

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA  
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS E INGENIERÍA



**“Caracterización química y efecto bioestimulante de extractos de  
*Sargassum spp.* sobre la calidad de la baya de vid variedad  
*Cabernet sauvignon*”**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
QUÍMICO FARMACOBIOLOGO

PRESENTA

KARLA GARCÍA GONZÁLEZ

TIJUANA B.C.

DICIEMBRE 2023

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS E INGENIERÍA**  
COORDINACIÓN DE EXTENSIÓN Y VINCULACIÓN

**FOLIO No. 059**

Tijuana, Baja California, a 21 de noviembre de 2023

**C. KARLA GARCÍA GONZÁLEZ**

PASANTE DE QUÍMICO FARMACOBIOLOGO  
PRESENTE:

El tema de trabajo y/o tesis para su examen profesional, en la  
opción de   **Tesis**  

es propuesto, por el **Dr. Iván Córdova Guerrero** y la **Dra. Laura Janeth Díaz Rubio**, quienes serán los responsables de la calidad del trabajo que usted presente, referido al tema; **"Caracterización química y efecto bioestimulante de extractos de Sargassum spp. sobre la calidad de la baya de vid variedad Cabernet sauvignon"**, el cual deberá usted desarrollar, de acuerdo con el siguiente orden:

**RESUMEN**

- I. INTRODUCCIÓN
- II. HIPÓTESIS
- III. OBJETIVOS
- IV. ANTECEDENTES
- V. METODOLOGÍAS
- VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS
- VII. CONCLUSIONES
- VIII. BIBLIOGRAFÍA



Dr. Iván Córdova Guerrero  
**Director de Tesis**

Dra. Laura Janeth Díaz Rubio  
**Co- Directora de Tesis**

M.C. Roberto Alejandro Reyes Martínez  
**Director**

Dra. Ana Alejandra Ramírez Rodríguez  
**Subdirectora**

## AGRADECIMIENTOS

A mi familia por su apoyo incondicional en todas las etapas de mi vida. Especialmente por su esfuerzo de comprender mi carrera y lo que significa ser parte de ella; por impulsarme a siempre esforzarme, mejorar y dar el máximo en todo lo que me proponga. Mis logros pertenecen a ustedes tanto como a mí.

Al Dr. Iván Córdova y a la Dra. Laura Díaz por su apoyo y orientación durante el desarrollo de este proyecto. Por haberme dado la oportunidad de aprender de ellos y de su experiencia, además de sus consejos y asesoramiento. Por permitirme demostrar mis habilidades y conocimientos, así como ayudarme a mejorar y desarrollarme en mi formación académica.

Al laboratorio de Agroquímica y Productos Naturales y a mis compañeros de laboratorio, por abrirme las puertas y hacerme sentir bienvenida. Por esos ratos divertidos en el laboratorio, por sus sugerencias y apoyo en resolver dudas, además de su compañía y solidaridad.

A todas las personas que de una u otra forma se involucraron en mi proyecto. A aquellos que me dieron una palabra de aliento y me impulsaron a seguir adelante, que rieron y lloraron conmigo, así como los que soportaron mis caídas y hoy comparten mi éxito.

Mil gracias.

“La motivación nos impulsa a comenzar y el hábito nos permite continuar”

-Jim Ryun

## RESUMEN

A lo largo del último siglo, el progreso económico basado en los combustibles fósiles y en los productos químicos ha conducido a una extracción, consumo y desecho no sostenible de los recursos naturales. La FAO ha desarrollado un conjunto de principios y criterios para una bioeconomía sostenible, siendo estos una vía para transformar la alimentación y la agricultura actual. El presente estudio comprende la caracterización y evaluación de la acción bioestimulante de especies de algas pardas sobre la calidad de la baya de la uva Cabernet Sauvignon, para ello se realizó la caracterización química de las especies *Sargassum horneri* y *Sargassum muticum* empleando técnicas de caracterización para determinación de compuestos antioxidantes (polifenoles y flavonoides), carbono, nitrógeno y auxinas. Los extractos obtenidos de *S. horneri*, fueron aplicados foliarmente a diferentes concentraciones en los racimos de las vides durante la etapa fenológica de envero. El análisis del efecto bioestimulante se determinó con las variables de respuesta física de las bayas y de algunos parámetros químicos. Los resultados más relevantes indicaron que el tratamiento a dosis baja del alga *S. horneri*, mejoró la calidad física y química de la baya. Finalmente, en las conclusiones se hace una recapitulación de los resultados más importantes obtenidos en este trabajo.

## ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE FIGURAS .....	7
ÍNDICE DE TABLAS .....	9
ÍNDICE DE GRÁFICAS .....	10
ABREVIATURAS Y ACRÓNIMOS .....	11
INTRODUCCIÓN .....	12
HIPÓTESIS .....	15
OBJETIVO GENERAL .....	16
OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	16
ANTECEDENTES .....	17
• Macroalgas	
• Phylum <i>Ochrophyta</i>	
• Clase <i>Phaeophyceae</i>	
• Composición química de las algas marinas	
• <i>Sargassum spp.</i>	
• <i>Sargassum horneri</i>	
○ Distribución nativa	
○ Invasión	
○ Impactos a la biodiversidad	
○ Impactos económicos y sociales	
• <i>Sargassum muticum</i>	
○ Distribución nativa	
○ Invasión	
○ Impactos a la biodiversidad	
○ Impactos económicos y sociales	
• Las algas pardas y su acción bioestimulante.	
• Productos bioestimulantes	
• <i>Vitis vinifera L.</i>	

- Ciclo fenológico de la vid
  - Etapa de formación de las bayas
  - Envero
  - Etapa de maduración de las bayas
- Polifenoles de la vid
- Azúcares en la vid
- Acidez en la vid
- Cabernet Sauvignon
- Importancia del vino en México

## **MATERIALES Y MÉTODOS ..... 33**

- Recolección de las algas marinas
- Procesamiento de las algas
- Caracterización de extractos
  - Polifenoles totales el método de Folin-Ciocalteu
  - Flavonoides totales por el método colorimétrico de cloruro de aluminio
  - Determinación de nitrógeno por el método de Kjeldahl / Reactivo de Nessler
  - Determinación de carbono por el método de Walkley & Black
    - Método colorimétrico
    - Método volumétrico
  - Determinación de auxinas por el método de Salkowski
    - Preparación de reactivo de Salkowski
- Evaluación bioestimulante de extractos de *S. horneri*
  - Generación de extracto de *S. horneri*
  - Preparación de tratamientos
  - Aplicación de los tratamientos en el viñedo
  - Evaluación del efecto bioestimulante
    - Evaluación física
      - Preso fresco del racimo y la baya

- Diámetro de la baya
- Peso y grosor del raquis
- Porcentaje de humedad
- Evaluación química
  - Fenoles totales
  - Grados Brix
  - Sólidos solubles totales (SST) y pH

**DISCUSIÓN DE RESULTADOS ..... 49**

- Caracterización de extractos
  - Polifenoles y flavonoides totales
  - Determinación de nitrógeno
  - Determinación de carbono
  - Determinación de auxinas
- Evaluación bioestimulante de extractos de *S. horneri*
  - Evaluación física
    - Evaluación de las bayas
    - Evaluación del raquis y racimo fresco
  - Evaluación química
    - Determinación de fenoles totales
    - Grados Brix y sólidos solubles totales
    - pH

**CONCLUSIONES ..... 57**

**REFERENCIAS ..... 58**

**APÉNDICES ..... 65**

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales entidades productoras de variedades de uva para vino .....	13
Figura 2. Algas verdes, rojas y pardas .....	17
Figura 3. Composición química de las algas .....	19
Figura 4. Peces pequeños residiendo entre sargazo flotante .....	20
Figura 5. <i>Sargassum horneri</i> .....	21
Figura 6. <i>Sargassum muticum</i> .....	23
Figura 7. Bioestimulante comercial a base de extractos de algas pardas .....	26
Figura 8. La fenología de la vid mostrando diferentes etapas de desarrollo vegetativo y reproductivo durante el ciclo anual .....	28
Figura 9. Cambio de coloración en la uva debido al inicio del envero .....	29
Figura 10. Vinos comerciales mexicanos .....	32
Figura 11. Sitios de recolección del material vegetal....	33
Figura 12. Curva de calibración de polifenoles totales expresada en $\mu\text{g/ml}$ .....	36
Figura 13. Núcleo flavan .....	36
Figura 14. Curva de calibración de flavonoides expresada en $\mu\text{gEQ}$ .....	37
Figura 15. Digestión de material vegetal .....	38
Figura 16. Muestras de algas y blanco con reactivo de Nessler .....	40
Figura 17. Curva de calibración de carbono expresada en mg .....	41
Figura 18. Determinación de carbono por método de titulación .....	42
Figura 19. Curva de calibración de auxinas expresada en [AIA] $\mu\text{g/ml}$ .....	43

Figura 20. Curva de calibración de auxinas con AIA .....	44
Figura 21. Racimo de uvas de la variedad Cabernet Sauvignon .....	45
Figura 22. Molécula de sacarosa .....	47

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I. Principales ácidos durante la maduración de la uva .....	31
Tabla II. Peso húmedo y seco de SH y SM posterior al tamizado .....	34
Tabla III. Tratamientos evaluados .....	45
Tabla IV. Evaluaciones físicas de la planta de vid .....	46
Tabla V. Resultados de la cuantificación de polifenoles y flavonoides totales.....	50
Tabla VI. Resultados de la determinación de nitrógeno.....	50
Tabla VII. Resultados de la determinación de carbono.....	51
Tabla VIII. Resultados de la determinación de auxinas.....	51
Tabla IX. Evaluación física de las bayas con distintos tratamientos. ....	52
Tabla X. Evaluación física del raquis y racimo fresco con distintos tratamientos...	53
Tabla XI. Evaluación de °Brix y SST en vid con distintos tratamientos .....	55

## ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica A. Evaluación de polifenoles totales en vid con distintos tratamientos ... 54

Gráfica B. Evaluación de pH en vid con distintos tratamientos ..... 56

## ABREVIATURAS Y ACRÓNIMOS

µg= microgramos

mg= miligramos

g= gramos

mL= mililitros

L= litros

h= horas

°C= grados centígrados

µm= micrómetros

SH = *Sargassum horneri*

SM= *Sargassum muticum*

rpm= revoluciones por minuto

min= minutos

nm= nanómetros

M= molar

N= normal

TKN= total kjeldahl nitrogen

KOH= hidróxido de potasio

AIA= ácido indol acético

EQ= equivalentes de quercetina

SST= sólidos solubles totales

## INTRODUCCIÓN

Durante el último siglo, nuestro progreso económico ha dependido en gran medida de los combustibles fósiles y los productos químicos fabricados por el hombre. Provocando un deterioro ambiental marcado por el cambio climático, la pérdida de biodiversidad y la degradación del entorno. Estos desafíos han puesto de manifiesto la necesidad de buscar alternativas sostenibles y responsables para impulsar nuestra economía y preservar nuestro planeta.

En vista de esto, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) ha desarrollado estrategias de bioeconomía que buscan transformar la agricultura y la alimentación mediante el aprovechamiento de recursos biológicos, como animales, hongos, insectos, microorganismos y, en particular, algas marinas. Este enfoque busca reducir la dependencia de productos derivados del petróleo y agroquímicos tóxicos, convirtiendo los biorresiduos en fuentes de energía renovable, abono y materias primas para materiales biodegradables.

Por lo tanto, reconstruir nuestra economía basada en el consumo y la producción responsables ofrece oportunidades interesantes para mejorar la seguridad alimentaria, estimular la innovación basada en la biotecnología, restaurar la biodiversidad y reforzar la resiliencia de los ecosistemas<sup>1</sup>.

En este contexto, las macroalgas, que comprenden alrededor de 10,000 especies<sup>2</sup>, se han destacado como fuentes ricas en compuestos bioactivos. Entre ellas, las algas pardas del género *Sargassum spp.* han emergido como candidatas prometedoras para la bioestimulación de cultivos. De acuerdo con la literatura, los extractos de algas pardas tienen un alto poder bioestimulante gracias a su contenido de vitaminas, carotenoides, fenoles, fitohormonas, proteínas, aminoácidos y azúcares, los cuales, al ser aplicados incrementan el rendimiento y la calidad en los cultivos<sup>3</sup>, ya que aumentan la eficiencia de la utilización de nutrientes, la tolerancia al estrés abiótico y mejoran la calidad de los cultivos<sup>4</sup>.

Hoy en día, los bioestimulantes ofrecen un enfoque potencialmente novedoso para la regulación y/o modificación de los procesos fisiológicos en las plantas<sup>5</sup>. Estos efectos pueden ser distintos según el tipo de bioestimulante utilizado y la variedad del vegetal<sup>6</sup>.

En el ámbito de la viticultura, donde la producción de uvas tiene un impacto significativo a nivel mundial, la implementación de bioestimulantes a base de algas presenta una oportunidad prometedora. La uva es un fruto con una alta producción a lo largo del mundo, con valores de más de 75 millones de toneladas anuales, en donde el 80% de la producción del fruto está destinada a la fabricación de vino<sup>7</sup>. En el año 2017 la producción de uva industrial en México fue de 339,957 toneladas, con lo cual posiciona a México en el lugar 29° a escala internacional, de los cuales 195, 899 toneladas fueron exportadas, siendo Estados Unidos el principal comprador de este fruto. En la figura 1 se ilustran los principales estados productores de uva industrial en México<sup>8</sup>.



Figura 1. Principales entidades productoras de variedades de uva para vino<sup>9</sup>.  
FUENTE: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.

Este gran auge del sector vinícola, especialmente en México, brinda la oportunidad de buscar alternativas que ayuden a potenciar esta actividad, y así impulsar los distintos sectores económicos del país. El aprovechamiento de algas como bioestimulantes, no solo brinda el beneficio de la mejora de rendimiento en los cultivos agrícolas, si no que también su uso ayuda a resolver la problemática de la invasión de algunas especies en las costas de México, siendo específicamente del género *Sargassum* de las que representan una amenaza para los ecosistemas costeros nativos.

Por tanto, en el presente estudio se dan a conocer los resultados de la caracterización de dos especies de algas del género *Sargassum*, así como el diseño de experimentos para mejorar el crecimiento y el rendimiento del fruto de la vid mediante bioestimulación con tratamientos de extractos acuosos de *Sargassum horneri*.

## HIPÓTESIS

Los extractos de algas marinas presentan componentes bioactivos que estimulan las características de calidad física y química de la uva de *Vitis vinifera* L.

