



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA  
UNIDAD ACADÉMICA MAZATLÁN  
(QUÍMICA ACUÁTICA)**

**CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE MACROALGAS *ULVA EXPANSA*, *ULVA LOBATA*, *COLPOMENIA TUBERCULATA*, *PADINA DURVILLEI* Y *GRACILARIA VERMICULOPHYLLA* RECOLECTADAS EN EL LITORAL DE MAZATLÁN (BAHÍA Y ESTERO DE URÍAS).**

**TESIS**

**QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:  
MAESTRO EN CIENCIAS**

**PRESENTA:**

**IBQ. MARIO MARTIN PERAZA YEE**

**TUTOR**

**DR. JUAN CARLOS RAMÍREZ SUÁREZ  
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA**

**COMITÉ TUTOR:**

**DRA. HILDA PATRICIA LEÓN TEJERA  
FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM**

**DR. FEDERICO PÁEZ OSUNA  
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNIDAD ACADÉMICA  
MAZATLÁN, UNAM**

**DR. MARTIN FEDERICO SOTO JIMÉNEZ  
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNIDAD ACADÉMICA  
MAZATLÁN, UNAM**

**DRA. ELISA SERVIERE ZARAGOZA  
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA**

**MÉXICO, D.F. NOVIEMBRE, 2014.**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

El proyecto de tesis se llevó a cabo en la Unidad Académica Mazatlán, en el laboratorio de Isotopía Estable que cuenta con una parte del material y equipo requerido para la investigación. Los análisis se realizaron en el CIAD Hermosillo, que cuenta con el equipamiento y medios para los análisis.

La investigación contó con el financiamiento de la Universidad Autónoma Nacional de México a través del Programa de Apoyo para la Investigación e Innovación Tecnológica, PAPIIT IN206409: "Isótopos estables en biomonitores para el estudio de la contaminación por nitrógeno en ecosistemas costeros del Golfo de California"; PAPIIT IN208613, "Contaminantes emergentes del Golfo de California". Al proyecto REDES PROMEC/103.5/13/9335. Al proyecto CONACyT 204818.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología y a la Universidad Nacional Autónoma de México, por permitirme formar parte de estas instituciones tan reconocidas y por hacer uso de sus instalaciones.

A CONACyT, por haberme apoyado económicamente mediante una beca de estudio durante mi formación académica.

A los miembros de mi Comité tutor, la Dra. Hilda P. León Tejera, el Dr. Martín F. Soto Jiménez, la Dra. Elisa Serviere Zaragoza y al Dr. Federico Páez Osuna, por sus comentarios y contribuciones durante la realización de esta tesis.

Al CIAD Hermosillo, por haberme permitido hacer usos de sus instalaciones durante mis diferentes estancias, durante casi ocho meses, para la realización de este trabajo.

A mi esposa Martha, por siempre ayudarme durante toda la maestría y por motivarme a seguir adelante.

A mi director de tesis, Dr. Juan Carlos Ramírez Suárez por haber aceptado dirigir este trabajo de investigación, a pesar de que la colaboración fuera a distancia. Por aclarar mis dudas, sus llamadas de atención, su disponibilidad, amabilidad, franqueza, paciencia y brindarme su amistad.

Al Dr. Martín F. Soto Jiménez, por dejarme ocupar su laboratorio mientras hacia mi maestría, además de responder mis dudas, sus buenos consejos y su

constante apoyo. Por invitarme a muestreos y a todos los buenos momentos que pasé en el laboratorio.

A la Dra. María Julia Ochoa Izaguirre, por ayudarme a la identificación de macroalgas, por acompañarnos en muestreos, por responder todas mis dudas acerca de macroalgas desde mi tesis de licenciatura y también brindarme su amistad.

A la M. C. María Elena Lugo Sánchez (laboratorio de productos pesqueros, CIAD, Hermosillo) sobre todo por instruirme en el manejo de HPLC y preparación de la muestra a analizar, entre otras cosas, como carbohidratos. Además, de los buenos momentos de laboratorio y su agradable compañía. Y finalmente, perdón por haber tronado tantas jeringas de vidrio maestra.

A la M. C. María Gisela Carvallo Ruíz (laboratorio de productos pesqueros, CIAD, Hermosillo), sobre todo por enseñarme las técnicas de extracción e identificación de ácidos grasos mediante cromatografía de gases. Por su amabilidad, consejos, por haberme llevado de muestreo en Sonora y prestarme material.

A la M. C. Guillermina García Sánchez (laboratorio de productos pesqueros, CIAD, Hermosillo), por todos sus consejos en el laboratorio y por prestarme el material necesario.

A todos mis profesores que tuve durante la maestría, por haber compartido su conocimiento.

A Gabriela Almaraz y Chantal Ruiz, por apoyarme con todos los trámites académicos necesarios, sobre todo a Margarita Cordero Ruíz por siempre resolver mis dudas y facilitarme los tramites.

A Carlos Suárez y German Ramírez Reséndiz por su apoyo en las videoconferencias.

A María Clara Ramírez Jáuregui, por su apoyo a la hora de encontrar material bibliográfico.

A mis compañeros de laboratorio en Mazatlán: las maestras Julia y Elsa, Tito, Jesús y Daniela, por todos los buenos momentos que pase en el laboratorio durante mi maestría.

A mis compañeros de laboratorio en el CIAD Hermosillo: Aarón, Marco, Aristeo, Hugo, Josué, Andrés, Wendy, perdón si olvido a alguien, por hacer del laboratorio más ameno y todos los buenos momentos que pasamos.

A mis compañeros de clases: Martha, Juan, Imelda, Denisse, Emmanuel, Carolina, Miriam, Gladys, Elena, Alejandra, Nateras, etc. Perdón si me olvido de alguien, pero bueno, gracias por hacer las clases más amenas y por todos los ratos agradables.

## **DEDICATORIA**

A mi Esposa Martha, a quien amo con toda mi alma

A mi Madre y a mi Padre, por darme la vida

A mis Hermanos

A mi Familia

Que por ellos soy la persona que soy.

## Índice

I. Introducción.....	12
II. Antecedentes .....	15
II.1. Composición de macroalgas.....	15
II.1.1. Proteína .....	16
II.1.2. Aminoácidos.....	18
II.1.3. Lípidos .....	21
II.1.4. Carbohidratos.....	25
II.1.5. Cenizas (Minerales).....	28
II.2. Utilización de macroalgas .....	29
II.3. Secado de macroalgas.....	31
III. Área de estudio.....	32
IV. Justificación académica .....	34
V. Objetivos .....	35
V.1. Objetivo general .....	35
V.2. Objetivos específicos .....	35
VI. Hipótesis.....	36
VII. Materiales y Métodos.....	37
VII.1. Muestreo y preparación de muestras.....	37
VII.2. Análisis proximal de macroalgas .....	38
VII.3. Perfil de aminoácidos en macroalgas.....	39
VII.4. Extracción de lípidos.....	40
VII.5. Composición de ácidos grasos .....	41
VII.6. Evaluación de los efectos de secado sobre la composición química de tres macroalgas ( <i>G. vermiculophylla</i> , <i>U. expansa</i> y <i>U. lobata</i> ) recolectadas en el invierno del 2013.....	42
VII.7. Procesamiento de datos.....	43
VIII. Resultados .....	44
VIII.1. Análisis Proximal de las Especies .....	44
VIII.2. Efecto de la temporada sobre la composición química de cada especie de macroalga .....	45

VIII.2.1. Efecto sobre la composición proximal.....	45
VIII.3. Perfil de aminoácidos en macroalgas .....	47
VIII.4. Perfil de ácidos grasos en macroalgas .....	52
VIII.5. Efecto de diferentes métodos de secado en la composición química de macroalgas ( <i>U. expansa</i> , <i>U. lobata</i> y <i>G. vermiculophylla</i> ).....	57
VIII.5.1. Efecto de diferentes métodos de secado sobre el perfil de aminoácidos de macroalgas <i>U. expansa</i> , <i>U. lobata</i> y <i>G. vermiculophylla</i> .....	59
VIII.5.2. Alteraciones del perfil de ácidos grasos de macroalgas sometidas a distintos secados .....	63
IX. Discusión.....	70
IX.1. Evaluación y cambios en la composición química de las macroalgas .....	70
IX.2. Valores y cambios en el perfil de aminoácidos en macroalgas .....	78
IX.3. Valores y cambios en el perfil de ácidos grasos en macroalgas .....	81
IX.4. Efecto de diferentes métodos de secado en la composición química de macroalgas ( <i>U. expansa</i> , <i>U. lobata</i> y <i>G. vermiculophylla</i> ) .....	82
IX.5. Efecto de diferentes métodos de secado sobre el perfil de aminoácidos de macroalgas <i>U. expansa</i> , <i>U. lobata</i> y <i>G. vermiculophylla</i> .....	83
IX.5.2. Cambios en los ácidos grasos de macroalgas sometidas a distintos secados...	85
X. Conclusiones .....	88
XI. Recomendaciones.....	91
XII. Referencias.....	93

## Índice de Tablas

Tabla 1. Composición proximal (base seca) de algunas macroalgas pertenecientes a los géneros y especies del presente estudio. ....	16
Tabla 2. Concentración de aminoácidos (g AA/100 g de muestra en BS) en algunas especies de macroalgas de diferentes países.....	20
Tabla 3. Composición de ácidos grasos en algunas especies de macroalgas. Los valores representan la media $\pm$ desviación estándar (% total de ácidos grasos). ....	23
Tabla 4. Ubicación y aplicación de carbohidratos en macroalgas. ....	27
Tabla 5. Composición proximal promedio en base seca durante las dos épocas de recolección. ....	44
Tabla 6. Composición proximal de macroalgas analizadas provenientes del litoral de Mazatlán en verano del 2012 e invierno del 2013. ....	46
Tabla 7. Composición de aminoácidos en 5 especies de macroalgas recolectadas en verano de 2012. Resultados son media $\pm$ desviación estándar (mg AA/g muestra BS). ..	49
Tabla 8. Composición de aminoácidos en 5 especies de macroalgas recolectadas en invierno del 2013. Resultados son media $\pm$ desviación estándar (mg AA/g muestra BS). ..	50
Tabla 9. Efecto de la temporada (verano/invierno) de muestreo sobre el contenido de aminoácidos encontrados en las diferentes especies estudiadas. Signos “>” o “<” indican: a) diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) y b) un valor mayor o menor del aminoácido de la temporada de verano respecto a la de invierno. n.d: no detectado. ....	52
Tabla 10. Perfil de ácidos grasos de la fracción lipídica obtenida de las diferentes macroalgas recolectada en el verano del 2012. Resultados son la media $\pm$ desviación estándar del porcentaje (%) total de lípidos por especie. ....	54
Tabla 11. Perfil de ácidos grasos de la fracción lipídica obtenida de las diferentes macroalgas recolectadas en invierno del 2012. Resultados son la media $\pm$ desviación estándar del porcentaje total (%) de lípidos por especie. ....	55
Tabla 12. Comparación de la composición proximal con diferentes tratamientos de secado. Resultados son media $\pm$ desviación estándar y están dados en porcentaje. ....	58
Tabla 13. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie <i>U. expansa</i> tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media $\pm$ desviación estándar. ....	60
Tabla 14. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie <i>U. lobata</i> tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media $\pm$ desviación estándar.....	61

Tabla 15. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie <i>G. vermiculophylla</i> tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media $\pm$ desviación estándar.....	62
Tabla 16. Cambios en el perfil de AG de <i>U. expansa</i> (Ue) producido por los diferentes métodos de secado. Media $\pm$ desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.....	65
Tabla 17. Cambios en el perfil de ácidos grasos de <i>U. lobata</i> (Ul) producido por los diferentes métodos de secado. Media $\pm$ desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.....	67
Tabla 18. Cambios en el perfil de AG de <i>G. vermiculophylla</i> (Gv) producido por los diferentes métodos de secado. Media $\pm$ desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.....	69
Tabla 19. Composición de AA esenciales en las macroalgas estudiadas en verano e invierno, comparada con alimentos tradicionales (g AA/ 100 g proteína). .....	80

## Índice de Figuras

Figura 1. Sitios de muestreo en el litoral de Mazatlán: *1 Bahía de Mazatlán 1 (23°10'30"N, 106°25'37"O), *2 Bahía de Mazatlán 2 (23°10'37"N, 106°25'31"O) y *3 Estero de Urías (23°10'59"N, 106°21'06"O) (Imagen modificada de Villalobos-Guerrero y Tovar-Hernández, 2013; <a href="http://www.d-maps.com">www.d-maps.com</a> ). .....	33
--	----

## RESUMEN

El presente estudio realizó una caracterización química de macroalgas *Ulva expansa*, *Ulva lobata*, *Colpomenia tuberculata*, *Padina durvillei* y *Gracilaria vermiculophylla* recolectadas en el litoral de Mazatlán (bahía y Estero de Urías) durante dos temporadas del año. Posteriormente, las tres especies con mejor composición química y abundantes (*U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*) se secaron por liofilización, al sol y estufa, éstos con el fin de poder ser utilizadas como alimento. Se les realizó análisis proximal, perfil de aminoácidos (AA) y de ácidos grasos (AG) a todas las muestras. El género *Ulva* y *Gracilaria* presentaron la mayor concentración proteica (entre 21.5 % y  $22.6 \pm 1.1$ , base seca). Todos los géneros presentaron una concentración de lípidos baja (entre 0.4 y 1%), una gran concentración de carbohidratos (50 al 74%). En general, todas las especies presentaron contenidos de AA esenciales similares a los encontrados en la proteína de huevo y soya, aunque con pequeñas concentraciones de AG esenciales. El aumento de carbohidratos en verano, la disminución de lípidos y aumento de proteínas durante invierno, son los cambios más marcados en algunas macroalgas debido a la época de muestreo. El tipo de secado tuvo efecto sobre la composición proteica, obteniéndose valores mayores ( $P < 0.05$ ) durante el secado por estufa, mientras que el liofilizado redujo ( $P < 0.05$ ) la concentración de aminoácidos. Los cambios en el perfil de AG de las macroalgas por efecto de los diferentes secados fueron muy variables. En base a los resultados obtenidos, *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*, poseen gran potencial de explotación para consumo humano (por su aporte nutricional) no importando la época del año en que se recolecten ni el tipo de secado que se le proporcione.

## ABSTRACT

This study conducted a chemical characterization of seaweeds: *Ulva expansa*, *Ulva lobata*, *Colpomenia tuberculata*, *Padina durvillei* and *Gracilaria vermiculophylla* from littoral of Mazatlán (coast and Urías estuary) in two seasons of the year. Then, three abundant species with better chemical composition (*U. expansa*, *U. lobata* and *G. vermiculophylla*) were subjected to three dry methods (lyophilization, sundry and oven-dried), in order for a possible used as food. The proximate composition (moisture, protein, lipids, ashes and carbohydrates), amino acid and fatty acids profiles were performed in all samples. *Ulva* and *Gracilaria* genres showed the maximum protein concentration (around 21.5 and  $22.6 \pm 1.1$ , dry weight, respectively). All genres presented a low lipid concentration (around 0.4 and 1.0 %) and high carbohydrates contents (50.0 a 74.0 %). In general, all species showed similar contents of essential amino acids found in egg and soy protein, although with small concentrations of essential fatty acids. The increase of carbohydrates in summer, the decrease of lipids and increase of protein in winter were the changes in certain seaweeds due to sampling season. The drying method showed effect over protein concentration with the highest result ( $P < 0.05$ ) in the oven-dry sample, whereas amino acid concentration was the lowest ( $P < 0.05$ ) in the lyophilized sample. Fatty acid profile changes by effect of the drying methods were very variable. Based on the results, *U. expansa*, *U. lobata* and *G. vermiculophylla* have great potential for human consumption exploitation (due to their nutritional value), no matter the time of year that is sampled or the type of drying that is provided.

## I. Introducción

Las macroalgas son un grupo de protistas que producen oxígeno al realizar el proceso de la fotosíntesis. Se encuentran ampliamente distribuidas en los océanos del planeta, sobre todo formando crecimientos visibles en las zonas rocosas, flotando a la deriva, en comunidades coralinas o formando bosques de Kelp (macroalgas del orden de las laminariales, pertenecientes a las Ochrophyta). Las macroalgas presentan tamaños muy variados que van desde los pocos centímetros hasta los 50 m de largo. Presentan formas diversas como son: arbóreas, ramificadas, tubulares, laminarias, filamentosas, etc. Tradicionalmente, las macroalgas se clasifican en 3 divisiones de acuerdo a su pigmentación: Chlorophyta (verdes), Ochrophyta (café) y Rhodophyta (rojas) (Lobban y Harrison, 1994).

Las macroalgas han sido históricamente aprovechadas como alimento por diferentes culturas (Nisizawa et al., 1987). Por ejemplo, en Oriente, especialmente en China, Corea y Japón, las macroalgas han formado parte de la dieta tradicional. Otras poblaciones costeras, como Hawaii, han consumido macroalgas como ingrediente habitual en ciertos tipos de ensalada (McDermid y Stuercke, 2003). Su valor nutricional radica en que son ricas en proteínas (aminoácidos), carbohidratos, vitaminas y minerales, y en menor cantidad de ácidos grasos, todos compuestos necesarios para la nutrición humana (Ortiz et al., 2006; Dawczynski et al., 2007; Rajapakse y Kim, 2011). En las macroalgas, todos estos compuestos varían según la especie, hábitat, madurez, salinidad, temperatura, intensidad de

luz y el estado del medio ambiente, entre otras (Floreto y Teshima, 1998; Murata y Nakazoe, 2001; Orduña-Rojas et al., 2002).

Otros usos ancestrales de las macroalgas han sido su utilización como forraje, fertilizante y como fuente de drogas medicinales. Hoy en día son usadas como materia prima para la producción industrial de agar, carragenanos y alginatos, los cuales han alcanzado importancia comercial como aditivos alimentarios (Cardozo et al., 2007). Recientemente las macroalgas marinas han recibido mucha atención por ser una fuente potencial de compuestos bioactivos ya que son capaces de producir varios metabolitos secundarios con una amplia gama de actividades biológicas, incluyendo propiedades antibacterianas, antifungales, antivirales y antioxidantes (Faulkner, 2002; Mayer et al., 2007; Nahas et al., 2007; Zahra et al., 2007; Dubber y Harder, 2008; Plaza et al., 2008, 2010; Wang et al., 2009; Cox et al., 2010; Zhang et al., 2010).

La producción global de algas acuáticas en el 2011 fue de 21 millones de toneladas, de las cuales el 81 % pertenece a macroalgas (FAO-FIGIS, 2013). Del total de macroalgas producidas en el mundo, el 93.8 % es cultivada mientras que el restante es cosechada del medio silvestre (Amosu et al., 2013). Las macroalgas de la división Ochrophyta son las que se cultivan en mayor cantidad, contribuyendo con cerca del 64 % de la producción total, seguidas por algas de la división Rhodophyta con 36 % y de la división Chlorophyta con menos del 0.5 % (FAO, 2006).

La producción de algas en México se lleva a cabo únicamente en los estados de Baja California y Baja California Sur, donde su producción promedia las 1,505 toneladas por año en peso desembarcado, la cual se destina básicamente para su uso industrial (obtención de alginatos y carragenanos) como materia prima (CONAPESCA, 2011).

El presente trabajo tiene como objetivo conocer la composición química de cinco macroalgas: dos de la división Chlorophyta, *Ulva expansa* (Setch.) S. & G. y *Ulva lobata* (Kützinger) Harvey; dos de la división Ochrophyta, *Colpomenia tuberculata* De A. Saunders y *Padina durvillei* L. Thivy; y una de la división Rhodophyta, *Gracilaria vermiculophylla* (Ohmi) Papenfuss, las cuales son abundantes en el litoral de Mazatlán y presentan un potencial de explotación para consumo humano.

## **II. Antecedentes**

La utilización de macroalgas como fuente potencial de alimento, ya sea para consumo humano o animal, es ancestral en países como Japón, China y Corea. Recientemente, su utilización se ha extendido a otras regiones del planeta, donde no eran consideradas como una opción para la alimentación. Sin embargo, debido a la gran demanda alimenticia que existe hoy en día y buscando la manera de aprovechar los recursos con los que se cuenta, las macroalgas empiezan a ser vistas como una opción para la alimentación. México, con sus 11,592 km de litoral, así como 394,603 km<sup>2</sup> de plataforma continental (CONAPESCA, 2011) posee un potencial enorme para el cultivo y explotación de macroalgas que pudieran ser utilizadas para consumo humano.

### **II.1. Composición de macroalgas**

Las macroalgas se han utilizado como fuente de alimento desde tiempos ancestrales debido a que contienen sustancias biológicamente importantes como son proteínas, lípidos, carbohidratos y minerales, entre otras (Tabla 1). Todos estos componentes biológicos están sujetos a variaciones debido a: variedades de la especie, hábitat, maduración y condiciones ambientales (Murata y Nakazoe, 2001).

Tabla 1. Composición proximal (base seca) de algunas macroalgas pertenecientes a los géneros y especies del presente estudio.

Especie	Proteína cruda (N×6.25)	Lípidos	Carbohidratos	Cenizas
<b>Chlorophyta</b>				
<i>Ulva intestinalis</i> *	16.4	8.70	62.2	28.4
<b>Ochrophyta</b>				
<i>Colpomenia sinuosa</i> **	10.1	1.46	9.50	39.3
<b>Rhodophyta</b>				
<i>Gracilaria cervicornis</i> †	19.7	0.43	63.1	10.5

Fuente: †Benjama y Masniyom (2011); ‡Marinho-Soriano et al. (2006); \*\*Tabarsa et al. (2012b).

### II.1.1. Proteína

Las macroalgas contienen una concentración significativa de compuestos nitrogenados, como son las proteínas (Darcy-Vrillon, 1993; Oohusa, 1993; Fleurence, 1999a). Al respecto, algunas macroalgas como las de la división Ochrophyta poseen un contenido relativamente bajo, cayendo en el rango de 5 a 15 % (en base seca, BS) con la excepción de algunas especies como *Undaria pinnatifida* que contiene del 11 al 24 % de proteína en BS (Fleurence, 1999; Chandini et al., 2008) entre otras. Por otro lado, contenidos más altos de proteína cruda han sido reportados en las divisiones Chlorophyta y Rhodophyta, cuyos valores se encuentran entre 10 y 30 % de proteína en BS (Chandini et al., 2008). Algunas especies de la división Rhodophyta como *Palmaria palmata* (Fleurence, 1999) y *Porphyra tenera* (Fujiwara-Arasaki et al., 1984) pueden alcanzar valores de proteína cruda de hasta 35 y 47 % (BS), respectivamente. En lo que respecta a

las macroalgas del género *Ulva*, su contenido de proteína cruda varía en el rango de 15 a 20 % en BS (Ortiz et al., 2006).

Una de las funciones que poseen las proteínas en las macroalgas, son en actividades relacionadas a la fotosíntesis, donde las ficobiliproteínas llamadas ficoeritrina y ficocianina, contienen a los pigmentos ficoeritrobilina y ficocianobilina que ayudan a captar energía lumínica de longitud de onda menor a la que captan las clorofilas. Estas proteínas están presentes en macroalgas de la división Rhodophyta (Prezlin, 1981).

En México, algunos trabajos han registrado el contenido de proteína cruda en macroalgas. Castro-González et al. (1994), analizaron a la especie *Macrocystis pyrifera* (Ochrophyta) recolectada en Bahía Tortugas, Baja California Sur (B.C.S.), reportando valores para verano e invierno de 8.76 % y 10.7 % (BS), respectivamente. En 1996, los mismos autores, reportaron un porcentaje de proteína cruda de 10.7 % para la especie *Ulva lactuca*, recolectada durante el verano en la ensenada de La Paz, B. C. S.

Serviere-Zaragoza et al. (2002) colectaron tres especies de macroalgas a lo largo de la costa Punta Prieta (B. C. S.), en las que determinaron proteína cruda en *Eisenia arborea* (10.7 % para la colecta de invierno y 14.9 % para la colecta de otoño), *Macrocystis pyrifera* (8.4 % en verano -14.2 % en invierno) y *Gelidium robustum* (0.9 % en primavera 18.1 % en otoño). Sus resultados sugieren que el contenido de proteína, no solo varía con las diferencias de temperatura

latitudinales, sino que las condiciones ambientales locales, también afectan el contenido proteico.

