



UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA

TESIS DOCTORAL

**CULTIVO ECOSOSTENIBLE DE *Kappaphycus alvarezii* EN
PANAMÁ**

Gloria Batista de Vega

LAS PALMAS DE GRAN CANARIA, SEPTIEMBRE DE 2009



UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA

El Profesor Doctor D. Rafael Robaina Romero y la Doctora Dña. Pilar García Jiménez, del Departamento de Biología de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (España).

HACEN CONSTAR:

Que la MS Dña. Gloria Edelmira Batista de Vega, investigadora de la Vicerrectoría de Investigación y Postgrado de la Universidad de Panamá y del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales, ha realizado el presente trabajo como Memoria de Tesis Doctoral bajo nuestra dirección, en el Laboratorio Marino de Punta Galeta del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales, Concesiones de Gracilarias de Panamá, S.A., en Cativá (distrito de Colón) y en el Departamento de Biología de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria, y se presenta con nuestro Vº Bº.

Este trabajo se ha desarrollado en el marco de los proyectos de cooperación internacional de la Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo (MAE-AECID) Proyectos C/5054/06, A/7951/07, A/016118/08.

Fdo. Dr. Rafael Robaina Romero

Fdo. Dra. Pilar García Jiménez

Fdo. Gloria Batista de Vega



UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA

**D/D^a Juan Luis Gómez Pinchetti SECRETARIO DEL
DEPARTAMENTO DE Biología DE LA UNIVERSIDAD DE LAS
PALMAS DE GRAN CANARIA,**

CERTIFICA,

Que el Consejo de Doctores del Departamento en sesión extraordinaria tomó el acuerdo de dar el consentimiento para su tramitación, a la tesis doctoral titulada "CULTIVO ECOSOSTENIBLE DE *Kappaphycus alvarezii* EN PANAMÁ presentada por el/la doctorando/a D/D^a. Gloria Batista de Vega y dirigida por el Dr. Rafael Robaina Romero y la Dra. Pilar García Jiménez.

Y para que así conste, y a efectos de lo previsto en el Artº 73.2 del Reglamento de Estudios de Doctorado de esta Universidad, firmo la presente en Las Palmas de Gran Canaria, a 28 de Junio de 2009

GLORIA BATISTA DE VEGA es asesora de investigación de la Vicerrectoría de Investigación y Posgrado de la Universidad de Panamá. Accedió al programa de doctorado de Ecología y Gestión de los Recursos Vivos Marinos a través del grado de Máster en Ciencias por la Universidad de California, Berkeley.

Este manuscrito recoge el trabajo desarrollado entre los años 2005 a 2008. Previo y durante el desarrollo de los mismos, la doctoranda ha participado en la realización de los siguientes informes y trabajos de investigación:

Robaina RR, García-Jiménez P., Batista de Vega G. 2008. Cultivo eco-sostenible de algas marinas. Manuales de Laboratorio. Vol. 1. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (Publ). ISBN 978-84-691-4123-6.

Robaina RR, Batista de Vega G . 2008. Cultivo Eco-sostenible de algas marinas y sus aplicaciones. Seaweed Ecofriendly Aquaculture and Applications (SEAppl+I). “24 Congreso Científico Nacional”; Universidad de Panamá. Tema: Conocimiento Desarrollo e Innovación para la Sociedad, Fortaleza del Liderazgo Universitario.

Soler A. Batista de Vega G., 2007. Epifitismo de Micro y Macroalgas que se presenta en Granjas Marinas del Género *Eucheuma* en habitats afectados por el Derrame de Petróleo en 1986 en Punta Galeta, Distrito de Colón: INFORME FINAL PROYECTO 2003 – 2007. Código de Registro del Proyecto VIP: 01-04-03-00-2005-20 (Eds) Centro de Información y Documentación Científica y Tecnológica (CIDCyT). Vicerrectoría de Investigación y Postgrado; Dirección de Investigación. Universidad de Panamá.

Batista de Vega, G. 2006. Seaweed Resources of Panama: 5 chapters. . In: DVD-ROM World Seaweed Resources. Critchley, A., M. Ohno and D.B.Largo (Eds).

López, M.; Toribio, N. Batista de Vega G. 2006. Epifitismo de Macroalgas en Cultivo de *Eucheuma* sp. (Rodhophyta, Solieriaceae) en Isla Galeta, Provincia de Colón; Caribe Panameño. Libro de Resúmenes, XI Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología APANAC; Panamá.

Campos, A. Batista de Vega G. 2006. Diatomeas Colectadas en Granjas de *Eucheuma cottonii* en el Caribe Panameño, Laboratorio Marino de Punta Galeta, Provincia de Colón; República de Panamá. Libro de Resúmenes, XI Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología APANAC; Panamá.

Batista de Vega, G.; Shields, C.; Trespoe, A.; Bleicher, L. G., Critchley, A. 2005. “Cultivo de Algas Marinas de la División Rhodophyta cerca de la Entrada del Canal de Panamá y su Optimización en la Calidad de Carragena”. X Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología; Asociación Panameña para el Avance de la Ciencia (APANAC) (Eds). PREMIADO: PRIMER PREMIO NACIONAL DE CIENCIAS 2005 -2006.

Batista de Vega, G., A. Trespoe, A. Critchley, L.G. Bleicher , R. Yee. 2004. Cultivation of a commercial red algae near the Caribbean entrance of the Panama Canal and optimization quality. In: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia, 19 (2): 7-21.

Batista de Vega, G. 2004. A Commercial Feasibility of *Gracilaria domingensis* Farming using Unprotected Planting Systems on the Caribbean Coastal Zone, Panamá. In: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia, 19 (2): 23-53.

Batista de Vega, G. 2004. A Commercial Feasibility of *Gracilaria domingensis* Farming using Protected Planting Systems on the Caribbean Coastal Zone, Panamá. In: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia, 19 (2): 55 – 56.

Batista de Vega, G., C. Shields, A. Trespoe, G. Bleicher, Critchley, A.T. 2004. Cultivation of red algae near the Caribbean entrance of the Panama Canal. In: Programmed & Abstracts of XVIII International Seaweed Symposium. Bergen, Norway. 151p.

Batista de Vega, G., Perez H., A. Arauz, G. De la Cruz, 2003. Informe del Día de la Biodiversidad, conteo de macroalgas en la Plataforma de Arrecifes de Coral en Punta Galeta, Provincia de Colon. Dirección de Relaciones Nacionales e Internacionales Vicerrectoría de Extensión, Universidad de Panamá.

Batista de Vega, G.; Contreras A.; Shields C. Septiembre 2002. Granjas Experimentales de *Gracilaria* sp y *Eucheuma cotoni* en el Caribe Panameño. VI Congreso Latinoamericano de

Ficología y IV Reunión Iberoamericana de Ficología; Ponce, Puerto Rico. Pág. 0 26. Sociedad de Ficología Latinoamericana y del Caribe y Pontificia Universidad Católica de Puerto Rico (Eds).

Batista de Vega, G. Septiembre 2002. Granjas Experimentales de Gracilaria sp y Eucheuma cotoni en el Caribe Panameño. “Sociedad y Universidad”, I Congreso Nacional de Extensión Universitaria. Vicerrectoría de Extensión, Universidad de Panamá, Panamá (Eds).

Batista de Vega, G. Marzo 2001. Defendamos Isla Margarita: Patrimonio Natural e Histórico de Colón, Panamá. Diseño y Artes Nuevem. Nemesix, Panamá, Rep. de Panamá (Eds). Edición Español/Inglés.

Batista de Vega, G. Diciembre 2000. Caribbean Coastal Integrated Monitoring Program near the Entrance of the Panama Canal. “Por una Mayor Integración en el Manejo de Recursos Marinos y Costeros”, Quinto Congreso de Ciencias del Mar Marcuba’ 2000. La Habana, Cuba. Pág. 156. Comité Organizador Congreso Marcuba’ 2000 (Eds).

Batista de Vega, G. Agosto 2000; Proyección Económica en Granjas de Algas Marinas en el Caribe Panameño. Gracilarias de Panamá, S. A.; Diseño y Artes Finales Nuevem (Eds).

Batista de Vega, G.; Álvarez, M.; López, I.; Morán, A.; Jaramillo, D., Sepúlveda, E. Julio 2000. Senderos Acuáticos para el Ecoturismo en la Ciudad de Colón. “Visión Mundial de la Mujer en Ciencia y Tecnología desde un País Plenamente soberano”, Tercer Congreso Internacional Multidisciplinario. Instituto de la Mujer, Universidad de Panamá, Panamá (Eds).

Batista de Vega, G.; Junio 2000, Monitoreo Ambiental Zonas Costeras del Caribe:”Red de Información de Parámetros Ambientales con Sensores Hidrológicos y Metereológicos en el Caribe”. Diseño y Diagramación Nuevem, Refinería de Panamá (Eds).

Batista de Vega, G.; Vega, J. F., Sousa, W. 1999. Visita a un Ecosistema Único en el mundo. Diseño y Diagramación Nuevem (Eds).

Batista de Vega, G. 1998. The Sustainable Development Project at the Caribbean Entrance of the Panama Canal. Abstract and Panel. "Más allá del Crecimiento: Políticas e Instituciones para la Sustentabilidad". Quinta Conferencia Bienal Sociedad Internacional de Economía Ecológica. Santiago, Chile. Pág.177-178. Centro de Análisis de Políticas Públicas, Universidad de Chile e International Society for Ecological Economics (Eds).

Batista de Vega, G. 1997. Proyecto de Desarrollo Sostenible en la Entrada Norte del Canal de Panamá en el Caribe Panameño. Exhibición del Stand "Un Ecosistema en el Caribe entre el Canal de Panamá y Bahía Las Minas". Ciencia y Tecnología en Panamá. Atlapa.

Batista, G. 1996. The Sustainable Project at the Caribbean Entrance of the Panama Canal. Socio-Economics Benefits of integrated coastal zone management. Co-Existence of Economic Development and Ecosystem Functioning. International Symposium; Bremen, Germany. Pp 123. Carl Duisberg Gesellschaft E. V. Regional Office (Eds).

Batista de Vega, G. 1996. Gracilaria sp. Sea Farm: Merging the Establishment of Nature Reserves of Mangrove Forest and Coral Reefs with Economic Development. Pp.13. Abstract, 8th International Coral Symposium. H.A. Lessios (Eds).

Batista de Vega, G. 1996. Marco Legal y Estructura Institucional para el Manejo Integrado de la Zona Contigua y la Zona Económica Exclusiva. En el Derecho del Mar. Instituto Nacional de los Océanos. Universidad Nacional Heredia, Costa Rica. (Eds).

Batista de Vega, G. 1996. Fincas Marinas de Gracilaria sp, en el Caribe Panameño en Conexión con el Establecimiento de una Reserva Natural con Objetivo Económico. Presentado al Departamento Forestal de la Universidad de California para el grado de Master en Ciencias.

Batista de Vega, G. 1995. Consideraciones Ambientales sobre las Bases Militares de Estados Unidos en Panamá. En Las Bases Militares y el Desarrollo Nacional (Volumen 2). 93-102. Instituto del Canal y Estudios Internacionales. Primera Edición. Imprenta Universitaria. Universidad de Panamá (Eds).

Batista de Vega, G. 1995. Relaciones entre la Biodiversidad, Calidad de Agua y Salud Pública en el Área Canalera. En Reflexiones Ambientales en el Área Interoceánica. Serie Avance de Investigación No 6. Págs.14-18. Primera Edición. Instituto del Canal y de Estudios Internacionales. Imprenta Universitaria, Universidad de Panamá (Eds).

Batista de Vega, G. 1995. Desarrollo Sostenible en Bahía Las Minas. En Reflexiones Ambientales en el Área Interoceánica. Serie Avance de Investigación No 6. Págs.9-13. Primera Edición. Instituto del Canal y de Estudios Internacionales. Imprenta Universitaria, Universidad de Panamá (Eds).

Batista de Vega, G. 1995. Inundaciones en Colón en Época de Verano. En Reflexiones Ambientales en el Área Interoceánica. Serie Avance de Investigación No 6. Págs.19-28. Primera Edición. Instituto del Canal y de Estudios Internacionales. Imprenta Universitaria, Universidad de Panamá (Eds).

Batista, G., Salazar, P. 1994. Las Bases Militares y el Desarrollo Nacional: Consideraciones Ambientales. En Las Bases Militares y el Desarrollo Nacional. Serie Avance de Investigación No1. 39-44. Instituto del Canal y Estudios Internacionales. Imprenta Universitaria. Universidad de Panamá (Eds).

Batista de Vega, G. 1993. La Planificación de una Reserva Natural para la Provincia de Colón. Reunión Internacional para la Planificación de una Reserva Natural para las comunidades de la Costa Atlántica. Fundación Amistad (Eds).

Batista, G. 1992. Gracilaria sp. Sea Farm on the Atlantic Coast of Panama in Connection with Establishment of a Nature Reserve with and Economic Purpose. Submitted to the Forestry Department, University of California, Berkeley in partial fulfillment for the Master of wild land Resources Science degree.

Batista, G., Connor J. 1990. Native Uses of Seaweeds in the Republic of Panama. Annotated Bibliography of the Seaweeds used for food in the West Indies. OECS Fisheries Report No3.7-8. Caribbean Natural Resource Institute (CANARI) St. Lucia (Eds).

Batista de Vega, G. 1990. Options for the management of the Region Bahia Las Minas on the Atlantic Coast of Panama. University of California, Berkeley, Department of Forestry (Eds).

Batista de Vega, G., Ford, L., Frederick, H (Eds). 1989. Conservation Biology at Berkeley. Proceeding of the Third Conservation Biology Lecture Series. Universidad de California, Berkeley.

Batista, G., Bryan, J., West, J., Schultz, A., Stoddart, D. 1989. The Conservation and Management of a Future Reserve for Colon. Panama Department of Forestry and Resource Management, University of California, Berkeley. (Eds).

Cubit, J., Batista G.; Roman, A., Batista, V. 1985. El Valor de los Manglares y Arrecifes en la Costa de Colón. En Agonía de la Naturaleza, Ensayo sobre el Costo Ambiental del Desarrollo Panameño. 183-199. S. Heckadons and J. Espinosa (Eds).

Cubit, J., Batista, G, Roman, A. 1984. El Valor de los Manglares y de los Arrecifes en la Franja como Recurso Natural en la Provincia de Colón. En Revista Médica de Panamá (Eds).

Batista de Yee, G., Connor J. 1982. Estudios de las Algas colectadas en la Costa del Caribe de Panamá, su utilización y posible uso comercial. En Memorias, IV Simposio Latinoamericano de Acuicultura, Panamá. Asociación Latinoamericana de Acuicultura (Eds).

Batista G., Chang C. 1976. Observaciones sobre la Ecología de las Praderas de Thalassia en la Costa Atlántica de Panamá. Para optar por el Título de Licenciatura en Biología con Especialización en Zoología. Facultad de Ciencias y Farmacia, Universidad de Panamá.

Batista G., D' Cruz, L., Chang C., Del Rosario J. 1975. Ecología de las Praderas de Thalassia en la Costa Atlántica de Panamá. Memorias del II Simposio Latinoamericano de Oceanografía, Cumaná Venezuela. Laboratorio de Biología Marina Unidad Académica de Biología, Universidad de Panamá. (Eds)

A todas y cada una de las personas que con gran esfuerzo se han empeñado, durante años, a cultivar algas marinas en las costas de la provincia de Colón, Panamá.

Mujeres y hombres que día a día han laborado tanto en tierra como en el mar, enfrentando las inclemencias de la naturaleza para hacer realidad este sueño auto sostenible.

A todos ellos mi reconocimiento y respeto.

Agradecimientos

He dedicado la mayor parte de mi vida profesional al privilegio de estudiar las algas marinas. Doy gracias a Dios por haberme permitido, de esta forma, entrar un poco en el mundo de los misterios de la naturaleza por Él creada. Cada avance en el conocimiento de estos seres vivos, desde sus aspectos moleculares hasta sus hábitos grupales, me han permitido ver, con gran fuerza, su presencia en nuestro entorno.

Un poderoso equipo de colaboradores ha sido indispensable para culminar esta labor, han sido una especie de cirineos, sin los cuales todo mi esfuerzo hubiese quedado en nada.

Reconozco profundamente la incondicional dedicación y permanente orientación de mis Profesores Directores, el Dr. Rafael Robaina Romero y la Dra. Pilar García Jiménez de la Universidad de Las Palmas de Gran Canarias, España; personas tan comprometidas con la investigación y la integración de la Ficología al desarrollo equilibrado de nuestro planeta, quienes me llevaron a la aplicación de las macro algas desde los cultivos en sitio a los cultivos in vitro y sus aplicaciones al servicio de la humanidad. Parte de estos trabajos han sido realizados gracias a la cooperación internacional para el desarrollo del Ministerio de Asuntos Exteriores y su Agencia.

Agradezco al Dr. Ángel Luque su amable disposición y atenciones que han hecho más agradables mis estancias en Las Palmas de Gran Canaria.

Resalto, por otra parte, el apoyo que he recibido de la Dra. Judith L. Connor, Directora de Información y Difusión Tecnológica, Monterrey Bay Aquarium Research Institute,

California USA y Dr. John West, Profesor Emeritus del Departamento de Botánica de la Universidad de California, Berkeley y Profesor Invitado de la Escuela de Botánica de la Universidad de Melbourne, Australia, quienes me introdujeron en el mundo de las Rhodophyta. Al Dr. Arnold Schultz, Profesor Emeritus de la Universidad de California en Berkeley, por haberme orientado a diseñar el primer modelo de maricultura para el Caribe panameño, con *Gracilaria domingensis*.

De mi *Alma Mater*, La Universidad de Panamá, destaco el permanente apoyo de su Rector, el Dr. Gustavo García de Paredes y la Vicerrectora de Investigación y Postgrado Dra. Betty Ann de Catsambanis, por creer que el sueño del desarrollo sostenible, puede ser realidad, si brindamos la mejor tecnología disponible para lograrlo. A mis seguidoras en este camino: Claudia Pérez, Denis Gómez, Heyde Pérez, Noris Toribio, Argelis Edith Campos, Malurysbel López, Dalys Alveo, Darlenis Cedeño, Jorge Morales y Franklin Guerra, por sus aporte en conocimiento en las publicaciones de sus tesis de grado en la Universidad de Panamá y la ayuda técnica tanto en las largas horas de laboratorio y redacción, como en el penoso trabajo de campo.

Los miembros del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI), por su dedicación incondicional a la investigación científica han sido una fuente permanente de inspiración y apoyo. Mi gratitud estará siempre en deuda con el Dr. Ira Rubinoff, Dr. Eldredge Bermingham, Dr. Cristián Samper, Dr. Stanley Heckadon, Dra. Oris Sanjur y todo su equipo de colaboradores. Los científicos del Instituto de Zonas Costeras de la GKSS, Alemania, en especial Dr. Wolfgang Rosenthal y su equipo por habernos interpretado los datos de los parámetros ambientales del área por más de 10 años.

Los directivos de Gracilarias de Panamá, D. Samuel Liberman, D. Guillermo Liberman, D. Juan José García Docio, Dña. Amanda Burgueño, y D. Andy Dinger junto al incondicional apoyo de mi eterno “sobrino” Raúl Yee fueron, en todo momento, un baluarte poderoso en este titánico emprendimiento.

Finalmente, no puedo dejar de reconocer el apoyo y delicado amor con el que cada uno de los miembros de mi familia me ha rodeado, para crear el marco necesario y brindar el consejo oportuno en los momentos más difíciles. A mis padres, José Manuel y Bertha, mi esposo José Francisco, mis hijos Carmen Rosa y Víctor Manuel, como también a cada uno de mis seis hermanos y al Reverendo Padre Vicente Morgante y todos mis hermanos de la Pequeña Familia de María, fuente permanente de fortaleza espiritual, gracias, el amor que Dios me permite vivir está siempre con ustedes. Ave María.

Índice

INTRODUCCIÓN	1
LOS HUMANOS HEMOS APRENDIDO A COSECHAR Y A UTILIZAR, DE MUCHAS MANERAS, TANTO LAS MICROALGAS COMO LAS MACROALGAS	8
LAS ALGAS COMO FUENTE DE HIDROCOLOIDES	11
EL CULTIVO DE MACROALGAS TIENE UNA INDUDABLE IMPORTANCIA COMERCIAL	14
<i>Las macroalgas y su cultivo en Suramérica</i>	<i>18</i>
<i>Las macroalgas y su cultivo en el Caribe</i>	<i>21</i>
<i>Las macroalgas y su cultivo en Panamá</i>	<i>27</i>
LOS CULTIVOS <i>IN SITU</i> DE MACROALGAS MARINAS CONTRIBUYEN A LA OBTENCIÓN DE LOS FICOCOLOIDES	32
Selección de sitios para el cultivo óptimo de <i>Kappaphycus alvarezii</i>	33
Factores ambientales para el seguimiento del crecimiento de <i>Kappaphycus alvarezii</i>	34
ESTABLECIMIENTO DE CULTIVOS <i>IN SITU</i> DE <i>KAPPAPHYCUS ALVAREZII</i> EN EL CARIBE PANAMEÑO	40
<i>Selección de sitios en la zona costera del distrito de Colón</i>	<i>46</i>
<i>Sitios de cultivo en la comunidad KUNA YALA</i>	<i>50</i>
EL CULTIVO <i>IN VITRO</i> ES ÚTIL EN LA MEJORA DE LA CALIDAD DE LAS SEMILLAS	51
Crecimiento del tejido o sus células en medios nutritivos solidificados y/o líquidos	51
Regeneración mediante los reguladores del crecimiento, fuentes de carbono y formulaciones adecuadas de los medios de cultivo	60
Modificación genética para la mejora, crecimiento y fusión de protoplastos	63
OBJETIVOS DEL TRABAJO	67
MATERIAL Y MÉTODOS	69
<i>Material vegetal</i>	<i>69</i>
<i>Conformación del sitio de cultivo en Cativá (Colón, Panamá)</i>	<i>73</i>
<i>Selección de semillas</i>	<i>75</i>
<i>Métodos de plantación</i>	<i>76</i>

<i>Parámetros ambientales en el mar y en los tanques</i>	78
<i>Tasa de Crecimiento Diario (TCD) de Kappaphycus alvarezii</i>	81
<i>Caracterización de la carragena</i>	84
EXPERIMENTOS EN EL MAR	85
Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación:	
semifijas y fijas.	85
Efecto de la cantidad de biomasa inicial	88
Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas	89
Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas.	90
EXPERIMENTOS EN TANQUES DE CULTIVO	92
Observaciones adicionales a los cultivos en tanques	96
LA PRODUCCIÓN DE LA MATERIA PRIMA OBTENIDA EN LOS CULTIVOS EN EL MAR	97
Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas	97
Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los	
parámetros medioambientales.	98
Producción de Kappaphycus alvarezii en peso seco. Evaluación del tipo de	
secador.	99
<i>Polvo producido en el proceso de secado.</i>	102
EXPERIMENTOS IN VITRO	106
Selección de explantos.	106
Medios de cultivo.	106
Índices de crecimiento.	111
Tasa de Crecimiento Diario.	111
Análisis microscópico.	112
Estadística.	113
<i>Cultivo in vitro</i>	114
Aclimatación de explantos ex vitro	115
Aclimatación en tanques exteriores	115
Aclimatación en acuarios	116
Aclimatación en cámara de conservación	118

RESULTADOS	119
EXPERIMENTOS EN EL MAR	119
Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación: semifijas y fijas.....	119
Efecto de la cantidad de biomasa inicial	120
Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas	121
Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas	124
EXPERIMENTOS EN TANQUES DE CULTIVO	125
Efecto de los tipos de tanques y estaciones climáticas en el crecimiento.....	125
Observaciones adicionales a los cultivos en tanques	126
LA PRODUCCIÓN DE LA MATERIA PRIMA OBTENIDA EN LOS CULTIVOS EN EL MAR.....	128
Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas	128
Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los parámetros medioambientales.	131
Producción de <i>Kappaphycus alvarezii</i> en peso seco. Evaluación del tipo de secador.....	132
<i>Polvo producido en el proceso de secado.</i>	<i>133</i>
<i>Caracterización de la carragena</i>	<i>135</i>
EXPERIMENTOS <i>IN VITRO</i>	138
<i>Aclimatación de explantos ex vitro</i>	<i>143</i>
DISCUSIÓN	147
EXPERIMENTOS EN EL MAR	147
Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación: semifijas y fijas.....	147
Efecto de la cantidad de biomasa inicial	149
Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas	151
Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas	155
EXPERIMENTOS EN TANQUES DE CULTIVO.....	157
Efecto de los tipos de tanques y estaciones climáticas en el crecimiento.....	157
Observaciones adicionales a los cultivos en tanques.	158
LA PRODUCCIÓN DE LA MATERIA PRIMA OBTENIDA EN LOS CULTIVOS EN EL MAR.....	159
Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas	159

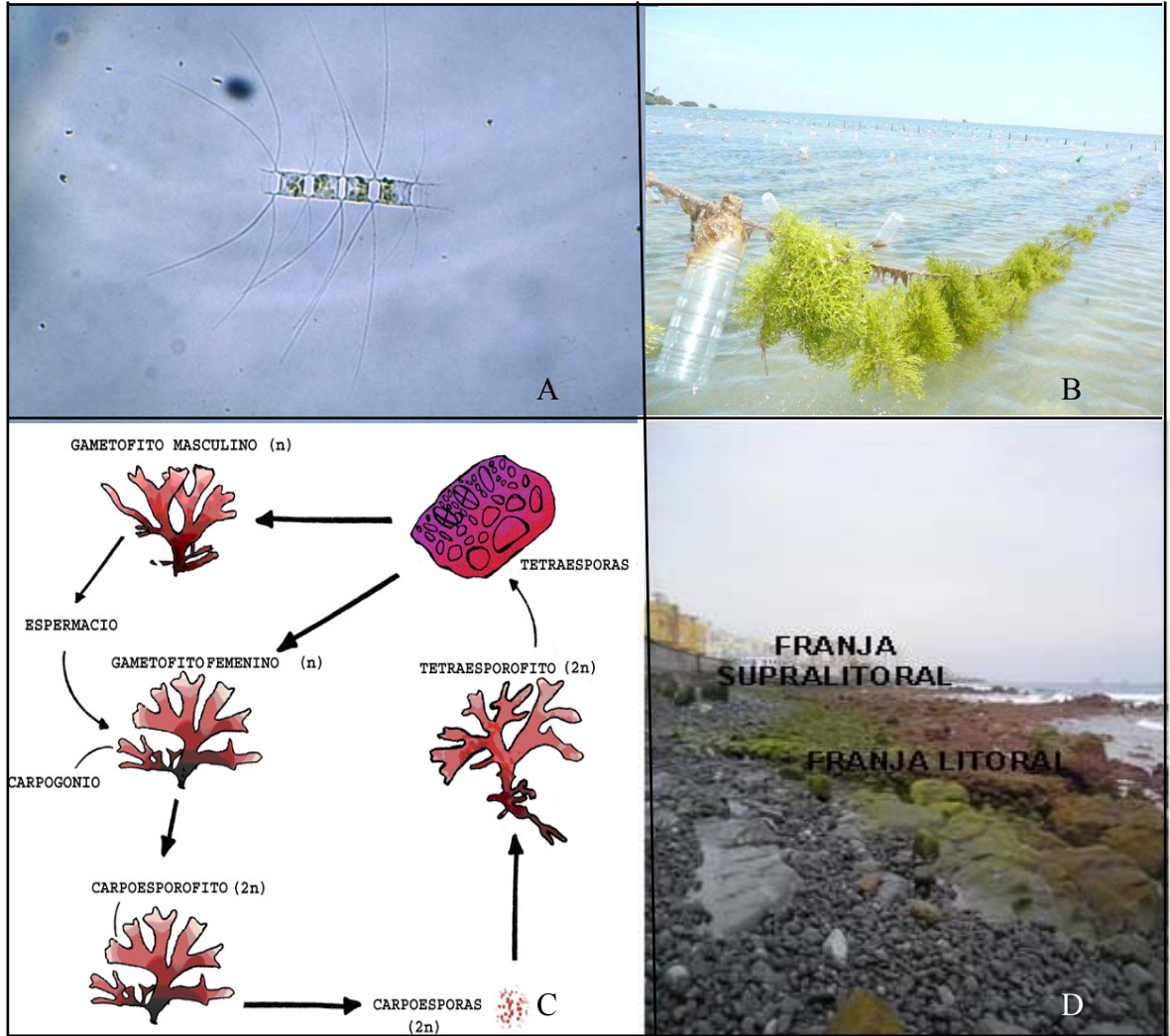
Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los parámetros medioambientales.	162
Producción de <i>Kappaphycus alvarezii</i> en peso seco. Evaluación del tipo de secador.	163
<i>Polvo producido en el proceso de secado.</i>	165
<i>Caracterización de la carragena</i>	167
EXPERIMENTOS <i>IN VITRO</i>	169
ACLIMATACIÓN DE EXPLANTOS <i>EX VITRO</i>	174
CONCLUSIONES	175
BIBLIOGRAFÍA	177
ANEXO I	227
ANEXO II	237

Introducción

La ficología es el estudio científico de las algas. La palabra ficología se deriva del griego *phykos*, que significa algas y del latín *alga*, que significa desecho de mar (de Miguel, 1949). Este término se aplica a todo lo relativo a la vegetación de agua dulce o marina. Sin embargo, el significado de la palabra alga ha tenido contradicciones. Para los conocedores de las algas, se considera ofensivo cuando en inglés se usa el término *seaweed* para referirse a todo lo relativo a macroalgas marinas que tengan un olor putrefacto y que sean vistas como desechos, mientras que, para el idioma japonés su denominación es la palabra *kaiso*, que significa: *kai*, océano y *so* con varios acepciones agua, planta buena, árboles, lo que le confiere un significado de candidez y respeto (Nisizawa, 2006). Como recurso marino que sirve, como veremos, a la alimentación y la industria, esta última coincide más con nuestra percepción de estos magníficos vegetales.

Los vegetales marinos y, en particular las algas, son organismos muy variados en cuanto a forma y complejidad, pudiendo ser microscópicos (de 3 – 10 μm) o macroscópicas de hasta 70 m de longitud. La forma de reproducción de las algas es un rasgo que se utiliza como clave para su sistematización. En este sentido, las diferencias en el modo de reproducción de estos vegetales son un signo de su gran diversidad. En síntesis, los diferentes tipos de reproducción algal se puede resumir en tres tipos: vegetativa, sexual o asexual (Figura 1)

Figura 1. Detalle de la complejidad de organismos vegetales marinos. A Organismo unicelular *Chaetoceros* B. alga multicelular *Kappaphycus alvarezii*; C. Ciclo de vida trifásico del alga roja *Grateloupia imbricata* ; D. distintos hábitats del litoral marino.



Taxonómicamente, las algas son un grupo no natural (polifilético) de al menos, 27 líneas a las que se les da la categoría de División o Clase en botánica (Van den Hoek et al., 1995). Estas categorías se definen según determinadas características, siendo la más llamativa el tipo de pigmentos y la organización del cloroplasto (Tabla 1).

Tabla 1. Clasificación de las algas fundamentada en la organización de los cloroplastos (van den Hoek et al., 1995).

División	Clase	Morfología	Rasgos bioquímicos
Cyanophyta	-	Procariotas. Los tilacoides encuentran individualmente en el citoplasma.	Clorofila <i>a</i> y ficobilinas.
Prochlorophyta	-	Procariotas. Los tilacoides encuentran por parejas en el citoplasma.	clorofila <i>a</i> y clorofila <i>b</i> , β -caroteno, pero carecen de ficobilinas.
Glaucophyta	-	Tienen características típicas de las cianobacterias. Tilacoides simples. Los cloroplastos son de color verde azules.	Los pigmentos se encuentran en los ficobilisomas que hay en el tilacoides y son: Clorofila <i>a</i> , β caroteno, zeaxantinas, ficocianina y aloficocianina.
Rhodophyta	-	Gran diversidad en formas. Presentan doble membrana. Los tilacoides se presentan individualmente con el ficobilisoma encima del fotosistema II. Los cloroplastos presentan una doble membrana adicional proveniente del reticulo endoplasmático. Los tilacoides se acoplan formando tripletes que rodean al cloroplasto formando el grana.	Los pigmentos pueden ser: hidrosolubles (aloficocianina, r-fico_ eritrina, r-ficocianina) o liposolubles (clorofila <i>a</i> , α - β carotenos, zeaxantina) Pigmentos principales: clorofila <i>c1</i> y <i>c2</i> . Como pigmentos accesorios utilizan: Xantofila (fucoxantina o vaucherioxantina)

Heterokontophyta	Dictyochophyceae	Tiene 2 cloroplastos. Los tilacoides forman tripletes	Los pigmentos que encontramos son: Están presentes la clorofila a y c, junto a los pigmentos accesorios fucoxantina, diadinoxantina, diatoxantina, luteína y β caroteno.
	Chrysophyceae	Normalmente con dos cloroplastos	Otra xantofila: diatoxantina
	Eustigmatophyceae	Contienen uno o más cloroplastos.	Solo presenta clorofila a. Como pigmento principal tienen violaxantina, aunque también hay β caroteno
	Xanthophyceae	Los cloroplastos son discoides, verdes o verde amarillento	Tienen clorofila a, y clorofila C ₁ , C ₂ , aunque mucho menos abundantes. Otros pigmentos presentes son el β caroteno, diadinoxantina, diatoxantina...
	Bacillariophyceae	Orden Centrales: Tiene numerosos, de forma discodal. Orden Pennales: dos cloroplastos.	Utiliza clorofila a y c ₂ , β caroteno. Fucoxantina, diatoxantina
	Phaeophyceae	Uno o varios cloroplastos por célula y de forma variante según el número.	Los pigmentos son clorofila a, C ₁ y C ₂ , fucoxantina, violaxantina y β -caroteno
	Raphidophyceae	Numerosos cloroplastos elipsoidales.	Clorofila a, C ₁ , C ₂ , fucoxantina y β caroteno.
Haptophyta	-	Cloroplastos con 4 membranas igual que Heterokontophyta. Los tilacoides se agrupan de 3 en 3, pero no forman grana.	Los pigmentos se encuentran sobre los tilacoides y son: clorofila a, c ₁ (a veces c ₂ o c ₃), fucoxantina, diatoxantina, β carotenos.

Cryptophyta	-	<p>Dos o tres cloroplastos por célula. Los tilacoides se agrupan de dos en dos. Presenta ficobilisomas dirigidos hacia el espacio intratilacoide. Tiene 4 membranas como Heterokontophyta y en medio se pone la sustancia de reserva: almidón. Tiene un orgánulo con material genético.</p>	<p>Pigmentos: clorofilaa, c2; α carotenos; aloxantina, crocoxantina, ficocianina o ficoeritrina</p>
Dynophyta	-	<p>Presentan tres envueltas, la doble capa típica y otra de su origen endosimbionte. Los tilacoides se agrupan de 3 en 3</p>	<p>Pigmentos: clorofila a y c2, β carotenos, peridina, neoperidina.</p>
Euglenophyta		<p>Presentan 3 envueltas y los tilacoides se agrupan de 3 en 3.</p>	<p>Pigmentos: clorofila a y b, β carotenos, astaxantina, neoxantina.</p>
Chlorarachniophyta	-	<p>Los cloroplastos son discoidales y con 4 membranas, la doble membrana del cloroplasto y la doble del R.E. Los tilacoides pueden estar individualmente o formando grupos hasta de tres.</p>	<p>Presenta tanto clorofila a y como b.</p>
	General	<p>Cloroplastos con forma variada. Los tilacoides se agrupan de 2 en 2 para formar el grana</p>	<p>Pigmentos: clorofila a y b,; β carotenos, luteína, sifonoxantina o sifoeína, zeaxantina. Contiene la sustancia de reserva que puede ser almidón o polímeros de fructosa.</p>
Chlorophyta	Prasinophyceae	<p>Género Tetraselmis: un cloroplasto con cuatro lóbulos.</p>	

Chlorophyceae	Género Chlorella: un cloroplasto parietal.	
Ulvophyceae	Un cloroplasto pegado a la pared.	Contienen uno o varios pirenoides.
Cladophorophyceae	Las células del gametofito o esporofito tienen varios cloroplastos multinucleados, irregulares y parietales.	Algunos cloroplastos tienen un pirenoide dividido en dos partes mediante un tilacoide.
Bryopsidophyceae	Numerosos cloroplastos fusiforme o elipsoidales en la pared del protoplasma (son parietales).	
Dasycladophyceae	Con abundantes cloroplastos.	No contienen pirenoides pero contienen reservas de polisacáridos.
Trentepohliophyceae	Cloroplastos parietales.	
Klebsormidiophyceae	Cloroplasto en forma de banda y parietal.	Contiene un pirenoide.
Zygnematophyceae	Toman varias formas. A veces la célula tiene uno o varios cloroplastos de forma espiral, o un par de cloroplastos de forma estelar.	Contiene pirenoides.

Los humanos hemos aprendido a cosechar y a utilizar, de muchas maneras, tanto las microalgas como las macroalgas

El informe más antiguo sobre el uso de algas marinas se refiere a tiempos prehistóricos, datados entre 14220 y 13980 a.C. (-12310 y 12290 de ^{14}C) en Monte Verde (Chile). Tom Dillehay (2004) en su libro “Monte Verde: Un asentamiento del Pleistoceno Tardío en el Sur de Chile”, presentó una lista de especies de flora, y las clasificó de acuerdo a los estudios etnobotánicos actuales de uso económico de la región. Las interpretaciones arqueológicas de estas excavaciones, comenzadas en 1977, identificaron 9 especies de algas que fueron usadas como alimento y medicina por los habitantes (Dillehay et al., 2008). Estas algas marinas, procedentes de hábitats de dunas costeras, estuarios salinos y de mar, fueron importados a estas áreas. Se puede suponer que los habitantes de Monte Verde se aventuraban más allá de su territorio, cosechando en las costas y llevándolas a Monte Verde que distanciaba aproximadamente 90 km, o hacían intercambio para obtener las algas marinas.

Todas las especies algales, en las excavaciones de Monte Verde, se encontraron enterradas entre los 2 y 5 cm del piso arenoso de ocupación humana. Estas incluyeron a *Sargassum* sp. (Dillehay, 1997; Diaz-Vaz & Dillehay, 1997), *Durvillaea antartica*, *Porphyra* sp. y *Gracilaria* sp. (Ramírez, 1989). Las algas fueron usadas en su totalidad, no como el caso de otras especies de la flora que utilizaban solamente parte de la planta como podía ser el fruto, las raíces o las hojas (Dillehay, 2004). La utilización de los cuatro géneros mencionados sugiere que ya existía algún tipo de conocimiento de las macroalgas marinas hace 12000 años y que los primeros estudios de una incipiente forma de ficología tuvieron

que hacerse antes. Se podría asumir entonces que las algas han sido de alguna manera, estudiadas al menos hace 12000 años

Las especies *Durvillaea antarctica*, *Porphyra* sp. y *Gracilaria* sp. fueron clasificadas como uso alimenticio mientras *Sargassum* sp. fue catalogado tanto de uso alimenticio como medicinal. Así se encontraron piezas de unas estructuras parecidas a tortas, muy bien preservadas, y que se elaboraron con *D. antarctica*, *Porphyra* sp., *Gracilaria* sp., y *Sargassum* sp. Considerando que algunas tortas mostraban mordidas de humanos (Rossen & Ramírez, 1997; Fiedel, 1999), podría suponerse que las algas marinas les permitían a la comunidad satisfacer una deficiencia estacional de las vitaminas del complejo A y B y de yodo, muy común entre las poblaciones que distaban del mar.

Llama la atención el hallazgo del alga comestible *Sargassum* sp. en las costas de América del Sur pues hoy en día es extraordinariamente raro verlas por estos litorales (Díaz-Vaz & Dillehay, 1997), presumiéndose que hace mas de 12500 años las aguas eran más calientes en las costas de Chile para permitir que una gran cantidad de este género arribara a ellas. El encuentro del *Sargassum*, flotando a lo largo de la costa chilena, representó una pieza importante para preguntarse si esta alga viene desde lejos o por el contrario tenía distribuciones a causa de los cambios que suceden en las algas marinas (Ugent & Tindall, 1997).

En nuestros días, *Durvillaea antarctica*, *Gracilaria* sp., *Porphyra* sp., y *Sargassum* sp., son explotadas principalmente como fuente de polisacáridos. Tanto *D. antártica* como *Porphyra* sp. se usan actualmente en Chile, de manera local, en panes y dulces. En Panamá y en el Caribe tienen diferentes usos tales como el *Sargassum* como té para limpiar los riñones; *Gracilaria* para espesar las sopas, *Seamos* para preparar bebidas tonificantes y una

gran variedad de especies en la comunidad Kuna de uso endobotánico (Batista et al., 2006; Smith & Rincones, 2006).

Por otro lado es bien conocido que desde el siglo IV de la era cristiana en Japón, y en el siglo VI en China, las algas se emplearon principalmente como alimentos, fármacos, forma de pago, manjar de los aristócratas, afrodisíaco y como ofrenda a los dioses, entre otros (McHugh, 2003). Las especies que se consumían desde aquella época pertenecen al género *Porphyra*. Estas especies han resultado ser, de entre las miles de especies de algas marinas, las que poseen un mayor contenido y mejor calidad de proteínas y vitaminas (Turner, 2003).

Nisizawa en su libro SEaweeds KAISO: BOUNTIFUL HARVEST FROM THE SEAS: Sustenance of health and well being by preventing common life-style related diseases (2006), presentó datos históricos sobre el uso de las algas como pago de impuestos a la Corte Imperial Japonesa en el siglo VIII. También existen registros sobre el uso del alga como alimento de reserva en las épocas de guerras civiles (1467-1507). En estos periodos, Japón tuvo que confrontar a menudo una fuerte escasez de alimentos, por lo que los Señores Feudales tenían provisiones de alimentos de las algas secas, como los quelpos, detrás de los cuartos de las casas, ya que estas podían preservarse por varios años.

Las diferentes aplicaciones de las macroalgas han llegado incluso a convertir su utilización en una industria estratégica durante la segunda Guerra Mundial cuando la demanda de fertilizantes agrícolas de potasio impulsa a los Estados Unidos de América a iniciar la explotación de los inmensos bosques submarinos de *Macrocystis* (Nisizawa, 2006).

Los usos comerciales e industriales de las algas más conocidas en la actualidad son para la producción de bioplástico, tintes, colorantes, materia prima para la elaboración de productos de uso masivo, productos farmacéuticos, control de polución, aceite y producción de alimentos. Recientemente se ha descubierto que las diatomeas pueden jugar un papel muy importante en la nanotecnología (Gordon et al., 2005).

Muchas especies de macroalgas han aumentado su importancia comercial, siendo explotadas intensivamente. En estas circunstancias, si bien las actuaciones son más costosas, la calidad y el control que se ejerce sobre la materia prima a obtener deriva en un producto de gran interés industrial, con implicaciones en la salud humana y en la reducción de la transmisión de enfermedades (Critchley, 2006).

Las algas como fuente de hidrocoloides

El término ficocoloide (fico = alga) es utilizado para describir los compuestos hidrocoloidales producidos por las algas macroscópicas. Estas sustancias son acumuladas en las paredes celulares del alga, que al disolverse en agua, generan sustancias viscosas (McHugh, 2002). Las algas pardas (Phaeophyceae) son las que contienen alginatos, mientras que, las rojas (Rhodophyta) poseen carrageno y agar. Estos hidrocoloides dan flexibilidad y les permite adaptarse a la hidrodinamicidad de su hábitat. Por ejemplo, algunas algas pardas crecen sujetas a las rocas en aguas muy turbulentas, por lo que han de tener una gran flexibilidad para sobrevivir y no ser desgarradas por estos efectos mecánicos (McHugh, 2002, 2003)

La presencia de ficocoloides es la principal característica económica que poseen las algas marinas rojas y pardas, y que a través de la historia, han tomado importancia en la maricultura mundial. Dependiendo de la cantidad y la calidad del ficocoloide, las algas se denominan alginófitas, carragenófitas y agarófitas, variando en función de la especie. La utilización de algas como fuente de hidrocoloides se remonta a 1658, cuando la propiedad de gelificación del agar extraído con agua caliente de un alga roja, se descubre en Japón. Más adelante la utilización de la carragena, a partir del alga roja *Chondrus crispus*, como agente espesante en el siglo XIX fue también muy popular (McHugh, 2003).

Químicamente los hidrocoloides de algas rojas son carbohidratos de alto peso molecular que se pueden descomponer por hidrólisis en disacáridos o monosacáridos (Tensongrusmee, 1990).

El agar es un polisacárido que se obtiene principalmente de los géneros *Gelidium* y *Gracilaria* (Hellebust & Craigie, 1978). A altas temperaturas, las cadenas de agar están desenrolladas y plegadas al azar. Los geles se forman por uniones en forma de doble hélice entre las cadenas de agarosa. Se utiliza en productos lácteos y helados, así como, en la fabricación de medios de cultivos para laboratorios.

La estructura química de este polisacárido fue analizada y determinada en 1958. El agar contiene dos fracciones principales, un polímero neutro, agarosa, y un polisacárido sulfatado, la agarpectina. La agarosa es la parte gelificante y consiste de unidades alternas de β -(1-3) -D - y α -(1-4)-L-galactosa. La α -(1-4)-L-galactosa suele presentar un anillo 3,6 anhidro.

Los carragenos, obtenidos también de las algas rojas, se utilizan en una amplia variedad de productos alimenticios como agentes gelificantes, constructores de viscosidad y

agentes estabilizadores y emulsificadores. Así los podremos encontrar en productos lácteos como el helado, los sorbetes, el chocolate, los yogures y en productos líquidos como la cerveza. Entre los productos no alimenticios, se incluyen geles quirúrgicos, lociones, ungüentos, cremas dentales, pinturas, champú, medicamentos y alimentos para pescado.

Los carragenos son polisacáridos sulfatados con un esqueleto común conformado por unidades tipo A constituidas de β -D-galactopiranosas unidas por enlace 1,3 y tipo B por α -D-galactopiranosas unidas por enlace 1,4 (Anderson et al., 1968), donde la presencia de 3,6-anhidrogalactosa permite la gelidificación por el cambio conformacional que esto genera. Las modificaciones de esta estructura originan varios tipos de carragenos, pero únicamente el iota (*i*-), el kappa (κ -) y el lambda (λ -) se disponen comercialmente (Craigie, 1990). *Kappaphycus*, por ejemplo, produce κ -carrageno mientras que, *Eucheuma* da el tipo ι . Las formas naturales de κ - e ι - carragenos contienen los residuos precursores μ - y ν - respectivamente con unidades 4- D galactopiranosil-6 sulfato o 2,6-disulfato (Stanley, 1990)

Los κ - e ι - carragenos son diferentes en su estructura química y propiedades y, como tales se usan de formas diferentes en la industria dada su capacidad para formar geles. Los κ -geles exudan agua y se hacen firmes y quebradizos, mientras que, los *iota* son elásticos, con fuerte capacidad de recuperación de su forma y secos (Stanley, 1990).

El cultivo de macroalgas tiene una indudable importancia comercial

La mayoría de las algas, que son intencionalmente cultivadas, caen dentro de la categoría de microalgas. El cultivo de microalgas para la acuicultura estriba en que éstas son las primeras formadoras de materia orgánica y, por su tamaño reducido, son fácilmente capturables y digeridas por multitud de larvas y estadios juveniles de moluscos, crustáceos y peces. Sin embargo, solamente unas pocas *taxa* de microalgas como: *Chlorella*, *Spirulina*, *Dunaliella* y *Haematococcus* se explotan comercialmente (Sahoo, 2006).

Las macroalgas son cosechadas silvestres para uso comercial. Algunas de estas son cultivadas pero necesitan de requisitos específicos (nutrientes, luz) para desarrollarse apropiadamente, y al depender del ambiente donde crecen naturalmente, se hace más difícil garantizar cultivos exitosos. La maricultura (Doty, 1977) distingue esta actividad, y el establecimiento de sistemas que permitan cultivar las especies marinas, del simple hecho de cosechar el material silvestre, que existe en el mar. La maricultura trata de prácticas de cultivos extensos de diversos organismos marinos incluyendo las algas marinas.

A pesar de este inconveniente, la demanda de la industria para la obtención de la materia prima ha hecho que al menos 221 especies de macroalgas estén siendo utilizadas comercialmente (Sahoo, 2006). En términos monetarios, el comercio de las algas marinas mueve aproximadamente una producción anual de 6 000 millones de dólares. De estos, casi 1 000 son gracias a las sustancias que se extraen, los hidrocoloides, y el resto a usos como fertilizantes, y aditivos para piensos y alimentación humana.

