

COD.397374694

# Universidad de Guadalajara

CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AMBIENTALES



COMPOSICIÓN BROMATOLÓGICA DE CUATRO ESPECIES DE ALGAS DEL  
OCCIDENTE Y SUR DE MEXICO.

**TESIS PROFESIONAL**

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**LICENCIADO EN BIOLOGÍA**

PRESENTA:

**ERIKA YANETH PONCE RUVALCABA**

LAS AGUJAS, ZAPOPAN, JALISCO, OCTUBRE 2006

**TESIS**

**COMPOSICIÓN BROMATOLÓGICA DE CUATRO  
ESPECIES DE ALGAS DEL OCCIDENTE Y SUR DE  
MEXICO.**

**ERIKA YANETH PONCE RUVALCABA**

**Director de Tesis: Dr. Mario Alberto Ruiz López**

**Asesor: Dra. Ma. Del Refugio Mora Navarro**



Univ

Guadalajara

Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias

Coordinación de Carrera de Licenciado en Biología

2601 C. C. BIOLOGÍA

M en C. ISELA ÁLVAREZ BARAJAS - SINODAL TITULAR
M en C. J. JESÚS RUIZ MORENO - SINODAL TITULAR
DR. RAMÓN RODRÍGUEZ MACIAS- SINODAL TITULAR
M en C. HÉCTOR LUQUÍN SÁNCHEZ - SINODAL SUPLENTE
P R E S E N T E.

Por medio de la presente comunicamos a usted que ha sido designado como sinodal para el proyecto: "Composición Bromatológica de cuatro especies de algas del Occidente y Sur de México" elaborado por la alumna: C. ERIKA YANETH PONCE RUVALCABA con la MODALIDAD: Tesis e informes OPCIÓN: Tesis

El Director / a del Trabajo es el: DR. MARIO ALBERTO RUIZ LÓPEZ y como asesor/a es el: DRA. MARIA DEL REFUGIO MORA NAVARRO.

Le reiteramos que como sinodal, le corresponde evaluar la viabilidad (sí/no) de este proyecto y, en su caso de aprobarlo. Se requiere que su respuesta no exceda el plazo de una semana a partir de la fecha en que lo reciba.

Sin más por el momento, aprovechamos para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"PIENSA Y TRABAJA"

Las Agujas, Zapopan., Jal., 14 de Septiembre del 2005

[Firma manuscrita]

DR. CARLOS ÁLVAREZ MOYA
PRESIDENTE DEL COMITÉ DE TITULACIÓN



COORDINACIÓN DE LA CARRERA DE LICENCIADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

[Firma manuscrita]

DRA. ANA ISABEL RAMÍREZ QUINTANA
SECRETARIO DEL COMITÉ DE TITULACIÓN

Formato F  
**CUCBA**

DR. CARLOS ÁLVAREZ MOYA,  
PRESIDENTE DEL COMITÉ DE TITULACIÓN.  
CARRERA DE LICENCIADO EN BIOLÓGIA.  
CUCBA.  
PRESENTE



**BIBLIOTECA CENTRAL**

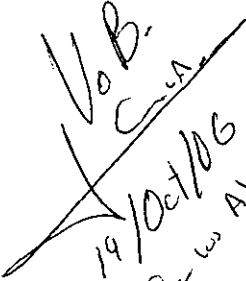
NOS PERMITIMOS INFORMAR A USTED QUE HABIENDO REVISADO EL TRABAJO DE TITULACIÓN, MODALIDAD TESIS, OPCIÓN      CON EL TÍTULO: "**COMPOSICIÓN BROMATOLÓGICA DE CUATRO ESPECIES DE ALGAS DEL OCCIDENTE Y SUR DE MEXICO**     " QUE REALIZÓ EL/LA PASANTE ERIKA YANETH PONCE RUVALCABA      CON NÚMERO DE CÓDIGO 397374694      CONSIDERAMOS QUE HA QUEDADO DEBIDAMENTE CONCLUIDO, POR LO QUE PONEMOS A SU CONSIDERACIÓN EL ESCRITO FINAL PARA AUTORIZAR SU IMPRESIÓN.


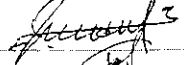
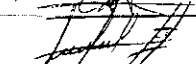

SIN OTRO PARTICULAR QUEDAMOS DE USTED CON UN CORDIAL SALUDO.

ATENTAMENTE  
PIENSA Y TRABAJA  
LAS ABUJAS, NEXTIPAC, ZAPOPAN, JAL. 27 DE SEPTIEMBRE DEL 2006

FIRMA   
NOMBRE: MARIO ALBERTO RUIZ LÓPEZ  
DIRECTOR/A DEL TRABAJO

FIRMA   
NOMBRE: MARIA DEL REFUGIO MORA NAVARRO  
ASESOR(ES)

  
19/10/06  
Carlos Álvarez

NOMBRE COMPLETO DE LOS SINODALES ASIGNADOS POR EL COMITÉ DE TITULACIÓN	FIRMA DE APROBADO	FECHA DE APROBACIÓN
Ramón Rodríguez Macías		29-sep-2006
José de Jesús Ruiz Moreno		29/sep/2006
Isela Leticia Álvarez Barajas		29/sep/2006
SUPL. Héctor Luquin Sánchez		29/sep/2006

Vo B<sub>2</sub>  
~~C. A. A.~~  
 19/Oct/06  
 C. A. A.

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a Dios por haberme dado una segunda oportunidad, a mis padres, hermanos y a mi hijo por haberme dado su apoyo, cariño y amor para poder superar todos los fracasos.

De antemano muchísimas gracias a todos.

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco al Dr. Mario Alberto Ruiz López y la Dra. Ma. del Refugio Mora Navarro

por darme la oportunidad y la confianza para la realización de mi tesis.

A mis padres, hermanos y a mi hijo por haberme apoyado en todo, y sobre todo por que me han enseñado, a enfrentar los momentos difíciles de mi vida.

Finalmente a todas las personas que me ayudaron para realizar este trabajo, como mis sinodales y la secretaria Elizabeth Trejo que sin todos ellos no hubiera sido posible la elaboración del mismo.

## INDICE GENERAL

RESUMEN.....	v
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2.- REVISIÓN DE LITERATURA.....	2
2.1.- Características de las Feofitas.....	2
2.2.- Uso de las algas como alimento.....	3
2.3.- Las algas en el campo de la industria.....	4
2.4.- Importancia de la fibra como uso alimenticio.....	5
2.4.1.- Celulosa.....	5
2.4.2.- Hemicelulosa.....	6
2.4.3.- Lignina.....	6
2.5.- Propiedades de las fibras.....	7
2.6.- Métodos para la determinación de fibras.....	8
2.7.- Minerales.....	9
2.7.1.- Fósforo.....	9
2.7.2.- Calcio.....	9
3.- JUSTIFICACIÓN.....	10
4.- HIPOTESIS.....	11
5.- OBJETIVOS.....	11
6.- MATERIAL Y METODOS.....	12
6.1.- Identificación y preparación de muestras.....	13
6.2.- Análisis proximal.....	13
6.2.1.- Determinación de humedad.....	13



6.2.2.- Determinación de cenizas.....	15
6.2.3.- Determinación de grasa cruda.....	15
6.2.4.- Determinación de proteína cruda.....	16
6.2.5.- Determinación de fósforo.....	18
6.2.6.- Determinación de calcio.....	20
6.3.-Fibra detergente ácida (FDA), Fibra detergente neutra (FDN) y sus componentes.....	22
6.3.1.- Fibra detergente ácida (FDA).....	22
6.3.2.- Fibra detergente neutra (FDN).....	24
6.3.3.- Lignina.....	26
6.3.4.- Celulosa.....	27
6.3.5.- Hemicelulosa.....	27
7.- RESULTADOS.....	28
8.- DISCUSIÓN.....	32
9.- CONCLUSIONES.....	34
10.- LITERATURA CITADA.....	35
11.- ANEXOS.....	38

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.- Nombre y localidad de las especies colectadas y analizadas.....	13
Cuadro 2.- Composición químico proximal y contenido de calcio y fósforo de cuatro especies de algas de México .....	28
Cuadro 3.- Contenido de fracciones de fibras g/100g de muestra de cuatro especies de algas de México.....	29

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura1.- Estructura de la celulosa.....	6
Figura2.-Estructura de la lignina.....	8
Figura3.-Composición químico proximal de cuatro especies de algas.....	30
Figura4.-Contenido de fósforo y calcio de cuatro especies de algas.....	30
Figura 5.- Contenido de fracciones de fibras en cuatro especies de algas.....	31

## RESUMEN

En el presente trabajo se determinó la composición químico proximal, contenido de calcio y fósforo, así como de fracciones de fibra: FDA, FDN, Lignina, Celulosa y Hemicelulosa de harinas de *Sargassum liebmanii* J. Agardh, *S. howellii* Setchell, *S. sinicola* Setchell & Gardner y *Zonaria farlowii* Setchell & Gardner, especies colectadas en diferentes localidades de los estados de Jalisco, Nayarit y Yucatán.