También en B. C. S., en las playas del malecón de la ciudad de La Paz, Aguilera-Morales et al. (2005) colectaron la especie *Ulva spp.* (como *Enteromorpha spp.*), en el invierno de 1997 y 1998, encontrando un contenido de proteína cruda de 9.45 y 14.1 %, respectivamente. Los autores concluyeron que esta especie de macroalga puede ser recomendada para consumo humano.

Peña-Rodríguez et al. (2011) cultivaron *Ulva clathrata* en 3 periodos (diciembre-enero; febrero-marzo y marzo-abril del 2009) en los que analizaron la proteína cruda obteniendo valores que oscilaron entre 21.9 y 25.9 %, concluyendo que la especie estudiada puede ser una importante fuente de proteínas, por lo que puede ser usada eficientemente, como ingrediente en comida para consumo humano y animal.

Por los anteriores trabajos registrados, es clara la factibilidad de utilización de macroalgas para consumo humano, tomando únicamente en cuenta su elevada concentración de proteína.

### **II.1.2. Aminoácidos**

Los aminoácidos constituyen el alfabeto de la estructura proteica y determinan muchas de las propiedades importantes de las proteínas. Su

biodisponibilidad, para la cual están envueltos mecanismos de digestibilidad y absorción (Cerna, 2011), es lo que concede a la proteína su calidad nutricia.

Generalmente, las proteínas de las macroalgas poseen elevadas concentraciones de los aminoácidos arginina, ácido aspártico y ácido glutámico (Fleurence, 1999). En algunos casos el contenido de ciertos aminoácidos esenciales puede ser comparable a los que se encuentran en la proteína de huevo y soya (Fleurence, 1999; Galland-Irmouli et al., 1999). Debido a que algunas especies de macroalgas, como es el caso de las rojas, presentan aminoácidos esenciales en buenas proporciones y un alto contenido de proteína cruda (en base seca), éstas pueden llegar a ser una buena fuente de proteína en los alimentos (Chandini et al., 2008). En la Tabla 2 se presentan perfiles de aminoácidos en algunas especies reportadas en la literatura.

Tabla 2. Concentración de aminoácidos (g AA/100 g de muestra en BS) en algunas especies de macroalgas de diferentes países.

AA \ Especie	<i>Ulva lactuca</i> +	<i>Ulva pertusa</i> *	<i>Padina pavonica</i> ++	<i>Colpomenia sinuosa</i> ++	<i>Gracilaria chilensis</i> **	<i>Gracilaria salicornia</i> +
Ácido aspártico	0.53	1.19	1.50	0.39	1.10	0.53
Serina	0.31	0.58	0.62	0.19	0.75	0.34
Ácido glutámico	0.76	1.17	2.03	0.61	1.55	0.75
Glicina	0.42	0.66	0.87	0.21	0.41	0.74
Histidina	0.16	0.13	0.37	0.16	1.12	0.14
Arginina	0.41	0.62	0.83	0.19	0.60	0.75
Treonina	0.33	0.54	0.67	0.11	0.64	0.32
Alanina	0.46	0.92	0.85	0.34	0.66	0.74
Prolina	0.41	0.54	0.64	0.34	0.00	0.39
Tirosina	0.25	0.35	0.52	0.23	0.39	0.75
Valina	0.42	0.6	0.82	0.25	0.77	0.41
Lisina	0.27	0.46	0.54	0.07	0.66	0.76
Isoleucina	0.23	0.4	0.51	0.11	0.80	0.30
Leucina	0.48	0.8	1.02	0.34	0.46	0.75
Fenilalanina	0.30	0.56	0.51	0.10	1.09	0.32
Triptófano	ND	*	ND	ND	*	ND
Cisteína	*	*	*	*	0.76	*
Metionina	0.06	*	0.12	0.30	1.88	0.76
Taurina	*	*	*	*	*	*

Fuente: Ortiz et al. (2009)\*\*; Benjama y Masniyom (2011)\*; Tabarsa et al. (2012a)+; Tabarsa et al. (2012b)++.

\*No se determinó el aminoácido. ND = No fue detectado.

En México hay algunos estudios sobre aminoácidos en macroalgas. Castro-González et al., (1994) encontró en *Macrocystis pyrifera* que el total de aminoácidos presentes fue mayor durante el verano, siendo el ác. aspártico, glutámico y alanina los que estuvieron en mayor proporción en las dos épocas muestreadas (inverno y verano).

Aguilera-Morales et al. (2005) determinó una mayor preponderancia en los aminoácidos ácido glutámico y serina en la macroalga *Ulva spp.* (como *Enteromorpha spp.*), colectada en el inverno de 1997, mientras que en el de 1998,

tan solo dominó el ác. glutámico, sugiriendo que esta especie contiene una aceptable cantidad de 9 de los 10 aminoácidos esenciales.

Peña-Rodríguez et al. (2011) encontró una dominancia de aminoácidos como el ác. aspártico, glutámico, alanina y arginina en la especie cultivada *U. clathrata*, en las diferentes épocas de cultivo. Además mostraron que la macroalga presentó una buena cantidad de aminoácidos esenciales, que en suma variaron entre 40 y 42 % del total de aminoácidos analizados.

### **II.1.3. Lípidos**

Los lípidos biológicos constituyen un grupo químicamente diverso de compuestos cuya característica común y definitoria es su insolubilidad en agua. Además presentan funciones biológicas muy diversas. En muchos de los organismos, los lípidos son las formas principales de almacenamiento energético, mientras que los fosfolípidos y los esteroides constituyen los principales elementos estructurales de las membranas biológicas. Por otro lado, se presentan otros lípidos (como fosfatidilinositoles, icosanoides y esteroides) que aunque en menores cantidades, desempeñan funciones importantes como: cofactores enzimáticos, transportadores electrónicos, pigmentos que absorben luz, anclas hidrofóbicas para proteínas, etc. (Nelson et al., 2001).

Los lípidos son compuestos formados por ácidos grasos, con un nivel de oxidación casi tan bajo como el de los hidrocarburos de los combustibles fósiles.

Los ácidos grasos son ácidos carboxílicos con cadenas hidrocarbonadas de 4 a 36 carbonos ( $C_4$  a  $C_{36}$ ). Algunos ácidos grasos poseen su cadena hidrocarbonada completamente saturada (sin presencia de dobles enlaces) y sin ramificar (ácidos grasos saturados); otros contienen uno (monoinsaturados) o más dobles enlaces (poliinsaturados) (Nelson et al., 2001). En la Tabla 3 se presenta la composición de ácidos grasos en algunas especies de macroalgas.

Tabla 3. Composición de ácidos grasos en algunas especies de macroalgas. Los valores representan la media  $\pm$  desviación estándar (% total de ácidos grasos).

	<sup>+</sup> <i>U. lactuca.</i>	<sup>*</sup> <i>C. sinuosa</i>	<sup>**</sup> <i>G. chilensis</i>
<b>Ácido Graso</b>			
<b>Saturados</b>			
<b>C12:0</b>	n. d.	2.57 $\pm$ 0.20	0.35 $\pm$ 0.02
<b>C14:0</b>	2.40 $\pm$ 0.10	0.95 $\pm$ 0.28	2.05 $\pm$ 0.06
<b>C15:0</b>	n. d.	n. d.	0.43 $\pm$ 0.01
<b>C16:0</b>	59.4 $\pm$ 0.56	20.7 $\pm$ 0.81	21.8 $\pm$ 0.10
<b>C17:0</b>	n. d.	n. d.	0.47 $\pm$ 0.00
<b>C18:0</b>	1.87 $\pm$ 0.11	3.61 $\pm$ 0.28	9.17 $\pm$ 0.05
<b>C20:0</b>	1.13 $\pm$ 0.10	n. d.	0.70 $\pm$ 0.02
<b>C22:0</b>	4.17 $\pm$ 0.05	n. d.	0.77 $\pm$ 0.09
<b>C24:0</b>	n. d.	n. d.	0.93 $\pm$ 0.04
<b>Monoinsaturados</b>			
<b>C14:1n5</b>	n. d.	n. d.	0.15 $\pm$ 0.00
<b>C16:1n7</b>	6.87 $\pm$ 0.23	2.5 $\pm$ 0.12	5.84 $\pm$ 0.13
<b>C17:1n7</b>	n. d.	n. d.	1.89 $\pm$ 0.06
<b><math>\Sigma</math>C18:1</b>	15.9 $\pm$ 0.50	11.2 $\pm$ 0.76	33.6 $\pm$ 0.23
<b>C20:1n9</b>	1.52 $\pm$ 0.05	n. d.	n. d.
<b>Poliinsaturados</b>			
<b>C18:2n6</b>	2.43 $\pm$ 0.05	2.69 $\pm$ 0.30	9.65 $\pm$ 0.09
<b>C18:3n3</b>	3.20 $\pm$ 0.17	1.31 $\pm$ 0.14	0.68 $\pm$ 0.01
<b>C18:4n3</b>	n. d.	n. d.	1.00 $\pm$ 0.00
<b>C20:4n6</b>	n. d.	6.57 $\pm$ 0.48	0.53 $\pm$ 0.02
<b>C20:5n3</b>	n. d.	4.96 $\pm$ 1.19	1.30 $\pm$ 0.01
<b>C22:5n3</b>	n. d.	0.65 $\pm$ 0.04	n. d.
<b>C22:6n3</b>	1.10 $\pm$ 0.05	12.4 $\pm$ 0.83	n. d.

Fuente: <sup>\*</sup>Tabarsa et al., (2012b); <sup>\*\*</sup>Ortiz et al., (2009); <sup>+</sup>Yaich et al., (2011). n. d. = no detectado.

Los lípidos en la dieta juegan un papel importante en la nutrición. Éstos suministran calorías y ácidos grasos esenciales, acarrean vitaminas, proporcionan sabor además de mejorar la sensación bucal de los alimentos; sin embargo, también contribuyen a la obesidad y ciertas enfermedades cuando su consumo es excesivo (Fennema, 2000).

Los lípidos en macroalgas representan entre 1 y 3 % de su peso en BS, siendo las macroalgas provenientes de ambientes tropicales las que presentan menores proporciones de lípidos (<1 %) (Chandini et al., 2008). La composición de lípidos en las macroalgas está distribuida de la siguiente manera: los glucolípidos formando la mayor parte de ácidos grasos, seguido de lípidos neutrales y por último los fosfolípidos (Bhaskar et al., 2004; Bhaskar y Miyashita, 2005). En particular, las macroalgas pueden ser fuente de ácidos grasos esenciales como el ácido eicosapentanoico (EPA, por sus siglas en inglés), C<sub>20:5n3</sub>, el cual se cree que reduce el riesgo de enfermedades cardíacas, trombosis y aterosclerosis (Khotimchenko et al., 2002). También se ha reportado que ciertos ácidos grasos en algunas especies de macroalgas presentan actividad antiviral (Kamat et al., 1992). Otros estudios de ácidos grasos en macroalgas han investigado su variación estacional, como el estudio de Floreto et al. (1993), quienes no observaron variaciones con la temperatura en las diferentes temporadas y el de Nelson et al. (2002) quienes reportaron un aumento en el contenido de lípidos durante invierno y primavera. Khotimchenko y Kulikova (2000) reportaron diferentes relaciones en la composición de fosfolípidos en los distintos tipos de tejido.

De los estudios realizados en México, Castro-González et al. (1994) reportaron 0.56 y 0.75 % de lípidos totales en *M. pyrifera* durante verano e invierno, respectivamente. También en lípidos, este mismo autor en 1996, determinó una concentración de 0.25 % en *U. lactuca* durante la época de verano. Serviere-Zaragoza et al. (2002) reportaron que el contenido de lípidos totales

variaba conforme la estación del año; así en *E. arborea* encontraron 0.6 % a 0.9 % (este último para otoño), en *M. pyrifera* de 0.4 (primavera) a 1.0 % (invierno) y en *G. robustum* de 0.3 % (otoño) a 1.3 % (invierno). Aguilera-Morales et al. (2005) concluyeron que el contenido de lípidos totales en *Ulva spp.* (como *Enteromorpha spp.*) era muy bajo respecto a alimentos como la leche, pescado y carne roja, además de que el contenido de todos los nutrientes fue mayor en el invierno de 1997 que en el de 1998. También Peña-Rodríguez et al. (2011) encontraron una cantidad de lípidos totales muy bajos en la macroalga *U. clathrata*, con valores de 2.5 a 3.5 % durante los diferentes periodos de cultivo.

#### **II.1.4. Carbohidratos**

Los carbohidratos son las biomoléculas más abundantes de las macroalgas. Los polímeros de carbohidrato insolubles actúan como elementos estructurales de las paredes celulares. Además pueden presentar otras funciones ya sea como carbohidratos solos o conjugados con proteínas o lípidos. Algunos de estos carbohidratos contienen nitrógeno, fósforo o azufre. Existen principalmente 3 clases de carbohidratos: monosacáridos (una sola unidad de polihidroxialdehído o cetona), oligosacáridos (cadenas cortas de unidades de monosacáridos unidos por los enlaces glucosídicos) y polisacáridos (formado por cadenas de 20 o más polisacáridos) (Nelson et al., 2001).

Las macroalgas contienen grandes cantidades de carbohidratos que pueden ser: polisacáridos estructurales, de almacenamiento y funcionales, y el

contenido total de carbohidratos puede variar de 20 a 76 % en peso seco (Holdt y Kraan, 2011). La pared celular de macroalgas de la división Ochrophyta presenta polisacáridos como la fucosa sulfatada. Algunas especies de las divisiones Chlorophyta y Rhodophyta contienen xilanos, mientras que la celulosa se presenta en la pared celular de todas las macroalgas aunque en niveles menores que las plantas terrestres (Chandini et al., 2008). También contienen polisacáridos de reserva como la laminarina en las macroalgas Ochrophyta y almidón florideano en las Rhodophyta. La mayoría de estos polisacáridos no son digeribles por humanos formando parte de la fibra dietaria (Lahaye y Thilbault, 1990; Burtin, 2003). No obstante, algunos pueden presentar actividades biológicas importantes en el cuerpo humano, sirviendo como agentes antimutagénicos, anticoagulantes, antitumorales, además de jugar un papel importante en la modificación del metabolismo de lípidos (Dhargalkar y Neelam, 2005). Los ficocoloides (sustancias únicamente extraídas de algas y que forman suspensiones coloidales) más importantes de uso industrial extraídos de macroalgas son: agar y carragenanos obtenidos de Rhodophyta, y alginatos de las Ochrophyta (Chandini et al., 2008). A continuación se presenta la Tabla 4, la cual contiene los diferentes tipos de carbohidratos presentes en las diferentes macroalgas, así como su ubicación y función.

Tabla 4. Ubicación y aplicación de carbohidratos en macroalgas.

Macroalga	Pared celular	De reserva	Función
<b>Chlorophyta</b>	Celulosa, manano y xilano	Almidón	Espesante, suspensiones, gelante, adhesión, encapsulación, inhibe virus, retención de forma.
<b>Ochrophyta</b>	Alginato y fucanos	Laminarina	Gelante, viscosidad, emulsificante, estabilizante, retención de humedad, encapsulación, lubricación, unión a metales, inhibe virus, elasticidad, firmeza a la piel.
<b>Rhodophyta</b>	Carragenanos, agar y xilanos	Almidón florideano	Gelante, reactividad química, formación de espuma, suspensiones, control de humedad.

Fuente: Mabeau y Fleurence, (1993); Dhagalkar y Neelam, (2005); Ortiz (2006).

En trabajos realizados en México, Castro-González et al. (1994) determinaron carbohidratos durante verano e invierno en *M. pyrifera*, la cual varió de 46.3 a 50.6 %, respectivamente. Ya en 1996, Castro-González et al. calcularon por diferencia el contenido de carbohidratos totales en *U. lactuca*, el cual fue alto, con 30.9 %. Serviere-Zaragoza et al. (2002) determinaron la cantidad de fibra cruda en las macroalgas *E. arborea*, *M. pyrifera* y *G. robustum* durante las 4 estaciones del año, con valores que oscilaron de 4.7 % (otoño) a 10.7 % (verano), de 4.8 % (otoño) a 7.2 % (primavera) y de 6.2 % (primavera) a 7.0 % (otoño), respectivamente; así observaron que la composición química de las macroalgas varió con la especie y temporada del año. Peña-Rodríguez et al. (2011) calculó la fibra dietaria total en *U. clathrata* cultivada en diferentes periodos de tiempo, con una variación de 24.8 a 26.1 %, además de cuantificar la fibra soluble e insoluble y concluyendo, que esta especie es una buena fuente de fibra soluble dietética.

### II.1.5. Cenizas (Minerales)

Las cenizas son el remanente de la combustión total de un alimento. Estas están conformadas principalmente por los minerales los cuales se han clasificado como principales o trazas, dependiendo de su concentración en vegetales y animales. Se les dice “traza” porque en el pasado los métodos analíticos no los podían medir con mucha precisión, y se decía que simplemente estaban presentes. Los minerales principales incluyen el calcio, fósforo, magnesio, sodio, potasio y cloro, mientras que los elementos trazas incluyen el hierro, yodo, zinc, selenio, cromo, cobre, flúor y plomo (Fennema, 2000).

Las cenizas (minerales) también son otro componente importante en las macroalgas. Sus valores generalmente oscilan entre los 8 y 40 % (BS), presentando minerales y oligoelementos (elementos traza) necesarios para la nutrición humana (Ortega-Calvo et al., 1993). Estos minerales presentes en las macroalgas deshidratadas se encuentran en mayor concentración que los encontrados en plantas terrestres y productos animales (Ito y Hori, 1989; Ortega-Calvo et al., 1993).

Entre los trabajos realizados en México que incluyen la determinación de cenizas en macroalgas, se encuentran los de Castro-González et al. (1994 y 1996). En el primero de ellos detectó una cantidad de 36.7 y 33.5 % en cenizas para *M. pyrifera* durante verano e invierno, respectivamente. Mientras que en 1996, encontraron una cantidad de cenizas mucho mayor en la especie *U. lactuca* de 53.2 %. Serviere-Zaragoza et al. (2002) analizaron el contenido de cenizas en las

macroalgas *E. arborea* (12.8 a 24.1 %), *M. pyrifera* (25.3 a 37.5 %) y *G. robustum* (7.10 a 19.9 %) durante las 4 estaciones del año. Aguilera-Morales et al. (2005) estudiaron en dos inviernos a la especie *Ulva spp.* (como *Enteromorpha spp.*) en La Paz (B. C. S.), uno en el año de 1997 donde detectaron 36.4 % de cenizas y el de 1998 con 32.6 %, por lo que se puede observar que puede haber cambio aún dentro de la misma temporada pero en diferente año. Peña-Rodríguez et al. (2011) también evaluaron el contenido de ceniza en *U. clathrata*, encontrando concentraciones que oscilan entre 44.8 a 49.6 %, en los diferentes cultivos de la especie estudiada.

## **II.2. Utilización de macroalgas**

El uso cada vez más extendido de macroalgas a nivel global ha provocado incrementos en la producción mundial de algas acuáticas; así durante la década de los 90's la producción incrementó en promedio un 9.5 %, mientras que en la primera década del 2000, ésta incrementó un 7.4 % (incrementos comparables con la producción de animales acuáticos cultivados). En el 2010 se tuvo una producción total de algas de 19 millones de toneladas, las cuales equivalen a un valor de 5,700 millones de dólares (FAO, 2012).

Entre los usos a nivel industrial que tienen las macroalgas están: la extracción de carragenina de las Rhodophyta y ácido algínico de las Ochrophyta. La carragenina es uno de los más abundantes polisacáridos en la naturaleza y puede ser usado en la elaboración de alimentos, bebidas, fármacos, cosméticos,

entre otros, ya que la carragenina funciona como agente gelificante, acarreador, emulsificante, humectante, estabilizante, espesante y aumentador de volumen, entre otros (McHugh, 2003; Codex Alimentarius Commission, 2013). Por otra parte, los alginatos son ingredientes en muchos productos de dieta para adelgazar, postres de leche, gelatinas, cremas de pastelería y pastas, ya que funcionan como agente emulsificante, estabilizante, gelificante, humectante, acarreador, espesante, aumentador de volumen y formador de espuma entre otros (Chandini et al., 2008; Codex Alimentarius Commission, 2013).

Aunque en los países occidentales las macroalgas son usadas principalmente como fuente de ficocoloides (Rupérez, 2002), en el presente, la demanda de las macroalgas como complementos alimenticios se ha incrementado en Europa, Norte América y Sur América (Manivannan et al., 2009). En el México prehispánico, las algas eran utilizadas como alimento, así, en el mercado de Tlatelolco, durante el reinado de los aztecas, se vendían pasteles de algas que Bernal Díaz del Castillo describió como “tortas con sabor a queso” (tecuitlatl) (Gutiérrez-Olguín, 1965). Debido a que las macroalgas son especies muy perecederas en estado fresco, se deben de secar mediante algún método para su conservación ya que con esto se disminuye su actividad de agua y manteniendo gran parte de sus características nutricionales (Gupta et al., 2011). Así, desde la antigüedad, las macroalgas generalmente son secadas antes de ser consumidas.

### **II.3. Secado de macroalgas**

El secado ha sido por mucho tiempo el método comúnmente utilizado para de la conservación de alimentos, sobre todo en regiones donde el clima ayuda a este proceso.

Para el consumo de macroalgas, es muy común que antes de almacenarse o consumirse sean secadas al sol o mediante hornos. De igual manera, para realizar el estudio de los componentes nutrimentales en macroalgas, éstas son generalmente secadas (Chan et al., 1997). Por otra parte, el tipo de secado puede ser un importante factor que afecte el valor nutricional de las macroalgas, ya que se ha demostrado que altas temperaturas de secado y cocimiento pueden alterar algunos componentes en macroalgas de la división Ochrophyta (Mabeau y Fleurence, 1993; De Lecea et al., 2011). Existen diferentes tipos de secado; sin embargo, el secado al sol (Carrillo et al., 1992), en estufa (Hamdy y Dawes, 1998) y liofilizado (Mabeau et al., 1992) han sido los métodos más comúnmente empleados en los estudios de macroalgas. Sin embargo, cada uno de estos métodos ha sido utilizado separadamente para cada especie de macroalga, sin tomar en cuenta que el tipo de secado pudiera afectar la composición química del alga que ha sido estudiada (Chan et al., 1997). En este tenor, el presente estudio también tiene la finalidad de utilizar diferentes tipos de secado para ver su efecto sobre las macroalgas propuestas para el estudio.