## OBJETIVO GENERAL

Caracterizar química y nutricionalmente extractos de *Sargassum horneri* y *S. muticum*, y determinar su efecto bioestimulante en bayas de vid.

## OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Recolectar y obtener extractos secos de las macroalgas *Sargassum horneri* y *Sargassum muticum*.
2. Caracterizar los extractos mediante la cuantificación de carbono y nitrógeno total, así como la presencia de auxinas.
3. Determinar el perfil fenólico de los extractos mediante la cuantificación de polifenoles y flavonoides totales.
4. Desarrollar formulaciones a base de los extractos de algas para su aplicación foliar en un viñedo durante la fase de envero.
5. Evaluar el efecto de los extractos de algas sobre el crecimiento y maduración de la uva considerando parámetros físicos: peso fresco de la baya y racimo, diámetro de la baya, peso y grosor del raquis y contenido de agua.
6. Evaluar el efecto de los extractos de algas sobre el crecimiento y maduración de la uva considerando parámetros químicos: pH, sólidos solubles totales, grados Brix y polifenoles totales.

## ANTECEDENTES

### Macroalgas

Las algas son un grupo artificial y diverso de organismos fotosintéticos, cuyos medios de reproducción carecen de una capa de células protectoras. Tienen diversos orígenes y habitan ambientes acuáticos, aéreos y terrestres, además presentan tamaños microscópicos (microalgas) y macroscópicos (macroalgas)<sup>10</sup>.

Particularmente las macroalgas, son organismos fotosintéticos que enriquecen con oxígeno las aguas marinas poco profundas, aunque se les puede encontrar en profundidades de hasta 300 metros; son uno de los principales componentes del bentos de las zonas costeras y participan en el reciclaje del carbono y del nitrógeno<sup>11</sup>. Su presencia, distribución y abundancia, responden a las fluctuaciones de los parámetros hidrográficos que ocurren en cada cambio de la época del año, tales como cambios en la temperatura del agua dependiendo de si es primavera o verano, o cambios en la salinidad que ocurren en zonas donde llueve mucho en ciertas épocas, y cambios en los nutrientes esenciales para su desarrollo, así como a las interacciones biológicas de los sistemas<sup>12</sup>.

Las macroalgas marinas comprenden tres grandes Phylum: Rhodophyta, Ochrophytas y las Chlorophyta; son morfológicamente menos complejas que las plantas vasculares, ya que carecen de raíces, tallos, hojas, flores y frutos, lo mismo que de tejidos de conducción<sup>10</sup>.

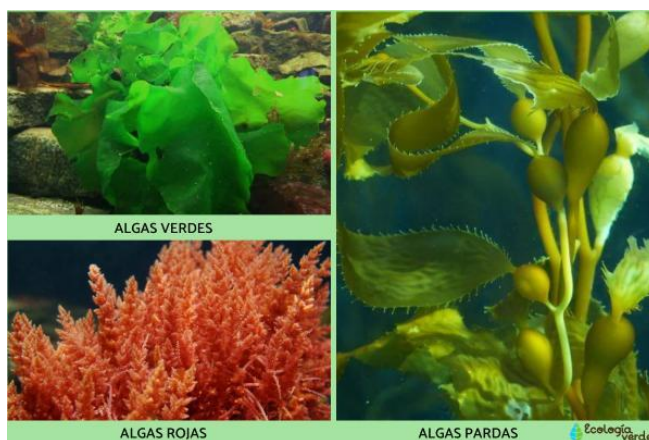


Figura 2. Algas verdes, rojas y pardas<sup>13</sup>.

## Phylum *Ochrophyta*

Las Ocrófitas, conocidas como algas ocreas (referente al color amarillo-pardo de los cloroplastos) constituyen un grupo dentro de las algas heterocontas, es decir, con flagelos desiguales. Se trata de un grupo de algas que filogenéticamente está claramente separado del resto, lo componen algas unicelulares (diatomeas y crisofíceas) y un solo un grupo de algas pluricelulares (algas pardas o feofíceas). El phylum *Ochrophyta* está representado por varias clases, entre ellas la clase *Phaeophyceae*<sup>14</sup>.

### Clase *Phaeophyceae*

Las feofíceas, conocidas comúnmente como algas pardas o marrones, constituyen una clase dentro del phylum *Ochrophyta*.

Agrupar 265 géneros con alrededor de 1500-2000 especies, con solo seis géneros de agua dulce, la mayoría son marinas. Ocupan fundamentalmente las costas rocosas de las zonas templadas y subpolares, donde son los principales productores primarios en varias comunidades, e incluyen desde pequeñas costras pegadas al sustrato hasta formas flotantes libres.

Se distinguen del resto de algas debido a dos principales características, en primer lugar, presentan un color típico que va desde verde oliva a varios tonos de marrón (el tono particular depende de la cantidad de fucoxantina presente en el alga), en segundo lugar, todas las algas pardas son pluricelulares, y poseen "tejidos" diferenciados. Presentan una estructura en forma de talo generalmente organizada en rizoide, estipe y láminas, equivalentes en plantas superiores a la raíz, tallo y hojas, pero sin los tejidos complejos de estas<sup>15</sup>.

México es un país que presenta una importante reserva de feófitas, entre las que destacan por su abundancia *Macrocystis pyrifera*, *Egrecgia laevigata*, *Eisenia arborea* y *Sargassum spp.*<sup>16</sup>.

## Composición química de las algas marinas

Las algas marinas se consideran uno de los alimentos más ricos y saludables nutricionalmente, tienen la particularidad de poseer cantidades importantes de aminoácidos, proteínas, fibra, minerales y compuestos fenólicos que le otorga un buen potencial antioxidante, además, su contenido de grasas por lo general es inferior al 1%.

La composición química está directamente influenciada por la especie, las condiciones ambientales, situación geográfica y las estaciones del año. Se han observado que las algas recolectadas en invierno y primavera presentan concentraciones 20 veces mayores de proteínas a diferencia de las producidas en verano y otoño<sup>17</sup>.

Con relación a la influencia de la especie, los contenidos de polisacáridos varían según el tipo de algas. Las algas pardas se destacan por la presencia de los fucanos, alginatos y laminaranos, pudiendo alcanzar entre 40 y 47% del peso seco, aunque estos valores sufren variaciones a lo largo del año y sus estaciones<sup>18</sup>.

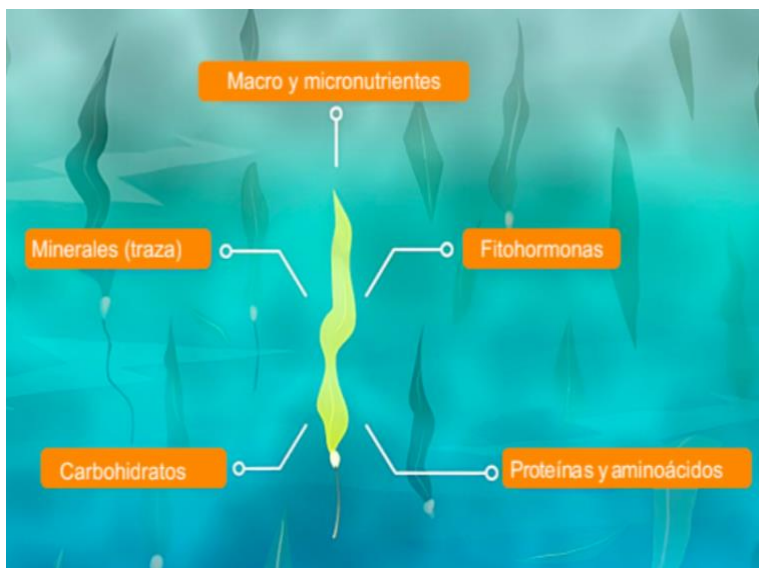


Figura 3. Composición química de las algas<sup>19</sup>

### ***Sargassum spp.***

También llamado hierba del golfo o acebo marino, *Sargassum* es un género que incluye alrededor de 150 especies de algas pardas, generalmente adheridas a rocas a lo largo de las costas en regiones templadas, o que se presentan como algas pelágicas que flotan libremente en mar abierto<sup>20</sup>.

En las partes superiores de la columna de agua se pueden encontrar grupos flotantes, parches, grandes balsas y líneas de maleza de sargazo, extendiéndose en ocasiones kilómetros a través del océano. Este hábitat flotante puede proporcionar alimento, refugio y lugar de reproducción para una variedad de animales como peces, tortugas marinas, aves marinas, cangrejos, camarones y más. Algunos animales, como el pez sargazo, viven toda su vida únicamente en este hábitat. El sargazo sirve como zona de cría primaria para una variedad de peces de importancia comercial como el mahi mahi, jurel y el medregal (Figura 4). Cuando el sargazo pierde su flotabilidad se hunde hasta el fondo marino, proporcionando energía en forma de carbono a los peces e invertebrados de las profundidades, sirviendo así como una adición potencialmente importante a la red alimentaria<sup>21</sup>.



Figura 4. Peces pequeños residiendo entre sargazo flotante<sup>21</sup>.

Al ser una macroalga, el género *Sargassum* tiene una composición química variada y con diversas propiedades biológicas. Resulta que bajo el concepto de biorrefinería se es posible obtener de *Sargassum* compuestos de alto valor como: alginatos, bioetanol, biogás, moléculas antioxidantes bioactivas, así como otros bioproductos y biofertilizantes<sup>22</sup>.

Si bien son muchos los beneficios de la explotación de *Sargassum*, en México este género de macroalgas pardas se ha convertido en un problema turístico, económico, ecológico y de salud debido a su llegada masiva al Caribe desde 2011 hasta la actualidad. Las playas cubiertas de sargazo dificultan el acceso al mar, ya que se descomponen y producen olores desagradables, a menudo debido a la producción de amonio y ácido sulfúrico<sup>23</sup>.

### ***Sargassum horneri***

*S. horneri* es un alga marrón grande y llamativa. Los individuos jóvenes tienen láminas planas, simétricas, parecidas a helechos, con puntas con muescas. Los adultos alcanzan longitudes de alrededor de 3 metros. Cuando es abundante, forma densos bosques submarinos con copas espesas. A medida que el alga crece, se ramifica libremente en forma de zig-zag y desarrolla pequeñas cámaras de aire, que mantienen el alga en posición vertical en la columna de agua<sup>24</sup>. Estas cámaras son en realidad estructuras llenas principalmente de oxígeno llamadas neumatocistos, los cuales añaden flotabilidad a la estructura de la planta y le permiten flotar en la superficie<sup>21</sup>.



Figura 5. *Sargassum horneri*.

### Distribución nativa

Tiene una amplia distribución nativa que se extiende desde Hokkaido en Japón, hasta Filipinas. Crece principalmente en aguas submareales de 3 a 15 m, pero puede crecer entre mareas y formar grandes esteras flotantes en los mares frente a Japón, China y Corea<sup>25</sup>.

### Invasión

Detectada por primera vez en el año 2003 en Long Beach California, posteriormente, en el 2005 fue encontrado en la Bahía de Todos Santos, B.C. Su rango ahora cubre 950 km en la costa de California y México. Se introduce en la costa oeste de América del Norte, donde se extiende desde las Islas del Canal (Reino Unido), California (Estados Unidos) y hasta la Isla Guadalupe (México)<sup>24</sup>.

Debido a que *S. horneri* suele ser muy abundante y persistente, su invasión en el Pacífico oriental representa una gran amenaza para los ecosistemas nativos<sup>24</sup>. El fenómeno del crecimiento explosivo de *S. horneri* y su acumulación en las aguas costeras se denomina "mareas doradas"<sup>26</sup>, lo que provoca efectos perjudiciales en la acuicultura, la pesca y los ecosistemas costeros<sup>27</sup>.

### Impactos a la biodiversidad

Existe evidencia de que la especie tiene alta probabilidad de producir descendencia fértil por hibridación, provoca cambios reversibles a largo plazo a la comunidad (cambios en las redes tróficas, competencia por alimento y espacio, cambios conductuales) y afecta la estabilidad de la diversidad de especies nativas, pues limita el desarrollo de las especies nativas, compitiendo por espacio, crece rápidamente y alcanza grandes tallas formando verdaderos mantos<sup>28</sup>.

### Impactos económicos y sociales

Existe evidencia de que la especie provoca o puede provocar daño moderado a la capacidad productiva o una parte de esta. Se presume afectará el desarrollo de especies de importancia económica-ecológica que forman extensos mantos como es el caso de *Macrocystis pyrifera* conocidos como "sargazo gigante" y el "sargazo rojo" *Gelidium robustum* que son explotadas comercialmente y que además representan el hábitat de importantes especies de mariscos comerciales como: langosta, abulón, erizo y el caracol<sup>28</sup>.

## *Sargassum muticum*

*S. muticum* es un alga marrón grande, con una fronda generalmente de más de 1 m de largo, el tallo tiene ramas que alternan regularmente con hojas ovales aplanadas y cámaras de aire esféricas. Es muy distintivo su color marrón oliva, crece solo en la franja infralitoral y no supera los 1,5 m de longitud<sup>29</sup>.



Figura 6. *Sargassum muticum*

### Distribución nativa

Es nativa de Japón, Rusia, Corea del Norte, Corea del Sur y China. Crece en sustratos duros en aguas poco profundas y también puede tolerar las condiciones de los estuarios. Puede superar a las especies locales porque crece rápidamente, reproduciéndose durante el primer año de vida y, al ser monoico, puede fertilizarse a sí misma<sup>30</sup>.

### Invasión

Ha invadido con éxito las costas templadas de la costa del Pacífico de América del Norte y las costas occidentales de Europa. Su introducción se atribuye al transporte con poblaciones de ostras para la acuicultura, pero desde entonces la especie se ha dispersado

ampliamente debido a características intrínsecas que incluyen altas tasas de crecimiento, larga vida útil y alta fecundidad. También se sabe que ensucia o se enreda en los barcos, lo que proporciona un mecanismo adicional para la dispersión a larga distancia<sup>31</sup>.

### Impactos a la biodiversidad

Esta especie presenta altas densidades, rangos de crecimiento alto de hasta 2-4 cm por día o más, y es considerada como una especie oportunista que compite fuertemente por espacio con la flora nativa<sup>32</sup> y que por su alta densidad reduce la penetración de luz al fondo marino reduciendo la posibilidad de que otras especies se desarrollen<sup>33</sup>. Puede invadir el territorio de *Zostera marina*, la cual sirve como zona de refugio para peces e invertebrados marinos. Se ha documentado la sustitución de *Z. marina* y drástica reducción de *Laminaria digitata* en la costa de Francia debido a *S. muticum*<sup>34</sup>.