Otros destinos se refieren a la extracción de compuestos de reserva de las algas pardas como el laminaran, el manitol y el fucoidan. Estos se emplean en la industria farmacéutica durante la fabricación de tabletas o en aplicaciones industriales como preparación de pieles, pinturas, etc. El manitol, en particular, puede ser procesado químicamente para dar la nitromanita, un poderoso explosivo similar a la nitroglicerina. En medicina, los principios de las algas son variados. Así por ejemplo la caulerpina y la caulerpicina, procedentes de la Chlorophyta *Caulerpa*, tiene una actividad anestésica. Otras como *Laurencia obtusa* han sido demostradas con propiedades antibacterianas (Chapman & Chapman 1980)

Las macroalgas marinas fueron los primeros vegetales marinos mantenidos por el hombre. Las algas pardas, como *Laminaria*, son de las primeras especies cultivadas en China. Conocida como *kombú*, se cree que llegó procedente de Japón y de la República de Corea, arrastrada por los barcos. En los años 50, el método de cultivo de *Laminaria japonica* se basaba en el enfriamiento, en invernadero, de las esporas de esta macroalga para posteriormente ser transplantadas al océano, atadas a cuerdas suspendidas. Esta actividad llegó a constituirse como un gran mercado, entre los habitantes de zonas costeras, y de la que se obtenía una respetable fuente de ingresos para un gran número de familias.

En Japón y la República de Corea, se demanda no solo *Laminaria*, sino también, otras especies como *Undaria pinnatifida*, más conocida como wakame, e *Hizikia fusiforme* (*Hizikia*). La producción de estos cultivos, en la costa sudoeste de la República de Corea aumentó de tal manera que en 1994 había registradas 32 000 toneladas de cultivo frente a las 6 000 procedentes del medio natural. Una parte de esta producción se exportaba al Japón, donde la especie no estaba extensivamente desarrollada.

En China, *Laminaria* es más popular que la *Undaria*. Como aproximación a mediados de los años 90, se obtenía del cultivo de *Undaria* alrededor de 100 000 T de peso húmedo, frente a los 3 millones de toneladas de *Laminaria*.

Aunque el cultivo de *Porphyra*, conocida como *nori*, ya se efectuaba en la bahía de Tokio hace más de 250 años, la actividad agraria se limitaba a colocar varas de bambú en zonas poco profundas de la bahía para que el alga creciera, aumentando así la superficie para su siembra. En 1949 Kathleen Drew Baker, estudiando el ciclo de vida de *Porphyra*, demostró que conchocelis no era un alga diferente a *Porphyra*, sino la fase filamentosa del ciclo de vida trifásico de esta alga (Hollenberg, 1958). Esta fue la clave para la reproducción de la especie y desde entonces cambiaron las técnicas de cultivo, basadas en esporas, en ambientes semicontrolados o invernaderos y la fase comercial en el mar, ayudando a los granjeros japoneses a sembrar esta alga utilizando redes flotantes.

A principios de los años 70, la producción de *Porphyra* fue la más importante entre todos los organismos acuáticos cultivados, animales y vegetales, generando sólo en 1974 un valor de mercado que alcanzó los 500 millones de dólares. Desde entonces, el cultivo ha florecido de tal manera que los tres países productores principales (China, Japón y la República de Corea) alcanzaron a principios de 2000, una producción anual superior al millón de toneladas de peso húmedo. *Nori* es un producto de tal valor que ha llegado a cotizarse a 16 000 dólares tonelada peso seco⁻¹ frente a los 3 000 de *kombú* (*Laminaria*) y 7000 dólares la de *wakame* (*Undaria*) (http://www.chilepotenciaalimentaria.cl/content/view/449/y_la_pobreza.html)

El “musgo perlado” (*Chondrus crispus*) fue la fuente original de carragena hasta finales del decenio de los 60. La disponibilidad de fuentes silvestres de esta alga, en aguas frías como las costas de Irlanda y Nueva Escocia limitaron la expansión de esta industria, por lo cual se iniciaron cultivos en tanques, que resultaron demasiado costosos, buscándose cultivos alternativos con otras especies de algas rojas.

En los últimos años de la década de los 70, se iniciaron los cultivos de algas rojas pertenecientes al género *Eucheuma* o *Kappaphycus*; *Kappaphycus* spp como gusta llamar a algunos autores por la confusión existente entre las distintas especies (Conklin & Smith, 2005; Zuccarelo et al., 2006). Estos cultivos tuvieron tanto éxito, que se trataron de cultivar especies de aguas cálidas como *Kappaphycus alvarezii* (también llamada *cottonii* y proveniente taxonómicamente de *Eucheuma striatum*) y *Eucheuma denticulatum* (*spinosum*). El cultivo de estas dos últimas especies se inició en Filipinas pero se ha extendido a otros países de aguas cálidas con bajos costos de mano de obra, entre ellos Indonesia y la República Unida de Tanzania (Zanzíbar). Las empresas que se dedican a la extracción de carragena están promoviendo activamente el cultivo en otras zonas, como India, África, las islas del Pacífico, las islas caribeñas, Venezuela, Panamá, y México entre otros (McHugh, 2002).

En la actualidad, *Kappaphycus alvarezii* y *Eucheuma denticulatum* representan el 85 por ciento de la materia prima utilizada por la industria, mientras que *Chondrus*, procedente del Canadá, Francia, España, Portugal y República de Corea, representa el cinco por ciento. Las especies de *Gigartina*, procedentes de Chile, Marruecos y México, representan el 10 por ciento restantes (<http://www.fao.org/docrep/004/y3550s/Y3550S00.htm>)

En definitiva, el desarrollo de una metodología para el cultivo viene a significar un incremento de la demanda de estas algas, y viceversa, lo que es un estímulo para aquellos países que cultivan y comercializan a estos vegetales. Hoy en día a pesar que los tres países asiáticos mencionados (China, Japón y República de Corea) siguen siendo los mayores consumidores, la demanda de algas para la alimentación humana se ha incrementado, por ejemplo en algunas partes de los Estados Unidos y América del Sur, como consecuencia de la emigración.

Las macroalgas y su cultivo en Suramérica

Desde un punto de vista histórico, el estudio de las algas marinas comenzó a mediados del siglo XVIII con las grandes expediciones que llegaron al litoral de Chile a través del estrecho de Magallanes. Estas tenían por objeto la recolección de especímenes, catalogados como exóticos, por los mecenas de esas expediciones. De tal manera que, los organismos recolectados eran preservados y llevados a los lugares de origen para su estudio taxonómico. A partir de los años 1940, con el establecimiento de científicos residentes y la formación de nuevos discípulos en el área de la ficología, se permitió ya no sólo abordar estudios de naturaleza taxonómica, sino también el desarrollo de técnicas de cultivo (Santelices, 1989).

El consumo queda restringido a determinadas áreas donde la influencia de la inmigración procedente de oriente es importante. La idea de modificar las dietas de determinadas poblaciones, por muy deficitarias que sean, resulta poco apropiada y exitosa (Boraso de Zaixso, 1989; Oliveira, 1989; Santelices, 1989).

Comercialmente, las algas carragenófitas no han sido cultivadas extensivamente, a excepción de *Hypnea musciformes* en Brasil (Oliveira & Berchez, 1987; Oliveira, 1990). Las agarófitas del género *Gracilaria* de Chile (Ponce, 1988), Argentina (Boraso de Zixso, 1984) y Brasil (Oliveira, 1989) son cotizadas en el mercado por lo que se compensa el establecimiento de la maricultura (Oliveira, 1998). Otras especies pueden producir coloides de buena calidad pero las cantidades son pequeñas para el establecimiento de un mercado apropiado y rentable (Plastino & Oliveira, 1990).

Las macroalgas chilenas son usadas localmente, como alimento de animales o fertilizantes, aunque la extracción de algas para la obtención de agar y alginatos está datada de la época de la II guerra mundial. Desde finales de los 60 hasta mediados de los 80, el número de especies utilizadas para la producción de la materia prima se elevó en 25 veces (Santelices, 1989; 1990). En concreto, las especies de *Gracilaria* son un importante recurso, siendo Chile el mayor comercializador. La cosecha de esta alga silvestre ha fluctuado de 121 000 toneladas húmedas en 1996 a 73 000 toneladas en 1998, incrementándose posteriormente a 137 000 toneladas húmedas en 2000.

Con estos antecedentes donde la repercusión social y económica en Chile fue notable, no es de extrañar la implementación de técnicas de cultivo, así como, de inversión en el estudio de la biología de especies de interés comercial. De tal manera que, se ha completado el cultivo experimental de ambas fases de *Lessonia* y *Porphyra* y desarrollado nuevas estrategias para el cultivo de *Gelidium*, *Gymnogongrus* y *Gracilaria*.

En Argentina, si bien el cultivo de algas no tiene un desarrollo tan extensivo como en Chile, en algunas poblaciones como las de la provincia de Chubut, la cantidad de agar

producido por la macrófita *Gracilaria* es suficiente para las necesidades del país, llegándose incluso a exportar al Japón (Boraso de Zaixso, 1989; 1990).

Estudios previos para el cultivo de esta especie, ha llevado sin embargo a establecer ciertas diferencias con aquellas de Chile y consecuentemente se estima que la orientación de proyectos de maricultura debe tener sus propias singularidades. Por un lado, las poblaciones de *Gracilaria* de Argentina son sublitorales y su recolección debe realizarse mediante buceo; además la reproducción sexual, mediante esporas, es importante. Por otro, no existen grupos sociales con una tradición marina y por tanto la extracción es realizada por las propias compañías comercializadoras de agar (Boraso de Zaixso, 1989).

Respecto al cultivo de algas pardas para la extracción de alginatos no se considera productivo, procediéndose a la recolección directa de *Macrocystis* y/o *Lessonia* en Chile y Perú, y *Macrocystis* en Argentina. Aquellos países de costas tropicales y subtropicales, las poblaciones de *Sargassum* o *Laminaria* se estiman insuficientes o de costes de recolección muy elevados (Oliveira, 1989).

Las macroalgas y su cultivo en el Caribe

El consumo humano de las macroalgas como medicina y alimento ha sido reportado desde el siglo XIX, por lo menos, en 8 islas del Caribe, incluida Panamá (Michanek, 1975) y según Taylor (1942) no había dudas que existían especies en Panamá para el uso humano, incluyendo *Eucheuma* que se utilizaba como alimento en Antigua y Barbuda (Richardson, 1959; Mshigeni, 1990). Desde 1992, algunos países como Jamaica, Granada y Santa Lucía han estado produciendo bebidas a base de algas envasadas en botellas o latas y exportándolas a Trinidad, Barbados y Europa. En la actualidad, los granadinos están creando granjas y la materia seca vendida en las islas caribeñas (<http://www.fao.org/docrep/W6974T/w6974t22.htm>).

La colecta y el uso de las macroalgas marinas han sido parte de la cultura de esta área. Son generalmente llamadas *Seamoss* por la mayoría de los habitantes de las islas caribeñas y como *Irish moss* por la población de Jamaica. Es común ver a las mujeres con sacos o canastos recolectando *seamos*, donde estas actividades ocurren a diario, y son usadas básicamente en su dieta. Estas algas procesadas como bebida del mismo nombre, se comercializan, de manera tradicional, en las islas caribeñas de habla inglesa y en algunas áreas de Centro América incluyendo Honduras y Panamá (Espinoza-Avalos, 1994), donde evidentemente, estas tradiciones fueron introducidas por los inmigrantes de las Indias Occidentales.

A pesar de este uso tradicional, el conocimiento taxonómico general y de las especies usadas o con potencialidades industriales es relativamente pobre y disperso. Wynne (1986) publicó una lista de las especies de algas marinas bentónicas del Atlántico occidental,

tropical y subtropical. Esta lista incluyó no sólo las revisiones de nomenclatura oportunas, sino también 1058 especies, de las cuales la mayor parte, 655, eran Rhodophyta, otras 150 eran Phaeophyceae y 253 Chlorophyta. En 1986, 1989 y 1998, Wynne realizó una nueva revisión con cambios taxonómicos y nomenclaturales e incorporó nuevas anotaciones. Los últimos registros pertenecen a Littler and Littler (2000) los cuales han presentado una guía de identificación con nuevas especies.

De las especies utilizadas en la elaboración del *seamos*, se determinó que por ejemplo en Trinidad y Tobago 6 especies de *Gracilaria* fueron colectadas para el consumo local (Chu Cheong, 1990) aunque en Trinidad también se registró el uso del *Gelidium serrulatum*. Al menos diez especies pertenecientes al género *Gracilaria* son destinadas a la elaboración de pudines, gelatinas y muchos otros productos (Batista & Connor, 1982, 1990; Batista, 1992; Smith, 1992). El alga roja *Eucheuma* es utilizada en las islas de Antigua y Barbados como alimento para fabricar leche o cualquier producto lácteo como helado y, yogur entre otros (Smith, 1986, 1997 b; Smith & Rincones, 2006).

Con vistas a su explotación comercial, se publicó un estudio sobre la taxonomía de las algas marinas del Caribe (Taylor, 1942; 1955), a excepción de Cuba Otros informes puntuales sobre el conocimiento de las algas marinas, señalan el uso potencial de al menos 60 especies de macroalgas (Taylor & Rhyne, 1970), principalmente agarófitas y carragenófitas procedentes de Puerto Rico (Díaz-Piferrer & Caballer de Perez, 1964), Cuba (Díaz-Piferrer, 1961) y Venezuela (Díaz-Piferrer, 1967).

Sin embargo, con esta riqueza de especies y la cercanía a Norte América para el procesado, poco ha sido estudiado con vistas a la extracción y comercialización de la materia prima. En 1969, Díaz-Piferrer propuso 20 especies en seis géneros de Chlorophyta útiles

como harinas nutricionales, 20 especies de 7 géneros de Phaeophyceae de interés para la extracción de alginatos y 28 especies de 12 géneros de Rhodophyta, que podrían ser usadas como fuente de agar y carrageno.

Michanek (1975) hizo una revisión global de los recursos de algas marinas del Caribe, principalmente pertenecientes a las Rhodophyta, que han sido cosechadas como materia prima para la industria, tal como *Gracilaria cornea*, la cual fue exportada a Estados Unidos para la extracción del agar. Las especies de *Gracilaria*, provenientes del Caribe, han recibido una atención especial debido a que tienen un significativo interés económico, pero sus cultivos han resultado complicados, por la diversidad taxonómica que hay entre especies.

James Norris en 1985 publicó una clave taxonómica de las especies del Caribe con potencial económico. Previamente, Ortiz Sotomayor y Almodóvar (1982) ya habían reportado 4 especies de *Gracilaria* de importancia comercial de las 15 especies encontradas en Puerto Rico. Muchas de estas especies fueron analizadas para demostrar la calidad y la cantidad de su agar. Lahaye y colaboradores (1988) reportaron que *Gracilaria mammillaris* de Santa Lucía contenía un alto contenido de agarosa, ficocoloide cotizado por la industria con importantes aplicaciones biotecnológicas.

En 1971, Duckworth y colaboradores mostraron que, de las 5 especies provenientes de Barbados, solo *Hydropuntia cornea* (llamada *Gracilaria debilis*) proveían de un gel firme, requerido por la industria alimentaria. En 1990, Raúl Rincones obtuvo resultados similares para el gel extraído de la misma especie en Venezuela. Posteriormente, se desarrolló un programa para evaluar el agar de las especies de agarófitas de este país (Murano et al., 1996). Estos autores analizaron los extractos de dos especies venezolanas,

determinando que la calidad del agar de *Gracilaria mammillaris* era de baja calidad, mientras que, el procedente de *Gelidiella acerosa* era una fuente potencial. Otra especie, *Gracilariopsis sp*, también de Venezuela, mostró un gel de dureza de 1000 g cm⁻² (Raccay et al., 1993). Probablemente es el gel con la mayor dureza reportado en el Caribe.

En Cuba se han identificado también un gran número de agarófitas de potencial comercial (Sosa, 1983). En particular, la cantidad y la calidad de agar en el alga roja *Bryothamnion triquetrum* fueron destacables para los requerimientos de la industria en las aplicaciones de biomedicina (Areces, 1990). Más adelante, en 1995, cultivos comerciales de *Kappahycus alvarezii* se iniciaron en el Instituto de Oceanología de La Habana de Cuba (Areces, 1995 a). Otras como *Hypnea musciformis*, también localizada en Cuba y en Venezuela (Muñoz et al., 1986), produjeron *kappa* carragena (Estévez et al., 1985). Esta especie fue registrada procedente de Haití, con destino a Dinamarca, para la extracción de carragena (Renoux-Meunier, 1978). El informe correspondiente de esta transacción indicaba que el propósito de esta exportación era de naturaleza alimenticia más que para la extracción de ficocoloides.

En La Guajira (Colombia) también se han determinado 5 especies de Gracilariales, en un inventario preliminar de las especies de agarófitas con importancia económica en esta zona (Gallo & Rincones, 2003).

Otras algas rojas como *Eucheuma* también se han identificado en el Caribe pero no se han descrito grandes poblaciones en ninguna parte (Cheney, 1988). Los estudios realizados con *Eucheuma isiforme* parecen indicar que es la única especie productora de *iota* carragena (Santos, 1989). Sin embargo, no existen estudios profundos y abundantes de la composición

de coloides en otras especies de *Eucheuma* en esta zona. Hay algunas excepciones como por ejemplo el estudio, en Florida, de la composición química de *Eucheuma isiforme* (Dawes, 1987; Dawes & Koch, 1988) u otros realizados en la Península de Yucatán (México) por Robledo y Freile Pelegrín (1997), donde las muestras secas de *E. isiforme* tenían un 12 % de carbohidratos soluble y *Gracilaria cornea*, 5 % de proteína cruda.

El Departamento de Botánica del Museo Nacional de Historia Natural del Instituto Smithsonian, en Washington D. C., tiene registrado cerca de 1475 especímenes de macroalgas marinas, colectadas desde principios de 1970 hasta 1982. Entre estas se encuentran varios ejemplares de *Eucheuma sp* y otras especies de *Eucheuma* sin identificar (Tabla 2), por lo que falta ahondar en la presencia de este género en el Caribe y en las propiedades de sus ficocoloides.

Respecto a las macroalgas de la clase Phaeophyceae del Caribe, la información que se tiene hasta el momento demuestra un conocimiento escaso de sus estructuras y contenidos de sus ficocoloides. Sin embargo se han hecho evaluaciones de alginatos ácidos en especies de *Sargassum* de Puerto Rico (Aponte de Otaola et al., 1983; Aponte & Lemus, 1990) y en Cuba se investigó la composición y el potencial económico de especies como *Sargassum* y *Turbinaria* (Areces, 1995 a).

Tabla 2. Especímenes de *Eucheuma* sp. identificadas, entre 1975 y 1984, en diferentes hábitats. Colecciones depositadas en el Departamento de Botánica del Museo Nacional de Historia Natural del Instituto Smithsonian, Washington D. C. (Smithsonian Institute, 2009)

DIVISION	FAMILIA	GENERO	CODIGO DE BARRA	# DE CATÁLOGO	COLLECTOR	REFERENCIA DE LA COLECCIÓN	PAIS
Rhodophyta	Solieriaceae	<i>Eucheuma</i> sp.	527994, 527995, 527996, 527997	28885, 28886, 28887, 28888	Hay, M. E.	MEH-302, JN-6608,	Panamá
			527998	28889	Kilar, J. A.	Jak-291	Panamá
Rhodophyta	Solieriaceae	Indet. indet.	527653, 527651, 527652	29405, 29303, 29304	Hay, M. E.	MEH-468, MEH-2	Panamá
			527654	29266	Kilar, J. A.	Jak-1374	Panamá

Hasta 1980, las algas rojas usadas por la gente local en el Caribe fueron cultivadas extensivamente. La demanda excedía la cantidad de alga que se cosechaba en islas como Santa Lucía y Granada. Por esta razón comenzaron a desarrollar granjas de algas de *Eucheuma*, dentro de un programa gubernamental. Más tarde, esta tecnología fue transferida a San Vincent, Dominica, Barbados, Antigua, Jamaica y Haití. En Antigua y Bermuda se inició la explotación de las macroalgas como recurso económico también cerca de 1980. Estas fueron usadas localmente y exportadas en la región para la elaboración de alimentos. En la actualidad, si bien la colecta de las algas continúa para el consumo local, la exportación se ha reducido drásticamente por la sobre- explotación del recurso (Smith, 1990; 1998).

Las macroalgas y su cultivo en Panamá

El uso tradicional de las especies de macroalgas por las comunidades caribeñas de Panamá se remonta a comienzos del año 1850, durante el periodo de la fiebre del oro, cuando los habitantes de Martinica, Guadalupe, Barbados, Jamaica y otras islas del Caribe llegaron a la República de Panamá para trabajar principalmente como mano de obra en la construcción del ferrocarril interoceánico, y más tarde para la construcción del canal francés, introduciendo sus culturas y conocimientos, entre estos el uso de las algas marinas (Batista, 2001).

El “musgo perlado” (*Chondrus crispus*), procedente de Europa fue exportado al Caribe por los soldados que iban a la Zona del Canal de Panamá para apoyar la I y II Guerra Mundial, pues necesitaban las fuentes proteínicas que contenía esta alga (Batista, 1992). Esta alga fue denominada *Isinglass*, palabra que viene del holandés que significa gelatina de pescado. A finales del decenio de 1960, la disponibilidad de las fuentes silvestres de esta alga limitó la expansión de esta industria, iniciándose los cultivos de algas rojas tropicales como las del género *Eucheuma*.

En Panamá es también conocido el uso de las algas de la división Rhodophyta, de los géneros *Gracilaria* y *Eucheuma*, para la fabricación de una bebida vigorizante y vitamínica por las comunidades afro-antillanas, bebidas que toman el nombre de *isinglass* o *seamoss* como las algas de las que proceden (Hay & Norris, 1984; Batista & Connor, 1982; Batista 1992; Batista et al., 2006).

Al menos dos grupos étnicos de Panamá colectan y consumen algas marinas: los indios Kunas y los afro-antillanos (Batista & Connor, 1990). Los Kunas son un ejemplo en la aplicación en la ficología, es decir, en la manera en que se utilizan las algas marinas para provecho del hombre. Un total de 37 especies de macroalgas, de las cuales 7 especies pertenecen a la división Rhodophyta, 9 a la división Chlorophyta y 21 Phaeophyceae, se registraron de uso habitual por los grupos indígenas Kunas para tratamientos medicinales y culturales. Principalmente, son empleadas para tratar 7 afecciones psicológicas propias de las mujeres, y 7 afecciones físicas principalmente en la piel (Batista, 1992; Batista et al., 2006). El *Inaludeli*, que es el médico Kuna, especialista en el uso medicinal de las plantas, explica que al menos estas catorce enfermedades pueden ser tratadas con macroalgas marinas (Tabla 3).

Tabla 3. Especies de macroalgas y usos por las comunidades Kuna.

Especie	Nombre Kuna	Tipo afección	Afección Kuna al Español	Tratamiento
AFECCIONES PSICOLÓGICAS				
<i>Acanthopora specifera</i>		Inicio de la menopausia	Terminación del periodo menstrual	Algas hervidas
<i>Penicillus capitatus</i>	Mupate	Cambios de conducta externos	Satán dentro de ti	Tomar té caliente de estas algas
<i>Dictyosphaerias cavernosa</i>				
<i>Halimedia opuntia</i>				
<i>Halimeda tuna</i>	Timan	Desordenes en la familia que vive en una casa	Satán dentro de tu casa	Tomar té caliente de estas algas
<i>Caulerpa sertularioides</i>	Manikidu			
<i>C. cupressoides</i>	Ansukila			
<i>Gracilaria crassisima</i>	Canacua	Infidelidad	Sirena	Baños en tina o regadera con algas vivas
<i>Dictyota divaricata</i>	Disamo			
<i>Halimeda opuntia</i>	Susiki	Conducta hipertensa, Respiración acelerada	Armadillo	Algas hervidas servidas como té
<i>Caulerpa cupressoides</i>	Ansukila	Inicio del periodo menstrual	Inicio de la pubertad	Algas hervidas servidas como té
AFECCIONES FÍSICAS				
<i>Gracilaria crassisima</i>	Canacua	Dolor de muela leve	Dolor de muela leve	Té caliente
<i>Gracilaria crassisima</i>	Canacua	Dolor fuerte de muela	Dolor fuerte de muela	Aplicar compresa caliente
<i>Sargassum sp.</i>	Mubarri	Ojos prominentes y cabeza deforme	Tortuga	Té caliente para sentirse mejor. No cura.
<i>Tubinaria turbinata</i>	Muop			
<i>Dictyota divaricata</i>	Disamo	Piel escamosa y áspera con verrugas	Cocodrilo o lagarto	Té caliente
<i>Gelidiella acerosa</i>				
<i>Caulerpa racemosa</i>	Muguse	Larga nariz con verrugas y ronchas alrededor de los ojos	Pato	Té caliente .
<i>Laurencia obtusa</i>	Disaki			Baños en tina o regadera con algas vivas
<i>Laurencia obtusa</i>	Disaki	Cambio de color de la piel. Disminución hemoglobina	Gallina amarilla	Té caliente

Las granjas experimentales de algas marinas fueron establecidas en Panamá en el 2000, en el distrito de Colón, localizado en la costa del Caribe, para probar el rendimiento de la materia prima y la producción de la carragena obtenida.



Las ubicaciones de estas granjas experimentales han sido uno de los hábitats mejor descritos ambientalmente de las zonas costeras tropicales que hemos encontrado en los registros publicados hasta el momento. En estos sitios se ha recogido información desde principios de los años 1900. En el 2000, el Instituto de Zona Costera de Alemania (GKSS) instaló un sistema de alta tecnología para integrar nuevos datos ambientales, tales como velocidad de corrientes del agua de mar, alturas de las olas que llegan a esta zona costera, temperaturas superficiales del agua de mar, etc.

Posteriormente en 2002, *Gracilarias de Panamá S.A.* realizó estudios experimentales con, la que se creía, *Eucheuma cottoni* para verificar el potencial de cultivo y la utilización sostenible en las implicaciones del manejo de las zonas costeras. Los resultados demostraron que el cultivo produjo suficiente materia para exportación y además llenó las expectativas de los habitantes locales de bajos recursos. Se demostró que esta especie tenía un promedio de crecimiento diario cercano al 4%, incrementándose hasta el 9% durante la estación seca. Estas granjas además han permitido la creación de zonas amortiguadoras que protegen los ecosistemas en la línea costera del Distrito de Colón (Batista et al., 2004 a,c). En este sentido, el área de ubicación ha sufrido varios impactos

ambientales, ya que, debido a la proximidad del Canal de Panamá, con la construcción de nuevos puertos, centros de compras, tanques de aceite y facilidades de containeres, se estaba afectando a esta zona costera.

Recientes experimentos realizados en el Departamento de Biología de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria han determinado que la especie cultivada en Panamá por la empresa *Gracilarias de Panamá S.A.* es *Kappaphycus alvarezii* (Doty). Tal afirmación es posible gracias al uso de las técnicas moleculares y análisis filogenético del gen *rbcL*, comúnmente aceptado en la identificación de algas rojas (García-Jiménez et al., 2008). Por consiguiente, centraremos la introducción en esta especie de alga carragenófito.

Los cultivos *in situ* de macroalgas marinas contribuyen a la obtención de los ficocoloides

Independientemente de la alimentación, las algas marinas se cultivan para que produzcan los ficocoloides, los cuales serán extraídos para su explotación industrial. La industria compra la materia prima del alga en peso seco. Por esta razón, el interés de los cultivadores de algas es maximizar su crecimiento y consecuentemente la producción de la biomasa obtenida. Todo ello viene dado, a su vez, por la selección de las semillas (fragmento de talo sembrado) y las condiciones de los sitios donde se establecen los cultivos. Al final del ciclo, la industria es la que fija el precio de compra de esta materia prima. El precio dependerá de la calidad constante de la materia prima para la optimización, y la obtención de extractos con una pureza y cantidad de coloides predecible como por ejemplo el peso molecular, la fracción no *kappa* y el rendimiento del coloide en el caso de la carragena. La materia prima con mejor calidad de ficocoloides tendrá un mejor precio de compra.

En esta línea, las variables ambientales de las localidades donde se encuentran los cultivos afectarán directamente al crecimiento como también a los procesos de biosíntesis del alga (Hurtado et al., 2005). Así estas circunstancias imprimirán las propiedades de la carragena para que sea valiosa para la industria. En definitiva, para planear cualquier cultivo de algas marinas se debe invertir en escoger aquellas ubicaciones adecuadas para asegurar el éxito en la producción de coloides.

Selección de sitios para el cultivo óptimo de *Kappaphycus alvarezii*

Para seleccionar los sitios óptimos para el cultivo de carragenofitas es esencial introducir el concepto de *terroir terroir*, un término de origen francés proveniente del latín *territorium* que se refiere a un área bien delimitada, en un espacio concreto y cartografiable, y definido a través de diversos factores geológicos, geográficos, hidráulicos, climatológicos y micro climáticos, entre otros. Estas ubicaciones deben, al mismo tiempo, poseer una dimensión cultural que refleje directamente la sociedad humana que explota el producto. El término *terroir* es usado muy frecuentemente cuando se habla de agricultura y especialmente de la actividad del vino, dado que la calidad del vino depende fuertemente de las condiciones locales. De esta manera, de acuerdo con Trespoey y colaboradores (2006), en los sitios de cultivos de carragenofitas se pueden distinguir, como en los cultivos de vino, varios *terroir*, dentro de una misma denominación de origen, en función del microclima y con detalles sobre la salinidad, la temperatura, la estación seca, la estación lluviosa y, las corrientes, entre otros. Este concepto también incluye la interacción entre grupos de factores socioeconómicos y técnicos.

La mejor situación para los cultivos de carragenofitas se ha logrado cuando los factores ambientales son los óptimos para el crecimiento de las algas plantadas, y al mismo tiempo, se dan beneficios positivos para crear oportunidades a las comunidades locales, entre ellas la obtención de empleos (Sahoo, 2006). Así pues se entiende que los cultivos deban localizarse en áreas protegidas donde las características físico-químicas y biológicas sean propicias. De tal manera que las algas estén protegidas de los depredadores, como peces, erizos y/o parásitos y obviamente se conozca la biología de la especie, manejando con cuidado el uso de las semillas (individuos jóvenes).

En definitiva, este conjunto de factores llevan a obtener un sitio de producción óptimo y en algunas ocasiones a definir sitios únicos para la producción de carragenofitas (Trespoey et al., 2006).

Factores ambientales para el seguimiento del crecimiento de *Kappaphycus alvarezii*.

Las algas marinas toman sus nutrientes y satisfacen sus necesidades de lo que obtienen del agua de mar, tomando de la luz solar su energía para poder desarrollar la fotosíntesis. La salinidad que es la cantidad de sales disueltas por cantidad de agua es también importante. Existen varios factores ambientales bien reconocidos que afectan el crecimiento de los cultivos de *Kappaphycus*, y que son esenciales considerar antes de diseñar un plan de cultivo. Sin embargo, la importancia relativa y su interacción que afecta a la producción, sigue siendo motivo de debate en lo que se conoce como “site selection” (Santelices, 1992).

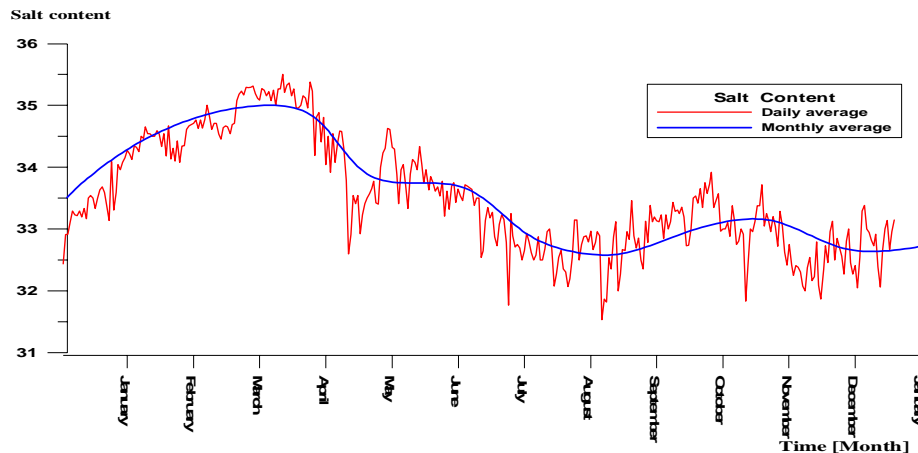
La selección del sitio sigue siendo empírica (a posteriori), aunque algunos de los factores que la limitan y tenidos en cuenta son:

La **salinidad** para un crecimiento estable de las carragenofitas del tipo de *Kappaphycus alvarezii* se establece entre el 32 y 36 psu; por debajo de los 28 psu su crecimiento se inhibe (de Paula et al., 2001). En países como Panamá, es importante detectar otras variables que pueden afectar a las concentraciones de salinidad durante el cultivo. Estas son la cantidad de agua dulce que proviene de la lluvia, y la cantidad de agua proveniente de las desembocaduras de los ríos que llegan a las áreas cercanas a los cultivos.

En la siguiente figura se representa los datos de salinidad a lo largo varios años recogidas en la provincia de Colón. En ella se pone de manifiesto como durante la estación

seca (marzo-abril) los datos de salinidad incrementan frente a aquellos registrados en agosto donde la estación húmeda se presenta intensamente.

AVERAGE DAILY SALINITY (1996-2001) Caribbean, Panama



Maxim values between March and April in the intermediate season “Little dry season”. Salinity descent in August when the “wet season” is stronger. Data from The Smithsonian Tropical Research Institute and analyze by GKSS.

Respecto a los **nutrientes**, algunas pruebas hechas en Hawaii por Glenn (1990), mostraron que el crecimiento de *K. alvarezii* aumentó el 5% cuando se añadía al agua concentraciones de nitrógeno entre 2-4 $\mu\text{g atm L}^{-1}$ y de fosfatos entre 0.5-1.0 $\mu\text{g- atm L}^{-1}$

El **pH** generalmente está registrado para 7 y 9 aunque los valores entre 8-8.2 no parecen influir en el crecimiento en los grupos cultivados en Panamá entre los años 2003 al 2004 (Trespoe et al., 2006).

La **luz** es un factor primordial para que se realice la fotosíntesis en las algas marinas, a pesar que las algas rojas pueden tolerar un amplio rango de niveles como ningún otro grupo de plantas (Cole & Sheath, 1990). Como ejemplo de ello un alga roja coralina, encontrada a 28 m de profundidad en las Bahamas, puede crecer con tan solo $8 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Littler et al., 1985) y valores de hasta $2000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en la superficie.

La cantidad como la calidad de luz puede afectar al crecimiento del cultivo, ya que, este depende de la luz que penetra al agua cuando hay sol o del porcentaje de nubes, impidiendo la penetración del sol. Las alteraciones en el clima que modifican el movimiento del agua, la claridad del agua de mar, la profundidad y la densidad de los cultivos son otros factores que influyen en la optimización de la fotosíntesis. Durante este proceso, la luz se transforma en energía química necesaria para la síntesis de la materia orgánica, por lo que, la profundidad donde se siembran es también otro factor a considerar. Por esta razón, si las algas se siembran a menos de 0.30 m de la superficie del agua de mar, la fotosíntesis puede ser inhibida y consecuentemente el crecimiento. Pero si *K. alvarezii* se siembra entre 0.30 a 0.40 m (Bulboa & de Paula 2005; de Paula et al., 2002) y entre 0.50 a 1.0 m (Batista et al., 2004 a) el crecimiento no se ve afectado. Por tanto, en la planificación de un buen cultivo debe considerarse la densidad de las semillas sembradas, suspendidas a lo largo de las líneas, pues esto influye en la penetración de la luz y consecuentemente al crecimiento de cada planta sembrada.

La **temperatura** es otro de los parámetros importantes para observar el crecimiento de las algas. Especies como *K. alvarezii* necesitan ciertas condiciones de temperatura para garantizar una buena producción, calidad y cantidad de carragena, lo que está directamente relacionado con las actividades metabólicas que favorecen la síntesis de carragena (Glenn, 1990; Akatsuka, 1994) (Tabla 4)

La distribución de las isotérmicas en el movimiento del agua de mar determina ciertamente las áreas geográficas más adecuadas para los cultivos. En el caso particular que nos ocupa de *K. alvarezii*, este parámetro determina que los cultivos más apropiados estarían situados entre el meridiano de cáncer y capricornio. Esta información estaría de acuerdo con aquella recabada por Glenn & Doty (1990), en aguas marinas subtropicales con *Kappaphycus alvarezii*, donde la temperatura fue clave para el crecimiento del alga tanto en cultivos *in vitro* como en el mar. En ambos casos, el crecimiento se incrementó a 30 °C con 100 μmol fotones $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$

Tabla 4. Respuestas de *Kappaphycus alvarezii* a los distintos rangos de temperatura (Atendiendo a Glenn 1990).

RANGO DE TEMPERATURA (°C)	IMPACTO SOBRE <i>K. alvarezii</i>
< 18-20	Muerte del alga
20-25	Aclimatización del alga
25-30	Óptimo crecimiento del alga
30-35	Aclimatización del alga y disminución de fotosíntesis.
> 35	Inhibición del crecimiento y muerte del alga.

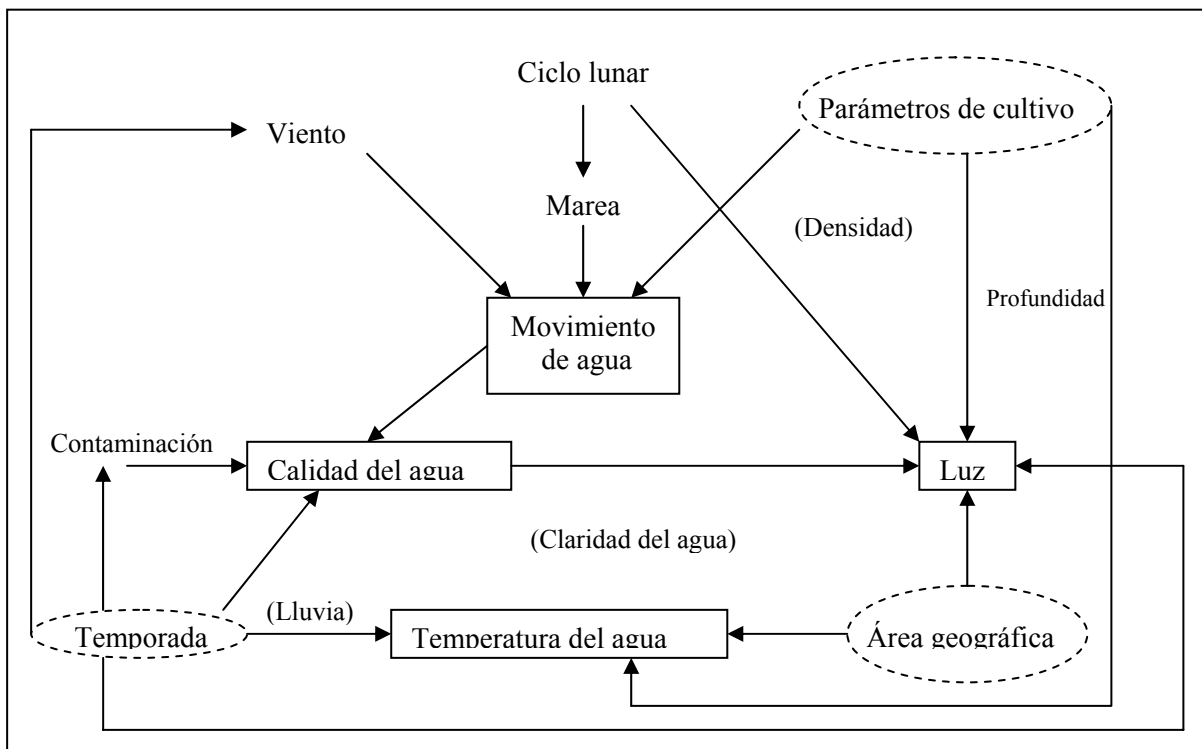
La consideración de los **movimientos del agua** es otro parámetro de indudable interés para la planificación de cultivos. La influencia de la velocidad de las corrientes en los cultivos de granjas marinas de *Kappaphycus alvarezii* es bien conocida pero la evaluación y el control de este parámetro es difícil de seguir porque las corrientes en un sitio pueden variar considerablemente en poco tiempo. El promedio de los valores que se obtienen de la velocidad de la corriente del agua de mar en los cultivos no muestra una verdadera

distribución de las fuerzas de las corrientes en todo el sitio por lo que es complicado predecir el crecimiento con respecto a sitios extensos de cultivos.

Inicialmente los ciclos lunares influyen en la intensidad de las mareas, que a su vez están afectadas por los vientos y las corrientes. Ninguno de estos parámetros puede ser controlado en hábitats naturales. Sin embargo las corrientes marinas varían bajo la influencia de la temperatura del agua y los vientos y éstas pueden ser modificadas instalando en los sitios de cultivos obstáculos naturales. En 1992, Glenn y Doty demostraron que el efecto del movimiento de las corrientes podía ser modificado por la forma en como se siembran las semillas a lo largo de una cuerda, de tal manera que cuánto más asegurada la semilla esté a la cuerda, mejor es el crecimiento.

Glenn and Doty (1992) demostraron un crecimiento lineal de *Kappaphycus alvarezii* en corrientes entre 5-15 cm s⁻¹. De ello se deduce que el movimiento del agua de mar hace accesible a los nutrientes (sodio, fosfato, nitrógeno), a los gases (dióxido de carbono), y al mismo tiempo puede remover la basura que se pega a los cultivos. En este sentido se manifiestan los estudios presentados por la Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación (FAO) los cuales recomendaron estudiar aquellas ubicaciones donde las corrientes de agua marina tuvieran una velocidad de aproximadamente 20 cm s⁻¹ (McHugh 2002). Sin embargo hay sitios con baja cantidad de nutrientes y velocidades más altas, como 30 cm s⁻¹, que podrían ser una alternativa al intercambio de nutrientes y gases. Contrariamente a lo publicado por la FAO, existen otras localidades donde la velocidad de las corrientes son alrededor de 10 cm s⁻¹ pero suficientes para asegurar el adecuado crecimiento de los cultivos en granjas de *Kappaphycus alvarezii* en condiciones ricas en nutrientes (Batista et al., 2004a; Trespoey et al., 2006; López & Toribio, 2008).

Estos factores ambientales, como es de esperar, no pueden ser modificados por el cultivador, de tal manera que la interacción entre ellos es clave para establecer una estrategia en la selección de sitios. Tampoco la predicción de los efectos de su interacción es fácilmente interpretable. No obstante, según Zablackis y colaboradores (1991) un modelo que integre todas estas variables podría ser el siguiente, de forma que cada variable se vería afectada por otras tantas, generando así la verdadera dimensión de los parámetros de cultivo. Quizá por esta complejidad se impone el empirismo.



Establecimiento de cultivos *in situ* de *Kappaphycus alvarezii* en el caribe panameño

En el momento de la defensa de esta tesis doctoral, la que suscribe Gloria Batista de Vega, acumula más de 20 años de trabajo en pos del desarrollo de la maricultura vegetal marina en Panamá. Las primeras publicaciones de la utilización de las plantas marinas en Panamá vieron la luz en 1982, con los trabajos realizados por Judith Connor y Gloria Batista y presentados en el IV Simposio Latino Americano de Acuicultura realizado en Panamá por la Asociación Latino Americana de Acuicultura (Batista, 1982; Batista & Connor, 1982). Trabajos de los que resultó uno de los pocos catálogos de algas marinas en el Caribe Panameño (Anexo I)

Desde 1992 se han venido publicando varios trabajos sobre las técnicas de cultivos de las macroalgas de la división Rhodophyta en la zona costera del Caribe, intensificándose en la última década con la participación en conferencias internacionales de ficología, Conferencias Nacionales de Ciencia y Tecnología y en varias tesis para obtener los grados superiores en la Universidad de Panamá en colaboración con la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (Batista & Robaina 2008; Campos et al., 2006; 2008 a, b; Gómez & Pérez, 2004; López & Toribio 2007, 2008 a, b; Pérez, 2008; Soler & Batista, 2007; Batista et al., 2002)

Presentamos a continuación, una corta genealogía de esta iniciativa que ha tenido repercusiones sociales, económicas y culturales en la República de Panamá.

El territorio nacional de la República de Panamá comprende 9 provincias. Está constituida por 75 distritos o municipios y, 5 comarcas indígenas, denominadas Kuna Yala,

Emberá Wonan, Madungandí, Ngöbe – Buglé y Wargandí. La provincia de Colón es la segunda más importante, después de la provincia de Panamá. Tiene 5 distritos, a saber: Colón, Chagres, Donoso, Portobelo y Santa Isabel. La población estimada a 1 Julio de 2008, fue de 243115 habitantes (Tabla 5).

La línea costera del caribe panameño tiene 1287.7 km de longitud y va desde Puerto Obaldía al este, colindando con la República de Colombia, hasta Changuinola al oeste, inmediata con la República de Costa Rica (Figura 2). Esta zona costera presenta una serie de playas estrechas al oeste y un ecosistema extenso formado por zonas de corales y manglares al este. También se observan montañas que van llegando al mar, principalmente en las áreas de la zona costera del Distrito de Colón. Esta zona costera contiene una gran diversidad de ecosistemas incluyendo manglares, playas arenosas, rocas, fangos y lagunas. En relación a las plantas marinas, ocupan aproximadamente una longitud de 750 km.



Figura 2. Mapa de la República de Panamá.

Tabla 5. Estadística poblacional de la comunidad Kuna Yala; provincia de Colón y conjunto de la República. Contraloría General de la República. Dirección de Estadística y Censo Panamá, República de Panamá.

Población	Periodo	Kunas	Provincia de Colón	REPÚBLICA
POBLACIÓN ESTIMADA - TOTAL	2008	37.212	243.115	3.395.347
POBLACIÓN ESTIMADA - HOMBRES	2008	17.410	123.083	1.711.736
POBLACIÓN ESTIMADA - MUJERES	2008	19.802	120.032	1.683.611
VIVIENDAS PARTICULARES OCUPADAS	2000	4.281	49.715	681.799
NACIMIENTOS VIVOS	2006	1.026	4.887	65.764
DEFUNCIONES	2006	255	1.194	14.358
DEFUNCIONES FETALES	2006	50	735	9.760
MATRIMONIOS	2006	79	965	10.747
DIVORCIOS	2006	0	268	2.866

La provincia de Kuna Yala, al este, está formada por más de 300 islas de arrecifes de coral abarcando en total 200 km, y se extienden desde la frontera con Colombia hasta el golfo de San Blas. A lo largo de esta línea costera existen áreas fangosas compuestas de una estrecha zona de manglares y arrecifes de coral. Al oeste se encuentra una variedad de playas estrechas separadas por pequeñas colinas.

En las Islas de Bocas del Toro, cerca de la frontera con Costa Rica, hay cerca de 50 islotes que están conformadas por ecosistemas de manglares, praderas de plantas marinas y arrecifes de coral. La Laguna de Chiriquí, cercana a Costa Rica, tiene aproximadamente 840 km² siendo una de las lagunas más extensas de toda la costa del Caribe y la más extensa a lo largo de la zona costera del caribe panameño.

Los ríos que llegan a la costa del Caribe nacen como promedio 50 km al sur de las montañas centrales. Estos tienen un gran valor económico a través de toda la zona costera. Los ríos más importantes son: El Chagres con 125 km de longitud, el Changuinola con 118 km, el Indio con 97 km y, el Cricamola 83 km. Las desembocaduras de estos ríos, en la zona costera del Caribe, contribuyen enormemente a los impactos en estas áreas. Estos ríos se van juntando con otros caudales, riachuelos y aguas de lluvia que ensanchan los canales originales.

Como adelantábamos, las áreas de la zona costera del Caribe están constituidas por los ecosistemas de manglares, las praderas de plantas marinas, y los arrecifes de corales, favorecidos por el gradiente que se define desde el nacimiento de los ríos hasta que llegan al mar. Esta interacción la podemos observar en los ecosistemas de corales. Los corales le regalán arena a las playas, mientras que al mismo tiempo, le están dando protección a los ecosistemas de manglares y a las praderas marinas durante las tormentas tropicales, disipando la energía de una manera eficiente (Richmon, 1993). Por otro lado los manglares protegen los corales de la sedimentación y de la eutrofización del agua y todos estos ecosistemas juntos protegen las áreas urbanas, especialmente las localizadas cerca de la línea costera. También estos ecosistemas protegen los viveros naturales, donde los animales y plantas marinas asociados depositan sus huevos, esporas para la reproducción e incluso los animales marinos

de océano (Jameson et al., 1995). Las algas marinas participan de una manera especial en la protección de estos ecosistemas porque funcionan como protectores de los arrecifes expuestos, dándoles nitrógeno inorgánico por la presencia de los cultivos de algas como *Kappaphycus alvarezii* (Larned, 1988)

Los arrecifes de coral, en el centro del Caribe panameño donde están localizados la provincia de Colón, se caracterizan por formar barreras paralelas a la costa. Hay que señalar que existen corales que se han desarrollado hasta llegar a los 10 y 15 m de profundidad y están abiertamente distribuidos a lo largo de ésta (Guzmán et al., 1991).

La cultura de uso de las algas ya estaba establecida en las poblaciones aborígenes de Panamá, lo que facilitó en alguna medida el establecimiento de cultivos con fines industriales. La ciudad de Colón es ciudad cabecera de la provincia y segunda ciudad en importancia comercial del país en la que la mayoría de la población de la Provincia son descendientes de negros africanos procedentes de las islas caribeñas. Existe también una comunidad considerable de mestizos descendientes de los esclavos y de los colonos españoles. Los negros y mestizos son predominantes en la cultura de la provincia. En los últimos años, se ha podido también registrar una población minoritaria, pero cada vez más importante, de origen asiático y de países árabes, dedicados al comercio.