### III. Área de estudio

El área de estudio se ubica en el litoral de Mazatlán, el cual cuenta con una bahía abierta, localizada al sureste del Golfo de California. Generalmente el clima es cálido y subhúmedo. En el verano las aguas tropicales del sur tienen influencia sobre la bahía, contrastando con vientos esporádicos que inducen surgencias en el invierno. Para la colecta de macroalgas se ubicaron tres puntos de muestreo: “Bahía de Mazatlán 1”, en playa Pinitos ( $23^{\circ}10'30''\text{N}$ ,  $106^{\circ}25'37''\text{O}$ ), “Bahía de Mazatlán 2”, a las faldas del cerro Crestón ( $23^{\circ}10'37''\text{N}$ ,  $106^{\circ}25'31''\text{O}$ ), y el “Estero de Urías” ( $23^{\circ}10'59''\text{N}$ ,  $106^{\circ}21'06''\text{O}$ ),

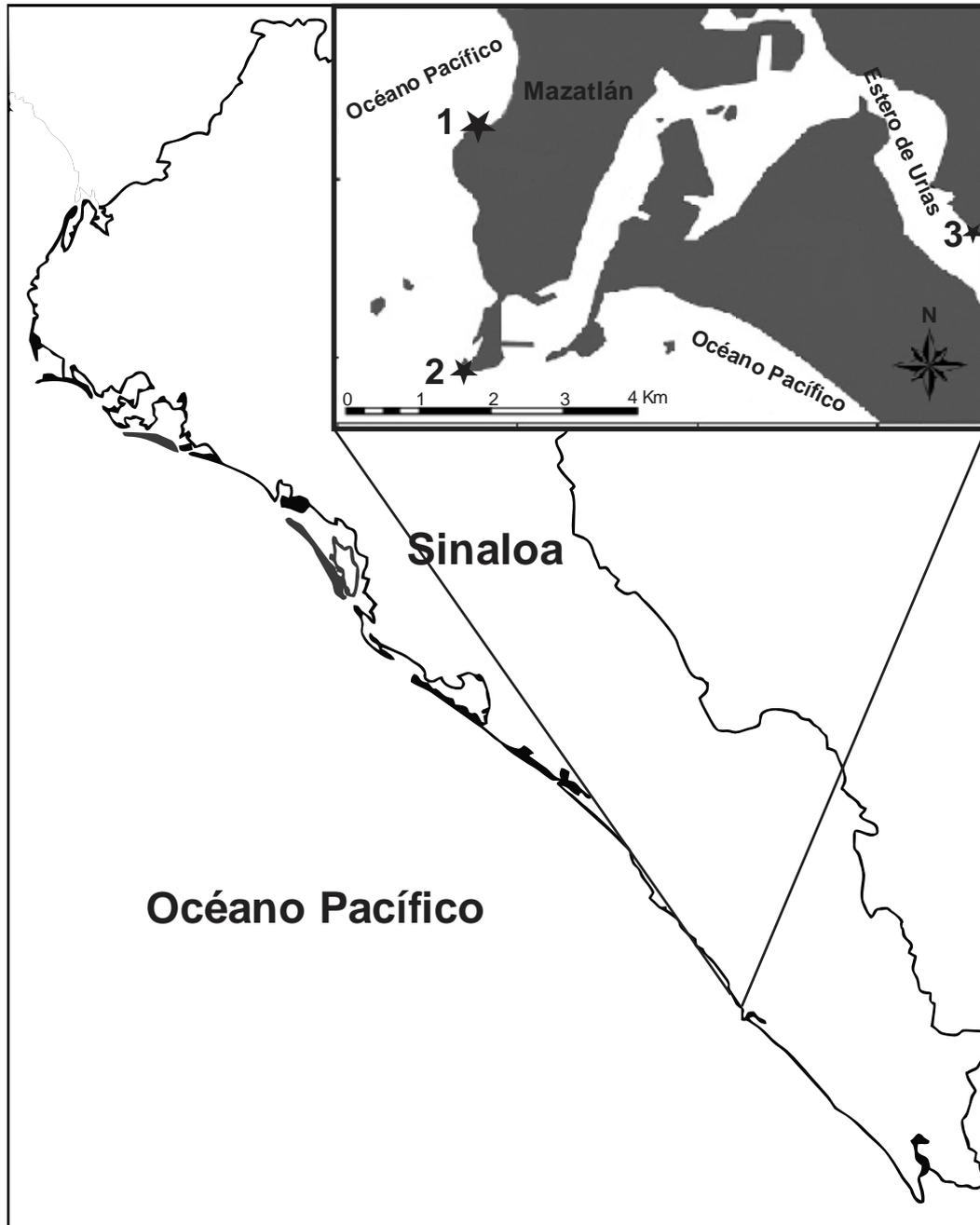


Figura 1. Sitios de muestreo en el litoral de Mazatlán: \*1 Bahía de Mazatlán 1 ( $23^{\circ}10'30''\text{N}$ ,  $106^{\circ}25'37''\text{O}$ ), \*2 Bahía de Mazatlán 2 ( $23^{\circ}10'37''\text{N}$ ,  $106^{\circ}25'31''\text{O}$ ) y \*3 Estero de Urías ( $23^{\circ}10'59''\text{N}$ ,  $106^{\circ}21'06''\text{O}$ ) (Imagen modificada de Villalobos-Guerrero y Tovar-Hernández, 2013; [www.d-maps.com](http://www.d-maps.com)).

#### **IV. Justificación académica**

Algunas zonas del Océano Pacífico Mexicano son importantes productoras de algas marinas. De acuerdo a Godínez-Ortega (2009), existen alrededor de 100 especies de algas con potencial para el consumo humano o animal que pueden ser explotadas en México. Sin embargo, el aprovechamiento (producción y consumo) de algas marinas en México es prácticamente nulo, estimándose que se desperdician 250 mil toneladas por año (Gódinez-Ortega, 2009). No obstante, gran parte de éstas pudiera ser utilizada para la alimentación (Gódinez-Ortega, 2009). A pesar de tener un gran potencial de explotación, son pocos los estudios realizados en México sobre el uso de macroalgas.

Múltiples registros a nivel mundial han establecido que las macroalgas son fuente de proteínas de alta calidad, compuestas por prácticamente todos los aminoácidos esenciales (Galland-Irmouli et al., 1999). Un estudio reciente reveló el alto contenido proteico que presentan especies de macroalgas abundantes en el Golfo de California (Peraza-Yee, 2011). Sin embargo, se desconoce el tipo de aminoácidos que conforman a estas proteínas. Además, se sabe que pueden contener importantes cantidades de ácidos grasos omega-3. Debido a lo anteriormente expuesto, se precisa de la necesidad de realizar este estudio para determinar la composición y concentración de ácidos grasos en lípidos, así como aminoácidos en proteínas, que conforman a 5 especies de macroalgas provenientes del litoral de Mazatlán.

## **V. Objetivos**

### **V.1. Objetivo general**

Conocer la composición química de las macroalgas: *Ulva expansa*, *Ulva lobata*, *Colpomenia tuberculata*, *Padina durvillei* y *Gracilaria vermiculophylla*, abundantes del litoral de Mazatlán para su posible explotación como alimento.

### **V.2. Objetivos específicos**

1. Determinar la composición proximal de las macroalgas muestreadas.
2. Determinar el perfil de aminoácidos de las macroalgas muestreadas.
3. Determinar el perfil de ácidos grasos de las macroalgas muestreadas.
4. Comparar los cambios en la composición química de las macroalgas muestreadas en junio de 2012 (verano) con marzo de 2013 (invierno).
5. Evaluar el efecto del secado (liofilización, en estufa y al sol) sobre la composición química de las macroalgas muestreadas.

## **VI. Hipótesis**

La composición proximal, perfil de aminoácidos y ácidos grasos en las macroalgas estudiadas del litoral de Mazatlán, variará dependiendo de la época del año en que se evalúen y de la especie en cuestión debido tanto a los cambios de factores abióticos y bióticos, como a características fisiológicas de las especies analizadas. Asimismo, lo anterior variará dependiendo del tipo de secado utilizado.

## VII. Materiales y Métodos

### VII.1. Muestreo y preparación de muestras

Con base a un estudio anterior realizado en los meses de marzo - abril del 2008 y 2009 en el Golfo de California y a su abundancia en la ciudad de Mazatlán, se recolectaron en junio (verano) del 2012 y marzo (invierno) del 2013 las macroalgas: *Ulva expansa* y *Gracilaria vermiculophylla* en el Estero de Urías; *Ulva lobata* a las faldas del cerro Crestón; *Colpomenia tuberculata* y *Padina durvillei* en la playa Pinitos, las cuales se analizaron en el Laboratorio de Bioquímica y Calidad de Productos Pesqueros del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. (CIAD) en Hermosillo, Sonora.

Las macroalgas fueron recolectadas a mano y lavadas con agua destilada en el mismo lugar de muestreo, fueron empacadas y etiquetadas en bolsas ziplock, guardadas en una hielera con gel congelado para su traslado al Laboratorio de Isotopos Estables en la Unidad de Ciencias del Mar y Limnología del Posgrado de la UNAM (Mazatlán) donde fueron almacenadas a -80°C, hasta su posterior traslado (vía aérea) a las instalaciones del Laboratorio de Bioquímica y Calidad de Productos Pesqueros del CIAD, localizado en la ciudad de Hermosillo, Sonora, para su análisis.

## VII.2. Análisis proximal de macroalgas

El análisis proximal de las especies de macroalgas incluyó: humedad (método 950.46), lípidos (método 960.39) y cenizas (método 938.08) de acuerdo a la metodología de la AOAC (2000). El análisis de proteína se realizó siguiendo la metodología de Woyewoda et al. (1986) utilizando un factor de conversión de 6.25. La determinación de carbohidratos se realizó por diferencia (junio 2012) y siguiendo la metodología de Racotta et al. (1998) (marzo 2013). De cada bolsa, la cual contenía aproximadamente entre 0.5 – 1.0 kg de una población de macroalga, previamente mezclada y lavada, se tomó la cantidad necesaria de muestra para realizar las determinaciones de laboratorio por triplicado.

Para la comparación proximal de las especies por época de muestreo, se secó la macroalga mediante estufa. Aclarando que en el muestreo de marzo de 2013, no se determinó el contenido de carbohidratos totales y cenizas en las especie *C. tuberculata* y *P. durvillei* por la escasez de estas especies en sus sitios de muestreo. Además, la valoración de carbohidratos totales se realizó por diferencia en el mes de junio de 2012, mientras que en marzo de 2013 se determinaron carbohidratos totales por el método de antrona, por lo cual no se compararon estadísticamente.

### VII.3. Perfil de aminoácidos en macroalgas

El perfil de aminoácidos fue analizado siguiendo la metodología descrita por Vázquez-Ortíz et al. (1997) con algunas modificaciones. Para ello se pesaron 3 mg de muestra seca y desgrasada los cuales fueron hidrolizados con HCl 6 M por 6 h a 150°C (empleándose tioglicolato de sodio como antioxidante, 1:1 w/w) en una placa para hidrólisis PIERCE (Reactil-Term III). Posteriormente el ácido fue evaporado en un rotavapor Büchi (Brinkmann RE 121, BÜCHI, Suiza) para después resuspender las muestras en 2 mL de buffer de citratos 0.5 M. A partir de esta muestra hidrolizada se realizó una cuantificación de aminoácidos totales primarios siguiendo la metodología descrita por Pacheco et al., (1998), para aminoácidos libres y la cuantificación de aminoácidos secundarios se siguió la metodología de Vázquez-Ortíz et al. (1997). Con respecto a la evaluación de los aminoácidos secundarios (Prolina e Hidroxiprolina), para la preparación de las muestras se tomaron 125 µL del hidrolizado y 0.5 mL de buffer de borato 0.4 M (pH 10.4); 250 µL de esta mezcla fueron derivatizados con 2 mg/mL de 7-cloro-4-nitrobenz-2-oxa-1,3-diazole (NBD-Cl) en metanol a baño maría durante 5 min a 60°C; posteriormente la reacción se detuvo con la adición de 50 µL de HCl 1 M. La cuantificación se realizó por HPLC (Hewlett Packard serie 1100) en una columna de fase reversa C18, con un flujo de 1 mL/min conectado a un detector de fluorescencia con una excitación a 460 nm y la emisión correspondiente a 590 nm. Se empleó como fase móvil A, buffer de acetatos (pH 7.2 con metanol) y como fase móvil C, metanol. El análisis tuvo una corrida de 15 min empleándose un gradiente con una condición inicial de 20 % fase móvil A y 80 % fase móvil C

durante 6 min, 100 % fase móvil A y 0 % fase móvil C durante 3 min y finalmente 20 % fase móvil A y 80 % fase móvil C durante 6 min (Vázquez-Ortíz et al., 1997).

#### **VII.4. Extracción de lípidos**

La extracción de lípidos se realizó por el método de Folch et al. (1957). Donde se colocó 5 g de muestra en un tubo de centrifuga de 50 mL sobre hielo; se añadió metanol-cloroformo en proporción 2:1. Posteriormente se homogenizó durante 2 min utilizando un homogenizador TEKMAR TISSUMIZER (TEKMAR Co. W. Germany) a 13 000 rpm evitando siempre el calentamiento de la muestra. Al homogenizado se le adicionó 2.5 mL KOH al 0.88 %, 2.5 mL de cloroformo y 2 mL de agua destilada para posteriormente ser homogenizada nuevamente por 2 min a 13 000 rpm. Las muestras se centrifugaron a 4°C durante 10 min a 4000 rpm utilizando una centrifuga refrigerada BECKMAN modelo J2-21 (Beckman Instruments Inc. Palo alto, CA). Recuperándose la fase inferior donde se encuentran los lípidos mezclados con el cloroformo. El volumen recuperado fue depositado en un vial cubierto de la luz, al cual el aire le fue removido mediante un flujo de nitrógeno.

Generalmente la extracción de lípidos de muestras marinas se realiza en producto fresco. Así, la extracción de lípidos de las muestras de verano del 2012 se realizó en muestra fresca de acuerdo a la metodología propuesta por Tabarsa et al. (2012a). Sin embargo, se observó que al utilizar la muestra de macroalgas fresca, la extracción de ácidos grasos resultó muy baja. Es por esto, y para tener

una idea más clara de la composición de ácidos grasos en las macroalgas estudiadas, que la extracción de lípidos del muestreo de invierno del 2013 se realizó en muestra liofilizada.

## **VII.5. Composición de ácidos grasos**

Para la cuantificación de ácidos grasos se empleó la metodología descrita por Morrison y Smith, (1964). Donde el extracto lipídico de la sección VII.4., se somete a un baño maría (60°C) para la evaporación del solvente bajo un flujo constante de nitrógeno, hasta la obtención de 20 mg de grasa (evaporación del solvente). Para derivatizar la muestra, se adicionaron 100 µL de diclorometano y 1 mL de NaOH 0.5 M en metanol. A continuación se evacuó al aire por flujo de nitrógeno y cerró el tubo para calentar hasta 90°C en baño maría por 10 min. Posteriormente se añadió 1 mL de trifloruro de boro (BF<sub>3</sub>) al 14 % en metanol, se desplazó el aire con nitrógeno y cerró el vial para continuar con el calentamiento por otros 10 min. Posteriormente se agregó 1 mL de agua destilada, 500 µL de hexano y se agitó ligeramente, tomándose la fase cristalina superior y colocándose en un vial cromatográfico. Los metil ésteres así obtenidos fueron analizados en un CG Agilent modelo 6850 con una columna capilar DB-23 (60 m X 0.25 mm id, 0.25 µm film), con un inyector Split/Splitless manteniendo flujos de hidrógeno a 40 mL/min, aire a 450 mL/min, helio a 30 mL/min y una temperatura del detector de 280°C, empleándose como gas acarreador N<sub>2</sub>. Se realizó una corrida de 35 min con una rampa de temperatura de: 50°C, 1 min, 25°C/min hasta

175°C, 4°C/min hasta 230°C, 15 min. Los datos fueron recolectados mediante el programa de CG ChemStation y el porcentaje de cada ácido graso fue calculado mediante la siguiente expresión:

$$\% = (\text{área del compuesto de interés} / \Sigma \text{ área de picos de interés}) \times 100$$

#### **VII.6. Evaluación de los efectos de secado sobre la composición química de tres macroalgas (*G. vermiculophylla*, *U. expansa* y *U. lobata*) recolectadas en el invierno del 2013**

De las macroalgas estudiadas se escogieron las tres que mostraron los mejores resultados en composición química, así como en abundancia, las cuales correspondieron a *G. vermiculophylla*, *U. expansa* y *U. lobata*. Se evaluó el efecto de su secado con diferentes métodos como son: el liofilizado, el secado al sol y el secado en estufa (100°C). Para la liofilización, las muestras de macroalgas se congelaron a -70 °C, se introdujeron a la liofilizadora marca Labconco por 72 h a -40 °C y a menos de 70 mmHg de vacío. Para el secado al sol, las macroalgas ya descongeladas fueron extendidas al sol en una malla cubierta contra insectos y otros animales, durante tres días de verano, en las horas de sol (temperaturas entre 38 y 44° con una humedad de alrededor del 50%) y puestas bajo techo en la noche, hasta llevarlas a peso constante. Finalmente, para secarlas mediante estufa, primero se procedió a descongelar las macroalgas y después colocarlas en una estufa de convección a 100°C durante todo un día, hasta obtener un peso constante. Se comparó toda la composición proximal, así como los cambios en los

perfiles de aminoácidos y ácidos grasos de tres macroalgas con la metodología mencionada anteriormente. La muestra utilizada para esta parte del análisis correspondió a la muestra recolectada en invierno del 2013.

#### **VII.7. Procesamiento de datos**

Con base a la composición proximal, perfil de aminoácidos y ácidos grasos, se realizaron Anovas de una vía para comparar las medias y evaluar las diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) entre especies de macroalgas en una misma época de muestreo (previamente se realizaron pruebas de normalidad y heterogeneidad). Se compararon los cambios entre épocas de muestreo en una misma especie de macroalga mediante una prueba de t de student ( $P < 0.05$ ). Para tal propósito se emplearon los programas Excel 2010 y Statistica10.0.

## VIII. Resultados

### VIII.1. Análisis Proximal de las Especies

A continuación se presenta la Tabla 5, que indica el promedio combinado de las dos épocas de muestreo (verano 2012 e invierno 2013) en la composición proximal de las macroalgas estudiadas.

Tabla 5. Composición proximal promedio en base seca durante las dos épocas de recolección.

	% Proteína cruda	% Lípidos	%Carbohidratos*	% Cenizas
<i>U. expansa</i>	21.1 ± 1.9	0.46 ± 0.4	60.4 ± 2.4	18.8 ± 5.4
<i>U. lobata</i>	21.9 ± 4.7	0.54 ± 0.3	58.9 ± 1.0	19.9 ± 1.9
<i>C. tuberculata</i>	10.8 ± 1.8	1.02 ± 0.5	51.6 ± 0.8	34.2 ± 0.1
<i>P. durvillei</i>	10.5 ± 2.7	0.93 ± 0.1	73.7 ± 0.0	17.9 ± 0.3
<i>G. vermiculophylla</i>	22.6 ± 1.1	0.82 ± 0.3	50.4 ± 0.6	26.4 ± 0.6

\*Se obtuvieron por diferencia.

De la tabla, se puede observar que las especies *U. expansa* y *U. lobata* pertenecientes a la división Chlorophyta y *G. vermiculophylla* de las Rhodophyta, promediaron arriba del 21 % de proteína cruda en BS, prácticamente el doble de proteína que las especies *C. tuberculata* y *P. durvillei* de la división Ochrophyta. Respecto a la concentración lipídica, las muestras de las dos especies de *Ulva* presentaron valores alrededor de 0.50 % en lípidos, en tanto que *C. tuberculata* y *P. durvillei* presentaron el doble, cerca del 1 %. En lo que se refiere a carbohidratos, todas las especies de macroalgas presentaron una alta

concentración de éstos, entre 50 y 75 %. En el contenido de cenizas, las especies *Ulva* y *P. durvillei* presentaron concentraciones menores al 20 %, en tanto que *C. tuberculata* y *G. vermiculophylla* mostraron valores cercanos al 26 y 34 % aproximadamente.

Debido a que se muestrearon macroalgas en dos temporadas del año diferentes (verano e invierno), se procedió a realizar un análisis para ver el efecto de la temporada sobre la composición química de cada una de las especies muestreadas.

## **VIII.2. Efecto de la temporada sobre la composición química de cada especie de macroalga**

Las macroalgas del presente estudio mostraron diversos cambios en su composición nutricional entre las dos épocas de muestreo, las cuales se mencionan a continuación.

### **VIII.2.1. Efecto sobre la composición proximal**

Las diferencias en la composición proximal de las especies conforme la variación estacional (verano-invierno) se muestra en la Tabla 6. El contenido de humedad de las especies se mantuvo prácticamente estable ( $P \geq 0.05$ ) durante las

dos temporadas muestreadas, con excepción del alga roja *G. vermiculophylla* y *C. tuberculata*, que mostraron una disminución ( $P < 0.05$ ) de humedad en la temporada de invierno.

De ahora en adelante, todas las cifras mostradas en los diferentes análisis se mostrarán en base seca.

Tabla 6. Composición proximal de macroalgas analizadas provenientes del litoral de Mazatlán en verano del 2012 e invierno del 2013.

Verano (2012)	% Humedad	% Proteína cruda	% Lípidos	Carbohidratos	Cenizas
<i>U. expansa</i>	$87.1 \pm 1.5^b$	$22.1 \pm 3.3^a$	$0.86 \pm 0.3^a$	$64.1 \pm 3.7^b$	$12.9 \pm 0.14^d$
<i>U. lobata</i>	$87.1 \pm 0.5^b$	$16.7 \pm 1.2^{a,b}$	$0.75 \pm 0.3^a$	$64.6 \pm 1.4^b$	$17.9 \pm 0.12^c$
<i>C. tuberculata</i>	$90.8 \pm 1.2^a$	$12.6 \pm 1.2^{b,c}$	$1.53 \pm 0.5^a$	$51.6 \pm 0.8^c$	$34.2 \pm 0.09^a$
<i>P. durvillei</i>	$75.5 \pm 0.7^c$	$7.54 \pm 0.2^c$	$0.86 \pm 0.0^a$	$73.7 \pm 0.0^a$	$17.9 \pm 0.27^c$
<i>G. vermiculophylla</i>	$87.9 \pm 1.9^b$	$21.5 \pm 0.9^a$	$1.17 \pm 0.2^a$	$51.5 \pm 1.1^c$	$25.8 \pm 0.01^b$
<b>Invierno (2013)</b>					
<i>U. expansa</i>	$87.2 \pm 0.3^a$	$20.5 \pm 0.5^c$	$0.20 \pm 0.1^c$	$56.6 \pm 1.0^a$	$22.7 \pm 0.7^a$
<i>U. lobata</i>	$86.0 \pm 0.8^a$	$25.3 \pm 0.2^a$	$0.39 \pm 0.2^{b,c}$	$53.1 \pm 0.5^b$	$21.2 \pm 0.6^a$
<i>C. tuberculata</i>	$86.3 \pm 4.0^a$	$9.5 \pm 0.2^e$	$0.67 \pm 0.1^b$	No analizado	No analizado
<i>P. durvillei</i>	$75.4 \pm 2.4^b$	$12.4 \pm 0.3^d$	$0.97 \pm 0.1^a$	No analizado	No analizado
<i>G. vermiculophylla</i>	$80.0 \pm 0.3^b$	$23.3 \pm 0.2^b$	$0.59 \pm 0.1^b$	$49.3 \pm 0.2^c$	$26.8 \pm 0.0^a$

Composición proximal a excepción de humedad, en base seca. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar. Los signos a la izquierda de cada media indican si hay diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) por temporada ( $\neq$ : hay o  $=$ : no hay). Diferente letra en cada columna por temporada indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) entre especies. Los carbohidratos se obtuvieron por diferencia.

Respecto al contenido de proteína cruda todas las especies de macroalgas presentaron diferencias ( $P < 0.05$ ) respecto a la época del año muestreada, aunque no se detectó un patrón similar en todas las especies. La diferencia más marcada fue la presentada por la *U. lobata* con un valor 8.6 % mayor respecto al verano, siguiéndole la *P. durvillei* y la *C. tuberculata* con 4.86 y 3.09 %, aunque una aumenta en invierno y otra en verano respectivamente. Por otro lado, *U.*

*expansa* y *G. vermiculophylla*, mostraron un diferencial marginal de 1.8 y 1.6 %, respectivamente (Tabla 6).

El efecto de la temporada de muestreo sobre la composición lipídica mostró que únicamente *U. expansa* y *G. vermiculophylla* tuvieron un cambio significativo ( $P < 0.05$ ), disminuyendo en aproximadamente 25 y 50 %, respectivamente, su contenido comparando el muestreo de verano respecto al del invierno (Tabla 6). En general, la mayoría de las macroalgas analizadas disminuyeron su contenido de lípidos en invierno, excepto para *P. durvillei* la cual mostró un contenido mayor ( $P < 0.05$ ) en el muestreo de invierno. Los lípidos del muestreo de verano no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ) entre las especies estudiadas, mientras que si las hubo entre las de invierno.

La concentración de carbohidratos durante invierno en las macroalgas estudiadas y comparadas (*U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*) fue menor a la de verano. Respecto a las cenizas en estas mismas macroalgas, fue inverso a lo que paso con las concentraciones de los carbohidratos (Tabla 6).

### **VIII.3. Perfil de aminoácidos en macroalgas**

El perfil de aminoácidos de las diferentes macroalgas colectadas en este estudio se muestra en las Tablas 7 y 8. Los aminoácidos analizados comprendieron tanto los libres como los unidos formando la proteína. Se

determinaron un total de 18 aminoácidos presentes (exceptuando triptófano y cisteína), de los cuales la mitad resultaron esenciales.

De manera interesante, el efecto de la temporada tuvo un marcado efecto sobre la histidina ya que en el muestreo de verano solo se detectó en una especie (*C. tuberculata*) y en muy baja concentración ( $0.06 \pm 0.10$ ). Resultados similares se presentaron para los aminoácidos glutamina y asparagina con valores muy bajos en el muestreo de verano y no detectados en el de invierno. Las macroalgas que presentaron la mayor cantidad de aminoácidos fueron *U. expansa* y *G. vermiculophylla* en verano, con 193.1 y 185.1 mg AA/ g muestra seca, respectivamente (Tabla 7). En general, las especies del género *Ulva* y *G. vermiculophylla* fueron las que presentaron valores más altos de aminoácidos totales en ambos muestreos (Tablas 7 y 8). Si comparamos el cambio en los aminoácidos esenciales (AAE) conforme a la temporada de muestreo, notamos que estas especies mantuvieron su porcentaje total de los mismos de una temporada a otra, con valores alrededor del 50 %. Sin embargo, las especies *C. tuberculata* y *P. durvillei* incrementaron sustancialmente su presencia respecto al total de aminoácidos en las muestras colectadas en invierno, como se discutirá posteriormente.