En México se ha documentado poco de los impactos de *S. muticum* a la biodiversidad, los estudios están enfocados a describir su desplazamiento latitudinal y ecología básica, pero se reporta que dicha especie puede cambiar la composición de la comunidad<sup>35</sup>.

### Impactos económicos y sociales

La presencia de *S. muticum* ha incrementado los costos en las actividades productivas, ocasionado daños a la infraestructura, interfiere con el uso comercial y recreativo de vías acuáticas, en particular cuando forma masas flotantes. Ha sido responsable por bloquear motores de barcos causando accidentes y bloquear las tuberías de instalaciones de acuicultura. Puede afectar a los pescadores obstruyendo sus redes y cuerdas<sup>34</sup>.

## **Las algas pardas y su acción bioestimulante**

Los bioestimulantes vegetales atraen interés en la agricultura moderna como una herramienta para mejorar el rendimiento de los cultivos, la resiliencia al estrés ambiental y la eficiencia en el uso de nutrientes. Los extractos de macroalgas marrones, verdes y rojas, que se recolectan principalmente del agua de mar, representan una categoría importante de bioestimulantes orgánicos<sup>36</sup>.

Actualmente, las macroalgas pardas son las más comunes utilizadas en la agricultura a la par con decenas de productos comerciales<sup>37</sup>. Los efectos beneficiosos de las aplicaciones

de extracto de algas, atribuidos a múltiples mecanismos, incluyen la mejora del establecimiento de las plántulas, la floración y el cuajado de frutos, así como la tolerancia a una amplia gama de estrés abiótico<sup>3</sup>.

A pesar de que estas algas están ampliamente distribuidas en Asia, América y Europa, se han informado pocos estudios sobre su composición química completa, metabolitos o las bioactividades que se encuentran en sus extractos y los productos purificados. Sin embargo, una revisión reciente de las especies de *Sargassum*, mostró que estas contienen una amplia gama de compuestos potencialmente bioactivos, incluidos los polisacáridos sulfatados, fucoxantina, esteroides, terpenoides y flavonoides, y tiene potencial para convertirse en bioestimulante<sup>38, 39</sup>.

Dentro del sector comercial, podemos encontrar distintos bioestimulantes obtenidos a partir de algas. Los extractos más utilizados son los de *Ascophyllum nodosum*, *Macrocystis pyrifera*, *Fucus spp.* y *Laminaria spp.* Esto debido a su contenido natural de auxinas, citoquininas y giberelinas, que estimulan las vías metabólicas de regulación del crecimiento<sup>40</sup>.

Dentro de sus efectos comprobados sobre los cultivos tenemos, el aumento del crecimiento vegetal, ayuda al enraizamiento fuerte y a su supervivencia con condiciones poco favorables. También actúa como estimulante durante el estrés o el daño causado por sequía, salinidad, helada o trasplante. Además, reduce los daños por agresión de los fitosanitarios en la piel de las hojas y frutos<sup>41</sup>.

## **Productos bioestimulantes**

En general, un bioestimulante es un producto formulado de origen biológico que mejora la productividad de las plantas como consecuencia de propiedades nuevas o emergentes del complejo de constituyentes, y no solamente como consecuencia de nutrientes esenciales, reguladores del crecimiento o compuestos protectores de las plantas<sup>5</sup>. Cuando se aplica correctamente en los cultivos, actúa directamente sobre los procesos fisiológicos brindando beneficios potenciales para el crecimiento, desarrollo y/o respuestas al estrés hídrico, salino y elementos tóxicos<sup>42</sup>.

Los bioestimulantes abarcan diversas sustancias orgánicas e inorgánicas (ácidos húmicos e hidrolizados de proteínas), así como procariotas y eucariotas como micorrizas y macroalgas<sup>43</sup>.

Según Du Jardin (2015), se usan como categorías de bioestimulantes las siguientes:

- Ácidos húmicos y fúlvicos
- Hidrolizados de proteínas con péptidos, aminoácidos y otros compuestos con nitrógeno
- Biopolímeros como el quitosano, poliácido acrílico, oligómeros de celulosa
- Elementos benéficos y sus sales (Si, Se, Co, Na, I)
- Hongos beneficiosos
- Bacterias beneficiosas y bacterias endofíticas
- Extractos de algas y de plantas<sup>44</sup>



Figura 7. Bioestimulante comercial a base de extractos de algas pardas<sup>45</sup>.

Existen distintas definiciones y características que le son asignadas a los productos bioestimulantes, ya que existen definiciones que hace difícil su diferenciación con fertilizantes, agentes del crecimiento o algún otro agroquímico.

Para resolver esta dificultad, la Unión Europea incluye a los bioestimulantes entre los fertilizantes, pero aportando una serie de características que permiten su diferenciación; en los Estados Unidos de América, el tema no ha sido resuelto completamente, ya que se encuentran aún en marcha las potenciales reformas regulatorias y legislativas necesarias para asegurar la adecuada clasificación y etiquetado de los bioestimulantes. A diferencia de la Unión Europea, en México no se dispone de reglamentación sobre los bioestimulantes como productos diferenciados de fertilizantes y/o reguladores del crecimiento<sup>46</sup>.

### ***Vitis vinifera L.***

La vid en estado espontáneo es una liana que con sus tallos sarmentosos y zarcillos se enrosca y trepa en un soporte en busca de la luz. La parte aérea comprende el tronco, los brazos o ramas y los brotes; mientras que las hojas están insertas en los nudos. La inflorescencia de la vid se conoce como racimo y la uva es su fruto.

La uva es de forma esférica, carnosa y jugosa, agrupada en racimos con cáscara delgada y resistente, en colores entre el verde limón al rojo solferino, de pulpa aromática y sabor dulce. Se utiliza para la elaboración de vinos, mostos y vinagres<sup>47</sup>. El mejoramiento en sus variedades e innovaciones tecnológicas, han permitido un incremento en la productividad y rendimiento en el sector<sup>9</sup>.

### **Ciclo fenológico de la vid**

Durante el ciclo fenológico del crecimiento activo de la vid se pueden distinguir cuatro fases que tienden a ser simultáneas, a superponerse o alternarse; así se tiene el crecimiento radical, el crecimiento de las ramas, el desarrollo floral y la fructificación. Este ciclo de crecimiento activo ocurre una sola vez al año en la zona templada; mientras que en el trópico ocurren dos y hasta tres ciclos del cultivo<sup>48</sup>. Los eventos más importantes que determinan el proceso fenológico en la vid son la brotación, la antesis, el envero y la vendimia<sup>49</sup>. El tiempo entre estos estados fenológicos varía notoriamente con el cultivar, clima y localización geográfica, y el conocimiento de estos puede permitir el establecimiento de su capacidad adaptativa y potencial de producción<sup>50</sup>.

Se han identificado tres etapas del desarrollo de la baya de la uva: etapa previa al envero o de formación de las bayas, envero y etapa posterior al envero o de maduración de las bayas<sup>51</sup> (Figura 8).

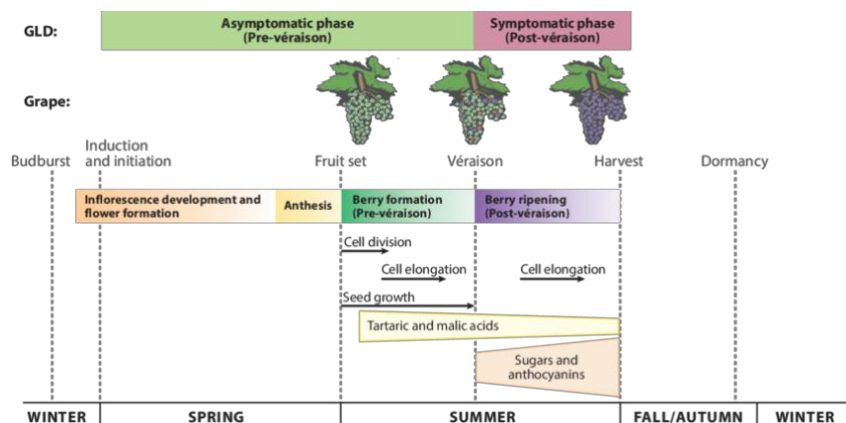


Figura 8. La fenología de la vid mostrando diferentes etapas de desarrollo vegetativo y reproductivo durante el ciclo anual<sup>48</sup>.

### Etapa de formación de las bayas

Durante este periodo se forma la baya y se produce una rápida división celular. La baya aumenta de volumen y acumula solutos como el ácido tartárico y málico, mantiene un bajo contenido de azúcar. El ácido tartárico se acumula durante esta etapa y proporciona acidez para la elaboración del vino, lo que lo convierte en un componente fundamental. Otros ácidos importantes también se encuentran en la baya en este momento, incluido el ácido hidroxicinámico, el cual participa en reacciones de pardeamiento y es precursor de fenoles hidrolizables como los taninos. Los taninos se acumulan durante la primera fase de crecimiento de la baya y están presentes en la piel y las semillas, son responsables del amargor y la astringencia, lo que los hace especialmente importantes para las características de calidad del vino tinto, como el color, la estabilidad y la sensación en boca<sup>52</sup>.

### Envero

En Viticultura, el término envero (del latín 'en' y 'variare', cambio de aspecto) hace referencia a la etapa biológica en la que las uvas sufren cambios en su coloración, sinónimo del comienzo de la maduración (Figura 9)<sup>53</sup>. Desde verde a distintos tonos de color en los

cultivares de bayas rojas, y un cambio sutil de un tono verde a dorado en los cultivares de bayas blancas<sup>48</sup>. La llegada de este fenómeno dependerá de varios factores, como son: la variedad de la uva, la climatología y la geografía de la zona, además se producirá de manera irregular en las diferentes bayas y racimos<sup>53</sup>.

Este proceso no afecta por igual a todas las uvas a la vez, ya que colorean de forma desigual en el tiempo. De ahí que la duración del envero, hasta que alcanza la coloración total de todos los racimos, sea de 15-20 días. Al final de este periodo, el crecimiento de la baya se va ralentizando, hasta que se detiene y da paso a unos 40-60 días, en los que la uva concentrará azúcares y disminuirá acidez<sup>53</sup>.

#### *Etapa de maduración de las bayas*

La tercera etapa comienza después del envero e incluye el ablandamiento y coloración de la baya, acumulación de sólidos solubles (azúcares) y reducción de ácidos. Los taninos de las semillas también disminuyen durante la segunda fase de crecimiento como resultado de la oxidación, donde quedan fijados a la cubierta de la semilla. Algunos de los cambios significativos que ocurren después del envero son un aumento de compuestos como la glucosa y la fructosa de la sacarosa<sup>52</sup>.



Figura 9. Cambio de coloración en la uva debido al inicio del envero<sup>54</sup>.

## Polifenoles de la vid

Las uvas son una de las principales fuentes de compuestos fenólicos en comparación con otras frutas y hortalizas<sup>55</sup>. Estos compuestos tienen una función muy importante en la composición de las uvas y vinos, contribuyendo a las principales propiedades sensoriales, como color, astringencia y amargor<sup>56</sup>.

Las condiciones climáticas son particularmente importantes para el cultivo de la vid; el calor, las sequías y la intensidad luminosa son algunos factores ambientales que influyen en el metabolismo fenólico y en el desarrollo de la composición química de la uva<sup>57</sup>. La presencia de estos metabolitos en las uvas es distinta dependiendo la variedad, la especie, la estación y los factores ambientales y de manejo, así como las condiciones del suelo, el clima y la carga de los cultivos. El contenido de fenoles totales influye en la capacidad antioxidante de los productos derivados de este fruto, que a la vez depende principalmente de su variedad<sup>58</sup>.

Las propiedades biológicas de los polifenoles se atribuyen a su potente actividad antioxidante, quelante de metal y antiradicalaria<sup>59</sup>. También, los compuestos fenólicos reducen el riesgo de enfermedades crónicas, eliminan los radicales libres que inducen la relajación vascular, y tienen propiedades antiinflamatorias, anticancerígenas, antivirales y bactericidas<sup>60</sup>.

## Azúcares en la vid

La sacarosa es el azúcar que más incide en las propiedades organolépticas de la uva, esta sólo aumenta hasta el momento de la recolección. Una vez que el fruto es separado del árbol aumenta ligeramente para luego disminuir. La glucosa también disminuye y la fructosa aumenta. Paralelamente, el almidón se degrada liberando azúcares más sencillos<sup>61</sup>.

## Acidez en la vid

Las uvas van variando su contenido en sustancias ácidas a lo largo de su maduración, por lo que los mostos obtenidos a partir de ellas tendrán una composición de ácidos, un nivel de acidez total y un pH diferente en función del estado de maduración en que se vendimien.

De la misma manera, la distribución de los diferentes ácidos, la suma total de la acidez y el pH serán diferentes en los vinos resultantes de esos mostos tras la fermentación alcohólica (FA) y tras la fermentación maloláctica (FML), en caso de que esta última se lleve a cabo. Ambas fermentaciones tienden a reducir la acidez total del vino, elevando por tanto el pH<sup>62</sup>.

Tabla I. Principales ácidos durante la maduración de la uva<sup>62</sup>.

MADURACIÓN	ÁCIDOS PRINCIPALES			
<b>En mosto</b>	Tartárico	Málico	Cítrico	
<b>Posterior a FA</b>	Tartárico	Málico	Succínico	Acético
<b>Posterior a FML</b>	Tartárico	Láctico	Acético	

## Cabernet Sauvignon

La uva Cabernet Sauvignon nació en Burdeos, Francia, principal región productora de vino del mundo y conocida como “la cuna de la historia del vino”. La variedad recibió este nombre porque es un cruce entre las uvas Cabernet Franc (roja) y Sauvignon Blanc (blanca), ambas nacidas en la región francesa<sup>63</sup>. A pesar de su pequeño tamaño, es una uva bastante robusta y crece bien en casi todas partes, independientemente del clima. Cabernet sauvignon es una uva internacional que se utiliza en todo el mundo. Es de maduración tardía que suele preferir los climas cálidos, destacándose en su producción regiones como Valle de Napa y Valle de Sonoma, en California, el estado de Washington, Francia, Italia y Chile. Las uvas Cabernet tienen una piel gruesa y oscura, con un alto contenido de taninos<sup>64</sup>.