Además, aproximadamente el 15 % de la población de la provincia de Colón, son aborígenes. Estos están integrados dentro de la sociedad aunque algunas comunidades como los Kunas han mantenido sus sistemas políticos, sus organizaciones y sus culturas. Según el censo realizado por la Contraloría General de la República, la población estimada en la comunidad Kuna es de más de 35 000 habitantes (Tabla 5).

Entre las actividades a las que se dedican los grupos indígenas destacan la agricultura y la pesca artesanal, aunque no se puede negar que cada vez más, algunos de ellos se integran a las actividades comerciales locales. Concretamente y según los estudios realizados por Connor y Batista, entre 1983 y 1986 para el Instituto de Investigaciones Tropicales del Smithsonian (Report interno), se pudo verificar que, en la República de Panamá, al menos los grupos indígenas Kunas y los descendientes afro-antillanos del caribe panameño utilizaban las algas marinas.



Estas comunidades, en su mayoría, están conformadas por pescadores artesanales que viven en las cercanías de la línea costera y usan las algas marinas tradicionalmente para su alimentación, solucionar problemas de salud y atender a sus rituales. Sus embarcaciones son los tradicionales “cayucos”, pequeñas embarcaciones que usan para pescar en las orillas de la línea costera.

Todas las poblaciones Kunas comparten un cuerpo en común de tradiciones, el cual incluye complejos ceremoniales y áreas de estudio cultural, tales como de conocimientos de hierbas y sus usos medicinales, además de conocimientos espirituales (Smith 1984), diferentes a la comunidad afroantillana. Las diferentes áreas de conocimientos especializados, en los Kunas requieren talentos específicos o habilidades personales y largos períodos de entrenamiento. Las disciplinas están nombradas y a sus especialistas se le dan títulos oficiales cuando las dominan (Smith, 1984).

Por otro lado, debido a la proximidad del Canal de Panamá, un fuerte movimiento de desarrollo comenzó con la construcción de nuevos puertos, centros de compras, tanques de aceite y facilidades de contenedores, los cuales parecían influir sobre la zona costera. Esta área ha sufrido varios impactos ambientales, los cuales apresuraron el establecimiento de una alianza entre las compañías de la zona costera para introducir programas de mitigación.

Así pues con tal extensión y diversidad del territorio, el establecimiento de cultivos *in situ* no solo requirió del estudio de las especies a cultivar y de las variables ambientales, sino también, de la evaluación del impacto socio económico con miras a diseñar estrategias de desarrollo sostenible en el área de estudio. En este sentido, un primer planteamiento fue determinar el uso de las macroalgas marinas por los habitantes locales del Caribe-panameño, mediante la utilización de varias formas de acercamiento dependiendo al estatus político y cultural de cada comunidad.

Selección de sitios en la zona costera del distrito de Colón

Se seleccionaron las ubicaciones más accesibles para visitar y que al mismo tiempo tuvieran una población significativa de familias que conocieran las actividades de la pesca artesanal. La Figura 3 muestra en la ciudad de Colón, y de oeste a este, el sitio 1 denominado La Playita; el sitio 2 es Cativá; sitio 3, Portobelo y por último el 4, María Chiquita donde se realizaron la mayoría de colectas.

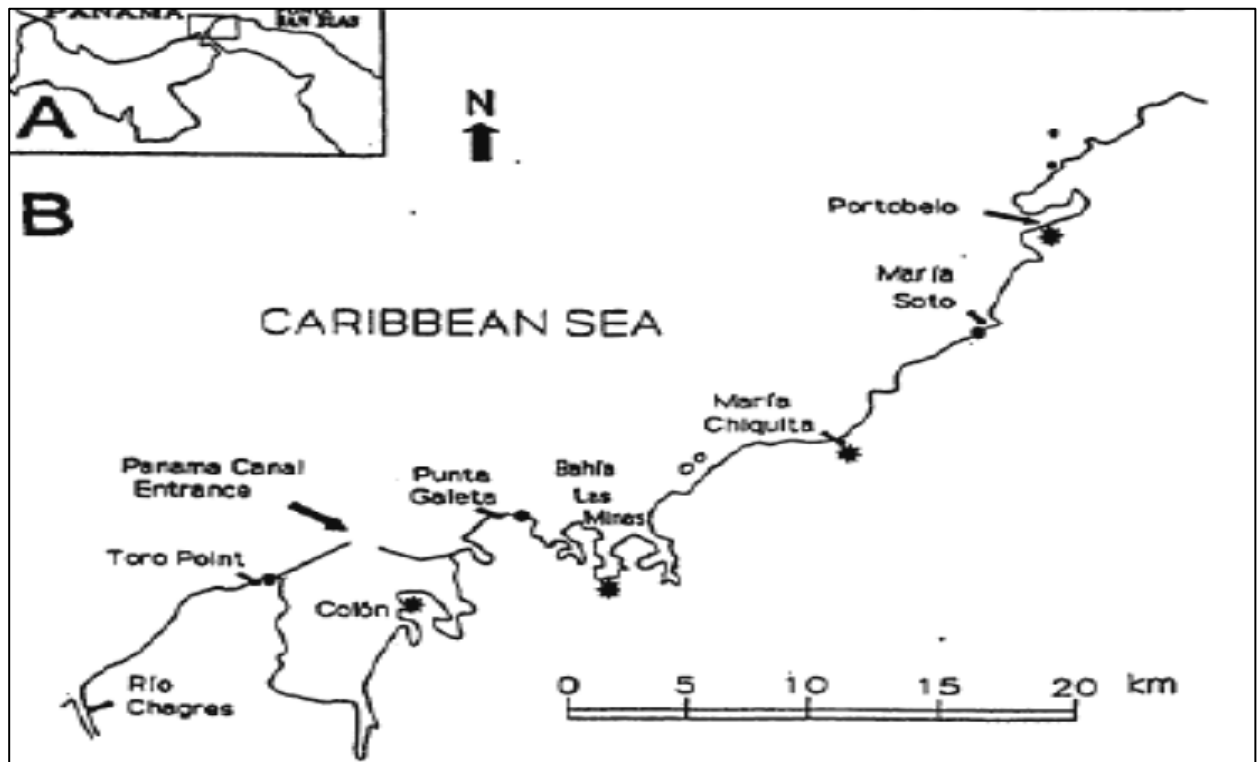


Figura 3. Localización de la ciudad de Colón y ubicación de las zonas costeras de muestreo (La Playita; Cativá (Bahía Las Minas); María Chiquita; Portobelo)

A continuación, se sondeó el número de habitantes para poder asegurar que las encuestas reflejaban un número mínimo de entrevistados (Tabla 6). Se invirtieron un total de 400 horas en los 4 sitios seleccionados, entrevistando a 230 familias. Se planearon así diferentes reuniones con los líderes de la comunidad, entre los que se incluían los asistentes sociales, los empleados del gobierno, especialmente los que trabajaban dentro de la municipalidad, y los empleados de la Autoridad de los Recursos Acuáticos de Panamá (ARAP).

Tabla 6. Número de habitantes totales en las zonas muestreadas, con referencia al número de familias y miembros de la unidad familiar encuestada

Lugar	Total población	Unidad familiar	Número miembros de la unidad familiar encuestados
La Playita	700	100	18
Cativá	19 080	4 058	38
Portobelo	3 026	672	28
María Chiquita	1 411	327	16
Total	24 217	4 957	100

Las entrevistas en la Provincia de Colón se realizaron usando formularios basados en estudios preliminares, hechos en el área (Cubit et al., 1985), sobre el uso comercial de los recursos marinos del Caribe. El cuestionario usado (Anexo II) fue primeramente aprobado en el área por una trabajadora social del departamento de salud de la caja de seguro social. El formulario constó de dos partes. La primera parte buscaba saber si los habitantes i) colectaban el *seamos*; ii) inquirir sobre su principal actividad que cosechan del mar, iii) los sitios preferidos y iv) la razón de cosechar el *seamos*. La segunda parte se detenía sobre el interés para establecer prácticas de granjas marinas en el área.

En las entrevistas se usó el nombre de *seamos* para identificar un alga, ya que, es el nombre al que están acostumbrados, además de usar preguntas estructuradas para identificar el grado de conocimiento en las prácticas de cultivos, o de las cosechas de las especies silvestres, o de los sitios de cosecha. Otras preguntas fueron dirigidas para obtener información sobre los colectores de algas, el conocimiento sobre el uso de las algas, y su aceptación o conformidad a la introducción de nuevas prácticas de cultivo en vez de cosechar las algas silvestres. Un aspecto que resultó significativo y por lo tanto, digno de destacar, es

que a pesar de ser la figura masculina el cabeza de familia, en las entrevistas prácticamente participaron todos los miembros de la unidad. Ellos manifestaron que, en general, trabajaban todos juntos en la cosecha y el secado del alga. Consecuentemente, la encuesta no tiene diferencias en género ni edades, siendo evidente el respeto que daban a todas las opiniones, independientemente del género y la edad.

Atendiendo a las entrevistas en la Provincia de Colón, en los lugares identificados como: La Playita, Cativá, María Chiquita, Portobelo, se incluyeron otras áreas como: Playa Langosta, Garrote, La Guaira e Isla Grande se colectaron las especies por medio de buceo y siempre acompañados por las personas que decían conocer las especies.

Para completar las informaciones sobre el conocimiento del alga en la Provincia de Colón se visitaron lugares como farmacias, restaurantes, mercado público, tiendas orientales, y carritos que transportan comida de venta ambulante. Estos lugares fueron identificados previamente por las personas que compran las algas, o productos fabricados con extractos de algas en el mercado local. También se trató de identificar a las compañías que podrían importar los extractos de algas. Estas fueron seleccionadas por los productos que ofrecen al mercado local.

Sitios de cultivo en la comunidad KUNA YALA

Debido a las características culturales de la comunidad Kuna, no se hizo selección de sitios. Fuimos invitados por varios miembros de la comunidad que eran bilingües y al mismo tiempo actuaron como guías. Los lugares seleccionados fueron indicados por los propios guías, cuando se arribó a la primera isla, previa autorización de los diferentes Sailas o jefe de los lugares. De tal manera que se visitaron cuatro islas (Soledad Mandinga, Soledad Miriam, Narasgandup-dummat, y Waisala Tupo), y en donde se entrevistaron al *Inaludeli* de cada una de ellas.

El cultivo *in vitro* es útil en la mejora de la calidad de las semillas

El desarrollo del cultivo de tejidos y células de macroalgas comenzó su andadura en los años 80 con vistas a satisfacer la gran demanda que el cultivo de estos vegetales experimentaba. Los avances obtenidos en *Chondrus crispus* (Chen & Taylor, 1978) y *Laminaria angustata* (Saga et al., 1978) sirvieron de estímulo a otros ficólogos para obtener y mejorar genéticamente nuevas cepas procedentes de especies de interés económico. Las técnicas del cultivo de tejidos constituyen, así, una herramienta poderosa para la explotación de las macroalgas a nivel celular (Rorrer & Cheney, 2004).

El cultivo de tejidos de macroalgas (STC, *Seaweed Tissue Culture*) ha seguido las pautas implementadas en las plantas superiores (Gamborg, 2002): **i)** Crecimiento del tejido o sus células en medios nutritivos solidificados y/o líquidos; **ii)** Regeneración mediante los reguladores del crecimiento, fuentes de carbono y formulaciones adecuadas de los medios de cultivo; **iii)** Modificación genética para la mejora, crecimiento y fusión de protoplastos.

Crecimiento del tejido o sus células en medios nutritivos solidificados y/o líquidos

En 1978, el trabajo de Chen & Taylor planteó dos nuevos conceptos en el contexto de cultivo *in vitro*, i) el explanto como una parte concreta del talo que se usa para cultivar y ii) el requerimiento de las condiciones axénicas.

Las macroalgas no poseen organización tisular, presentando diferentes arquitecturas o formas que hacen muy difícil la identificación precisa del explanto. No obstante y fundamentalmente en aquellas macroalgas, rojas y pardas, de interés comercial se ha incidido en la selección de explantos con características muy concretas de tamaño (\cong 0.3 cm de diámetro, 5 cm de alto),

dependiendo si los que se obtienen son fragmentos discos o cilíndricos (Chen & Taylor, 1978; Fries, 1980; Chen, 1982; Saga & Sakai, 1983, 1984; Mooney & Van Staden, 1984; Polne - Fuller & Gibor, 1984; Zuo-Mei, 1984; Lee, 1985; Bradley & Cheney, 1986; Chen, 1986, 1987; Fisher & Gibor, 1987; Lawlor et al., 1989; Kawashima & Tozuda, 1990; Kooistra et al., 1991; Aguirre-Lipperhide & Evans, 1993; Sahoo, 2001; Yokoya & Nadro, 2002; Yokoya et al., 2004). Se sabe además que la procedencia de los explantos afectará a la viabilidad después de los tratamientos de desinfección, a la regeneración e incluso al tipo de estructura regenerada (Fries, 1959; Chen & Taylor, 1978; Chen, 1982, 1986, Polne-Fuller et al., 1984, Zuo-Mei, 1984; Cheney et al., 1986; Mooney & Van Staden, 1984; Fisher & Gibor, 1987). Es más, los explantos procedentes de algas con morfología similar y separados de zonas similares tienen un comportamiento diferencial si son pseudo- o parenquimatosa (Aguirre-Lipperhide & Evans, 1995).

La ausencia de contaminantes es un requisito fundamental para el cultivo *in vitro* (Steward, 1973). Por definición, los cultivos axénicos son aquellos totalmente libres de formas de vida extraña o indeseada. No obstante, las necesidades de asepsia en el cultivo de tejidos de macroalgas dependerán de los objetos de la propagación. Así en el caso del mantenimiento de un *stock* de fragmentos e incluso para el abastecimiento de cordeles para la explotación comercial no sería necesario, considerando que las nuevas plantas serán rápidamente colonizadas por bacterias, hongos y otras algas. Por el contrario, si los medios de cultivo se suplementan con alguna fuente de carbono y/o regulador de crecimiento, siguiendo la praxis del cultivo de tejidos para incrementar la tasa de crecimiento, hay que considerar que estos aditamentos también contribuyen a la proliferación ventajosa de otras algas, bacterias, hongos y virus los cuales interfieren en el crecimiento normal de las plantas e incluso las avocan a la muerte.

La obtención de explantos axénicos de macroalgas presenta dos inconvenientes considerando **i)** la ausencia de una superficie externa protectora fácilmente dañable a agentes como el hipoclorito sódico y **ii)** un aparato fotosintético ubicado en las células más externas y que podría verse afectado, por estos agentes químicos, en la síntesis de carbohidratos necesaria para el sostenimiento del crecimiento. No obstante, la bibliografía revisada entre las décadas de los 60 y 80 (Fries, 1963, 1975; Provasoli & Carlucci, 1974, Provasoli & Pintner, 1980; Tatewaki et al., 1983) ha permitido compilar y agrupar la información atendiendo al tipo de macroalga. De esta manera, se estima que para las formas más simples, de talos multicelulares como *Gonotrichum elegans* sería necesario una incubación de entre 2-10 d en antibióticos, o tratamientos de yoduro en el caso de de estructuras complejas como *Nemalion multidifilum* (Fries, 1963).

De esta manera general, la asepsia comenzaría con la eliminación de epífitos macroscópicos de la superficie de los explantos, pudiendo ser así utilizados o bien sometidos a nuevas etapas de desinfección (Figura 4). El baño de ultrasonidos para eliminar organismos adosados a la pared puede ser opcional, seguido por un tratamiento con un agente químico como esterilizante primario. Un segundo procedimiento será la utilización de antibióticos para la exclusión del resto de la biota en tratamientos de 1 ó 2 días de duración (Tabla 7).



Figura 4. Diseño simplificado de las diferentes etapas de un procedimiento de asepsia

(Fuente Baweja et al., 2009).

Tabla 7. Reactivos empleados como esterilizantes en el cultivo de tejidos de macroalgas. El procedimiento comienza con un tratamiento primario y un surfactante que incrementa la efectividad. A continuación, una mezcla de antibióticos de amplio espectro facilita la eliminación de la biota asociada. (Fuente Baweja et al., 2009)

Tratamiento	Efecto	Tiempo Incubación	Referencia
Primario	Surfactantes		
	Triton X – 100, Agryrol, Linbro R 7x		Gibor & Izawa, 1963; Chen, 1986, 1989.
	Antisépticos generales		
	Alcohol, Chlorohexidine digluconate		Saga & Sakai, 1983; Gusev <i>et al.</i> , 1987.
	Agentes oxidantes		
	Ca (OCl) ₂ , NaOCl, H ₂ O ₂ , KI - I ₂ , Commercial iodine solutions (i.e. Betadine or Jodopax)		Fries, 1963; Druehl & Hsiao, 1969; Fries, 1980; Polne-Fuller <i>et al.</i> , 1980; Gibor <i>et al.</i> , 1981;; Reddy <i>et al.</i> , 1989.
Secundario	Bactericida		

Streptomycin, Kanamycin, Gentamicin, Neomycin, Penicillin, Ampicillin, Ciproflaxicin	Días (2 a7)	Chen & Taylor, 1978; Polne - Fuller & Gibor, 1984; Fisher & Gibor, 1987; Xu – Wu & Gordon, 1987; Kajiwara <i>et al.</i> , 1988; Kloareg <i>et al.</i> , 1989; Kawashima & Tokuda, 1990; Robaina <i>et al.</i> , 1990; Yokoya <i>et al.</i> , 1993; Chen & Chiang, 1994; Yokoya & Handro, 1996; Yokoya <i>et al.</i> , 1999; Yokoya, 2000; Russig & Cosson, 2001; Reddy <i>et al.</i> , 2003.
Carbenicillin, Polymixin B, Rifampicin, Chloramphenicol	Horas (5 a 48)	Druehl & Hsiao, 1969; Saga & Sakai, 1982; Cheney <i>et al.</i> , 1986; Butler <i>et al.</i> , 1989; Yokoya <i>et al.</i> , 1999; Russig & Cosson, 2001.
Fungicida		
Nystatin	Días (2 to 7)	Polne - Fuller & Gibor, 1984, 1987; Fisher & Gibor, 1987; Tokuda & Kawashima, 1988; Kloareg <i>et al.</i> , 1989; Robaina <i>et al.</i> , 1990 a, b,

1992; Chen & Chiang, 1994; García-Jiménez *et al.*, 1996, 1998, 1999; Yokoya & Handro, 1996; Yokoya *et al.*, 1999; Yokoya, 2000; Reddy *et al.*, 2003.

Contra-diatomeas

Germanium dioxide

Días (2 a 7)

Lewin, 1966; Gall *et al.*, 1990; García-Jiménez *et al.*, 1996, 1998, 1999; Robaina *et al.*, 1990 a, b, 1992; Marián *et al.*, 2000 b; Guzmán-Urióstegui *et al.*, 2002; b; Sacramento *et al.*, 2004.

Otras estrategias para la consecución de la esterilidad puede ser obtenida con el uso de esporas como una forma de soslayar una alta contaminación epífita (Baweja et al., 2009) En *Gelidium canariensis*, por ejemplo, se puso a punto un método de esterilización forzando la esporulación en medios conteniendo antibióticos y del que se obtuvo *sporelings* axénicas (García-Jiménez et al., 1999).

Las macroalgas, axénicas o no, pueden ser propagadas *in vitro* en varios tipos de medios de cultivo. Unos son aquellos basados en agua de mar, llamados también medios enriquecidos. Los mejor conocidos son los de Guillard f/2 (Guillard & Ryther, 1962), Grund (Von Stoch, 1963), PESI (Tatewaki, 1966), PES (Provasoli, 1968), SWM (McLachlan et al. 1971), TC-1 (Chen & Taylor, 1978), SN (Waterbury et al., 1986), PC (Anderson et al., 1997), K (Keller et al., 1987), L1 (Guillard & Margraves, 1993), Pro99 (Moore et al., 2002), MNK (Noel et al., 2004). Otros entran en la categoría de los medios de agua de mar artificial, agua *fabricada* por la adición de las sales correspondientes, y usados específicamente para algunas especies y con modificaciones en la composición de sus sales. Algunos de ellos son el ASP (Provasoli et al., 1957); SWA (Lee, 1985), el Aquil (More et al., 1979, Price et al., 1989), ESAW (Harrison et al., 1980, Berges et al., 2001); ASN-III (Rippka, 1988), CCAP (Tompkins et al., 1995), YBC-II (Chen et al., 1996).

El potencial para la propagación vegetativa se retiene en cualquier parte del talo, expresándose en la zona de corte de los explantos y consecuentemente estos pueden ser cultivados sin otros requerimientos que los nutrientes minerales y vitaminas. El crecimiento desorganizado de las macroalgas puede verse favorecido por la propia anatomía de estos vegetales, no existiendo un inductor químico o físico de estas formas.

El estado físico, por el contrario, debido a la presencia de agar y otros agentes puede inducir un crecimiento desorganizado similar al callo (Fries, 1980; Polne-Fuller et al., 1984; Polne-Fuller & Gibor, 1984; Saga et al., 1982; Saga & Sakai, 1983; Robaina et al., 1992). En plantas superiores, este fenómeno está relacionado con los efectos del potencial hídrico del medio sobre el crecimiento. El agar contribuye al potencial matricial mientras que la salinidad lo hace sobre el potencial osmótico. Ambos son componentes negativos del potencial hídrico, reduciendo por tanto la tasa de crecimiento y pudiéndose manifestar ciertas malformaciones. Estos efectos de las características físicas del medio de cultivo en el crecimiento de las macroalgas fueron también evidenciados por Robaina y colaboradores (1990b) trabajando con tres especies de macroalgas rojas.

Además de la producción de masas desorganizadas, las macroalgas muestran también capacidad para crecer organizadamente y desarrollarse sin la adición de reguladores del crecimiento o fuentes de carbono. Así el crecimiento y desarrollo han sido descritos en varias algas rojas con los trabajos de Fries (1974) con *Goniotrichum* hasta otros más recientes como los llevados a cabo con *Soleira filiformis* (Yokoya & Jandro, 2002) y *Porphyra vietnamensis* (Sahoo et al., 2006). Esta capacidad espontánea de propagación vegetativa puede ser también explotada de la misma manera que ya hicieron Dawes & Koch (1991) con propágulos de *Kappaphycus*.

Regeneración mediante los reguladores del crecimiento, fuentes de carbono y formulaciones adecuadas de los medios de cultivo.

Una herramienta biotecnológica ventajosa para el cultivo de tejidos es el uso de sustancias que aseguren el control del crecimiento y desarrollo de las macroalgas. En esta línea, los reguladores de crecimiento y las fuentes de carbono serían responsables de la inducción de un determinado tipo de crecimiento (organizado vs. desorganizado), su mantenimiento y/o la reorganización en diferentes patrones.

En contraposición a las evidencias que muestran que ciertas macroalgas regeneran callo sin ningún suplemento, aparte de los propios nutrientes, son numerosos los casos que manifiestan un punto de vista diferente. De la bibliografía revisada se recogen situaciones donde la inducción de callo y/o regeneración se estimulan por la presencia de reguladores, de naturaleza variada como las auxinas, las citoquininas, las giberelinas y las poliaminas, solos o dependiente de las dosis, en conjunción con las condiciones de cultivo (Yokoya et al., 2004; Sacramento et al., 2004; Guzmán-Urióstegui et al., 2002; Marián et al., 2000; Hemalatha & Rengansamy, 1999; García-Jiménez et al., 1998)

Por otra parte, no siempre los reguladores de crecimiento desempeñan un papel relevante en el cultivo y por tanto si su presencia, es o no acertada, es motivo de controversia (Bradley, 1991; Evans & Trewavas, 1991; Aguirre-Lipperhide et al., 1995). Atendiendo a Baweja y colaboradores (2009) existen dos conceptos a tener en cuenta para explicar el rol que tienen los reguladores de crecimiento en el cultivo de

tejidos de las macroalgas. Uno de ellos es la competencia celular y el otro, el tipo de regulador de crecimiento.

La competencia celular se entiende como el *status* que una célula posee para percibir, traducir y responder a una señal (Osborne & McManus, 2005). Dentro del contexto de las algas y considerando que cualquier parte de ella parece ser competente, este concepto básico, en el cultivo de tejidos, no se ha tenido en cuenta en estos vegetales. Por ejemplo, los explantos de *Grateloupia* no se ven afectados por ninguno de los reguladores probados, no ocurriendo lo mismo con las carposporas germinadas y *sporelings* (Robaina et al., 1990 a, b; García-Jiménez et al., 1998).

El tipo de de regulador también será de vital importancia en el cultivo de tejidos. A los comúnmente empleados como las auxinas (2-4D, 2-4 dichlorophenoxyacetic; IAA, indol-3-acetic acid; PAA, phenoxyacetic acid); las citoquininas (BA, benzyladenine; iP, isopentenyladenine; Kin, Kinetin) y giberelinas (GA₃, gibberellic acid), se unen otro grupo, las poliaminas (PAs), de importancia contrastada en los macrófitos marinos, pero escasamente usadas en el cultivo de tejidos de plantas.

En macroalgas, existen datos sobre sus niveles endógenos, de absorción y de transporte a lo largo del talo de *Ulva rigida* (Badini et al., 1994) y de varias algas rojas y pardas (Marián et al., 2000a). La inhibición de la síntesis de poliaminas en el alga verde *Acetabularia* afecta de manera directa al desarrollo de fragmentos con y sin núcleo (Brachet et al., 1978). En varias especies intermareales, la acumulación de putrescina (Put) y espermidina (Spd) es el resultado de la respuesta a estrés letal hiposalino (Lee, 1998). La adición de DFMO, un inhibidor irreversible de la síntesis

de PAs, causa una disminución del crecimiento y la morfogénesis de *sporelings* de *Grateloupia* creciendo en medios con glicerol (Marián et al., 2000b). Los niveles endógenos de PAs decrecen en cantidad, desde los estadios infértiles a los fértiles en *Grateloupia*, correlacionándose además con los diferentes estados de maduración de los cistocarpos en *Gracilaria cornea*. La espermina (Spm) también promovió la maduración de los cistocarpos y la consecuente liberación de las esporas en ambas especies de algas rojas (Guzmán-Urióstegui et al., 2002; Sacramento et al., 2004, 2007). En cultivo *in vitro*, la Spm promovió la formación de callos, mientras que, cuando se combinó al glicerol como fuente de carbono, la regeneración fue favorecida en los cultivos de carposporas de *Grateloupia* (García-Jiménez et al., 1998)

La utilización de carbono orgánico para el crecimiento de las macroalgas ha tenido diferentes repercusiones en el crecimiento (Polne-Fuller et al., 1984, 1986; Gusev et al., 1987; Robaina et al., 1990 a,b; Amano & Noda, 1994; Yokoya et al., 1999; Wang et al., 1999; Kumar et al., 2004). Este comportamiento indeterminado hace que se cuestione si se requiere fuentes de carbono para el cultivo *in vitro* (Aguirre-Lipperhide et al., 1995) o por el contrario, se abandone las potencialidades del cultivo hetero- o mixotrófico a favor de estrategias fototróficas (Correr & Cheney, 2004). En este sentido se entiende necesario e imprescindible, el conocimiento de la ruta metabólica de las fuentes de carbono, para que, derive a la acumulación de compuestos de interés (Cheng & Johns, 1995; Cheng, 1996), haciéndolo rentable frente a aquellas condiciones fototróficas.

No existe un conocimiento profundo del metabolismo de estos vegetales probablemente por ser un grupo altamente heterogéneo, con diferente morfología,

fisiología y metabolismo. Pero en esta línea, varios autores han apostado por el glicerol como una fuente de carbono, apropiada en las macroalgas rojas (Robaina et al., 1990 a, b, 1995; Kaczyna & Megnet, 1993; García-Jiménez et al., 1996). El glicerol (1,2,3-propanetriol o glicerina) no sólo difunde a través de las membranas biológicas, sino que, también participa de la regulación osmótica, como en el caso de *Dunaliella* o, combinado a otros compuestos formando el floridosido o digeneasido (ácido glicérico) (Reed et al., 1980; Reed, 1985). Otros resultados también demuestran que el glicerol se respira en los talos del alga roja *Grateloupia imbricata* (antes como *doryphora*) cultivados tras dos horas de incubación previa, y cuya metabolización promueve un cambio en el perfil lipídico y en las tasas de división celular y de crecimiento (Robaina et al., 1995; García-Jiménez et al., 1996; Ivanova et al., 1999).

Además se hace necesario experimentos apropiados de dosis-respuesta que valoren la idoneidad de la fuente de carbono y el control de la osmolaridad de los medios de cultivo. Así por ejemplo se sabe que el glicerol no promueve el crecimiento a concentraciones inferiores a 0.1M y 1.0 Osmol Kg⁻¹ (2.5 MPa) pero si lo hace si se añade a 0.5 M (3.6 MPa). La información sobre las propiedades físicas de las fuentes de carbono y del agua de mar se encuentra en Weast et al.1989.

Modificación genética para la mejora, crecimiento y fusión de protoplastos.

El aislamiento, crecimiento y regeneración de protoplastos es de un gran interés en la biotecnología aplicada a las macroalgas. Estas iniciativas fueron impulsadas por Millner et al., (1979) y posteriormente revisado por Cheney (1986) y Polne-Fuller (1988).

Las especies comerciales, como *Porphyra*, han sido el centro de atención en los esfuerzos dirigidos a la obtención de propágulos procedentes de los protoplaastos. Así en *Porphyra linearis*, los protoplaastos producidos fueron empleados como *seedlings* en las mallas (Chen et al., 1994). En *P. crispata* y *P. dentata*, los protoplaastos que regeneran pared celular a las 6- 8 h se dividieron y siguieron diferentes patrones de crecimiento (Gall et al., 1993). También con *Porphyra*, Parker (1994) obtuvo altas ratios de viabilidad y productividad de protoplaastos.

Los protoplaastos han sido obtenidos de talos de macroalgas muy complejas. Xing Hong and Wang (1993) regeneraron talos completos de *Gracilaria asiatica* a partir de los protoplaastos. Estos sufrieron división entre los 5- 7 días y posteriormente desarrollaron masas celulares a modo de callo. A su vez, emitieron yemas y filamentos y formaron los talos a los 20 días. Chen & Chiang (1994) desarrollaron protoplaastos con *Grateloupia sparsa* y *G. filicina*. Estos se dividieron a los 7-9 días en cultivo y produjeron talos erectos o filamentos a los 60 días. Mollet y colaboradores (1995) intentaron mejorar la cosecha de protoplaastos y la regeneración de la pared celular de *Gracilaria verrucosa*. La viabilidad fue mejorada con NaCl usado como agente osmótico, regenerándose la pared una vez que la sal fue retirada.

En algas pardas, Sawabe & Ezura (1996) regeneraron pequeñas plantas de *Laminaria japonica* a partir de protoplaastos. Posteriormente Sawabe et al., (1997) desarrollaron un sistema de flujo contiguo para cultivar los protoplaastos de esta alga.

En las algas verdes, Kumar et al., (1997) regeneraron talos de *Monostroma oxyspermum* y Uppalapati & Fujita (2002) hicieron lo propio con *Monostroma*,

Enteromorpha y *Ulva*. Chen & Shih (2000) desarrollaron protoplastos de *Ulva fasciata* y Russig & Cosson (2001) de *Enteromorpha intestinales*. Todos ellos usaron los protoplastos como stock de semillas para los cultivos.

La utilización de los protoplastos como herramientas genéticas también han sido otro de los objetivos a alcanzar del cultivo *in vitro*. En este sentido, Fujita & Saito (1990) aislaron protoplastos de distintas especies de *Porphyra* y las fusionaron con métodos de electrofusión usando polietilenglicol. Kito y colaboradores (1998) fusionaron protoplastos de *Monostroma nitidum* y *Porphyra yeoensis* también con polietilenglicol,

En conclusión cuarenta años después de los primeros intentos del cultivo *in vitro* se han definido una cantidad de aplicaciones que permiten seleccionar y definir el tipo de explanto, cultivarlas axénicamente en medio enriquecidos. Y aunque es posible obtener regeneración y formación de callos en ausencia de reguladores, la capacidad de propagación clonal ha sido alcanzado y empleada en maricultura.

Cultivo ecosostenible de Kappaphycus alvarezii en Panamá.
Gloria Batista de Vega

Objetivos del trabajo

De todo este trabajo, se estableció el área de Cativá-Bahía las Minas como el más idóneo para el establecimiento de cultivos en la zona de Colón. Aquí se establecieron polígonos de cultivo en explotación, al tiempo que se realizaron experimentos que mejorasen los procedimientos establecidos. Estos experimentos y sus resultados constituyen el fundamento de esta tesis, que comprende:

1.- La evaluación de los modelos experimentales de cultivo de *Kappaphycus alvarezii* utilizadas en el caribe panameño desde 2005 a octubre de 2008 en un contexto de obtención ecosostenible de materia prima. Se valoró la producción de la biomasa de en términos de peso fresco y secos en diferentes ubicaciones y sistemas de plantación, así como, la producción de polvo y cantidad de carragena.

2.- Producto de la colaboración con la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (PCI C/5054/06, A/7951/07, A/016118/08) se realizaron experiencias de aplicación de técnicas de cultivo *in vitro* a *K. alvarezii*. El objetivo fue comprobar la idoneidad de estas técnicas en la futura conservación y propagación de clones selectos

El objetivo general es el desarrollo y mantenimiento de un recurso marino ecosostenible fundamentado en la maricultura vegetal

Cultivo ecosostenible de Kappaphycus alvarezii en Panamá.
Gloria Batista de Vega

Material y Métodos

Material vegetal

La utilización de especímenes de los géneros *Eucheuma* o *Kappaphycus* para el desarrollo de un trabajo científico es siempre controvertida. La especie *Kappaphycus* procede de *Eucheuma* la cual se identifica por primera vez como *Fucus denticulatum* N. L. Burman, 1768. El epíteto de *denticulatum* es mantenido hasta el presente para *Eucheuma denticulatum* (Burman) Collins y Herveey 1917.

Eucheuma fue distinguido como género y nombrado por J. Agardh (1847), que incluyó 7 especies, una de las cuales fue *Eucheuma spinosa*, antes *Sphaerococcus spinosus* C. Agard. inicialmente *Fucus spinosus* Linnaeus y *F. muricatus* Gmelin. Los lectotipos están en el herbario Linnaean como # 1274-104.

Entre las especies originalmente incluidas en *Eucheuma* por Agardh (1847) estuvo *Eucheuma gelatinae*. Este epíteto específico fue primeramente aplicado por Espert (1797) para *Fucus gelatinus*. Hoy en día *E. gelatinae* (Espert) Agardh se usa como la tercera identidad comercial. El material colectado por Espert de *E. gelatinae*, se encuentra en el herbario de Hamburgo (Alemania).

Casi dos siglos después, en los inicios de 1970, Doty y Alvarez desarrollaron lo que ellos llamaron una nueva especie de *Eucheuma* (Doty & Alvarez, 1973). Esta especie fue muy diferente tanto fisiológica como morfológicamente. *Eucheuma alvarezii* Doty (1985) tiene verificada su nomenclatura, y su holotipo está en B. P. Bishop Museum in Honolulu, Hawaii, llevando el número 28727 dado por el

autor. Dada la facilidad de crecimiento de *E. alvarezii*, ésta llegó a desplazar a otras especies que dominaban las granjas como *E. striatum variedad elkhorn* (Doty, 1986).

En el Caribe se ha reportado, para el género *Eucheuma*, la presencia de *Eucheuma isiforme* (C Agardh) J. Agardh como la especie silvestre de esta zona (Doty y Norris, 1985). También se conoce que la *E. denticulatum* (como *E. spinosum*) fue introducida en las Antillas Francesas en la década de los 80 pero no logró adaptarse a las condiciones locales (Barbaroux et al., 1984). Como lo fue la *Eucheuma*, procedentes de cepas manejadas en el laboratorio, en el arrecife de Danajon Reef, en Filipinas (Azansa, 1990).

Eucheuma isiforme es la única especie de este género en el Caribe, ya que, hasta 1987 las especies de *Euchuema echinocarpum*, *E. gelidium* y *E. schramii*, todas originarias de la región, fueron asignadas al género *Meristiella* por Gabrielson & Cheney (1987).

Los estudios realizados con *Eucheuma isiforme* del Caribe indican que es la única especie productora de *iota* carragena (Santos, 1989).

En Punta Galeta (Panamá), y entre 1978 a 1984, se desarrolló un programa para el estudio de algas marinas, reportando varios individuos del género *Eucheuma* sin identificar (sp o ident). Los ejemplares están depositados en el Departamento de Botánica del Museo Nacional de Historia Natural del Instituto Smithsonian, en Washington D. C. (Tabla 2). El género *Eucheuma* se reportó adherido a fondos arenosos en el área del laboratorio de Punta Galeta (provincia de Colón, Panamá). Además se identificó 5 individuos del mismo género a profundidades entre 1.5 a 4.5 m.

en la temporada lluviosa (Hay, 1980). Estos datos, de alguna manera, vienen a indicar la existencia de varias especies de *Eucheuma* en Panamá.

En 1988, Doty formalmente reconoció variantes de *Eucheuma*, diferenciadas por su producción de κ - carragena. Éstas productoras de κ - carragena en vez de ι - o λ - carragena como el ficocoloide más abundante, se las asignó al género *Kappaphycus alvarezii*. Sin embargo, *K. alvarezii* fue según parece rechazada taxonómicamente, ya que, Doty no citó la paginación exacta y esto invalidó la basionimia. (Rechazada por incumplimiento del Art 33.2).

***Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty ex P.C. Silva 1996** se describe como tal con basionimia en *Eucheuma alvarezii* (Doty) (Doty 1985) por Silva y colaboradores en 1996. Posteriormente esta asignación ha sido validada por la mayoría de los análisis moleculares (Fredericq et al., 1999) y de composición del carrageno (Aguilan et al. 2003).

Las muestras comerciales (denominadas como “*Eucheuma tips*” y “*cottonii*”) de Panamá analizadas por Zucarello et al. (2006) junto a otras de otras tantas partes del mundo, parecen indicar que su fuente es *Kappaphycus alvarezii* y que éstas forman un grupo evolutivamente diferente a aquellas muestras procedentes de Hawai que ya habían sido citadas por Doty (1973) como *variedad tambalang* (Doty & Alvarez, 1974)

Otras especies de *Kappaphycus*, también de gran interés comercial, se refieren como *K. striatum* (Schmitz) Doty ex P. Silva (Trono, 1997), pero recientes investigaciones moleculares sugieren que podría ser una forma de *K. cottonii* (Weber-van Bosse) Doty ex P. Silva. Sin embargo, *K. cottonii* es morfológica y molecularmente distinguible de *K. alvarezii* y *K. striatum* (Zucarello et al., 2006).

La especie utilizada para la realización de los experimentos de este trabajo es *Kappaphycus alvarezii* (Doty), según se determinó mediante el uso del gen cloroplástico *rbcL*, como marcador molecular, el análisis filogenético de máxima parsimonia y máxima *likelihood* (probabilidad) desarrollado por el programa PAUP (PAUP* 4.0-β10 win), y los métodos en García-Jiménez y colaboradores (2008).

Conformación del sitio de cultivo en Cativá (Colón, Panamá)

Los sitios para establecer las granjas fueron descritos en coordenadas denominadas “Polígonos” por la Autoridad Marítima de Panamá (AMP), institución que se encarga de dar el visto bueno al uso de las áreas marinas de la República (Figura 5). Estos, además, fueron verificados por el personal de la Dirección de Catastro y Bienes Patrimoniales del Ministerio de Economía y Finanzas de la República de Panamá con el fin de confirmar su ubicación



Figura 5. Selección de sitios para el cultivo de *Kappaphycus alvarezii*.

En este estudio se establecieron los polígonos 10, 11 y 12, localizados al norte de la Isla Largo Remo (Cativá). Todos tienen básicamente el mismo fondo o sustrato, el cual es arenoso y cubierto por parches de pequeñas comunidades de *Thalassia testudinum*, llamada comúnmente hierba de tortuga.

Estos polígonos conforman hábitats que presentaron las características más representativas para la actividad, y que facilitaron una visión real de una futura expansión de la actividad en los polígonos restantes. Al mismo tiempo, se garantizaba un manejo organizado y de relativamente fácil entrada, puesto que, son áreas cercanas a las comunidades y su acceso es controlado. Además, son sitios que se conectan fácilmente por canoas con los demás polígonos seleccionados para desarrollar la actividad.

El Polígono # 11 fue marcado como sitio 1; el Polígono # 10 fue señalado como sitio 2 y el Polígono # 12 indicado como sitio 3. Los tres sitios, están alejados entre sí, pero se encuentran situados dentro de una laguna abierta hacia el mar y rodeada de manglares (Figura 6).

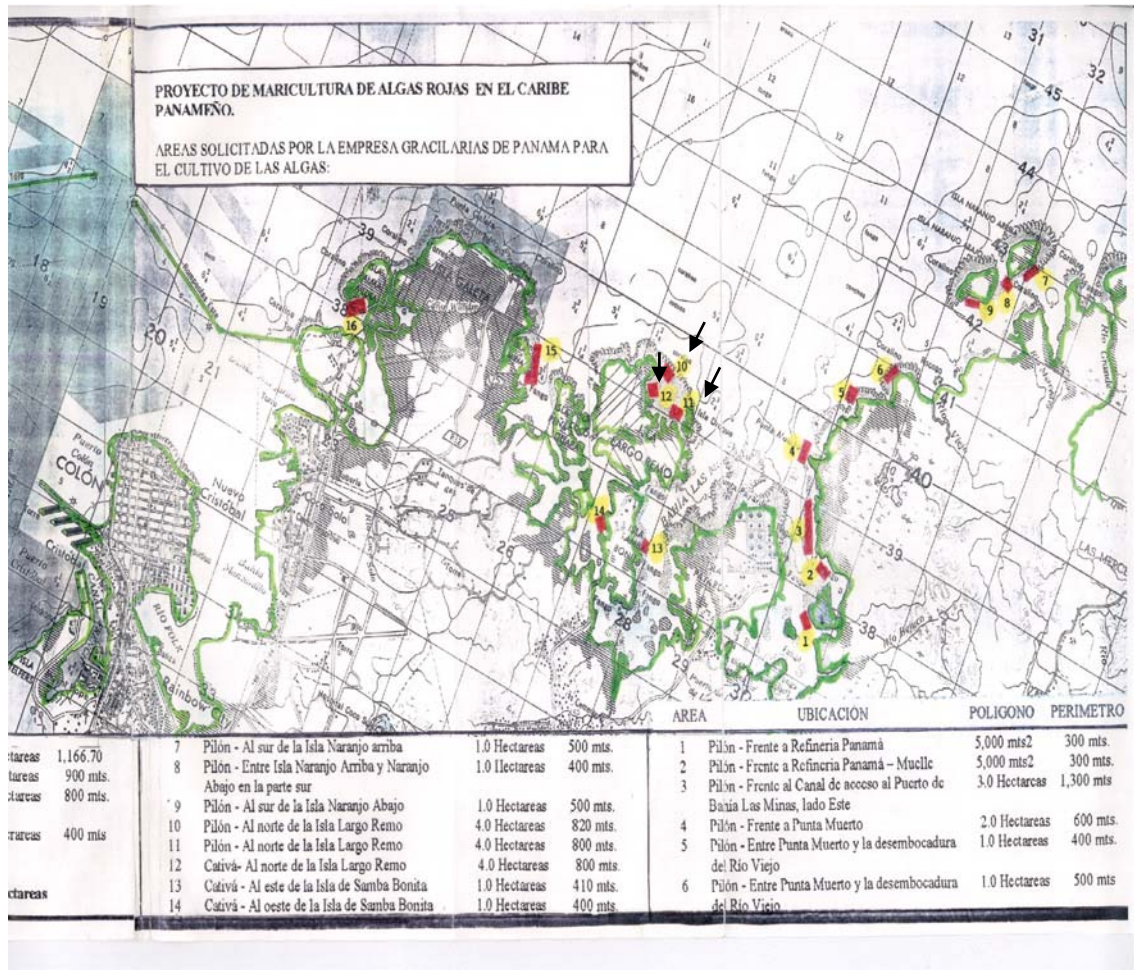


Figura 6. Localización de los polígonos 10, 11 y 12 en Isla Largo Remo (Catavá)

Selección de semillas

La selección de semillas se hizo en base a su apariencia, tomándose aquellas de color verde y que lucían saludables y limpias.

La recolección fue realizada por los habitantes que utilizan las algas en la provincia de Colón, en compañía de personal del departamento social del municipio de Colón. Estas tareas fueron parte fundamental del proyecto del Fondo de Modernización Empresarial (FOMOTEC) de la Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología (SENACYT), auspiciado por el Banco Interamericano de Desarrollo (BID).

Las semillas de *Kappaphycus alvarezii* se colectaron de los viveros semanalmente, a razón de 900 a 1000 kg y se llevaron a las granjas.

Para las granjas, las semillas fueron cuidadosamente cortadas por las partes centrales del alga. Las semillas de entre 2 a 5 cm de diámetro y 20 cm de largo, se pesaban a razón de 80-100 g por pieza, y se lavan varias veces con agua de mar, antes de ser atadas a las cuerdas de polipropileno. Estas cuerdas se sujetaron a estacas ancladas en el fondo bajo el sistema estratégico del sistema de monolíneas (Figura 7).



Figura 7. Selección de semillas de *K. alvarezii* y siembra en monolíneas.

Métodos de plantación

A lo largo de este trabajo se realizaron experimentos en tanques de cultivo y en el mar (sitios, propiamente dicho). En ambos caso se probaron diversos diseños experimentales, que se fueron perfeccionando en el periodo de trabajo comprendido entre los años 2005 y 2008, combinando los resultados de producción de la materia

prima, con el uso de materiales típicos de las comunidades costeras. El objetivo fue minimizar costos, reducir el trabajo en la construcción, mejorar las estructuras y buscar más eficiencia en el mantenimiento de las granjas y conservación de las semillas.

Estos experimentos serán referidos en epígrafes específicos como cultivo en el mar (Figura 8) y cultivo en tanques (Figura 9).



Figura 8-9. (Imagen superior). Plantaciones en el mar. (Imagen inferior) Plantaciones en tanques

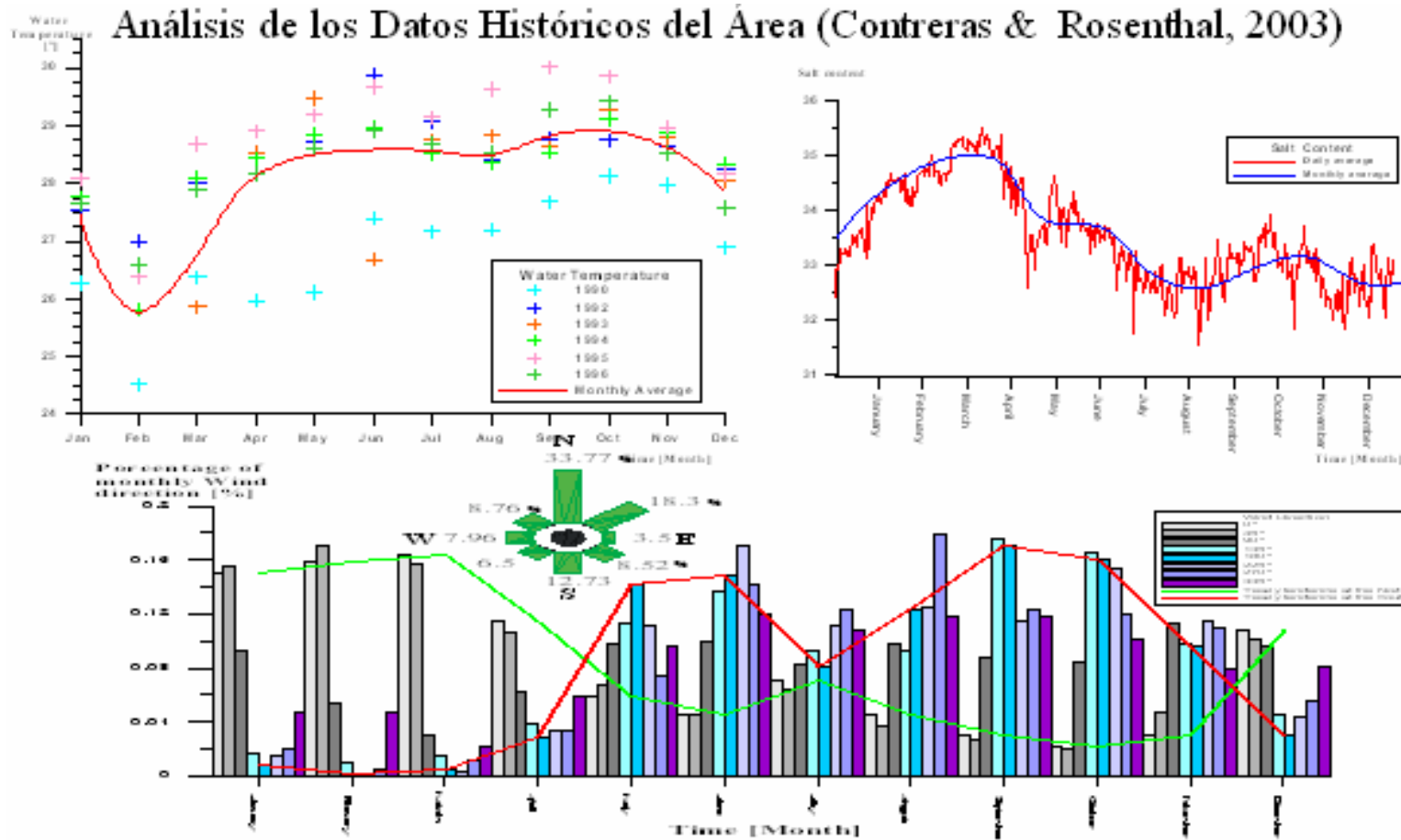
Parámetros ambientales en el mar y en los tanques

Según la información suministrada por la sección de Recursos Hídricos de la Autoridad del Canal de Panamá, el estado del tiempo se define en temporadas seca y lluviosa. La temporada seca se inicia a mediados de diciembre y termina aproximadamente a finales de abril, mientras la lluviosa, se inicia a principios mayo y termina aproximadamente el 17 de diciembre (Espinosa, 2009).