Tabla 7. Composición de aminoácidos en 5 especies de macroalgas recolectadas en verano de 2012. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar (mg AA/g muestra BS).

Aminoácido	<i>U. expansa</i>	<i>U. lobata</i>	<i>C. tuberculata</i>	<i>P. durvillei</i>	<i>G. vermiculophylla</i>
Ác. aspártico	30.2 $\pm$ 1.14 <sup>a</sup>	20.5 $\pm$ 1.35 <sup>a,b</sup>	15.5 $\pm$ 4.16 <sup>b</sup>	18.2 $\pm$ 0.81 <sup>a,b</sup>	25.1 $\pm$ 4.89 <sup>a,b</sup>
Ác. glutámico	27.0 $\pm$ 3.61 <sup>a</sup>	17.9 $\pm$ 2.12 <sup>b,c</sup>	13.4 $\pm$ 0.94 <sup>c</sup>	9.23 $\pm$ 0.02 <sup>c</sup>	24.6 $\pm$ 2.69 <sup>a,b</sup>
Glutamina	0.63 $\pm$ 0.00	0.11 $\pm$ 0.00	0.01 $\pm$ 0.00	0.02 $\pm$ 0.00	n. d.
Serina	5.26 $\pm$ 5.19	4.06 $\pm$ 0.53	1.33 $\pm$ 0.35	1.45 $\pm$ 0.89	7.91 $\pm$ 0.12
Asparagina	0.02 $\pm$ 0.00	0.02 $\pm$ 0.00	0.04 $\pm$ 0.00	0.01 $\pm$ 0.00	n. d.
Histidina*	n. d.	n. d.	0.06 $\pm$ 0.08	n. d.	n. d.
Arginina*	23.5 $\pm$ 2.53 <sup>a</sup>	12.1 $\pm$ 0.50 <sup>b</sup>	6.36 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	4.15 $\pm$ 0.11 <sup>c</sup>	20.3 $\pm$ 2.67 <sup>a</sup>
Glicina	14.2 $\pm$ 2.68 <sup>a,b</sup>	10.2 $\pm$ 2.17 <sup>a,b,c</sup>	6.52 $\pm$ 0.03 <sup>b,c</sup>	5.06 $\pm$ 0.70 <sup>c</sup>	12.2 $\pm$ 0.87 <sup>a</sup>
Treonina*	6.97 $\pm$ 3.96	5.20 $\pm$ 0.89	2.58 $\pm$ 0.54	2.30 $\pm$ 0.05	8.31 $\pm$ 0.14
Taurina	n. d.	n. d.	0.24 $\pm$ 0.02	n. d.	3.74 $\pm$ 0.25 <sup>a</sup>
Alanina	7.02 $\pm$ 2.32 <sup>a,b,c</sup>	4.15 $\pm$ 0.82 <sup>a,b</sup>	2.64 $\pm$ 0.14 <sup>b,c</sup>	1.71 $\pm$ 0.28 <sup>c</sup>	8.36 $\pm$ 0.87 <sup>a</sup>
Tirosina	12.9 $\pm$ 7.57	9.35 $\pm$ 5.60	4.30 $\pm$ 7.18	3.25 $\pm$ 1.70	9.69 $\pm$ 3.60
Metionina*	1.79 $\pm$ 1.26	1.78 $\pm$ 0.80	0.88 $\pm$ 0.20	0.62 $\pm$ 0.21	3.42 $\pm$ 0.57
Valina*	13.2 $\pm$ 2.58 <sup>a</sup>	9.18 $\pm$ 1.79 <sup>a,b</sup>	5.29 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	3.87 $\pm$ 0.52 <sup>b</sup>	12.5 $\pm$ 0.89 <sup>a</sup>
Fenilalanina*	10.8 $\pm$ 2.20 <sup>a</sup>	7.22 $\pm$ 1.57 <sup>a,b,c</sup>	3.98 $\pm$ 0.18 <sup>b,c</sup>	3.42 $\pm$ 0.39 <sup>c</sup>	9.58 $\pm$ 0.80 <sup>a</sup>
Isoleucina*	8.84 $\pm$ 1.51 <sup>a,b</sup>	5.88 $\pm$ 1.03 <sup>b,c</sup>	3.93 $\pm$ 0.07 <sup>c</sup>	3.20 $\pm$ 0.24 <sup>c</sup>	10.9 $\pm$ 1.12 <sup>a</sup>
Leucina*	15.9 $\pm$ 2.42 <sup>a</sup>	11.2 $\pm$ 1.75 <sup>a,b</sup>	6.83 $\pm$ 0.32 <sup>b</sup>	5.47 $\pm$ 0.36 <sup>b</sup>	16.7 $\pm$ 1.55 <sup>a</sup>
Lisina*	14.9 $\pm$ 2.26 <sup>a,b</sup>	8.77 $\pm$ 1.48 <sup>b,c</sup>	5.92 $\pm$ 0.20 <sup>c</sup>	4.41 $\pm$ 0.35 <sup>c</sup>	11.9 $\pm$ 1.42 <sup>a</sup>
<b>AAE</b>	<b>95.43 (49.4%)</b>	<b>61.3 (48.0%)</b>	<b>35.8 (44.9%)</b>	<b>27.4 (41.3%)</b>	<b>93.7 (50.6%)</b>
<b>AAE/AANE</b>	<b>0.99</b>	<b>0.92</b>	<b>0.82</b>	<b>0.70</b>	<b>1.02</b>
<b>Total</b>	<b>193.1</b>	<b>127.6</b>	<b>79.8</b>	<b>66.4</b>	<b>185.1</b>

Diferente literal por fila denota diferencia significativa ( $P < 0.05$ ). Donde no hay literales no se encontró diferencia. n. d: No detectado. \* AA esencial. AAE: Aminoácidos esenciales. Valor en paréntesis indica el porcentaje de AAE encontrado en la muestra. AAE/AANE: relación entre AA esenciales y no esenciales. No se analizaron triptófano ni cisteína.

En términos generales, dentro de los AA presentes en las macroalgas que se encontraron en mayor proporción, no importando la época de muestreo, fueron el ácido aspártico, ácido glutámico, arginina, leucina, glicina, lisina, valina, tirosina, fenilalanina, isoleucina, treonina, alanina y serina; mientras que en muy bajas concentraciones se encontraron, glutamina, asparagina y la taurina.

Tabla 8. Composición de aminoácidos en 5 especies de macroalgas recolectadas en invierno del 2013. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar (mg AA/g muestra BS).

Aminoácido	<i>U. expansa</i>	<i>U. lobata</i>	<i>C. tuberculata</i>	<i>P. durvillei</i>	<i>G. vermiculophylla</i>
Ác. aspártico	12.7 $\pm$ 1.14 <sup>b</sup>	17.4 $\pm$ 0.93 <sup>a</sup>	6.82 $\pm$ 0.60 <sup>c</sup>	12.1 $\pm$ 1.14 <sup>b</sup>	16.7 $\pm$ 0.35 <sup>a</sup>
Ác. glutámico	15.5 $\pm$ 1.37 <sup>c</sup>	22.9 $\pm$ 0.85 <sup>a</sup>	8.64 $\pm$ 0.24 <sup>e</sup>	12.0 $\pm$ 1.72 <sup>d</sup>	18.6 $\pm$ 0.70 <sup>b</sup>
Glutamina	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.
Serina	6.59 $\pm$ 0.56 <sup>b</sup>	9.23 $\pm$ 0.42 <sup>a</sup>	3.51 $\pm$ 0.12 <sup>c</sup>	4.48 $\pm$ 0.39 <sup>c</sup>	8.65 $\pm$ 0.54 <sup>a</sup>
Asparagina	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.
Histidina*	2.27 $\pm$ 0.22 <sup>b,c</sup>	3.60 $\pm$ 0.21 <sup>a</sup>	1.22 $\pm$ 0.06 <sup>d</sup>	2.14 $\pm$ 0.31 <sup>c</sup>	2.83 $\pm$ 0.27 <sup>b</sup>
Arginina*	11.9 $\pm$ 1.07 <sup>b</sup>	17.3 $\pm$ 1.13 <sup>a</sup>	5.21 $\pm$ 0.16 <sup>c</sup>	7.89 $\pm$ 1.12 <sup>c</sup>	15.5 $\pm$ 0.67 <sup>a</sup>
Glicina	8.06 $\pm$ 0.66 <sup>b</sup>	11.8 $\pm$ 0.77 <sup>a</sup>	4.33 $\pm$ 0.13 <sup>d</sup>	5.87 $\pm$ 0.47 <sup>c</sup>	11.0 $\pm$ 0.39 <sup>a</sup>
Treonina*	6.27 $\pm$ 0.48 <sup>b</sup>	8.83 $\pm$ 0.39 <sup>a</sup>	3.90 $\pm$ 0.16 <sup>d</sup>	5.20 $\pm$ 0.40 <sup>c</sup>	8.72 $\pm$ 0.25 <sup>a</sup>
Taurina	0.02 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	0.06 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	n. d.	0.71 $\pm$ .42 <sup>b</sup>	3.78 $\pm$ 0.43 <sup>a</sup>
Alanina	4.51 $\pm$ 0.39 <sup>c</sup>	6.03 $\pm$ 0.28 <sup>b</sup>	2.52 $\pm$ 0.09 <sup>d</sup>	3.16 $\pm$ 0.44 <sup>d</sup>	7.72 $\pm$ 0.34 <sup>a</sup>
Tirosina	9.85 $\pm$ 0.63 <sup>b</sup>	12.9 $\pm$ 0.59 <sup>a</sup>	4.57 $\pm$ 0.13 <sup>c</sup>	5.53 $\pm$ 0.51 <sup>c</sup>	9.57 $\pm$ 0.30 <sup>b</sup>
Metionina*	2.56 $\pm$ 0.18 <sup>b</sup>	4.19 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>	1.72 $\pm$ 0.07 <sup>c</sup>	2.15 $\pm$ 0.32 <sup>b,c</sup>	4.01 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>
Valina*	7.41 $\pm$ 0.55 <sup>b</sup>	9.69 $\pm$ 0.53 <sup>a</sup>	4.09 $\pm$ 0.11 <sup>c</sup>	5.39 $\pm$ 0.65 <sup>c</sup>	9.92 $\pm$ 0.59 <sup>a</sup>
Fenilalanina*	6.11 $\pm$ 0.48 <sup>b</sup>	8.30 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>	3.33 $\pm$ 0.12 <sup>c</sup>	4.67 $\pm$ 0.54 <sup>c</sup>	8.58 $\pm$ 0.38 <sup>a</sup>
Isoleucina*	4.62 $\pm$ 0.35 <sup>c</sup>	5.96 $\pm$ 0.32 <sup>b</sup>	2.75 $\pm$ 0.07 <sup>d</sup>	4.21 $\pm$ 0.53 <sup>c</sup>	7.48 $\pm$ 0.53 <sup>a</sup>
Leucina*	9.13 $\pm$ 0.66 <sup>b</sup>	12.4 $\pm$ 0.79 <sup>a</sup>	5.30 $\pm$ 0.20 <sup>d</sup>	7.36 $\pm$ 0.82 <sup>c</sup>	11.9 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>
Lisina*	8.18 $\pm$ 0.58 <sup>b</sup>	10.9 $\pm$ 1.12 <sup>a</sup>	3.99 $\pm$ 0.25 <sup>c</sup>	7.12 $\pm$ 0.63 <sup>b</sup>	8.90 $\pm$ 0.46 <sup>b</sup>
<b>AAE</b>	<b>58.5 (50.5%)</b>	<b>81.2 (50.3%)</b>	<b>31.5 (50.9%)</b>	<b>46.1 (51.3%)</b>	<b>77.8 (50.6%)</b>
<b>AAE/AANE</b>	<b>1.02</b>	<b>1.01</b>	<b>1.04</b>	<b>1.05</b>	<b>1.02</b>
<b>Total</b>	<b>115.7</b>	<b>161.4</b>	<b>61.9</b>	<b>89.9</b>	<b>153.7</b>

Diferente literal por fila denota diferencia significativa ( $P < 0.05$ ). Donde no hay literales no se encontró diferencia. n.d: No detectado. \* AA esencial. AAE: Aminoácidos esenciales. Valor en paréntesis indica el porcentaje de AAE encontrado en la muestra. AAE/AANE: relación entre AA esenciales y no esenciales. No se analizaron triptófano ni cisteína.

Analizando la relación aminoácidos esenciales/no esenciales (AAE/AANE) (Tablas 7 y 8) y para un mejor entendimiento del cambio en los aminoácidos por temporada de colecta, se puede observar que *G. vermiculophylla* fue la única macroalga del muestreo de verano 2012 (Tabla 7) con un contenido mayor de AA esenciales que los no esenciales (relación 1.02), mientras que las macroalgas con la relación más baja fueron las dos algas cafés *C. tuberculata* y *P. durvillei* (relaciones 0.82 y 0.70, respectivamente). Sin embargo, al comparar estas

relaciones en el muestreo de invierno (Tabla 8) todas las especies de macroalgas incrementaron (o mantuvieron) esta relación, lo que significó un aumento (sustancial en algunas especies) en los AA esenciales respecto a la temporada. Los resultados muestran un equilibrio en aminoácidos esenciales respecto a los no esenciales.

La tabla 9 muestra el cambio sufrido por aminoácidos respecto a la temporada de colecta. Todos los cambios sufridos en *U. expansa* muestran una mayor concentración ( $P < 0.05$ ) en la temporada de verano, variando en su mayoría sus AAE, en tanto que *U. lobata* sufrió pocos cambios. *C. tuberculata* fue la macroalga que mostró el mayor número de cambios ( $P < 0.05$ ) en sus aminoácidos respecto a la temporada, conservando únicamente a la alanina en la misma ( $P \geq 0.05$ ) concentración. Más de la mitad de los AAE en *P. durvillei* conservaron su concentración sin importar la temporada de muestreo. *U. lobata* se comportó de similar forma a *P. durvillei*, solo con menor número de cambios. *G. vermiculophylla* también fue otra de las dos macroalgas en no presentar tantas variaciones entre temporadas (Tabla 9). Por otro lado, se puede observar (Tabla 9) que los cambios en las concentraciones de aminoácidos sufridos ( $P < 0.05$ ) en estas especies por efecto de la temporada de colecta fueron opuestos, esto es, mientras para *U. lobata* la concentración de los aminoácidos fue mayor en el invierno, para *G. vermiculophylla* fue para el verano.

Tabla 9. Efecto de la temporada (verano/invierno) de muestreo sobre el contenido de aminoácidos encontrados en las diferentes especies estudiadas. Signos “>” o “<” indican: a) diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) y b) un valor mayor o menor del aminoácido de la temporada de verano respecto a la de invierno. n.d: no detectado.

	<i>U. expansa</i>	<i>U. lobata</i>	<i>C. tuberculata</i>	<i>P. durvillei</i>	<i>G. vermiculophylla</i>
Ác. aspártico	>	=	>	>	>
Ác. glutámico	>	<	>	=	>
Serina	=	<	<	<	=
Histidina*	n. d.	n. d.	<	<	n. d.
Arginina	>	<	>	<	>
Glicina	>	=	>	=	=
Treonina*	=	<	<	<	=
Taurina	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	=
Alanina	=	<	=	<	=
Tirosina	=	=	<	=	=
Metionina*	=	<	>	<	=
Valina*	>	=	>	=	<
Fenilalanina*	>	=	>	=	=
Isoleucina*	>	=	>	=	>
Leucina*	>	=	>	=	>
Lisina*	>	=	<	<	>

#### VIII.4. Perfil de ácidos grasos en macroalgas

Aunque las macroalgas presentan un contenido lipídico muy bajo, aún en BS (generalmente hasta del 3 %) (Bhaskar et al., 2004; Bhaskar y Miyashita 2005), por lo que son alimentos bajos en energía. Sin embargo, algunos de sus ácidos grasos poliinsaturados pueden ser de interés para la salud humana. Lo anterior se demostró en el presente estudio, ya que la mayoría de las macroalgas analizadas presentó un contenido de lípidos menor a 1 %. No obstante se procedió a realizar el análisis de su fracción lipídica. Cabe recordar que la

extracción de la fracción lipídica se realizó en dos diferentes condiciones de la muestra, esto es, en muestra fresca (Tabla 10) y en muestra liofilizada (Tabla 11). Desafortunadamente, ya no se pudo contar con más muestra del muestreo de verano del 2012, para poder realizar la extracción en muestra liofilizada, y poder hacer las comparaciones entre las temporadas de muestreo. Sin embargo, la información recabada resulta importante para darnos una idea del contenido de ácidos grasos que conforma estos lípidos, y no puede ser desechada.

Observando los resultados entre ambas tablas se puede observar una gran diferencia obtenida en el perfil de ácidos grasos, obteniéndose una mayor variedad de los mismos cuando se utilizó muestra liofilizada. Además, el contenido de ácidos grasos varió fuertemente dentro de las distintas especies de macroalgas estudiadas, así como dependiendo de la temporada de muestreo.

A excepción de *G. vermiculophylla* en el muestreo de invierno del 2013, todas las demás especies, no importando la temporada de colecta, mostraron un mayor contenido de ácidos grasos saturados, con valores que van desde alrededor del 40 al 70 % del total de ácidos grasos (Tablas 10 y 11). No obstante, las macroalgas del muestreo de verano, mostraron contenidos mayores de ácidos grasos saturados. El muestreo de invierno (Tabla 11), que reveló la mayor concentración de ácidos grasos detectados, mostró una variedad de ácidos grasos que van desde el C5 (ác. caproico) hasta el C23 (ác. tricosanoico), aunque la mayoría de ellos en muy baja concentración.

Tabla 10. Perfil de ácidos grasos de la fracción lipídica obtenida de las diferentes macroalgas recolectada en el verano del 2012. Resultados son la media  $\pm$  desviación estándar del porcentaje (%) total de lípidos por especie.

Nombre AG <sup>Formula</sup>	<i>U. expansa</i>	<i>U. lobata</i>	<i>C. tuberculata</i>	<i>P. durvillei</i>	<i>G. vermiculophylla</i>
Ácido Mirístico <sup>C14:0</sup>	3.8 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	1.7 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>	14.2 $\pm$ 0.0 <sup>a</sup>	3.8 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	1.7 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>
<b>Ácido Palmítico <sup>C16:0</sup></b>	<b>61.1 <math>\pm</math> 4.2<sup>a</sup></b>	<b>58.7 <math>\pm</math> 1.6<sup>a</sup></b>	<b>37.7 <math>\pm</math> 0.1</b>	<b>34.7 <math>\pm</math> 0.1<sup>c</sup></b>	<b>46.5 <math>\pm</math> 0.1<sup>b</sup></b>
Ácido Estearico <sup>C18:0</sup>	5.5 $\pm$ 1.1	2.7 $\pm$ 0.0	n .d.	2.9 $\pm$ 0.8	2.0 $\pm$ 0.4
Ácido Araquídico <sup>C20:0</sup>	n .d.	1.8 $\pm$ 0.1	n .d.	n .d.	2.0 $\pm$ 0.1
Ácido Behénico <sup>C22:0</sup>	n .d.	n .d.	n .d.	n .d.	1.1 $\pm$ 0.2
<b>TOTAL AG SATURADOS</b>	<b>70.6 <math>\pm</math> 6.3</b>	<b>64.9 <math>\pm</math> 1.9</b>	<b>51.9 <math>\pm</math> 0.1</b>	<b>41.4 <math>\pm</math> 1.3</b>	<b>53.3 <math>\pm</math> 1.0</b>
Ácido Palmitoleico <sup>C16:1</sup>	9.0 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	3.4 $\pm$ 0.6 <sup>c</sup>	2.0 $\pm$ 2.9 <sup>c</sup>	12.1 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>	1.6 $\pm$ 0.1 <sup>d</sup>
Ácido Oleico <sup>C18:1n<sup>9</sup> c</sup>	5.9 $\pm$ 2.4 <sup>c,d</sup>	4.1 $\pm$ 0.3 <sup>d</sup>	19.9 $\pm$ 0.0 <sup>a</sup>	12.8 $\pm$ 0.6 <sup>b</sup>	9.4 $\pm$ 0.3 <sup>b,c</sup>
<b>TOTAL AG MONOINSATURADOS</b>	<b>14.85 <math>\pm</math> 2.7</b>	<b>7.41 <math>\pm</math> 0.9</b>	<b>21.96 <math>\pm</math> 2.9</b>	<b>24.86 <math>\pm</math> 0.8</b>	<b>11.08 <math>\pm</math> 0.4</b>
Ácido Linoléico <sup>C18:2n<sup>6</sup> c</sup>	4.3 $\pm$ 0.8	11.1 $\pm$ 0.3	n .d.	8.7 $\pm$ 0.4	3.3 $\pm$ 0.3
$\gamma$ Ácido Linolénico <sup>C18:3n<sup>6</sup></sup>	5.5 $\pm$ 0.3	14.2 $\pm$ 0.0	n .d.	6.8 $\pm$ 0.5	n .d.
CIS-8,11,14- Ácido Eicosatrienoico <sup>C20:3n<sup>6</sup></sup>	n .d.	n .d.	12.9 $\pm$ 2.2	11.4 $\pm$ 1.0	16.5 $\pm$ 1.0
Ácido Araquidónico <sup>C20:4n<sup>6</sup></sup>	4.7 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>	2.4 $\pm$ 0.3 <sup>d</sup>	13.2 $\pm$ 0.7 <sup>b</sup>	4.0 $\pm$ 0.4 <sup>c,d</sup>	15.9 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>
CIS-4,7,10,13,16,19- Docosahexaenoico (DHA) <sup>C22:6n<sup>3</sup></sup>	n .d.	n .d.	n .d.	2.8 $\pm$ 1.20	n .d.
<b>TOTAL AG POLIINSATURADOS</b>	<b>14.5 <math>\pm</math> 1.3</b>	<b>27.7 <math>\pm</math> 0.6</b>	<b>26.1 <math>\pm</math> 2.9</b>	<b>33.8 <math>\pm</math> 3.5</b>	<b>36.3 <math>\pm</math> 1.6</b>

Letras a,b,c,d denotan significancia ( $P < 0.05$ ) en cada fila, donde no hay letras no se pudo realizar el estadístico. n.d.: no detectado. Estudio hecho en muestra fresca.

Respecto a los ácidos grasos monoinsaturados, *U. expansa*, *C. tuberculata* y *P. durvillei*, mostraron una concentración semejante de los mismos en los dos muestreos realizados, con aproximadamente 22, 25 y 15 %, respectivamente (Tablas 10 y 11). Esta fracción estuvo conformada principalmente por el ácido oleico (C18:1) y el palmitoleico (C16:1).

Tabla 11. Perfil de ácidos grasos de la fracción lipídica obtenida de las diferentes macroalgas recolectadas en invierno del 2012. Resultados son la media  $\pm$  desviación estándar del porcentaje total (%) de lípidos por especie.