Los resultados revelaron que *Sargassum howellii* contiene los mayores porcentajes de cenizas, proteína cruda y extracto etéreo con 30.99, 8.72, 0.49 (g/100g) así como de fósforo de y calcio 23 y 3.02 mg/g de muestra, respectivamente mientras que *S. sinicola* presentó los menores valores de cenizas, proteína cruda, extracto etéreo con 25.39, 4.19, 0.09 (g/100 g de muestra) y no se le encontró fósforo.

En cuanto a las fracciones de fibra se observó que *S. liebmanii* presentó el mayor contenido de Lignina y Hemicelulosa con 39.54 y 36.07 (g/100 g), pero con menores niveles de FDA y celulosa de 32.09 y 7.45 (g/100 g). Mientras que en *S. howellii* se detectaron los mayores porcentajes de FDA y Celulosa con 49.55 y 17.46 (g/100g) respectivamente pero con el menor contenido en Hemicelulosa de 9.63 (g/100g), *Zonaria farlowii* fue la que presentó mayor contenido de FDN con 68.70 (g/100g).

De las especies estudiadas *S. howellii* resulto más interesante ya que contiene los mayores porcentajes de cenizas, proteína, extracto etéreo, Fósforo, Calcio, FDA y Celulosa, lo que podrá ser una fuente importante de minerales esenciales, así como de fibra de alta calidad nutritiva.

## 1.- INTRODUCCIÓN

Las plantas marinas son los productores primarios de alimento de los océanos y determina la productividad para todas las comunidades acuáticas.

Además las grandes plantas bentónicas (algas) en el ambiente marino proporciona un hábitat (bosques de quelpos, estratos de fucus) y alimento para los herbívoros marinos.

Las especies de algas son comunes a lo largo de la zona intermareales del Atlántico y Pacífico.

Un uso importante que se le ha dado a las algas desde la antigüedad, es como alimento en humanos debido al elevado contenido de nutrientes de alto valor nutritivo.

Por otra parte la producción actual de alimentos en México se basa en el cultivo de unas cuantas especies, lo que a largo plazo resulta en una producción alimentaria ineficiente, además de un fuerte deterioro ecológico y una pérdida de importantes recursos vegetales para la solución de este problema (Caballero, 1984).

La utilización de las algas pardas como alimento en humanos es una de las aplicaciones más antiguas (data del siglo X en China), debido principalmente a su elevado contenido de vitaminas, minerales, ácidos grasos poli insaturados, proteína, fibra de alto valor nutritivo y bajo contenido calórico, además el consumo de estas especies se asocia a un aumento de la longevidad en comunidades que la ingieren habitualmente (Pelegri, 1998).

En la actualidad el empleo de las algas ha alcanzado gran importancia a nivel mundial principalmente por su utilización en la dieta humana, además de las múltiples aplicaciones que tienen los productos obtenidos de estas especies los

cuales se comercializan en diversos sectores industriales y agroalimentario (Robledo,1990).

El consumo de las algas en la alimentación humana es principalmente en países orientales, los cuales llegan alcanzar hasta el 98% del consumo mundial, pero en países occidentales el consumo es mínimo (Pelegrin, 1998).

Debido a esto el problema alimentario en México es muy complejo por lo que se debe plantear diferentes alternativas para su solución. Una de las principales es la búsqueda de nuevas fuentes de alimentos, lo que implica un numeroso estudio de diversas especies comestibles, como es el uso de las diferentes especies de algas que se distribuyen en todas las costas de la república mexicana

## **2.- REVISIÓN DE LITERATURA**

### **2.1.- Características de las Feofitas**

Las algas marinas se encuentran entre los miembros más primitivos del Reino Vegetal, sus orígenes se remontan al principio de la evolución de los vegetales a partir de varios grupos ancestrales independientemente, sin relación filogenética alguna, cuyos procesos evolutivos fueron paralelos y se dieron como resultado de respuestas a condiciones semejantes del medio (Pelegrin 1998).

Las algas pardas (Feofitas) a diferencia de las plantas terrestres no poseen sistema vascular, flores ni raíces (solo estructuras de fijación al sustrato que no absorben nutrientes), se conocen 1500 especies en esta división (Pelegrin 1998).

Sus células son uninucleadas y poseen cloroplastos con tilacoides con una lamela circundante en banda de tres, justo dentro del cloroplasto, la relación entre la membrana externa del cloroplasto y el retículo endoplasmático, pueden ser continuos con la membrana nuclear externa; el aparato de Golgi también está asociado a la membrana nuclear, con presencia de pirenoides, presentan numerosas vesículas que contienen subproductos polifenólicos de la fotosíntesis, las cuales originan células móviles (Heteroconte), zoosporas, gametos o ambos. Estas células reproductoras son flageladas insertados lateralmente; el flagelo posterior más largo es liso (acronemático) y el flagelo anterior es pilosopantonemático con filamentos (mastigonemas) dispuestos en dos hileras bilaterales ( Dawes, 1981; Robledo, 1990).

La reproducción asexual es a través de la producción de zoosporas o fragmentación. En la reproducción sexual presentan órganos llamados zoidocistos (unicelulares o pluricelulares) los cuales liberan zooides (gametos o esporas) generalmente biflageladas o heterocónicas (Dawes, 1981).

Esta división posee pigmentos como la clorofila a y c, carotenos alfa y beta, así como abundantes xantofilas, especialmente fucoxantina (Dawes ,1981).

Los géneros *Sargassum* y *Zonaria* son representativos de las Feofitas, la mayoría son marinas. La principal distribución de las especies marinas es en la zona submareal e intermareal formando grandes prados, viven a una concentración 3.5% de sólidos solubles.

El género *Sargassum* es el componente más notable de la ficoflora de aguas tropicales y subtropicales, estos organismos dominan en número y biomasa sobre otras algas a lo largo del Pacífico y Golfo de California, son plantas con un alto grado de variabilidad morfológica; la mayoría son de forma aplanada y están

ramificadas dicotómicamente, con base rizoidal perenne, presencia de estipe, ramas laterales, filidios y vesícula de aire; también presentan una capa epidérmica con una corteza fotosintética externa, corteza de almacenamiento interna y medula conductora central (Dawes, 1981).

Las especies del género *Zonaria*, son plantas de talo pequeño a grande, flácido originalmente redondeado, bifurcado en forma de espátula o cuña. Lóbulos con bandas de vellosidades concéntricas evidentes, textura generalmente firme unidos por rizoides desarrollados en la parte baja de la cara del filidio el cual puede ser erecto unido por una fase alta irregular. El margen apical de los bordes crece en hilera marginal de células iniciales, produciendo capas medulares y corticales, no calcificadas; los soros en su madurez son superficiales, con paráfisis en los soros tetrasporangiales (Taylor, 1945).

## 2.2.- Uso de las algas como alimento

Las algas también son aprovechadas como aditivo en la alimentación, en donde se utiliza principalmente como fuente de fibra de buena calidad, por lo que existe diversas especies que son potencialmente útiles como alimento por su composición nutricional (Dawes, 1981; Robledo, 1990).