## Importancia del vino en México

El sector vitivinícola tiene una gran trascendencia socioeconómica en el país, ya que sustentan más de 400,000 explotaciones agrarias en una superficie alrededor de 1.2 millones de hectáreas, generando más de 30,000 empleos directos en la transformación y

la comercialización, y más de otros 30,000 empleos indirectos en sectores económicos complementarios<sup>65</sup>.

En México, las fiestas de la Vendimia se celebran desde hace más de dos décadas, tratando de mezclar la antigua tradición vinicultora y el colorido folclor nacional, en donde vinicultores y campesinos trabajan en conjunto para realizar el proceso de la pizca, recogiendo la uva<sup>66</sup>.



Figura 10. Vinos comerciales mexicanos<sup>67</sup>.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Recolección del material vegetal

La recolección de las algas *Sargassum horneri* y *Sargassum muticum* se llevó a cabo en la costa de la Isla de Todos Santos, Ensenada B.C. ( $31^{\circ}47'59''\text{N}$   $116^{\circ}47'20''\text{O}$ ), México durante el mes de septiembre del 2022. Se realizó una segunda recolecta de *Sargassum horneri* en el mes de abril del 2023 en las costas del Ejido Eréndida ( $31^{\circ}15'49''\text{N}$   $116^{\circ}23'19''\text{O}$ ), esto con la finalidad de aumentar la biomasa (Figura 11). La autenticación del material fue realizada por el M.C. Eugenio García, profesor de la Facultad de Ciencias Marinas, UABC campus Ensenada.

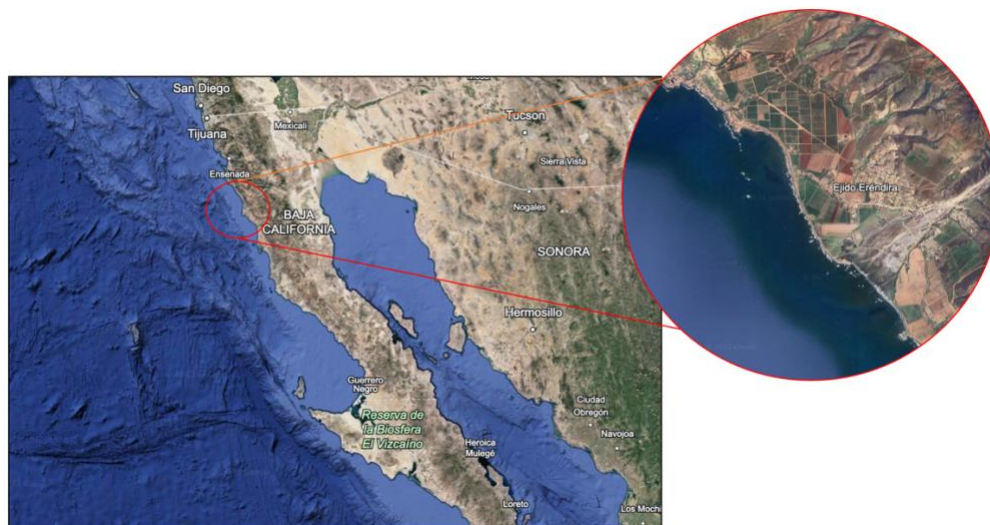


Figura 11. Sitios de recolección del material vegetal.  
FUENTE: Google Earth

### Procesamiento de las algas

Las especies *Sargassum horneri* y *Sargassum muticum* recolectadas en 2022 se colocaron al aire libre sobre papel absorbente, alejados de luz solar directa y el polvo. Después de 6 días, se realizó un secado en estufa durante 5 horas para finalmente disminuir el tamaño de partícula en una malla de 1,000  $\mu\text{m}$ . Para *Sargassum horneri* recolectada en 2023, de igual manera se distribuyó sobre papel absorbente al aire libre, alejados de luz solar directa y del polvo, se mantuvo durante 8 días para finalmente tamizar en una malla de 1,000  $\mu\text{m}$ .

Las algas tamizadas se almacenaron en bolsas herméticas debidamente etiquetadas para su posterior uso (ver Tabla II).

Tabla II. Peso húmedo y seco de SH y SM posterior al tamizado.

ESPECIE	PESO HÚMEDO (kg)	PESO SECO (kg)
Recolección septiembre 2022		
<i>Sargassum horneri</i>	0.012	0.011
<i>Sargassum muticum</i>	0.019	0.016
Recolección abril 2023		
<i>Sargassum horneri</i>	3.694	1.787

### Caracterización de extractos

Se evaluaron las diferentes especies de algas mediante diversas técnicas para determinar el contenido de compuestos polifenólicos, flavonoides totales, carbono total y nitrógeno, así como la cuantificación de auxinas.

#### Polifenoles totales el método de Folin-Ciocalteu

Los polifenoles son moléculas que están formadas por uno o más anillos aromáticos con uno o más grupos hidroxilo. Su función principal en las plantas es como protección contra la radiación ultravioleta y patógenos<sup>68</sup>.

El método de Folin Ciocalteu consiste en una reacción de oxidación rápida de fenoles mediante pH básico, generalmente carbonato de sodio, que produce una concentración apreciable de iones fenolato. Los fenolatos reducen el reactivo Folin amarillo transformándolo en un pigmento azul, medido espectrofotométricamente<sup>69</sup>. Se basa en una reacción de transferencia electrónica en la cual el reactivo extrae un electrón del antioxidante presente en la muestra de ensayo, generando un cambio de color. La intensidad del color generado es proporcional a la concentración del antioxidante en la muestra<sup>70</sup>.

Para esta determinación se preparó un extracto acuoso a partir de 100 mg del respectivo material vegetal tamizado, se agregaron 10 ml de H<sub>2</sub>O destilada y se dejó en baño maría a 80 °C durante 1h con agitación constante. El extracto obtenido se enfrió a temperatura ambiente y posteriormente se centrifugó a 6,000 rpm por 5min.

Dentro de cada tubo de ensayo se mezclaron 1.5 mL de H<sub>2</sub>O destilada con 50µl del extracto anteriormente mencionado y 250 µl de reactivo de Folin. Se dejaron reposar por 3 min en oscuridad a temperatura ambiente y finalmente se agregó 1mL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 7%, se mezcló y se incubó 2 horas a temperatura ambiente en oscuridad. Pasado el tiempo de incubación se midió la absorbancia de las muestras a 760 nm frente a un blanco con los mismos reactivos, pero con agua destilada en lugar de extracto. El contenido fenólico total de las muestras de algas se determinó mediante una curva de calibración a partir de ácido gálico (Figura 12), los resultados se expresan en microgramos equivalentes de ácido gálico por cada 100g de extracto seco (µgEAG/100g ES). Se realizaron tres experimentos independientes por triplicado.

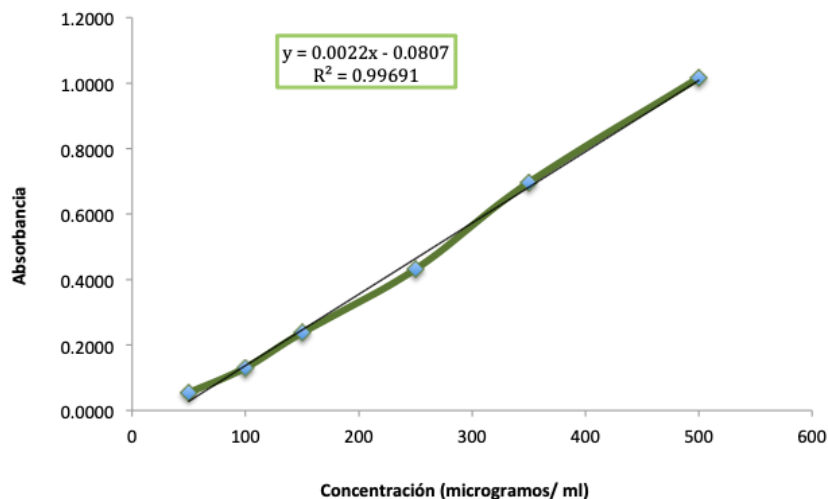


Figura 12. Curva de calibración de polifenoles totales expresada en µg/ml.

Flavonoides totales por el método colorimétrico de cloruro de aluminio

La estructura de los flavonoides se basa en el núcleo de flavan, que consta de un esqueleto de 15 carbonos dispuestos en dos anillos aromáticos unidos por tres átomos de carbono que forman un anillo heterocíclico oxigenado<sup>71</sup> (Figura 13)..

Los flavonoides son utilizados por las plantas para su crecimiento y defensa contra las plagas<sup>72</sup>, también las protege de distintos tipos de estrés bióticos y abióticos, y actúan como filtros UV únicos<sup>73</sup>. Otra de sus funciones es en la resistencia a las heladas y las sequías<sup>74</sup>.

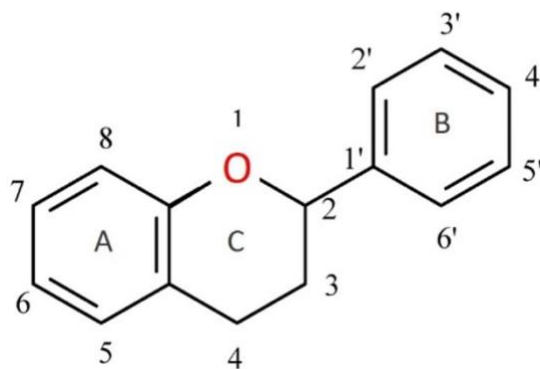


Figura 13. Núcleo flavan<sup>75</sup>.

El método de tricloruro de aluminio (AlCl<sub>3</sub>) se basa en la detección espectrofotométrica de complejos coloreados formados entre el Al(III) y los grupos carbonilo e hidroxilo de los flavonoides en medio alcalino<sup>76</sup>.

En un tubo de ensayo se agregaron 500 µl del mismo extracto generado para la determinación de polifenoles totales, 1.5 mL de metanol, 100 µl de una solución de AlCl<sub>3</sub> al 10%, 100 µl de acetato de sodio 1M y 2.8 ml de H<sub>2</sub>O destilada. Posteriormente, se mezclaron los reactivos y se incubaron 30 min a temperatura ambiente sin luz directa. Pasado el tiempo de incubación se midió la absorbancia de las muestras a 415 nm frente a un blanco con los mismos reactivos, pero con agua destilada en lugar de extracto<sup>77</sup>. El contenido total de flavonoides en las muestras de algas se determinó mediante una curva de calibración a partir de quercetina (Figura 14), los resultados se expresan en microgramos equivalentes de quercetina por cada 100g de extracto seco (µgEAG/g ES). Se realizaron tres experimentos independientes por triplicado.

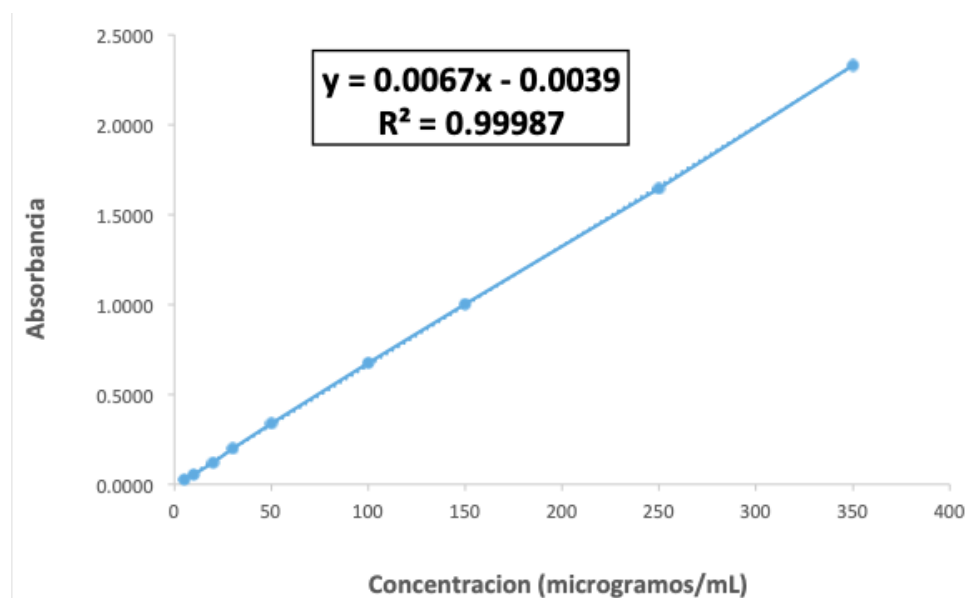


Figura 14. Curva de calibración de flavonoides expresada en µgEQ.

#### Determinación de nitrógeno por el método de Kjeldahl / Reactivo de Nessler

El nitrógeno es ampliamente reconocido como el nutriente limitante más común para las macroalgas marinas<sup>78</sup>. Es un componente básico de proteínas y aminoácidos, así como de una gran cantidad de enzimas. Interviene en la división celular y en muchos otros procesos, como la producción de clorofila, además, juega un papel importante en la producción de azúcares, almidón y lípidos, entre otras sustancias, para la nutrición y otros procesos básicos en las plantas<sup>79</sup>.

La cuantificación de nitrógeno se realizó en dos etapas, la primera consistió en la digestión de la muestra, y la segunda en la medición espectrofotométrica con el reactivo de Nessler.

La digestión de las muestras se realizó mediante ácido sulfúrico concentrado. El nitrógeno que se libera en forma de amonio, formando sulfato de amonio. Posteriormente la solución en el matraz de digestión se alcaliniza mediante la adición de hidróxido de sodio, que convierte el sulfato de amonio en gas amoníaco<sup>80</sup>. En el método de Nessler, el potasio, el mercurio y el yodo reaccionan con el amoniaco para crear un compuesto de color amarillo-marrón<sup>81</sup>, cuya intensidad es proporcional a la concentración de amoniaco<sup>82</sup>.

- Digestión de la muestra

Se pesaron aproximadamente 0.3 g de material vegetal seco y tamizado en un matraz para digestor y se agregaron 5 ml de  $H_2SO_4$ . La muestra se digirió a 370 °C por 4 min con reflujo constante. Posteriormente se añadieron 10 mL de  $H_2O_2$  al 50% y continuó digiriendo por 1 min. Para finalizar, se dejó enfriar a temperatura ambiente y se aforó con agua destilada<sup>83</sup>.