Nombre AG <sup>Formula</sup>	<i>U. expansa</i>	<i>U. lobata</i>	<i>C. tuberculata</i>	<i>P. durvillei</i>	<i>G. vermiculophylla</i>
Ácido Caproico <sup>C5:0</sup>	n. d.	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0	n. d.	n. d.
Ácido Undecanoico <sup>C11:0</sup>	5.1 $\pm$ 1.2	6.6 $\pm$ 0.2	n. d.	n. d.	n. d.
Ácido Laurico <sup>C12:0</sup>	0.1 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0
Ácido Tridecanoico <sup>C13:0</sup>	0.1 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	0.2 $\pm$ 0.2	n. d.	n. d.
Ácido Mirístico <sup>C14:0</sup>	1.3 $\pm$ 0.0 <sup>d</sup>	1.8 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>	7.8 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	2.3 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	1.0 $\pm$ 0.0 <sup>d</sup>
Ácido Pentadecanoico <sup>C15:0</sup>	1.2 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>	0.9 $\pm$ 0.3 <sup>a,b</sup>	0.6 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>	0.4 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>	0.3 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Ácido Palmítico <sup>C16:0</sup>	<b>36.8 <math>\pm</math> 5.3<sup>a</sup></b>	<b>25.8 <math>\pm</math> 1.4<sup>b</sup></b>	<b>30.3 <math>\pm</math> 1.7<sup>a,b</sup></b>	<b>29.8 <math>\pm</math> 4.5<sup>a,b</sup></b>	<b>12.0 <math>\pm</math> 1.9<sup>c</sup></b>
Ácido Heptadecanoico <sup>C17:0</sup>	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.1	n. d.
Ácido Estearico <sup>C18:0</sup>	1.3 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	1.9 $\pm$ 0.2 <sup>a,b</sup>	1.4 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	2.3 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	0.4 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>
Ácido Araquídico <sup>C20:0</sup>	1.2 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	1.3 $\pm$ 0.8 <sup>a</sup>	0.7 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>	0.7 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	1.0 $\pm$ 0.0 <sup>a</sup>
Ácido Heneicosanoico <sup>C21:0</sup>	n. d.	0.2 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.1	1.1 $\pm$ 0.1	0.5 $\pm$ 0.0
Ácido Behénico <sup>C22:0</sup>	0.2 $\pm$ 0.0 <sup>d</sup>	0.4 $\pm$ 0.0 <sup>c</sup>	0.7 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	1.4 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	1.6 $\pm$ 0.0 <sup>a</sup>
Ácido Tricosanoico <sup>C23:0</sup>	0.2 $\pm$ 0.2	0.3 $\pm$ 0.1	0.1 $\pm$ 0.0	n. d.	0.2 $\pm$ 0.1
<b>TOTAL AG SATURADOS</b>	<b>47.5 <math>\pm</math> 7.3</b>	<b>38.8 <math>\pm</math> 3.1</b>	<b>42.2 <math>\pm</math> 2.5</b>	<b>38.3 <math>\pm</math> 5.2</b>	<b>16.7 <math>\pm</math> 2.3</b>
Ácido Miristoleico <sup>C14:1</sup>	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0	n. d.	n. d.	n. d.
Ácido Palmitoleico <sup>C16:1</sup>	<b>9.3 <math>\pm</math> 1.0<sup>a</sup></b>	<b>5.9 <math>\pm</math> 0.2<sup>b</sup></b>	<b>3.2 <math>\pm</math> 2.0<sup>c</sup></b>	<b>7.8 <math>\pm</math> 0.6<sup>a</sup></b>	<b>3.3 <math>\pm</math> 0.0<sup>c</sup></b>
Ácido Elaídico <sup>C18:1n9 t</sup>	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0
Ácido Oleico <sup>C18:1n9 c</sup>	<b>5.4 <math>\pm</math> 0.4<sup>d</sup></b>	<b>7.9 <math>\pm</math> 0.7<sup>c</sup></b>	<b>18.3 <math>\pm</math> 0.1<sup>a,b</sup></b>	<b>16.1 <math>\pm</math> 1.2<sup>b</sup></b>	<b>17.4 <math>\pm</math> 0.6<sup>a,b</sup></b>
CIS-11- Ácido Eicosanoico <sup>C20:1</sup>	0.2 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.0	n. d.
Ácido Erúxico <sup>C22:1n9</sup>	n. d.	0.2 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.1	0.3 $\pm$ 0.0	n. d.
Ácido Nervónico <sup>C24:1</sup>	0.2 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>	1.4 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	1.2 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	1.2 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	0.2 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>
<b>TOTAL AG MONOINSATURADOS</b>	<b>15.1 <math>\pm</math> 1.4</b>	<b>13.6 <math>\pm</math> 1.12</b>	<b>23.5 <math>\pm</math> 2.3</b>	<b>25.6 <math>\pm</math> 1.9</b>	<b>21.0 <math>\pm</math> 0.6</b>
Ácido Linolelaídico <sup>C18:2n6 t</sup>	0.1 $\pm$ 0.1	n. d.	n. d.	n. d.	0.1 $\pm$ 0.0
Ácido Linoléico <sup>C18:2n6 c</sup>	9.8 $\pm$ 0.9 <sup>b</sup>	<b>13.3 <math>\pm</math> 0.8<sup>a</sup></b>	2.8 $\pm$ 0.0 <sup>d</sup>	5.9 $\pm$ 0.4 <sup>c</sup>	2.7 $\pm$ 0.1 <sup>d</sup>
$\gamma$ - Ácido Linolénico <sup>C18:3n6</sup>	<b>22.7 <math>\pm</math> 2.2</b>	<b>27.4 <math>\pm</math> 1.7</b>	3.4 $\pm$ 0.0	7.1 $\pm$ 0.5	0.2 $\pm$ 0.0
$\alpha$ -Ácido Linolénico <sup>C18:3n3</sup>	0.2 $\pm$ 0.0 <sup>c</sup>	0.5 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	0.2 $\pm$ 0.0 <sup>c</sup>	1.0 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	0.5 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>
CIS-11,14- Ácido Eicosadienoico <sup>C20:2</sup>	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	0.4 $\pm$ 0.1
CIS-8,11,14- Ácido Eicosatrienoico <sup>C20:3n6</sup>	1.2 $\pm$ 0.1 <sup>d</sup>	1.1 $\pm$ 0.0 <sup>d</sup>	<b>9.9 <math>\pm</math> 0.4<sup>c</sup></b>	<b>13.8 <math>\pm</math> 1.0<sup>b</sup></b>	<b>35.5 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>
CIS-11,14,17- Ácido Eicosatrienoico <sup>C20:3n3</sup>	1.1 $\pm$ 0.2	3.5 $\pm$ 0.3	<b>16.9 <math>\pm</math> 0.4</b>	<b>8.5 <math>\pm</math> 0.6</b>	n. d.
Ácido Araquidónico <sup>C20:4n6</sup>	2.7 $\pm$ 0.6	1.7 $\pm$ 0.3	n. d.	n. d.	<b>22.8 <math>\pm</math> 0.5</b>
CIS-5,8,11,14,17- Ácido Eicosapentanoico (EPA) <sup>C20:5n3</sup>	0.1 $\pm$ 0.0	0.1 $\pm$ 0.0	0.6 $\pm$ 0.1	n. d.	n. d.
CIS-4,7,10,13,16,19- Docosaheptaenoico (DHA) <sup>C22:6n3</sup>	n. d.	n. d.	n. d.	n. d.	0.3 $\pm$ 0.0
<b>TOTAL AG POLIINSATURADOS</b>	<b>37.5 <math>\pm</math> 4.1</b>	<b>47.5 <math>\pm</math> 3.2</b>	<b>34.2 <math>\pm</math> 0.9</b>	<b>36.1 <math>\pm</math> 2.2</b>	<b>62.3 <math>\pm</math> 1.1</b>

Letras a,b,c,d denotan significancia ( $P < 0.05$ ) en cada fila, donde no hay letras no se pudo realizar el estadístico. n.d.: no detectado. Estudio hecho en muestra liofilizada.

En lo que respecta a la composición de ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) de las macroalgas recolectadas, se observa que esta fracción constituyó la segunda más alta de las tres fracciones, no importando la temporada de muestreo. *G. vermiculophylla* mostró la concentración más alta en ambas temporadas de muestreo con 36.3 y 62.3 % del total para los muestreos de verano e invierno, respectivamente, fracción que estuvo constituida principalmente por el ácido eicosatrienoico (C20:3, n-3) y ácido araquidónico (C20:4, n-6) (Tabla 10 y 11).

En ambas temporadas de colecta se encontraron ácidos grasos omega 3 y 6 (o n-3 y n-6). De la recolecta de verano, solo se encontró ácido linoléico (LA, por sus siglas en ingles) en 4 de las macroalgas, con excepción de la *C. tuberculata*. El contenido de ácido eicosapentanoico y docosahexaenoico (EPA y DHA, respectivamente por sus siglas en ingles) en las muestras de las especies recolectadas fue muy bajo; de hecho, en el muestreo de verano solo se detectó DHA en *P. durvillei* (con 2.81 % del total de ácidos grasos), mientras que en el de invierno se encontró o uno u otro y en muy baja proporción (*P. durvillei* no mostró ninguno de ellos).

Debido a los resultados obtenidos tanto en contenido de proteína, su perfil de aminoácidos y ácidos grasos, además de su abundancia en el medio ambiente, se escogieron tres macroalgas (*G. vermiculophylla*, *U. expansa* y *U. lobata*) para evaluar como son afectados los valores obtenidos usando diferentes métodos de secado. Estas macroalgas correspondieron al muestreo de invierno del 2013. A continuación se presentan los resultados de los diferentes análisis realizados.

### **VIII.5. Efecto de diferentes métodos de secado en la composición química de macroalgas (*U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*)**

La Tabla 12 muestra la composición química obtenida de las macroalgas estudiadas a las cuales se les aplicaron distintos métodos de secado. Se observa que el método de secado tiene un efecto ( $P < 0.05$ ) sobre la composición química de las macroalgas. Cabe hacer la aclaración de que ningún método de secado puede eliminar el contenido de humedad en su totalidad, por lo que parte de esta humedad puede estar incluida en el contenido de carbohidratos, el cual fue obtenido por diferencia. No obstante, no se encontraron diferencias ( $P \geq 0.05$ ) entre los métodos de secado en éste último parámetro.

Tabla 12. Comparación de la composición proximal con diferentes tratamientos de secado. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar y están dados en porcentaje.

	Proteína	Grasa	Ceniza	Carbohidratos
<b>UeL</b>	18.7 $\pm$ 0.67 <sup>b</sup>	0.38 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	22.2 $\pm$ 1.63 <sup>a</sup>	21.7 $\pm$ 5.64 <sup>a</sup>
<b>UeS</b>	18.5 $\pm$ 0.17 <sup>b</sup>	0.30 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	16.8 $\pm$ 0.30 <sup>b</sup>	26.4 $\pm$ 1.77 <sup>a</sup>
<b>UeE</b>	20.5 $\pm$ 0.46 <sup>a</sup>	0.20 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	22.7 $\pm$ 0.73 <sup>a</sup>	21.5 $\pm$ 6.06 <sup>a</sup>
<b>UIL</b>	24.1 $\pm$ 0.55 <sup>b</sup>	0.43 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	19.6 $\pm$ 1.47 <sup>a,b</sup>	57.2 $\pm$ 9.49 <sup>a</sup>
<b>UIS</b>	23.0 $\pm$ 0.37 <sup>c</sup>	0.19 $\pm$ 0.09 <sup>b</sup>	17.5 $\pm$ 0.58 <sup>b</sup>	49.2 $\pm$ 5.76 <sup>a</sup>
<b>UIE</b>	25.3 $\pm$ 0.16 <sup>a</sup>	0.39 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>	21.2 $\pm$ 0.56 <sup>a</sup>	41.8 $\pm$ 2.02 <sup>a</sup>
<b>GvL</b>	21.6 $\pm$ 0.76 <sup>b</sup>	0.51 $\pm$ 0.05 <sup>a,b</sup>	28.1 $\pm$ 0.12 <sup>a</sup>	53.1 $\pm$ 12.01 <sup>a</sup>
<b>GvS</b>	22.1 $\pm$ 0.54 <sup>a,b</sup>	0.33 $\pm$ 0.10 <sup>b</sup>	16.3 $\pm$ 0.14 <sup>c</sup>	64.2 $\pm$ 7.95 <sup>a</sup>
<b>GvE</b>	23.3 $\pm$ 0.20 <sup>a</sup>	0.59 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	26.8 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>	55.5 $\pm$ 4.66 <sup>a</sup>

Diferentes letras en columnas indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre los tratamientos de secado en cada especie de cada componente. Gv (*G. vermiculophylla*), Ue (*U. expansa*) y UI (*U. lobata*) denotan la especie. L: (liofilizado), S: (secado al sol) y E: (secado en estufa) indican el tratamiento de secado.

De la tabla 12 se puede observar que el cambio en el contenido de proteína de las muestras secadas fue mínimo al compararlas entre sí, obteniéndose valores ligeramente mayores ( $P < 0.05$ ) para las muestras que fueron secadas por el método de la estufa. El mayor diferencial ( $P < 0.05$ ) entre los métodos de secado utilizados fue la encontrada para *U. lobata*, con un 2.3 % de diferencia entre el valor más alto y el más bajo (25.3 % de proteína en alga secada a la estufa *versus* 23.0 % de proteína en alga secada al sol), mientras que el menor fue el encontrado para *G. vermiculophylla* con 1.7 % de diferencia entre el valor más alto (23.3 % de proteína en alga secada a la estufa) y el más bajo (21.6 % de proteína en alga liofilizada).

Respecto al contenido de lípidos (Tabla 12) en las macroalgas, éste se vio afectado por el método de secado, ya que tanto en *U. lobata* como en *G. vermiculophylla* secadas al sol, presentaron los valores más bajos ( $P < 0.05$ ) en este contenido. No obstante los valores obtenidos en todas las determinaciones y para todas las macroalgas son muy bajos ( $< 0.6$  % de lípidos).

Otro parámetro que se vio afectado por el tipo de secado fueron las cenizas (Tabla 12), obteniéndose los valores ( $P < 0.05$ ) más bajos cuando la macroalga fue secada al sol. Los métodos de liofilizado y secado a la estufa obtuvieron valores muy semejantes.

Los carbohidratos presentes en las macroalgas (obtenidos por el método de la antrona de Racotta et al., 1998) no se vieron afectados por los distintos métodos de secado ( $P \geq 0.05$ ) (Tabla 12).

#### **VIII.5.1. Efecto de diferentes métodos de secado sobre el perfil de aminoácidos de macroalgas *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla***

El método de secado puede tener un efecto sobre la concentración de aminoácidos que conforman a la proteína de la macroalgas pudiendo afectar algunos aminoácidos. Las Tablas 13, 14 y 15 muestran el perfil de aminoácidos de las macroalgas *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla* respectivamente, tratadas con diferentes métodos de secado. Los tratamientos tuvieron un efecto similar en las tres especies, por lo que los resultados se analizaron en conjunto.

Tabla 13. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie *U. expansa* tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar.

Aminoácido	TRATAMIENTOS		
	Liofilizado	Al Sol	Estufa
Ác. aspártico	7.5 $\pm$ 0.7 <sup>a,b</sup>	<b>8.5 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>	6.2 $\pm$ 0.6 <sup>b</sup>
Ác. glutámico	8.0 $\pm$ 0.7 <sup>ab</sup>	<b>9.1 <math>\pm</math> 0.5<sup>a</sup></b>	7.6 $\pm$ 0.7 <sup>b</sup>
Serina	2.2 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	1.4 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>	<b>3.2 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>
Histidina*	<b>1.2 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	1.0 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>	1.1 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>
Arginina*	5.8 $\pm$ 0.6 <sup>a</sup>	<b>6.4 <math>\pm</math> 0.5<sup>a</sup></b>	5.8 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>
Glicina	4.1 $\pm$ 0.5 <sup>b</sup>	<b>5.1 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>	3.9 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>
Treonina*	2.8 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	2.8 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>	<b>3.1 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Taurina	n. d.	n. d.	n. d.
Alanina	4.6 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>	<b>5.4 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>	2.2 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Tirosina	2.8 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	3.1 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>4.8 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>
Metionina*	0.6 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	1.1 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	<b>1.2 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Valina*	3.7 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>4.6 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>	3.6 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>
Fenilalanina*	2.9 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>3.7 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>	3.0 $\pm$ 0.2 <sup>a,b</sup>
Isoleucina*	2.3 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>2.9 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	2.3 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Leucina*	3.9 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>4.9 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	4.5 $\pm$ 0.3 <sup>a,b</sup>
Lisina*	4.8 $\pm$ 0.5 <sup>a,b</sup>	<b>5.6 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>	4.0 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>
<b>SUMA</b>	<b>57.2 <math>\pm</math> 5.9</b>	<b>65.6 <math>\pm</math> 4.5</b>	<b>56.5 <math>\pm</math> 4.6</b>

Superíndices a,b,c en cada fila denotan significancia ( $P < 0.05$ ).

Tabla 14. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie *U. lobata* tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar.

Aminoácido	TRATAMIENTO		
	Liofilizado	Al Sol	Estufa
Ác. aspártico	6.8 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>8.0 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	6.9 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>
Ác. glutámico	8.6 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>9.6 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	9.1 $\pm$ 0.3 <sup>a,b</sup>
Serina	2.0 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	1.8 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>3.7 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Histidina*	1.3 $\pm$ 0.2 <sup>a,b</sup>	1.0 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>1.4 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Arginina*	6.5 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	<b>6.9 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	6.8 $\pm$ 0.4 <sup>a</sup>
Glicina	4.1 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>5.1 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	4.7 $\pm$ 0.3 <sup>a,b</sup>
Treonina*	2.7 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	3.0 $\pm$ 0.2 <sup>a,b</sup>	<b>3.5 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Taurina	n. d.	n. d.	n. d.
Alanina	4.0 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>5.0 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	2.4 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>
Tirosina	2.5 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	3.0 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>5.1 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Metionina*	0.7 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>	1.1 $\pm$ 0.0 <sup>b</sup>	<b>1.7 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Valina*	3.4 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>4.3 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	3.8 $\pm$ 0.2 <sup>a,b</sup>
Fenilalanina*	2.9 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>3.6 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	3.3 $\pm$ 0.1 <sup>a,b</sup>
Isoleucina*	2.1 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>2.6 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	2.4 $\pm$ 0.1 <sup>a,b</sup>
Leucina*	3.9 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>4.9 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>	<b>4.9 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>
Lisina*	4.2 $\pm$ 0.4 <sup>a</sup>	<b>5.0 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	4.3 $\pm$ 0.4 <sup>a</sup>
<b>SUMA</b>	<b>55.7 <math>\pm</math> 4.2</b>	<b>64.9 <math>\pm</math> 2.3</b>	<b>64.0 <math>\pm</math> 3.4</b>

Superíndices a, b, c en cada fila denotan significancia ( $P < 0.05$ ).

Tabla 15. Perfil de aminoácidos (g AA/100g de proteína) obtenidos para la especie *G. vermiculophylla* tratada con los diferentes métodos de secado. Resultados son media  $\pm$  desviación estándar.

Aminoácido	TRATAMIENTOS		
	Liofilizado	Al Sol	Estufa
Ác. aspártico	6.1 $\pm$ 0.4 <sup>c</sup>	<b>8.0 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>	7.1 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Ác. glutámico	6.4 $\pm$ 0.5 <sup>b</sup>	<b>8.1 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>	8.0 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>
Serina	1.5 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	1.5 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>3.7 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Histidina*	1.0 $\pm$ 0.1 <sup>a,b</sup>	0.9 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>1.2 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Arginina*	5.1 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	6.5 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	<b>6.7 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>
Glicina	3.8 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	<b>5.0 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>	4.7 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>
Treonina*	2.4 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>	2.9 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>3.7 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Taurina	<b>2.6 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	1.3 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	1.6 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Alanina	2.8 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>3.6 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	3.3 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>
Tirosina	2.6 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>	3.3 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>4.1 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Metionina*	0.7 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>	1.2 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	<b>1.7 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Valina*	3.1 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>4.3 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	<b>4.3 <math>\pm</math> 0.3<sup>a</sup></b>
Fenilalanina*	2.6 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>3.9 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	3.7 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>
Isoleucina*	2.3 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	<b>3.2 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>	<b>3.2 <math>\pm</math> 0.2<sup>a</sup></b>
Leucina*	3.6 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	5.0 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	<b>5.1 <math>\pm</math> 0.1<sup>a</sup></b>
Lisina*	4.9 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	<b>6.4 <math>\pm</math> 0.4<sup>a</sup></b>	3.8 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>
<b>SUMA</b>	<b>51.5 <math>\pm</math> 3.9</b>	<b>65.1 <math>\pm</math> 3.4</b>	<b>65.9 <math>\pm</math> 2.9</b>

Superíndices a,b,c en cada fila denotan significancia (P < 0.05).

En términos generales, en las Tablas 13, 14 y 15 se puede observar que el método de secado por liofilizado tuvo un efecto marcado en el perfil de aminoácidos de la proteína proveniente de estas macroalgas obteniéndose concentraciones más bajas (P < 0.05, significancia en la mayoría de los casos comparados con los otros métodos) en más del 80 % en *U. lobata* y *G. vermiculophylla* y en más del 50 % en *U. expansa*, de los aminoácidos detectados. Todos los aminoácidos esenciales detectados en el presente estudio, exceptuando lisina e histidina en *U. expansa* y *G. vermiculophylla* y solo histidina en *U. lobata*, se vieron reducidos (P < 0.05) en su concentración debido al liofilizado.

Por otro lado, en dos de las especies (*U. lobata* y *G. vermiculophylla*) se obtuvieron concentraciones menores de aminoácidos totales cuando se utilizó el secado por liofilización (*U. expansa* presentó 0.7 mg más que el valor más chico).

### **VIII.5.2. Alteraciones del perfil de ácidos grasos de macroalgas sometidas a distintos secados**

Definitivamente, las macroalgas no pueden ser utilizadas como una fuente convencional de energía debido a su bajo contenido de lípidos. No obstante, la concentración de ácidos grasos poliinsaturados obtenidos de las diferentes macroalgas del presente estudio es interesante. En general se encontraron que los ácidos palmítico, oleico y linoléico se encontraron en mayor proporción en todas las macroalgas y todos los tratamientos.

Los cambios en el perfil de ácidos grasos después de los métodos de secado en *U. expansa* se presentan en la Tabla 16. Los resultados muestran que el secado al sol mostró un efecto similar al obtenido en *G. vermiculophylla* (secada bajo el mismo método) obteniéndose una mayor concentración de ácidos grasos saturados que de insaturados (valores muy parecidos). Dentro de los ácidos grasos saturados, de nuevo el ácido palmítico personificó la mayor parte de ellos en los tres tratamientos de secado, mostrando concentraciones diferentes ( $P < 0.05$ ) dependiendo del método de secado (por estufa con 25.4 %, liofilizado con 36.8 % y al sol con 51.1 %).

De los ácidos grasos monoinsaturados de *U. expansa*, el ácido palmitoleico y oléico se mostraron en mayor proporción en todos los tratamientos. El secado con la estufa obtuvo concentraciones mayores ( $P < 0.05$ ) de ambos con 14.3 y 7.07 %, respectivamente (Tabla 16).

De los AG poliinsaturados de *U. expansa*, se puede observar que éstos también sufrieron cambios por efecto del secado. Así, de la Tabla 16 podemos observar que el ácido linoléico y los ácidos  $\alpha$ - y  $\gamma$ -linolénico mostraron grandes diferencias ( $P < 0.05$ ) dependiendo del método de secado utilizado.

Tabla 16. Cambios en el perfil de AG de *U. expansa* (Ue) producido por los diferentes métodos de secado. Media  $\pm$  desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.