El rango de las mareas en estas costas es de aproximadamente 30 cm del nivel del mar y el promedio de lluvia durante el año es de 2559 mm³ (Contreras & Rosenthal, 2003).

Para entender la dinámica del crecimiento de las algas en cultivo, se utilizaron los datos históricos registrados en el área, y recopilados entre 1982 y 1999, por el Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI, Cubit et al., 1986) y analizados por Contreras y Rosenthal, 2003. A su vez, esta información fue comparada con aquellas realizadas por la autoridad del canal de Panamá, mostrando valores relativamente estables. Desde el 18 de octubre de 1999, el Instituto de Investigaciones Costeras, GKSS de Alemania, instaló una boya oceanográfica en Bahía Las Minas, cerca de las granjas de algas marinas que contribuyó a la recopilación de datos (http://w3k.gkss.de/data/panama_boje.html) (Figura 10)

Figura 10. Fluctuaciones anuales de 3 parámetros ambientales (temperatura, salinidad y velocidad del viento)



Durante los experimentos, se registraron directamente trece parámetros ambientales en los sitios de cultivo. A destacar, la turbidez del agua, pH, la salinidad, la conductividad, la velocidad y la dirección de las corrientes. También se determinó los valores de temperatura en el aire, en la superficie del agua de mar, y a una profundidad de 30 centímetros; el porcentaje de nubosidad; la intensidad de la luz, la profundidad de cultivo, la velocidad y la dirección del viento.

Los parámetros ambientales fueron medidos tres veces por visita.

De esta manera, la visibilidad y la profundidad del agua, donde estaban los cultivos, fueron medidas con un disco Lamotte Secchi Disc (Figura 11). El pH del agua y viscosidad con un WTW pH 330/SET pH meter. La salinidad fue registrada con un meter WTW LF 330/SET. La temperatura del aire con un termómetro Springfield (a la sombra). La correspondiente a la superficie del agua con un termómetro de piscina atado a un flotador (el bombillo del termómetro permanece sumergido). La temperatura del agua a 30 cm fue tomada por un termómetro atado debajo del termómetro de piscina. Para la velocidad del viento (millas h⁻¹) se utilizó la escala Beaufort de viento. Las corrientes de las olas (metro s⁻¹) fueron registradas usando tabletas fluorescentes FLT con teñido amarillo y verde. La intensidad de la luz ($\mu\text{mol fotones s}^{-1} \text{ m}^{-2}$) con un Data Logger LICOR LI-1400 Data y un sensor bajo el agua LICOR.



Figura 11. Detalle de la boya del GKSS y disco Secchi empleado.

Tasa de Crecimiento Diario (TCD) de *Kappaphycus alvarezii*

Cada semilla se identificaba con el número del polígono, o tanque, al que pertenecía; la fecha de la siembra; el peso fresco el día de la siembra; el número de línea y el número de planta sembrada. El día de la cosecha se registró los pesos húmedos y se llevó a los secadores para la obtención del peso seco (Figura 12).



Figura 12 Monitoreo de semillas en distintos tiempos de colecta.

Para medir la tasa de crecimiento diario se seleccionaron las semillas al azar, procedentes del mar o los tanques, para ser pesadas y monitoreadas, una a una, cada 5 o 10 días, hasta los 50-60 días designados como día de cosecha. De esta manera, fue posible emplear el método de Sokal & Rohlf (1981), dado que se comprobó que la tasa de crecimiento, tanto en el mar como en tanques, sigue el modelo matemático propuesto por estos autores (Figura 13), según el cual:

$$W_t = W_0 \times e^{\mu t}$$

donde :

W_t = peso del alga a tiempo t en gramos

W_0 = peso inicial de la semilla en gramos

μ = tasa de crecimiento

t = tiempo (días)

y aplicando ln, obtendremos la ecuación que permitirá el cálculo de la pendiente (μ), coincidente con la tasa de crecimiento.

$$\ln W = \ln W_0 + \mu t$$

$$\mu = (\ln W - \ln W_0) / t \text{ (días}^{-1}\text{)}$$

Las μ en los distintos experimentos se calcularon mediante regresión lineal usando el programa SigmaPlot v. 9 para Windows y se compararon mediante el apropiado test estadístico ANOVA y post hoc, como el test de Turkey del paquete estadístico SPSS[®] 13.0 para Windows[®] (SPSS Inc. Chicago, Illinois, USA).

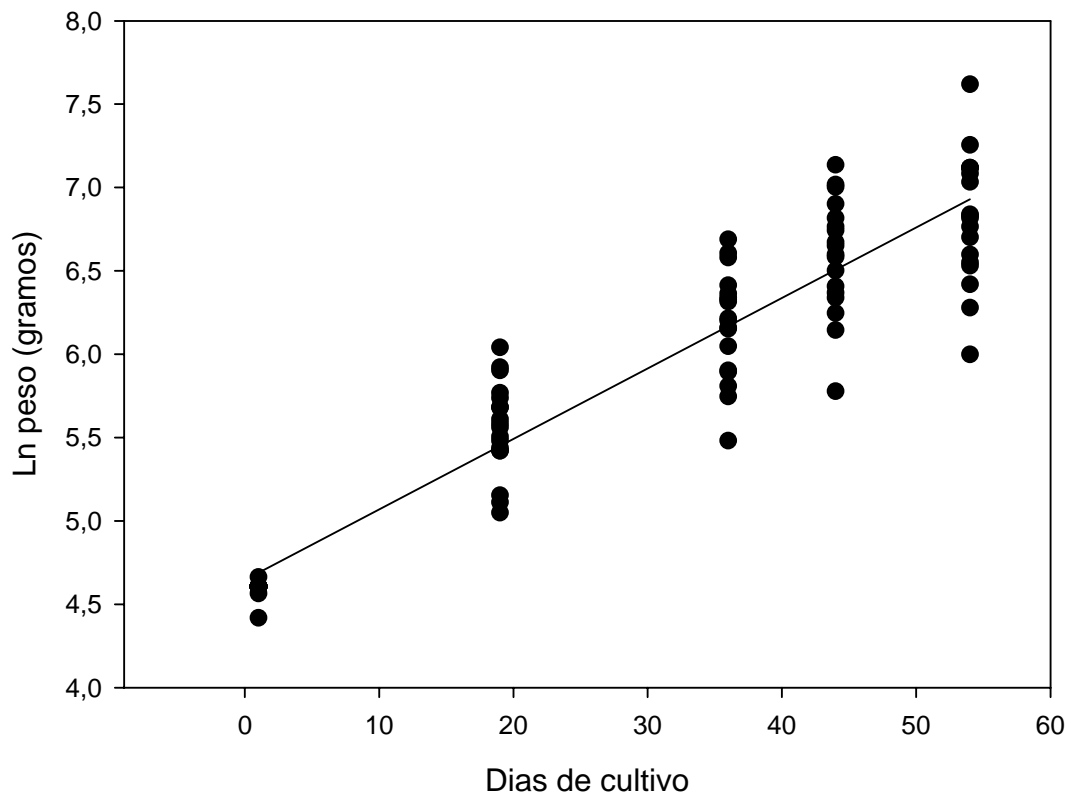


Figura 13. Ajuste matemático del crecimiento de *K alvarezii* en el mar. Datos tomados de varios experimentos (n =105 semillas). $r^2 = 0.90$.

Caracterización de la carragena

Para la caracterización de la fracción kappa, se tomaron muestras de las algas en diferentes días de plantada, en los tres polígonos (10, 11 y 12) y los dos métodos de plantación. Las algas cosechadas fueron secadas hasta alcanzar el 25 % de humedad.

La carragena fue extraída del alga seca por la digestión que incluye su maceración en agua a 60 °C, hasta la reducción del volumen a un 95%, durante aproximadamente 4 h. Durante este periodo, las muestras se agitaron mecánicamente gracias al sistema de turbo test (Rayneri), el cual permite el establecimiento de velocidades controladas que aseguran un movimiento constante de las muestras. La pasta resultante se tamizó a través de una malla y se le añadió KCl (0.5% peso /volumen) y se filtró de nuevo con papel de filtro (Prolabo). La carragena se precipitó por la adición lenta de 2- propanol al 80%, lavándose dos veces, y recuperada por filtración sobre un papel de filtro. La carragena se dispuso, entonces, a 60 °C durante 16 h para su completo secado. Finalmente se determinó el peso de carragena obtenido para su expresión relativa en función de la cantidad de alga seca utilizada, el % de fracciones κ e ι y el peso molecular atendiendo a Lecacheux et al., (1985) en las instalaciones de Ensbana (Dijon, Francia) especializada en análisis alimentario y para la industria cosmética.

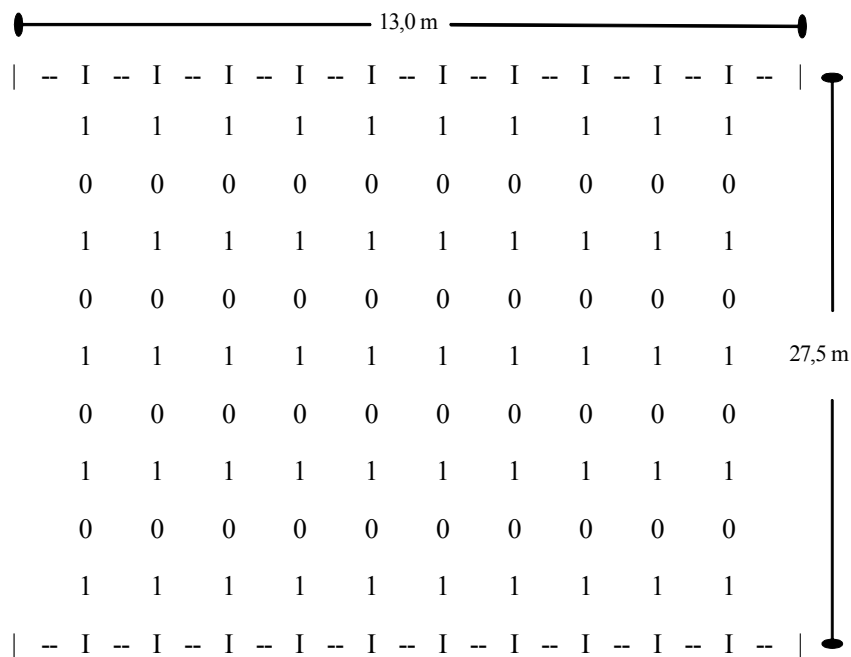
Experimentos en el mar

Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación: semifijas y fijas.

Estructuras semifijas

El diseño se basó en el establecimiento de 10 estacas separadas entre sí por 1.25 m. Cada estaca se unió a 5 cuerdas de 5 m de longitud cada una, separadas por flotadores de 2 L de capacidad. La quinta cuerda se unió a una nueva estaca, de tal manera que quedaba alineada en paralelo con las dispuestas anteriormente (Figura 14).

En cada cuerda se plantaron semillas separadas a una distancia de 30 cm. En definitiva, cada cuerda contenía 16 semillas, y por estructura 800 algas.



| = pilares grandes de PVC semifijos = 4

I = estacas = 20

0 = flotadores = 40

1 = líneas o cuerdas de 5 m = 50

A = $13.0 \times 27.5 = 357.5 \text{ m}^2$

Figura 14. Esquema de la estructura semifija empleada en el cultivo de *Kappaphycus* en el mar.

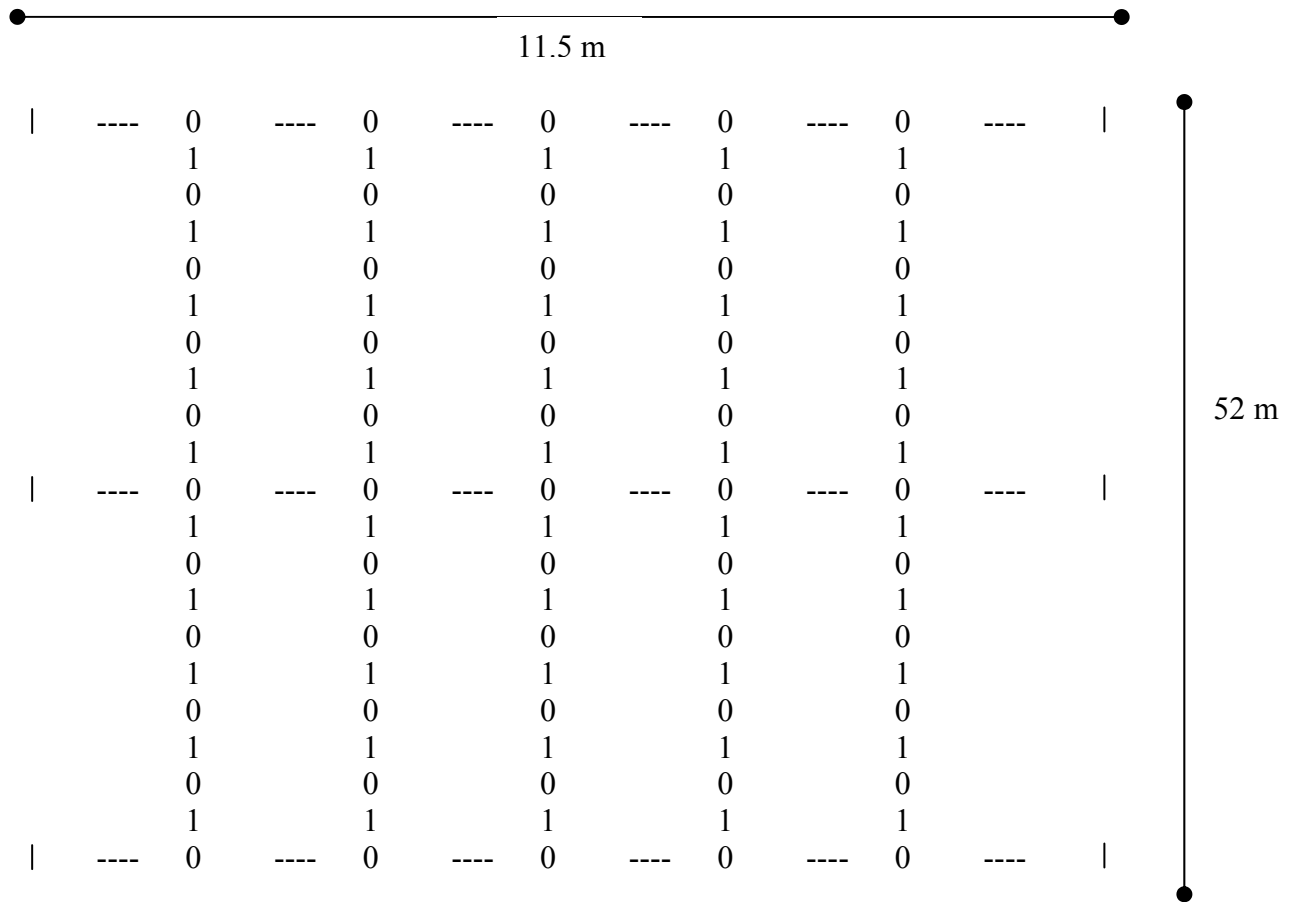
Estructuras fijas

Con el fin de eliminar en lo posible el número de estacas, costosas y de difícil enterramiento, se diseñaron estructuras fijas para fortalecer los módulos que forman las granjas.

Las estructuras fijas se conformaron con 6 estacas o pilares gruesos, dispuestos de 2 a 2 y separados entre pares a una distancia de 11.5 m. Estos pares de estacas se unieron con cuerdas de 12 m de longitud, denominándosele cuerda madre. Estas estacas gruesas eran de PVC, poseían un diámetro de 8 cm, y estaban fijadas al suelo con cemento de mar. A lo largo de la cuerda madre se insertaron flotadores de 2 L de capacidad, separados 1,5 m entre sí.

De cada flotador salían 5 cuerdas de 5 m de longitud. La primera de estas cuerdas se fijó al flotador de la cuerda madre, mientras la quinta, se sujetó al otro flotador situado a la mitad de la estructura conformada por las otras 2 estacas gruesas, unidas también por otra cuerda madre. De tal manera que un módulo se conformaba por 25 cuerdas. Este diseño fue repetido hasta completar otro módulo cuya primera cuerda iba unida a la línea media de flotadores y otro a los flotadores engarzados a las últimas 2 estacas gruesas (Figura 15)

Este experimento contó con una siembra inicial de 800 semillas de 100 g cada una, separadas 30 cm. En total en un área de 598 m² se plantaron 80 Kg de semillas, es decir, una densidad aproximada de 0.13 Kg m⁻² de siembra inicial.



| = pilares de PVC de 8 cm de diámetro.

1 = cuerdas de 5 m cada una

|-----11.5 m -----| Cuerda madre

0 = Flotadores.

Área = 11.5 x 52 = 598 m².

Figura 15. Detalle de la estructura fija empleada en el cultivo de *Kappaphycus* en el mar.

Efecto de la cantidad de biomasa inicial

Para comprobar cómo la biomasa inicial (tamaño de la semilla) afectaba al rendimiento final de la cosecha, los experimentos se iniciaron con dos pesos de partida.

En estos ensayos, se contó con 8 líneas de polipropileno de 3 mm de espesor. De cada línea, de 5 m de longitud, se suspendió 21 semillas separadas entre sí 24 cm y amarradas a las líneas con cinta tie-tie. Las líneas se unieron entre sí por flotadores de 1 L y se sujetaron a una profundidad de 1 m del sustrato.

Cada experimento contó con un total de 168 semillas sembradas en las 8 líneas. De cada línea se seleccionó al azar 4 semillas y se registraron sus pesos. La toma de datos se realizó sobre un total de 32 semillas, correspondiendo a las etiquetadas como 3, 8, 10, 15 de cada línea. El día inicial de la siembra se registró el peso húmedo de todas las semillas y a los 54 días se volvió a los sitios a coleccionar las semillas seleccionadas para registrar su peso final húmedo. Las semillas se llevaron a los secadores para obtener el peso seco.

En un primer experimento se tomaron semillas con un peso inicial de 50 g, (1050 g línea⁻¹). Un segundo correspondió a una biomasa de partida de 100 g por cada semilla (2100 g línea⁻¹). Los dos experimentos fueron llevados a cabo simultáneamente, con una distancia de 1 m de separación entre las estructuras.

Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas

Para determinar el crecimiento de las algas en presencia de epífitas, se planteó un experimento, tomándose como control aquellas semillas que se desarrollaban en ausencia de éstas.

Se realizó un seguimiento al azar de 23 semillas entre todos los sitios (Figura 16). A cada alga se le registró su peso inicial en gramos como día 1, repitiéndose los días 9, 24, 38 días hasta el día 58, el cual fue designado como cosecha. El crecimiento se comparó con semillas no epifitadas (23 al comienzo) durante el periodo experimental y que fueron tomadas como control (6 al final).

Las algas con epífitas fueron conservadas a razón de 1 g en formaldehído (10%) en frascos de vidrio, previa la eliminación de los sedimentos. Estas muestras se enviaron al Laboratory of Natural Products Chemistry Institute for Tropical Biology and Conservation (University of Malaysia) para su identificación.

El resto de las algas, colectadas del experimento, con o sin epífitas, fueron llevadas a los secadores para obtener el peso seco. Los parámetros ambientales fueron registrados por visita y por sitio.



Figura 16. Selección de especímenes y sus posibles epífitas para su posterior identificación.

Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas

Como se expuso, existe un patrón pluviométrico en el clima del Caribe panameño bien marcado (Figura 17). Dada que la temporada lluviosa es de aproximadamente 9 meses al año, se entiende la necesidad de conocer cuál es el impacto en el crecimiento de las algas sembradas en las dos temporadas (seca y lluviosa).

Se diseñó un experimento que permitiera monitorizar el crecimiento de las algas durante las dos temporadas. En cada uno de los sitios correspondientes a los polígonos 10, 11 y 12, se plantaron, al inicio de ambas temporadas, semillas que a posteriori fueron colectadas, al azar, a razón de 4 por sitio. Previamente, las semillas se identificaron atendiendo al número de polígono, con el número de línea, el número de alga plantada en la cuerda y la fecha de plantación. A cada alga se le registró su peso inicial en gramos como

día 1. Este procedimiento se repitió los días 23, 37, 50, y 61; este último designado como de cosecha. En ese momento, las algas fueron transportadas a los lugares de secado.

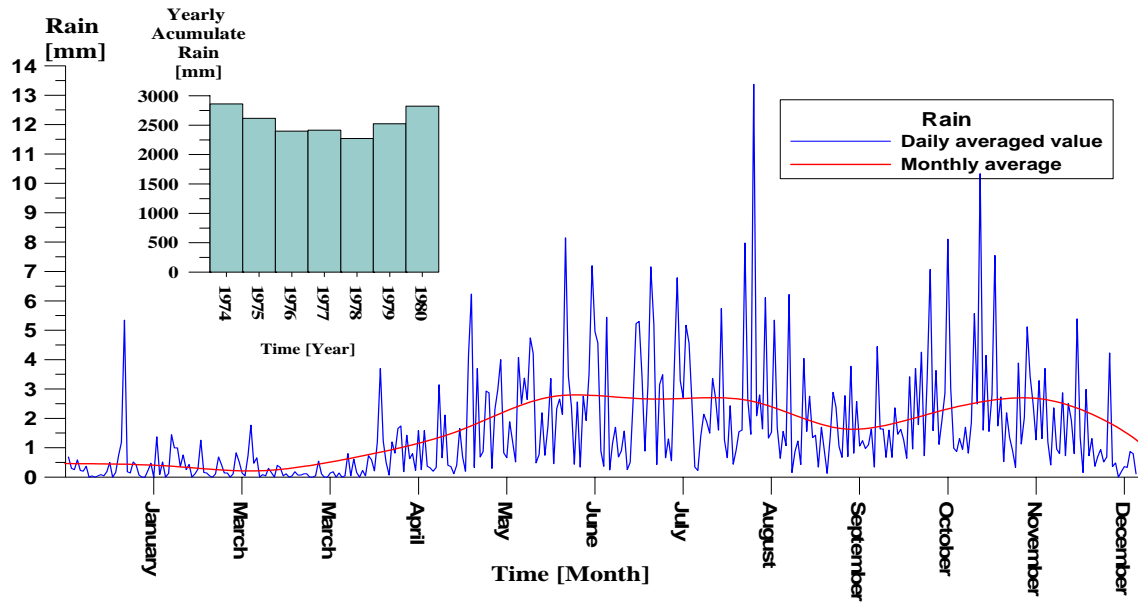


Figura 17. Promedio pluviométrico, diario (azul) y mensual (rojo), del área de estudio (elaboración propia a partir de datos del GKSS).

Experimentos en tanques de cultivo

Se construyeron tanques en la parte exterior del laboratorio marino de Punta Galeta, del Instituto de Investigaciones tropicales del Smithsonian, para cultivar y mantener el alga (Figura 18). El laboratorio está construido sobre una plataforma de arrecifes de coral cerca de la entrada norte del Canal de Panamá en el Caribe, colindando al norte con varias lagunas desde donde se colecta el agua de mar que llega a los tanques. El trasvase se hace por medio de tuberías conectadas a una bomba que permite la circulación y movimiento del agua dentro del tanque. Como sustrato se colocaron corales del área.



Figura 18. Vista aérea del laboratorio marino de Punta Galeta (STRI, Panamá. Tomado de Google-earth)

Los tanques (Figura 19) se utilizaron para conocer el efecto de crecimiento de *K. alvarezii* según:

- i) el efecto de las temporadas seca y lluviosa
- ii) dos tamaños de tanques



Figura 19. Diseño de los tanques. Nótese el lateral de vidrio en uno de ellos (A). Disposición de las bandejas y monolíneas en los tanques (B,C, D)

Para llevar a cabo los experimentos, inicialmente se construyó un tanque de 1830 L de capacidad. El tanque tenía un área de aproximadamente 5.23 m^2 ($5.5 \text{ m} \times 0.95 \text{ m}$) con 0.35 m de profundidad. Se cultivaron semillas en monolíneas y en bandejas, y en las estaciones lluviosa y seca respectivamente:

El experimento 1 transcurrió entre el 16 de septiembre y 23 de octubre de 2005, dentro de la estación lluviosa. Con el método de monolínea, se plantaron 10 semillas de *Kappahycus* en una cuerda de polipropileno de 5 m de longitud separadas entre sí por 50 cm. y mantenidas a flote a unos 30 cm, debajo de la superficie del agua, por dos estacas, colocadas una a cada extremo a lo largo del tanque.

El experimento 2 (27 de enero- 5 de marzo de 2006) se realizó en la estación seca. Se utilizaron 3 estructuras fabricadas con tubos de PVC a las que se denominaron bandejas rectangulares. Cada bandeja midió 0.88 m^2 . En cada bandeja, se ataron 5 cuerdas de propepileno de 1 m, separadas 18 cm. En cada una de estas cuerdas se plantaron 4 semillas de 100 g separadas a una distancia de 20 cm.

Como resultado de esta experiencia se reconstruyó el tanque, para que adquiriera mayores dimensiones, con un área 12.5 m^2 ($13.5 \text{ m} \times 0.93 \text{ m}$), una profundidad 0.45 m y capacidad de 5858 L. En un extremo de este recinto se colocó una plancha de vidrio transparente.

Los experimentos ahora planteados se realizaron en la temporada lluviosa y con los dos métodos de plantación.

El experimento 3 (5 de junio - 6 de agosto de 2007), realizado en bandejas, se diseñó de similar manera al 2 salvo que este último se correspondió con la estación lluviosa. Se plantaron 10 bandejas con tubos de PVC con 5 cuerdas de polipropileno de 1 m cada una, separadas 18 cm entre sí. En cada cuerda se plantaron 4 semillas de 100 g separadas 20 cm.

El experimento 4 (3 septiembre- 2 noviembre 2007, temporada lluviosa). Se utilizó el método de monolíneas de 5 metros de longitud cada una. Se plantaron paralelamente al tanque 5 juegos de 2 líneas de 5 m cada una separadas por flotadores de 1 litro de capacidad. Para el registro de datos se tomaron promedios de los pesos frescos en los días 1, 33, 46 y 60.

En el 2008 se continuaron los experimentos. Se inició la plantación el 21 de enero como día 1 hasta el 12 de marzo de 2008, como el día 50, día de la cosecha, temporada seca. Se plantaron las semillas en el nuevo tanque grande en los sistemas de bandejas descritas anteriormente en el experimento 3. En otro experimento (6) se inició la siembra el 8 de mayo como día 1 hasta el 19 de septiembre de 2008 como el día 157, día de la cosecha en la temporada lluviosa. Se plantaron las semillas en sistemas de monolíneas, 2 réplicas de 4 monolíneas de aproximadamente 5.15 m cada una con 4 semillas separadas 54 cm entre sí. Las réplicas fueron separadas por flotadores descritas en el experimento 4. Para el registro de datos se tomaron los promedios de los pesos en los días 1 y 50.

Al finalizar del periodo de experimentación, los datos obtenidos se compararon para determinar el efecto sobre la tasa de crecimiento de los dos tamaños de tanque y las dos temporadas climáticas.

Observaciones adicionales a los cultivos en tanques

Durante el transcurso de los experimentos, se evaluó la presencia de especies de invertebrados (caracoles, aplisias, cangrejos), así como, de macro y microalgas. En particular, las algas se localizaron en lugares definidos en el tanque. En este sentido éstas se fijaron y almacenaron para su posterior identificación, clasificándolas en:

- especies de algas que se pegaron a las bandejas.
- especies de algas que crecieron en el substrato del tanque.
- especies de algas que crecieron en las semillas cultivadas de *K. alvarezii*.

La producción de la materia prima obtenida en los cultivos en el mar

El cultivo de *Eucheuma* y *Kappaphycus* se ha centrado en la comercialización de la carragena. Dos de las principales características a tener en cuenta para optimizar la materia prima es la calidad de la semilla y el secado después de la cosecha. Atendiendo a estas nuevas exigencias del mercado, la empresa *Gracilarias de Panamá S. A.* puso en práctica nuevas técnicas, trabajando muy estrechamente con la compañía Degussa (Alemania).

Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas

Para conocer la producción de materia húmeda y seca, resultantes de las cosechas en los sitios cultivados entre los años 2006 y 2007, se visitaron periódicamente los polígonos 10, 11 y 12, entre los meses de enero y agosto. Cada línea se sembró al inicio con 21 semillas. Al día 50, se seleccionaron 6 líneas al azar, de 5 metros cada una, y se colectaron 16 semillas por línea. El día 50, día de recolección, se volvía a replantar semillas nuevas.

Las algas colectadas cada 50 días fueron colocadas en sacos, para ser pesadas y llevadas a los secadores, para obtener su peso seco (Figura 20).



Figura 20. Colecta y empaquetado de las semillas de *Kappaphycus alvarezii*.

Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los parámetros medioambientales.

Para conocer como se comportan las semillas durante el cultivo, se registraron doce parámetros ambientales directamente en los sitios. Estos fueron la turbidez del agua; el pH; la salinidad; la conductividad; la velocidad y la dirección de las corrientes; la velocidad y la dirección del viento; la temperatura del aire; la temperatura de la superficie del agua de mar;

la temperatura a 30 cm de profundidad; el porcentaje de nubosidad; la intensidad de la luz y la profundidad de cultivo.

Paralelamente, a las algas seleccionadas al azar, por sitio, se le determinaron sus pesos frescos iniciales. A continuación se ataron en la misma posición para ser monitorizadas en otros días hasta el día de la cosecha. El peso fresco obtenido en cada ocasión fue el promedio de tres pesadas.

Producción de *Kappaphycus alvarezii* en peso seco. Evaluación del tipo de secador.

Dado que en las áreas tropicales el control del proceso de secado se hace complicado, se probaron varios sistemas para verificar el más eficiente. Los métodos de secado para las algas marinas de la división Rhodophyta, como todos los productos agrícolas, implican un consumo de energía para evaporar. Antes de iniciar el proceso de secado es importante conocer la cantidad de agua inicial que tiene el alga y el remanente de agua sobrante después de finalizado el secado. El alga roja *Kappaphycus* contiene una humedad inicial de 90%, y se debe alcanzar un 25 % de humedad final, ya que es la requerida por las empresas que compran la materia prima. Así pues se definen los siguientes parámetros:

Peso húmedo - peso seco = peso del agua que contiene el producto.

Peso seco = peso materia al final del secado.

Humedad final = $1 - (P \text{ seco}/P \text{ húmedo})$.

Se evaluó en función del tipo de secado i) el porcentaje de humedad al final del proceso y ii) el comportamiento de las semillas (pesos frescos y secos) en los diferentes días de cosecha.

Los modelos de secadores empleados son:

- Secador solar cubierto = GWS: Isla Payardí. (secador 1)
- Secador Industrial (secador 2)
- Secador Indirecto (secador 3)
- Secador Directo (secador 4)

Secador solar cubierto (secador 1)

El secador solar cubierto está localizado en Isla Payardí, al este de Lago Remo donde están localizadas las granjas de este estudio. El secador tiene un área de aproximadamente 750 m². Su estructura consta de tres partes fundamentales: a) colector solar de aire caliente; b) cámara de secado y c) bandejas.

El colector solar tiene como objetivo básico capturar la energía del sol en una placa metálica lisa, de color mate y otra estructura más baja cubierta de vidrios de 4 mm de espesor para transformar la energía calórica. La cámara de secado es un sitio cerrado, ubicado en la parte alta del colector solar, cubierta con un conductor de calor que permita el flujo de aire entre el interior y el exterior. Las bandejas, donde se colocan las algas, son construidas de madera y mallas que protegen de la penetración de la luz ultravioleta (Figura 21).

Secador Industrial (secador 2)

El secador industrial eléctrico del laboratorio de la Refinería Panamá está también localizado en Isla Payardí, cerca al secador solar.

En esta ocasión el material, una vez pesado, se coloca dentro del horno a una temperatura constante de 50° C durante 3 días (Figura 22).

Secador Indirecto (secador 3)

El secador indirecto está localizado en Samba Bonita, al oeste de las granjas (Figura 23). Tiene una superficie de 750 m², con un techo de láminas de zinc y una serie de vidrios ultravioletas intercalados entre dichas láminas. Esto favorece que las algas reciban indirectamente la radiación solar. Debajo de las láminas de zinc, se dispone de unos soportes largos con mallas que protegen la entrada de los rayos ultravioletas. El aire entra por los laterales que están completamente abiertos.

El secador solar indirecto presenta varias ventajas. En primer lugar el control del proceso es más simple (sobre todo en el caso de secadores con circulación forzada de aire). Es fácil de integrar una fuente auxiliar de energía para construir un sistema híbrido. Facilita la manipulación del producto y las labores de carga y descarga. Dado que la cámara no permite la entrada de la radiación solar, este sistema permite secar de forma conveniente productos que se puedan dañar o perder calidad, por una exposición directa al sol.

Secador Directo (secador 4)

El secador directo está también ubicado en Samba Bonita, al norte. El secador tiene un área abierta de aproximadamente 750 m², donde se colocan una serie de bandejas hechas de PVC con mallas de plásticos para colocar las algas a secar directamente (Figura 24).

En los secadores solares directos la radiación solar es absorbida por el propio producto, resultando el aprovechamiento de la energía más efectiva para la evaporación del agua. Esto se debe a que la presión de vapor en la superficie del producto crece por la absorción de radiación solar. Por lo tanto el gradiente de presiones de vapor entre producto y aire se hace mayor y se acelera el secado.

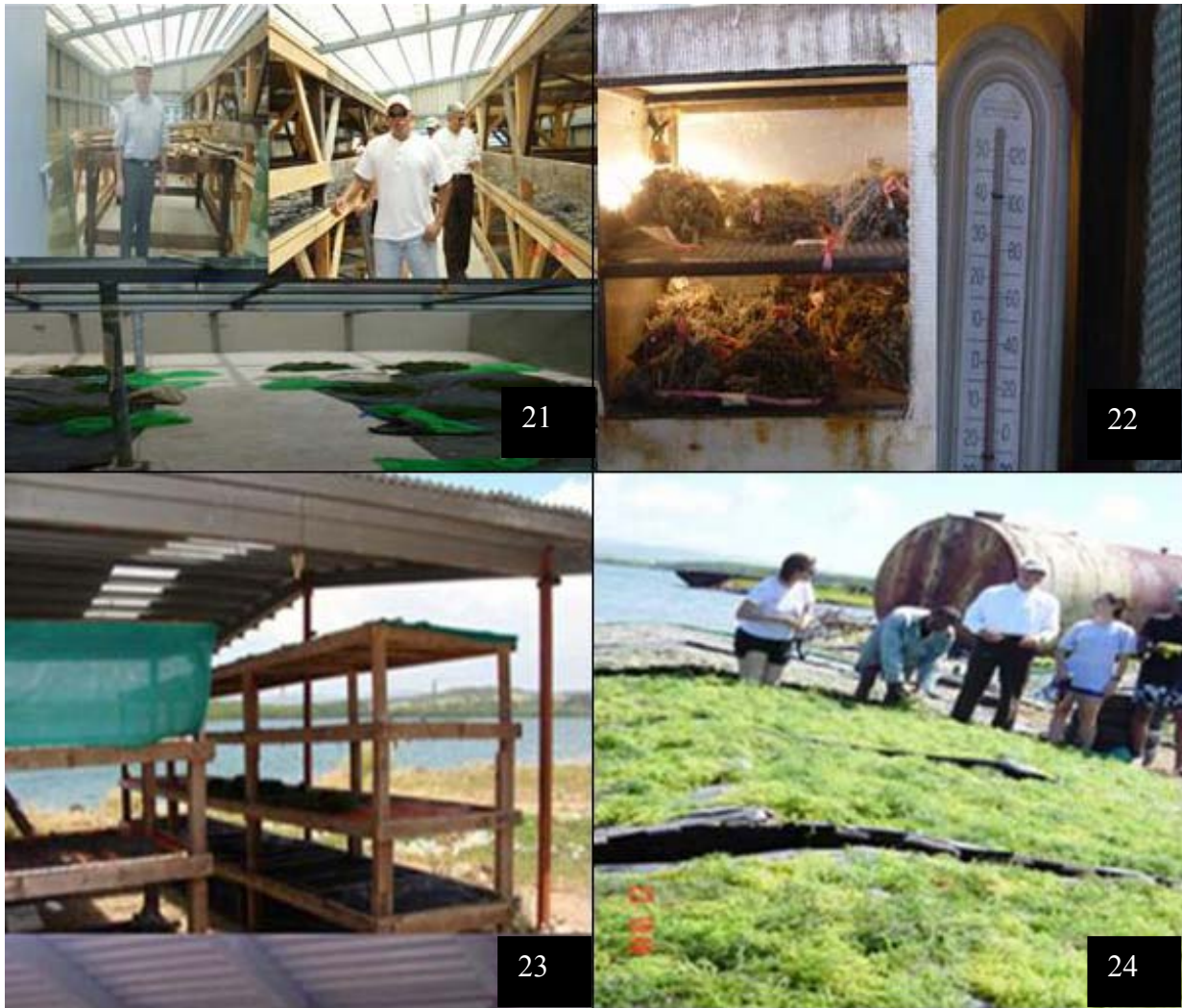


Figura 21-24. Imágenes de distintos secadores. (21) Secador solar cubierto. (22) Secador industrial (23) Secador indirecto (24) Secador directo.

Polvo producido en el proceso de secado.

Kappaphycus alvarezii libera, durante el secado, cierta cantidad de polvo de composición desconocida (Figura 25). Se diseñaron experimentos para:

- i) relacionar la producción de este polvo con el sistema de secado empleado,
- ii) establecer los porcentajes de peso fresco, seco y de polvo obtenidos,
- iii) analizar la composición de este polvo.



Figura 25. Deposición de polvo sobre el alga *K. alvarezii*. Inserto. Detalle de polvo cepillado y recogido.

Entre los años 2007 y 2008, se colectaron muestras con un peso inicial aproximado entre todas ellas. Se registró el peso fresco en el momento de la cosecha. A continuación, las algas fueron dispuestas en distintos tipos de secadores, y transcurrido el periodo correspondiente, se determinó el peso seco y la cantidad de polvo producido. Este polvo se retiró suavemente, con ayuda de un cepillo de dientes.

Este experimento fue llevado a cabo en la estación lluviosa por ser la más prolongada en el tiempo: de abril a diciembre.

Los sistemas de secado empleados en este experimento fueron (Figura 26):

- Secador de horno eléctrico de laboratorio. Mantiene una temperatura constante de 40 °C.

- Secador semi protegido. Es un recinto constituido por una pared de fondo y un techo con láminas de zinc para proteger de la lluvia.
- Secador solar de fabricación casera. Este secador es una estructura rectangular de 1 m x 0.8 m y 1.85 m de altura, con circulación de aire en su interior. Además posee un colector de calor y viento, en forma de embudo. Este secador fue construido por los alumnos del colegio de las Esclavas del Sagrado Corazón de María para su participación en la exposición científica promovida por el SENACYT (Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología) y donado posteriormente al laboratorio.
- Secado al aire en el interior. Se colgaron las algas en una zona cerrada dentro del laboratorio para su secado completo.

El polvo obtenido fue analizado en los laboratorios GEOBIO (http://www.geobiocenter.unimuenchen.de/members/all_members/struck/index.html) de la Universidad de Munich, Alemania, y en el Instituto Especializado de Análisis de la Universidad de Panamá (Centro Colaborador de la Organización Mundial de la Salud).



Figura 26. Secadores empleados en la valoración de la cantidad y calidad del polvo de *K. alvarezii* (A). Horno de laboratorio (B). Secador semiprotegido (C). Secador casero (D). Algas colgadas al aire.

Experimentos *in vitro*

Como primer paso en el establecimiento de cultivos *in vitro* de *Kappaphycus alvarezii* se han aplicado los métodos y recomendaciones del laboratorio de Fisiología y Biotecnología Vegetal de la Universidad de Las Palmas Gran Canaria (Robaina et al., 1990 a, b, Baweja et al., 2009).

Selección de explantos.

Se colectaron algas provenientes de los sitios denominados polígonos 10 11 y 12, en las granjas, previamente seleccionados para este estudio. Todas las semillas lucieron limpias, verdes y saludables.

Se cortaron los ápices tiernos de *Kappaphycus* de dos tamaños aproximados 1.5 cm. y 1.0 cm., los cuales serán referenciados en los correspondientes ensayos.

Medios de cultivo.

Se utilizó el medio de Provasoli (PES, Provasoli Enriched Seawater, Provasoli, 1968) para el cultivo *in vitro* de esta macroalga marina. Este medio (Tabla 8) consta de los macronutrientes fósforo, en forma orgánica como Na₂glicerol-fosfato, y nitrógeno como NaNO₃. Los micronutrientes (Tablas 9, 10) y vitaminas (Tablas 11, 12) son preparados en soluciones madres para evitar errores de pesada y, finalmente el hierro se adiciona acomplexado con EDTA para evitar precipitaciones de este elemento (Tabla 13). El pH del medio es de 7.5.

Tabla 8. Composición final del medio PES

Compuesto	Cantidad
NaNO ₃	70 mg
Na ₂ glicerol P	10 mg
Solución micronutrientes	1 mL
Solución vitaminas	1 mL
Solucion Edta -Fe	0.5 mL
Agua de mar	1000 mL
pH	7.5-7.8

Tabla 9. Composición de la solución de micronutrientes usada en la elaboración del medio PES.

Compuesto	Cantidad (mg)
FeSO ₄ x 7H ₂ O	50.34
H ₃ B ₃	1140
MnSO ₄ xH ₂ O	122.90
ZnCl ₂	10.48
CoCl ₂	4.03
NaEDTA x2H ₂ O	1000
agua destilada	200 ml

Tabla 10. Soluciones stock de ZnCl₂ y CoCl₂ para añadir a los micronutrientes.

Compuesto	Adición a la solución de micronutrientes	
	mg	mL
ZnCl ₂	104.8	1
CoCl ₂	40.3	1
agua destilada	10 mL	

Tabla 11. Composición de la solución de vitaminas

Compuesto	Cantidad (mg)
Tiamina HCl	100
Biotina	1
Piridoxina	1
B ₁₂	0.2
Agua destilada	100 mL

Tabla 12. Soluciones stock de Biotina, Piridoxina y B₁₂ para añadir a las vitaminas.

Compuesto	Adición a la solución de vitaminas	
	mg	mL
Biotina	10	1
Piridoxina	10	1
B ₁₂	1	2
Agua destilada	10 mL	

Tabla 13. Composición de EDTA –Ferroso (EDTA-Fe)

Compuesto	Cantidad (mg)
FeSO ₄ x H ₂ O	245
Na ₂ EDTA x 2H ₂ O	330
agua destilada	50 mL

Los reguladores de crecimiento se añadieron al medio PES, después de un paso por autoclave, como soluciones madres esterilizadas mediante filtración.

Se prepararon diferentes soluciones stock para las 3 poliaminas estudiadas a 0.1 M. (Tabla 14)

Tabla 14. Cantidades (g) y procedimiento para preparar 5 mL de las soluciones stock (0.1M) de las tres poliaminas (Putrescina, Espermidina, Espermina)

Regulador	Cantidad (g)	Preparación para 5 mL
Putrescina (Put)	0.044	Se disuelve, con agitación, en 1 mL de 0.1 N de HCl, hasta su completa disolución. Se enrasa a 5 mL
Espermidina (Spd)	0.073	
Espermina (Spm)	0.10	

A continuación se preparó una solución de trabajo para cada regulador a 10⁻³ M. Para ello, se tomaron 20 µL de cada solución 0.1 M y se dispusieron separadamente en microtubos. Se enrasó cada uno de ellos a 2 mL con agua destilada.

Las soluciones a las concentraciones finales deseadas en el medio de cultivo (250 mL), se realizaron tomando diferentes volúmenes del stock 10^{-3} M, según la Tabla 15.

Tabla 15. Volúmenes requeridos para alcanzar las tres concentraciones (10^{-9} M, 10^{-7} M, 10^{-5} M), en 250 mL de medio de cultivo, a partir de una solución de trabajo de 10^{-3} M

	10^{-9} M	10^{-7} M	10^{-5} M
Del stock de 10^{-3} M	0.25 μ L	25 μ L	2.5 mL

En los experimentos en los que el glicerol estuvo presente, se añadía distintas concentraciones de glicerol en agua de mar, previamente diluida con agua destilada para alcanzar 1 OsmolKg^{-1} correspondiente al agua de mar (Tabla 16, Robaina et al., 1990; 1995).

Tabla 16. Volúmenes de agua de mar, destilada y glicerol (mL) necesarios para alcanzar una osmolaridad de 1 Osmol Kg⁻¹, cuando las distintas concentraciones de glicerol son empleadas.

Concentración glicerol (M)	glicerol	Agua de mar	Agua destilada
0	–	100	–
0.1	1	90	Enrasar a 100
0.3	3	70	mL
0.5	5	50	

Índices de crecimiento.

Los explantos sembrados en los medios con diferentes concentraciones de poliaminas y/o glicerol fueron valorados tras 45 días en cultivo, atendiendo a diferentes índices de crecimiento. Estos fueron longitud final del explanto, producción de nuevos ápices y callos.

Tasa de Crecimiento Diario.

La determinación de la tasa de crecimiento diario se hizo en basa a la longitud (cm) del explanto. Para ello, se seleccionaron al azar los explantos, se midieron y monitorearon diferentes días en cada uno de los experimentos.

La fórmula para obtener la tasa de crecimiento para el *Kappaphycus* fue estimada por el modelo exponencial, según Sokal & Rohlf (1981).

$$\text{Longitud}_{\text{final}} = \text{Longitud}_{\text{inicial}} \times e^{\mu t}$$

donde:

$\text{Longitud}_{\text{final}}$ = Longitud del explanto en cm. en el día señalado para terminar el experimento.

$\text{Longitud}_{\text{inicial}}$ = Longitud del explanto en cm. en el día inicial del experimento.

t = tiempo

μ = Tasa de crecimiento.

Aplicando logaritmo (ln) se obtiene la ecuación que permitirá el cálculo de la pendiente (μ), coincidente con la tasa de crecimiento.

$$\ln \text{Longitud}_{\text{final}} = \ln \text{Longitud}_{\text{inicial}} + \mu t$$

$$\mu = (\ln \text{Longitud}_{\text{final}} - \ln \text{Longitud}_{\text{inicial}}) / t$$

donde μ es la pendiente de la recta Longitud/tiempo. Las distintas μ se comparan mediante el apropiado test estadístico ANOVA y post hoc, como el test de Tukey.

Análisis microscópico.

Para la microscopía confocal, los explantos fueron tratados en medio salino para posteriormente ser colocados en porta objetos para su observación directa. El microscopio confocal Olympus modelo FV 1000 está dotado con 3 foto multiplicadores y cuatro láser de 403nm, 473nm, 559nm y 665nm.

La observación al microscopio electrónico de barrido (Zeiss modelo Evo40 VP) se realizó con explantos tratados con glutaraldehído (2%) en agua durante 2 horas. A continuación, las

muestras fueron lavadas en agua destilada; deshidratadas en una serie alcohólica en concentración creciente de 50; 60; 70; 80; 90; 100% y dispuestas finalmente en acetato de amilo. La deshidratación culminaba con un secado por punto crítico (Denton Vacuum, modelo DP 1).

Estas muestras secas fueron recubiertas con una mezcla de oro-paladio (60:40) para la observación de superficie en alto vacío.

Estadística.

Las tasas e índices de crecimiento fueron comparadas con el correspondiente test estadístico ANOVA y post hoc, como el test de Turkey del paquete estadístico SPSS[®] 13.0 para Windows[®] (SPSS Inc. Chicago. Illinois, USA).

Cultivo *in vitro*

Se sembraron explantos de *Kappaphycus* con dos tamaños (1.5 y 1 cm de longitud) y dos zonas morfológicas (zona distal y proximal) en presencia de poliaminas y glicerol. Cada experiencia constó de 5 réplicas cada una con 5 explantos en cada placa de 5 cm.

Debido a la alta mortalidad de los explantos, se decidió establecer un tamaño de explantos de 1 cm y procedente de las zonas apicales. Estos explantos lucían verdes y brillantes, con solo un eje final, lisos y sin protuberancias palpables (Figura 27) para asegurar el correcto contaje de nuevos ápices y callos a los 45 días.

Los tratamientos llevados a cabo con sustancias estimuladoras del crecimiento fueron poliaminas (0, 10^{-9} , 10^{-7} y 10^{-5} M) y glicerol (0, 0.1, 0.3, 0.5 M).