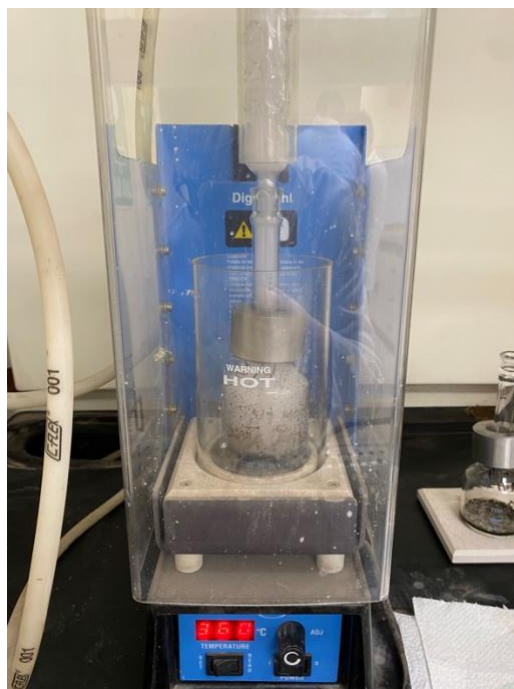


Figura 15. Digestión de material vegetal.

- Determinación con reactivo de Nessler

Se colocó 1 mL de cada muestra en una probeta con boca esmerilada, se agregó 1 gota de indicador Total Kjeldahl Nitrogen (TKN) dando un cambio a color amarillo claro. Posteriormente se agregó KOH 8N y 1N hasta que se observó un viraje de color a azul que se mantuvo constante. Se aforó a 20 mL con agua desionizada y después se adicionaron 3 gotas de estabilizador mineral junto con 3 gotas de alcohol polivinílico. Toda esta mezcla se aforó a 25 mL con agua desionizada y se añadió 1 mL de reactivo de Nessler, resultando en un cambio de azul a amarillo proporcional a la concentración de nitrógeno<sup>33</sup>. Esta solución se tapó y agitó para dejarlo reposar por 2 min. Se midió la absorbancia de las muestras a 460 nm utilizando un blanco con agua destilada reemplazando la muestra.

Con las absorbancias obtenidas, se determinó el contenido de nitrógeno expresado en mg de nitrógeno/L de acuerdo con la ecuación de la recta  $y=0.0065x + 0.0030$ , desarrollada en el laboratorio de alimentos de UABC, finalmente se obtuvo el porcentaje total de nitrógeno mediante la siguiente fórmula:

$$\%N = (\text{mgN} / \text{mg muestra}) * 100$$



Figura 16. Muestras de algas y blanco con reactivo de Nessler.

#### Determinación de carbono por el método Walkley & Black

El carbono (C) es uno de los elementos más abundantes en todos los organismos vivos<sup>84</sup>. La fotosíntesis de las plantas transfiere C del  $\text{CO}_2$  a formas de compuestos biológicos para mantener funciones metabólicas y construir estructuras básicas<sup>85</sup>. Este proceso crea una enorme reserva de C orgánico en la vegetación<sup>86</sup>.

La determinación de carbono orgánico del suelo está basada en el método de Walkley & Black de oxidación húmeda con ácido crómico. Consiste en la oxidación del C orgánico en el suelo con una solución de dicromato de potasio en ácido sulfúrico concentrado. El calor de la reacción aumenta la temperatura la cual es suficiente para inducir la reacción. El dicromato reducido es proporcional al carbono orgánico oxidable presente en la muestra<sup>87</sup>.

Se realizó la determinación por medio de dos técnicas: una espectrofotométrica y una volumétrica.

#### Método colorimétrico

Se pesaron aproximadamente 100 mg de cada alga tamizada y se mezclaron en un matraz con 2 mL de dicromato de potasio 0.34M y 5 mL de ácido sulfúrico, se mezcló y dejó reposar

por 30 min. Una vez enfriado, se agregaron 20 mL de agua destilada, se mezcló y dejó reposar toda la noche. Pasadas las 24 horas se midió la absorbancia de 590 nm<sup>87</sup>.

El contenido total de carbono en las muestras de algas se determinó mediante una curva de calibración a partir de sacarosa, representada en la figura 17, los resultados se expresan en masa de carbono (mg). Se realizaron tres experimentos independientes por triplicado.

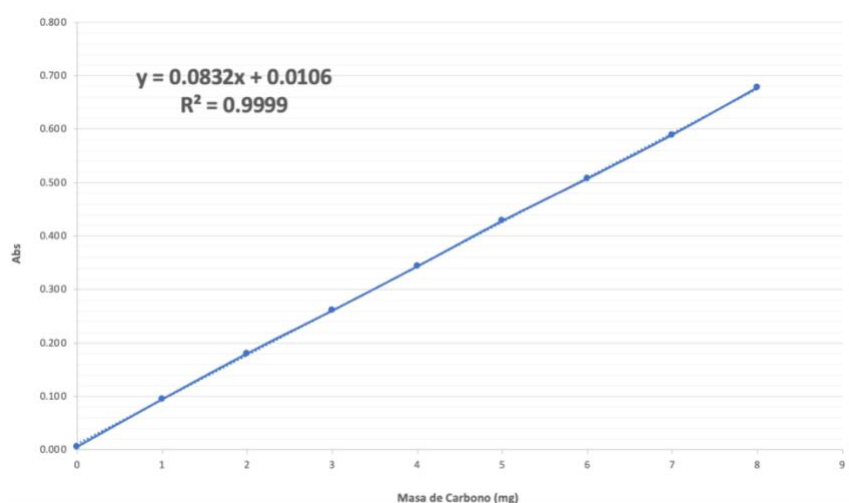


Figura 17. Curva de calibración de carbono expresada en mg.

### Método volumétrico

Se pesaron aproximadamente 100 mg de material vegetal tamizado. En matraz erlenmeyer se mezcló la muestra de alga con 5 mL de dicromato de potasio al 0.167M y 10 mL de ácido sulfúrico, se mezcló y dejó reposar por 30min. Posteriormente se agregaron 100 ml de agua destilada, 5 mL de ácido fosfórico y 20 gotas del indicador difenilamina, para finalmente titular el exceso de dicromato de potasio con sulfato ferroso 0.5M<sup>87</sup>.

Cuando se usa el indicador difenilamina, cerca del punto final el indicador cambia a azul violáceo oscuro; en el punto final el color cambia bruscamente a verde brillante (x). Los experimentos se realizaron por triplicado y se utilizaron blancos con los mismos reactivos, pero sin material vegetal.

El porcentaje de carbono se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$C_{\text{orgánico, \%}} = \frac{(V_{\text{blanco}} - V_{\text{muestra}}) \times M_{\text{Fe}^{2+}} \times 0.003 \times 100 \times f}{W}$$

En donde:

$V_{\text{blanco}}$  = volumen de titulante utilizado en el blanco, mL<sub>[SEP]</sub>

$V_{\text{muestra}}$  = volumen de titulante utilizado en la muestra, mL<sub>[SEP]</sub>

$M_{\text{Fe}^{2+}}$  = concentración de solución estandarizada de FeSO<sub>4</sub>, molaridad<sub>[SEP]</sub>

0.003 = carbono oxidado

f = factor de corrección, 1.3<sub>[SEP]</sub>

W = peso de suelo, g<sub>[SEP]</sub>

**Nota:** Se requiere un factor de corrección de oxidación de 1.3 debido a que, en promedio, solo alrededor de 77% del carbono orgánico es recuperado por este método<sub>87</sub>.



Figura 18. Determinación de carbono por método volumétrico.

### Determinación de auxinas por el método de Salkowski

Las auxinas son un grupo de hormonas vegetales naturales que regulan muchos aspectos del desarrollo y crecimiento de las plantas. La forma predominante en las plantas es el ácido

indolacético (IAA), muy activo en bioensayos y presente comúnmente en concentraciones nano molares<sup>88</sup>.

#### Preparación de reactivo de Salkowski

Se mezclaron 1 mL de cloruro férrico 0.5M y 50 mL de ácido perclórico al 35% en baño María a 60°C por 5 minutos<sup>89</sup>.

Para llevar a cabo la determinación se generó un extracto acuoso por decocción (3 g de material vegetal tamizado en 30 mL de agua destilada). Esta solución se mantuvo por 30 min, se enfrió a temperatura ambiente y se filtró, finalmente se concentró a presión reducida para obtener un extracto seco.

Para el método de Salkowski, se adicionaron 0.5 mL del extracto anterior (a una concentración de 1mg/mL) en un tubo de ensayo y se añadió el mismo volumen del reactivo de Salkowski; se dejó reaccionar durante 5 minutos y finalmente se midió la absorbancia de las muestras a 540 nm. El contenido de auxinas en las muestras de algas se determinó mediante una curva de calibración a partir de AIA (Figura 19), los resultados se expresan en µg/mL. Se realizaron tres experimentos independientes por triplicado<sup>89</sup>.

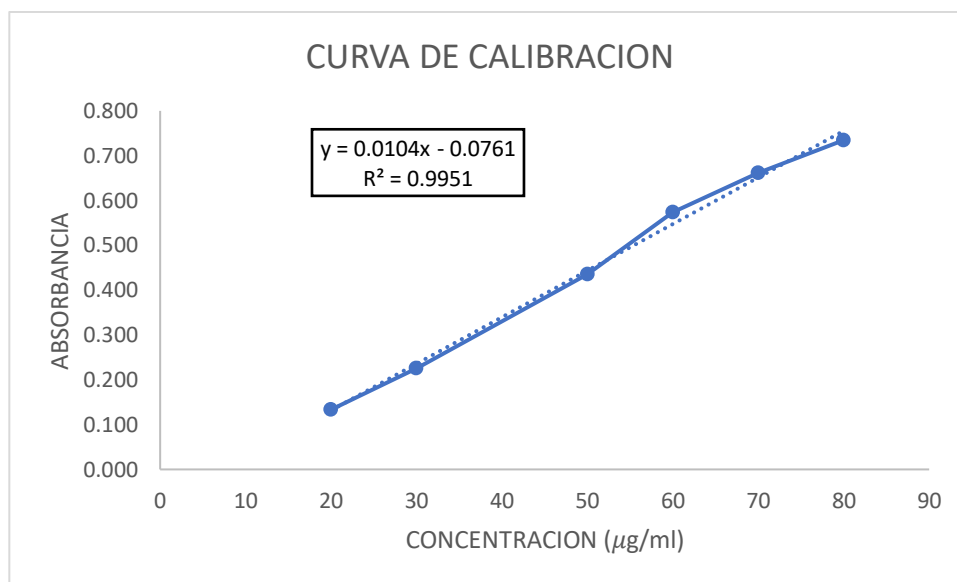


Figura 19. Curva de calibración de auxinas expresada en [AIA] µg/mL.



Figura 20. Curva de calibración de auxinas con AIA.

## **Evaluación bioestimulante de extractos de *S. horneri***

### Generación de extracto de *S. horneri*

El primer paso fue la preparación del extracto de *S. horneri*, esta alga fue seleccionada para los experimentos en campo debido a que se contaba con mayor biomasa. Se pesó 230 g de material vegetal tamizado y se agregó 2.3 L de agua destilada, se llevó a decocción por 30 min y se filtró. Este procedimiento se realizó por duplicado. Finalmente, la solución obtenida se rotaevaporó hasta obtener un extracto seco.

### Preparación de tratamientos

A partir del extracto seco generado anteriormente, se prepararon dos soluciones de *Sargassum horneri*, a dos concentraciones, una dosis baja (0.5%) y una alta (1%). Para la solución al 0.5% se pesaron 7.5 g del extracto y se disolvieron en 1 L de H<sub>2</sub>O destilada bajo agitación constante. Una vez disuelto el material, se agregaron 1.5 ml del tensoactivo tween 20 y se llevó a un volumen final de 1.5 L con H<sub>2</sub>O destilada. Para la solución al 1% se realizó el mismo procedimiento, pero con 15 g de extracto seco. Fueron utilizados Ethrel®240 como control positivo y agua destilada como control negativo (Ver Tabla III).

Tabla III. Tratamientos evaluados

TRATAMIENTO	COMPOSICIÓN
SH-DB	<i>Sargassum horneri</i> 0.5%
SH-DA	<i>Sargassum horneri</i> 1%
Ethrel	Control positivo
H <sub>2</sub> O destilada	Control negativo

#### Aplicación de los tratamientos

Una vez preparados los tratamientos, fueron aplicados de manera foliar sobre las bayas y follaje de vid variedad Cabernet Sauvignon, en el viñedo “Quarta Roca” de la localidad de San Antonio de las Minas en el municipio de Ensenada, Baja California. Al momento de aplicar las diferentes soluciones, la baya de vid se encontraba en etapa de envero. Se realizaron dos aplicaciones espaciadas por un periodo de una semana (Figura 21).



Figura 21. Aplicación de tratamientos en viñedo Quarta Roca (x).

#### Evaluación del efecto de los tratamientos

Se recolectaron uvas al inicio del envero (previo a la aplicación de los tratamientos), siete días después de la primera aplicación, y finalmente una semana después de la segunda aplicación para la evaluación final.

El efecto bioestimulante se evaluó mediante la determinación de parámetros físicos y químicos de la baya.

### Evaluación física

Se realizaron mediciones a diferentes partes del racimo de vid, como se muestra en la siguiente tabla:

Tabla IV. Evaluaciones físicas de la planta de vid

BAYA	RACIMO	RAQUIS
Peso fresco Diámetro polar Diámetro ecuatorial Contenido de agua	Peso fresco	Peso Grosor

- **Peso fresco del racimo y la baya**

En una balanza granataria se pesaron en fresco los racimos recolectados en cada tratamiento, mientras que las bayas se seleccionaron aleatoriamente del racimo para pesarse.

- **Diámetro de la baya**

En esta evaluación se seleccionaron al azar 3 bayas por racimo y se midió el diámetro polar y ecuatorial de cada una utilizando un calibrador vernier.

- **Peso y grosor del raquis**

Una vez tomadas las lecturas necesarias por racimo, se les desprendieron las bayas para determinar el peso del raquis en una balanza granataria, y grosor con un calibrador vernier.

- **Porcentaje de humedad**

Para determinar la humedad de las muestras, se seleccionaron 20 bayas frescas por racimo, se pesaron en una balanza granataria y se colocaron en una estufa a 80°C durante aproximadamente 48 horas o hasta que el peso se mantuvo constante. Finalmente, el contenido de agua se determinó a partir de la diferencia entre peso fresco y seco.

## Evaluación química

Todas las determinaciones fueron realizadas a partir del zumo de las bayas obtenido al ser prensadas. Las muestras se mantuvieron en congelación hasta su análisis.

