia (Gobierno Regional de Galicia), en la actualidad denominada Vicepresidencia Primeira e Consellería de Presidencia, Xustiza e Turismo.

El proyecto Acuipesca Perú es ejecutado por el Centro Tecnológico del Mar – Fundación CETMAR, la Asociación Nacional de Fabricantes de Conservas de Pescados y Mariscos - ANFACO – CECOPESCA y la Fundación Ayuda en Acción, en colaboración con el Ministerio de la Producción de la República del Perú como socio local.

CETMAR
CENTRO TECNOLÓGICO DEL MAR

ISBN: 978-612-48529-0-9