En este sentido se han realizado análisis químicos de especies como *Ulva fascista*, *Macrocystis pyrifera* y *Sargassum* Sp, *Macrocystis* (alga kelp) y *Spirulina*, entre otras para conocer el contenido de proteína cruda, extracto etéreo, cenizas, fibras así como de calcio y fósforo (Pérez, y cols, 1983; Martínez, 1993; Gojon, y cols, 1998).

### **2.3.- Las algas en el campo de la industria**

Las algas pardas tienen importancia industrial como fuente de ficocoloides, específicamente los alginatos debido a sus propiedades funcionales son utilizados como espesantes en salsas, jarabes, mermeladas, helados y natillas al mejorar la viscosidad; como gelificantes para dar consistencia y buena presencia a flanes, pays, gelatinas, helados y pasteles para una buena adherencia a las cubiertas glaseadas; también se utilizan como estabilizantes y emulsificantes, para controlar la espuma en la cerveza y mantener en suspensión los sólidos en refrescos, yogures, salsas, cremas y jugos de frutas.(Pelegrin, 1998).

Una de las principales explotaciones comercial de las algas es por su alto contenido de fibras dietéticas; las cuales son polisacáridos complejos que se encuentran en las paredes celulares y son resistentes a la hidrólisis enzimática de los humanos. Este tipo de fibra previene el cáncer de colon y disminuye la obesidad, enfermedades cardiovasculares y diabetes.

Las principales fuente de fibras dietéticas son los vegetales terrestres como las semillas de leguminosas, cereales integrales, verduras y frutas, asimismo en trabajos realizados en algas marinas se han reportado altos contenidos de fibras dietéticas (Pelegrín, 1998 ).

Con base en el alto contenido de fibra y bajo nivel calórico de las algas, los franceses están introduciendo en el mercado Europeo estas plantas como comida saludable y dietética, creando diversas recetas culinarias que las adaptan a los sabores fuertes del mar en la dieta occidental (Róbledo, 1990).



## 2.4.- Importancia de la fibra como uso alimenticio

La fibra alimentaria o dietaria es la parte de los alimentos de origen vegetal que no se digiere ni se absorbe, está formada por distintas sustancias, principalmente polisacáridos y son constituyentes importantes de las paredes celulares (Van Soest, 1994).

Los principales componentes de las fibras vegetales, son los siguientes:

### 2.4.1 Celulosa

Es el carbohidrato más abundante en el mundo ya que se encuentra de un 20 a 40 % de materia seca en todos los vegetales, es un homopolisacárido (un solo tipo de monómero) rígido, insoluble, que contiene desde varios cientos hasta miles de unidades de glucosa. Es el compuesto estructural de mayor porción de las paredes celulares y la principal sustancia fibrosa que forma parte de los tejidos de sostén. La estructura química de la celulosa está formada por uniones de moléculas de glucosa adheridas con la lignina, entre más lignificada este el compuesto menor será su digestibilidad. El hombre no puede utilizar a la celulosa como fuente de energía, ya que no posee la enzima (celulaza) necesaria para romper los enlaces  $\beta$ -1,4-glucosídicos, sin embargo, es importante incluirla en la dieta humana (como fibra dietética) porque al mezclarse con las heces, facilita la digestión y defecación. En el intestino de los rumiantes y de termitas, existen microorganismos, que poseen la celulaza, la cual al romper los enlaces, queda disponible la glucosa como fuente de energía (Figura 1) (Van Soest, 1994).

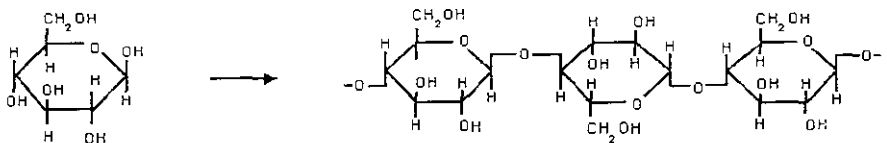


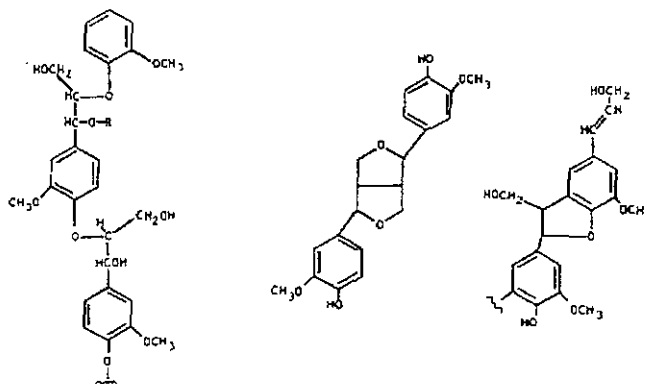
Figura 1. Estructura de la celulosa

#### **2.4.2. Hemicelulosa**

Es un heteropolisacárido (compuesto de varios tipo de monómero) ramificado, capaz de unirse a otras moléculas para formar una pared rígida que protege a la célula. Es un polisacárido insoluble en agua, pero soluble en ácidos o álcalis y se encuentra asociado con la lignina más que ningún otro polisacárido. Su digestibilidad esta directamente relacionada con la celulosa e inversamente relacionada con la lignina, este carbohidrato es más digerible que la celulosa por los monogástricos incluyendo al hombre, ya que presenta una capacidad de absorción bastante considerable, es lo que se conoce como fibra soluble, al hidratarse tiene la capacidad de aumentar el bolo que ayuda a realizar la defecación más fácilmente (Van Soest, 1994).

#### **2.4.3.- Lignina**

Es el polímero natural más complejo en relación a su estructura y heterogenicidad, es una molécula con un elevado peso molecular, que resulta de la unión de varios ácidos y alcoholes fenilpropílicos (cumarílico, coniferílico y sinapílico), (Figura 2) por esta razón no es posible describir una estructura definida de la lignina; sin embargo, se han propuesto numerosos modelos que representan una "aproximación" de dicha estructura. Después de los polisacáridos, la lignina es el polímero orgánico más abundante en el mundo vegetal. Es la única fibra no polisacárido que se conoce, son polímeros insolubles en ácidos y en álcalis fuertes, que no se digieren ni se absorben y tampoco son atacados por la microflora del colon. Pueden ligarse a los ácidos biliares y otros compuestos orgánicos (por ejemplo, colesterol), retrasando o disminuyendo la absorción en el intestino delgado de dichos componentes. Se ha comprobado que es el principal factor limitante de la digestibilidad de los alimentos de origen vegetal; el grado de lignificación aumenta de manera significativa en la pared celular conforme aumenta la maduración de la planta (Van Soest, 1994).



**Figura 2. Estructura de la lignina**

### 2.5.- Propiedades de las fibras

La fibra dietaria o alimentaria se considera un nutriente poco útil en la alimentación ya que se elimina por las heces casi intacta, sin embargo se ha demostrado que existe una relación entre el bajo consumo de fibra y la aparición de enfermedades crónicas degenerativas.

Las principales propiedades de las fibras se resumen en los siguientes puntos:

1. Alta capacidad de absorber agua: las fibras pueden ser solubles o insolubles en agua al ser solubles forman geles pero al ser insolubles se hinchan, absorbiendo agua, lo que aumenta el volumen del bolo alimenticio, esto implica una sensación de saciedad y por lo tanto se previene la obesidad.

2. Capacidad de retener agua: esto estimula los movimientos peristálticos evitando con esto el estreñimiento, asociados con hemorroides y enfermedades del colon.

3. Aumenta la velocidad de tránsito intestinal, previniendo con esto el cáncer de colon, ya que las sustancias nocivas que se ingieren con los alimentos o que se forman en nuestro interior están menos tiempo en contacto con la mucosa intestinal.

4. Propiedad hipocolesterolémica, la fibra baja los niveles de colesterol al absorberlo y expulsarlo a través de las heces, lo que estimula que el hígado fabrique más sales biliares utilizando el colesterol sanguíneo, con una disminución de éste.