- **Fenoles totales**

Esta determinación se realizó con el mismo método de Folin-Ciocalteu descrito anteriormente en la caracterización del material vegetal. Sin embargo, debido a la alta cantidad de polifenoles que contienen las bayas de vid, se realizaron diluciones 1:5 con agua destilada para evitar la interferencia de la coloración.

- **Grados Brix**

De acuerdo a la norma mexicana NMX-F-436-SCFI-2011, los grados Brix representan el porcentaje en peso de sacarosa pura en solución. En la industria azucarera se le considera como el porcentaje de sólidos disueltos y en suspensión, en las soluciones impuras de azúcar<sup>90</sup>. Una solución de 25 °Brix tiene 25 g de sacarosa por 100 g de líquido o, dicho de otro modo, hay 25 g de sacarosa y 75 g de agua en los 100 g de la solución<sup>91</sup>.

Por otro lado, el índice de refracción es una medida exacta de la concentración de sustancia disuelta en soluciones que contengan principalmente sacarosa<sup>90</sup>.

Para determinar este parámetro, una vez colado el zumo de la uva, se tomó una gota de la solución y se colocó en un refractómetro de mano.

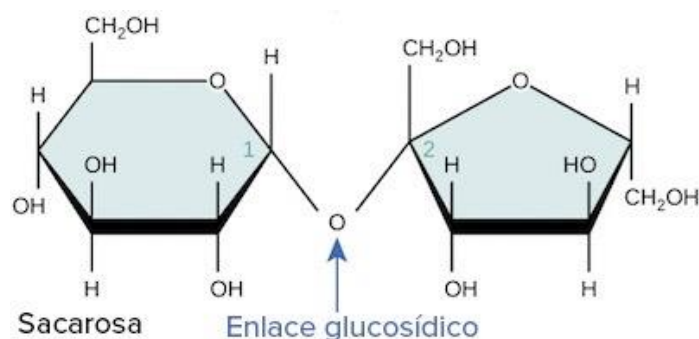


Figura 22. Molécula de sacarosa<sup>92</sup>.

- **Sólidos solubles totales (SST) y pH**

Los sólidos disueltos totales hacen referencia al contenido de carbohidratos, ácidos orgánicos, proteínas, grasas y minerales del fruto. Este parámetro aumenta con el proceso de maduración para producir una uva menos ácida y más dulce<sup>93</sup>.

El pH indica la fuerza de los ácidos en el mosto, y la acidez es el resultado de procesos fisiológicos complejos en los que la respiración tiene una función importante: los ácidos se usan como metabolitos para la respiración durante el crecimiento y la maduración en algunos frutos<sup>94</sup>.

Con el zumo de las uvas previamente colado, el pH y los SST se determinaron con un medidor portátil (Conductronic).

## DISCUSIÓN DE RESULTADOS

### Caracterización de extractos

A continuación, se muestran los resultados obtenidos de la caracterización química de las macroalgas *Sargassum horneri* y *Sargassum muticum*, específicamente su perfil polifenólico, contenido de nitrógeno, carbono y auxinas.

#### Polifenoles y flavonoides totales

Como puede observarse en la tabla V, de las dos especies de algas evaluadas, fue *S.horneri* la que mostro un mejor perfil polifenolico en comparacion a *S.muticum* en ambas cuantificaciones. Respecto al contenido de polifenoles totales por la tecnica de Folin-Ciocalteu, se obtuvieron valores de 79.86 y 64.59  $\mu\text{gEAG}$  para *S.horneri* y *S.muticum* respectivamente. Sumado a esto, comparado los valores de ambas recolectas de *S. horneri*, se observó un aumento de más del doble para el año 2023, con 143.25  $\mu\text{gEA}$ .

De acuerdo con los resultados reportados por Su Hyeon *et al.*, (2021), el contenido fenólico total de distintas especies del género *Sargassum* oscila entre 20.57 y 88.97 mg equivalente de ácido gálico en peso seco<sup>95</sup>. Por otra parte, Marinho-Soriano *et al.*, (2006), reportan que el contenido de fenoles totales puede variar debido a la influencia de muchos factores como las especies de algas, el origen geográfico o el área de cultivo, y las variaciones estacionales, fisiológicas y ambientales. El tipo y las condiciones durante la generación de extractos también tienen una influencia muy decisiva en el contenido fenólico total<sup>96</sup>.

En este contexto, es esperada la variación de resultados entre ambas recolectas de *S. horneri* ya que las muestras fueron obtenidas en diferentes años y zonas de localización.

Respecto al contenido de flavonoides por la técnica de tricloruro de aluminio ( $\text{AlCl}_3$ ), se observó que de igual manera *S. horneri* presentó mayor contenido que *S. muticum* con 16.78 y 2.39  $\mu\text{gEQ}$  respectivamente, siendo la de mayor concentración la recolecta en el año 2023 de *S. horneri* con 24.23  $\mu\text{gEQ}$ . Su Hyeon *et al.*, (2021), reportó que el contenido total de flavonoides de distintas especies del género *Sargassum* oscila entre 22.08 y 82.33 mg equivalentes de quercetina en peso seco<sup>95</sup>.

Tabla V. Resultados de la cuantificación de polifenoles y flavonoides totales.

Especie	Contenido de polifenoles µgEAG/100g	Contenido de flavonoides µgEQ
Recolección septiembre 2022		
<i>Sargassum horneri</i>	79.86 ±6.92	16.78 ± 1.13
<i>Sargassum muticum</i>	64.59 ±4.46	2.39 ± 0.37
Recolección abril 2023		
<i>Sargassum horneri</i>	143.25 ±3.69	24.23 ± 1.03

Resultados ± D.E.

#### Determinación de nitrógeno

Los resultados obtenidos de la determinación de nitrógeno se pueden apreciar en la Tabla VI. De manera general la especie de *S. horneri* presentó un mayor porcentaje de nitrógeno respecto a *S. muticum*, sobre todo la biomasa recolectada en abril de 2023, fue la de mayor valor con 2.64%.

Tabla VI. Resultados de la determinación de nitrógeno.

Especie	% de nitrógeno
Recolección septiembre 2022	
<i>Sargassum horneri</i>	1.81 ± 0.33
<i>Sargassum muticum</i>	1.43 ± 0.38
Recolección abril 2023	
<i>Sargassum horneri</i>	2.64 ± 0.14

Resultados ± D.E.

En una comparación realizada por Lourenço *et al.*, (2002), del contenido de nitrógeno presente en diferentes tipos de algas pardas, se obtuvieron resultados en un rango de 1.88 - 3.50%. El mismo autor también reportó estudios con algas verdes y rojas, con porcentajes entre 2.04 - 4.47% y 2.00 - 5.85% de nitrógeno total respectivamente<sup>97</sup>. De acuerdo con la literatura, en general las algas pardas poseen menores cantidades de proteínas que otros grupos de algas (verdes, verde-azul y rojas)<sup>98</sup>.

### Determinación de carbono

De las dos especies de algas analizadas, nuevamente *S. horneri* arrojó un mayor contenido de carbono (28.27%), y fue la recolectada en el año en curso (2023), mientras que *S. muticum* presentó un 22.17% de carbono orgánico. De acuerdo con estudios realizados por Li et al., (2023), las algas del phylum Ochrophyta contienen alrededor de 29-37% de carbono orgánico<sup>99</sup>.

Tabla VII. Resultados de la determinación de carbono.

Método	Especie	% de carbono
Colorimétrico	Recolección septiembre 2022	
	<i>Sargassum horneri</i>	25.41 ±0.68
	<i>Sargassum muticum</i>	22.17 ±0.68
Volumétrico	Recolección abril 2023	
	<i>Sargassum horneri</i>	28.67 ±0.77

Resultados ± D.E.

### Determinación de auxinas

Las recolectas de septiembre de 2022 presentaron mayor contenido de auxinas, *S. horneri* con 11.24 µg/mL, y *S. muticum* con 9.69 µg/mL.

No se tienen registros del contenido de auxinas en especies de *Sargassum*, sin embargo, en el año 1972, Abe et al., (1972), realizaron estudios sobre el contenido de estas hormonas en el alga parda *Undaria pinnatifida*, la cual forma parte del mismo filo de ocrofitas, reportando como resultados 10 µg de auxinas a partir de 1kg de peso fresco del alga<sup>100</sup>. Por otro lado, Sanderson et al., (1987), reportaron una concentración de auxinas aproximada de 6.63µg/g en *Ascophyllum nodosum* proveniente de producto comercial "Maxicrop"<sup>101</sup>.

Tabla VIII. Resultados de la determinación de auxinas.

Especie	Contenido de auxinas (µg/ml)
Recolección septiembre 2022	
<i>Sargassum horneri</i>	11.24 ± 0.32
<i>Sargassum muticum</i>	9.69 ± 0.33

Recolección abril 2023	
<i>Sargassum horneri</i>	8.99 ± 0.25

Resultados ± D.E.

### Evaluación bioestimulante de extractos de *S. horneri*

Para determinar el efecto de los distintos tratamientos aplicados sobre la maduración de las uvas, se realizaron evaluaciones físicas y químicas de las baya y racimos del varietal Cabernet Sauvignon. Los resultados obtenidos se muestran a continuación.

#### Evaluación física

- Evaluación de las bayas

De acuerdo con los resultados obtenidos, el extracto acuoso de *Sargassum horneri* al 0.5% presentó un mejor efecto sobre el desarrollo de las bayas en comparación con los demás tratamientos aplicados (ver Tabla IX), siendo únicamente el control de agua el que tuvo una similitud en resultados. Las bayas tratadas con *S. horneri* al 0.5% mostraron un mayor tamaño en cuanto a sus diámetros y peso, casi duplicando a las bayas tratadas con una dosis alta (1%) y al control positivo Ethrel. Estos resultados son congruentes con lo observado en el % de humedad, ya que a mayor tamaño de la baya mayor es el contenido de agua.

El tratamiento a base de *S. horneri* al 1% y el control de Ethrel mostraron los tamaños menores, así como menor contenido de humedad, esto podría ser un indicativo de que estos dos tratamientos aceleran la maduración del fruto deteniendo su crecimiento.

Tabla IX. Evaluación física de las bayas con distintos tratamientos.

Tratamientos	Peso (g)	Diámetro polar (mm)	Diámetro ecuatorial (mm)	% humedad
<i>Sargassum horneri</i> 0.5%	2.14 ± 0.18	15.260 ± 0.77	14.240 ± 0.09	84.6

<i>Sargassum horneri</i> 1.0%	1.17 ± 0.09	11.583 ± 0.32	11.880 ± 0.91	82.4
Agua	2.12 ± 0.15	14.99 ± 0.91	<b>14.30 ± 0.62</b>	84.5
Ethrel 240	1.16 ± 0.10	11.85 ± 0.59	12.02 ± 0.42	81.9

Resultados ± D.E.

- Evaluación del racimo y raquis fresco

Respecto al peso promedio de los racimos, los tratados con *S. horneri* al 0.5% duplicaron su tamaño en comparación con los controles, con un peso de 285.65 g para los evaluados con el alga, mientras que los de agua y Ethrel solo tuvieron un peso promedio de 130.25 y 104.80 gramos respectivamente. Este mismo comportamiento se observó con el peso del raquis una vez desgranado, donde el mismo tratamiento (*S. horneri* al 0.5%) duplico en peso al resto. Las muestras tratadas con el control positivo (Ethrel 240) presentaron un raquis con mayor grosor (6.15 mm), sin embargo, la diferencia respecto al 0.5% de *S. horneri* fue mínima (5.66 mm).

Tabla X. Evaluación física del raquis y racimo fresco con distintos tratamientos.

Tratamientos	Raquis		Racimo
	Grosor (mm)	Peso (g)	Peso (g)
<i>Sargassum horneri</i> 0.5%	5.66 ± 0.69	<b>13.2 ± 0.85</b>	<b>285.65 ± 45.04</b>
<i>Sargassum horneri</i> 1.0%	4.22*	6.4*	92.3*
Agua	4.35 ± 0.48	6.40 ± 5.09	130.25 ± 69.23
Ethrel 240	<b>6.15 ± 0.95</b>	10.50 ± 4.81	104.80 ± 15.56

\*Solo se pudo realizar la evaluación de un espécimen. Resultados ± D.E.

## Evaluación química

- **Determinación de fenoles totales**

La cuantificación de polifenoles totales se realizó en los zumos de las bayas recolectadas en los tres muestreos. Los resultados se observan en la tabla X.

De los dos tratamientos de alga evaluados, la concentración del 1% de *S. horneri* arrojó una mayor concentración de estos compuestos con respecto al tratamiento del 0.5% durante los tres muestreos. En ambos controles el contenido de fenoles fue más elevado previo a la aplicación de los productos (primer muestreo), y a partir del segundo muestreo, estos componentes comenzaron a disminuir. *S. horneri* al 0.5% favoreció el aumento de estos metabolitos después de la primera aplicación, sin embargo, en menor cantidad con respecto a la dosis alta.

Al analizar los resultados de los diferentes muestreos, es notable que en todos los tratamientos los polifenoles aumentaron después de la primera aplicación (segundo muestreo), pero disminuyeron considerablemente en el tercer muestreo. De acuerdo con los resultados reportados por Champagnol et al., (1984) y Stafne et al., (2019), los ácidos fenólicos se presentan en mayor cantidad antes del envero y van disminuyendo conforme a la madurez del fruto, esto es congruente con los resultados obtenidos<sup>49, 52</sup>.



Gráfica A. Evaluación de polifenoles totales en vid con distintos tratamientos.

- Grados Brix y sólidos solubles totales (SST)

Los resultados obtenidos de los los °Brix mostraron un aumento conforme avanzó el estado de maduración de la uva en todos los tratamientos, con rangos desde 5-11, 9-13.4 y 14.8-15 grados durante el primer, segundo y tercer muestreo respectivamente. Particularmente el tratamiento con *Sargassum horneri* al 0.5% fue el que presentó valores mayores de °Brix, seguido por el tratamiento de *Sargassum horneri* al 1.0%. El regulador de crecimiento Ethrel fue el que presentó un menor contenido de azúcares.

Según Hubbard *et al.*, (1990) y Seymour *et al.*, (1987), los grados Brix aumentan durante la maduración porque el almidón se degrada rápidamente, acumulando azúcares, principalmente glucosa, fructosa y sacarosa<sup>102, 103</sup>.