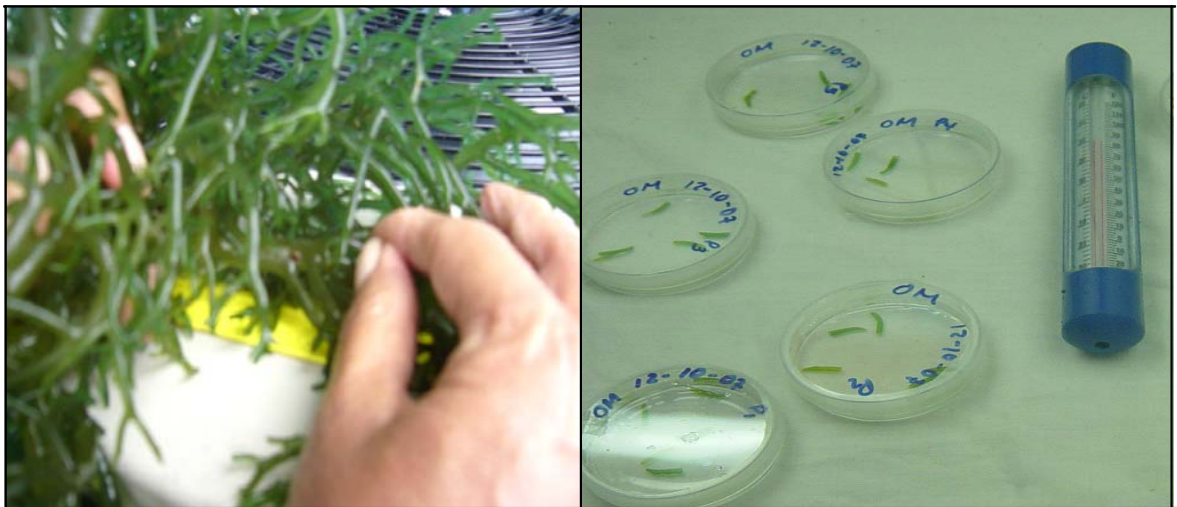


Figura 27. Selección de explantos para el cultivo *in vitro*.

Aclimatación de explantos *ex vitro*

Para comprobar la tasa de crecimiento de explantos, tratados con sustancias estimuladoras del crecimiento, se trasladaron a diferentes ubicaciones *ex vitro*. Estas fueron acuarios en el laboratorio; tanques en el exterior y cámara de conservación.

Las condiciones experimentales de los acuarios y cámara de conservación se correspondían con una temperatura de 30 ± 2 °C, una irradiancia de $30 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ suministrada con fluorescentes luz día y fotoperiodo 12: 12 (luz: oscuridad). Los tanques exteriores mantenían las condiciones naturales ya descritas.

El tiempo de aclimatación se correspondió entre 64-75 días en tanques y acuarios y para la cámara a 110 días. Todos los explantos aclimatados mostraron una apariencia saludable.

Aclimatación en tanques exteriores

Los explantos de *Kappaphycus* seleccionados para este experimento fueron aquellos tratados con putrescina (Put 10^{-7} M) y espermidina (Spd 10^{-7} y 10^{-5} M)

Se tomaron al azar 16 explantos, se midieron y se ataron con cinta tie-tie a cuerdas de polipropileno. Estas cuerdas de 50 cm de longitud y 3 mm de espesor, llevaban atadas 4 explantos separados entre sí 10 cm. Se emplearon dos tanques localizados de diferente manera: el tanque 1 estaba expuesto a los regímenes del viento (Figura 28 A), mientras que, el tanque 2 se encontraba protegido por una pared (Figura 28 B).



Figura 28. Tanques para la aclimatación de *Kappaphycus* fuera del laboratorio. (A) tanque expuesto a regímenes de viento (B) tanque protegido.

Los explantos fueron medidos los días 1, 22, 36 y 64, para estimar su tasa de crecimiento, al tiempo que, se determinaron los otros índices de crecimiento. Finalmente fueron trasladados a la cámara de conservación.

Aclimatación en acuarios

Los explantos transferidos a acuarios, en el interior del laboratorio, fueron aquellos procedentes del cultivo con Spd (10^{-7} M) y control (0 M).

También se realizó experiencias de re-ingreso en acuario con explantos aclimatados en los tanques y cultivados previamente en Spd 10^{-5} M.

Para esta experiencia se tomaron al azar ocho explantos, medidos y transplantados en los acuarios con aguas de mar filtrada. Estos explantos se ataron con cintas de tie-tie a cuerdas de polipropileno de 20 cm de longitud y 3 mm de espesor. En cada acuario se dispusieron dos cuerdas con 4 explantos por cuerda separados entre sí por 5 cm. (Figura 29)

Se determinaron los índices de crecimiento según se ha descrito previamente.



Figura 29. Acuarios para la aclimatación en el laboratorio

Aclimatación en cámara de conservación

Los explantos sobrevivientes, de los diferentes tratamientos, fueron transferidos a una cámara de conservación, en el laboratorio, y dispuestos en envases esterilizados en medios PES (Figura 30)

Los índices de crecimiento hicieron referencia a los días 1, 33, 85 y 110 de cultivo.

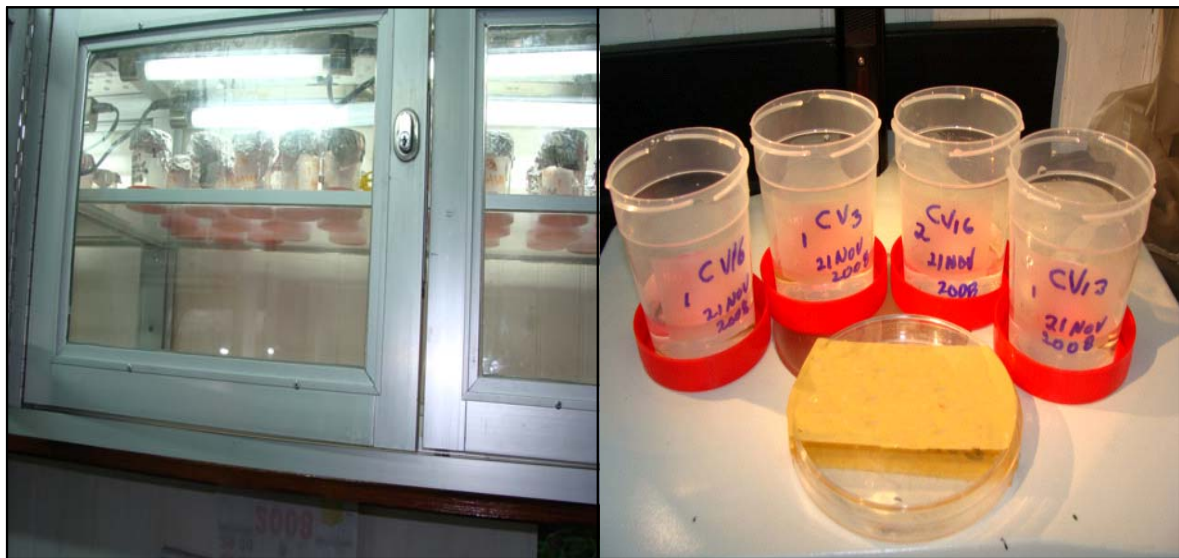


Figura 30. Cámara de conservación para la aclimatación de *K. alvarezii* y envases esterilizados para su mantenimiento.

Resultados

Experimentos en el mar

Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación: semifijas y fijas.

El efecto de los dos sistemas de plantación sometidos a estudio revelan que la tasa de crecimiento (día^{-1}) de *Kappaphycus alvarezii* es significativamente superior en las estructuras fijas (Tabla 17)

Tabla 17. Efecto del tipo de estructura de plantación en el crecimiento de *Kappaphycus*. Tasas de crecimiento (día^{-1}) expresadas como media \pm error estándar. n = número de semillas cuyo crecimiento se siguió durante el período experimental; μ es la tasa de crecimiento. * muestra diferencia significativa ($p \leq 0.05$)

Estructura	n	μ (día^{-1})
Fijas	9	$0.0424 \pm 2 \cdot 10^{-3}$ (*)
Semifijas	9	$0.0359 \pm 1.4 \cdot 10^{-3}$

Estas tasas de crecimiento (μ), por el contrario, no se vieron afectadas por los polígonos donde se ubicaron las estructuras, es decir, cuando se compararon los crecimientos de *Kappaphycus* entre los sitios 10, 11 y 12. En estos casos, la tasa se mantuvo estable, oscilando entre $0,0353 \pm 3 \cdot 10^{-3}$ y $0,0415 \pm 2 \cdot 10^{-3}$.

Efecto de la cantidad de biomasa inicial

La siembra de semillas con dos pesos iniciales (g) de partida marcó diferencias al final del periodo de ensayo (54 días). De tal manera que la biomasa recolectada fue significativamente superior cuando se dispusieron semillas con pesos iniciales 100 g (Tabla 18).

Tabla 18. Biomasa final (g) obtenida tras 54 días de cultivo con dos pesos iniciales de semillas (50 y 100g). La biomasa final es la media \pm error estándar. n = número de semillas seguidas durante el experimento. * muestra diferencia significativa ($p \leq 0.005$)

Biomasa inicial (g)	n	Biomasa final (t= 54 días) (g)
50	32	1285.00 \pm 69.43
100	32	1923.75 \pm 91.55 (*)

La tasa de crecimiento (día^{-1}) también se vio afectada por el peso inicial de la semilla plantada, siendo significativamente superior cuando el peso inicial era de 50 g (Tabla 19)

Tabla 19. Tasa de crecimiento (μ , día⁻¹) tras 54 días de cultivo con dos pesos iniciales de semillas (50 y 100 g). La tasa de crecimiento es la media \pm error estándar. n = número de semillas seguidas durante el experimento. * muestra diferencia significativa ($p \leq 0.005$)

Biomasa inicial (g)	n	μ (día ⁻¹)
50	32	$0.0594 \pm 9 \cdot 10^{-4}$ (*)
100	32	$0.0538 \pm 1 \cdot 10^{-3}$

Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas

La tasa de crecimiento de las semillas de *Kappaphycus* cultivadas en presencia o en ausencia de epífitas no mostró diferencias significativas ni entre ellas ni en los polígonos estudiados (Tabla 20). No obstante, la valoración de la desviación típica de la tasa de crecimiento, entre las semillas en presencia de las epífitas, reveló un coeficiente de variación elevado, 17.6 % frente al 6.4% de aquellas que crecieron en ausencia de otras algas (Tabla 21).

Tabla 20. Tasas de crecimiento (μ) de *Kappaphycus alvarezii* cultivada en presencia y ausencia de epífitas. La tasa de crecimiento es la media \pm error estándar. n = número de semillas seguidas durante el experimento. ($p > 0.5$)

Epífitas	n	μ (día ⁻¹)
Ausencia (Control)	6	$0.0507 \pm 1.3 \cdot 10^{-3}$
Presencia	23	$0.0501 \pm 2 \cdot 10^{-3}$

Tabla 21. Coeficiente de variación de la tasa de crecimiento de *K. alvarezii* en presencia y ausencia de epífitas. Este coeficiente se calculó como el cociente entre (la desviación típica y la tasa de crecimiento) x 100. n = número de semillas seguidas durante el experimento.

Epífitas	n	μ (día ⁻¹)	Desviación típica	Coeficiente de variación
Ausencia (Control)	6	0.0507	0.0033	6.5
Presencia	23	0.0501	0.0088	17.6

La identificación de las epífitas asociados a los cultivos de *Kappaphycus alvarezii* se muestran en la Tabla 22.

Tabla 22. Identificación de las epífitas presentes en los cultivos de *Kappaphycus alvarezii* en los distintos polígonos (Cativá, Provincia de Colón).

DIVISIÓN o CLASE NOMBRE TAXONÓMICO

Rhodophyta

Hypnea musciformis (Wulfen in Joacquin) Lamouroux

Acanthophora spicifera (Vahl) Børgesen

Amphiroa fragilissima (Linnaeus) Lamouroux

Chlorophyta

Chaetomorpha linum (C. Agardh) Kützting

Halimeda opuntia (Linnaeus) Lamouroux

Ventricaria ventricosa (J. Agardh) Olsen & West

Phaeophyceae

Sargassum fluitans Børgesen

Dictyota divaricata Lamouroux

Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas

La tasa de crecimiento de *Kappaphycus* no mostró diferencias significativas ($p > 0.5$) entre las dos estaciones (lluviosa y seca) muestreadas (Tabla 23). De igual manera, el estudio por polígonos reveló un comportamiento similar de la especie.

Tabla 23. Tasa de crecimiento (μ , día⁻¹) de *Kappaphycus alvarezii* cultivado en las dos temporadas climáticas (seca y lluviosa). La tasa de crecimiento es la media \pm error estándar. n es el n° de semillas.

Estación	n	μ (día ⁻¹)
Seca	12	$0.0389 \pm 2 \cdot 10^{-3}$
Lluviosa	12	$0.0390 \pm 2.7 \cdot 10^{-3}$

Experimentos en tanques de cultivo

Efecto de los tipos de tanques y estaciones climáticas en el crecimiento

La comparación de las tasas de crecimiento (μ) de *Kappaphycus* cultivada en los dos tamaños de tanques, muestra que esta alga crece a una ratio significativamente superior ($p < 0.05$) en el tanque pequeño. La comparación de este crecimiento, teniendo en cuenta, las dos temporadas climáticas también revela que *K. alvarezii* creció mejor en la temporada lluviosa (Tabla 24)

Tabla 24. Tasas de crecimiento (μ , día⁻¹) de *Kappaphycus alvarezii* en los dos tamaños de tanques muestreados y de acuerdo a las temporadas climáticas (lluviosa vs. seca). La tasa de crecimiento es la media \pm error estándar. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos ($p < 0.05$).

Tasa de crecimiento (μ , día ⁻¹) de <i>K. alvarezii</i>		
Tanque	Lluviosa	Seca
Pequeño	0.0447 \pm 2 10 ⁻³ (c)	0.0375 \pm 2 10 ⁻³ (b)
Grande	0.0156 \pm 6 10 ⁻⁵ (a)	0.0158 \pm 2 10 ⁻³ (a)

Observaciones adicionales a los cultivos en tanques

La determinación de las micro- y las macroalgas presentes en los tanques de cultivo de *Kappaphycus* se muestran en las siguientes tablas. Se clasifican atendiendo a su lugar de localización en el interior del recinto, es decir, en las bandejas (Tabla 25); adheridas al sustrato de los tanques (Tabla 26); o sobre la propia *Kappaphycus* (Tabla 27).

Tabla 25. Identificación de algas presentes en las bandejas de los tanques ubicados en el exterior del Laboratorio Marino de Galeta (Smithsonian, 9° 24.3 N 79° 51.81 W).

DIVISIÓN CLASE	NOMBRE TAXONÓMICO	NOMBBRE EN KUNA
Chlorophyta	<i>Chaetomorpha linum</i> (C. Agardh) Kützing	
	<i>Derbesia</i> sp.	
Phaeophyceae	<i>Dictyota divaricata</i> Lamouroux	Disamu
	<i>Dictyota linearis</i> (C. Agardh) Greville	Disamu
	<i>Rosenvingea sanctae-crucis</i> Børgesen	
Rhodophyta	<i>Acanthophora spicifera</i> (Vahl) Børgesen	Digua
	<i>Ceramium</i> sp.	
	<i>Hypnea musciformis</i> (Wulfen in Joacquin) Lamouroux	
	<i>Jania adhaerens</i> J. V. Lamouroux	
	<i>Laurencia papillosa</i> (C. Agardh) Greville	Disaki

Tabla 26. Identificación de algas presentes en el sustrato de los tanques ubicados en el exterior del Laboratorio Marino de Galeta (Smithsonian, 9° 24.3 N 79° 51.81 W).

DIVISIÓN o CLASE	NOMBRE TAXONÓMICO	NOMBBRE EN KUNA
Chlorophyta	<i>Caulerpa cupressoides</i> (West in Vahl) Agardh	Ansukila
	<i>Derbesia marina</i> (Lynbye) Solier	
	<i>Penicillus capitatus</i> (Lamouroux)	Mupate
Phaeophytcea	<i>Dictyota divaricata</i> J.V. Lamouroux	Disamo
Rhodophyta	<i>Acanthophora spicifera</i> (Vahl) Børgesen	
	<i>Halimeda incrassata</i> (J. Ellis) J.V. Lamouroux	Disaki
	<i>Halimeda opuntia</i> (Linnaeus) Lamouroux	
	<i>Halimeda opuntia</i> (Linnaeus) Lamouroux	Disaki
	<i>Kappaphycus alvarezii</i> (Doty) Doty ex P. Silva, comb. nov.	

Tabla 27. Identificación de algas presentes sobre el alga *Kappaphycus* cultivada en los tanques ubicados en el exterior del Laboratorio Marino de Galeta (Smithsonian, 9° 24.3 N 79° 51.81 W).

DIVISIÓN o CLASE	NOMBRE TAXONÓMICO	NOMBBRE EN KUNA
Chlorophyta	<i>Enteromorpha lingulata</i> (J. Agardh)	
Phaeophyceae	<i>Dictyota divaricata</i> J.V. Lamouroux	
Rhodophyta	<i>Acanthophora spicifera</i> (Vahl) Børgesen	Digua
	<i>Ceramium nitens</i> (C. Agardh) J. Agardh	

La producción de la materia prima obtenida en los cultivos en el mar

Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas

La producción en peso fresco (kg de materia fresca línea cultivada⁻¹) de *Kappaphycus* cultivada en el mar revela que no existen diferencias en la biomasa recolectada atendiendo a los polígonos establecidos (10, 11 y 12).

Analizando todos los datos en conjunto, se obtiene una distribución mensual de la materia fresca a lo largo de los dos años de muestreo, con un máximo en mayo de 35-36 kg línea⁻¹ y un mínimo de 31-32 kg línea⁻¹ en enero y junio (Figura 31).

Por el contrario, la producción en peso seco (kg materia seca línea cultivada⁻¹) muestra un máximo entre mayo -agosto, cercanos a los 5 kg línea⁻¹ y correlacionable con la época de las lluvias y que se discutirá más adelante (Figura 31)

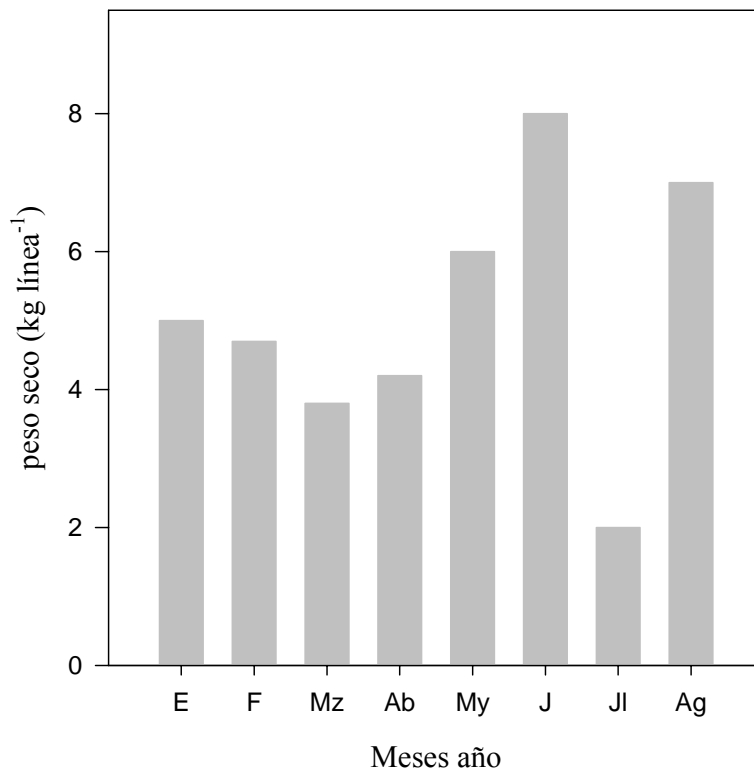
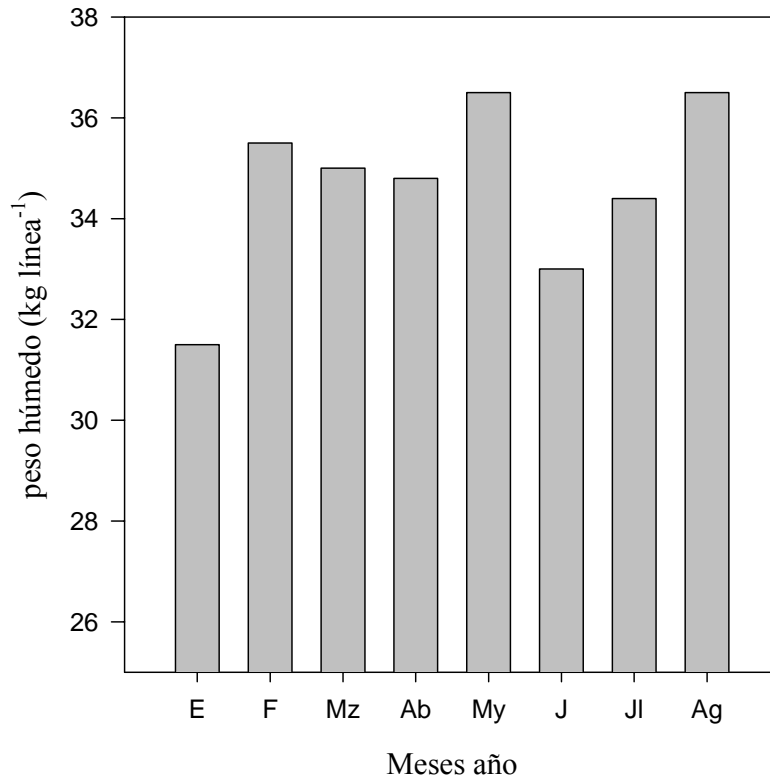


Figura 31. Distribución mensual de la materia fresca y seca (Kg línea cultivada⁻¹)

El número de sacos requeridos para el transporte de la materia fresca y seca está en relación a la producción mensual tal y como se determina en la Figura 32.

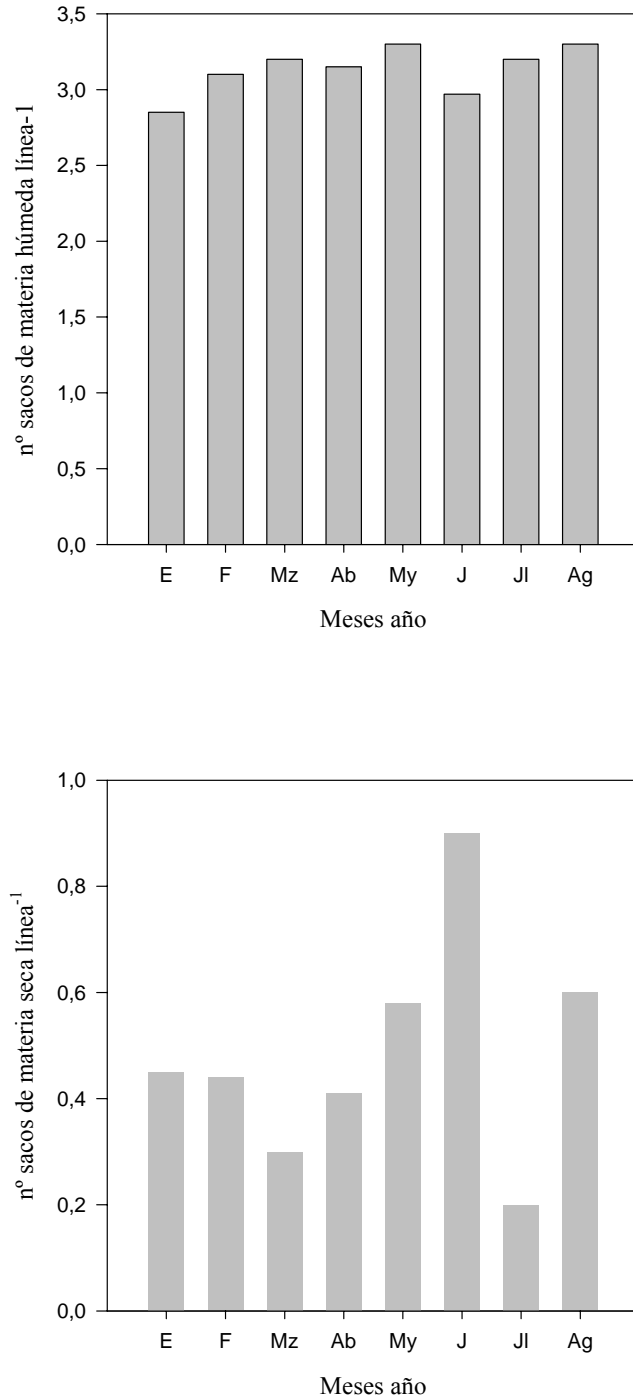


Figura 32. Número de sacos requeridos para el empaquetado de la materia húmeda y seca.

Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los parámetros medioambientales.

Los parámetros ambientales no muestran correlación significativa con la biomasa fresca y seca obtenida. El análisis de regresión de la tasa de crecimiento respecto a estos parámetros y su nivel de significancia (p) se refleja en la Tabla 28.

Tabla 28. Parámetros ambientales medidos y significancia de esas variables.

Parámetros ambientales	Significancia variables (p)
Profundidad	.736
Viento	.981
Corriente	.822
% Nubes bajas	.890
% Nubes medianas	.848
% Nubes altas	.990
% Nubosidad	.862
Luz ($\mu\text{mol fotones s}^{-1} \text{ m}^{-2}$)	.748
Temperatura aire ($^{\circ}\text{C}$)	.748
Temperatura superficial ($^{\circ}\text{C}$)	.825
Temperatura 30 cm ($^{\circ}\text{C}$)	.776
pH	.577
Salinidad (psu)	.622

Producción de *Kappaphycus alvarezii* en peso seco. Evaluación del tipo de secador.

El porcentaje de pérdida de agua obtenido con el secado de las semillas en los 4 tipos de secadores no muestra diferencias significativas entre ellas (Tabla 29), quedando un agua remanente en el tejido de aproximadamente 10-15%.

Tabla 29. Porcentaje de pérdida de agua correspondiente a los 4 secadores empleados. n, número de semillas. Los datos son la media \pm desviación estándar. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos ($p < 0.05$)

Secador	n	% pérdida de agua
Solar cubierto	22	84.76 \pm 1.84 (a)
Industrial	26	89.61 \pm 0.64 (b)
Indirecto	38	88.84 \pm 0.75 (b)
Solar directo	27	87.54 \pm 0.92 (a, b)

El comportamiento de las semillas, medido como la biomasa fresca y seca, en g, en los distintos días de cultivo y con los cuatro secadores, muestra que las semillas obtienen más peso a medida que avanza los días en cultivo y que este valor en peso fresco, se correlaciona directamente con el peso seco correspondiente (Figura 33).

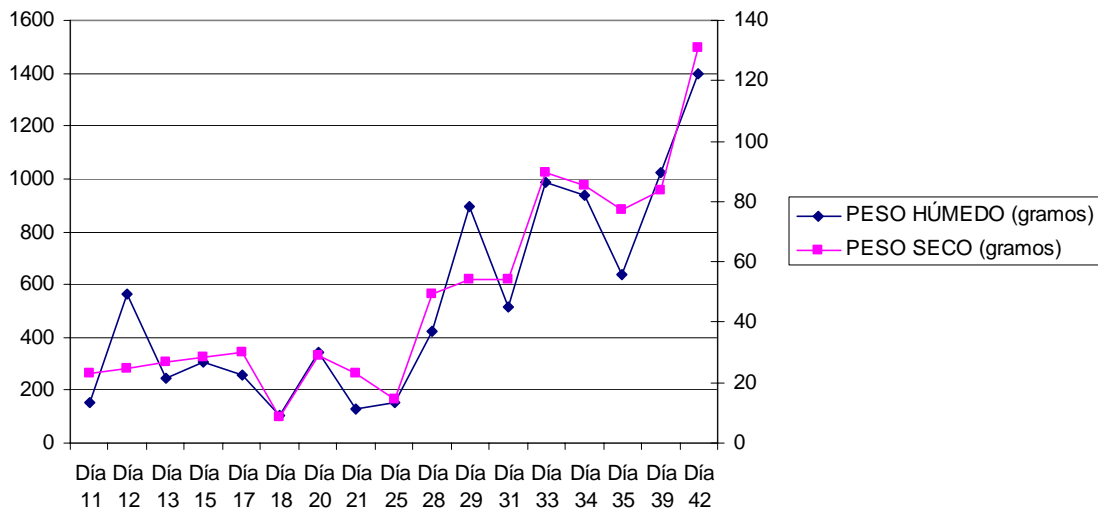


Figura 33. Relación de peso fresco y seco (en g) de las semillas de *Kappaphycus* cultivadas a lo largo de varios días.

Polvo producido en el proceso de secado.

La cantidad de polvo obtenido de *Kappaphycus* no se ve afectado por la estación climática ni por el tipo de secador utilizado. A pesar de existir una correlación directa ($r^2= 0.984$) entre la biomasa obtenida en peso fresco, y su correspondiente en peso seco (Figura 34), no es posible establecer diferencias con ninguna de estas variables y en relación a la cantidad de polvo obtenido (Tabla 30).

Tabla 30. Coeficiente de correlación (R^2) obtenido en las rectas de regresión al comparar las variables peso húmedo y seco con la cantidad de polvo producido.

	R^2
Peso húmedo (g) vs. polvo (g)	0.350
Peso seco (g) vs. polvo (g)	0.372

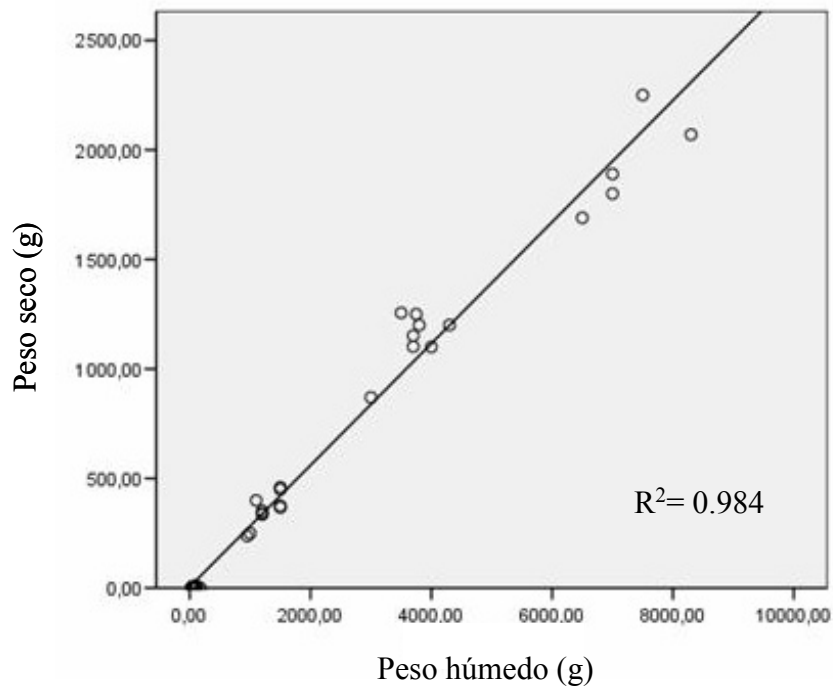


Figura 34. Recta de regresión ($R^2 = 0.984$) establecida entre las variables peso seco (g) y peso húmedo (g) de *K. alvarezii*

La composición química de este polvo ($\mu\text{g g}^{-1}$) contrastado por el GEOBIO y la Universidad de Panamá, determinan las siguientes concentraciones para los distintos elementos (Tabla 31).

Tabla 31. Concentración de los elementos químicos analizados ($\mu\text{g g}^{-1}$) y longitudes de onda a las que fueron medidos.

Elemento	Long. Onda (λ)	Concentración ($\mu\text{g g}^{-1}$)
B	249.77	0.12
Be	313.0	0.2
Co	228.6	0.33
Cr	267.7	0.3
Sn	181.97	0.89
Pb	220.3	0.21
Zn	213.8	0.29
Ti	336.12	254.63
Ba	455.4	280.3
Sr	407.7	150.63
Al	308.2	3.55
Ca	317.9	20.5
Cu	324.7	2.56
Fe	259.9	2.59
K	766.4	3.2
Li	670.7	29.69
Mg	279.8	12.69
Na	589.59	5.6
Rb	780.02	25.3
Si	251.6	4.23
		%
N		0.673
C		20.592

Caracterización de la carragena

Para la caracterización de la carragena se analizaron los 3 polígonos y en cada uno de ellos, se tomaron 6 semillas al azar para el análisis correspondiente. Estos análisis determinaron la

cantidad de carragena, y las fracciones κ e ι , así como, el porcentaje de humedad remanente tras los secados (Tabla 32). Independientemente de los polígonos, el porcentaje de carragena osciló entre 25-40%, siendo la fracción κ cercana al 85% y la ι al 15%.

Tabla 32. Caracterización de la carragena de *Kappaphycus alvarezii*, en términos de rendimiento de carragena, fracciones *kappa* e *iota* y peso molecular. Cada muestra es la media de 6 semillas tomadas al azar de cada polígono.

Polígono	Humedad remanente	Carragena	Fracción kappa	Fracción iota	Peso molecular (10 ⁶ Da)
	(%)				
10	25	25	82	18	1,5
10	29	35	86	14	2,2
11	29	24	79	21	1,5
11	36	37	85	15	2,3
12	13	32	87	13	1,5
12	47	40	90	10	1,9

En la siguiente Figura 35, se muestra las relaciones de las variables peso molecular, fracción *iota* y rendimiento de la carragena (%) en función del tiempo en cultivo.

De esta figura se deduce que, a medida que avanza el tiempo en cultivo, los polímeros de galactosa que forman la carragena se asocian hasta alcanzar valores de 16 10⁴ Da de peso

molecular. Por otro lado, la fracción *iota* o no-*kappa* va disminuyendo cuanto más tiempo en cultivo.

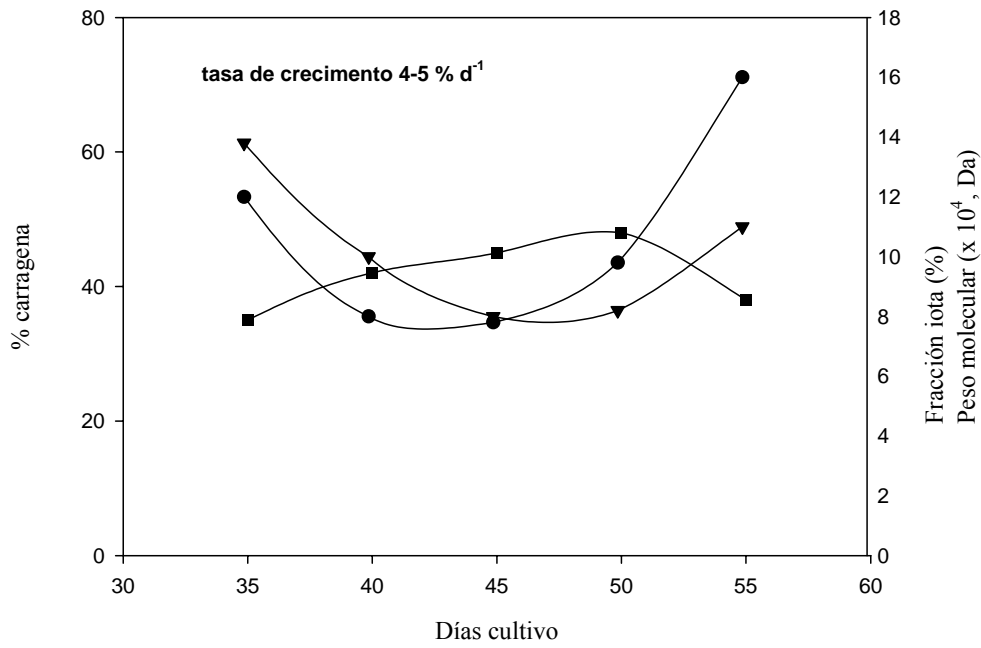


Figura 35. Caracterización de la carragena de *Kappaphycus alvarezii*, en términos de rendimiento de carragena, fracciones *iota* y peso molecular a lo largo del tiempo de cultivo. Rendimiento de carragena, (cuadrado); peso molecular, (círculo); fracción *iota*, (triángulo)

Experimentos *in vitro*

Las tasas de crecimiento (μ , día⁻¹) de los explantos no mostraron diferencias significativas ni respecto a presencia de las sustancias estimuladoras (Tabla 33) ni considerando la concentración utilizada (Tabla 34).

Tabla 33. Tasa de crecimiento (μ , día⁻¹) de los explantos de *Kappaphycus* cultivados en presencia de varias sustancias de crecimiento. n son las réplicas del experimento. Cada réplica consta de 5 explantos. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos (p = 0.05)

Sustancia estimuladora	n	Tasa de crecimiento (μ , día ⁻¹)
PES (Control)	5	0.003 ± 0.001 (a)
Putrescina	5	0.003 ± 0.001 (a)
Espermidina	5	0.004 ± 0.001 (a)
Espermina	5	0.003 ± 0.001 (a)
Glicerol (0.1 M)	5	0.006 ± 0.002 (a)

Tabla 34. Tasa de crecimiento (μ , día⁻¹) de los explantos de *Kappaphycus* cultivados a determinadas concentraciones de las sustancias de crecimiento. n son las réplicas del experimento. Cada réplica consta de 5 explantos. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos ($p = 0.05$)

Concentraciones (M) de las sustancias estimuladoras	n	Tasa de crecimiento (μ)
0 (control)	5	0.004 \pm 0.001 (a)
10 ⁻⁵	5	0.004 \pm 0.001 (a)
10 ⁻⁷	5	0.003 \pm 0.001 (a)
10 ⁻⁹	5	0.003 \pm 0.001 (a)
Glicerol 0.1	5	0.006 \pm 0.003 (a)

Sin embargo, el cultivo *in vitro* de explantos de *Kappaphycus alvarezii* mostró diferentes formas de crecimiento, desde ejes simples, ejes bifurcados y callos (Figura 36). A los 45 días de cultivo, todos los explantos sobrevivieron en los tratamientos y las concentraciones chequeadas, a excepción de las indicadas en glicerol (0.3 y 0.5M).

Los ejes bifurcados y callos, cuando se presentaron, lo hicieron en número de 1-2, mientras que, los callos estuvieron presentes en número de 0 y 1 en presencia de glicerol (0.1M). Otras concentraciones de esta sustancia fueron inhibitorias y los explantos murieron.

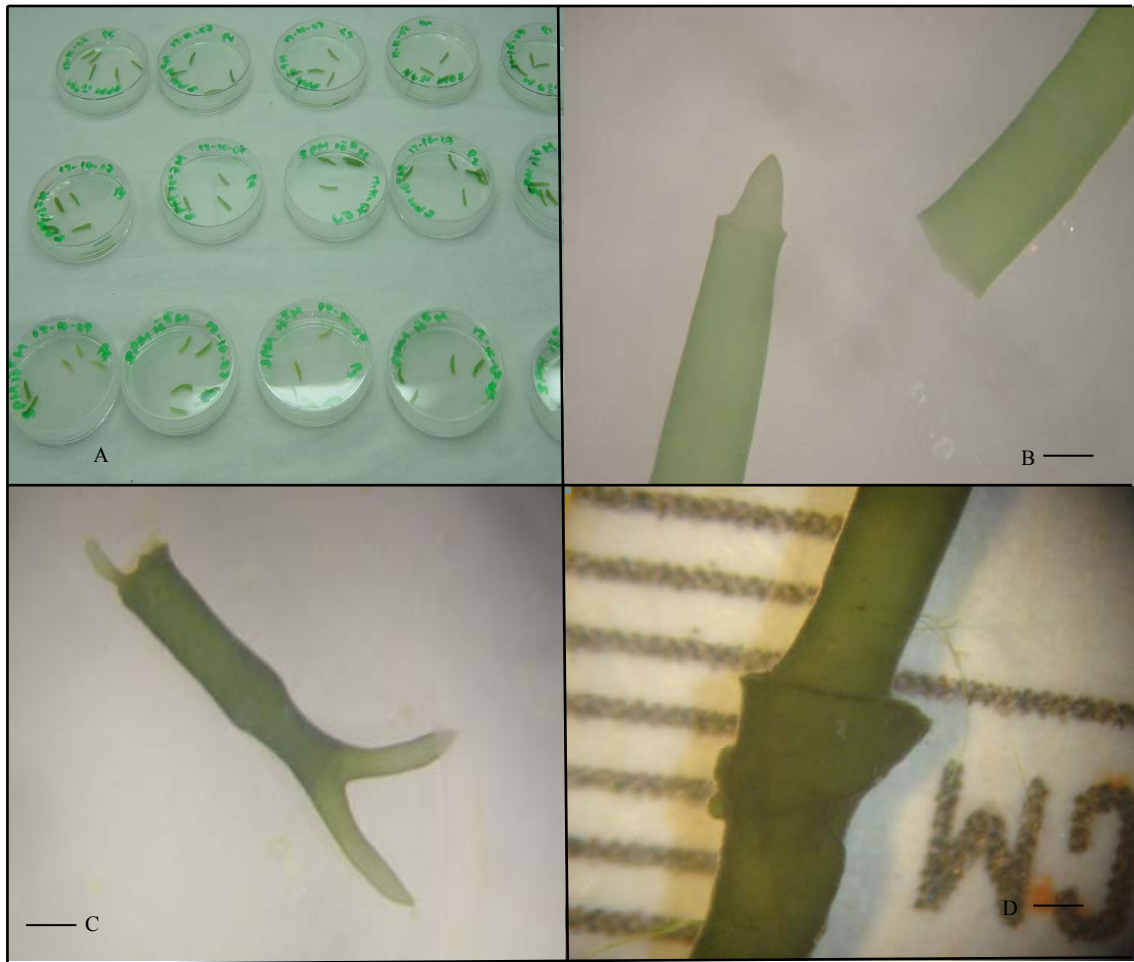


Figura 36. Explantos en cultivo in vitro de *Kappaphycus alvarezii*. A. Disposición de placas en la cámara de cultivo a razón de 5 explantos por placa. B. Formación de ejes simples. C. Formación de ejes bifurcados. D. Formación de callos.
Escala en B, C= 0.22 cm y en D= 0.12 cm.

Los ejes simples y bifurcados no mostraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos (Tabla 35). Por el contrario, la presencia de callos lo fue en aquellos medios con glicerol (Tabla 36).

Tabla 35. Número de explantos de *K. alvarezii* cultivados en presencia de sustancias estimuladoras del crecimiento y que presentaron ápices bifurcados.

n son las réplicas del experimento. Cada réplica consta de 5 explantos. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos (p= 0.05)

Sustancia estimuladora	n	Nº explantos con ápices bifurcados
Putrescina	5	1.137 ± 0.241 (a)
Espermidina	5	1.294 ± 0.253 (a)
Espermina	5	1.014 ± 0.254 (a)
Glicerol (0.1 M)	5	0.375 ± 0.874 (a)

Tabla 36. Número de explantos de *Kappaphycus alvarezii* cultivados en presencia de sustancias estimuladoras del crecimiento y que desarrollaron callos.

n son las réplicas del experimento. Cada réplica constaba de 5 explantos. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos (p < 0.5).

Sustancia estimuladora	n	Nº explantos formando callos
Putrescina	5	0.387 ± 0.072 (a)
Espermidina	5	0.451 ± 0.076 (a)
Espermina	5	0.411 ± 0.076 (a)
Glicerol (0.1 M)	5	1.625 ± 0.263 (b)

Respecto a la concentración utilizada, ninguna de ellas mostró diferencias significativas en la formación de ejes bifurcados (Tabla 37) y/o callos a excepción del glicerol 0.1 M (Tabla 38).

Tabla 37. Número de explantos de *Kappaphycus alvarezii* cultivados a distintas concentraciones de sustancias estimuladoras del crecimiento y que presentaron ápices bifurcados. n son el número de explantos en cada tratamiento. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos (p= 0.05)

Concentraciones (M) de las sustancias estimuladoras	n	Nº explantos con ápices bifurcados
0 (control)	25	0.935 ± 0.358 (a)
10 ⁻⁵	25	1.369 ± 0.304 (a)
10 ⁻⁷	25	0.810 ± 0.283 (a)
10 ⁻⁹	25	1.168 ± 0.288 (a)
Glicerol 0.1	25	0.750 ± 1.303 (a)

Tabla 38. Número de explantos de *Kappaphycus alvarezii* cultivados a distintas concentraciones de sustancias estimuladoras del crecimiento y que desarrollaron callos. n son el número de explantos en cada tratamiento. Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos ($p < 0.05$).

Concentraciones (M) de las sustancias estimuladoras	n	Nº explantos formando callos
0 (control)	25	0.728 ± 0.107 (a)
10 ⁻⁵	25	0.454 ± 0.091 (a)
10 ⁻⁷	25	0.459 ± 0.085(a)
10 ⁻⁹	25	0.449 ± 0.087 (a)
Glicerol 0.1	25	1.250 ± 0.392 (b)

Aclimatación de explantos *ex vitro*

Las tasas de crecimiento (día^{-1}) de los explantos cultivados *in vitro* y posteriormente aclimatados a los tanques y acuarios mostraron desigual tendencia. Así, mientras los explantos aclimatados en acuario disminuían su crecimiento, aquellos aclimatados a los tanques, independientemente de su ubicación, incrementaban significativamente su tasa (Tabla 39).

Las experiencias de re- ingreso a la cámara de conservación disminuyeron el crecimiento aunque con tendencia a la estabilización (Tabla 39).

Tabla 39. Tasas de crecimiento (μ , día⁻¹) de explantos aclimatados *ex vitro*.

n el número de explantos; Las letras indican grupos estadísticamente homogéneos ($p < 0.05$).

Cultivo \Rightarrow Aclimatación	n	Tasa crecimiento (μ , día ⁻¹)
<i>In vitro</i> \Rightarrow tanque	16	$0.0107 \pm 9 \cdot 10^{-3}$ (a)
<i>In vitro</i> \Rightarrow acuario	8	$-0.000467 \pm 2 \cdot 10^{-3}$ (b)
Tanque \Rightarrow cámara	18	$0.0058 \pm 8 \cdot 10^{-4}$ (c)

El seguimiento microscópico de los explantos aclimatados *ex vitro* muestra como a partir de los explantos sembrados se produce la emisión de nuevos ápices o la formación de callos (Figura 37 A,C). Las imágenes con microscopia confocal pusieron de manifiesto como la actividad celular se localizaba fundamentalmente en los ápices y zona de formación de los callos (Figura 37. B, D). Ambas localizaciones denotan una intensa división de las células.

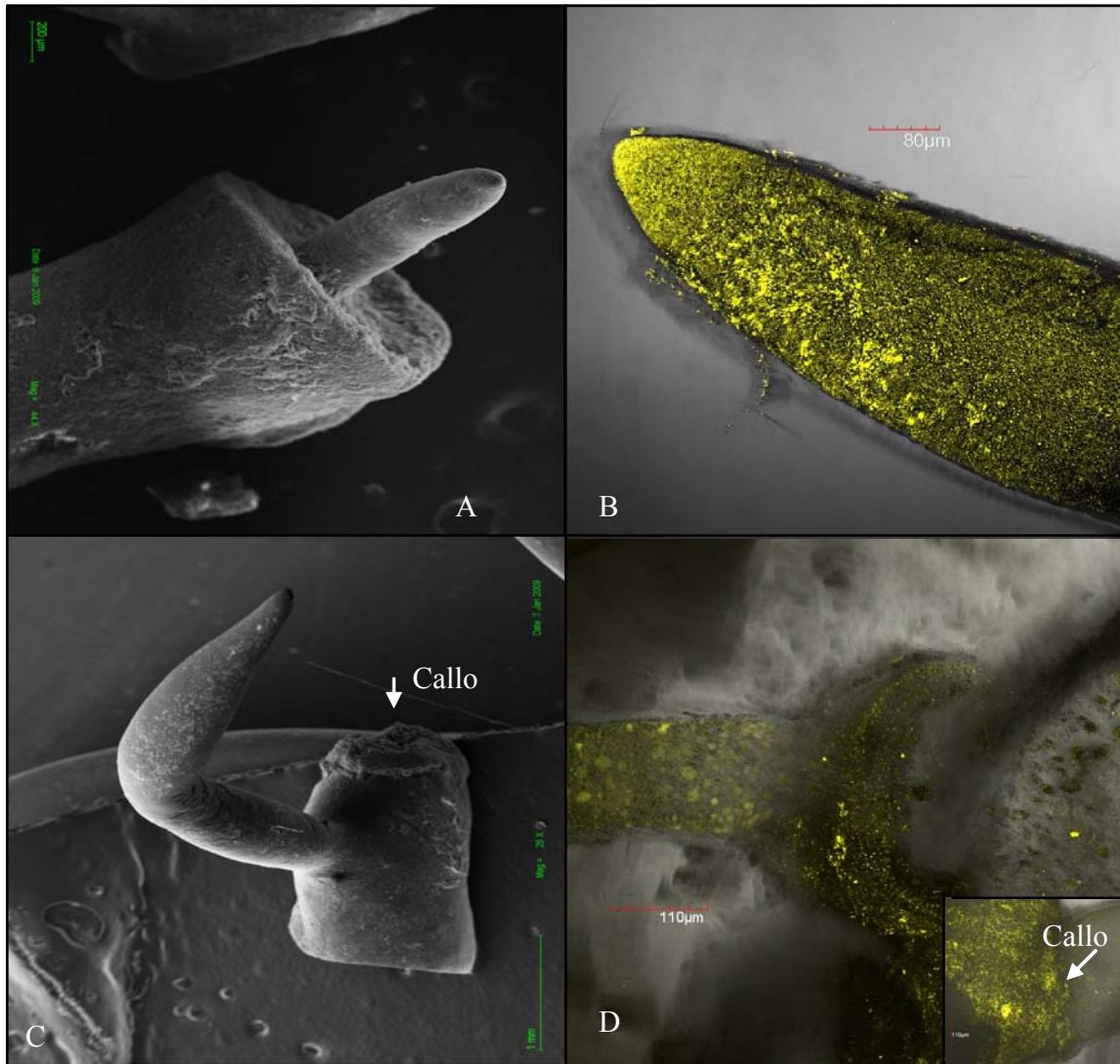


Figura 37 (A-C) Emisión de ápices nuevos (A) y formación de callos (flecha, C) en explantos de *Kappaphycus alvarezii* vistos con microscopía de barrido. (B-D) Zonas de división celular denotadas por la microscopía confocal en los ápices (B) y los callos (D). Nótese el detalle en el inserto de D.