5. Propiedad hipoglucémica, el consumo de fibra estimula la disminución de glucosa en torrente sanguíneo, por lo que es de enorme beneficio para las personas diabéticas (Van Soest, 1994).

## **2.6.- Métodos para la determinación de fibras**

Para conocer la calidad y composición de las fibras en los alimentos, se han desarrollado diversos métodos, entre los más usados son los siguientes:

1. Fibra Detergente Ácida (FDA), método previo para la determinación de lignina y celulosa ya que la FDA está formada por el complejo ligno-celulósico de las plantas. Además, contiene una pequeña cantidad de proteína que queda unida a la fibra y a los minerales insolubles como el sílice (Van Soest, 1994).

2. Fibra Detergente Neutro (FDN), es la parte analítica de la fibra que sirve para la determinación de los constituyentes de la pared celular, es un método rápido que permite separar la fracción fibrosa de la fracción soluble incluyendo a la celulosa, hemicelulosa y lignina como principales componentes.

## **2.7 Minerales**

El Fósforo y Calcio se encuentran en equilibrio en el organismo, la abundancia o carencia de algunos de éstos afectan la capacidad de ser absorbidos. Se ha comprobado que la ingestión frecuente de antiácidos genera una falta de este macrominerales en el organismo (Van Soest, 1994).

### **2.7.1- Fósforo**

Este mineral interviene en la formación y el mantenimiento de los huesos, el desarrollo de los dientes, la secreción normal de la leche materna, la formación de los tejidos musculares y el metabolismo celular, por lo tanto su presencia en los alimentos es fundamental (Van Soest, 1994).

### **2.7.2.-Calcio**

Este elemento participa en la coagulación sanguínea, en la correcta permeabilidad de las membranas y es fundamental como regulador nervioso y neuromuscular, modulando la contracción muscular (incluida la frecuencia cardíaca), la absorción y secreción intestinal, así como la liberación de hormonas (Van Soest, 1994).

### 3.- JUSTIFICACIÓN

Debido al alto contenido de nutrientes que poseen las algas y en especial de fibra de buena calidad, actualmente se le esta dando un amplio uso a estas especies marinas con el propósito de elaborar alimentos que sean benéficos a la salud.

En México, a pesar de existir una gran diversidad de estos organismos marinos, distribuidos en prácticamente todas las zonas costeras del país, pocos estudios químico-nutricionales se han realizado para conocer el potencial alimentario de las diversas especies y aprovechar estos recursos naturales, e incorporarlos a la alimentación del humano o de sus animales domésticos.

Por lo anterior es de gran importancia encaminar los estudios en aspectos tales como la taxonomía, la fisiología, análisis físico-químicos de las distintas especies de algas que crecen en México como un recurso biótico.

### 4.- HIPOTESIS

Existen diversas especies de algas con un alto valor nutritivo, por lo tanto el conocer la composición química-nutricional de las especies *Sargassum* y *Zonaria* que crecen en México demostrara la factibilidad para utilizarlas como un complemento alimenticio.

## 5.- OBJETIVOS

- 1.- Realizar un análisis químico proximal de *Sargassum liebmanii*, *S. Howelii*, *S. sinicola* y *Zonaria farlowii*.
- 2.- Cuantificar el contenido de calcio y fósforo de las especies mencionadas.
- 3.- Determinar las fracciones de FDN y FDA de estas especies de algas, así como lignina celulosa y hemicelulosa.

## 6.- MATERIALES Y METODOS

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de Biotecnología del Departamento de Botánica y Zoología y en el laboratorio de Bromatología del Departamento de Producción Animal, del CUCBA de la U de G.

Las especies estudiadas fueron recolectadas e identificadas utilizando las claves taxonómicas de (Yale,1954; Dawes, 1981; González, y cols, 1995; Van den Hoek, 1995; Hernández, y cols, 1999) la identificación se llevo a cabo por especialistas del laboratorio de Ficología Instituto de Botánica de la Universidad de Guadalajara (IBUG ) en el Cuadro 1 se puede observar las localidades y fechas de las especies colectadas para su determinación( Anexo 1).

Cuadro 1. Nombre, localidad y fecha de colecta utilizados en la determinación.

Especie	Localidad	Fecha de colecta
<i>Sargassum liebmanii</i> J. Agardh	Tenacatita, Jal.	Julio de 1997
<i>S. howellii</i> Setchell	Chamela, Jal.	Julio de 1997
<i>S. sinicola</i> Setchell & Gardner	Celestum, Yucatán.	Abril del 2003
<i>Zonaria farlowii</i> Setchell & Gardner	Nayarit, Jal.	Abril del 2004



### **6.1.- Preparación de muestras.**

Una vez identificadas, una parte de se deshidrataron a 50 °C durante 48 horas en una estufa de aire forzado, se pulverizarse en un molino de cuchillas, con criba de 0.5 mm de diámetro para practicarles los siguientes análisis:

### **6.2.- Análisis proximal**

Se tomaron fracciones de la muestra por triplicado para realizar un análisis proximal, de acuerdo a las técnicas descritas por la AOAC (1990). Mediante las cuales se determino: Humedad, Cenizas, Extracto etéreo, Proteína cruda, Fósforo y Calcio.

#### **6.2.1.- Determinación de humedad**

Equipo y Material: Horno o estufa, cajas de aluminio, pinzas, desecador, balanza analítica.

#### **Procedimiento:**

1. Se seco una caja de aluminio a 105°C en la estufa durante una hora hasta obtener el peso constante de las cajas.
2. Pese la caja de aluminio y agregar 1 g. de muestra (peso inicial).
3. Deshidrate las muestras a una temperatura de 100°C durante 18 horas.

4. Pese la caja + el residuo de muestra (peso final).

Calcular:

$$\% \text{ Materia Seca} = \frac{(\text{peso inicial} - \text{peso final})}{(\text{gramos de muestra})} \times 100$$

#### 6.2.2.- Determinación de cenizas

**Equipo y Material:** Mufla, balanza analítica, crisoles, desecador.

**Procedimiento:**

1.- En un crisol a peso constante se peso 2g de muestra deshidratada (peso inicial), y se calcino en la mufla a 550-600° C durante 3- 5 horas

2.- Se peso crisol + residuo de muestra (peso final). Calcular:

$$\% \text{ CENIZAS} = \frac{(\text{peso inicial} - \text{peso final})}{(\text{gramos de muestra})} \times 100$$

#### 6.2.3.- Determinación de grasa cruda

**Equipo y Material:** Aparato Soxhlet, balanza analítica, estufa, desecador, éter etílico anhidro, éter de petróleo o hexano, papel filtro de poro mediano, Matraz bola.

**BIBLIOTECA CUCBA**

**Procedimiento:**

1. Se peso en un papel filtro 2g de muestra
2. Se peso un matraz previamente deshidratado y enfriando para obtener peso constante (peso inicial).
3. Se coloco en extracción con éter de petróleo la muestra hasta 6-8 hrs.
4. Se Seco el residuo en una estufa a 100° C durante 30 minutos y se peso (peso final).

**Calcular:**

$$\% \text{EXTRACTO ETereo} = \frac{\text{peso final} - \text{peso inicial}}{\text{gramos de muestra}} \times 100$$

**6.2.4.- Determinación de proteína cruda**

Equipo y Material: Digestor Kjeldahl, matraz Kjeldahl de 800ml, matraz Erlenmeyer de 500ml, probeta 100ml, bureta.

Reactivos: Sulfato de sodio, Sulfato de cobre, Ácido sulfúrico, Ácido bórico 4%, Indicador para proteína, Hidróxido de sodio 33%, Ácido clorhídrico 0.1N.

**Procedimiento:**

**a) Digestión**

1. Se Peso 1g. de muestra y se paso al matraz Kjeldahl de 800ml.
2. Se añadió los catalizadores sulfato de sodio y 0.5g de sulfato de cobre como catalizadores.