Por otro lado, los azúcares son el componente mayoritario de los SST, por lo que éstos se usan como criterio para establecer normas de maduración de algunas frutas; además, su calidad comestible suele correlacionarse mejor con el contenido de SST<sup>104</sup>. En el caso de la cuantificación de los SST, ninguna de las soluciones preparadas logró superar los valores obtenidos con el control Ethrel.

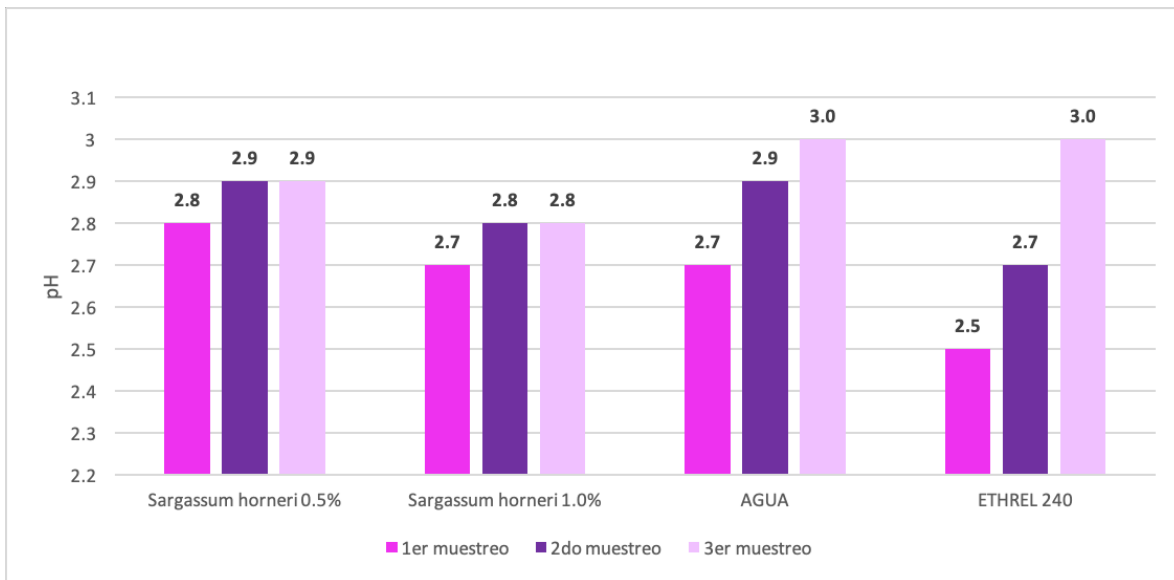
Tabla XI. Evaluación de °Brix y SST en vid con distintos tratamientos.

Tratamientos	°Brix			SST (g/L)		
	1er muestreo	2do muestreo	3er muestreo	1er muestreo	2do muestreo	3er muestreo
<i>Sargassum horneri</i> 0.5%	11	13.4	15	1.56	1.59	1.51
<i>Sargassum horneri</i> 1.0%	11	12.2	15	1.58	1.88	1.69
Agua	10	13	14.9	1.95	1.56	1.82
Ethrel 240	5	9	14.8	2.16	2.49	2.38

- pH

El pH de los frutos presentó cambios significativos por los tratamientos de algas evaluados. Hubo un cambio de pH de 2.7 a 2.8 para la concentración de 0.5% y de 2.8 a 2.9 para el extracto al 1%, sin embargo, los rangos para todos los tratamientos incluyendo los controles se mantuvo entre 2.7- 3.

Al final del envero, el crecimiento de la baya se va ralentizando, hasta que se detiene y da paso a unos 40-60 días, en los que la uva concentrará azúcares y disminuirá acidez<sup>53</sup>. El pH de la mayoría de los vinos se encuentra en el intervalo de 2.8 a 4<sup>62</sup>.



Gráfica B. Evaluación de pH en vid con distintos tratamientos.

## CONCLUSIONES

Con el análisis de resultados obtenidos de la caracterización de las dos especies de algas del género *Sargassum*, se establecen las siguientes conclusiones:

1. La variabilidad de los resultados de la composición química de los extractos de *Sargassum horneri*, obtenidos de los muestreos de 2022 y 2023, es debida a la zona geográfica y época del año de la recolección.
2. *Sargassum horneri* recolectada en el año 2023 presento un mayor contenido de carbono orgánico (28.67%) y nitrógeno (2.64%), respecto a la misma alga recolectada en 2022 (25.41% C y 1.81%N) y a *Sargassum muticum* (22.17%C y 1.43 %N).
3. En el perfil polifenólico, *S. horneri* recolectada en 2023 presentó un contenido más alto de polifenoles y flavonoides totales en comparación con *S. muticum*. Este comportamiento también se pudo identificar con el contenido de auxinas.
4. El tratamiento de *S. horneri* al 0.5% mostró una mejora en las características físicas de la calidad de baya, superando inclusive al control positivo (Ethrel). Un comportamiento similar se observó con los racimos y raquis de la planta de vid.
5. En el contenido de polifenoles totales, los tratamientos a base de *S. horneri* favorecieron el aumento de estos compuestos después de la primera aplicación, sin embargo, este incremento fue más notable con la concentración de esta alga al 1% con 1714 mgEAG.
6. En general, los polifenoles totales disminuyen en las muestras de la última aplicación de tratamientos, ya que los ácidos fenólicos se presentan en mayor cantidad antes del envero y descienden conforme madura del fruto.
7. Los dos tratamientos de *Sargassum* favorecieron el aumento de grados Brix. Los resultados son congruentes debido al aumento en la maduración de la baya.

## REFERENCIAS

1. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Bioeconomía 101.
2. El Boukhari, M. E. M., Barakate, M., Bouhia, Y., & Lyamlouli, K. (2020). Trends in seaweed extract based biostimulants: Manufacturing process and beneficial effect on soil-plant systems. In *Plants* (Vol. 9, Issue 3). <https://doi.org/10.3390/plants9030359>
3. Ertani, A., Francioso, O., Tinti, A., Schiavon, M., Pizzeghello, D., & Nardi, S. (2018). Evaluation of seaweed extracts from laminaria and ascophyllum nodosum spp. As biostimulants in zea mays L. using a combination of chemical, biochemical and morphological approaches. *Frontiers in Plant Science*, 9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00428>
4. Roupshael, Y., Spíchal, L., Panzarová, K., Casa, R., & Colla, G. (2018). High-throughput plant phenotyping for developing novel biostimulants: from lab to field or from field to lab? *Frontiers in Plant Science*, 9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01197>
5. Yakhin, O. I., Lubyantsev, A. A., Yakhin, I. A., & Brown, P. H. (2017). Biostimulants in plant science: A global perspective. In *Frontiers in Plant Science* (Vol. 7). <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
6. Tarantino, A., Lops, F., Disciglio, G., & Lopriore, G. (2018). Effects of plant biostimulants on fruit set, growth, yield and fruit quality attributes of 'Orange rubis®' apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivar in two consecutive years. *Scientia Horticulturae*, 239. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.04.055>
7. Fontana, A. R., Antonioli, A., & Bottini, R. (2017). Extraction, characterization and utilisation of bioactive compounds from wine industry waste. In *Utilisation of Bioactive Compounds from Agricultural and Food Production Waste*. <https://doi.org/10.1201/9781315151540>
8. SAGARPA & SIAP. (2018). Atlas Agroalimentario 2012-2018. *Publicaciones SIAP, Gobierno de México*.
9. SAGARPA & SIAP. (2022). Producción de uva en México 2022. *Publicaciones SIAP, Gobierno de México*.
10. Espinoza-Avalos, J. (2005). Fenología de macroalgas marinas Phenology of marine macroalgae. *Hidrobiología*, 15(1).
11. Kentula, M. E. y D. W. T. H. (2003). *Abundance of seagrass (Zostera marina L.) and macroalgae in relation to the salinity-temperature gradient in Yaquina Bay*. 1130–1141.
12. Gibson, C. E., & Darley, W. M. (1983). Algal Biology: A Physiological Approach. *The Journal of Ecology*, 71(3). <https://doi.org/10.2307/2259609>
13. Camera.Edu.Vn. (2023). *Descubrir 56+ algas pardas Dibujo* .
14. Generalitat Valenciana. (s.f.). *PHYLUM OCHROPHYTA*
15. Generalitat Valenciana. (s.f.). *Clase Phaeophyceae*.
16. Rodríguez-Montesinos, Y. E., & Hernández-Carmona, G. (1991). Variación estacional y geográfica de la composición química de *Macrocystis pyrifera* en la costa occidental de Baja California. *Ciencias Marinas*, 17.
17. Mascarós, T. P. (2015). Caracterización físico-química y nutricional de algas en polvo empleadas como ingrediente alimentario. *Universidad Politécnica de Valencia*.

18. Holdt, S. L., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. In *Journal of Applied Phycology* (Vol. 23, Issue 3). <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9632-5>
19. Lora, D., & Hernández, E. (2021). *Algas marinas: sus propiedades y aprovechamiento en la agricultura sustentable*.
20. Britannica T. (2023). *Sargassum*.
21. Ocean Exploration. (2022). *What Causes Ocean Currents? Ocean Exploration Facts: NOAA Office Of Ocean Exploration and Research*. Oceanexplorer.Noaa.Gov.
22. Paredes-Camacho, R. M., González-Morales, S., González-Fuentes, J. A., Rodríguez-Jasso, R. M., Benavides-Mendoza, A., Charles-Rodríguez, A. V., & Robledo-Olivo, A. (2023). Characterization of *Sargassum* spp. from the Mexican Caribbean and Its Valorization through Fermentation Process. *Processes*, 11(3). <https://doi.org/10.3390/pr11030685>
23. Chávez, V., Uribe-Martínez, A., Cuevas, E., Rodríguez-Martínez, R. E., van Tussenbroek, B. I., Francisco, V., Estévez, M., Celis, L. B., Monroy-Velázquez, L. V., Leal-Bautista, R., Álvarez-Filip, L., García-Sánchez, M., Masia, L., & Silva, R. (2020). Massive influx of pelagic sargassum spp. On the coasts of the mexican caribbean 2014–2020: Challenges and opportunities. *Water (Switzerland)*, 12(10). <https://doi.org/10.3390/w12102908>
24. Marks, L. M., Salinas-Ruiz, P., Reed, D. C., Holbrook, S. J., Culver, C. S., Engle, J. M., Kushner, D. J., Caselle, J. E., Freiwald, J., Williams, J. P., Smith, J. R., Aguilar-Rosas, L. E., & Kaplanis, N. J. (2015). Range expansion of a non-native, invasive macroalga *Sargassum horneri* (Turner) C. Agardh, 1820 in the eastern Pacific. *BioInvasions Records*, 4(4). <https://doi.org/10.3391/bir.2015.4.4.02>
25. Kaplanis, N. J., Harris, J. L., & Smith, J. E. (2016). Distribution patterns of the non-native seaweeds *Sargassum horneri* (Turner) C. Agardh and *Undaria pinnatifida* (Harvey) Suringar on the San Diego and Pacific coast of North America. *Aquatic Invasions*, 11(2). <https://doi.org/10.3391/ai.2016.11.2.01>
26. Smetacek, V., & Zingone, A. (2013). Green and golden seaweed tides on the rise. In *Nature* (Vol. 504, Issue 7478). <https://doi.org/10.1038/nature12860>
27. Byeon, S. Y., Oh, H. J., Kim, S., Yun, S. H., Kang, J. H., Park, S. R., & Lee, H. J. (2019). The origin and population genetic structure of the 'golden tide' seaweeds, *Sargassum horneri*, in Korean waters. *Scientific Reports*, 9(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-019-44170-x>
28. Aguilar Rosas, L. E., Aguilar Rosas, C. V., & Núñez Cebrero, F. (2011). La introducción del alga marina *Sargassum horneri* en Baja California, México: una plaga biológica. *Revista Electrónica JATAY*, 1.
29. Pizzolla, P. (2008). *Sargassum muticum Wireweed*.
30. Eno, N. C., Clark, R. a, & Sanderson, W. G. (1997). Non-native marine species in British waters : a review and directory Edited by. *Flora*, 6(4).
31. Strong, J. A., Maggs, C. A., & Johnson, M. P. (2009). The extent of grazing release from epiphytism for *sargassum muticum* (Phaeophyceae) within the invaded range. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 89(2). <https://doi.org/10.1017/S0025315408003226>
32. Rueness, J. (1989). *Sargassum muticum* and other introduced Japanese macroalgae: Biological pollution of European coasts. *Marine Pollution Bulletin*, 20(4). [https://doi.org/10.1016/0025-326X\(89\)90488-8](https://doi.org/10.1016/0025-326X(89)90488-8)

33. Norton, T. A. (1990). A Bibliography of the Invasive Alga *Sargassum muticum* (Yendo) Fensholt (Fucales; Sargassaceae). *Botanica Marina*, 33(6). <https://doi.org/10.1515/botm.1990.33.6.551>
34. ISC (Invasive Species Compendium). (2013). *Sargassum muticum*.
35. Riosmena-Rodríguez, R., López, V. J. M., Lara, U. M. M. & López, C. J. M. 2013: *en prensa*.
36. Roupael, Y., De Micco, V., Arena, C., Raimondi, G., Colla, G., & De Pascale, S. (2017). Effect of *Ecklonia maxima* seaweed extract on yield, mineral composition, gas exchange, and leaf anatomy of zucchini squash grown under saline conditions. *Journal of Applied Phycology*, 29(1). <https://doi.org/10.1007/s10811-016-0937-x>
37. Craigie, J. S. (2011). Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. In *Journal of Applied Phycology* (Vol. 23, Issue 3). <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9560-4>
38. Shekhar, S. H. S., Lyons, G., McRoberts, C., McCall, D., Carmichael, E., Andrews, F., & McCormack, R. (2012). Brown seaweed species from Strangford Lough: Compositional analyses of seaweed species and biostimulant formulations by rapid instrumental methods. *Journal of Applied Phycology*, 24(5). <https://doi.org/10.1007/s10811-011-9744-6>
39. Noli, Z. A., & Azwar, M. (2021). Effects of *Sargassum crassifolium* Extract Formula as Biostimulant on Growth and Yield of *Glycine max* L. Merrill. *Jurnal Biologi Tropis*, 21(3). <https://doi.org/10.29303/jbt.v21i3.2842>
40. ALGAS 60 - Ecofertilizing. (2021). *Ecofertilizing*.
41. Agrosanitario, SL. (2018). Agro Kelp. *AgroNutrients*. <http://agronutrients.com/productos/linea-verde/agro-kelp/>
42. Du Jardin, P. (2012). The science of plant biostimulants- A bibliographic analysis. *Brussels: European Commission*.
43. Roupael, Y., & Colla, G. (2018). Synergistic biostimulatory action: Designing the next generation of plant biostimulants for sustainable agriculture. *Frontiers in Plant Science*, 871. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01655>
44. Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. In *Scientia Horticulturae* (Vol. 196). <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
45. Jisa. (s. f.). *Ascophyllum nodosum* | JISA / Fertilizantes agrícolas :: Agronutrientes. <https://www.fertilizantesyabonos.com/ascophyllum-nodosum/>.
46. Benavides Mendoza, A. (2021). Bioestimulantes agrícolas: importancia y definición. *ResarchGate*.
47. SIAP. (2020). Panorama Agroalimentario 2020. In *Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural*.
48. Naidu, R. A., Maree, H. J., & Burger, J. T. (2015). Grapevine Leafroll Disease and Associated Viruses: A Unique Pathosystem. In *Annual Review of Phytopathology* (Vol. 53). <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-102313-045946>
49. Champagnol, F. 1984. Elements de Physiologie de la Vigne et de Viticulture Generale. *Dehan, Montpellier*.
50. Piña, S., & Dámaso, B. (2004). Ciclo fenológico de cultivares de Vid (*Vitis vinifera* L.) para mesa en condiciones tropicales. *SciELO*, 16(1).