Ácido Graso	Ue L	Ue S	Ue E
Ácido Caproico	n. d.	0.16 $\pm$ 0.02	0.05 $\pm$ 0.01
Ácido Caprílico	n. d.	0.28 $\pm$ 0.06	0.04 $\pm$ 0.01
Ácido Caprico	n. d.	0.34 $\pm$ 0.03	0.21 $\pm$ 0.03
Ácido Undecanoico	5.09 $\pm$ 1.15 <sup>a</sup>	0.16 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>	0.32 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>
Ácido Laurico	0.13 $\pm$ 0.02	n. d.	n. d.
Ácido Tridecanoico	0.07 $\pm$ 0.02 <sup>c</sup>	0.27 $\pm$ 0.06 <sup>a</sup>	0.23 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>
Ácido Mirístico	1.32 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	4.10 $\pm$ 0.39 <sup>a</sup>	3.57 $\pm$ 0.37 <sup>a</sup>
Ácido Pentadecanoico	1.16 $\pm$ 0.24 <sup>a,b</sup>	1.31 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	0.84 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>
Ácido Palmítico	36.8 $\pm$ 5.28 <sup>b</sup>	51.1 $\pm$ 3.53 <sup>a</sup>	25.4 $\pm$ 4.54 <sup>c</sup>
Ácido Heptadecanoico	n. d.	0.40 $\pm$ 0.08	0.24 $\pm$ 0.01
Ácido Estearico	1.29 $\pm$ 0.27 <sup>a</sup>	2.07 $\pm$ 0.65 <sup>a</sup>	1.16 $\pm$ 0.18 <sup>a</sup>
Ácido Araquídico	1.21 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>	0.30 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	0.45 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>
Ácido Behénico	0.22 $\pm$ 0.01 <sup>c</sup>	3.02 $\pm$ 0.22 <sup>a</sup>	1.92 $\pm$ 0.33 <sup>b</sup>
Ácido Lignocerico	n. d.	0.19 $\pm$ 0.00	0.13 $\pm$ 0.02
<b>Total AG SATURADOS</b>	<b>47.3 <math>\pm</math> 7.13</b>	<b>63.6 <math>\pm</math> 5.31</b>	<b>34.3 <math>\pm</math> 5.78</b>
Ácido Palmitoleico	9.34 $\pm$ 0.95 <sup>b</sup>	10.2 $\pm$ 2.39 <sup>b</sup>	14.3 $\pm$ 0.65 <sup>a</sup>
CIS-10- Ácido Heptadecanoico	n. d.	0.95 $\pm$ 0.12	1.71 $\pm$ 0.92
Ácido Elaídico	n. d.	2.90 $\pm$ 0.77	1.67 $\pm$ 0.16
Ácido Oleico	5.40 $\pm$ 0.37 <sup>b</sup>	4.71 $\pm$ 0.70 <sup>b</sup>	7.07 $\pm$ 0.77 <sup>a</sup>
CIS-11- Ácido Eicosanoico	0.16 $\pm$ 0.04 <sup>c</sup>	0.92 $\pm$ 0.14 <sup>b</sup>	1.77 $\pm$ 0.28 <sup>a</sup>
Ácido Erúcico	n. d.	0.13 $\pm$ 0.06	0.30 $\pm$ 0.09
Ácido Nervónico	0.17 $\pm$ 0.05	n. d.	0.22 $\pm$ 0.19
<b>Total AG MONOINSATURADOS</b>	<b>15.1 <math>\pm</math> 1.40</b>	<b>19.8 <math>\pm</math> 4.18</b>	<b>27.1 <math>\pm</math> 3.06</b>
Ácido linolelaídico	0.09 $\pm$ 0.02 <sup>c</sup>	0.32 $\pm$ 0.13 <sup>b</sup>	0.51 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>
Ácido Linoléico	9.79 $\pm$ 0.91 <sup>a</sup>	3.83 $\pm$ 1.13 <sup>b</sup>	8.87 $\pm$ 0.53 <sup>a</sup>
g Ácido Linolénico	22.7 $\pm$ 2.22 <sup>a</sup>	0.78 $\pm$ 0.26 <sup>c</sup>	1.64 $\pm$ 0.16 <sup>b</sup>
Ácido Linolénico	0.21 $\pm$ 0.02 <sup>c</sup>	4.95 $\pm$ 1.42 <sup>b</sup>	14.9 $\pm$ 0.85 <sup>a</sup>
CIS-11,14- Ácido Eicosadienoico	n. d.	3.16 $\pm$ 0.80	8.23 $\pm$ 0.51
CIS-8,11,14- Ácido Eicosatrienoico	1.22 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>	0.07 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	0.15 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>
CIS-11,14,17- Ácido Eicosatrienoico	1.10 $\pm$ 0.22 <sup>a</sup>	0.03 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	0.14 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>
Ácido Araquidónico	2.73 $\pm$ 0.57	n. d.	n. d.
Ácido Tricosanoico	0.25 $\pm$ 0.24 <sup>a</sup>	0.28 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	0.55 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>
CIS-13,16- Ácido Decosadieónico	n. d.	0.23 $\pm$ 0.03	0.45 $\pm$ 0.04
CIS-5,8,11,14,17- Ácido Eicosapentanoico	0.10 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	0.49 $\pm$ 0.16 <sup>a</sup>	0.36 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>
CIS-4,7,10,13,16,19- Docosahexaenoico (DHA)	n. d.	0.13 $\pm$ 0.02	0.05 $\pm$ 0.01
<b>Total AG POLIINSATURADOS</b>	<b>37.6 <math>\pm</math> 4.95</b>	<b>16.7 <math>\pm</math> 8.04</b>	<b>38.6 <math>\pm</math> 6.87</b>

Superíndices a, b, c en cada fila denotan significancia ( $P < 0.05$ ). n. d. significa no detectado.

Los cambios en la macroalga *U. lobata* referentes a los perfiles de ácidos grasos afectados por los diferentes tipos de secado, se observan en la Tabla 17. Al igual que en la fracción saturada de la otra Chlorophyta de este estudio, el ácido palmítico representó el mayor porcentaje en los tres métodos de secado, aunque no mostró diferencias ( $P > 0.05$ ) entre ellos.

Respecto a los AG monoinsaturados de *U. lobata*, el ácido palmitoléico y el oléico representaron una buena parte de esta fracción, aunque nunca fue mayor al 8 % (Tabla 17). El primero de éstos no mostró diferencias ( $P \geq 0.05$ ) en concentración al utilizar cualquier método de secado, mientras que el segundo (ác. oléico) sí mostró diferencia ( $P < 0.05$ ) cuando se compara el liofilizado con el resto de los tratamientos; de hecho, las concentraciones fueron 3.3 y 4.9 veces menores en el secado al sol y a la estufa, respectivamente, que el liofilizado.

En los AG poliinsaturados de *U. lobata*, el ácido linoléico como el  $\alpha$ -linolénico (ALA, por sus siglas en inglés) (ambos esenciales) fueron encontrados en interesantes concentraciones en todas las muestras (con la excepción del segundo, el cual se encontró en muy baja concentración cuando la macroalga fue liofilizada) (Tabla 17). Tanto el EPA como el DHA, aunque en poca concentración, fueron encontrados en todas las muestras, con excepción de DHA en las especies de *Ulva* liofilizada, y EPA en *Gracilaria* liofilizada.

Tabla 17. Cambios en el perfil de ácidos grasos de *U. lobata* (UI) producido por los diferentes métodos de secado. Media  $\pm$  desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.

Ácido Graso	UI L	UI S	UI E
Ácido Caproico	n. d.	0.09 $\pm$ 0.01	0.05 $\pm$ 0.01
Ácido Caprilico	n. d.	0.07 $\pm$ 0.01	0.02 $\pm$ 0.01
Ácido Caprico	n. d.	0.58 $\pm$ 0.13	0.41 $\pm$ 0.04
Ácido Undecanoico	6.59 $\pm$ 0.20 <sup>a</sup>	0.03 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	0.02 $\pm$ 0.00 <sup>b</sup>
Ácido Laurico	0.14 $\pm$ 0.01	0.46 $\pm$ 0.12	n. d.
Ácido Tridecanoico	0.05 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	0.13 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.04 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>
Ácido Mirístico	1.78 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>	3.31 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>	1.89 $\pm$ 0.30 <sup>b</sup>
Ácido Pentadecanoico	0.89 $\pm$ 0.27 <sup>a</sup>	0.45 $\pm$ 0.05 <sup>b</sup>	0.27 $\pm$ 0.03 <sup>B</sup>
Ácido Palmítico	25.8 $\pm$ 1.41 <sup>a</sup>	33.4 $\pm$ 10.2 <sup>a</sup>	21.6 $\pm$ 1.24 <sup>a</sup>
Ácido Heptadecanoico	0.06 $\pm$ 0.01 <sup>c</sup>	0.26 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	0.17 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>
Ácido Estearico	1.88 $\pm$ 0.24 <sup>a</sup>	1.6 0 $\pm$ 0.66 <sup>a</sup>	0.85 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>
Ácido Araquídico	1.34 $\pm$ 0.08 <sup>a</sup>	0.55 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	0.34 $\pm$ 0.08 <sup>c</sup>
Ácido Heneicosanoico	0.16 $\pm$ 0.02	n. d.	n. d.
Ácido Behénico	0.38 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>	2.22 $\pm$ 0.72 <sup>a</sup>	1.41 $\pm$ 0.23 <sup>a</sup>
Ácido Lignocerico	n. d.	0.19 $\pm$ 0.04	0.17 $\pm$ 0.02
<b>Total AG SATURADOS</b>	<b>38.6 <math>\pm</math> 3.05</b>	<b>43.6 <math>\pm</math> 12.7</b>	<b>27.2 <math>\pm</math> 2.19</b>
Ácido Palmitoleico	5.85 $\pm$ 0.21 <sup>a</sup>	7.22 $\pm$ 1.93 <sup>a</sup>	7.99 $\pm$ 1.10 <sup>a</sup>
CIS-10- Ácido Heptadecanoico	n. d.	0.85 $\pm$ 0.24	0.92 $\pm$ 0.15
Ácido Elaídico	n. d.	0.92 $\pm$ 0.18	0.27 $\pm$ 0.05
Ácido Oleico	7.94 $\pm$ 0.69 <sup>a</sup>	2.38 $\pm$ 0.61 <sup>b</sup>	1.61 $\pm$ 0.09 <sup>b</sup>
CIS-11- Ácido Eicosanoico	0.12 $\pm$ 0.05 <sup>b</sup>	0.97 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	0.21 $\pm$ 0.08 <sup>b</sup>
Ácido Erúcido	0.16 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.07 $\pm$ 0.02 <sup>c</sup>	0.28 $\pm$ 0.06 <sup>a</sup>
Ácido Nervónico	1.44 $\pm$ 0.31 <sup>a</sup>	0.28 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	0.16 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>
<b>Total AG MONOINSATURADOS</b>	<b>13.6 <math>\pm</math> 4.45</b>	<b>12.6 <math>\pm</math> 3.14</b>	<b>11.6 <math>\pm</math> 1.83</b>
Ácido Linolelaídico	n. d.	0.24 $\pm$ 0.07	0.15 $\pm$ 0.04
Ácido Linoléico	13.3 $\pm$ 0.84 <sup>a</sup>	9.83 $\pm$ 2.88 <sup>a</sup>	12.2 $\pm$ 1.57 <sup>a</sup>
g Ácido Linolénico	27.4 $\pm$ 1.72 <sup>a</sup>	1.15 $\pm$ 0.36 <sup>b</sup>	1.50 $\pm$ 0.19 <sup>b</sup>
Ácido Linolénico	0.49 $\pm$ 0.10 <sup>c</sup>	16.5 $\pm$ 5.00 <sup>b</sup>	29.4 $\pm$ 3.72 <sup>a</sup>
CIS-11,14- Ácido Eicosadienoico	n. d.	9.65 $\pm$ 2.86	16.19 $\pm$ 0.60
CIS-8,11,14- Ácido Eicosatrienoico	1.13 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.31 $\pm$ 0.09 <sup>b</sup>	0.42 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>
CIS-11,14,17- Ácido Eicosatrienoico	3.46 $\pm$ 0.33 <sup>a</sup>	0.28 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	0.34 $\pm$ 0.07 <sup>b</sup>
Ácido Araquidónico	1.71 $\pm$ 0.26	n. d.	n. d.
Ácido Tricosanoico	0.26 $\pm$ 0.12 <sup>b</sup>	0.95 $\pm$ 0.27 <sup>a</sup>	0.96 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>
CIS-13,16- Ácido Decosadionico	n. d.	1.04 $\pm$ 0.29	1.50 $\pm$ 0.20
CIS-5,8,11,14,17- Ácido Eicosapentanoico	0.08 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	2.33 $\pm$ 0.68 <sup>a</sup>	2.56 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>
CIS-4,7,10,13,16,19- Docosahexaenoico (DHA)	n. d.	0.59 $\pm$ 0.06	0.82 $\pm$ 0.01
<b>Total AG POLIINSATURADOS</b>	<b>47.8 <math>\pm</math> 3.39</b>	<b>43.8 <math>\pm</math> 14.07</b>	<b>61.2 <math>\pm</math> 18.2</b>

Superíndices a, b, c en cada fila denotan significancia ( $P < 0.05$ ). n. d. significa no detectado.

*G. vermiculophylla* liofilizada mostró valores más bajos de AG saturados y más altos (62 %) de ácidos grasos poliinsaturados, de los cuales destacan los ácidos eicosatrienoico (20:3, n-6), y araquidónico (20:4, n-6) con 57 y 36.5 % del total de los mismos (Tabla 18).

Respecto a los AG monoinsaturados de esta misma especie, el ácido oleico representó la mayor parte de esta fracción en todos los métodos de secado) (Tabla 18).

La fracción poliinsaturada de *G. vermiculophylla* liofilizada mostró una concentración mayor de <sup>CIS-8,11,14</sup>ácido eicosatrienoico con 35.5 % y de ácido araquidónico con 22.8 % (Tabla 18). Los ácidos grasos esenciales, como lo son el ácido linoléico como el  $\alpha$ -linolénico, se encontraron en todas las muestras secas aunque en bajas concentraciones.

Tabla 18. Cambios en el perfil de AG de *G. vermiculophylla* (Gv) producido por los diferentes métodos de secado. Media  $\pm$  desviación estándar, en porcentaje de lípidos. L: Liofilizado; S: secado al sol; E: Secado en estufa.

Ácido Graso	Gv L	Gv S	Gv E
Ácido Caproico	n. d.	0.08 $\pm$ 0.01	n. d.
Ácido Caprilico	n. d.	0.34 $\pm$ 0.22	0.08 $\pm$ 0.01
Ácido Caprico	n. d.	0.69 $\pm$ 0.14	0.57 $\pm$ 0.07
Ácido Undecanoico	n. d.	0.07 $\pm$ 0.02	0.05 $\pm$ 0.00
Ácido Laurico	0.08 $\pm$ 0.00	n. d.	n. d.
Ácido Mirístico	1.01 $\pm$ 0.01 <sup>c</sup>	4.87 $\pm$ 0.71 <sup>a</sup>	3.64 $\pm$ 0.22 <sup>b</sup>
Ácido Pentadecanoico	0.30 $\pm$ 0.18 <sup>a</sup>	0.35 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	0.22 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>
Ácido Palmítico	12.0 $\pm$ 1.91 <sup>c</sup>	52.0 $\pm$ 8.20 <sup>a</sup>	31.6 $\pm$ 9.39 <sup>b</sup>
Ácido Heptadecanoico	n. d.	0.26 $\pm$ 0.05	0.17 $\pm$ 0.03
Ácido Estearico	0.40 $\pm$ 0.09 <sup>c</sup>	3.81 $\pm$ 0.92 <sup>a</sup>	1.86 $\pm$ 0.57 <sup>b</sup>
Ácido Araquídico	0.96 $\pm$ 0.04	n. d.	n. d.
Ácido Heneicosanoico	0.49 $\pm$ 0.02	n. d.	n. d.
Ácido Behénico	1.56 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	0.05 $\pm$ 0.09 <sup>c</sup>	0.21 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>
Ácido Lignocérico	n. d.	0.17 $\pm$ 0.02	0.25 $\pm$ 0.03
<b>Total AG SATURADOS</b>	<b>16.6<math>\pm</math>2.44</b>	<b>62.7<math>\pm</math>10.5</b>	<b>38.6<math>\pm</math>10.4</b>
Ácido Palmitoleico	3.32 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	3.18 $\pm$ 0.64 <sup>a</sup>	4.03 $\pm$ 0.84 <sup>a</sup>
Ácido Eláidico	0.07 $\pm$ 0.00 <sup>c</sup>	0.26 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	0.16 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>
Ácido Oleico	17.4 $\pm$ 0.59 <sup>a,b</sup>	15.4 $\pm$ 2.19 <sup>b</sup>	20.9 $\pm$ 2.88 <sup>a</sup>
CIS-11- Ácido Eicosanoico	n. d.	0.64 $\pm$ 0.31	0.85 $\pm$ 0.28
Ácido Erúcico	n. d.	0.13 $\pm$ 0.03	0.29 $\pm$ 0.07
Ácido Nervónico	0.19 $\pm$ 0.03 <sup>b</sup>	0.22 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	1.67 $\pm$ 0.43 <sup>a</sup>
<b>Total AG MONOINSATURADOS</b>	<b>20.9<math>\pm</math>0.65</b>	<b>19.9<math>\pm</math>3.26</b>	<b>27.9<math>\pm</math>4.52</b>
Ácido Linolelaídico	0.06 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>	0.21 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	0.09 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>
Ácido Linoléico	2.70 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>	2.52 $\pm$ 0.48 <sup>a</sup>	3.34 $\pm$ 0.43 <sup>a</sup>
g Ácido Linolénico	0.20 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	0.36 $\pm$ 0.09 <sup>b</sup>	0.89 $\pm$ 0.14 <sup>a</sup>
Ácido Linolénico	0.46 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	0.16 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>	0.44 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>
CIS-11,14- Ácido Eicosadienoico	0.38 $\pm$ 0.08 <sup>b</sup>	0.69 $\pm$ 0.10 <sup>a</sup>	0.63 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>
CIS-8,11,14- Ácido Eicosatrienoico	35.5 $\pm$ 0.42 <sup>a</sup>	0.45 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	1.10 $\pm$ 0.16 <sup>b</sup>
CIS-11,14,17- Ácido Eicosatrienoico	n. d.	0.09 $\pm$ 0.04	0.10 $\pm$ 0.03
Ácido Araquidónico	22.8 $\pm$ 0.49	n. d.	n. d.
Ácido Tricosanoico	0.17 $\pm$ 0.01 <sup>c</sup>	7.60 $\pm$ 1.08 <sup>b</sup>	18.9 $\pm$ 2.66 <sup>a</sup>
CIS-5,8,11,14,17- Ác. Eicosapentanoico (EPA)	n. d.	3.51 $\pm$ 1.29	7.22 $\pm$ 1.40
CIS-4,7,10,13,16,19- Docosahexaenoico (DHA)	0.29 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	2.85 $\pm$ 2.52 <sup>a</sup>	1.11 $\pm$ 0.59 <sup>a</sup>
<b>Total AG POLIINSATURADOS</b>	<b>62.4<math>\pm</math>1.29</b>	<b>17.5<math>\pm</math>5.70</b>	<b>33.5<math>\pm</math>5.71</b>

Superíndices a, b, c en cada fila denotan significancia ( $P < 0.05$ ). n. d. significa no detectado.

## IX. Discusión

### IX.1. Evaluación y cambios en la composición química de las macroalgas

De los resultados de este trabajo, se puede observar que la variación estacional tiene un efecto muy marcado sobre la composición química de las macroalgas marinas estudiadas. La mayoría de los parámetros ambientales pueden cambiar de acuerdo a la temporada ocasionando alteraciones en las condiciones del ecosistema, que a su vez pueden estimular o inhibir la biosíntesis de muchos compuestos en los organismos marinos.

En general, todos los valores de las humedades de macroalgas analizadas en el presente estudio fueron similares a las mostradas en la literatura (Wahbeh, 1997; McDermid y Stuercke, 2003) (Tabla 6).

En relación al género y la concentración de proteína, no se encontró un patrón definido en el cambio respecto a la temporada de muestreo, esto es, mientras una especie aumentó la otra disminuyó (o viceversa), tal fue el caso de *U. lobata* y *C. tuberculata*.

Las especies *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*, presentaron el mayor contenido de proteína cruda ( $P < 0.05$ ) en ambas temporadas de colecta, valores que caen dentro del rango de 10 al 30 % de proteína cruda de las algas analizadas de las divisiones Chlorophyta y Rhodophyta a las cuales pertenecen (Tabla 6) (datos que coinciden con Dere et al., 2003; Ortiz et al., 2006; Hwang et al., 2008; Benjama y Masniyom 2012; Mohammadi et al., 2013). De la misma

manera, *C. tuberculata* y *P. durvillei*, de la división Ochrophyta, presentaron un contenido considerablemente menor ( $P < 0.05$ ) de proteína, aún dentro del rango de 5 al 15 % (BS) reportado en la literatura (Chandini et al., 2008).

Los valores de proteína cruda de macroalgas del género *Ulva* analizadas en este trabajo (en un rango de 16.7 al 25.3 %) (Tabla 6), son comparables a otras especies de este mismo género encontradas en la literatura, cuyas concentraciones oscilan entre 17.6 al 28.0 % de proteína (Dere et al., 2003; Ortiz et al., 2006; Hwang et al., 2008; Wahbeh 1997; Taboada et al., 2009). Por otro lado, son mayores a los encontrados para *U. lactuca* recolectada en Hong Kong durante diciembre (Wong y Cheung, 2000), *U. fasciata* de Hawái (McDermid y Stuercke, 2003) y *U. lactuca* recolectada en Baja California Sur en verano (Castro-González et al., 1996) con valores de  $7.06 \pm 0.1$ ,  $8.80 \pm 0.4$  y  $10.8 \pm 0.5$  % de proteína, respectivamente.

*C. tuberculata* presentó concentraciones de proteína (12.6 % y 9.51 % para verano e invierno) comparables al publicado por Tabarsa et al., (2012b) en la especie *C. sinuosa* procedente del Golfo Pérsico (10.1 % de proteína cruda).

Los datos obtenidos de *P. durvillei* mostraron que fue la macroalga con valores bajos de proteína en ambas temporadas ( $P < 0.05$ ), con resultados similares a los obtenidos por Tabarsa et al., 2012b en *P. pavonica* (11.8 %) procedente del Golfo Pérsico pero menor al registrado por Wahbeh, (1997) en la misma especie (17.4 %) pero del Golfo de Áqaba, Jordania.

Por otro lado, los resultados de *G. vermiculophylla*, la cual mostró los valores más altos de proteína cruda (21.5 a 23.3 %) en ambas temporadas son equiparables a los mostrados por Benjama y Masniyom (2012) para *G. tenuistipitata* de Tailandia ( $20.3 \pm 2.4$  en verano y  $22.9 \pm 2.5$  en invierno) y en Brasil por Marinho-Soriano et al. (2006) para *G. cervicornis* ( $19.7 \pm 2.7$ ). Sin embargo, nuestros valores son mayores a los publicados por McDermid y Stuercke, (2003) en tres especies de *Gracilaria* (5.60 % en *G. salicornia*, 7.60 % en *G. parvispora* y 10.5 % en *G. coronopifolia*) colectadas en Hawái y Tabarsa et al., (2012a) o en *G. salicornia* (9.58 %) del Golfo Pérsico.

En general, los resultados mostraron que las especies estudiadas de macroalgas cuentan con una baja concentración lipídica, concordando con los valores registrados para la mayoría de las macroalgas estudiadas (Herbreteau et al., 1997).

Las especies recolectadas del género *Ulva*, mostraron un porcentaje de lípidos comparable a los encontrados por Hwang et al. (2008) en *U. prolifera* con 1.09 % (Corea del Sur) y por Tabarsa et al. (2012a) en *U. lactuca* con 0.99 % (para el caso del verano al sur de Irán); así como el encontrado por Ortíz et al. (2006) en *U. lactuca* con 0.30 % (para las especies muestreadas en Chile durante invierno). Otras especies han mostrado valores superiores como por ejemplo *U. pertusa* con 2.10 % (Benjama y Masniyom, 2011) en Tailandia o *U. lactuca* con 7.87 % de lípidos en Túnez (Yaich et al., 2011).

Respecto a *C. tuberculata* de verano del 2012, presentó un porcentaje lipídico de 1.53 % (Tabla 6), comparable al determinado por Tabarsa et al. (2012b) en *C. sinuosa* con 1.46 % y menor al reportado por Mohammadi et al. (2013) en esta última especie con 3.20 % de lípidos, ambas especies colectadas en el Golfo Pérsico.

*P. durvillei* con cerca del 1 % mostró valores lipídicos menores a los encontrados por Wahbeh (1997) para la especie *P. pavonica* con 4.40 % y por Tabarsa et al. (2012b) en la misma especie con 1.79 %.

*G. vermiculophylla* recolectada en verano del 2012, presentó un porcentaje en lípidos (1.17 %, Tabla 6) comparable únicamente al encontrado por Ortiz et al. (2009) en *G. chilensis* con 1.30 %, muestreada en Chile durante enero; no obstante, los valores obtenidos en ambas temporadas para esta especie fueron considerablemente menor que lo reportado por Benjama y Masniyom (2012) en *G. tenuistipitata* con 3.60 % y *G. fisheri* con 2.70 %.

En las macroalgas, los carbohidratos son una fuente abundante, son el componente principal de los sólidos, con valores que variaron desde poco menos de 50 % hasta un 73 % de carbohidratos totales como en el caso de *P. durvillei* (Tabla 6), valor similar al reportado para *Macrocystis pyrifera* de 75.3 % (Ortíz et al., 2009) perteneciente a la misma división Ochrophyta. En general, la concentración de carbohidratos estuvo dentro de los valores encontrados en la literatura, así la división Chlorophyta (género *Ulva*) y Rhodophyta (género *Gracilaria*) mostraron valores entre 50 y 60% de carbohidratos (Hwang et al.,

2008; Yaich et al., 2011; Benjama y Masniyom, 2012). El porcentaje de carbohidratos totales de las macroalgas (obtenido por diferencia de los demás componentes) mostró diferencias ( $P < 0.05$ ) en todas las especies debido a la época de muestreo obteniéndose valores menores en el invierno (2013) (Tabla 6).