3. Se añadió 30ml de ácido sulfúrico concentrado.
4. Se calentó en el digestor, primeramente a una temperatura moderada hasta que no hubo espuma y después se mantuvo en ebullición hasta que la solución se clarificó de un color verde azulado.

**b) Destilación:**

1. Se colocó 50ml de ácido bórico al 4% en un matraz Erlenmeyer de boca ancha de 500ml.
2. Se añadió 3 gotas de indicador para proteína
3. Se colocó el matraz en la parte baja del destilador, asegurándose de que la punta del condensador se encuentre bajo la superficie del líquido.
4. Se dejó enfriar y se agregó 200ml, de agua destilada, y se añadió de 4-5 granadillas de zinc.
5. Se añadió 100ml de hidróxido de sodio al 33% resbalándose por las paredes para que se formen dos capas.
6. Se conectó al destilador, se mezcló el contenido del matraz Kjeldahl mediante agitación rotatoria y se calentó hasta que todo el amoníaco hubo sido destilado (150ml de destilado son generalmente suficientes).
7. Se hizo una prueba en blanco con todos los reactivos y el papel pero sin muestra por lo menos una vez al día y cuando se cambien reactivos.

**c) Titulación:**

1.-Se titulo con una solución 0.1 N de Ácido clorhídrico, el contenido del matraz Erlenmeyer hasta el cambio de color del indicador. Se anoto el volumen de ácido necesario para neutralizar el amoniaco.

Calcular:

$$\% \text{ DE NITROGENO} = \frac{\text{ml de Hcl gastados} \times \text{normalidad} \times \text{meq}}{\text{peso muestra}} \times 100$$

Proteina cruda = % de Nitrógeno x 6.25(Factor de conversión).

#### **6.2.5.- Determinación de fósforo:**

Equipo y Material: Espectrofotómetro, mufla, matraz Erlenmeyer de 250ml, matraz Volumétrico de 250ml, parrilla eléctrica, papel filtro Walthman del No. 5 .

Reactivos: Mezcla de ácidos, Cloruro de bario, reactivo de Molibdato de amonio, Solución de Hidróxido de Sodio 0.1N, Indicador de fenoltaleina, Ácido Clorhídrico 0.1 N

#### **Procedimiento**

1. Se calcino en una mufla un gramo de muestra y se dejo enfriar.
2. Se paso la muestra calcinada a un matraz Erlenmayer de 250ml, y se agrego 15ml de mezcal de ácidos y se calentó suavemente en campana hasta que elimino todos los vapores nitrosos, y se dejo enfriar.
3. Se diluyo el contenido del matraz con 40ml de agua destilada caliente, y se dejo hervir durante dos minutos.

4. Se filtro en papel No. 580 sobre un matraz volumétrico de 250 ml.
5. Se agrego unos cristales de cloruro de bario con el objeto de detectar la presencia de ión sulfato.
6. Si hay sulfatos se elimina agregando 3g de cloruro de bario, agitándose después vigorosamente. Se afora con agua destilada y se dejo en reposo hasta la separación completa del precipitado.
7. Se tomo una alícuota de 25 ml en un vaso de precipitado 0.1g de muestra, y se diluyo con 25ml de agua destilada.
8. Calenté a ebullición y deje enfriar entre 50 y 60°C , agregue 50 ml de reactivo de molibdato de amonio de 10 en 10ml. Se agita fuertemente después de cada adición. Y se dejara enfriar hasta obtener un precipitado de color amarillo brillante.
9. Se filtro utilizando succión.
10. Lave el precipitado con agua destilada hasta ausencia de ácidos en el filtrado.
11. Pase el filtro y precipitado a un matraz Erlenmayer y lave perfectamente el embudo con agua destilada.
12. Agregue al matraz 50 ml. Hidróxido de sodio 0.1 N y unas gotas de indicador de fenolftaleina.
13. Se agito fuertemente para disolver el precipitado. Y se Agrego de 50 a 100ml de agua destilada y se mezclo. Nota si es necesario agregar más

hidróxido de sodio 0.1 N, hasta obtener una solución de color rojo-violeta.

14. Titule con ácido clorhídrico 0.1 N, hasta que vire en rojo violeta a incoloro.

**Cálculo:**

$$\% P_2O_5 = \frac{(\text{ml. de NaOH} \times N - \text{ml HCl} \times N) \times 0.00308 \times 100}{0.1}$$

#### **6.2.6.- Determinación de calcio:**

**Equipo y Material:** Parrilla eléctrica o mechero buchner, pipetas de 5 y 10ml, matraz volumétrico de 100ml, vasos de precipitación de 50ml, bureta para titulación, papel filtro Walthman No.3,4 y 5.

**Reactivos:** Ácido nítrico concentrado, ácido sulfúrico concentrado, solución de ácido clorhídrico en agua (1+3), solución de  $NH_4$  en agua (1+1), solución diluida de oxalato de amonio en agua (1+50), solución acuosa de oxalato de amonio,  $(NH_4)_2$ , AL 4.2%, solución 0.10 N de  $KMnO_4$ , indicador de rojo de metilo al 0.5% en etanol.

#### **Procedimiento**

##### **Preparación de la muestra**

- 1.-Pese con exactitud aproximadamente 2.5g de muestra en crisol de porcelana o sílice y calcine a 600°C durante 2 horas (el residuo de la determinación de cenizas

puede usarse para esta determinación). Añadí 40ml de ácido clorhídrico (1+3) y unas gotas de amoniaco, calenté a ebullición, y transferí a un matraz volumétrico de 100ml, y se deja enfriar, aforar con agua y homogenizar.

### **Determinación:**

1.-Transferí 50ml de la solución de la muestra a un vaso de precipitado de 250ml, añadido 2 gotas de rojo de metilo y oxalato de amonio (1+1) gota a gota hasta que alcance un pH de 5.6 indicador por un color café- naranja, añadido entonces 2 o 3 gotas de ácido clorhídrico (1+3) a modo de que el indicador vire al rosa (pH 2.5-3.0).

2.-Se diluyo aproximadamente a 150ml, calenté a ebullición y añadido lentamente y con agitación constante 10ml de solución de oxalato de amonio. Si el indicador vira al naranja o amarillio añadido ácido clorhídrico (1+3) hasta obtener el color rosado.

3.-Deje reposar durante la noche o 1-2 horas en baño maría a modo que sedimente el precipitado de oxalato de calcio.

4.- Se filtro el precipitado a través de papel filtro retentivo, asbestos o filtro de vidrio poroso y lave el precipitado repetidamente con oxalato de amonio (1+50).

5.-Coloque el papel o crisol con el precipitado con el vaso original y añadido una mezcla de 125ml de agua y 5ml de ácido sulfúrico.

6.- Se Calentó a unos 70°C y titule con la solución de  $\text{KMnO}_4$  hasta alcanzar un color rosado.



7.-La presencia de papel puede decolorar la solución en unos cuantos segundos.

Corregir por determinación en blanco y calcular el % de Calcio.

$$\text{Calcular: } \%Ca = \frac{\text{mlKMnO}_4 \times N \text{ de KMnO}_4 \times \text{meq Ca}}{\text{g de muestra}} \times 100$$

### **6.3.- Fibra detergente ácida (FDA), Fibra detergente neutra (FDN) y sus componentes**

Fibra detergente ácida (FDA) y Fibra detergente neutra (FDN), se realizo según la técnica de Van S. (1973) como sigue:

#### **6.3.1.- Fibra detergente ácida (FDA)**

Esta técnica se basa en la disolución con un detergente en medio ácido de las proteínas, grasas, pigmentos y demás compuestos que no sean lignocelulosa. Es un método semi-cuantitativo que determina las cantidades de fibra soluble en ácido y lignina en alimentos utilizando ácido sulfúrico y calor, el método tiene un limitante de detención del 0.1% del porcentaje de FDA (en base seca) y generalmente tiene una reproducibilidad del 8%. El total de nutrientes digeribles (TND) se calcula basado en los valores de FDA.