Cultivo ecosostenible de Kappaphycus alvarezii en Panamá.
Gloria Batista de Vega

Discusión

Experimentos en el mar

Efecto en el crecimiento diario de una semilla en dos tipos de plantación: semifijas y fijas.

Desde inicios de la década de 1970, se han publicado diferentes métodos de plantación, para los cultivos de *Eucheuma* y *Kappaphycus*; la mayoría de ellos difieren en el peso inicial de las semillas en el momento de plantarla, los espacios entre semillas atadas a la cuerda y la longitud de estas (Doty, 1973; Trono & Ohno, 1989; Muñoz et al., 2004; Bulboa & de Paula, 2005; Rao et al., 2008).

En las primeras granjas instaladas, se cultivaron *Eucheuma spinosum*, *Eucheuma striatum* (Doty, 1973). Posteriormente, se probaron otras especies de *Eucheuma* (Doty & Alvarez, 1974; Doty, 1986), y una variedad de *Eucheuma* llamada *Tambalang* (Lim, 1982). El cultivo con la especie *Kappaphycus alvarezii* acompañado de *Kappaphycus striatum* y *Eucheuma denticulatum* se reporta por primera vez en 1990 (Glenn & Doty, 1990). Desde esta fecha las publicaciones sobre el cultivo de esta especie han venido remplazando las del género *Eucheuma*.

Debido a que los parámetros ambientales del área de estudio son los óptimos para el cultivo del *Kappaphycus* y además se mantienen a lo largo del año, inicialmente diseñamos la siembra en estructuras semifijas, muy parecidas a las ya descritas para los cultivos de la

especie. Sin embargo, nuestro objetivo era lograr un diseño que permitiera reducir los impactos en la zona y al tiempo que, nos resultara comercialmente más productivo.

Los resultados de este experimento nos muestran que efectivamente las estructuras fijas, con menor cantidad de estacas enterradas, fueron las que revelaron la mayor tasa de crecimiento (Tabla 17). Por otro lado, las áreas que comparamos no presentaron diferencias entre ellas, por lo que nos asegura extender el modelo a las otras ubicaciones concesionadas para la siembra.

Los métodos con estructuras rectangulares reportadas previamente para la misma área (Batista et al., 2004 a, 2005; Tresposey et al., 2006) muestran tasas de 5.4 a 8.7 %, pero con una biomasa menor en la siembra. Esto dio como resultado una producción más baja al final de la cosecha. Por otro lado, estas estructuras rectangulares requieren más material y además de ser más costosas, se necesita más tiempo y mano de obra.

Para la *Eucheuma cottonii* otros métodos, como el de balsa, fueron descritos como los mejores en áreas con corrientes lentas. Las monolíneas fueron buenas en corrientes moderadas con tasas de crecimiento entre 5.2 y 5.4 % (Lim, 1982). Sin embargo, este autor no describió los métodos, ni mostró las comparaciones estadísticas de ninguno de estos tratamientos. El método de estacas con monolíneas para la siembra de *Kappaphycus alvarezii* y *Kappaphycus striatum*, se demostraron como el mejor método y más ventajoso frente a aquellos que usaban redes (Trono, 1993).

Las tasas de crecimiento del alga se empezaron a mencionar en los cultivos para la especie sin explicar cómo lo obtenían en Lim, 1982. La tasa de crecimiento, en relación al

lugar de la estructura donde se siembra el alga, fue referenciada por primera vez por Glen & Doty, 1990 en una estructura rectangular llamada *pen*.

Efecto de la cantidad de biomasa inicial

Los resultados de este experimento nos muestran que al sembrar con dos pesos iniciales, al final de periodo de ensayo (54 días) se obtiene marcadas diferencias estadísticas en la biomasa final obtenida como lo muestra la Tabla 18. También nos revela una tasa de crecimiento estadísticamente significativa entre los dos pesos iniciales, siendo mayor con un peso inicial de 50 g (Tabla 19)

La biomasa inicial para los cultivos de *Eucheuma* y más tarde *Kappaphycus* es indicada en la literatura de diferentes maneras. A inicios del cultivo, se menciona el género *Eucheuma* sembrada en diferentes métodos de plantación, con un pesos entre 50 a 100 gramos por semillas, dispuestas separadamente 30 cm en una cuerda de polipropileno (Doty, 1973). Este autor presenta una tasa de crecimiento entre 1.5 a 5.5 % con una biomasa final de 5 Kg a los 90 días aunque no monitorea los pesos iniciales y no indica el cálculo de la tasa.

Por otro lado, la literatura indica la utilización de talos nativos, al comienzo de la siembra, y posteriormente talos nuevos, que se cultivaron constantemente en el inicio de las siembras subsiguientes sin indicar ni sus pesos iniciales ni el de final de la cosecha. Por ejemplo, Doty & Alvarez (1974), hacen énfasis, en la existencia de 10 granjas en el 1972, seguidas de 700 a finales de 1973 y alcanzando en 1974, más de 1000 granjas de media hectárea cada una. En ninguno momento se definen las estructuras utilizadas, ni los nombres

de las especies. Las semillas las mencionan como productos agrícolas, indicando que se trata de una semilla (nativa) y otra denominada “nueva” de la misma especie. Suponemos que la especie nueva, sembrada en las granjas a finales de 1974, podría ser *Kappaphycus*, más tarde denominada *Kappaphycus alvarezii*, en gratitud al Sr. Alvarez (comunicación personal John West).

Lim (1982) cultiva con diferentes *Eucheuma* y una variedad llamada *Tambalang* que es identificada posteriormente como *Kappaphycus* (Hurtado et al., 2005). En estos cultivos, indica diferencias en peso de siembra inicial entre 50 a 150 gramos por semillas. El número de semillas por siembra oscilaba entre 4 a 1000, y dispuestas a razón de 20-50 cm en las diferentes estructuras. No hace comparación entre estos pesos de siembras pero en algunos de los experimentos presenta la tasa de crecimiento que oscilaron entre 1.4 a 9.8 % sin presentar la fórmula. Las cosechas de algunos experimentos fueron cada 90 días.

En el Caribe, se reportaron siembras de *Eucheuma isiforme*, con semillas de peso inicial de 50 gramos en varias estructuras. El estudio presenta tasas de crecimiento sin definir la biomasa de partida ni separarlas por estructuras (Smith, 1992).

La siembra de *Kappaphycus* es mencionada inicialmente como la disposición de los talos en diferentes estructuras sin un peso inicial (Doty, 1986; Glenn & Doty, 1990). En particular, Doty (1986) presentó resultados con un crecimiento final de 3 Kg, en un tiempo de cosecha de 56 semanas. Por su parte Glenn & Doty (1990) recogieron tasas de crecimiento entre 0.95 a 4.32 g entre las 8-12 semanas.

En los cultivos de *Kappaphycus alvarezii* y *Kappaphycus striatum*, se utilizaron pesos iniciales de plantación entre 50 y 100 g por semilla con el método de monolínea. Las semillas fueron monitoreadas para determinar una tasa de crecimiento diario entre 2 a 5 % en un tiempo de cosecha entre los 60 a 90 días (Trono, 1993). Este método es similar a los utilizados en este experimento, sin embargo no se indicó si existían diferencias dados los pesos iniciales de siembra.

Los métodos tradicionalmente usados para conocer la biomasa final, en el cultivo del *Kappaphycus*, utilizando un peso inicial definido por semillas (Areces, 1995 b; Trono & Ohno, 1998; Muñoz et al., 2004; Batista et al., 2004; Subba Rao et al., 2008). Cuando la transferencia se realiza desde el laboratorio al mar, se refieren como número de semillas por cuerda (Bulboa & de Paula, 2005; 2007).

Efecto del epifitismo en el crecimiento de las semillas

En los polígonos, donde se establecieron los experimentos, se observó la llegada de especies de macro y micro algas marinas que se pegaban en las estacas, cuerdas y algunas se fijaban en el *Kappaphycus* entre los meses de enero a mayo, coincidente con la temporada seca. Este fenómeno concuerda con la llegada de vientos provenientes del norte que se comportan con una velocidad promedio mensual del 34%, (Porcentajes mensuales del 1 al 100%), comparado con la velocidad del tiempo en el resto del año en el área (Figura 10).

Nuestro experimento fue diseñado en la temporada lluviosa por ser la más larga del año con el fin de reconocer las algas que se mantuvieron fijas en el *Kappaphycus*, después de

la temporada seca. Se identificaron 8 especies de algas: 3 Rhodophyta, 2 Phaeophyceae y 3 Chlorophyta (Tabla 22).

Los resultados estadísticos muestran que no existen diferencias en la tasa de crecimientos en las algas colectadas procedentes de los diferentes tiempos de plantación, con y sin epífitas, ni entre los polígonos estudiados (Tabla 20). Sin embargo se determinó que en las algas con epífitas, el coeficiente de variación era del 17.6 % en relación a las que no presentaban (6.5 %) (Tabla 21). Esta diferencia marcaba la existencia de mayor variabilidad en la tasa de crecimiento, que se interpreta en términos de perturbación del mismo, aunque las medias no aparezcan significativamente distintas. De hecho algunos ejemplares se nos presentaron bastante deteriorados, dando cuenta así del efecto negativo que tiene el epifitismo y la necesidad de evitarlo.

En cualquier caso los análisis de las muestras de *Kappaphycus alvarezii*, realizadas en el Laboratory of Natural Products Chemistry Institute for Tropical Biology and Conservation (University of Malaysia), confirmaron que estas algas epífitas no penetraron ni se observaron daños en la pared celular asociados. Tampoco se observó epífitas creciendo intercelularmente asociados a desordenes corticales y la médula de *Kappaphycus*.

Los cultivos de *Eucheuma* y *Kappaphycus*, llevados a escalas comerciales, han reportado desde sus inicios varios problemas que merman la producción final de la biomasa durante el tiempo de cultivo. Entre estos están el *ice-ice* (puntas blancas), la formación de cavidades en los talos o puntas, oscurecimiento de las puntas, decoloración y pobre crecimiento debido al epifitismo (Doty, 1986).

Más recientemente Hurtado y colaboradores (2005) han clasificado 5 tipos de epifitismo relacionados con macro o microalgas que llegan a los cultivos del *Kappaphycus*. A saber:

1. algas que se pegan a la superficie del *Kappaphycus* pero muy levemente,
2. algas que se pegan fuerte a la superficie.
3. algas penetran dentro de la pared celular sin hacerle daño.
4. algas penetran dentro de la pared celular asociado a la desorganización del huésped y,
5. algas epífitas que invaden los tejidos de la célula del *Kappaphycus* creciendo intercelularmente asociados a desordenes corticales y la médula.

Las estructuras, como las monolíneas, fueron reportadas atacadas por el herbivorismo y epífitas de algas verdes. Las algas rojas y verdes se posesionaron completamente sobre los cultivos, pero con la llegada de los vientos fuertes del noroeste desaparecieron (Lim, 1982; Variappan, 2006).

Desde diciembre de 1975 a mayo de 1978, el 95% del área del cultivo en Filipinas fue atacado por epífitas y parásitos que dieron como resultado al "ice-ice". Todas las plantas de la variedad *Tambalang* (*Kappaphycus*) enfermaron. La tasa de crecimiento se redujo drásticamente cuando la parte del alga afectada llegaba a la putrefacción; Se identificó a *Polysiphonia* sp. como la principal alga epífita que atacó severamente a los talos de *Kappaphycus* (Lim, 1982), pudriéndolos y fragmentándolos (Critchley, *et al.* 2004)

El impacto de las epífitas sobre las granjas de *Kappaphycus*, en Filipinas, fue económico, social y ecológicamente serio para el país. Los granjeros se empezaron a

desilusionar y a moverse de un lado a otro de cultivo llevando consigo a sus familias, o regresando a prácticas que ocasionan daños ambientales como dinamitar en el arrecife de peces.

En el Caribe se registraron problemas de herbivorismo y epifitismo en las granjas sembradas con *Eucheuma* y con una especie llamada “*Drift seaweed*” (Smith, 1997 a). “*Drift seaweed*” significa derivada de un alga.

Para ese tiempo en el Caribe, ya existían reportes de los cultivos con la *Eucheuma* (Smith, 1986), y pruebas con una especie de *Eucheuma* más productiva lo que podría referirse a la misma especie todavía no registrada con el nombre de *Kappaphycus*.

En esta zona, también se han mostrado problemas de epifitismo asociado a sedimentación en estructuras llamadas Métodos de las granjas de Islas Marshall, mientras que, en Belice en cultivos plantados en monolíneas no hubo problemas con epífitas (Smith, & Rincones, 2006).

En Kiribati, en el Océano Pacífico al NE de Australia, los cultivos de *Kappaphycus* muestran problemas de herbivorismo, epifitismo, y la enfermedad del *ice-ice* en relación con los vientos fuertes del oeste (Sulu et al., 2004).

El epifitismo es la mayor inquietud en las granjas de India (Muñoz & Sahoo, 2007). Según diversos estudios, esta área debe seguir los patrones de las temporadas y cuando las epífitas aparezcan, removerlas manualmente, lo más rápido como sea posible, antes de que se puedan reproducir y esparcir. Sin embargo, es evidente que cepas resistentes al epifitismo podrían desarrollarse a través de de una selección continua de especies en estado natural, creando programas por manipulación genética o producción transgénica.

En definitiva, todo indica que a pesar que estos cultivos se iniciaron a principios de 1970, no ha habido muchos avances en las granjas comerciales de eucematoides y del género *Kappaphycus*.

El conocimiento de las epífitas, sólo queda en el esquema de manejo de cosechar los propágulos infectados de eucematoides comerciales y reemplazarlos con otros de otra localidad no infectada (Ask & Azanza, 2002).

Efecto del crecimiento de las semillas en relación a las temporadas climáticas

El área de estudio, como hemos descrito, está caracterizado por tener parámetros ambientales muy estables a largo del año, siendo los requeridos para este tipo de cultivos. En adición a esto, la zona costera está protegida por el impacto de huracanes típicos de la región del Caribe (Cubit & Connor, 1993; Cubit, 2004) y, el estado del tiempo se define en dos temporadas seca y lluviosa. La temporada seca se inicia a mediados de diciembre y termina aproximadamente a finales de abril, mientras la lluviosa, se inicia a principios mayo y termina aproximadamente el 17 de diciembre (Espinosa, 2009). Si la presencia de la temporada lluviosa en el área es aproximadamente 9 meses al año, se hace imprescindible conocer el impacto del crecimiento de las algas sembradas entre las dos temporadas.

Los experimentos planteados para este estudio no mostraron diferencias significativas en la tasa de crecimiento de *Kappaphycus* entre las dos temporadas (lluviosa y seca) (Tabla 23). De igual manera, el estudio por polígonos reveló un comportamiento similar de la especie.

La producción comercial de los cultivos de la especie *Kappaphycus* depende directamente de los cambios estacionales o de estaciones bruscas que no podemos controlar en los sitios. Desde la implementación de los cultivos, se han venido reportando la pérdida de la cosecha por cambio de estaciones (Doty & Alvarez, 1974). También se han venido referenciando problemas en los cultivos o pérdida total de las granjas debido a una gran variabilidad en el clima del área (Lim, 1982). Los cambios en la dirección y velocidad normal del viento (suroeste al noroeste) que tienen que ver directamente con el cambio de estación dieron como resultado un crecimiento pobre de los talos (Glenn & Doty, 1990).

Las tasas de crecimiento de *Kappaphycus* fueron bajas si se asociaban a muchas lluvias y temperaturas por debajo de 18 °C (Bulboa & de Paula, 2005). En Hawai, Glenn & Doty (1990) mostraron tasas de crecimiento de *K. alvarezii*, *K. striatum* y *E. denticulatum* independiente de las estaciones, pero principalmente estaban afectadas por el hidrodinamismo de las áreas cultivadas.

En el Caribe fueron reportadas tasas de crecimiento, en relación a los métodos y las estaciones, de entre 4.25 a 7.22 a través de 2 años (Batista et al., 2004 a, b; Trespoey et al., 2006), manteniéndose estable todo el año como indica también este estudio. En el Caribe colombiano, las tasas de crecimiento fueron diferentes en las dos temporadas (Smith & Rincones, 2006) aunque estaban dentro de los rangos de crecimiento industrial. En Vietnam, Nang y colaboradores (2007) registraron tasas de crecimiento diario para *K. alvarezii*, cultivado en cajas flotantes, de entre 5.73-6.25 y 26 °C (temporada fría), mientras en temporadas calientes, con temperaturas sobre los 30 °C, la tasa de crecimiento disminuyó al 0.87-1.14, presentándose la enfermedad del ice-ice.

Experimentos en tanques de cultivo

Efecto de los tipos de tanques y estaciones climáticas en el crecimiento

Una de las alternativas para que las algas rojas de importancia comercial, como *Gracilaria*, puedan disminuir el estrés que sufren en mar abierto, es cultivarlas en sistemas de tanques donde la luz, el movimiento del agua en el tanque y el aire sea controlado (Edding et al., 1987). La especie *Kappahycus striatum* (Schmitz) Doty fue cultivada en tanques en las costas occidentales de India para comparar el contenido de carragena con las especies de *Hypnea* (Mairh et al., 1995). Recientemente se han experimentado cultivos en tanques con tres especies de *Kappahycus* como potencial de biorremediación en policultivos con Chanos chanos milkfish (Rodriguez & Montaña, 2007).

En general las experiencias que han tenido los cultivadores, en tanques, indican que para que la macroalga obtenga un crecimiento aceptable depende más bien de cómo se le optimice las necesidades de crecimiento de la especie cultivada dentro del tanque que del tanque mismo. El crecimiento de la especie depende del movimiento del agua, la densidad de siembra, los rangos de temperatura, la intensidad de luz, la aireación y los nutrientes. En este sentido, el tanque debe ser monitoreado, registrando variables como la circulación del agua, la temperatura diaria, los cambios de pH, y penetración de luz en los tanques.

Las semillas pueden estar libres, sin atar, pero en movimiento y pueden asociarse al sustrato del tanque. También las semillas pueden colocarse amarradas a redes y tubos.

Algunas variantes de sistemas de canal o estanque se han visto rentables para el cultivo de la semilla de *Eucheuma* con vistas a la explotación agronómica o comercial (Neish, 2003).

La comparación de las tasas de crecimiento de *Kappaphycus*, cultivada en los dos tamaños de tanques muestra que la tasa de crecimiento es superior en el tanque pequeño (Tabla 24). Las ratios en las dos temporadas climáticas, a pesar de no presentar diferencias estadísticas, son ligeramente superiores en el tanque pequeño probablemente porque la circulación del agua de mar en el tanque grande era muy baja (Tabla 24).

Este resultado está en línea con otros experimentos realizados en recipientes pequeños tales como acuario de vidrio de 59x24x39 cm y donde también se registraron tasa de crecimiento altas en un rango de 0.14 a 0.4 % (Sulu et al., 2004)

Observaciones adicionales a los cultivos en tanques.

La determinación de las micro- y macroalgas presentes en los tanques de *K. alvarezii* se mostraron en las Tablas 25, 26, 27. A pesar de la presencia de estas algas en los cultivos de *Kappaphycus*, se puede decir que éstas no afectaron al crecimiento de nuestra alga de una manera significativa.

La producción de la materia prima obtenida en los cultivos en el mar

Evaluación de la producción en peso de las semillas sembradas en líneas

La producción en peso húmedo es prácticamente constante a lo largo de todos los meses muestreados. Los máximos presentes, aunque no estadísticamente significativos, se explican provocados por el cambio en la dirección de las corrientes que traen nutrientes, favoreciendo una mayor biomasa (Figura 31). El máximo en peso seco obtenido en el mes de junio se debe fundamentalmente a la acumulación de biomasa recolectada de la estación húmeda para el secado (Figura 31).

Este estudio también revela que, en los polígonos estudiados, se obtiene cerca del 15 % de la producción del peso seco mensual con humedades entre el 20 al 25 %. Esta producción se correlaciona con tasas de crecimiento entre 3-4 % medidos cada 10-15 días por cosecha (Batista et al., 2004 a).

Sobre la base de los kilogramos recolectados, la estimación de los sacos necesarios es una práctica para controlar la producción mínima de biomasa húmeda y seca esperada por línea sembrada. Es decir la materia fresca y seca está en relación a la producción mensual tal y como se determina en la Figura 32.

La evaluación de la producción de peso húmedo de los cultivos en mar revela, de nuevo, gran diversidad en la bibliografía consultada. Hasta pasados los años 90, todas las publicaciones hacen referencia al peso final obtenido pero sin tener en cuenta la biomasa

inicial, ni las tasas de crecimiento o ecuaciones empleadas para datarlas. Así, Glenn & Doty reportaron tasas de crecimiento a las 55 semanas y donde usaron talos medidos cada semana.

Hay muy pocas publicaciones que realmente informen de las producciones específicas de la materia prima obtenidas de las granjas ya sea experimental o comerciales. Doty, en 1986, presenta un listado de las toneladas por año en relación a las tasas de crecimiento. Esos resultados presentados, de manera somera, son la compilación de otros previamente publicados (Tham, 1969; Doty 1971; Doty 1973; Parker 1974; Dawes, 1974) y con tasas de crecimiento determinadas aleatoriamente, diferentes especies, y variedades de *Eucheuma*.

A pesar que algunos reportes informan de una producción y un tiempo específico de cosecha, el inicio de la siembra no incluye generalmente valores de la biomasa inicial, y en caso que se presente se relaciona al número de granjas cosechadas. Así por ejemplo, algunos experimentos que presenta Lim (1982) con granjas situadas en Gilutngan durante 1975 y en Dajanon Reef, en los años 1977 y 1982, reportó 50 000 plantas por hectáreas sin indicar la producción final por siembra. En su resumen general indica una producción de 4000 kilos húmedos sembrados con una cosecha de 76.7 de kilos secos y porcentaje de humedad entre 29-31. De estos datos se deduce una producción de aproximadamente el 2 % de la materia húmeda.

Lim (1982) también separa la cosecha por toneladas de la variedad *Tambalang* (denominada *Eucheuma cotonii*) donde reporta 2.07 toneladas húmeda dando como resultado 0.27 toneladas de peso seco. Esto viene a significar una producción esperada de un 13 % de la biomasa húmeda, es decir, un incremento del 11% para esta variedad con respecto a otras cosechas (rendimiento del 2 %) con otras variedades.

En el Caribe se reportan datos inéditos de la biomasa final de una semilla con peso inicial de 50 gramos a 100 gramos cada 10 días de *K alvarezii* y de *K striatum*. El crecimiento de *K striatum* fue mayor que el *K alvarezii*. Estas ratios fueron del 5 % y ocasionalmente llegaron a alcanzar el 19 % (Areces, 1990).

Por otro lado en Santa Lucía, se desarrollaron desde la mitad de 1980, talleres y guías para la siembra del llamado *Seamos*, que incluye las del género *Eucheuma* productoras de carragena, sin especificar resultados en materia prima húmeda y seca (Smith, 1986, 1997 b). En 1992, Smith reportó una cifra general de materia húmeda obtenida en una cosecha, de 7 toneladas de peso húmedo la que dio como resultado el 13.6 % del peso seco. Esta cifra es muy similar a las obtenidas en la variedad *Tambalang* por Lim en 1982. Después de 14 años, en 2006, Smith & Rincones reportaron para el Caribe que 0.25 Ha. sembradas producían 1 tonelada seca por mes por lo que se esperaría una producción de aproximadamente 12 toneladas en 0.5 hectáreas en un año.

Desde el 2004 se han venido publicando varios trabajos referentes principalmente a la materia prima húmeda obtenida en relación a la tasa de crecimiento obtenido por semillas de *Kappaphycus* introducidas; todos estos en base a procesos experimentales en varias partes del mundo (Muñoz et al., 2004; Bulboa & de Paula, 2005, 2007; Subba Rao, et al., 2008) y con semillas transferidas a otros lugares (Sulu et al., 2004).

Evaluación de la producción en peso húmedo de las semillas atendiendo a los parámetros medioambientales.

El conocimiento previo de los cambios en los parámetros ambientales supone una ventaja para mejorar la actividad comercial. Así era de esperar que tratándose de un área donde los cambios climáticos son muy estables (Contreras & Rosenthal, 2003) y que además los parámetros ambientales son ideales, a lo largo del año para el cultivo de la *Eucheuma* y *Kappaphycus* (Batista et al., 2004 d), no haya diferencias en las tasas de crecimiento en los años de experimentación (2005-2008) y no muestra correlación con los parámetros (Tabla 28).

Glenn & Doty (1990) recogieron que para sus cultivos de *Kappaphycus* también existía una baja correlación entre los parámetros ambientales y la tasa de crecimiento. En India se dató que los principales parámetros que afectaban a este tipo de cultivo eran los nutrientes, la intensidad de luz y la temperatura (Subba Rao et al., 2008).

Desde las publicaciones reportadas por Doty & Alvarez (1974) referente a los problemas que sufren los cultivos de la especie nueva de *Eucheuma*, los daños en las granjas, favoreciendo un crecimiento pobre de los talos sembrados son aquellos, causados por cambios de estación, temperaturas, cambio en la dirección normal del viento (suroeste al noroeste), fuertes corrientes y muy variables, presencia de sedimentos que cubren los talos e impiden la penetración de la luz, las variaciones drásticas en temperaturas, acción de olas, turbulencias o ciclones, los más importantes en la destrucción de los cultivos (Lim, 1982; Doty, 1986; Glen, & Doty, 1990; Muñoz et al., 2004; Sulu et al., 2004; Bulboa & de Paula, 2005, 2007; Nang et al., 2007; Rao et al., 2008).

Con vistas a la mejora o reducción de las pérdidas parcial o total de las granjas en cultivo, se han ido proponiendo alternativas al diseño y/o ubicación de las granjas. Así en el 2004, Sulu y colaboradores han hecho lo propio para mejorar los métodos de cultivo afectados por el impacto de las corrientes frente los otros métodos tradicionales de siembra.

Respecto a la estacionalidad, se ha comprobado un aumento de las tasas de crecimiento de *Kappaphycus alvarezii* en India durante los meses de octubre a marzo (Subba-Rao et al., 2008). En Filipinas ocurre lo mismo en abril y en diciembre en las islas Fijii (Prakash, 1990). Por el contrario, en Filipinas entre septiembre y febrero (Hurtado et al., 2001)

Las tasas de crecimiento obtenidas con *K. alvarezii* en Panamá oscilan entre 3.6 en la temporada seca (mitad diciembre - mayo) y 5.2 en la lluviosa (mitad mayo –diciembre) .

Producción de *Kappaphycus alvarezii* en peso seco. Evaluación del tipo de secador.

A pesar que han transcurrido casi 40 años del cultivo formal de *Eucheuma* y *Kappahycus*, el proceso de secado del alga continua muy rudimentario. Un buen sistema de secado añadiría al proceso, calidad de la materia seca, y daría en el conjunto global de la actividad una cosecha más uniforme y predecible en pesos obtenidos al final del secado.

En este trabajo se presenta el primer informe formal donde se introducen 4 sistemas de secado para los cultivos de *Kappaphycus* en las condiciones ambientales del caribe panameño y se compara las tasas de crecimiento del peso húmedo en relación con el peso seco obtenido al final del secado. Se observó que no existía diferencia entre las semillas que se escogieron al azar para medir su peso final ni entre los secadores (Figura 33).

Sin embargo, los resultados señalaron que los 4 secadores secan entre el 10.4 al 15.24 % más de lo exigido en la industria (25 al 30%), lo que nos indica que debemos continuar haciendo pruebas para mejorar esta actividad y optimizar la calidad de la carragena obtenida. La Figura 38 muestra la distribución de frecuencias respecto a la cantidad de agua perdida tras el secado. Como se puede observar la curva está desplazada a la derecha, indicativo que el secado ha sido excesivo. El objetivo será alcanzar una distribución normal donde las muestras con menores pérdidas de agua durante el secado tengan un mayor peso estadístico. Como en cualquier transacción comercial, esto dependerá del presupuesto y el área donde se quiera localizar el secador. La industria debería comprometerse a pagar mejor precios por este tipo de producto para que sea rentable.

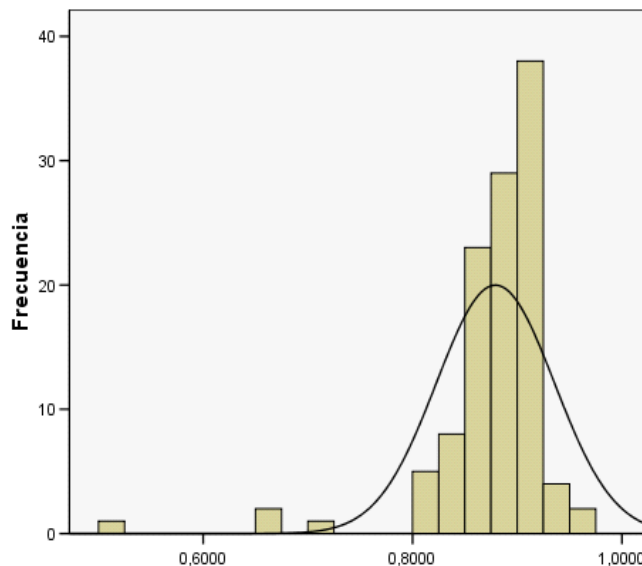


Figura 38. Histograma de frecuencias del porcentaje de pérdida de agua de las muestras de *Kappaphycus alvarezii* tras el secado.

Es escasa la información bibliográfica que detalla la relación de biomasa seca y el secado, y si lo hacen señalan únicamente un tipo de secador específico. Lim (1982), por ejemplo, separa las algas para el secado dependiendo del lugar de cultivo y el día de la cosecha, cubriéndolas además durante la noche y de la lluvia. Doty (1973) menciona que el peso seco es 1/8 del peso húmedo. Trono (1993) expone las algas al sol hasta obtener el 40% de humedad.

Por otra parte, países productores de *Kappaphycus* ven una necesidad creciente el desarrollar programas para la compra de secadores. Todo esto viene en relación a que las compañías comercializadoras, cada vez, requieren de mejor materia prima e incitan a los granjeros a fabricar secadores (Anhalt, 2003). Los secadores solares disminuyen la calidad de materia prima, aumentando el contenido en sales o de arena cuando las algas son expuestas directamente sobre la costa.

Polvo producido en el proceso de secado.

Con la experiencia en el cultivo y procesado de *Kappaphycus* nos dimos cuenta que en algunas ocasiones se producía una cantidad considerable de polvo y en otras no. Las características de este polvo no se habían analizado aunque en ocasiones se había referenciado. Así Lim (1982) menciona la producción en sus cultivos de una sal cristalizada en la superficie. Más reciente, Trono y colaboradores (1992) exportan *Eucheuma* y *Kappaphycus* de 4 formas diferentes, mencionando una de ellas como polvo semi procesado, sin dar más detalles.

Por ello se diseñaron diferentes experimentos, en Panamá, para comparar los pesos en biomasa fresca de una semilla de *K. alvarezii* con la obtención del peso seco y el polvo

producido en el proceso de secado, de diferentes semillas colectadas en diferentes sistemas de secados, y temporadas del año.

Dado el carácter comercial de esta actividad, la presencia de estas sales reduce su valor no solo porque podría verse afectado la calidad de la carragena, si se demuestra que este fenómeno está enlazado con una elevada deshidratación del material, o porque la apariencia del producto no resulta estéticamente vendible.

No obstante, aunque no relacionado directamente con este polvo, se sabe que la carragena semirrefinada es utilizada para la conservación en salmuera de determinados alimentos. Por consiguiente se podría pensar que a pesar de estos posibles hándicaps, este polvo podría ser, en un futuro, de interés para diversificar el comercio de esta alga. A falta de más información, *Kappaphycus* podría tener reservas de nutrientes en su interior y durante el proceso de secado éstas son expulsadas al exterior.

El análisis químico de este polvo (Tabla 31) revela una importante cantidad de elementos que podrían ser útiles en otro de tipo de industrias como la cosmética. Se hace difícil la comparación de las concentraciones obtenidas debido a la inexistencia de comunicaciones que permita la comparación y a la metodología empleada para su determinación.

Caracterización de la carragena

Es importante definir la biomasa algal, requerida por la industria, en cantidades de biomasa obtenida, y el peso molecular y la fracción no *kappa* de la carragena como herramientas para valorar la productividad. Estos parámetros son a los que ciñe las empresas comercializadoras de coloides y los mismos empleados por la compañía Degussa en el laboratorio Ensbana (Francia), empresa especializada en la extracción, refinación y análisis de la carragena.

El peso molecular es un parámetro relevante ya que durante el procesado la cantidad y/o calidad de la carragena puede verse afectado. Nuestros datos relativos al peso molecular de *Kappaphycus* de Panamá revela que son del orden de $1.5-2.2 \cdot 10^5$ Da, superiores al valor medio que Ensbana (10^5 Da) estima para comenzar a trabajar óptimamente con un coloide. De nuestros resultados también se obtienen que *Kappaphycus alvarezii* produce una carragena de alto peso molecular pero dependiente del tiempo de cultivo (Tabla 32, Figura 35). La caracterización de la carragena, según Degussa, determinó que *Kappaphycus* produce un polímero, durante los primeros días de cultivo, de bajo peso molecular y a medida que avanza el cultivo, estos polímeros se asocian para dar cadenas más largas (Figura 35).

Las propiedades de las distintas fracciones de carragena permitirán una aplicación industrial particular. Así la *kappa* favorece la formación de geles fuertes o rígidos, mientras que la *iota* dará lugar a geles más flexibles (Lewin, 1962; Lee, 1980). Desde el punto de vista del ciclo algal, estas fracciones se relacionan con la maduración de los talos y con la calidad de la materia prima (Zablackis et al., 1991). Los tejidos más viejos contienen *kappa* ya que en una similar manera a los geles, hace rígidas a las paredes y permite que el alga se mantenga en

un medio con exposición a las olas. Los nuevos tejidos, por el contrario, contienen primeramente *iota* y sus precursores, haciendo más fácil la elongación y las ramificaciones.

La fracción non- *kappa* puede ser reducida por el tratamiento industrial, no así la fracción *iota* que se relaciona con una baja productividad. En este sentido a los 60 días de cultivo, se puede decir que la carragena de *Kappaphycus* de Panamá tiene un porcentaje muy bajo de *iota*, fracción de poco interés comercial (Figura 35).

Experimentos *in vitro*

Kappaphycus alvarezii es una importante macroalga productora de carragena de un gran interés industrial, pero al mismo tiempo, sus cultivos forman parte de un entramado social en la provincia de Panamá. Una buena parte de la población autóctona de la región vive de estos cultivos, haciéndose necesario su mejora con vistas a la optimización de los cultivos y establecimiento de una industria estable.

En este sentido, la mejora de la producción de *Kappaphycus* pasa por la obtención de clones de las semillas con mejores tasas de crecimiento y adecuación al medio. Una de las maneras de hacer esto es mediante la aplicación de las técnicas de cultivo *in vitro* (Baweja et al., 2009). Estas técnicas como hemos mencionado nos permitirá obtener una gran cantidad de semillas, en espacios reducidos como un laboratorio y mantener un stock que permita siempre el suministro de las semillas a los cultivos en el mar.

El cultivo *in vitro* pasa por tres etapas definidas enmarcadas en una primera fase en la desinfección y esterilización del medio de cultivo; una segunda donde los explantos deben crecer y regenerar y, una puramente biotecnológica de alcance molecular como sería la modificación genética que pasaría por la obtención de protoplastos.

En un proyecto, como este, donde el tejido empresarial y social está muy conformado en base a la obtención de la carragena como materia prima, la mejora de las semillas de *Kappaphycus* pasa por su mantenimiento en espacios pequeños y donde no se requiera una mano de obra excesivamente especializada. En este sentido nuestras experiencias de desinfección fueron sencillas y económicas, basadas en la simple selección de la semilla madre y su limpieza, con ayuda de pincel y/o pinzas para retirar pequeños invertebrados y

agua destilada para imprimir un shock osmótico a aquellos organismos sin pared, previo a la obtención de explantos.

La introducción de agentes esterilizantes de naturaleza primaria y secundaria, no fue empleada, ya que, consideramos que si el objetivo final de las semillas era su re-ingreso en el mar, la desinfección absoluta era innecesaria. No así lo que concierne a la zona de trabajo y los medios de cultivo.

Bajo esta última premisa, se pudo cultivar en medios conteniendo sustancias estimuladoras del crecimiento como las poliaminas (putrescina, espermidina, espermina) y el glicerol. La experiencia alentadora con estas sustancias sobre *Gracilaria cornea* (Guzmán Urióstegui et al., 2002) y *Grateloupia* (Robaina et al., 1990 a,b; García-Jiménez et al., 1994, 1998, 1999; Marián et al., 2000; Sacramento et al., 2004, 2007) hacían pensar que los resultados podrían ser esperanzadores.

Los datos mostraron que si bien la desinfección manual de los explantos fue buena y duradera durante el tiempo de cultivo, las sustancias estimuladoras no afectaron significativamente a las tasas de crecimiento (Tablas 33, 34) aunque si crecieron y regeneraron como ápices bifurcados o simples y callos. La formación de callos solo ocurrió de manera significativa en la presencia de glicerol (0.1M, Tablas 36, 37, 38), siendo las otras concentraciones de este polialcohol inhibitorias e inducían la muerte del explanto.

Se podría pensar que la acción nula de las sustancias sobre las tasas de crecimiento de *Kappaphycus* se debió al tamaño de los explantos. Como se sabe, el potencial para la propagación vegetativa está en toda el alga pero también dependerá de la anatomía de estos

vegetales. No obstante, la competencia celular es dependiente del estatus de las células para responder a la señal de los reguladores de crecimiento o fuente de carbono (Osborne & McManus, 2005) y quizá el tamaño de los explantos no sea el más adecuado. Considerando que, en ensayos preliminares, los fragmentos de *Kappaphycus* ≤ 1 cm se contaminaron fácil y rápidamente, decidimos alcanzar un compromiso entre viabilidad del cultivo y la optimización de las respuestas a las condiciones *in vitro*.

Experiencias en tamaño crítico con explantos de *Kappaphycus alvarezii* también ha sido reportadas por Muñoz y colaboradores (2006). Estos autores recogen tasas de supervivencia del 91% para explantos de 5 mm, mientras que, otros más pequeños (<2 mm) solo alcanzan el 25%.

La formación de callos fue dependiente de la presencia de glicerol, siendo notablemente diferente de aquellos otros medios de control y con poliaminas, donde nunca regeneraron estas formas. La formación de masas celulares en presencia de glicerol ha sido recogida en los numerosos trabajos del grupo de Fisiología y Biotecnología Vegetal Marina de la ULPGC con macroalgas rojas (Robaina et al., 1990 a,b, 1995; García-Jiménez et al., 1994, 1998, 1999; Marián et al., 2000). Bajo su experiencia, el glicerol forma parte del metabolismo de algas rojas participando de la regulación osmótica, como en las microalgas, o combinado a otros compuestos formando el floridosido o digeneasido (ácido glicérico) (Reed et al., 1980; Reed, 1985).

La regeneración de callos, tanto apical, basal e intercalares, es un evento común en las algas rojas. Por ejemplo en *Gracilaria perpleja* y *G. tenuistipitata*, la formación de callos fue dependiente de la presencia de auxina en el medio (Yokoya et al., 2004). En *Grateloupia doryphora* (= *G. imbricata*) (García-Jiménez et al., 1998) se generó masas celulares *in vitro* en

presencia de glicerol y espermina y Robaina y colaboradores (1992) reportó en *Laurencia sp.* la formación de callo generados espontáneamente.

La formación de callos en explantos de *Kappahycus* ha sido también recogida por otros autores. Así, Muñoz et al. (2006) cultivando explantos de *Kappahycus alvarezii* en presencia de distintos tipos de reguladores de crecimiento (auxinas y poliamina), determinó que la formación de callos en esta especie se presentaba únicamente cuando se combinó la kinetina y NAA. Otros ensayos en presencia de la tetramina espermina causaron callos simultáneamente con el crecimiento apical.

Reddy y colaboradores (2003) también reportaron el crecimiento de callos en las zonas apicales de *K alvarezii* después de los 14 días, tal y como también les sucedió a Dawes & Koch, 1991 y Dawes et al., 1993.

Sin embargo, el cultivo de explantos *K alvarezii* de 3 mm, cultivados en glicerol (90 mM), no reportó crecimiento de callos (Hayashi et al., 2008).

Otras concentraciones superiores de glicerol en el cultivo, si bien resultaron inhibitorias para *Kappahycus*, no lo fueron para el cultivo *in vitro* de *Grateloupia imbricata* que regenera estas masas a concentraciones de 0.5 M (3.6 MPa). Se podría entender que la estructura interna de *Kappahycus*, con espacios altamente vacuolizados (Figura 39), y la necesaria dilución del agua de mar, entre un 30-50% (Tabla 16), con agua destilada, para alcanzar un 1.0 Osmol Kg-1 requerida por los vegetales marinos hace difícil su desarrollo.

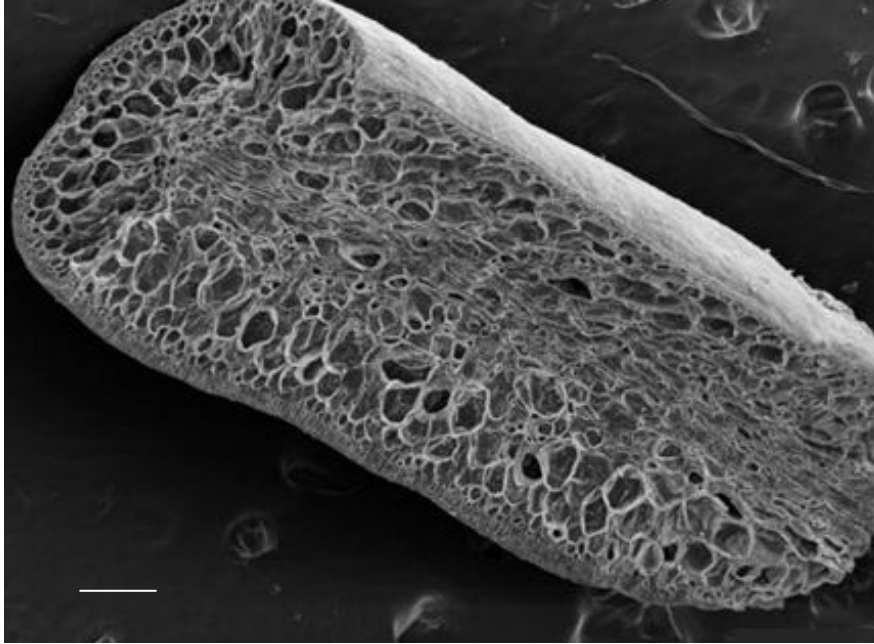


Figura 39. Detalle del interior de un fragmento de *Kappaphycus alvarezii*. Nótese los espacios altamente vacuolizados.

Aclimatación de explantos *ex vitro*

La aclimatación de los explantos de *Kappaphycus* al medio exterior (tanques) mostró tasas de crecimiento superiores a las encontradas en el cultivo *in vitro* con medios PES. Estas oscilaron de $0.003 \pm 0.001 \text{ día}^{-1}$ en medios control a $0.0107 \pm 9 \cdot 10^{-3} \text{ día}^{-1}$ alcanzada en los tanques y $0.0058 \pm 8 \cdot 10^{-4} \text{ día}^{-1}$ reportada en las experiencias de re-ingreso desde los tanques a la cámara de conservación.

El fracaso en el crecimiento de los explantos aclimatados en acuarios ($-0.000467 \pm 2 \cdot 10^{-3} \text{ día}^{-1}$) pudo haber sido consecuencia de las variaciones de temperatura en el interior del laboratorio. En este sentido Bulboa & de Paula (2005), valorando las tasas de crecimiento en el campo e *in vitro* de *Kappaphycus alvarezii* y *K. striatum*, notaron que la temperatura era el factor más importante para el control del crecimiento. Este se veía afectado positivamente a temperaturas entre los 25-30 °C con valores de tasa de crecimiento a 30 °C de $5.7\% \text{ día}^{-1}$.

Las tasas *ex situ*, solo superadas por el crecimiento de los explantos *in vitro* en presencia de glicerol (0.1M, $0.0066 \pm 0.002 \text{ día}^{-1}$), demuestran la efectividad de esta sustancia en el crecimiento. Dada la totipotencia celular de estos vegetales, esperamos plantear nuevas experiencias relativas a la fragmentación de estos callos y el recultivo a nuevos medios con el fin de obtener mayor cantidad de material para el cultivo en tanques.

En definitiva, el cultivo *in vitro* de explantos de *Kappaphycus alvarezii* nos ha permitido incrementar el número de semillas potenciales para su cultivo en el mar. La aclimatación de estas a los sistemas *in situ* se ha visto favorecida con el incremento de las tasas de crecimiento y confirmado por la intensa actividad celular.

Conclusiones

1. Los cultivos en Cativá son estables independientemente del polígono seleccionado. Dado que solo se ha cosechado menos de una hectárea y se disponen de 18, la posibilidad de explotación se multiplica considerablemente.
2. Las estaciones y/o los parámetros ambientales, que se presumían podían afectar al crecimiento, fueron totalmente inertes en la zona de cultivo en el mar.
3. De los sistemas de plantación, las estructuras fijas causaron menos impacto, son más baratos y favorecen el crecimiento.
4. En términos de productividad el método de siembra de semillas con peso inicial de 100 gramos y en el sistema fijo de cultivo genera la mayor producción.
5. Solo se ha observado el desarrollo de algas pseudos- epífitas en los cultivos, de ahí que la incidencia sobre las tasas de crecimiento sea moderada. No obstante, epífitas o pseudoepífitas no es conveniente en cultivo
6. *Kappaphycus alvarezii* se puede mantener en tanques con tasas de crecimiento similares a las naturales, pudiendo por tanto convertirse en fuente de biomasa para semillas.
7. El tamaño del tanque y la estación climática condiciona no obstante el crecimiento, siendo óptimas para tanques pequeños (2000 L).
8. La producción de biomasa con el diseño de cultivo realizado por polígono y líneas (6) en estructura se estimó en 300 Kg peso seco por polígono año⁻¹, generados por un promedio de 2400 Kg peso fresco por polígono año⁻¹.
9. Esta producción no se ve afectada por los parámetros ambientales estudiados ni por la forma o tipo de secador empleado, dando lugar a una cantidad estimada de 36 sacos de materia seca por polígono año⁻¹, preparada para su posterior `procesado.

10. Se han estudiado dos productos a partir de esta biomasa: el polvo salino y la carragena.
11. La producción del polvo salino es totalmente aleatorio, no dependiendo de los sistemas de producción descrita en este trabajo (cultivo y secado). Su composición enriquecida en sales minerales se propone, no obstante, como un subproducto aprovechable por la industria paralela a los coloides.
12. La producción de carragena mantiene un patrón relacionable con la producción, y además constante (ca. 35 %) y peso molecular aceptable por la industria ($1,6 \cdot 10^5$ Da)
13. La producción de las distintas fracciones, *iota* o *kappa*, varía no obstante con el tiempo en cultivo, siendo mayor en talos jóvenes para las primeras y en viejos en la segunda.
14. Las técnicas de cultivo *in vitro* de macroalgas marinas han permitido el mantenimiento y la propagación de stocks de fragmentos de talo en el laboratorio.
15. La aclimatación *ex vitro* se ha revelado como factible para la recuperación y futura propagación de los explantos mantenidos en el laboratorio.

Bibliografía

Aguirre-Lipperheide, M. and Evans, L.V. 1993. Sterilization protocol for the Dictyotales (Phaeophyceae). *J. Phycol.* 29: 243-251.

Aguirre-Lipperheide, M., Estrada-Rodríguez, F.J. and Evans, L.V. 1995. Facts, Problems and need in seaweed tissue culture - An Appraisal. *J. Phycol.* 31: 677-688.

Akatsuka, I. 1994. Biology of economic algae. The Hague: *SPB Academic Publishing* bv: 1-545.