Los valores encontrados en carbohidratos para las especies del género *Ulva*, coinciden a los reportados por Ortiz et al. (2006); sin embargo, fueron más altos a los encontrados por Castro-González et al. (1996), Hwang et al. (2008) y McDermid y Stuercke (2003) con valores de 30.9 %, 51.1 % y 50.7 %, respectivamente. Por otro lado, se observó que *G. vermiculophylla* contiene un poco menos de carbohidratos a los reportados por Benjama y Masniyom (2012) en dos especies del mismo género (*Gracilaria* con alrededor de 57 %), aunque mayor a los reportados por Mohammadi et al. (2013) y Dere et al. (2003) en *G. corticota* (41.7 %) y *G. verrucosa* (4.31 %, método de la antrona), respectivamente.

Las cenizas (minerales) son otro componente encontrado en altas concentraciones en las macroalgas. De los resultados obtenidos para cenizas, en general, se puede observar (Tabla 6) que las macroalgas muestreadas en invierno (2013) mostraron un contenido más alto ( $P < 0.05$ ) de cenizas, lo cual concuerda con la disminución en el contenido de carbohidratos en estas mismas especies (efecto de dilución de componentes).

El contenido de cenizas, junto con el de proteínas, fue de los componentes que presentaron mayor variación. *U. expansa* recolectada en verano del 2012, presentó una concentración de cenizas (12.9 %, Tabla 6), similar a los

encontrados en las especies *U. lactuca* con (11.0 %, Chile, noviembre) y *U. prolifera* (14.2 %, Corea, diciembre) reportadas por Ortiz et al. (2006) y Hwang et al. (2008), respectivamente. Sin embargo, Castro-González et al., (1996) encontraron un valor superior (53.2 %) en *U. lactuca* muestreadas en Baja California Sur (misma temporada). Por otro lado, en el presente estudio, el valor para las cenizas de *U. expansa* recolectada en invierno (22.7 %) coincidió con lo observado por Wong y Cheung, (2000) (21.3 %) en *U. lactuca* recolectada en Hong Kong durante el invierno.

Los valores de cenizas obtenidos para *U. lobata* en ambas temporadas, aunque estadísticamente diferentes, fueron muy similares (17.9 vs. 21.2 %, verano-invierno, respectivamente, Tabla 6). Estos valores son semejantes a los encontrados por Yaich et al. (2012) para *U. lactuca* (19.6 %) recolectada en Túnez y por Tabarsa et al. (2012a) (18.0 %) misma especie recolectada en el Golfo Pérsico (Irán).

*C. tuberculata* mostró la mayor concentración de cenizas con 34.2 % (Tabla 6). El valor de *C. tuberculata* fue similar al obtenido por Tabarsa et al. (2012b) en *C. sinuosa* (39.3 %) recolectada durante abril en Irán y mayor al reportado por Mohammadi et al. (2013) en la misma especie y lugar de colecta.

La concentración de cenizas en *P. durvillei* (17.9 % en verano, Tabla 6), este fue comparativamente menor a los registrados en la especie *P. pavonica* (23.1 %) colectada por Wahbeh, (1997) en Áqaba (Jordania) y a la encontrada por Tabarsa et al. (2012b) del mismo género (33.1 %) de Irán.

Por último, *G. vermiculophylla* presentó contenidos de cenizas (alrededor del 26 %) semejantes a los mostrados por Benjama y Masniyom, (2012) en las especies *G. fisheri* (22.9 %) y *G. tenuistipitata* (26.0 %), ambas recolectadas durante verano en Tailandia. Sin embargo, son mayores al reportado por Ortiz et al. (2009) en *G. chilensis* (18.9 %) recolectada en Chile durante enero y menores al encontrado por Tabarsa et al. (2012a) en *G. salicornia* (38.9 %) de Irán durante abril.

Las variaciones en la composición química presentadas por las macroalgas del presente estudio en las distintas épocas de muestreo, así como con macroalgas de otros trabajos alrededor del mundo, pueden deberse a diversos factores.

Rosemberg y Ramus (1982) relacionan la síntesis de carbohidratos con los periodos de máximo crecimiento en macroalgas, incrementándose la actividad fotosintética lo cual lleva a una reducción en la concentración de proteínas. Este periodo de máximo crecimiento está influenciado a su vez por una mayor radiación solar y temperatura del agua (Munda y Kremer, 1977; Perfeto, 1998). Esta observación se presentó en 2 de las 3 especies (*U. lobata* y *G. vermiculophylla*), ya que en verano presentaron mayor contenido de carbohidratos y menor concentración de proteínas respecto a invierno. *U. expansa* solo cumplió la parte de carbohidratos (mayor en verano), lo cual pudiera explicarse debido a la alta disponibilidad de nutrientes que presenta el estero de Urías, conservando buena parte de su porción proteica (por el suministro constante de nitrógeno), y si bien *G. vermiculophylla* pertenece a este estero, sus variaciones fueron pequeñas, caso

contrario al de *U. lobata* en la bahía de Mazatlán, con diferencias muy marcadas (Tabla 6).

Además de lo anteriormente mencionado, hay más factores que pueden alterar el contenido de proteína cruda, lípidos y carbohidratos como son los cambios estacionales, la biología de la macroalga, temperatura superficial, salinidad y nutrientes del medio en que crece (Fleurence, 1999; Banerjee et al., 2009), entre otros. Sobre si estos parámetros afectan de manera positiva o negativa, son pocos los estudios que hablan sobre ello, por ejemplo, Banerjee et al. (2009) mencionan una correlación positiva de la concentración de proteína con el oxígeno disuelto, nitratos, fosfatos y silicatos, mientras que negativa con salinidad, pH, temperatura y biomasa, todo esto en una macroalga roja proveniente de un bosque de manglares en la India.

También, es bien sabido que las macroalgas presentan grandes concentraciones de minerales, ya que su pared celular contiene grupos carboxilos aniónicos, sulfatos y fosfatos que son excelentes sitios de enlace para la retención de metales (Davis et al., 2003). Las cenizas varían de acuerdo al lugar de muestreo, exposición al oleaje, tiempo de residencia oceánica, factores fisiológicos, ambientales y sobre todo al género de la macroalga (Honya et al., 1993; Mabeau y Fleurence, 1993; Yoshie et al., 1994; Baumann et al., 2009). El que la concentración de cenizas en las macroalgas de este estudio sea ligeramente menor durante verano, puede deberse a que *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla* a veces son expuestas al sol durante las mareas bajas, sufriendo

más desecación en verano, lo cual puede llevarlas a lixiviar algunos de sus componentes.

Basándonos únicamente en la abundancia (biomasa) de las macroalgas analizadas en este estudio, como un factor que dictamine si la macroalga estudiada tiene potencial de ser aprovechada, podemos decir que las especies *U. expansa* y *G. vermiculophylla* son candidatas ideales, ya que los nutrientes en el estero de Urías parecen no estar limitados para estos organismos (Ochoa-Izaguirre et al., 2002).

En cuanto a componentes nutrimentales, los resultados del presente estudio muestran especies de macroalgas (*U. expansa* y *U. lobata* de las Chlorophyta), *G. vermiculophylla* de la división Rhodophyta, que pueden utilizarse como alimento debido a los altos contenidos proteicos que poseen (Tabla 5).

## **IX.2. Valores y cambios en el perfil de aminoácidos en macroalgas**

De los perfiles de aminoácidos obtenidos en las macroalgas del litoral de Mazatlán, lo primero que sale a relucir es la dominancia del ácido aspártico y ácido glutámico, lo cual concuerda con los resultados registrados en la literatura (Dawczynski et al., 2007; Hwang et al., 2008; Taboada et al., 2009; Benjama y Masniyom, 2011; Gressler et al., 2011; Peña-Rodríguez et al., 2011). De acuerdo a Mabeau et al. (1992), los altos niveles de estos aminoácidos son los responsables tanto del olor como del sabor tan especial de estas macroalgas.

Respecto a la diferencia en la concentración de aminoácidos por temporada, la mayoría de los cambios consistieron en presentar una mayor concentración en verano.

Comparando la composición de aminoácidos esenciales encontrados en las proteínas de macroalgas en el presente estudio (similares a los reportados por Fujiwara-Arasaki et al., 1984; Castro-González et al., 1994; Benjama y Masniyon, 2011, 2012; Peng et al., 2013) con las encontradas en otros alimentos, como la ovoalbúmina de la clara de huevo o la de la soya (Tabla 19), nos permite obtener un estimado del valor nutricional de las proteínas de las macroalgas estudiadas.

Tabla 19. Composición de AA esenciales en las macroalgas estudiadas en verano e invierno, comparada con alimentos tradicionales (g AA/ 100 g proteína).

AAE	Temporada	Ue	UI	Ct	Pd	Gv	(Soya)	Ovoalbúmina
Histidina	Verano	0.0	0.0	0.1	0.0	0.0	3.8 - 4.0	4.1
	Invierno	1.1	1.4	1.3	1.7	1.2		
Arginina	Verano	10.6	7.2	5.0	5.5	9.4	13.0 - 14.0	11.7
	Invierno	5.8	6.8	5.5	6.4	6.7		
Treonina	Verano	3.2	3.1	2.0	3.1	3.9	4	3
	Invierno	3.1	3.5	4.1	4.2	3.7		
Metionina	Verano	0.8	1.1	0.7	0.8	1.6	1.2 - 1.4	3.1
	Invierno	1.2	1.7	1.8	1.7	1.7		
<b>Valina</b>	Verano	6.0	5.5	4.2	5.1	<b>5.8</b>	4.5	5.4
	Invierno	3.6	3.8	4.3	4.3	4.3		
<b>Fenilalanina</b>	Verano	<b>4.9</b>	4.3	3.2	<b>4.5</b>	<b>4.5</b>	2.4	4.1
	Invierno	3.0	3.3	3.5	3.8	3.7		
Isoleucina	Verano	4.0	3.5	3.1	4.2	<b>5.1</b>	3.6	4.8
	Invierno	2.3	2.4	2.9	3.4	3.2		
<b>Leucina</b>	Verano	7.2	6.7	5.4	<b>7.3</b>	<b>7.8</b>	7.3	6.2
	Invierno	4.5	4.9	5.6	5.9	5.1		
Lisina	Verano	6.8	5.2	4.7	5.8	5.5	6.4 - 6.5	7.7
	Invierno	4.0	4.3	4.2	5.7	3.8		

Las macroalgas de este estudio están representadas como: Ct (*C. tuberculata*), Gv (*G. vermiculophylla*), Pd (*P. durvillei*), Ue (*U. expansa*) y UI (*U. lobata*). Planta leguminosa (soya) (Fowden, 1954) y Ovoalbúmina (Fujiwara-Arasaki et al., 1984). En negritas los valores más altos.

Todas las especies, exceptuando a *C. tuberculata*, muestran un buen patrón de aminoácidos esenciales comparados con la proteína de la soya y ovoalbúmina de huevo. En general para estas mismas especies, se encontraron valores de treonina, valina, fenilalanina, isoleucina y leucina comparables a los valores de ovoalbúmina de huevo (y por ende a la de soya), especialmente en la temporada de verano, cuyos valores resultaron más altos que en la proteína de huevo. Metionina se encontró en valores semejantes a la leguminosa, en ambas temporadas de colecta. Arginina y lisina se encontraron siempre por debajo de las proteínas patrón, exceptuando *U. expansa* de la temporada de verano, cuyos

valores resultados parecidos a alguna de estas proteínas. Histidina fue el aminoácido esencial que se encontró en la menor proporción, no importando la temporada en la que fue colectada. De esta comparación (Tabla 19), se puede concluir que todas las especies, exceptuando la *C. tuberculata*, se equiparan en el contenido de AAE respecto a la ovoalbúmina y a la proteína de soya, por consiguiente, pudieran ser una alternativa en la dieta humana.

### **IX.3. Valores y cambios en el perfil de ácidos grasos en macroalgas**

De las fracciones saturada y monoinsaturada en las macroalgas se observó una preponderancia de los ácidos palmítico en la primera, oleico y palmitoleico en la segunda, similar a lo encontrado por Dawczynski et al., (2007) y Polat y Ozogul (2013) donde la mayoría de las especies presenta una mayor concentración de ácido oleico (C18:1) en la fracción monoinsaturada. De estos ácidos grasos, las macroalgas del presente estudio mostraron valores similares a los reportados por Peña-Rodríguez et al. (2011) y Yaich et al. (2011).

La fracción poliinsaturada de las macroalgas mostró más variación en cuanto a predominancia de AG, además de presentar AG n-3 y n-6, dentro de los cuales solo dos son considerados como esenciales desde el punto de vista bioquímico y nutricional para el ser humano, el ácido linoléico (18:2, n-6, LA, por sus siglas en inglés) y el ácido  $\alpha$ -linolénico (C18:3, n-3, ALA, por sus siglas en inglés) ya que son requeridos en la dieta debido a que no pueden ser sintetizados por el ser humano (Smit et al., 2004; Russo, 2009). De ellos pueden derivarse

otros ácidos grasos de importancia en la salud como es el ejemplo del ácido  $\alpha$ -linolénico (C18:3, n-3) del cual mediante enzimas desaturasas se puede convertir en el ácido eicosapentaenoico (EPA, por sus siglas en inglés) y/o docosahexaenoico (DHA, por sus siglas en inglés). De los ácidos grasos esenciales solo la recolecta de invierno mostró ambos compuestos, aunque ALA mostró porcentajes menores al 1 % en todas las macroalgas.

La fuerte variación en la composición de ácidos grasos dentro y entre las macroalgas es atribuible a varios factores como la temperatura, intensidad de luz, niveles de minerales, compuestos nitrogenados, salinidad, el período en el ciclo de vida de la macroalga, así como por diferencias genéticas (Takagi et al., 1985; Nelson et al., 2002; Kumar et al., 2010). En general podemos concluir que las macroalgas analizadas en el presente estudio no son una buena fuente de ácidos grasos esenciales ni de omegas-3 y 6.

#### **IX.4. Efecto de diferentes métodos de secado en la composición química de macroalgas (*U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*)**

Dentro de la composición proximal de las macroalgas, la diferencia en la concentración de proteína fue mínima en los distintos métodos de secado, siendo por estufa el que presentó mayor concentración (Tabla 12). Este mismo resultado fue obtenido por Wong y Cheung (2001, 2001a) cuando secaron *Sargassum hemiphyllum* (utilizando liofilizado y estufa).

En cuanto a la concentración lipídica, el género *Ulva* presentó el mismo comportamiento que el secado de *Sargassum henslowianum* y *Sargassum patens* aumentando su contenido de proteína cuando éstas fueron secadas por el método de la estufa (Wong y Cheung, 2001) (Tabla 12).

La mayor concentración de cenizas en las macroalgas durante el secado al sol en el presente estudio (Tabla 12) también fue presenciado por Chan et al. (1997) cuando secaron sargazo (*Sargassum hemiphyllum*) utilizando los mismos métodos de secado del presente estudio. Encontraron que tanto los lípidos como las cenizas disminuyeron con el método de secado al sol. Una observación realizada durante el secado al sol en el presente trabajo fue que todas las macroalgas lixiviaron líquido de su estructura, acarreado así tanto lípidos como minerales con la subsecuente disminución de estos componentes.

El resultado de que algunos componentes mayoritarios de las algas fueron mayores entre el secado por estufa que por liofilizado puede deberse a un efecto de dilución de los componentes mayoritarios debido a que existe mayor remoción de agua por el método de la estufa que por el liofilizado (Wong y Cheung, 2001). Sin embargo, esto tendría que comprobarse en las muestras del presente estudio.

#### **IX.5. Efecto de diferentes métodos de secado sobre el perfil de aminoácidos de macroalgas *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla***

La reducción en la concentración de aminoácidos debido al tratamiento de liofilización en las macroalgas analizadas, fue observado por Wong y Cheung

(2001, 2001a) en tres especies de sargazo (*S. hemiphyllum*, *S. henslowianum* y *S. patens*). Así pues, la concentración de AA totales en *U. lobata* y *G. vermiculophylla* fue menor durante el liofilizado (Tabla 14 y 15), mismo resultado obtenido por Wong y Cheung (2001a), quienes obtuvieron menor concentración total de aminoácidos en los tratamientos con liofilizado (respecto al secado por estufa) utilizado para *S. hemiphyllum* y *S. patens*.

El secado al sol en la macroalgas pareció afectarles de manera semejante que el secado por el método de la estufa, ya que entre el 40 y 60 % de los aminoácidos detectados no variaron ( $P \geq 0.05$ ) cuando se comparan (estos métodos) entre sí (Tabla 13, 14 y 15). Además el secado al sol y por estufa tuvieron la menor afectación en los aminoácidos esenciales de *U. lobata* (Tabla 14), ya que en solo dos (metionina e histidina) de los nueve aminoácidos esenciales detectados fueron afectados ( $P < 0.05$ ) por estos métodos.

Todas las especies mostraron un comportamiento similar a los diferentes métodos de secado; así, los valores más altos en la concentración de aminoácidos se encontraron cuando se utilizaron los métodos de secado al sol (con el 50-66.6 % de los aminoácidos) y a estufa (el restante) (Tablas 13, 14 y 15). De igual manera, se observa un patrón muy semejante en las concentraciones de aminoácidos obtenidas por estos métodos de secado, esto es, prácticamente los mismos aminoácidos sobresalen (en concentración) en cada uno de los tratamientos en cada especie, por ejemplo las concentraciones de ác. aspártico, ác. glutámico, glicina, alanina, valina, fenilalanina, isoleucina, leucina y lisina fueron siempre mayores en el método de secado al sol (no importando la especie).

### IX.5.2. Cambios en los ácidos grasos de macroalgas sometidas a distintos secados

Tanto el ácido linoléico como el  $\alpha$ -linolénico en *U. expansa*, esenciales en la dieta humana, se mostraron en buenas concentraciones en casi todos los tratamientos (con la excepción del  $\alpha$ -linolénico en el liofilizado). *U. lobata* no mostró diferencia en LA ( $P \geq 0.05$ ) respecto al método de secado mientras que en ALA si observó diferencias ( $P < 0.05$ ) en los tres métodos utilizados. El ácido  $\gamma$ -linolénico tuvo una presencia importante cuando el secado se realizó por liofilización (con 27.4 %); sin embargo disminuyó ( $P < 0.05$ ) cuando se utilizaron los secados por estufa (con 1.50 %) y al sol (con 1.15 %) (Tabla 17).

Tanto el EPA como el DHA se presentaron en las tres especies de macroalgas durante los tres métodos de secado, aunque con valores muy bajos, sobre todo en las Chlorophyta (Tabla 16, 17 y 18). EPA no se detectó durante el liofilizado en *Gracilaria* v., mientras que no se detectó DHA en las dos especies de *Ulva* también liofilizadas. Lo anterior puede deberse a lo siguiente: Se ha considerado al liofilizado como el mejor método de conservación, el cual afecta mínimamente la composición de un producto. Tomando esto en cuenta y observando las Tablas 16, 17 y 18, podemos considerar que estos componentes se encuentran en muy baja concentración (además de lípidos) en estas especies. Sin embargo, al utilizar otros métodos de secado, los cuales afectan otros componentes así como sus ácidos grasos (ver como disminuyen drásticamente las concentraciones de ácido linolénico en el género *Ulva* y de ácido eicosatrienoico

en *U. lobata* y *G. vermiculophylla* al pasar de liofilizado a los otros métodos) se produce un efecto de concentración de algunos y dilución de otros.

El comportamiento de *G. vermiculophylla* durante el liofilizado en este estudio (AG saturados muy bajos y poliinsaturados muy altos), fue observado por Chan et al. (1997) cuando utilizando los mismos métodos de secado del presente estudio, secaron sargazo (*Sargassum hemiphyllum* (Turn.) C. Ag) obteniendo un mayor porcentaje de ácidos grasos insaturados (tanto mono- como poliinsaturados) con un bajo porcentaje de saturados comparando el liofilizado contra los otros dos. El ácido palmítico que fue el dominante en la fracción saturada de *G. vermiculophylla*, representando el 70-80 % del total de ácidos grasos saturados, presentó diferencias en los 3 métodos de secado ( $P < 0.05$ ), siendo menor en el liofilizado (12.0 %), aumentando (a 31.6 %) con el método por estufa hasta obtener el valor mayor (con 52 %) a estos dos cuando se secó al sol (Tabla 18).

En los AG monoinsaturados de *G. vermiculophylla*, el liofilizado no mostró diferencias significativas respecto a los otros dos métodos ( $P \geq 0.05$ ), obteniéndose el valor mayor cuando la especie se secó al sol (con 20.9 % del total de esta fracción (Tabla 18).

Los AG predominantes en la fracción poliinsaturada de *G. vermiculophylla* disminuyeron significativamente su concentración cuando la macroalga fue expuesta al secado por la estufa y al sol, a tal grado que casi desaparecen de la muestra. En la misma tabla (18) se observa que tanto el EPA como el DHA se

encontraron en mayores porcentajes cuando se secaron al sol y por el método de la estufa que en el liofilizado. Por otro lado, el secado de esta especie al sol produjo el comportamiento inverso al liofilizado, esto es, se obtuvo mayor concentración de ácidos grasos saturados que de insaturados, mientras que el secado por la estufa produjo valores similares en las tres fracciones.

En general, el método de secado al sol tuvo un efecto mayor sobre los ácidos grasos poliinsaturados de las macroalgas, afectándolos y obteniéndose siempre valores menores de los mismos. Se conoce que la radiación solar puede oxidar a estos componentes, ya que tienen un efecto catalítico en el enranciamiento de los lípidos (Fennema, 2000).

## X. Conclusiones

Los resultados obtenidos en el presente estudio mostraron que las macroalgas *U. expansa*, *U. lobata*, y *G. vermiculophylla*, son una buena fuente de proteína cuando son secadas (por cualquier método), ya que frescas poseen un alto porcentaje de humedad. Sobresalen por su elevado contenido de carbohidratos totales, alcanzando algunas de ellas más del 50 % de su peso en base seca, además de exhibir un alto contenido de cenizas. Sin embargo, estas macroalgas no pueden ser utilizadas como fuente de energía convencional debido a su bajo contenido de lípidos presentando la mayoría menos del 1 % (en base seca).

La composición química de las poblaciones de macroalgas estudiadas se vio afectada por la época de muestreo, ya que en general, se observan cambios en todos los constituyentes nutricionales debido a esto. El contenido de humedad se mantuvo estable en todas las especies, con excepción de *G. vermiculophylla*, la cual disminuyó en el invierno. El contenido de proteína de las macroalgas dependió de la temporada de muestreo, observándose una tendencia a aumentar en el invierno. Por otro lado, tanto el contenido de lípidos como de carbohidratos tendió a disminuir, mientras que el contenido de cenizas aumentó, todo esto en la temporada de invierno. En cuanto a la composición de aminoácidos, la relación de aminoácidos esenciales/no esenciales aumentó o se mantuvo durante el muestreo de invierno, beneficiando la calidad de la proteína. Todas las macroalgas, a excepción de *C. tuberculata*, presentaron un buen patrón de aminoácidos

esenciales comparados con la proteína de soya y con la ovoalbúmina. No obstante, no parece haber un patrón definido en el aumento o disminución de aminoácidos en las proteínas que conforman estas macroalgas conforme las épocas de muestreo. Todas estas variaciones, pueden deberse a factores, tanto bióticos (especies o poblaciones) como abióticos (época del año y condiciones ambientales). Para una mayor certidumbre del efecto de estos parámetros, tal vez, lo mejor sería experimentar con materiales algales provenientes de condiciones más controladas como pueden ser cultivos de campo o laboratorio.

La fracción lipídica de todas las macroalgas mostró que el ácido palmítico fue el que dominó en los ácidos grasos saturados, el oléico y el palmitoléico en los monoinsaturados, mientras que la concentración de ácidos grasos poliinsaturados fue muy variable dependiendo de la macroalga.

En cuanto al efecto del secado sobre la composición química de las macroalgas *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla*, se observó que el secado al sol disminuye la concentración de ceniza y lípidos totales de las mismas por efecto de la lixiviación. El secado por estufa mostró tener menos efecto sobre la proteína, obteniéndose mayor concentración de la misma y afectando menos a los aminoácidos que la componen. La mayoría de los aminoácidos del presente estudio se vieron afectados negativamente por el método de secado por liofilización. Los cambios en el perfil de ácidos grasos de las macroalgas por efecto de los diferentes secados fueron muy variables. No obstante se mostró que el secado al sol tuvo un efecto negativo drástico sobre la concentración de ácidos

grasos poliinsaturados, especialmente en las especies *U. expansa* y *G. vermiculophylla*.