### **Fibra detergente ácida (FDA)**

1.-Pese una bolsa de papel filtro, en una balanza analítica y registre el peso de la bolsa vacía y se taro, agregando dentro de la bolsa 0.5g de muestra previamente desgrasada y registre el peso de la muestra.

2.- Selle la bolsa (ANKOM), y se distribuyo la muestra uniformemente con movimiento de zig-zag.

3.- Coloque las muestras en el suspensor de bolsas, acomodando las canastas en el poste central e introduciendo el suspensor dentro de la cámara, colocando la pesa sobre la última canasta para mantener sumergido el suspensor.

4.- Agregue 2000ml de la solución ácido detergente, activando el cronometro por 70 minutos, preniendo agitación y calor, después de que se confirma que el suspensor de bolsas este agitando, selle la tapadera del digestor, la temperatura se controla automáticamente.

**Calcular:**       $\% \text{ FDA} = \frac{D - C \times 100}{B}$

A= Peso de la bolsa vacía

B= Peso de la muestra

C= (factor de corrección para las bolsas 0.992) x (A)

D= Bolsa + residuo seco.

### **6.3.2.- Fibra detergente neutra (FDN)**

Es un método semi-cuantitativo que determina las cantidades de material fibroso soluble neutro y lignina en los alimentos usando detergente y calor. Se fundamenta en la acción de un detergente sobre la muestra que al final deja todos los componentes de la pared celular, incluso la hemicelulosa. El método tienen un límite de detención de 0.1% del porcentaje de FDN (en Base seca) y con una reproducibilidad de 8%.

1.- Pese una bolsa de papel filtro, y registre el peso y agregue dentro de la bolsa aproximadamente 1g de muestra previamente desgrasada y registre el peso de la muestra.

2.- Selle la bolsa (ANKOM), y se distribuyo la muestra uniformemente con movimiento de zig-zag.

3.- Coloque las muestras en el suspensor de bolsas, acomodando las canastas en el poste central e introduciendo el suspensor dentro de la cámara, colocando la pesa sobre la última canasta para mantener sumergido el suspensor.

4.- Agregue 2000ml de una solución de ácido sulfúrico 0.255 N, y active el cronometro por 45 minutos, y prenda agitación y calor, después de confirmar que el suspensor de bolsas esta agitando, sellando la tapadera del digestor, la temperatura se controla automáticamente.

5.- Después de que la solución haya sido drenada, cerré la válvula de escape y abrir la tapadera, y agregue 2000ml de agua destilada caliente (90 a 100°C ) y prenda la agitación, dejándose el botón de calor apagado, sin cerrar la tapa,

enjuagándose las bolsas por 3 minutos, se repite el paso del enjuague de agua caliente una vez más, realizándole un 3er enjuague con 2000ml de agua fría, drenando el agua en cada enjuague.

6.- Agregue 2000ml de una solución de sosa 0.313 N, activando el cronometro por 45 minutos, preñdiendo agitación y calor, después de confirmar que el susensor de bolsas esta agitando, selle la tapadera del digestor, la temperatura se controla automáticamente.

7.- Extendí las bolsas sobre una charola de papel de aluminio y se dejo secar en la campana de extracción, cuando ya no se perciba el olor a acetona terminar el secado en el horno a 120°C por 1 hora.

8.- Coloque las bolsas en el desecador aproximadamente por 30 minutos.

9.- Coloque las bolsas en crisoles de porcelanas y se pesa, luego se registrar el peso.

10.- Calcine las muestras por 1 hora a 550°C en una mufla.

11.- Retire los crisoles de la mufla y deje enfriar a temperatura ambiente, colocando los crisoles en el desecador aproximadamente por 30 minutos, sacarlos y pesarlos, registrar el peso.

**Calcular:**  $\% \text{FDN} = \frac{D - C \times 100}{B}$

A= Peso de la bolsa vacía

B= Peso de la muestra

C= (factor de corrección para las bolsas 0.992) x (A)

D= Bolsa + residuo seco.

### **3.3.- Lignina**

#### **Lignina**

De las bolsas secas de la determinación de Fibra detergente ácida continuar.

Colocar las bolsas secas en un vaso de precipitado de 3 litros agregando aproximadamente 250ml de ácido sulfúrico al 72% hasta cubrir las bolsas.

1.- Coloque un vaso de precipitado de 2 litros dentro del vaso de 3 litros que contiene las bolsas. Manteniendo las bolsas sumergidas.

2.- Agite las bolsas cada 30 minutos.

3.- Después de 3 horas retire el ácido de las bolsas y enjuague con agua caliente (90-100°C ). Repita el enjuague hasta que el pH este neutro (medir el pH con tiras reactivas indicadoras).

4.- Enjuague con 250ml de acetona por 3 minutos para remover el agua, deje que la acetona se evapore totalmente.

5.- Seque por completo las bolsas en horno por 4 horas a 105° C posteriormente pase las bolsas a un desecador a enfriar a temperatura ambiente.

6.- Pese la bolsa más crisol en balanza.

7.- Incinere a 550° C por 1 hora en mufla, después de este tiempo pase el crisol a un desecador a enfriar.

8.- Pese el crisol más residuo y anote el peso para determinar.

**Calcular:**

$$\% \text{ Lignina Acido Detergente} = \frac{E-F-C(\text{ADF})}{B} \times 100$$

E= Crisol + (z) seco

F= Crisol + (z) calcinada

C= (ADF)= Bolsa x 0.992

B= (ADF)= gr. De muestra

Z= Bolsa más residuo proveniente de la determinación de ADF

**6.3.4.- Celulosa**

El contenido de celulosa se calculó por diferencia

Fibra detergente ácida — Lignina

**6.3.5.- Hemicelulosa**

El contenido de hemicelulosa se calculó por diferencia

Fibra detergente neutra — Fibra detergente ácida

## 7.- RESULTADOS

En el cuadro 2 se indican los valores promedio de la composición química proximal de las cuatro especies de algas, donde se observa que el *Sargassum howellii* presentó los mayores porcentajes de cenizas, proteína cruda y extracto etéreo con 30.99, 8.72 y 0.49 g/100g de muestra así como de fósforo (23.0) y calcio (3.02) mg/g de muestra respectivamente. En cambio en *S. sinicola* se encontraron los menores porcentajes de cenizas, proteína cruda y extracto etéreo con 25.39, 4.19 y 0.09 g/100g de muestra y no se encontró fósforo (Figuras 3 y 4).

**Cuadro 2.** Composición químico proximal y contenido de calcio y fósforo de cuatro especies de algas de México.

Especie	Humedad (g/100g)	Cenizas (g/100g)	Proteína Cruda (g/100g)	Extracto Etéreo (g/100g)	Fósforo (g/100g)	Calcio (g/100g)
<i>Sargassum liebmanii</i>	10.08	30.76	5.95	0.30	0	2.35
<i>S. howellii</i>	11.03	30.99	8.72	0.49	23	3.02
<i>S. sinicola</i>	11.25	25.39	4.19	0.09	0	2.14
<i>Zonaria farlowii</i>	9.71	27.82	7.97	0.11	14	1.90

Valores promedio base seca

En el cuadro 3. Se puede observar que *Sargassum liebmanii* tiene mayor contenido de Lignina y Hemicelulosa con 39.54, 36.07 (g/100 g) respectivamente, sin embargo el menor nivel de FDA(fibra detergente ácida) se determino en esta especie con 32.09 (g/100g).

Asimismo *S. howelii* presentó los mayores porcentajes de FDA y celulosa con 49.55 y 17.46 (g/100 g), respectivamente, y el menor contenido en FDN y Hemicelulosa con 59.18 y 9.63 g/100g.

Igualmente *S. sinicola* contiene el menor porcentaje en Celulosa con 5.6 g/100g.

También *Zonaria farlowii* reveló el mayor nivel de FDN con 68.70 (g/100g)

Figura 5.