Anderson, N.S., Dolan, T.C.S. and Rees, D.A. 1968. Carrageenans. Part 3. Oxidative hydrolysis of methylated kappa-carrageenan and evidence for a masked repeating structure. *J.Chem.Soc.(C)* , 1968:596-601

Anhalt, J.D. 2003. The use of renewable energy in the production of goods: Seaweeds. RIO 3 - World Climate & Energy Event, 1-5 December. Rio de Janeiro, Brazil. pp 414-422.

Aponte, M. and Lemus, A.. 1990. Comparative studies of the agar obtained from threes species of *Gracilaria* feasible for culture in Venezuela. *In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop.* International Foundation for Science-University of São Paulo: 117–119.

Aponte de Otaola, N. E., Diaz-Piferrer, M. and Graham, H.D. 1983. Seasonal variations and anatomical distribution of alginic acid in *Sargassum* spp. found along the coasts of Puerto Rico. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico* 47(4): 464-475.

Areces, A. J. 1990. Mariculture of agarophytes in Cuba: present status, trends and perspectives. *En: E.C. de Oliveira and N. Kautsky (Eds), Cultivation of seaweeds in Latin American.* University Sao Paulo, Brazil. pp.105-109.

Areces, A. J. 1995 a. Recent advances on applied phycology in Cuba. *Applied Phycology Forum* 11(3): 14-15.

Areces, A. J. 1995 b. Cultivo comercial de carragenofitas del género *Kappaphycus* Doty. *En: Alveal, K., M.E. Ferrario, E.C. Oliveira, E. Sar (Eds) Manual de Métodos Ficológicos.* Universidad de Concepción, Chile. pp. 530-549.

Ask, I. E. & Azanza, R. V. 2002. Advances in cultivation technology of commercial eucaumatoid species: a review with suggestions for future research. *Aquaculture* 206: 257-77.

Asensi, A., Gall, E., Marie, D., Billot, C., Dion, P. and Kloareg, B. 2001. Clonal propagation of *Laminaria digitata* (Phaeophyceae) sporophytes through a diploid cell – filament suspension. *J. Phycol.* 37: 411-417.

Ask, I. E. and Azanza, R. V. 2002. Advances in cultivation technology of commercial eucheumatoid species: a review with suggestions for future research. *Aquaculture* 206: 257-77

Badini, L., Pistocchi, R. and Bagni, N. 1994. Polyamine transport in the seaweed *Ulva rigida* (Chlorophyta). *J. Phycol.* 30: 599-605.

Batista, A.V.E. 1980. Estudios de Comunidades que habitan las raíces del mangle rojo *Rhizophora mangle* L. de Punta Galeta, Costa Atlántica de Panamá; Tesis de grado para optar por el título de Bióloga Marina. Fundación Universidad de Bogota Jorge Tadeo Lozano Facultad de ciencias de mar. pp: 1-70.

Batista de Vega, G. 2001. Defendamos Isla Margarita: patrimonio natural e histórico de Colón, Panamá. Diseño y Artes Nuevem, Panamá. 48p.

Batista, G. 1992. *Gracilarias sp.* Sea Farm on the Atlantic Coast of Panama in Connection with Establishment of a Nature Reserve with and Economic Purpose. MS thesis, Forestry Departmet, University of California, Berkeley.

Batista de Vega, G. 2005. Cultivo de algas marinas de la división Rhodophyta cerca de la entrada del Canal de Panamá y su optimización en la calidad de carragena. Memorias de X Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología. APANAC (Eds).

Batista de Vega, G. 2004. A commercial feasibility of *Gracilaria dominguensis* farming using protected planting systems on the Caribbean coastal zone, Panama. *En: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia*, 19 (2): 55-66.

Batista de Vega, G. 2002. Proyecto de Granjas Marinas Experimentales de *Gracilaria* sp.y *Eucheuma alvarezii* en el Caribe panameño. O-26. *En: Memorias del VI Congreso Latinoamericano de Ficología y IV Reunión Interamericana de Ficología* (eds) Pontificia Universidad Católica de Puerto Rico y la Sociedad de Ficología Latinoamericana del Caribe. Universidad.

Batista, G. 2006. Seaweeds Resources of the Panama. World Seaweeds Resources DVD-ROM, an Authoritative Reference System. A.T. Critchley, Masao Ohno & Danilo B. Largo Editors

Batista de Yee, G. 1982. Estudios de las algas colectadas en las Costas del Caribe de Panamá: Su posible uso comercial. IV Simposio Latinoamericano de Acuicultura Panamá. Asociación de Acuicultura de Panamá.

Batista de Yee, G. and Connor, J. 1982. Estudios de las algas colectadas en las Costas del Caribe de Panamá, Su utilización y posible uso comercial. *En: Memorias IV Simposio Latinoamericano de Acuicultura, Panamá. Asociación Latinoamericana de Acuicultura* (Eds.)

Batista, G. and Connor, J. 1990. Native uses of seaweeds in the Republic of Panama. Annotated bibliography of the seaweeds used for food in the west Indies. Caribbean Natural Resource Institute (CANARI) Sta. Lucia (Editors). *OECS Fisheries Report 3: 7-8.*

Batista de Vega, G. and Robaina, R. 2008. Cultivo Eco Sostenible de algas marinas y sus aplicaciones. Seaweed ecofriendly aquaculture and applications (SEAppli). En XXV Congreso Científico Nacional. Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología (Eds).

Batista de Vega, G. and Robaina, R. 2009. Factibilidad comercial en el cultivo de *Gracilaria domingensis* usando sistemas de plantación sin protección en la zona costera del Caribe, Panamá. Universidad de Las Palmas de Gran Canarias, España. (por publicar)

Batista de Vega, G., Berguido, C. and Alveo, D. 2006. Food and medical uses of marine algae by Kuna Indians on the Caribbean, Panama. Seaweed Resources of Panamá. *En: DVD-ROM World Seaweeds Resources*, Critchley, A., M. Ohno & D.B.Largo (Eds).

Batista de Vega, G., Berguido, C. and Alveo, D. 2009. Defendamos Isla Margarita: patrimonio natural e histórico de Colón, Panamá. Segunda Edición. (Por publicar)

Batista de Vega, G., Shields, A. Contreras and González, J. 2002. Proyecto de Granjas Marinas Experimentales de *Gracilaria* sp.y *Eucheuma alvarezii* en el Caribe panameño. *En: Memorias del 1er Congreso Nacional de Extensión Universitaria. Sociedad y Universidad, 1: 1-10.*

Batista de Vega, G., Perez H., A. Arauz and G. De la Cruz, 2003. Informe del Día de la Biodiversidad, conteo de macroalgas en la Plataforma de Arrecifes de Coral en Punta Galeta, Provincia de Colon. Dirección de relaciones Nacionales e Internacionales Vicerrectoría de Extensión, Universidad de Panamá.

Batista de Vega, G, Trespoey A, Critchley A, Bleicher L.G, and Yee R. 2004 a. Cultivation of a commercial red algae near the Caribbean entrance of the Panama Canal and optimization quality. *En: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia, 19 (2): 7-21.*

Batista de Vega, G., C. Shields, A. Trespoey, G. Bleicher and Critchley, A.T. 2004 b. Cultivation of red algae near the Caribbean entrance of the Panama Canal. *En: Programme & Abstracts of XVIII International Seaweed Symposium.* Bergen, Norway. 151p.

Batista de Vega, G., Trespoey, A., Bleicher-Lhonneur, G., Critchley, A. and Yee, R. 2004 c. A commercial feasibility of *Gracilaria domingensis* farming using unprotected planting systems on the Caribbean coastal zone, Panama. *En: Revista de Investigación de la Universidad de Panamá. Scientia, 19 (2): 23-54.*

Batista de Vega, G., Shields, C., Trespoey, A., Bleicher-Lhonneur, G., Critchley, A.T. and Lao, S. 2004 d. Cultivation of red algae near the Caribbean entrance of the Panama Canal. *En: Programme & Abstracts of XVIII International Seaweed Symposium.* Bergen, Norway. 151p.

Batista de Vega, G; Shields, C., Trespoey, A., Bleicher-Lhonneur, G., Critchley, A.T. & Lao, S. 2005. Cultivo de algas marinas de la división Rhodophyta cerca de la entrada del Canal de Panamá y su optimización en la calidad de carragena. Memorias de X Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología. APANAC (Eds).

Boraso De Zaixso, A. L. 1984. Crecimiento de *Gracilaria verrucosa* (gigartinales) en condición suspendida. *Mems. Asoc. Latino am. Acuicul., 5 (3): 415- 418.*

Boraso De Zaixso, A. L. 1989. Ecological consideration for the possibility of culturing *Gracilaria verrucosa* in Argentina. pp. 51- 58.

Boraso De Zaixso, A.L. 1990. Ecological considerations for the possibility of culturing *Gracilaria verrucosa* in Argentina. *En: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop.* International Foundation for Science-University of São Paulo: 51-58.

Brachet, J., Mannot, P., Boloukhere, M., Baltus, E. and Hanocquertier, J. 1978. Effects d'un inhibiteur de la synthèse des polyamines sur la morphogenese chez l'Oursin, la Chétopère et l'algue *Acetabularia*. *Comp. Rend. Acad. Sci.* 387: 1289-1292.

Bradley, P. M. 1991. Plant hormones do have a role in controlling growth and development of algae. *J. Phycol.* 27: 317-321.

Bradley, P.M. and Cheney, D.P. 1990. Some effects of plant growth regulators on tissue cultures of the marine red alga *Agardhiella subulata* (Gigartinales, Rhodophyta). *Hydrobiologia* 204/205: 353 - 360.

Bradley, P.M., Cheney, D.P. and Saga, N. 1988. One step antibiotic disk method for obtaining axenic cultures of multicellular marine algae. *Plant Cell Tis. Org. Cult.* 12: 55-60.

Brown, D.C., Leung, D.W. and Thorpe, T.A. 1979. Osmotic requirements for shoot formation in tobacco callus. *Physiol. Plant.* 46: 36 – 41.

Bulboa R. and de Paula, E.J. 2005. Introduction of non-native species of *Kappaphycus* (Rhodophyta, Gigartinales) in subtropical waters: Comparative Analysis of Growth rates of *Kappaphycus alvarezii* and *Kappaphycus striatum* in vitro and in the sea in south-eastern Brazil Cristian. *Phycological Research* 2005; 53: 183-188.

Bulboa C. R., Paula E. J. & Chow F. 2007. Laboratory germination and sea out-planting of tetraspore progeny from *Kappaphycus striatum* (Rhodophyta) in subtropical waters of Brazil. *J. Appl. Phycol.* 19: 357-363.

Campos, A. 2008 a. Porcentaje de géneros de diatomeas hospedadas en cultivos del alga roja *Eucheuma sp.*, Caribe panameño. En XXIV Congreso Científico Nacional. Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología.

Campos, A. 2008 b. Diatomeas epífitas en el alga roja *Kappaphycus alvarezii* (Doty, 1985); cultivada en el Caribe panameño, provincia de Colón. Tesis para ser evaluada como requisito del título de Licenciada en Botánica. Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología. Departamento de Botánica. Escuela de Biología. Universidad de Panamá.

Campos, A; Batista de Vega y Soler A. 2006. Diatomeas epífitas en el alga roja *Kappaphycus alvarezii* (Doty, 1985); cultivada en el Caribe panameño, provincia de Colón. XI Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología. APANAC (Eds).

Chapman, V. J. 1962. *The Algae*. Macmillan & CO LTD, St. Martin's Press. pp. 1- 472.

- Chapman, V. J. and Chapman, D.J. 1980. Seaweeds and their uses. 3ra Edition, Chapter 3: Sea Vegetables (Algae as Food for Man). London, New York. pp. 62-97.
- Chen, L.C.M. 1986. Cell development of *Porphyra miniata* (Rhodophyceae) under axenic culture. *Bot. Mar.* 29: 435 - 440.
- Chen, L.C.M. and Taylor, A.R.A. 1978. Medullary tissue culture of the red alga *Chondrus crispus*. *Can. J. Bot.* 56: 883 - 886.
- Chen, L.C.M., Craigie, J.S. and Xie, Z.K. 1994. Protoplast production from *Porphyra linearis* using a simplified agarase procedure capable of commercial application. *J. Appl. Phycol.* 6: 35-39.
- Chen, Y.C. and Chiang, Y.M. 1994. Development of protoplasts from *Grateloupia sparsa* and *G. filicina* (Halymeniaceae, Rhodophyta). *Bot. Mar.* 37: 361-366.
- Chen, Y.C. and Shih, H.C. 2000. Development of protoplasts of *Ulva fasciata* (Chlorophyta) for algal seed stock. *J. Phycol.* 36: 608 - 615.
- Cheney, D. P. 1986. Genetic engineering in seaweeds: application and current status. *Nowa Hedwia* 81: 22 - 29.
- Cheney, D. P. 1988. The genus *Eucheuma* (J. Agardh) in Florida and the Caribbean. *En: I.A. Abbot (Ed.), Taxonomy of economic seaweeds with reference to some Pacific and Caribbean*

species Vol.2 California sea Grant College Program, University of California, La Jolla, California. pp. 209-219.

Cheney, D.P., Mar, E. Saga, N. and Van Der Meer, J. 1986. Protoplast isolation and cell division in the agar producing seaweed *Gracilaria* (Rhodophyta). *J. Phycol.* 22: 238-243.

Cheng, F. 1996. High cell density culture of microalgae in heterotrophic growth. *Trends Biotechnol.* 14: 421 - 426.

Cheng, F. and Johns, M.R. 1995. A strategy for high cell density culture of microalgae with inhibitory substrates. *J. Appl. Phycol.* 7: 43 - 46.

Chiang, Y. M. 1993. The developmental sequence of the marine red alga *Grateloupia filicina* in culture. *Kor. J. Phycol.* 8(2): 231 – 237.

Chile Potencia Alimentaria. 2006 La Industria de las Algas Marinas. Estudios Especiales de la FAO. http://www.chilepotenciaalimentaria.cl/content/view/449/y_la_pobreza.html.

Chu Cheong, L. 1990. Seasonality of seamos (*Gracilaria* sp.) at Kilgwyn Bay, Tobago. *Caribbean Marine Studies* 1 (2): 88-93.

Cole, K. M. and Sheath, R.G. 1990. Biology of the red algae. Cambridge University press . p 15- 517.

Connor J. L., 1984. Seasonal Changes in an Algal Community of a Tropical Fringing Reef in Panama. PhD of Philosophy in Botany in the Graduate Division of the University of California, Berkely. Pp 1-82.

Contraloría General de la Republica. 2009. Estimación de la Poblacion Total en la republica, por la Provincia y Comarca Indigena, según Sexo y grupos de edad: Al 1 de Julio de 2007. <http://www.contraloria.gob.pa/>

Contreras, A and Rosenthal, W. 2003. Data analysis of the water temperature on Bahia Las Minas, Panama. The Integrated Caribbean Coast Monitoring project Panama Internal Document. Coastal Research Institute, GKSS, 1-9.

Craigie, J.S. 1990. Cell walls. En: Cole. KM. & Sheath. R. G. (eds.) Biology of red algae. Cambridge, Univ. Press. Cambridge, New York, pp.221-257.

Critchley, A. T. 2006. Recent developments in applied phycology. *In*: International conference on Applied Phycology. Algae in Biotechnology and Environment, Delhi, India. 20p.

Critchley A. T., Largo D., Wee W., Bleicher L. G., Hurtado A. Q. and Schubert, J. 2004. A preliminary summary on Kappaphycus farming and the impact of epiphytes. The Japanese Journal of Phycology 52 (Supplement): 231-232.

Cronquist, A. 1981. Introducción a la Botánica. Capítulo 15: División Rhodophyta. Algas Rojas. Segunda Edición. Editorial Continental, S.A., México. pp. 207-219.

Cubit, J. D. 1994. Global climate change and the importance of tidal flat ecosystems in the Caribbean and Gulf of Mexico. *Bull. Mar. Sci.* 54: 3

Cubit, J.D. 1984. Herbivory and the seasonal abundance of algae on a high intertidal rocky shore. *Ecology* 65: 1904-1917;

Cubit, J. and J. Connor 1993. Effects of the 1986 Bahía Las Minas oil spill on reef flat sessile biota, algal-turn in fauna, and sea urchins. Long-term Assessment of the oil spill at Bahía . Las Minas, Panama. Synthesis Report. V: II Technical Repor, Part I. 131-242.

Cubit, J.; Thompson, R.; Caffey, H. M. & Windsor, D. M. 1986. Hydro-graphic and meteorological studies of a Caribbean fringing reef at Punta Galeta, Panama: Hourly and Daily variations for 1977-1985. *Smithsonian Contributions to the Marine science.*

Cubit, J.D., Batista de Yee, G., Roman, A. and Batista, V. 1985. El Valor de los Manglares y Arrecifes en la costa de Colon. Pp 183-199. *En: S. Heacadon Moreno and J Espinosa Gonzáles, eds. Agonía de la Naturaleza. Importex, S.A Panama.*

Cubit, J., Thompson, R., Caffey, H. M. and Windsor, D. M. 1986. Hydrographic and meteorological studies of a Caribbean fringing reef at Punta Galeta, Panama: Hourly and Daily variations for 1977-1985. *Smithsonian Contributions to the marine science.*

Dawes, C.J. 1987. Into its Commercial Value, primarily as a producer of hydrocolloides such as agar and carrageenan (Silverthorne and Sonrenson).

Dawes, C.J. (1974). Marine algae of the west coast of Florida. pp. 201. Coral Gables, Florida: Univ. of Miami Press.

Dawes, C. J. and E. Koch, W. 1988. Physiological acclimation of the Caribbean seaweeds *Eucheuma isiforme* and *Solieria filiformis* (Rhodophyta, Gigartinales in culture). *Caribbean Journal of Science* 24(3-4): 89-94.

Dawes, C. J. and Koch, E. W. 1991. Branch, micropropagules and tissue culture of the red algae *Eucheuma denticulatum* and *Kappaphycus alvarezii* farmed in the Philippines. *J. Appl. Phycol.* 3: 247 – 257.

De Paula, E. J., Erbert, C. and Pereira, T.L. 2001. Growth rate of the carrageenophyte *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales) in vitro. *Phycological Res.* 49: 155- 161.

De Paula, E. J., Pereira, T.L. and Ohno, M. 2002. Growth rate of the carrageenophytes *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales), introduced subtropical waters of Sao Paulo, State Brazil. *Phycological Res.* 50: 1-9.

Debergh, P. 1983. Effects of agar brand and concentration on the tissue culture medium. *Physiol. Plant.* 59: 270 - 276.

Debergh, P., Harbaoui, Y. and Lenneur R. 1981. Mass propagation of globe artiochoke (*Cynara scolymus*): evaluation of different hypotheses to overcome vitrification with special reference to water potential. *Physiol. Plant.* 53: 181-187.

Deveau, L. E. and Castle J. R. 1976. The industrial development of farmed marine algae: the case-history of *Eucheuma* in the Philippines and USA. Pillay & Dill W.A (eds.). England. pp. 410-416.

Diaz-Piferrer, M. 1961. Taxonomía, ecología y valor nutrimental de algas marinas. Utilización de algas en alimentación de aves. *Mem. Inst. Cubano Invest. Tecnol.* (16): 86.

Diaz-Piferrer, M. 1967. Los Recursos Marinos de Venezuela. Algas de importancia económica. *El Farol* 29(222):18-22.

Diaz-Piferrer, M. 1969. Distribution of the marine benthic flora of the Caribbean Sea. Caribbean. *Journal of Science* 9 (3-4): 151-178.

Diaz-Piferrer, M. and Caballer de Pérez, C. 1964. Taxonomía, ecología y valor nutrimental de algas marinas de Puerto Rico: algas productoras de agar. Administración de Fomento Económico de Puerto Rico y Universidad de Puerto Rico (Eds), Hato Rey, pp145.

Diaz-Vaz, J.E. and Dillehay, T.D. 1997. *Tree Ring Studies*, pp. 876-881.

Dillehay, T.D. 1997. Monte Verde: A late Pleistocene Settlement in Chile. Vol. 2: The Archaeological Context. Smithsonian Institution Press, Washington D.C.

Dillehay, T.D. 2004. Un Asentamiento Humano del Pleistoceno Tardío en el sur de Chile. pp. 25-179.

Dillehay, T.D., Ramírez, C., Pino, M., Collins, M.B., Rossen, J. and Pino-Navarro, J.D. 2008. Monte Verde: seaweed, food, medicine, and the peopling of South America. *Science*. Vol. 320: 784-786.

Dixon, P. S. 1973. Biology of the Rhodophyta. Edinburgh: Oliver & Boyd Publishers.

Doty, M.S. 1970. The red Algal Genus *Eucheuma* in the Philippines. Marine colloids, Inc., Rockaland Marine, in appreciation of their provision of scholarship funds for research in tropical marine algal ecology. University of Hawaii, Hawaii Botanical Science paper N°. 18

Doty, M. S. 1971 a. Antecedent event influence on benthic marine algal standing crops in Hawaii. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 6: 161-166.

Doty, M. S. 1971 b. Physical factors in the production of tropical benth marine algae. In fertility of the sea, edited by J. D. costlow. New York, Gordon and Breach Science publisher, vol. 1: 99-121.

Doty M. S. 1973. Farming the red Seaweed, *Eucheuma*, for carrageenans. *Micronesia*, 9 : 59-71.

Doty, M.S. 1977. *Euचेuma*-Current marine agronomy. En: R. W. Krauss (ed.), The Marine Plant Biomass of the Pacific Northwest Coast. A Potential Economic Resource (pp 203-14) Corvallis: Oregon States University Press.

Doty, M. S. 1984. Estimating *Gracilaria* and *Euचेuma* productivity on line farms monographia p. 37

Doty, M.S. 1985. *Euचेuma alvarezii* sp. nov. (Gigartinales, Rhodophyta) from Malaysia. En: Taxonomy of economic seaweeds with reference to some Pacific and Caribbean species. Abbott, I.A. & Norris, J.N. eds, pp. 37-45.

Doty, M.S. 1986. The production and use of *Euचेuma*. In: Doty, M.S., J.F. Cady and B. Santelices (eds.), Case studies of seven commercial seaweed resources. FAO Fish. Tech. Pap., (281) pp. 123-164

Doty M. S. and Alvarez V. B. 1973. Seaweed farms: A new approach for U. S. industry. Annu. Conf. Proc. Mar. Technol. Soc., 9: 701-8.

Doty M. S. and Alvarez V. B. 1975. Status, problems, advances and economics of *Euचेuma* farms. Journal of Marine Technological Society 9, 30-35.

Doty M. S. and Alvarez V. B. 1981. *Euचेuma* farm productivity. Proc. Int. Seaweed Symp. 8: 688-91.

Doty M. S. and Norris J. N. 1984. *Eucheuma* species (Solieriaceae, Rhodophyta) that are major sources of carrageenan. En: Abbott IA, Norris J. N. (eds) Taxonomy of economic seaweeds with reference to some Pacific and Caribbean species. California Sea Grant College Program, University of California, La Jolla, p. 47-61.

Druehl, L. and Boalch, R. 1981. Manipulation of the *Laminaria* life – cycle and its consequences for kombu mariculture. *Proc. Int. Seaweed Symp.* 10: 575 – 580.

Duckworth, M., Hong, K.C. and Yaphe, W. 1971. The agar polysaccharides of *Gracilaria* species. *Carbohydrate Research* 18:1-9.

Ducreux, G. and Kloareg, B. 1988. Plant regeneration from protoplasts of *Sphacelaria pyrifera* (Phaeophyta). *J. Phycol.* 26: 384 – 387.

Edding, M., Macchivaello, J., Black, H. 1987. Culture of *Gracilaria* in outdoor tanks: Productivity. *Hidrobiologia* 151: 369 374

Enomoto, S. and Hirose, H. 1972. Culture studies on artificially induced aplanospores and their development in the marine alga *Boergesenia forbesii* (Harvey) Feldmann (Chlorophyceae, Siphonocladales). *Phycologia* 11: 119 - 122.

Espinoza-Avalos, J. 1994. Seaweed as food in the caribbean. *Applied Phycology Forum* 11(3):13.

Estevez, M. L., Oliván de la P, E. and Velásquez, L. 1985. Estudio químico de las algas marinas cubanas. *Revista Cubana de Química* 1(1): 87-93.

Evans, L.V. and Trewavas, A. 1991. Is algal development controlled by plant growth substances? *J. Phycol.* 27: 322-326.

Fang, T.C., Yan, Z.M. and Wang, Z.C. 1983. Some preliminary observation on tissue culture in *Laminaria japonica* and *Undaria pinnatifida*. *Sci. Sini.* 28: 247 – 249.

Fiedel, S. 1999. Monte Verde Revisited: Artifact Provenience at Monte Verde: Confusion and Contradictions. *Scientific American Discovering Archaeology*, 1-12.

Fisher, D.D. and Gibor, A. 1987. Production of protoplasts from the brown alga, *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt (Phaeophyta). *Phycologia* 26: 488 - 495.

Freile-Peligrón Y & Robledo D. 1997. Effects of Season on the agar content and chemical characteristics of *Gracilaria cornea* from Yucatan, México. *Bot. Mar.* 40: 285-290.

Fries, L. 1959. *Goniotrichum elegans*: a marine red alga requiring vitamin B12. *Nature* 183: 558 - 559.

Fries, L. 1977. Growth regulating effects of phenylacetic acid and phydroxyphenilacetic acid on *Fucus spiralis* in axenic culture. *Phycologia* 16: 451-455.

- Fries, L. 1980. Axenic tissue cultures from the sporophytes of *Laminaria digitata* and *Laminaria hyperborea*. *J. Phycol.* 16: 475 - 477.
- Fries, L. 1985. Propagation of *Fucus* (Fucales, Phaeophyta) by hairs with trichothallic growth. *Phycologia* 24: 481 - 494.
- Fujimura, T. and Kajiwara, T. 1990. Production of bioflavor by regeneration from protoplasts of *Ulva pertusa* (Ulvales, Chlorophyta). *Hydrobiologia* 204/205: 143-149.
- Fujimura, T., Kawai, T., Shiga, M., Kajiwara, T. and Hatanaka, A. 1989. Regeneration of protoplasts into complete thalli in the marine alga *Ulva pertusa*. *Nippon Suisan Gakkaishi* 55: 1353-1359.
- Fujita, Y. and Migita, S. 1985. Isolation and culture of protoplasts from some seaweeds. *Bull. Fac. Fish. Nagasaki Univ.* 57: 39 – 45.
- Fujita, Y. and Saito, M. 1990. Protoplast isolation and fusion in *Porphyra*. *Hydrobiologia* 204/205: 161-166.
- Gabriel, M. 1970. Formation, growth and regeneration of protoplasts of the green alga *Uronima gigas*. *Protoplasma* 70: 135 – 138.
- Gall, E., Chiang, Y. M. and Kloareg, B. 1993. Isolation and regeneration of protoplasts from *Porphyra dentata* and *Porphyra crispata*. *Eur. J. Phycol.* 28:277 – 283

Gallo, H. M. and Rincones, R.E. 2003. Factibilidad del cultivo de algas marinas: Consultoria Fase II . Informe final. Proyecto para el fortalecimiento para el desarrollo de Empresas rurales a partir de productos de la biodiversidad en el Cabo de Vela, Departamento de la Guajira. FAO TCP/COL/2901. 52p.

Galston, A.W, Kaur -Sawhney, R. Altabella, T. and Tiburcio, A. F. 1997. Plant polyamines in reproductive activity and response to abiotic stress. *Bot. Acta* 110:198-207.

Gamborg, O.L. 2002. Plant tissue culture and biotechnology milestones. *In vitro Cell. Dev. Biol. Plant.* 38: 84-92.

García ,Jiménez P. 1994. Aclimatación Reproductiva Fisiológica y Estructural al cultivo in vitro. Tesis Doctoral, Universidad Las Palmas De Gran Canaria. Pag. 1-349.

García -Jiménez, P., Robaina, R. R., Luque, A. and Tsekos, I. 1996. Glycerol-activated cellular division and biosynthetic activity during growth and morphogenesis of carpospore seedling of *Grateloupia doryphora* (Cryptonemiales, Rhodophyta). *Phycologia* 35: 261-269.

García-Jiménez, P., Rodrigo, M. and Robaina, R.R. 1998. Influence of plant growth regulators, polyamines and glycerol interaction on growth and morphogenesis of carposporelings of *Grateloupia* cultured in vitro. *J. Appl. Phycol.* 10: 95 – 100.

García-Jiménez, P., Marián, F.D., Rodrigo, M. and Robaina, R. R. 1999. Sporulation and sterilization method for axenic culture of *Gelidium canariensis*. *J. Biotech.* 70: 227 – 229.

García-Jiménez, P, Geraldino, P J L., Ming Boo, S and Robaina, RR. 2008. Red alga *Grateloupia imbricata* (Halymeniaceae), a species introduced into the Canary Islands. *Phycological Research* 56: 166–171

GEOBIO-Center. 2002. Referencia 18 de abril disponible en web: <http://www.geobio-center.uni-uenchen.de/members/all_members/struck/index.html>

GKSS Research Centre. 2009 Referencia 18 de abril de 2009. Disponible en web http://coast.gkss.de/data.html/panama_boje.html

Glenn E. P. and Doty M. S. 1981. Photosynthesis and respiration of the tropical red seaweeds. *Eucheuma striatum* (tambalang and Elkhorn varieties) and *Eucheuma dendiculatum* *Aquat. Bot.*, 10:353-64.

Glenn, E. P. and Doty, M.S. 1990. Growth of the Seaweed *Kappaphycus alvarezii*, *K. Striatum* and *Eucheuma dendiculatum* affected by environment in Hawaii. *Aquaculture*, 84: 245-555.

Glenn, E. P. and Doty, M.S. 1992. Water motion affects the growth rates of *Kappaphycus alvarezii* and related Seaweed. *Aquaculture*, 108: 233-246.

Gomez, D.M. y Perez, H. 2004. Estimación de la Riqueza y abundancia de macroalgas en los arrecifes de Punta Galeta, 15 años después de un derrame de petróleo. Trabajo de graduacion presentado para optar por el titulo de Licenciatura en Biología opción ambiental. Universidad de Panamá. Centro Regional Universitario de Colon. pp: 1-80.

Gross, W. 1990. Preparation of protoplasts from the carrageenophyte *Gigartina corymbifera* (Kütz) J. Ag. (Rhodophyta). *J. Microb. Methods* 12: 217 - 223.

Grossman, A.R. 2005. Paths towards algal genomics. *Plant Physiol.* 137: 410 - 427.

Gurgel, C.F.D., Fredericq, S. and Norris, J.N. 2004. Molecular systematics and taxonomy of flattened species of *Gracilaria Greville* (Gracilariaceae, Rhodophyta) from the Western Atlantic. In About, I.A. and McDermid, K. J. (eds), *Taxonomy of Economic Seaweeds, With Reference to the Pacific and other Locations*, vol. IX, pp. 159-199. Honolulu: University of Hawaii Sea Grant Program.

Gusev, M.V., Tambiev, A.H., Kirikova, N.N., Shelyastina, N.N. and Aslanyan, R. R. 1987. Callus formation in seven species of agarophyte marine algae. *Mar. Biol.* 95: 593 - 597.

Guzman, H. M., Jackson, J.B.C. and Weil, E. 1991. Contamination of reef corals by heavy metals along the Caribbean Coast of Central America (Costa Rica and Panama). *Mar. Pollut.* 24: 554-561.

Guzmán-Urióstegui, A., García-Jiménez, P., Marián, F., Robledo, D. and Robaina, R.R. 2002. Polyamines influence maturation in reproductive structures of *Gracilaria cornea* (Gracilariales, Rhodophyta). *J. Phycol.* 38: 1169 - 1175.

Harold, C.B. and Wynne, M.J. 1985. *Introduction to the algae: Structure and reproduction.* 2da Edición. Prentice-Hall.

Haxo, F.T. and Blinks, L.R. 1950. Photosynthetic action spectra of marine algae. *The Journal of General Physiology*, Vol 33: 389-422.

Hay M. E. 1980. Algal Ecology on a Caribbean Fringing Reef. A dissertation submitted in partial satisfaction of the requirements for the degree Doctor of philosophy in Biology. University of California Irvine pp. 1-166.

Hay M. E. 1986. Functional geometry of seaweeds: Ecological consequences of thallus layering and shape in contrasting light environments. *En: Economy of Plant Form and Function*. Givnish T.J. (ed).

Hay, M. E. and Norris, J.N. 1984. Seasonal Reproduction and abundance of 6 sympatric species of *Garcilarias* *Gracilariaceae*, Rhodophyta on a Caribbean Subtidal sand plain. *Hydrobiologia*, 116-117:63-72.

Hellebust, J.A. and Cragie, J. 1978. Handbook of phycological methods. 12: carrageenans and agars. *Phycological and Biochemical Methods*. Cambridge University Press, pp. 110-131.

Hollenberg, G.J. 1958. Culture studies of marine algae III: *Porphyra* perforate. *American Journal of Botany*, 45(9): 653-656.

Hurtado, A.Q. and Cheney, D.P. 2003. Propagule production of *Euचेuma denticulatum* (Burman) Collins et Harvey by tissue culture. *Bot. Mar.* 46: 338 – 341.

Hurtado, A.Q., Bleicher-Lhonneur, G. and Critchley, A.T. 2005. *Kappaphycus cottonii* farming. Integrated Services for the Development of Aquaculture and Fisheries. McArthur Highway, Tabuk Suba, Jaro, Iloilo city 5000, Phillippines. pp. 1-26.

Ivanova, A.P., Robaina, R.R., Martin, J. and Stefanov, K.L. 1999. Effect of glycerol on the lipids in the red alga *Grateloupia doryphora*. *Grasas y Aceites* 50(6): 469 - 471.

Jameson, S.C., McManus, J.W. and Spalding, M.D. 1995. States of the Reef: Regional and global perspective. International Coral Reef Initiative Executive Secretariat Background paper 32p. Batista de Yee and J. Connor, 1982.

Kaczyna, F. and Megnet, R. 1993. The effect of glycerol and plant growth regulators on *Gracilaria verrucosa* (Gigartinales, Rhodophyceae). *Hydrobiologia* 268: 57 – 64.

Kajiwara, T., Hatanaka, A., Taichirio, F., Kawai, T. and Irie, M. 1988. Isolation of protoplasts from the marine brown algae Dictyotaceae. *Nippon Suisan Gakkaishi* 54: 1255.

Kapraun, D.F. and Sherman, S.G. 1989. Strain selection and cell isolation of *Ulva oxysperma* (Kuetz) Bliding (Chlorophyta) for net cultivation. *Hydrobiologia* 179: 53 – 60.

Kawashima, Y. and Tokuda, H. 1990. Callus formation in *Ecklonia cava* Kjellman (Laminariales, Phaeophyta). *Hydrobiologia* 204/205: 375 - 380.

Kawashima, Y. and Tokuda, H. 1993. Regeneration from callus of *Undaria pinnatifida* (Harvey) Suringar (Laminariales, Phaeophyta). *Hydrobiologia* 260/261: 385 – 390.

Keeling, P.J. 2005. The tree of eukaryotes. *Trends in Ecology and Evolution* Vol.20 No.12.

Kimura, H., Notoya, M. and Masahiro, N. 1997. Tissue culture of *Undaria undarioides* (Yendo) Okamura (Phaeophyta, Laminariales). *J. Mar. Biotechnol.* 5: 100- 102.

Kirihara, S., Fujikawa, Y. and Notoya, M. 1997. Axenic tissue culture of *Sargassum confusum* C. Agardh (Phaeophyta) as a source of seeds for artificial marine forests. *J. Mar. Biotechnol.* 5: 142-146.

Kito, H., Kunimoto, M., Kamanishi, Y. and Mizukami, Y. 1998. Protoplast fusion between *Monostroma nitidum* and *Porphyra yezoensis* and subsequent growth of hybrid plants. *J. Appl. Phycol.* 10: 1 – 21.

Kloareg, B. and Quatrano, R.S. 1987. Isolation of protoplasts from zygotes of *Fucus disticus* (L.) Powell (Phaeophyta). *Plant. Sci.* 50: 189 – 194.

Kloareg, B., Liu, X.W., Boyen, C., Le Gall, Y., Zha, X. and Potin, P. 1989. Applications of plant biotechnology to the micropropagation and genetic improvement of the economically-interesting marine algae. *Oceanis* 15: 649 - 659.

Kumar, G.R.K., Addepalli, M.K. and Reddy, C.R.K. 1999. Regeneration of the thallus of *Monostroma oxyspermum* (Chlorophyta) from protoplasts in axenic culture. *Phycologia* 38: 503-507.

LaClaire, J. W. 1982. Wound healing motility in the green alga *Ernodesmis*: calcium ions and metabolic energy are required. *Planta* 156(5): 466 – 474.

Lahaye, M., Revol, J.F., Rochas, C., McLanchlan, J. and Yaphe, W. 1988. The chemical structure of *Gracilaria crassissima* (P. et H. Crouan in Schramm et maze) P. et H. Crouan Schramm et Mazé and *G. tikvahiae* Mc Lachlan (Gigartinales, Rhodophyta) cell-wall polysaccharides. *Botanica Marina* 31: 491-501.

Larned, S.T. 1998 Nitrogen- versus phosphorus-limited growth and sources of nutrients of cora reef macroalgae. *Marine Biology* 132 (3): 409-421.

Larpent-Gourgaud, M. and Aumaitre, M.P. 1987. Production et regeneration de protoplasts chez *Draparnaldia mutabilis* (Chaetophorales, Chlorophyta). *Cryptogamie Algologie* 8 (2): 101-106.

Lawlor, H.J., Borowitzka, M.A. and Mc Comb, J.A. 1990. Tissue culture of brown seaweeds. *Aust. J. Biotech.* 4: 260-264

Lawlor, H.J., Mc Comb, J.A. and Borowitzka, M.A. 1989. Tissue culture of *Ecklonia radiata* (Phaeophyceae, Laminariales): effects on growth of light, organic carbon sources and vitamins. *J Appl. Phycol.* 1: 105 - 112.

Lee, R. E. 1980. *Phycology*. Cambridge; New York: Cambridge University Press. p. 478.

Lee, T. 1985. Aposporous gametophyte formation in stipe explants from *Laminaria saccharina*. *Bot. Mar.* 28: 179 – 185.

Lee, T. M. 1998. Investigations of some intertidal green macroalgae to hyposaline stress: detrimental role of putrescine under extreme hyposaline conditions. *Plant. Sci.* 138:1-8.

León R., Galván, A and Fernández, E. 2007. Transgenic Microalgae as Green Cell Factories. *Advances in Experimental Medicine and Biology*. Springer, NY.

Lewin, R. A. 1962. *Physiology and Biochemistry of Algae*. Academic Press, NY. p. 929

Lim J. R. , Fortes E., Guzman de P., Trono G Jr. 1982. Farming the ocean (The Genus Story). *Publ. Hist. Conserv. Society*. XXXVI. Manila, pp. 177.

Lim J. R. and Porse H. 1981. Breakthrough in the commercial culture of *Eucheuma spinosum* in northern Bonol, Philippines, *Proc. Int. Seaweed Symp.*, 10: 601-6.

Lima, M., Kinoshita, T., Kawaguchi, S. and Migita, S. 1995. Cultivation of *Grateloupia acuminata* (Halymeniaceae, Rhodophyta) by regeneration from cut fragments of basal crusts and upright thalli. *J. Appl. Phycol.* 7: 583 – 588.

Littler, D.S. and M.M. Littler. 2000. *Caribbean Reef Plants*. Offshore Graphics Inc., Washington, DC, USA. 542p.

Littler, M. M.; Littler, D.S., Blair, S.M. and Norris, J.N. 1985. Deepest known plant life discovered on an uncharted seamount. *Science* 227: 57-9.

Liu, X. W. and Gordon, M.E. 1987. Tissue and cell culture of New Zealand *Pterocladia* and *Porphyra* species. *Proc. Int. Seaweed Symp.* 11: 319 – 320.

Liu, X.W. and Kloareg, B. 1991. Tissue culture of *Porphyra umbilicalis* (Bangiales, Rhodophyta). I: The effects of plant hormones on callus induction from tissue explants. *Compte Rendu. Acad. Sci. Paris Series III* 312: 517 - 522.

Lopez, M. and Toribio, N. 2008. Estudio de la Productividad de cultivos de *Kappaphycus alvarezii* (M.S.Doty) M.S. Doty ex P.C. Silva. Rhodophyta, Gigartinales), Punta Galeta (Provincia de Colon). Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Escuela de Biología (Eds).

Macchiavello, J.E. 1990. Culture of *Gracilaria* sp.: productivity and agar production. *In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop.* International Foundation for Science-University of São Paulo. pp. 59-64.

Mairh, O. P., S. T. Zodape, A. Tewari, and M. R Rajyaguru. 1995. Culture of marine red alga *Kappaphycus striatum* (Schmitz) Doty in the Saurashtra region, west coast of India. *Indian Journal of Marine Sciences.* 24 (1): 24-31.

Marchant, H.J. and Fowke, L.C. 1977. Preparation, culture and regeneration of protoplasts from filamentous green algae. *Can. J. Bot.* 55: 3080 – 3086.

- Marián, F.D., García-Jiménez, P. and Robaina, R.R. 2000. Polyamines in marine macroalgae, levels of putrescine, spermidine and spermine in thalli and changes in their concentration during glycerol-induced cell growth in vitro. *Physiol. Plant.* 110: 530 -534.
- Martins I., Oliveira, J. M., Flidt, M. R. and Marques, J. C. 1999. The effect of salinity on the growth rate of the macroalgae *Enteromorpha intestinalis* (Chlorophyta) in the Mondego estuary (west Portugal). *Acta Oecologica* 20 (4) 259-265.
- McHugh, D. J. 2002. Perspectivas para la producción de algas marinas en los países en desarrollo. FAO Circulares de Pesca - C968. pp. 1-30. <http://www.fao.org/docrep/004/y3550s/y3550s00.htm>
- McHugh, D. J. 2003. A guide to the seaweed industry. Series title: FAO Fisheries Technical Papers-T441. pp. 1-118.
- Mejjad, M., Loiseaux-De-Goner, S. and Ducreux, G. 1992. Protoplast isolation, development, and regeneration in different strains of *Pilayella littoralis* (L.) Kjellm. (Phaeophyceae). *Protoplasma* 169: 42 – 48.
- Michanek, G. 1975. Seaweeds, resources of the ocean. *FAO Fisheries Technical Paper No. 138*. 127p.
- Millner, P.A., Callow, M.E. and Evans, L.V. 1979. Preparation of protoplasts from the green alga *Enteromorpha intestinalis* (L.) Link. *Planta* 147: 174-177.

Mollet, J.C., Verdus, M.C., Kling, R. and Morvan H. 1995. Improved protoplast yield and cell wall regeneration in *Gracilaria verrucosa* (Huds.) Papenfuss (Gracilariales, Rhodophyta). *J. Exp. Bot.* 46: 239 - 247.

Mooney, P.A. and Van Staden, J. 1984. In vitro plantlet formation and multiple shoot induction in *Sargassum heterophyllum*. *South African J. Bot.* 51: 41 - 44.

Mshigeni, K. 1990. Seaweed farming in Tropical seas: The case of *Eucheuma* in the Western Indian Ocean Region. 1990. *In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop.* International Foundation for Science-University of São Paulo. pp. 35-44.

Muñoz, J. and Sahoo, D. 2007. Impact of large scale *Kappaphycus alvarezii* cultivation in coastal waters of India. XIXth International Seaweed Symposium. Kobe, Japan. March 26-31. pp 121

Muñoz, J., Freile-Pelegrin, Y., Robledo, D. 2004. Mariculture of *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Solieriaceae) color strain in tropical waters of Yucatan, Mexico. *Aquaculture* 239, 161-177.

Muñoz, O., Palma, H. and Guevara, G. 1986. Agar content of two species of Rhodophyte algae, *Gracilaria domingensis* Sonder and *Hypnea musciforme* (Wulfen) Lamouroux from the Margarita Island coast, Venezuela. *Conv. Nac. Asivac.* 36: 188.

- Murano, E., Toffanin, R., Pedersini, C., Carabot-Cuervo, A., Blunden, G. and Rizzo, R. 1996. Structure and properties of agar from two unexploited agarophytes from Venezuela. *Hydrobiologia* 326/327:497-500.
- Nang, H.Q, Duc TM and Kha T 2007. The growth of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty and *Kappaphycus striatum* (Schmitz) Doty cultivated in the different temperature seasons. XIXth International Seaweed Symposium. Kobe, Japan. March 26-31. pp 70-71.
- Neish, C. and Surial Link.com. 2003. The ABC of *Eucheuma* Seaplant Production Agronomy, Biology and Crop-handling of *Betaphycus*, *Eucheuma* and *Kappaphycus gelatinae*, *Spinosum* and *cottonii* of Commerce. SuriaLINK infomedia. Monograph # 1- 0703.
- Nisizawa, K. 2006. Seaweeds Kaiso. Bountiful harvested from the sea. Sustenance of health and well being by presenting common life - style related diseases. In: DVD-ROM World Seaweeds Resources, Critchley, A., M. Ohno and D.B.Largo (Eds).
- Norris, J. N. 1985. *Gracilaria* and *Polycavernosa* from the Caribbean and Florida: key and list of the species of economic potential. En: I.A. Abbot and J.N. Norris (Eds.), Taxonomy of Economic Seaweeds. Report No. T-CSGCP-011, California Sea Grant College Program, La Jolla. pp. 101-113
- Notoya, M., Kikuchi, N. and Aruga, Y. 1992. *Porphyra kinositae* (Yamada et Tanaka) Fukuhara (Bangiales, Rhodophyta) in culture. *Jap. J. Phycol.* 40: 273 – 278.

Oliveira, E. 1990. The rationale for seaweed cultivation in South America. *In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop. International Foundation for Science-University of São Paulo.* pp. 135–141.

Oliveira, E.C. 1989. The Rational for Seaweed Cultivation in South America. pp. 135-141.

Oliveira, E.C. 1998. The seaweed resources of Brazil. *In: Critchley, A.T. & Ohno, M. (eds), Seaweed Resources of the World, (JICA), Yokosuka, Japan.* pp. 366-371.

Oliveira, E.C. and Berchez, F.A.S. 1987. Ensayo sobre el cultivo de algas rojas *Hypnea musciformis* (Rhodophyta, Gigartinales) en Sao Paulo, Brazil. *En: Verreth, I.A.J., Carillo, S. Zanury & E.A. Huisman, Investigación Acuícola en América Latina.*

Ortiz-Sotomayor, A. and Almodóvar, L.R. 1982.El genero *Gracilaria* (Gigartinales: Rhodophycophyta) y su posible potencial como agarófitas a escala industrial. *Caribbean Journal of science 18(1-4): 49-57.*

Osborne, D.J. and McManus, M.T. 2005. Hormones, Signals and Target Cells in Plant Development. Cambridge University Press, Cambridge.

Packer, M.A. 1994. Protoplast formation from single cells and small tissue fragments of wild *Porphyra* fronds (Rhodophyta). *Bot. Mar.* 37 (2): 101 - 108.

Parker H. S. 1974. The culture of the red algal genus *Eucheuma* in the Philippines. *Aquaculture*, 3: 425-39.

Pedersen, P.M. 1979. Culture studies on the brown algae *Halothrix lumbricalisi* and *Elachista fucicola* (Elachistaceae). *Bot. Notiser.* 132: 151 - 159.

Peña, L. 2005. Transgenic Plants. Methods and Protocols. Methods in Molecular Biology. Vol. 286. Humana Press, NY.

Peña-Salamanca, E.J., Palacios-Peñaranda, M.L. y Ospina-Álvarez, N. 2006. Algas como indicadores de contaminación. Universidad del Valle (Ed.)

Pérez González C. M. 2008. Aplicación de la técnica de cultivo in vitro en el alga roja *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Gigartinales). Presentado como requisito para obtener la Licenciatura en Biología con orientación en Microbiología y Parasitología. Universidad de Panamá.

Plastino, E. M. and de Oliveira, E.C. 1990. Crossing experiments as na AID to the taxonomic recognition of the agarophyte *Gracilaria*. In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. *Procc. of a Workshop*. International Foundation for Science-University of São Paulo. pp. 127-134.

Polne – Fuller, M. 1988. The past, present and future of tissue culture and biotechnology of seaweeds. En: Stadler, T., Mollion, J., Verdus, M. C., Karamanos, Y., Morvan, H., Christan, D. (eds) *Algal Biotechnology*. Elsevier Applied Science, London, pp. 111-118.

Polne – Fuller, M. and Gibor, A. 1984. Developmental studies in *Porphyra*. I. Blade differentiation in *Porphyra perforata* as expressed by morphology, enzymatic digestion, and protoplast regeneration. *J. Phycol.* 20: 609 - 616.

Polne – Fuller, M. and Gibor, A. 1987. Callus and callus like growth in seaweeds: induction and culture. *Proc. Int. Seaweed Symp.* 12: 131-138.

Polne – Fuller, M., Biniaminov, M. and Gibor, A. 1984. Vegetative propagation of *Porphyra perforata*. *Hydrobiologia* 116/117: 38 - 313.

Polne – Fuller, M., Saga, N., and Gibor, A. 1986. Algal cell, callus, and tissue cultures and selection of algal strains. *Nova Hedwigia* 83: 30 – 36.