En general, de las 5 especies analizadas, *U. expansa*, *U. lobata* y *G. vermiculophylla* son las que por su composición química y mejor efecto de los secados al sol o estufa, pudieran ser parte de la dieta humana como alimento directo o indirecto.

## XI. Recomendaciones

Se recomienda llevar a cabo más estudios sobre la composición nutricional de macroalgas en México (proteína, lípidos, carbohidratos, minerales, AA y AG), ya que como se ha visto, ellas pueden contribuir en la dieta humana de diferentes maneras. Esto ayudaría a diversificar la explotación de productos pesqueros y en algunos casos ayudar al medio ambiente local.

Se recomienda realizar experimentos con parámetros controlados y una población algal de laboratorio (más homogénea) para poder determinar el grado de significancia que una u otra variable presenta sobre la composición química de una especie de macroalga.

O bien, si se escoge un sitio de muestreo, tomar parámetros físico-químicos que nos puedan ayudar a resolver el porqué de esas diferencias en la composición química de las macroalgas, comparando con otro sitio de muestreo de condiciones ambientales distintas.

A su vez, se recomienda realizar más análisis sobre los cambios en la composición química de diversas macroalgas de acuerdo a la época de recolección, ya que los componentes de interés pueden variar de acuerdo a la temporada en que fue analizada.

Para la desecación de las macroalgas sería conveniente en estudios posteriores, efectuar diversos tipos de secado para ver si existe un patrón respecto a la forma en que este afecta los valores de la composición química de

éstas, y con base a los resultados, además de los recursos con los que se cuentan, elegir el método de secado idóneo para cada especie de macroalga.

## XII. Referencias

Aguilera-Morales, M., Casas-Valdez, M., Carrillo-Domínguez, S., González-Acosta, B. y Pérez-Gil, F. 2005. Chemical composition and microbiological assays of marine algae *Enteromorpha* spp. as a potential food source. *Journal of Food Composition and Analysis*. 18: 79–88

Amos, A. O., Robertson-Andersson, D. V., Maneveldt, Gavin. W., Anderson, R. J. y Bolton, J. J. 2013. Review: South African seaweed aquaculture: A sustainable development example for other African coastal countries. *African Journal of Agricultural Research*. 8 (43): 5268-5279.

AOAC. 2000. *Official Methods of Analysis*. 17 th ed. Association of Official Analytical Chemists. Arlington, VA.

Banerjee, K., Ghosh, Rajrupa., Homechaudhuri, S. y Mitra, A. 2009. Seasonal variation in the biochemical composition of red seaweed (*Catenella repens*) from Gangetic delta, northeast coast of India. *Journal of Earth System Science*. 118 (5): 497-505.

Baumann, H. A., Morrison, L., y Stengel, D. B. (2009). Metal accumulation and toxicity measured by PAM—Chlorophyll fluorescence in seven species of marine macroalgae. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 72: 1063–1075.

Benjama, O. y Masniyom P. 2011. Nutritional composition and physicochemical properties of two green seaweeds (*Ulva pertusa* and *U.*

intestinalis) from the Pattani Bay in Southern Thailand. Songklanakarin Journal Science and Technology. 33 (5): 575-583.

Benjama, O. y Masniyom P. 2012. Biochemical composition and physicochemical properties of two red seaweeds (*Gracilaria fisheri* and *G. tenuistipitata*) from the Pattani Bay in Southern Thailand. Songklanakarin Journal Science and Technology. 34 (2): 223-230.

Bhaskar, N., Hosokawa, M. y Miyashita, K. 2004. Comparitive evaluation of fatty acid composition of different Sargassam (*Fucales*, *Phaeophyta*) species harvested from temperate and tropical waters. Journal of Aquatic Food Product Technology. 3:53-70.

Bhaskar, N. y Miyashita, K. 2005. Lipid composition of *Padinatetrastomatica* (*Dictyotalea*, *Phaeophyta*), brown seaweed of the West coast of India. Indian Journal of Fishery. 52:263-268.

Burtin, P. 2003. Nutritional value of seaweeds. Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry. 2:498-503.

Cardozo, K. H. M., Guaratini, T., Barros, M. P., Falcão, V. R., Tonon, A. P., Lopes, N. P., Campos, S., Torres, M. A., Souza, A. O., Colepicolo, P. y Pinto, E. 2007. Metabolites from algae with economical impact. Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology. 146 (1-2): 60-78.

Carrillo, S., Castro, M. I., Pérez-Gil, F., Rosales, E. y Manzano, R. E. 1992. El alga marina (*Sargassum sinicola* Setchel & Gardner) como alternativa en la producción animal. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 26: 179.

Castro-González, M. I., Pérez-Gil, F., Pérez-Estrella, S. y Carrillo-Dominguez, S. 1996, Composición química del alga verde *Ulva Lactuca*. *Ciencias Marinas*. 22(2):205-213.

Castro-González, M. I., Carrillo-Dominguez, S. y Pérez-Gil, F. 1996. Composición química de *Macrocystis pyrifera* (Sargazo Gigante) recolectada en verano e invierno y su posible empleo en alimentación animal. *Ciencias Marinas*. 20(1):205-213.

Cerna, M. 2011. Chapter 24: Seaweed Proteins and Amino Acids as Nutraceuticals. *Advances in Food and Nutrition Research*. 64: 297-312.

Chan, J. C. C., Cheung, P. C. K. y Ang, P. O. J. 1997. Comparative Studies on the Effect of Three Drying Methods on the Nutritional Composition of Seaweed *Sargassum hemiphyllum* (Turn.) C. Ag.†. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 45: 3056 – 3059.

Chandini, S. K., Ganesan, P., Suresh, P. V. y Bhaskar, N. 2008. Seaweeds as a source of nutritionally beneficial compounds - A review. *Journal of Food Science and Technology*, 45 (1):1-13.

Codex Alimentarius Commission. 2013. GSFA Online: Food Additive Details, Carrageenan.

CONAPESCA, 2011. Anuario estadístico de acuicultura y pesca, Comisión nacional de acuicultura y pesca.

Cox, S., Abu-Ghannam, N., y Gupta, S. 2010. An assessment of the antioxidant and antimicrobial activity of six species of edible Irish seaweeds. *International Food Research Journal* 17: 205–220.

Darcy-Vrillon, B. 1993. Nutritional aspects of the developing use of marine macroalgae for the human food industry. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 44:23–35.

Davis, T. A., Volesky, B. y Mucci, A. 2003. A review of the biochemistry of heavy metal biosorption by brown algae. *Water Research*. 37: 4311–4330.

Dawczynski, C., Schubert, R. y Jahreis G. 2007. Amino acids, fatty acids, and dietary fibre in edible seaweed products. *Food Chemistry* 103: 891-899.

Dhargalkar, V. K. y Neelam, P. 2005. Seaweed: Promising plant of the millennium. *Science and Culture* 5:60-66.

De Lecea, A. M., Smit, A. J. y Fennessy, S. T. 2011. The effects of freeze/thaw periods and drying methods on isotopic and elemental carbon and nitrogen in marine organisms, raising questions on sample preparation. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*. 25: 3640-3649.

Dere, S., Dalkıran, N., Karacaoglu, D., Yildiz, G. y Dere, E. 2003. The determination of total protein, total soluble carbohydrate and pigment contents of

some macroalgae collected from Gemlik Karacaali (Bursa) and Erdek-Ormanlı (Balıkesir) in the Sea of Marmara, Turkey. *Oceanologia*. 45 (3): 453–471.

Dubber, D. y Harder, T. 2008. Extracts of *Ceramium rubrum*, *Mastocarpus stellatus* and *Laminaria digitata* inhibit growth of marine and fish pathogenic bacteria at ecologically realistic concentrations. *Aquaculture* 274: 196–200.

FAO 2006. Year book of fishery statistics capture production / culture production. 98(1/2), Food and Agricultural Organisation, Rome.

FAO 2012. THE STATE OF WORLD FISHERIES AND ACUACULTURE. Food and Agricultural Organisation, Rome.

FAO-FIGIS. 2013. Global Aquaculture Production 1950-2012. <http://www.fao.org/fishery/statistics/global-aquaculture-production/query/en>.

Faulkner, D. J. 2002. Marine natural products. *Natural Products Reports*. 19:1–48.

Fennema, O. R., 2000. *Química de Los Alimentos*. Acribia, Editorial, S.A.

Fleurence, J. 1999. Seaweed proteins: Biochemical, nutritional aspects and potential uses. *Trends in Food Science and Technology*, 10, 25–28.

Fleurence, J. 1999b. The enzyme degradation of algal cell walls: A useful approach for improving protein accessibility. *Journal of Applied Phicology*. 11: 313–314.

Floreto, E. A. T., Hirata, H., Ando, S. y Yamasaki, S. 1993. Effects of temperature, light intensity, salinity and source of nitrogen on the growth, total lipid and fatty acid composition of *Ulva pertusa* Kjellman (Chlorophyta). *Botanica Marina* 36: 149-158.

Floreto, E. A. T. y Teshima, S. 1998. The fatty acid composition of seaweeds exposed to different levels of light intensity and salinity. *Botanica Marina* 4:467-481.

Folch, J., Lees, M. y Sloane S. G. H. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *The Journal of Biological Chemistry*. 226 (1): 497–509.

Fujiwara-Arasaki, T., Mino, N. y Kuroda, M. 1984. The protein value in human nutrition of edible marine algae in Japan, *Hydrobiologia*. 116-117 (1): 513-516.

Galland-Irmouli, A. V., Fleurence, J., Lamghari, R., Lucon, M., Rouxel, C., Barbaroux, O., Bronowicki, J., Villaume, C. y Guéant, J. 1999. Nutritional value of proteins from edible seaweed *Palmaria palmata* (Dulse). *Journal of Nutritional Biochemistry*, 10, 353–359.

Gódinez-Ortega. 2009. Las algas, desconocidas y sub aprovechadas en el país. *Gaceta UNAM* 4 (139): 10-16.

Google™ Earth 2012.

Gressler, V., Fujii, M. T., Martins, A. P., Colepicolo, P., Mancini-Filho, J. y Pinto, E. 2011. Biochemical composition of two red seaweed species grown on the Brazilian coast. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 91: 1687–1692.

Gupta, S., Cox, S. y Abu-Ghannam, N. 2011. Effect of different drying temperatures on the moisture and phytochemical constituents of edible Irish brown seaweed. *LWT - Food Science and Technology*. 44: 1266-1272.

Gutiérrez-Olguín, T. 1965. Las pesquerías mexicanas. *Artes de México*. 68/69: 13.

Hamdy, A. E. A. y Dawes, C. J. 1988. Proximate constituents and lipid chemistry in two species of *Sargassum* from the west coast of Florida. *Botanica Marina*. 31: 79-81.

Herbreteau, F., Coiffard, L. J. M., Derrien, A., y De Roeck-Holtzhauer, Y. 1997. The fatty acid composition of five species of macroalgae. *Botanica Marina*, 40: 25–27.

Holdt, S. L. y Kraan, S. 2011. Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. *Journal of Applied Phycology*. 23: 543–597.

Honya, M., Kinoshita, T., Ishikawa, M., Mori, H., y Nisizawa, K. (1993). Monthly determination of alginate, M/G ratio, mannitol and minerals in cultivated *Laminaria japonica*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 59, 295–299. Hwang, E. K., Amano, H. y Park, C. S. 2008. Assessment of the nutritional value of *Capsosiphon*

fulvescens (chlorophyta): developing a new species of marine macroalgae for cultivation in Korea. *Journal of Applied Phycology* 20: 147- 151.

Ito, K., yHori, K. 1989. Seaweed: chemical composition and potential uses. *Food Review International*, 5: 101–144.

Kamat, S. Y., Wahidulla, S., Souza, L. D., Naik, C. G. y Ambiyé, V. 1992. Bioactivity of marine Organisms VI. Antiviral evaluation of marine algal extracts from the Indian coast. *Botanica Marina*, 35: 161-164.

Khotimchenko, S. V. y Kulikova, I. V. 2000. Lipids of different parts of the lamina of *Laminaria japonica* Aresch. *Bot. Mar.* 43: 87–91.

Khotimchenko, S. V., Vaskovsky, V. E. y Titlyanova, T. V. 2002. Fatty Acids of Marine Algae from the Pacific Coast of North California. *Botanica Marina* 45: 17-22.

Kumar, M., Kumari, P., Gupta, Vishal., Reddy, C. R. K. y Jha, B. 2010. Biochemical responses of red alga *Gracilaria corticata* (Gracilariales, Rhodophyta) to salinity induced oxidative stress. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 391(1–2): 27–34

Lahaye, M. y Thilbault, J. F. 1990. Chemical and physiochemical properties of fibers from algal extraction by-products. In: *Dietary fibre: Chemical and biological aspects*, Southgate DAT, Waldron K, Johnson IT, Fenwick GR (eds). Royal Society of Chemistry, Cambridge, p 68-72, 83.

Lobban, C. S. y Harrison, P. J. 1994. *Seaweed Ecology and Physiology*, Reedición 2000. Estados Unidos: 384.

Mabeau, S., Cavaloc, E., Fleurence, J., y Lahaye, M. 1992. New seaweed based ingredients for the food industry. *International Food Ingredients*. 3: 38-45.

Mabeau, S., y Fleurence, J. 1993. Seaweed in food products: biochemical and nutritional aspects. *Trends Food Science Technology*, 4:103-107.

Marinho-Soriano, E., Fonseca, P. C., Carneiro, M. A. A. y Moreira, W. S. C. 2006. Seasonal variation in the chemical composition of two tropical seaweeds; *Bioresource Technology*. 97: 2402–2406.

Manivannan, K., Thirumaran, G., Karthikai Devi, G., Anantharaman, P. y Balasubramanian, T. 2009. Proximate Composition of Different Group of Seaweeds from Vedalai Coastal Waters (Gulf of Mannar): Southeast Coast of India. *Middle-East Journal of Scientific Research*. 4, 72–77.

Mayer, A. M. S., Rodriguez, A. D., Berlinck, R. G. S., y Hamann, M. T. 2007. Marine pharmacology in 2003–4: Marine compounds with anthelmintic antibacterial, anticoagulant, antifungal, antiinflammatory, antimalarial, antiplatelet, antiprotozoal, antituberculosis, and antiviral activities, affecting the cardiovascular, immune and nervous systems, and other miscellaneous mechanisms of action. *Comp. Biochem. Physiol. C* 145: 553–581.

McDermid, K. J. y Stuercke, B. 2003. Nutritional composition of edible Hawaiian seaweeds. *Journal of Applied Phycology*, 15: 513-524.

McHugh, D. J. 2003. Ch. 7: Carrageenan. In A guide to the seaweed industry: FAO fisheries technical paper 441. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

Mohammadi, M., Tajik, H. y Hajeb, P. 2013. Nutritional composition of seaweeds from the Northern Persian Gulf. Iranian Journal of Fisheries Sciences. 12(1): 232- 240.

Morrison, W.R. y Smith, Lloyd M. 1964. Preparation of fatty acid methyl esters and dimethylacetatos from lipids with boron fluoride-methanol. J Lipid Research 5: 600-608.

Murata, M. y Nakazoe, J. 2001. Production and use of marine algae in Japan. Japan Agricultural Research Quarterly, 35: 281 – 290.

Munda, I. M. y Kremer, B. P. 1977. Chemical composition and physiological properties of fucoids under conditions of reduced salinity. Marine Biology. 42: 9–15.

Nahas, R., Abatis, D., Anagnostopoulou, M. A., Kefalas, P., Vagias, C., y Roussis, V. 2007. Radical-scavenging activity of Aegean Sea marine algae. Food Chemistry. 102: 577–581.

Nelson, D. L., Lehninger, A. L. y Cox, M. M., 2001. PRINCIPIOS DE BIOQUÍMICA, 3/ED. EDICIONES OMEGA, S.A.

Nelson, M. M., Phleger, C. F., y Nichols, P. D. (2002). Seasonal lipid composition in macroalgae of the northeastern Pacific Ocean. *Botanica Marina*, 45: 58–65.

Nisizawa, K., Noda, H., Kikuchi, R. y Watanabe, T. 1987. The main seaweed foods in Japan. *Hydrobiologia*. 151/152: 5-29.

Ochoa-Izaguirre, M. J., Carballo, J. L. y Páez-Osuna, F. 2002. Qualitative changes in macroalgal assemblages under two contrasting climatic conditions in a subtropical estuary. *Botanica Marina*. 45: 130 – 138.

Orduña-Rojas, J., Robledo, D. y Dawes, C. J. 2002. Studies on the Tropical Agarophyte *Gracilaria cornea* J. Agardh (Rhodophyta, Gracilariales) from Yucatán, Mexico. I. Seasonal Physiological and Biochemical Responses. *Botanica Marina*, 45: 453 – 458.

Oohusa, T. 1993. Recent trends in nori products and markets in Asia. *Journal of Applied Phycology*. 5: 155–159.

Ortega-Calvo, J. J., Mazuelos, C., Hermosín, B., y Saíz-Jiménez, C. 1993. Chemical composition of *Spirulina* and eucaryotic algae food products marketed in Spain. *Journal of Applied Phycology*, 5: 425–435.

Ortiz, J., Romero, N., Robert, P., Araya J., Lopez-Hernández, J., Bozzo, C., Navarrete, E, Osorio, A. y Rios, A. 2006. Dietary fiber, amino acid, fatty acid and tocopherol contents of the edible seaweeds *Ulva lactuca* and *Durvillaea Antarctica*. *Food Chemistry*. 99: 98–104

Ortiz, J., Uquiche, E., Robert, P., Romero, N., Quitral, V. y Llantén, C. 2009. Functional and nutritional value of the Chilean seaweeds *Codium fragile*, *Gracilaria chilensis* and *Macrocystis pyrifera*. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 111: 320–327.

Pacheco, Y. M., Pérez-Camino, M. C., Cert, A. Montero, E. y Ruiz-Gutiérrez, V. 1998. Determination of the molecular species composition of diacylglycerols in human adipose tissue by solid-phase extraction and gas chromatography on a polar phase. *Journal of Chromatography B: Biomedical Sciences and Applications*. 714 (2): 127-32.

Peraza-Yee, M. M. 2011. Determinación de Nitrógeno Proteico en Macroalgas del Golfo de California. Tesis de licenciatura. Instituto Tecnológico de Mazatlán.

Perfeto, P. N. M. 1998. Relation between chemical composition of *Grateloupia doryphora* (Montagne) Howe, *Gymnogongrus griffithsiae* (Turner) Martius, and abiotic parameters; *Acta Botanica Brasílica*. 12: 77–88.

Peng, Y., Xie, E., Zheng, K., Mangaladoss, F., Yang, X., Zhou, X., Wang, Y., Yang, B., Lin, X., Liu, J. y Liu, Y. 2013. Nutritional and Chemical Composition and Antiviral Activity of Cultivated Seaweed *Sargassum naozhouense* Tseng et Lu. *Marine Drugs*. 11 (1): 20-32.

Peña-Rodríguez, A., Mawhinney, T. P., Ricque-Marie, D. y Cruz-Suárez, E. 2011. Chemical composition of cultivated seaweed *Ulva clathrata* (Roth) C. Agardh, *Food Chemistry* 129: 491–498.

Plaza, M., Cifuentes, A., e Ibáñez, E. 2008. In the search of new functional food ingredients from algae. *Trends in Food Science & Technology*. 19: 31–39.

Plaza, M., Santoyo, S., Jaime, L., García-Blairsy, R. G., Herrero, M., Senorans, F. J., e Ibáñez, E. 2010. Screening for bioactive compounds from algae. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical*. 51: 450–455.

Polat, S. y Ozogul. Y. 2013. Seasonal proximate and fatty acid variations of some seaweeds from the northeastern Mediterranean coast. *OCEANOLOGIA*. 55 (2): 375 – 391.

Prézlin, B. B. 1981. Light reactions in photosynthesis. In: *Physiological Bases of Phytoplankton Ecology* (Ed. por T. Platt). Department of Fisheries and Oceans, Ottawa.

Racotta, I. S., Ramírez, J. L., Avila, S. y Ibarra, A. M. 1998. Biochemical composition of gonad and muscle in the catarina scallop, *Argopecten ventricosus*, after reproductive conditioning under two feeding systems. *Aquaculture*. 163: 111–122.

Rajapakse, N. y Kim, S. 2011. Chapter 2: Nutritional and Digestive Health Benefits of Seaweed. *Advances in Food and Nutrition Research*. 64: 17-28.

Rupérez, P. 2002. Mineral content of edible marine seaweeds. *Food Chemistry*. 79: 23-26.

Serviere-Zaragoza, E., Gómez-López, D. y Ponce-Díaz, G. 2002. Composición química gruesa de tres macroalgas y un pasto marino en la costa del Pacífico de Baja California, México. *Hidrobiología*. 12 (2): 113-118.

Tabarsa, M., Rezaei, M., Ramezanpourb, Z. y Waaland, J. R. 2012. Chemical compositions of the marine algae *Gracilaria salicornia* (Rhodophyta) and *Ulva lactuca* (Chlorophyta) as a potential food source. *Wiley Online Library*: 29 March 2012. (a)

Tabarsa, M., Rezaei, M., Ramezanpourb, Z., Waaland, J. R. y Rabiei, R. 2012. Fatty acids, amino acids, mineral contents, and proximate composition of some brown seaweeds. *Journal of Phycology*, 48: 285–292. (b)

Taboada, C., Millán, R. y Míguez, I. 2009. Composition, nutritional aspects and effect on serum parameters of marine algae *Ulva rigida*. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90: 445–449.

Takagi, T., Asahi, M., y Itabashi, Y. 1985. Fatty acid composition of twelve algae from Japanese waters. *Yukagaku*, 34, 1008–1012.

Vázquez-Ortíz, C. F. A., Higurea-Ciapara, G., y Hernández, G. 1997. High performance liquid chromatographic determination of free amino acids in shrimp. *Journal of Liquid Chromatography*. 18 (10): 2059-2068.

Villalobos-Guerrero, T. F. y Tovar-Hernández, M. 2013. A new species of *Pseudonereis* (Polychaeta: Nereididae) from Mazatlán, Gulf of California, including

a key to all species of the world. *Revista Mexicana de biodiversidad*. 18 (3): 774-781.

Wahbeh, M. I. 1997. Amino acid macroalgae and fatty acid profiles of four species of from Aqaba and their suitability for use in fish diets. *Aquaculture*. 159: 101-109.

Wang, Z. T., Ullrich, N., Joo, S., Waffenschmidt, S. y Goodenough, U. Algal Lipid Bodies: Stress Induction, Purification, and Biochemical Characterization in Wild-Type and Starchless *Chlamydomonas reinhardtii*. *American Society for Microbiology: Eukaryotic Cell*. 8 (12): 1856-1868.

Wong, K. H. y Cheung, P. C. K. 2000. Nutritional evaluation of some subtropical red and green seaweeds Part I - proximate composition, amino acid profiles and some physico-chemical properties. *Food Chemistry* 71: 475-482.

Wong, K. y Cheung, P. C. 2001. Influence of drying treatment on three *Sargassum* species 1. Proximate composition, amino acid profile and some physico-chemical properties. *Journal of Applied Phycology*. 13: 43–50.

Wong, K. y Cheung, P. C. 2001a. Influence of drying treatment on three *Sargassum* species 2. Protein extractability, in vitro protein digestibility and amino acid profile of protein concentrates. *Journal of Applied Phycology*. 13: 51–58.

Woyewoda, A. D., Shaw, S. J., Ke, P. J. y Burns B. G. 1986. Recommended laboratory methods for assessment of fish quality. *Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences*. 1448: 143.

Yaich, H., Garna, H., Besbes, S., Paquot, M., Blecker C. y Attia, H. 2011. Chemical composition and functional properties of *Ulva lactuca* seaweed collected in Tunisia. *Food Chemistry*. 128: 895 – 901.

Yoshie, Y., Suzuki, T., Shirai, T., y Hirano, T. (1994). Changes in the contents of dietary fibers, minerals, free amino acids, and fatty acids during processing of dry Nori. *Nippon Suisan Gakkaishi*. 60: 117–123.

Zahra, R., Mehrnaz, M., Farzaneh, V. y Kohzad, S. 2007. Antioxidant activity of extract from a brown alga, *Sargassum boveanum*. *African Journal of Biotechnology*. 6 (24): 2740-2745.

Zhang, Z., Wang, F., Wang, X., Liu, X., Hou, Y., y Zhang, Q. 2010. Extraction of the polysaccharides from five algae and their potential antioxidant activity in vitro. *Carbohydrate Polymers*. 82:118–121.