**Cuadro 3.** Contenido de fracciones de fibras (g/100g de muestra) de cuatro especies de algas de México.

Especie	FDN	FDA	Lignina	Celulosa	Hemicelulosa
<i>Sargassum liebmanii</i>	68.16	32.09	39.54	7.45	36.07
<i>S. howelii</i>	59.18	49.55	32.09	17.46	9.63
<i>S. sinicola</i>	60.5	35.47	29.87	5.6	25.03
<i>Zonaria farlowii</i>	68.70	34.94	28.27	6.67	28.76



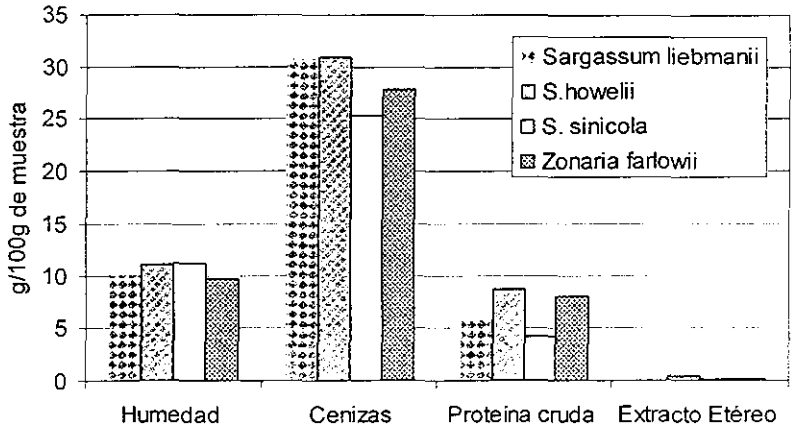


Figura 3. Composición química proximal de cuatro especies de algas.

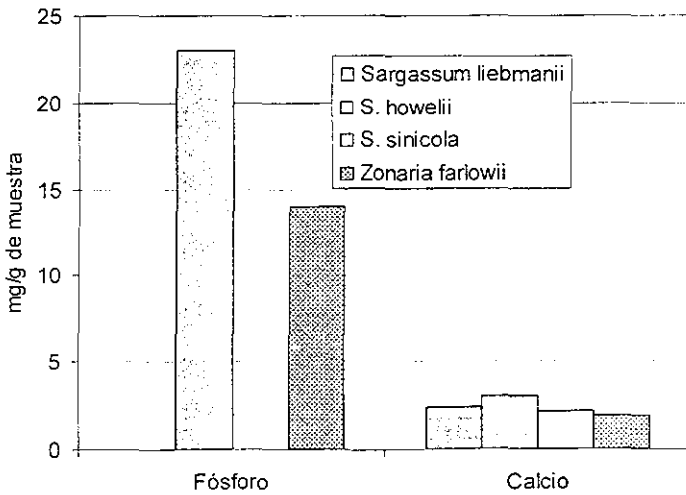


Figura 4. Contenido de Fósforo y Calcio de cuatro especies de algas.

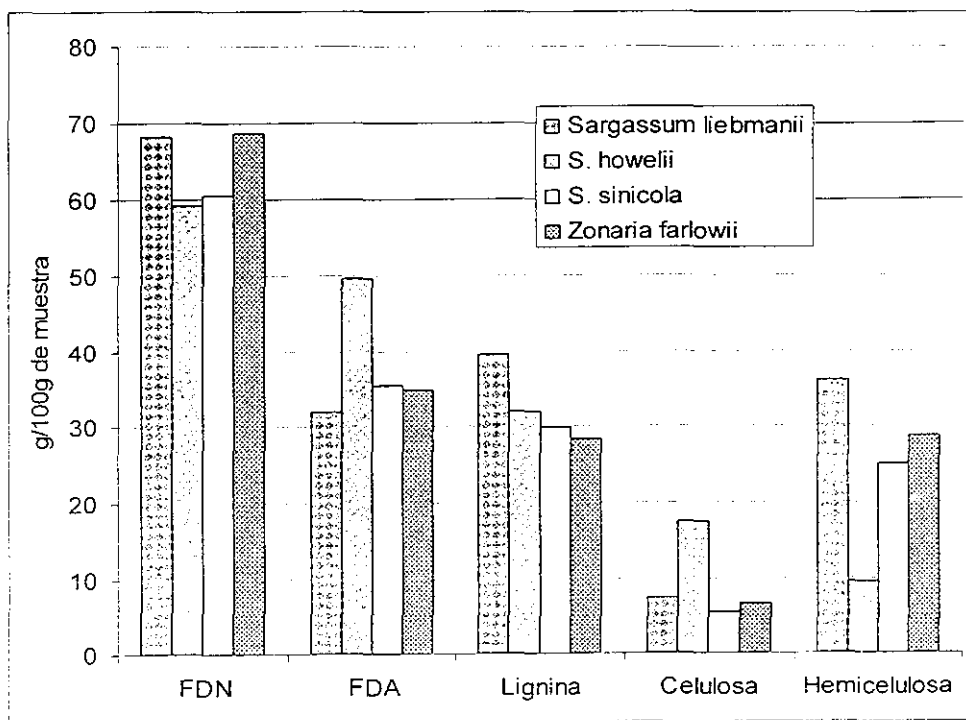


Figura 5- Contenido de fracciones de fibras en cuatro especies de algas

## 8.- DISCUSIÓN

Con base en los resultados obtenidos se observó que en las algas estudiadas, la determinación de los minerales con valores de 25.39 g/100 g (en *S. sinicola*), 27.82 g/100 g (en *Zonaria fallowii*), 30.76 g/100 g (en *S. liebmanii*) y 30.99 g/100 g (en *S. howellii*), son similares a los reportados en otras algas como *Macrocystis* sp. (kelp), la cual presenta contenidos del 29.5 g/100g, y superiores a los encontrados en *Spirulina* sp cuyo valor es de 2.35 g/100g (Martínez, 1993).

Asimismo es notorio el bajo porcentaje de extracto etéreo, sin embargo estos valores son similares a los de *Macrocystis* sp. (kelp) de 0.57 g/100g y a los reportados en *Ulva fasciata* con 0.31 g/100g (Pérez, y Cols, 1983; Rodríguez, 1990; Gojon, y Cols, 1998). En cuanto al contenido de proteína (el cual varío de 4.19 a 8.72 g/100 g), resultado inferior al de otras algas como *U. fasciata*, *Macrocystis* sp y *Spirulina* sp cuyos valores se reportaron de 21.91, 40.7 y 48.9 g/100 g respectivamente (Martínez, 1993).

En las especies estudiadas se observó en general un bajo nivel de calcio, ya que el valor más alto fue de *S. howellii* (de 3.02 mg/g de muestra), cantidad muy por debajo al reportado en otras Feofitas, como *Laminaria ochroleuca* y *Undaria pimatifida* (de 19.7 y 17.6 mg/g respectivamente). El fósforo en *S. howellii* también presentó el mayor valor de las especies estudiadas con 23.0, este contenido es similar al reportado en *Macrocystis pyrifera* 2 (de 10-20 mg/g de muestra) y

*Sargassum* sp (de 27.9 mg/g de muestra), pero menor al que presentan *Undaria pinnatifida* (de 37.6 mg/g de muestra), sin embargo el contenido de fósforo en *Sargassum howellii* es mayor a *Macrocystis pyrifera* 1 (de 2.58 mg/ g) (Cruz, y cols, 2000; Rodenas de la Rocha, y cols, 2002).

En relación a las fracciones de fibra analizadas (FDA, FDN, celulosa, hemicelulosa y lignina), no existen reportes en la literatura de estos compuestos en especies de algas ya que solo se menciona el contenido de fibra cruda.

Así tenemos que las FDN fueron mayores en las tres especies de algas estudiadas (con valores de 59.18 a 68.7 g/100g), comparado con leguminosas y gramíneas forrajeras como *Canavalia ensiformis* y *Zea mays* (42.85 y 57.1 g/100g, respectivamente).

El contenido de FDA en las macroalgas evaluadas (de 32.09 a 49.55 g/100g) resultó superior a *Canavalia ensiformis* (32.31 g/100g) y *Zea mays* (29.62g/100g).