Ponce, F. 1988. Evaluación de Desarrollo de las Actividades destinadas al cultivo de Gracilarias sp. (Rhodophyta, Gigartinaceae) en Chile. *Gayana, Bot.* 45:77-82

Baweja P, Sahoo D, García-Jiménez P, and Robaina R.R. 2009. Seaweed tissue culture as applied to biotechnology: Problems, achievements and prospects. *Phycological Research* 2009; 57: 45–58

Powell, R.C., Nevels, E.M. and McDowell, M.E. 1971. Algae feeding in humans. *The Journal of Nutrition.* 75 (1): 7-12.

Provasoli, L., McLaughlin, J.A. and Droop, M.R. 1957. The development of artificial media for marine algae. *Arch. Microbiol.* 25(4): 392 – 428.

Raccay, E., Hurtado, C., Dawes, C., Balladares, C. and Rubio, J. 1993. Desarrollo de cultivo de *Gracilaria* en la Península de Araya (Venezuela). En: J.A. Zertuche González (Ed.) Situación actual de la industria de macroalgas productoras de ficocoloides en América Latina y el Caribe. Proyecto AQUILA II, no. 13 FAO. Rome, Italy. pp. 33-38

Ramirez, C. 1989. Macro- Botanical Remains. pp. 82- 99.

Rao S. P.V., Kumar S. K., Ganesan K. and Thakur C. M. 2008. Feasibility of cultivation of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty at different localities on the Northwest coast of India. Marine Biotechnology and Ecology Discipline, Central Salt and Marine Chemical Research Institute, (CSIR) Bhavnagar, Gujarat, India. *Aquaculture Research*, 39, 1107-1114.

Reddy, C.R.K. and Fujita, Y. 1991. Regeneration of plantlets from *Enteromorpha* (Ulvaes, Chlorophyta) protoplasts in axenic culture. *J. Appl. Phycol.* 3:265-275.

Reddy, C.R.K., Migita, S. and Fujita, Y. 1989. Protoplast isolation and regeneration of three species of *Ulva* in axenic culture. *Bot. Mar.* 32: 483 – 490.

Reddy, C.R.K., Lima, M. and Fujita, Y. 1992. Induction of fast growing and morphologically different strains through intergeneric protoplast fusions of *Ulva* and *Enteromorpha* (Ulvaes, Chlorophyta). *J. Appl. Phycol.* 4: 57 – 65.

Reddy, C.R.K., Rajakrishnakumar, G., Siddhanta, A.K. and Tewari, A. 2003. In vitro somatic embryogenesis and regeneration of somatic embryos from pigmented callus of *Kappaphycus alvarezii* (Doty) Doty (Rhodophyta, Gigartinales). *J. Phycol.*39:610–616.

Reed, R.H. 1985. Osmoacclimation in *Bangia atropurpurea* (Bangiales): the osmotic role of floridoside. *Br. Phycol. J.* 20: 211 - 218.

Reed, R.H., Collins, J.C. and Russell, G. 1980. The effects of salinity upon galactosyl glycerol content and concentration of the marine red alga *Porphyra*

Renoux- Meunie, 1978. *Gastroclonium pacificum* (Dawson) Chang et Xia, nuevo registro de alga marina para el Perú. III Congreso Latinoamericano de Ficología. *Revista Científica Wiñay Yachay Vol. 2(3): 27-32.*

Richardson, W. R. 1958. Preliminary investigations on the utilization of marine algae in the Caribbean. *Abstr. Int. Seaweed, Symp.* 3: 49-50.

Richardson, W. R. 1959. Remarks on the utilization of marine algae in the Caribbean.

Richmon, R. H. 1993. Coral Reefs: Present Problems and future concerns resulting from anthropogenic disturbance. *Amer Zool.* 33: 524-526.

Rietema, H. 1973. The influence of day length on the morphology of the *Halicystis parvula* phase of *Derbasia tenuissima* (De. Not.)Crn. (Chlorophyceae, Caulerpales). *Phycologia* 12: 11 – 16.

- Rincones, R. 1990. Experimental cultivation of an agarophyte alga: *Gracilaria cornea* in the Northwest coast of Venezuela. *In: E.C.Oliveira & N. Kautsky. (Eds). Cultivation of Seaweeds in Latin America. University of São Paulo, Brazil. pp. 65–67.*
- Robaina, R.R., García-Jiménez, P. and Luque, A. 1990 a. Morphogenetic effect of glycerol on tissue cultures of the red seaweed *Grateloupia doryphora*. *J. Appl. Phycol.* 2: 137 – 143.
- Robaina, R.R., Reina, G. and Luque, A. 1990 b. The effects of the physical characteristics of the culture medium on the development of red seaweeds in tissue culture. *Hydrobiologia* 204/205: 137 – 142.
- Robaina, R.R., García-Jiménez, P. and Luque, A. 1992. The growth pattern and structure of callus from the red alga *Laurencia* sp (Rhodophyta, Ceramiales) compared to shoot regeneration. *Bot. Mar.* 35: 267 - 272.
- Robaina, R.R., García-Jiménez, P., Brito, I. and Luque, A. 1995. Light control of the respiration of exogenous glycerol in the red macroalga *Grateloupia doryphora*. *Eur. J. Phycol.* 30: 81 – 86.
- Robledo, D. and Freile Pelegrin, Y. 1997. Chemical and mineral composition of six potentially edible seaweed species of Yucatan. *Botanica Marina* 40: 303-306.
- Rodriguez M. R. C., Montaña M. N. E. 2007. Bioremediation potential of three carrageenophytes cultivated in tanks with seawater from fish farms. 6th meeting of the Asian Pacific Society of applied Phycology, Manila, Philippines. 19: 755-762

Rorrer, G. and Cheney, D. 2004. Bioprocess engineering of cell and tissue cultures for marine seaweeds. *Aquaculture Engineering* 32: 11-41.

Rossen, J. and Dillehay, T.D. 1997. Modeling ancient plant procurement and use at Monte Verde. *En: Dillehay TD Monte Verde A late Pleistocene settlement in Chile. vol 2. Smithsonian institution Press, Washington DC.*

Rossen, J. and Ramírez, C. 1997. Observations on the present-day (1983) economic plants in the Monte Verde area and their archaeological implications. *En: Dillehay TD Monte Verde A late Pleistocene settlement in Chile. Vol 2. Smithsonian Institution Press, Washington DC.*

Russig, A.M. and Cosson, J. 2001. Plant regeneration from protoplasts of *Enteromorpha intestinalis* (Chlorophyta, Ulvophyceae) as seedstock for macroalgal culture. *J. Appl. Phycol.*, 13: 103-108.

Sacramento, A.T., García-Jiménez, P. and Robaina, R.R. 2007. The polyamine spermine induces cystocarp development in the seaweed *Grateloupia* (Rhodophyta). *Plant Growth Regulation* 53: 147-154.

Sacramento, A.T., García-Jiménez, P., Alcazar, R., Tiburcio, A.F. and Robaina, R.R. 2004. Influence of polyamines on the sporulation of *Grateloupia* (Halymeniaceae, Rhodophyta). *J. Phycol.* 40: 887-894.

Saga, N. 1984. Isolation of protoplasts from edible seaweeds. *Bot. Mag. Tokyo* 97: 423 – 427.

Saga, N. and Kudo, T. 1989. Isolation and culture of protoplasts from the marine green alga *Monostroma angicava*. *J. Appl. Phycol.* 1: 25 – 30.

Saga, N. and Sakai, Y. 1978. Clone *Laminaria* from single isolated cell. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 44: 87.

Saga, N. and Sakai, Y. 1982. A new method for pure culture of macroscopic algae, the one step selection method. *Jap. J. Phycol.* 30: 40 – 43.

Saga, N. and Sakai, Y. 1983. Axenic tissue culture and callus formation of the marine brown alga *Laminaria angustata*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 49: 1561-1563.

Saga, N., Uchida, T. and Sakai, Y. 1978. Clone *Laminaria* from single isolated cells. *Bull. Jap. Soc. Scient. Fish.* 44: 87

Saga, N., Motomura, T. and Sakai, Y. 1982. Induction of callus from the marine brown alga *Dictyosiphon foeniculaceus*. *Plant Cell Physiol.* 23: 727 – 730.

Sahoo, D.B. 2000. Farming the Ocean: Seaweeds Cultivation and Utilization. Aravali Book International, New Delhi.

Sahoo, D. 2006. Creating a million jobs through large scale seaweeds cultivation - a mission towards blue revolution. Marine Biotechnology Laboratory, Department of Botany, University of Delhi, India. 11p.

Sahoo, D.B. and Yarish, C. 2005. Mariculture of seaweeds. *En: Anderson, R.A. (ed) Algal Culturing Techniques*. Academic Press, NY, pp. 1219 – 237.

Sahoo, D.B., Baweja P. and Kushwah N. 2006. Developmental studies in *Porphyra vietnamensis* - a high temperature resistant species from Indian Coast. *J. Appl. Phycol.* 18: 279-286.

Santelices, B. 1989. Algas Marinas de Chile. Facultad de Ciencias Biológicas, Pontificia Universidad Católica de Chile. pp. 16-370.

Santelices, B. 1990. Managing the wild crops, propagating and cultivating seaweeds in Chile. *In: Oliveira & Kautsky (eds.) Cultivation of Seaweeds in Latin America. Procc. of a Workshop.* International Foundation for Science-University of São Paulo. pp. 27-34.

Santos, G.A. 1989. Carrageenans of species *Eucheuma* J. Agardh Kappa. Doty (Solieriaceae, Rhodophyta) *Aquatic Botany* 36, pp. 55-67

Sawabe, T. and Ezura, Y. 1996. Regeneration from *Laminaria japonica* Areschoug (Laminariales, Phaeophyceae) protoplasts isolated with bacterial alginase. *Plant Cell Reports* 17: 892-895.

Sawabe, T., Ezura, Y. and Yamamoto, H. 1997. Plant regeneration from protoplasts of *Laminaria japonica* Aresschoug (Laminariales, Phaeophyceae) in a continuous-flow culture system. *Plant Cell Reports* 17: 109-112.

- Sharles, S. V. 2006 Seasonal occurrences of epiphytic algae on the commercially cultivated red alga *Kappaphycus alvarezii* (Solieriaceae, Gigartinales, Rhodophyta). Institute for tropical Biology and Conservation, University Malaysia. *Journal of Applied Phycology* 18: 611-617
- Silva, P.C., Basson, P.W. and Moe, R.L. (1996). Catalogue of the benthic marine algae of the Indian Ocean. University of California Publications in Botany 79: 1-1259
- Sivan, A., Van Moppes, D. (Malis) and Arad, S. 1992. Protoplast production from the unicellular red alga *Porphyridium* sp. (UTEX 637) by an extracellular bacterial lytic preparation. *Phycologia* 31: 253 – 261.
- Smith, A.H. 1986. A Guide to seamoss cultivation in the West Indies. Caribbean Conservation Association, Barbados. 20p.
- Smith, A.H. 1990 Commercial cultivation of *Gracilaria* spp. used for food in the West Indies. In: E.C. de Oliveira and N. Kautsky (Eds.), *Cultivation of Seaweeds in Latin America*. University of São Paulo, Brazil. pp. 75-78.
- Smith, A.H. 1992. Seaweed cultivation in the west Indies. In: K. Mshigeni, J. Bolton, A. Critchley and G. Kiangi (Eds.), *Sustainable Seaweed Resource Development in Sub-Saharan Africa*. University of Namibia, Windhoek. pp. 337-351.
- Smith, A.H. 1997 a. Seamoss cultivation in the West Indies. CANARI Guidelines Series 1. St. Lucía. pp. 1-23.

Smith, A. H. 1997 b. The Caribbean moss bulletin is a non-profit newsletter published by the Caribbean Natural Resource Institute (CANARI), St. Lucía.

Smith, A.H. 1998. Seaweed resources of the Caribbean. *En: Critchley A.H. & M. Ohno (Eds) Seaweed resources of the world.* Japan International Cooperation Agency, Yokosuka, Japan. pp. 324–330.

Smith, A. H., and McLachlan, J. 1984. Cultivation of seamoss (*Gracilaria*) in Sta, Lucia, West Indies. *Hydrobiologia*, 116/117: 249- 251.

Smith, S. 1984. Panpipes for power, panpipes for play: the social management of cultural expression of Kuna society. University of California, Berkeley. 327p

Smith, A. and Rincones, R.E. 2006. The Seaweed Resources of the Caribbean. *En: DVD-ROM World Seaweeds Resources*, Critchley, A., M. Ohno and D.B.Largo (Eds).

Smith, S. 1984. Panpipes for power, panpipes for play: the social management of cultural expression of Kuna society. University of California, Berkeley. 327p.

Sokal, R. R. and Rohlf, F. J. 1995. Biometry: the principles and practice of statistics in biological research. 3rd ed. W.H. Freeman, New York, 887p.

Soler and Batista 2007. Epifitismo de Micro y Macro Algas que se presentan en Granjas Marinas del genero *Eucheuma* en hábitats afectados por el derramamiento de Petróleo en

1986. Punta Galeta, Distrito de Colon. Informe Final. Eds. Centro de Información y Documentación Científica y Tecnológica (CIDCyT)

Sosa, E.M. 1983. Posibilidades de utilización industrial de las agarófitas de Cuba. *Rep. Inv. Inst. Bot., Acad. Cien. Cuba* 4: 1-25.

Stanley, N.F. 1990. Carrageenans. En: Food gels, Harris, P. ed.)Elsevier Applied Science, London. Pp. 79-119.

Steen, H. 2004. Effects of reduced salinity on reproduction and germling development in *Sargassum muticum* (Phaeophyceae, Fucales). *Eur. J. Phycol.* 39: 293 – 299.

Stein, J.R. 1973. Handbook of Phycological Methods. Culture Methods and Growth Measurements. Cambridge Univ. Press, Cambridge.

Subba Rao, P.V; Kuma S. K; Ganesan K; Thakur; M. Ch. 2008. Feasibility of cultivation of *K. alvarezii* (Doty) Doty at different localities on the Northwest coast of India. *Aquaculture Research* 39: 1107-1114.

Subbaraju, D.P., Ramakrishna, T., Sreedhara S. and Murthy, M. 1981. Effects of some growth regulators on *Gracilaria corticata*, an agarophyte. *Aquat. Bot.* 10: 75 – 80.

Sulu, R., Kumar, L., Hay, C. & Pickering, T. 2004. *Kappaphycus alvarezii* seaweed in the Pacific: review of introduction and field testing proposed quarantine protocols. Noume: Secretarial of the Pacific Community.

- Tham, A.K., 1969 A review of research work carried out by the Fisheries Biology Unit of the University of Singapore during 1965 and 1966. In Proceedings of the Second Symposium on scientific and technological research in Malaysia and Singapore, 1967, pp. 136-40
- Tarakhovskaya, E.R., Maslov, Y.I. and Shishova, M.F. 2007. Phytohormones in algae. *Russian J. Plant Physiol.* 54: 163-170.
- Tatewaki, M. and Nagata, K. 1970. Surviving protoplasts *in vitro* and their development in *Bryopsis*. *J. Phycol.* 6: 401 – 403.
- Taylor, W.R. 1942. Caribbean Marine algae of the Allan Hancock Expedition, 1939. Rep. Allan Hancock Atl. Exped. pp. 2-193.
- Taylor, W.R. 1955. Marine Algal Flora of the Caribbean and its extension into Natural Sciences in honour of captain Allan Hancock on the occasion of his Birthday, July 26, 1955. Los Angeles, University of California press. pp. 259-70.
- Taylor, W.R. and Rhyne, C.F. 1970. Marine algae of Dominica. Smithsonian contrib. Bot. pp. 3-16.
- Taylor, W.R., 1960. Marine algae of eastern tropical and subtropical coasts of the America. University of Michigan Press. 870p.
- Tiensongrusmee, B. 1990. Site selection for *Eucheuma* spp. Farming. Regional Seafarming Development and Demonstration Project. Series title: Project reports (not in a Series) pp. 1-21.

Torrentera-Blanco, L. y Tacon, A.G.J. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura. *FAO Project Reports, Vol. 12.* pp. 1-90.

Trespoe, A., Daessle, J., Batista, G., Bleicher-Lhoneur G. and Crithley, A. T. 2006. Preliminary Analysis of the impact of cultivation conditions on carrageenan yield and Quality from a newly Established Farming area in Panama. DVD ETI Seaweed Resources of the Amsterdam (Eds).

Trono, G.C. 1998. The seaweed resources of the Philippines. pp. 47-61. *In* Critchley & Ohno, 1998. q.v.

Trono, G.C. 1993. Seaweed Cultivation and Marine Ranching. Kanagawa International Fisheries Training Center, Japan International Cooperation Agency (JICA). Yokosuka, Japan. Ohno, M. and Critchley, A.T. (ed.), first published. 8: 75-88.

Trono G. C. and Ohno M. 1989. Seasonality in the biomass production of the *Eucheuma* strains in Northern Bohol, Philippines. *En: Scientific Survey of Marine Algae and their Resources in the Philippine Island.* Umezaki I. ed, pp. 71-. Monbushio International Scientific Research Program, Japan.

Turner, N. 2003. The ethnobotany of edible seaweed (*Porphyra abbottae* and related species; Rhodophyta: Bangiales) and its use by First Nations on the Pacific Coast of Canada. Published on the NRC Research.

Ugent, D. and Tindall, D.R. 1997. *Sargassum*: an edible seaweed. *En*: Dillehay TD Monte Verde A late Pleistocene settlement in Chile. Vol 2. Smithsonian Institution Press, Washington DC.

Ulloa, M. 1998. Revisión de Planos de Empresa Gracilarias de Panamá, S.A. Documento No.PECC-360-98. Enviado a Dirección de Puertos e Industrias Auxiliares de la Autoridad Marítima de Panamá. Ports Engineering and Consultants Corp (Eds).

Uppalapati, S.R. and Fujita, Y. 2002. A simple method for mass isolation of protoplasts from species of *Monostroma*, *Enteromorpha* and *Ulva* (Chlorophyta, Ulvales). *J. Appl. Phycol.* 14: 165-168.

Vairappan, C. S. 2006. Seasonal occurrences of epiphytic algae on the commercially cultivated red alga *Kappaphycus alvarezii* (Solieriaceae, Gigartinales, Rhodophyta) *Journal of Applied Phycology* 18: 611–617

Van Den Hoek, C., Mann, D.G. and Jahns, H.M. 1995. *Algae: An introduction to phycology*. Cambridge University Press, Cambridge. 623 p.

Waaland, J.R., Stiller, J.W. and Cheney, D.P. 2004. Macroalgal candidates for genomics. *J. Phycol.* 40: 26 – 33.

Walker, T.L., Collet, C., and Purton S. 2005. Algal transgenic in the genomic era. *J. Phycol.* 41: 1077 - 1093.

Weast, R.C., Lide, D.R., Artle, M.J. and Beyer, W.H. 1989. CRC Handbook of Chemistry and Physics. CRC Press, Inc., Boca-Raton, FL.

Wu, S. 1988. Isolation and culture of protoplasts from *Undaria pinnatifida* (Harv.) Suringar. *J. Ocean Univ. Qingdao* 18: 57-65.

Wynne, M.J. 1986. A checklist of benthic marine algae of the tropical western Atlantic. *Canadian Journal of Botany* 64 (64): 2239-2281.

Wynne, M.J. 1989. The re-instatement of *Hydropuntia* Montagne (Gracilariaceae, Rhodophyta). *Taxo* 38: 476-479.

Wynne, M.J. 1998. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical western atlantic: first reision. *Nova Hedwigia* 116 - 155pp.

Xing-Hong, Y. and Wang, S-J. 1993. Regeneration of whole plants from *Gracilaria asiatica* Chang et Xia protoplasts (Gracilariaceae, Rhodophyta). *Hydrobiologia* 260/261: 429-436.

Xue-Wu, L. and Gordon, E. 1987. Tissue and cell culture of New Zealand *Pterocladia* and *Porphyra* species. *Hydrobiologia* 151/152: 147-154.

Yan, Z.M. 1984. Studies on tissue culture of *Laminaria japonica* and *Undaria pinnatifida*. *Hydrobiologia* 116/117: 314-316.

Yokoya, N.S. 2000. Apical callus formation and plant regeneration controlled by plant growth regulators on axenic culture of the red alga *Gracilariopsis tenuifrons* (Gracilariales, Rhodophyta). *Phycol. Res.* 48: 133 - 142.

Yokoya, N.S. and Handro, W. 1996. Effects of auxins and cytokinins on tissue culture of *Grateloupia dichotoma* (Gigartinales, Rhodophyta). *Hydrobiologia* 326/327: 393-400.

Yokoya, N.S. and Handro, W. 2002. Effects of plant growth regulators and culture medium on morphogenesis of *Solieria filiformis* (Rhodophyta) cultured in vitro. *J. Appl. Phycol.* 14: 97 - 102.

Yokoya, N. S., West, J. A. and Luchi, A.E. 2004. Effects of plant growth regulators on callus formation, growth and regeneration in axenic tissue cultures of *Gracilaria tenuistipitata* and *G. perplexa* (Gracilariales, Rhodophyta). *Phycol.Res.* 52: 244-254.

Yokoya, N.S., Kakita, H., Obika, H. and Kitamura, T. 1999. Effects of environmental factors and plant growth regulators on growth of the red alga *Gracilaria vermiculophylla* from Shikoku Island, Japan. *Hydrobiologia* 398/399: 339-347.

Yoshida, G., Yoshikawa, K. and Terawaki, T. 2001. Artificial seedling of *Sargassum macrocarpum* developed from adventive embryos. *Fish. Sci.* 67: 352–354.

Yoshida, G., Uchida, T., Arai, S. and Terawaki, T. 1999. Development of adventive embryos in cauline leaves of *Sargassum macrocarpum* (Fucales, Phaeophyta). *Phycol. Res.* 47: 61-64.

Zablackis, E., Vreeland, V., Deboszewski, B. and Laetsctt, M. 1991. Diferential localization of carrageenan gelling sequences in *Kappaphycus alvarezii* var. Tambalang (Rhodophyta) with FITC- conjugated carrageenan oligosaccharedes. *Journal of phycology*, 27: 241-248.

Zhang, D. 1982. Some experiments and observations on the tissue and cell culture of *Undaria pinnatifida*. *J. Shandong Cell. Oceanogr.* 12: 29-38.

Zhang, D. 1983. Study on the protoplast preparation, culture and fusion of somatic cells of two species of green algae – *Ulva linza* and *Monostroma angicava* Kjellm. *J. Shandong Cell. Oceanogr.* 13: 57 – 65.

Zuccarello, G. C, Critchley, A.T., Smith, J., Sieber, V., Bleicher Lhonneur, G., and West, JA. 2006. Systematics and genetic variation in commercial *Kappaphycus* and *Eucheuma* (Solieriaceae, Rhodophyta). *Journal of Applied Phycology* 18: 643–651

Zuo-Mei, Y. 1984. Studies on tissue culture of *Laminaria japonica* and *Undaria Pinnatifida*. *Hydrobiologia* 116/117: 314 - 316.

ANEXO I

Phylum	Familia	Nombre taxónomico	
Bacillariophyta	Biddulphiceae	<i>Biddulphia</i> sp. <i>Coscinodiscus</i> sp.	
	Rhizoloneciaceae	<i>Rhizosolenia</i> sp. <i>Climacosphenia moniligera</i> Ehrenberg	
	Striatellaceae	<i>Grammatophora</i> sp.	
	Striatellaceae	<i>Striatella</i> sp.	
	Thalassionemataceae	<i>Thalassionema nitzschioides</i> Hustedt	
	Melosiraceae	<i>Melosira</i> sp.	
	Stephanopyxidaceae	<i>Stephanopyxis</i> sp.	
	Chlorophyta	Anadyomenaceae	<i>Anadyomene parvorum</i> (J. Agardh) Willa
		Anadyomenaceae	<i>Anadyomene saldanhae</i> (Wulfen) C. Agardh
		Anadyomenaceae	<i>Anadyomene stellata</i> (Wulfen) C. Agardh
		Anadyomenaceae	<i>Microdictyon boergesenii</i>
		Anadyomenaceae	<i>Microdictyon</i> sp.
Bryopsidaceae		<i>Bryopsis pennata</i> Lamouroux	
Bryopsidaceae		<i>Bryopsis plumosa</i> (Budds.) A.g.	
Bryopsidaceae		<i>Bryopsis</i> sp.	
Bryopsidaceae		<i>Derbesia</i> sp.	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa microphysa</i> (Weber-van Bosse) J. Feldmann	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa ambigua</i>	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa cupressoides</i> (Vahl) C. Agardh	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa peltata</i> Lamouroux	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa racemosa</i> (Forsk.) J. Agardh	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa sertularioides</i> (Gmelin) Howe	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa</i> sp.	
Caulerpaceae		<i>Caulerpa verticillata</i> J. Agardh	
Chlorophyceae <i>incertae sedis</i>		<i>Gloeocystis</i> sp.	
Cladophoraceae	<i>Chaetomorpha linum</i>		
Cladophoraceae	<i>Chaetomorpha</i> sp.		
Cladophoraceae	<i>Cladophora catenifera</i>		
Cladophoraceae	<i>Cladophora howoi</i> (Stromf.) De Toni.		
Cladophoraceae	<i>Cladophora</i> sp.		
Cladophoraceae	<i>Rhizoclonium</i> sp.		
Codiaceae	<i>Codium decortcatum</i>		
Codiaceae	<i>Codium isthmocladum</i> Vickers		
Codiaceae	<i>Codium repens</i> Crouan		
Codiaceae	<i>Codium</i> sp.		
Codiaceae	<i>Codium taylorii</i>		
Codiaceae	<i>Siphonoclathrus strii</i> earle et Young		
Codiaceae	<i>Udotea fabellum</i> (Ellis & Solander) Lamouroux		

Phylum	Familia	Nombre taxonómico
Chlorophyta	Dasycladaceae	<i>Neomeris annulata</i> Dickie
	Dasycladaceae	<i>Neomeris</i> sp.
	Derbesiaceae	<i>Derbesia</i> sp.
	Halimedaceae	<i>Halimeda discoidea</i> Decaisne
	Halimedaceae	<i>Halimeda incrassata</i> (Ellis) Lamouroux
	Halimedaceae	<i>Halimeda lacrimosa</i> Howe
	Halimedaceae	<i>Halimeda monile</i> (Ellis & Solander) Lamouroux.
	Halimedaceae	<i>Halimeda opuntia</i> (Linnaeus) Lamouroux.
	Halimedaceae	<i>Halimeda simulans</i> H. A. Howe.
	Halimedaceae	<i>Halimeda tuna</i> (Ellis & Solander) Lamouroux.
	Syphonocladaceae	<i>Dictyosphaeria</i> sp.
	Syphonocladaceae	<i>Dictyosphaeria vanbosseae</i> (Sinónimo de <i>versluyrii</i>)
	Kornmanniaceae	<i>Precursaria percursa</i> (C. Agardh) J. Agardh
	Polyphysaceae	<i>Acetabularia calyculus</i> Quoy & Gaimard
	Polyphysaceae	<i>Acetabularia crenulata</i> Lamouroux
	Polyphysaceae	<i>Acetabularia pusilla</i> (Howe) Collins
	Siphonocladaceae	<i>Boodlea composita</i> (Harvey) Brand
	Siphonocladaceae	<i>Boodlea struveoides</i> Howe
	Siphonocladaceae	<i>Struvea anastomosans</i> (Harvey) Piccone
	Siphonocladaceae	<i>Struvea ramosa</i> Dickie
	Siphonocladaceae	<i>Cladophoropsis macromeres</i> (Ag.) Borgesen
	Siphonocladaceae	<i>Dictyosphaeria vanbosseae</i> Børgesen
	Siphonocladaceae	<i>Dictyosphaeria cavernosa</i> (Forskäl) Børgensen
	Siphonocladaceae	<i>Struvea</i> sp.
	Siphonocladaceae	<i>Ventricaria ventricosa</i> (J. Agardh) J. L. Olsen & J. A. West
	Udoteaceae	<i>Avrainvillea digitata</i> D.S. Littler & Littler
	Udoteaceae	<i>Avrainvillea elliottii</i> A. & E. S. Gepp
	Udoteaceae	<i>Avrainvillea</i> sp.
	Udoteaceae	<i>Cladocephalus luteofuscus</i> M.A. Howe
	Udoteaceae	<i>Halimeda copiosa</i> Goreau et Graham
	Udoteaceae	<i>Penicillus capitatus</i> Lamarck.
	Udoteaceae	<i>Penicillus</i> sp.
	Udoteaceae	<i>Udotea cyathiformis</i> (var. <i>Flabellifolia</i>) D.S. Littler & Littler.
Udoteaceae	<i>Udotea dixonii</i> D.S. Littler & Littler	
Udoteaceae	<i>Udotea flabellum</i> (Ell & Sol) Howe.	
Udoteaceae	<i>Udotea</i> sp.	
Udoteaceae	<i>Udotea conglutinata</i> (Ell. & Soland.) Lamour	
Ulvaceae	<i>Enteromorpha</i> (Wulfer ex Roth	

Phylum	Familia	Nombre taxónomico
Chlorophyta	Ulvaceae	<i>Enteromorpha clathrata</i> (Roth) Grev.
	Ulvaceae	<i>Enteromorpha flexuosa</i> (Wulfer ex Roth) J. Agardh
	Ulvaceae	<i>Enteromorpha sp.</i>
	Ulvaceae	<i>Percursaria percursa</i> (C. Agardh) J. Agardh
	Valoniaceae	<i>Ernodesmis verticellata</i>
	Valoniaceae	<i>Ernodesmis verticillata</i> (Kützing) Borgesen
	Valoniaceae	<i>Valonia aegagropila</i> C. Agardh
	Valoniaceae	<i>Valonia ocellata</i> Howe
	Valoniaceae	<i>Valonia ventricosa</i> J. Agardh
Cyanobacteria		<i>Microcoleus sp.</i>
		<i>Lyngbya sp.</i>
	Rivulariaceae	<i>Rivularia sp.</i> <i>Spirulina sp.</i>
Phaeophyceae	Sargassaceae	<i>Turbinaria turbinata</i> (Linnaeus) Kunstze
	Dictyotaceae	<i>Dictyopteris delicatula</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyopteris delicatula</i> Lamouroux
	Dictyotaceae	<i>Dictyopteris justii</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyopteris sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota bartayresiana</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota bartayresiana</i> Lamouroux
	Dictyotaceae	<i>Dictyota bartayresii</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota cervicornis</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota cervicornis</i> Kützing
	Dictyotaceae	<i>Dictyota ciliolata</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota ciliolata</i> Kützing
	Dictyotaceae	<i>Dictyota dentata</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota dentata</i> Lamouroux
	Dictyotaceae	<i>Dictyota dichotoma</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota divaricata</i> J.V. Lamouroux
	Dictyotaceae	<i>Dictyota jamaicensis</i> Taylor
	Dictyotaceae	<i>Dictyota linearis</i> (C. Agardh) Greville
	Dictyotaceae	<i>Dictyota sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Dictyota volubilis</i> Kützing
	Dictyotaceae	<i>Dictyurus occidentalis</i> J.Ag.
	Dictyotaceae	<i>Dilophus guineensis</i> (Kützing) J. Agardh
	Dictyotaceae	<i>Dictyota spp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Indet. sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Lobophora sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Lobophora variegata</i> (Lamouroux) Womersley
	Lomentariaceae	<i>Lomentaria sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Padina sp.</i>
	Dictyotaceae	<i>Spatoglossum schroederi</i> (C. Agardh) Kützing

Phylum	Familia	Nombre taxónomico	
Phaeophyceae	Dyctiotaceae	<i>Padina sanctae-crucis</i> Børgesen	
	Scytosiphonaceae	<i>Rosenvingea sanctae-crucis</i> Børgesen	
	Scytosiphonaceae	<i>Colpomenia sinuosa</i> (Roth) Derbes and Slier	
	Ralfsiaceae	<i>Ralfsia</i> sp.	
	Ralfsiaceae	<i>Ralfsia</i> sp. Cf. <i>Expansa</i> J. Agardh	
	Sargassaceae	<i>Sargassum fluitans</i> Børgesen	
	Sargassaceae	<i>Sargassum hystrix</i> J. Agardh	
	Sargassaceae	<i>Sargassum natans</i> (Linnaeus) Kuntze	
	Sargassaceae	<i>Sargassum</i> sp.	
	Sargassaceae	<i>Sargassum</i> sp. C. Agardh	
	Sargassaceae	<i>Turbinaria</i> sp	
	Sargassaceae	<i>Turbinaria turbinata</i> (Linnaeus) Kuntze	
	Scytosiphonaceae	<i>Colpomenia sinuosa</i> (Roth) Derbes et Solier	
	Scytosiphonaceae	<i>Colpomenia</i> sp.	
	Scytosiphonaceae	<i>Hydroclathrus clathratus</i> (Bory) Howe	
	Scytosiphonaceae	<i>Hydroclathrus clathratus</i> Bory	
	Sphacelariaceae	<i>Sphacelaria</i> sp.	
	Rhodophyta	Acrochaetiaceae	<i>Audouinella</i> sp
		Acrochaetiaceae	<i>Especie A.</i>
		Bonnemaisoniaceae	<i>Asparagopsis</i> sp.
Ceramiaceae		<i>Antithamnion</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Callithamnion</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Centroceras clavulatum</i> (C. Agardh) Montagne	
Ceramiaceae		<i>Centroceras</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Ceramium nitens</i>	
Ceramiaceae		<i>Ceramium</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Griffithsia</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Haloplegma</i> sp.	
Ceramiaceae		<i>Haloplegma duperreyi</i> Montagne	
Ceramiaceae		<i>Spyridia aculeata</i>	
Ceramiaceae		<i>Spyridia complanata</i>	
Ceramiaceae		<i>Spyridia filamentosa</i> (Wulfen) Harvey	
Ceramiaceae		<i>Wrangelia argus</i> (Montagne) Montagne	
Galaxauraceae		<i>Galaxaura cylindrica</i> (Ellis et Solander) Lamouroux	
Galaxauraceae		<i>Galaxaura marginata</i> (Ellis et Solander) Lamouroux	
Galaxauraceae		<i>Galaxaura oblongatan</i> (Ellis et Solander) Lamouroux	
Scinaiaceae		<i>Scinaia complanata</i> (Collins) Cotton	
Champiaceae	<i>Champia parvula</i> (C. Agardh) Harvey		
Champiaceae	<i>Champia</i> sp.		
Corallinaceae	<i>Amphiroa beauvoisii</i>		
Corallinaceae	<i>Amphiroa brasiliiana</i> Decaisne		

Phylum	Familia	Nombre taxónomico
Rhodophyta	Corallinaceae	<i>Amphiroa fragilísima</i> (Linnaeus)
	Corallinaceae	<i>Amphiroa hancockii</i> Taylor
	Corallinaceae	<i>Amphiroa rigida</i> J. V. Lamouroux
	Corallinaceae	<i>Amphiroa</i> sp. (Flat)
	Corallinaceae	<i>Amphiroa tribulus</i> (Ellis & Solander) J.V. Lamouroux
	Corallinaceae	<i>Corallina subulata</i> (Lamour)
	Corallinaceae	<i>Haliptilon subulata</i> (Ellis et solander) Johansen
	Corallinaceae	<i>Hydrolithon boergesenii</i> (Foslie) Foslie
	Corallinaceae	<i>Jania Adherens</i> Harv.
	Corallinaceae	<i>Jania capillaceae</i> Harvey
	Corallinaceae	<i>Jania</i> sp.
	Corallinaceae	<i>Lithophyllum</i> sp.
	Corallinaceae	<i>Neogoniolithon</i> sp.
	Corallinaceae	<i>Neogoniolithon spectabile</i> (Foslie) Setchell & Mason
	Halymeniaceae	<i>Cryptonemia crenulata</i> (J. Agardh) J. Agardh
	Halymeniaceae	<i>Cryptonemia luxurians</i> (C. Agardh) J. Agardh
	Halymeniaceae	<i>Cryptonemia</i> sp.
	Halymeniaceae	<i>Grateloupia gibbesii</i>
	Halymeniaceae	<i>Grateloupia</i> sp.
	Halymeniaceae	<i>Halymenia duchassaingii</i> (J. Agardh) Kylin
	Halymeniaceae	<i>Halymenia floresia</i> (Clemente) C. Agardh
	Halymeniaceae	<i>Halymenia hancocki</i> Collins
	Halymeniaceae	<i>Halymenia rosea</i> * Collins & Hervey
	Halymeniaceae	<i>Halymenia</i> sp.
	Hypneaceae	<i>Hypnea musciformis</i> (Turner) J. Agardh
	Dasyaceae	<i>Dasya baillouviana</i> (Gmelin) Montagne
	Dasyaceae	<i>Dasya</i> sp.
	Delesseriaceae	<i>Caloglossa leprieurii</i> (Montagne) J. Agardh
	Delesseriaceae	<i>Caloglossa</i> sp.
	Delesseriaceae	<i>Hypoglossum</i> sp.
Delesseriaceae	<i>Hypoglossum tenuifolium</i> (Harvey) J. Agardh	
Delesseriaceae	Indet. indet.	
Delesseriaceae	<i>Nitophyllum</i> sp.	
Dumontiaceae	<i>Dudresnaya</i> sp.	
Compsopogonaceae	<i>Erythrocladia</i> sp.	
Galaxauraceae	<i>Galaxaura oblongata</i> (Ellis & Solander) Lamouroux (Sinónimo de <i>Tricleocarpa oblongata</i>)	
Galaxauraceae	<i>Tricleocarpa oblongata</i> (Sinónimo de <i>Tricleocarpa oblongata</i>)	
Gelidiaceae	<i>Gelidiocolax</i> sp.	

Phylum	Familia	Nombre taxónomico
Rhodophyta	Gelidiaceae	<i>Gelidium crinale</i>
	Gelidiaceae	<i>Gelidium pusillum</i> (Stackhouse) Le Jolis
	Gelidiaceae	<i>Gelidium sp.</i>
	Gelidiaceae	<i>Pterocladia sp.</i>
	Gelidiaceae	<i>Gelidiella acerosa</i> (Forsskäl) J. Feldmann & Hamel
	Gelidiaceae	<i>Gelidiella sp.</i>
	Gelidiaceae	<i>Gelidium pusillum</i> (Stackhouse) Le Jolis
	Gigartinaceae	<i>Gigartina teedii</i> (Roth) Lamouroux
	Lomentariaceae	<i>Gelidiopsis intricata</i> (C. Agardh) Vickers
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria blodgettii</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria bursa-pastoris</i> (Harv.) Foslie
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria cervicornis</i> (Turner) J. Agardh
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria crassissima</i> (Turner) J. Agardh
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria cuneata</i> (Ag.) Grev.
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria cylindrica</i> Børgesen
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria cylindrica</i> Crowan
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria damaecornis</i> J. Agardh
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria domingensis</i> (Kützing) Sonder ex Dickie
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria foliifera</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria galetensis</i> (Gurgel) Fredericq.
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria hayi</i> (Gurgel) Fredericq.
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria mammillaris</i> (Montagne) Howe
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria ornata</i> Areschoug
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria P/I</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria sjoestedtii</i> Kylin
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria smithsoniensis</i> (Gurgel, Fredericq)
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria sp.</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilaria verrucosa</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilariopsis ornata</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilariopsis sp.</i>
	Gracilariaceae	<i>Gracilariopsis tenuifrons</i>
	Nemastomataceae	<i>Predaea feldmannii</i> Børgesen
	Halymeniaceae	<i>Crytonemia crenulata</i> J. Ag.
	Halymeniaceae	<i>Crytonemia luxurians</i> J. Ag.
	Liagoraceae	<i>Liagora sp.</i>
	Hildenbrandiaceae	<i>Hildenbrandia prototypus</i> Nardo
Hypneaceae	<i>Hypnea cervicornis</i> (Turner) J. Agardh	
Hypneaceae	<i>Hypnea cornuta</i> J. Ag.	
Hypneaceae	<i>Hypnea musciformis</i> (Wulfen) Lamouroux	
Hypneaceae	<i>Hypnea spinella</i> (C. Agardh) Kützing	
Melobesieae	<i>Fosliella affinis</i> (Foslie) Taylor	

Phylum	Familia	Nombre taxónomico
Rhodophyta	Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia rubra</i> (Greville) J. Agardh
	Caulacanthaceae	<i>Catenella</i> sp.
	Rhizophyllidaceae	<i>Ochtodes secundiramea</i> (Montagne) Howe
	Rhizophyllidaceae	<i>Ochtodes</i> sp.
	Rhodogorgonaceae	<i>Rhodogorgon carriebowensis</i> J.N. Norris & Bucher
	Rhodomelaceae	<i>Acanthophora spicifera</i> (Vahl) Børgesen
	Rhodomelaceae	<i>Acanthophora</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Bostrychia</i> sp.
	Rhodymeniaceae	<i>Botryocladia occidentalis</i> (Børgesen) Kylin
	Rhodymeniaceae	<i>Botryocladia pyriformis</i> (Børgesen) Kylin
	Rhodymeniaceae	<i>Botryocladia</i> sp.
	Bryopsidaceae	<i>Bryopsis plumosa</i> JV. Lamouroux
	Rhodomelaceae	<i>Bryothamnion seaforthii</i> (Turner) Kützing
	Rhodomelaceae	<i>Bryothamnion</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Bryothamnion triquetrum</i> (Turner) Kützing
	Rhodomelaceae	<i>Chondria baileyana</i> (Harv.) Farl.
	Rhodomelaceae	<i>Chondria littoralis</i> Harvey
	Rhodomelaceae	<i>Chondria</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Chondria tenuissima</i> Collins
	Dasyaceae	<i>Dictyurus occidentalis</i> J. Agardh
	Rhodomelaceae	<i>Digenia Simplex</i>
	Rhodomelaceae	<i>Heterosiphonia</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia brongniartii</i> J. Agardh
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia caraibica</i>
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia intricata</i> Lamouroux
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia obtusa</i> (Hudson) J. V. Lamouroux
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia papillosa</i> (C. Agardh) Greville
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia papillosa</i> (Forsskål) Greville
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia poitei</i>
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Laurencia</i> sp. Reef edge
	Rhodomelaceae	<i>Murrayella pericladus</i> (C. Agardh) Schmitz
	Rhodomelaceae	<i>Polysiphonia</i> sp.
	Rhodomelaceae	<i>Wrightiella</i> sp.
	Rhodymeniaceae	<i>Chrysomenia enteromorpha</i> Harvey
	Rhodymeniaceae	<i>Chrysomenia okamurae</i> Yamada et Segawa
	Rhodymeniaceae	<i>Chrysomenia ventricosa</i> (C. Agardh) J. Agardh
	Rhodymeniaceae	<i>Coelarthrum</i> sp.
	Rhodymeniaceae	<i>Coelothrix irregularis</i> (Harvey) Børgesen
	Rhodymeniaceae	<i>Cryptarachne planifrons</i>
	Rhodymeniaceae	<i>Faucheia peltata</i> Taylor
	Rhodymeniaceae	<i>Rhodymenia</i> sp.

Phylum	Familia	Nombre taxónomico
Rhodophyta	Rhodymeniaceae	<i>Weberella peltata</i>
	Solieriaceae	<i>Eucheuma sp.</i>
	Solieriaceae	Indet. indet.
	Solieriaceae	<i>Meristotheca sp.</i>
	Solieriaceae	<i>Neogardiella ramosissima</i> (Hervey) Wynne et Taylor
	Solieriaceae	<i>Neogardiella sp.</i>
	Solieriaceae	<i>Solieria tenera</i> (J. Agardh) Wynne et Taylor
	Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia rubra</i> (Greville) J. Agrdh
Streptophyta	Wurdemanniaceae	<i>Wurdemannia miniata</i> (Draparnaud) Feldmann et Hamel
	Cymodoceae	<i>Halodule wrightii</i> Ascherson
	Cymodoceae	<i>Syringodium filiforme</i> Kützing
	Hydrocharitaceae	<i>Thalassia testudinum</i> Banks ex König
	Hydrocharitaceae	<i>Halophila baillonis</i>

Esta relación de especies del Caribe panameño ha sido fruto de los trabajos realizados por Hay, M., 1980; Batista de Yee, G. & Connor, J. 1982; Cubit, J., 1984; Connor, J. 1984; Gomez, D. & Perez H., 2004; Batista, A. V.E. 1980; Batista, G. 1992; Batista, G et al., 2003; Gurgel et al., 2004; Smithsonian Institute, 2009.

La clasificación taxonómica, a nivel de *phylum* y *familia* se ha realizado a partir del criterio establecido en la base de datos del Nacional Center Biotechnology Information (NCBI).

ANEXO II

**ESTUDIO DE FACTIBILIDAD PARA IMPLEMENTAR GRANJAS
MARINAS DE SEAMOSS (*Gracilaria* spp) EN LA REGION DE BAHIA
LAS MINAS**

Entrevistas a los pescadores en diciembre de 1990

Parte del proyecto de la Comisión Nacional del medio ambiente (CONAMA). "La Administración y la Conservación de una futura reserva para Colón, Panamá"

QUESTIONARIO

Fecha _____

Código _____

Clave para las respuestas:

88 No aplica a la pregunta
99 No hubo respuesta

0) Comunidades censadas

(Circule una respuesta)

- 1) Cativa y María Chiquita
- 2) La Playita y Portobelo

1) Qué pescan Uds. en esta casa?

(Circule una respuesta)

- 1) Pescado solamente (ir a la pregunta # 13)
- 2) Seamoss solamente (ir a la pregunta # 2)
- 3) Pescado y seamoss (ir a la pregunta # 2)
- 4) Ninguno de los que le nombré? (ir a la pregunta

#13)

Código _____

Censo a los pescadores en diciembre de 1990

2) Dónde Uds. van a coleccionar seamoss?

(Circule una respuesta)

- 1) Cerca de la orilla
- 2) lejos de la orilla

3) En que lugar Uds prefieren ir a coleccionar seamoss?

! Respuesta abierta !

4) Cuándo Uds. empezaron a coleccionar seamoss?

(Circule una respuesta)

- 1) Hace menos de un año
- 2) De uno a seis años
- 3) De seis a diez años
- 4) De diez a veinte años

5A) Todos en esta casa saben como se usa el seamoss?

(Circule una respuesta)

- 0) No
- 1) Si

Si la respuesta es afirmativa vaya a 5B)

5B) Cómo Uds. en su casa usan seamoss?

! Respuesta abierta!

Código _____
Censo a los pescadores en diciembre 1990

6) Por que los de su casa colectan seamoss?

! Respuesta Abierta!

7) Pregunta eliminada.

8) Cuantos sacos de seamoss colectan en esta casa?
(Un saco es igual a 5 libras secas de seamoss)

(Circule una respuesta)

- 1) Ninguno
- 2) Menos de medio saco
- 3) De medio a un saco
- 4) Más de dos sacos

9) Pregunta eliminada

10) Con que frecuencia Uds colectan la cantidad de seamoss que Ud. contestó en la pregunta # 8?

(Circule una respuesta)

- 1) Una vez al año
- 2) Dos veces al año
- 3) Una vez al mes
- 4) Una vez a la semana?

11) Los de su casa han tenido alguna entrada de dinero con la venta de seamoss los siguientes años?

(Circule una respuesta)

11A) 1989

- 0) No
- 1) Yes

Código _____

Censo a los pescadores en diciembre 1990

11B) 1990

- 0) No
- 1) Sí

12) Pregunta eliminada?

13) A los de su casa le gustaría saber como establecer granjas de seamoss?

(Circule una respuesta)

- 0) No
- 1) Yes

No importa cual sea la respuesta por favor:

Invitar a todos los miembros de la casa a una reunión en el Municipio de Colón donde iremos a presentar un video sobre granjas marinas en Filipina y Chile.

14) Pregunta eliminada

15) Si Uds tienen la oportunidad de establecer su granja marina de seamoss cual sería el mejor tiempo del año para trabajarla?

(Circule una respuesta)

- 1) Enero - Abril
- 2) Mayo - Septiembre
- 3) Octubre - Diciembre
- 4) En cualquier momento
- 5) otra razón

Codigo _____

Censo a los pescadores en diciembre 1990

- 16) Cuantas horas del día los de su casa estarían dispuestos a trabajar en establecer sus fincas de seamoss?

(Circule una respuesta)

- 1) Ninguna
- 2) De una a cuatro horas
- 3) De cuatro a ocho horas
- 4) De ocho a doce horas
- 5) En cualquier momento
- 6) Otra razón

- 17) Pregunta eliminada.

- 18) Cual de las siguientes actividades son entradas de dinero para su familia?

(Circule una respuesta)

- 1) Pescar
- 2) colectar seamoss
- 3) pescar y colectar seamos
- 4) Pescar, colectar seamoss y otras actividades
- 5) No tiene entradas
- 6) Otro tipo de entradas

- 19) Si Ud. tiene la oportunidad de elegir donde preferiría trabajar?

(Circule una respuesta)

- 1) Fabrica de textiles
 - 2) Granjas de seamoss
 - 3) Depende de cuanto es el salario
 - 4) ninguno de estos trabajos
 - 5) cualquiera de estos trabajos
-