De las especies en estudio la celulosa se encuentra en mayor proporción en *Sargassum howellii* (17.46 g/100g) y en *S. sinicola* (5.6 g/100g) fue el más bajo; estos valores son inferiores a los reportados en *Canavalia ensiformis* (26.03 g/100g) y *Zea mays* (26.12 g/100g) (Jiménez, y cols, 2005).

El contenido de hemicelulosa es mayor en *S. liebmani* (36.07 g/100g) que al de *Zea mays* (27.48 g/100g) y *Canavalia ensiformis* (10.54 g/100g) (Jiménez, y cols, 2005).

Finalmente la lignina fue un componente importante en las algas estudiadas ya que *S. liebmanii* presentó un valor de 39.54 g/100g y el menor fue para *Zonaria farlowii* (28.27 g/100g), niveles superiores a los reportados en *Canavalia ensiformis* (6.28 g/100g) y maíz (3.5 g/100g), esto podría representar una desventaja desde el punto de vista nutritivo, ya que la lignina forma complejos con nutrientes como la proteína y por consiguiente disminuye la digestibilidad de los alimentos, por lo que se recomienda podría incorporarse estas macroalgas en la alimentación de rumiantes, una vez que se rompan los enlaces de la lignina con otros nutrimentos (Jiménez, y cols, 2005; Martínez, 1993; Mora, y cols, 1986; Peña y Núñez, 2002; Sánchez, 2001; Viera y Ramis, 1995).

## 9.- CONCLUSIONES

1. El análisis químico proximal a las especies estudiadas reveló en general un bajo contenido de proteína y grasa, pero alto en minerales y cenizas.
- 2.- *Sargassum howellii* presenta la mayor aportación de Calcio y Fósforo con relación a los reportados por otros estudios.
- 3.- Las fracciones de fibra FDN y FDA fueron elevadas en las algas en estudio, en comparación a especies forrajeras.
- 4.- De los componentes de las paredes celulares, las algas estudiadas mostraron bajos niveles de celulosa y hemicelulosa, pero altos en lignina, lo que dificultaría la digestibilidad de otros nutrientes, especialmente la proteína.

## 10.- LITERATURA CITADA

A.O.A.C. 1990. Official Methods of Analysis. Association of official Analytical Chemists. Washington D.C.

Caballero J. 1984 Recursos comestibles potenciales. Seminario sobre la alimentación en México. Instituto de Geografía de México. México.

Cruz –Suárez L. E., Ricque- Marie D., Tapia- Salazar M., y Guajardo- Barbosa, C., 2000. Uso de harina de Kelp (*Macrocystis pyrifera*) en alimentos para camarón.

Cruz- Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia- Salazar, M, Olvera Novoa, M. A. y Civera- Cerecedo, R, 2000, Avances en Nutrición Acuícola. MEMORIAS DEL V Symposium Internacional de Nutrición Acuicola. 19-22 Noviembre, Mérida, Yucatán.

Dawes C. J.1981. Botánica Marina, Ed. Limusa, México, 673pp.

Dawson, E. Y. 1954. Marine Red Algae of Pacific Mexico. Par.2. Cryptonemiales. California Press. USA 399pp.

Gojon-Báez H.H, D. A. Siqueiros-Beltrones y H. Hernández-Contreras 1998. Digestibilidad ruminal y degradabilidad in situ de *Macrocystis pyrifera* y *Sargassum* spp. en ganado bovino. Ciencias Marinas 24(4):463-481pp.

González-G. J. 1992. Estudio Florístico Ecológico de Ambientes y Comunidades Algales del Litoral Rocoso del Pacífico Tropical Mexicano. México. D.F. Tesis Doctoral Facultad de Ciencias UNAM. 167pp.

González Z. J. A, I. Pacheco R. y J. G. González.1995 Guía FAO para la Identificación de Especies para Fines de la especie de Macroalgas. Ed. Comisión Europea, Agencia Noruega para el desarrollo internacional (NORAD). 82pp.

Hernández-Carmona G., M. M. Casas V., C. Fajardo L., I. Sánchez-Rodríguez y Lee R. E. 1999. Phycology, Ed. Cambridge University press. 614pp.

Jiménez, A. P., Harry C. R. y Sanin O. G. 2005. Rendimiento forrajero y calidad del ensilaje de *canavalia* en monocultivo y asociada con maíz. Acta agronómica 54(2). 8pp. Martínez L. L. M. 1993. Estudio Químico Bromatológico Comparativo entre Algas Kelp y *Spirulina* sp. Tesis. Facultad de Química U de G.

Mora, M.; Parra, R. y Escobar, A. 1986. *Canavalia ensiformis* su utilización en la alimentación en rumiantes, resultados preliminares. Rev Fac Agron. Venezuela. 7: 179-192pp.

Pelegrin F. Y. 1998. Algas en la alacena. Órgano de difusión del centro de Investigación y de Estudios Avanzados del I. P. N. 17: 339-346pp.

Peña, R. y Nuñez, H. 2002. Potencial forrajero de poblaciones de maíz y relación entre atributos agronómicos con la calidad. Universidad Tecnológica pecuaria de México: 45-67pp.

Pérez –Buriel J, A Caraballo y J. Millán 1983. Harinas de Algas Marinas, *Ulva Fasciata*, Follaje de Yuca, *Manihot sculenta* y Alfalfa en dietas para aves. Agronomía Tropical 28(3): 275-282pp.

Robledo R. D. 1990. Las Macroalgas Marinas un Recurso Desconocido. 12: No. 169.

Ródenas de la Rocha S., A. Ergueta Martínez, F.J. Sánchez Muñoz y M.T. Larrea Marin. 2002. Análisis elemental de algas por ICP-AES. Schironia 1: 10-16

Rodríguez-M. E. 1990. Evaluación de Sargassum spp. en la bahía de la paz, B.C.S. México. Inv. Mar. CICIMAR, 5: No.1 México, 11-16.

Sánchez, M. 2001 Manejo Especial del rumen del bovino para la optimización de ensilaje en la alimentación del ganado de carne y leche. Tibaitatá: CORPOICA. 92-104pp.

Taylor W. R. 1945. Pacific marine algae of the Allan Hancock expedition to the Galápagos Islands. 12: The University of Southern California Press. 528pp

Van den Hoek C., Mann D.G. y Jahns H.M., 1995. Algae an introduction to phycology. Cambridge University Press. 623pp.

Van Soest. P J. 1994. Nutritional ecology of the ruminant. Ed. Cornell University Press. 476pp.

Van S. P. J. 1973. Collaborative study of acid-detergent fiber and lignin. J. Assoc. Offic. Anal. Chem. 56:781.

Viera, J.; Ramis, C. 1995. Manejo agronómico y utilización de la Canavalia. Universidad Central de Venezuela. 185- 194pp.

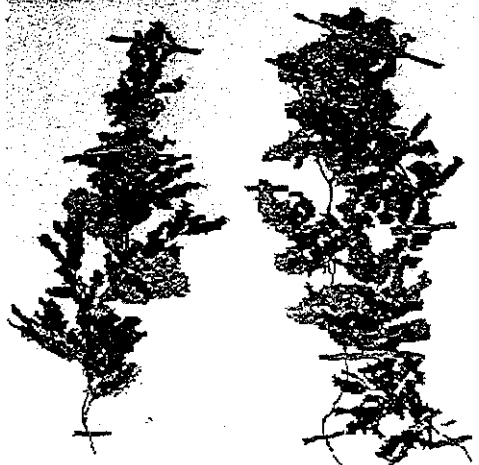


## 11.- ANEXOS

### Anexo 1 Especies en estudio, localidad y fecha de colecta.



*Sargassum liebmanii* J. Agardh. Tenacatita, Jalisco, Julio 1997, M. R. M. N.



*Sargassum howellii* Setchell. Chamela, Jalisco, Julio 1997, M.H.H.



*Sargassum sinicola* Setchell & Gardner. Celestun, Yucatán, Abril 2003, M. R. M. N.



*Zonaria farlowii* Setchell & Gardner. Nayarit, Jalisco, Abril 2004, M. R. M. N.