51. Keller, M. (2010). The Science of Grapevines: Anatomy and Physiology. In *The Science of Grapevines: Anatomy and Physiology*. <https://doi.org/10.1016/C2009-0-01866-2>
52. Stafne, E. (2019). *Stages of grape berry development – Grapes*. <https://grapes.extension.org/stages-of-grape-berry-development/>.
53. De Castilla, P. V. (2021). El envero y la madurez de la uva. *Vinícola de Castilla*. <https://vinicoladecastilla.com/el-envero-y-la-madurez-de-la-uva/>.
54. Alavesa, B. R. (2018). El envero ha comenzado en Rioja Alavesa, un anuncio de la vendimia. *Blog Rioja Alavesa*. <https://blogriojaalavesa.eus/envero-en-rioja-alavesa-2018/>
55. Mulero, J., Martínez, G., Oliva, J., Cermeño, S., Cayuela, J. M., Zafrilla, P., Martínez-Cachá, A., & Barba, A. (2015). Phenolic compounds and antioxidant activity of red wine made from grapes treated with different fungicides. *Food Chemistry*, 180. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.01.141>
56. Puértolas, E., Saldaña, G., Condón, S., Álvarez, I., & Raso, J. (2010). Evolution of polyphenolic compounds in red wine from Cabernet Sauvignon grapes processed by pulsed electric fields during aging in bottle. *Food Chemistry*, 119(3). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.08.018>
57. eixeira, A., Eiras-Dias, J., Castellarin, S. D., & Gerós, H. (2013). Berry phenolics of grapevine under challenging environments. In *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 14, Issue 9). <https://doi.org/10.3390/ijms140918711>
58. Burin, V. M., Ferreira-Lima, N. E., Panceri, C. P., & Bordignon-Luiz, M. T. (2014). Bioactive compounds and antioxidant activity of *Vitis vinifera* and *Vitis labrusca* grapes: Evaluation of different extraction methods. *Microchemical Journal*, 114. <https://doi.org/10.1016/j.microc.2013.12.014>
59. Šeruga, M., Novak, I., & Jakobek, L. (2011). Determination of polyphenols content and antioxidant activity of some red wines by differential pulse voltammetry, HPLC and spectrophotometric methods. *Food Chemistry*, 124(3). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.07.047>
60. Gris, E. F., Mattivi, F., Ferreira, E. A., Vrhovsek, U., Pedrosa, R. C., & Bordignon-Luiz, M. T. (2011). Proanthocyanidin profile and antioxidant capacity of Brazilian *Vitis vinifera* red wines. *Food Chemistry*, 126(1). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.10.102>
61. Herrero, A. y J. Guardia. 1992. *Conservación de frutos: Manual técnico*. Ed. Mundi-Prensa, Madrid. <https://mexico.infoagro.com/la-importancia-de-los-grados-brix-en-frutas-y-hortalizas/>.
62. VitiEno. (2020). Ph y vino. <http://www.vitieno.es/2020/12/20/ph-y-vino/>.
63. México, W. (2022). *Todo sobre la uva Cabernet Sauvignon - Wine México*. *Wine México*. <https://www.wine.com.mx/wineverso/uva/uvas-tintas/cabernet-sauvignon/cabernet-sauvignon/>.
64. *Enología Dq.* (2023). *Vino Cabernet Sauvignon: características, uvas, regiones y notas de cata*. *Master en Enología Online*. <https://masterenenologiaonline.es/uvas/vino-cabernet-sauvignon/>.
65. De Flores, G. M. (2004). *Los vinos, los quesos y el pan*. Editorial Limusa S.A. De C.V.
66. Faesler, C., & Calderwood, M. (2003). *El vino mexicano: raíz, sarmiento y frutos*.

67. Mascarell, P. G. (2021). 22 vinos mexicanos para descubrir y disfrutar. *Revista Central*. <https://www.revistacentral.com.mx/trends-revista-central/foodie/notas/22-vinos-mexicanos-de-primer-nivel-para-descubrir-y-disfrutar>.
68. Machu, L., Misurcova, L., Ambrozova, J. V., Orsavova, J., Mlcek, J., Sochor, J., & Jurikova, T. (2015). Phenolic content and antioxidant capacity in algal food products. *Molecules*, 20(1).
69. Cicco, N., & Lattanzio, V. (2011). The Influence of Initial Carbonate Concentration on the Folin-Ciocalteu Micro-Method for the Determination of Phenolics with Low Concentration in the Presence of Me-ethanol: A Comparative Study of Real-Time Monitored Reactions. *American Journal of Analytical Chemistry*, 02(07). <https://doi.org/10.4236/ajac.2011.27096>
70. Thea, A. E. (2013). *Diferencias en los parámetros fisicoquímicos de calidad entre los distintos tipos de té (Camelliasinensis (L.) O. Kuntze) elaborados en Argentina*. Universidad nacional de las misiones.
71. Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S. R. (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of nutritional science*, 5, p.e47. *Journal of Nutritional Science*, 5.
72. Havsteen, B. H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. In *Pharmacology and Therapeutics* (Vol. 96, Issues 2–3). [https://doi.org/10.1016/S0163-7258\(02\)00298-X](https://doi.org/10.1016/S0163-7258(02)00298-X)
73. Takahashi, A., & Ohnishi, T. (2004). The significance of the study about the biological effects of solar ultraviolet radiation using the Exposed Facility on the International Space Station. *Biological Sciences in Space = Uchū Seibutsu Kagaku*, 18(4). <https://doi.org/10.2187/bss.18.255>
74. Samanta Amalesh, Das Gouranga, D. S. K. (2011). Roles of flavonoids in Plants. *Int J Pharm Sci Tech*, 6(1).
75. Solnier, J., Chang, C., & Pizzorno, J. (2023, May 18). Flavonoid-Containing Dietary Supplements for Micronutrient Deficiency. In *Encyclopedia*. <https://encyclopedia.pub/entry/44528>
76. Magalhães, L. M., Almeida, M. I. G. S., Barreiros, L., Reis, S., & Segundo, M. A. (2012). Automatic Aluminum Chloride Method for Routine Estimation of Total Flavonoids in Red Wines and Teas. *Food Analytical Methods*, 5(3). <https://doi.org/10.1007/s12161-011-9278-1>
77. Chia-Chi, C., Ming-Hua, Y., Hwei-Mei, W., & Jiing-Chuan, C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3).
78. Edwards, K. F., Pfister, C. A., & Van Alstyne, K. L. (2006). Nitrogen content in the brown alga *Fucus gardneri* and its relation to light, herbivory and wave exposure. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 336(1). <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2006.04.013>
79. Anderson, M. (2021, 16 agosto). Role of nitrogen in plants and its importance - *AgroCorn*. *AgroCorn*. <https://agrocorn.com/role-of-nitrogen-in-plants-and-its-importance/>.
80. Mihaljev, Ž. A., Jakšić, S. M., Prica, N. B., Čupić, Ž. N., & Živkov-Baloš, M. M. (2015). Comparison of the Kjeldahl method, Dumas method and NIR method for total nitrogen determination in meat and meat products. *Journal of Agroalimentary Processes and Technologies*, 21(4).

81. Koch, F. C., & McMeekin, T. L. (1924). A new direct nesslerization micro-kjeldahl method and a modification of the nessler-folin reagent for ammonia. *Journal of the American Chemical Society*, 46(9). <https://doi.org/10.1021/ja01674a013>
82. Hach Mexico. (s. f.-b). Set de reactivos para la determinación de nitrógeno (total Kjeldahl) | Hach Mexico - Detalles | Hach. <https://latam.hach.com/set-de-reactivos-para-la-determinacion-de-nitrogeno-total-kjeldahl/product-details?id=54617158900>.
83. Hach Mexico. (s. f.-b). Set de reactivos para la determinación de nitrógeno (total Kjeldahl) | Hach Mexico - Detalles | Hach. <https://latam.hach.com/set-de-reactivos-para-la-determinacion-de-nitrogeno-total-kjeldahl/product-details?id=54617158900>.
84. Dietze, M. C., Sala, A., Carbone, M. S., Czimczik, C. I., Mantooth, J. A., Richardson, A. D., & Vargas, R. (2014). Nonstructural carbon in woody plants. In *Annual Review of Plant Biology* (Vol. 65). <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-050213-040054>
85. Martínez-Vilalta, J., Sala, A., Asensio, D., Galiano, L., Hoch, G., Palacio, S., ... Lloret, F. (2016). Dynamics of non-structural carbohydrates in terrestrial plants: a global synthesis. *Ecological Monographs*, 86(4), 495-516. <https://doi.org/10.1002/ecm.1231>.
86. Schlesinger, W. H., & Bernhardt, E. S. (2013). Chapter 5 - The Biosphere - The Carbon Cycle of Terrestrial Ecosystems. *Biogeochemistry*, Dukes 2003.
87. CARBONO ORGÁNICO DEL SUELO POR EL MÉTODO DE WALKLEY-BLACK. (2019).
88. Ludwig-Müller, J., & Cohen, J. D. (2002). Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus*. *Physiologia Plantarum*, 115(2). <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.2002.1150220.x>
89. Diaz, A. (2018). *Evaluación de la actividad fitorreguladora de auxinas obtenidas a partir de un extracto de tallos de fréjol común (Phaseolus vulgaris L.) en cultivos de plantas in vitro*. UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO.
90. Secretaria de economía. (2012). *NMX-F-436-SCFI-2011*.
91. Soluciones. (s. f.) Universidad Católica de Santa Fe.
92. OpenStaxCollege. (2012). *Carbohidratos*.
93. Yara Mexico. (2023). *Sólidos solubles totales (SST) en cítricos*.
94. Dorey, E., Fournier, P., Léchaudel, M., & Tixier, P. (2016). A statistical model to predict titratable acidity of pineapple during fruit developing period responding to climatic variables. *Scientia Horticulturae*, 210. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.07.014>
95. Baek, S. H., Cao, L., Jeong, S. J., Kim, H. R., Nam, T. J., & Lee, S. G. (2021). The Comparison of Total Phenolics, Total Antioxidant, and Anti-Tyrosinase Activities of Korean Sargassum Species. *Journal of Food Quality*, 2021. <https://doi.org/10.1155/2021/6640789>
96. Marinho-Soriano, E., Fonseca, P. C., Carneiro, M. A. A., & Moreira, W. S. C. (2006). Seasonal variation in the chemical composition of two tropical seaweeds. *Bioresource Technology*, 97(18). <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2005.10.014>
97. Lourenço, S. O., Barbarino, E., De-Paula, J. C., Pereira, L. O. D. S., & Lanfer Marquez, U. M. (2002). Amino acid composition, protein content and calculation of nitrogen-to-protein conversion factors for 19 tropical seaweeds. *Phycological Research*, 50(3). <https://doi.org/10.1046/j.1440-1835.2002.00278.x>
98. Burtin, P. (2003). Nutritional Value of Seaweeds. *Electronic Journal of Environmental , Agricultural and Food Chemistry*, 2(4).

99. Li, X., Zhao, X., Yuan, H., Guo, Y., Li, J., Zhang, S., Chen, J., Wang, Z., & Wang, K. (2023). Diversity and Carbon Sequestration of Seaweed in the Ma'an Archipelago, China. *Diversity*, 15(1). <https://doi.org/10.3390/d15010012>
100. Abe, H., Uchiyama, M., & Sato, R. (1972). Isolation and identification of native auxins in marine algae. In *Agricultural and Biological Chemistry* (Vol. 36, Issue 12). <https://doi.org/10.1080/00021369.1972.10860553>
101. Sanderson, K. J., Jameson, P. E., & Zabkiewicz, J. A. (1987). Auxin in a Seaweed Extract: Identification and Quantitation of Indole-3-acetic acid by Gas Chromatography-Mass Spectrometry. *Journal of Plant Physiology*, 129(3-4), 363-367. [https://doi.org/10.1016/S0176-1617\(87\)80093-7](https://doi.org/10.1016/S0176-1617(87)80093-7)
102. Hubbard, N. L., Pharr, D. M., & Huber, S. C. (1990). Role of sucrose phosphate synthase in sucrose biosynthesis in ripening bananas and its relationship to the respiratory climacteric. *Plant Physiology*, 94(1). <https://doi.org/10.1104/pp.94.1.201>
103. SEYMOUR, G. B., JOHN, P., & THOMPSON, A. K. (1987). Inhibition of degreening in the peel of bananas ripened at tropical temperatures: II. Role of ethylene, oxygen and carbon dioxide. *Annals of Applied Biology*, 110(1). <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1987.tb03242.x>
104. Wills, R.H.H., T.H. Lee, W.B. McGlasson, E.G. Hall y D. Grahan. (1984). *Fisiología y manipulación de frutas y hortalizas pos-recolección*. Acribia editores, Zaragoza (España). pp. 73-135.

## APÉNDICES

## Técnicas experimentales

### **Espectroscopia uv-vis**

Para las lecturas de absorbancia realizadas en los ensayos antioxidantes, se utilizó un espectrofotómetro Thermo Scientific, modelo Genesys 20, en celdas de cuarzo de 10 mm.

### **pH y SST**

Fue utilizado un medidor portátil de pH, mV, conductividad, sólidos totales disueltos y temperatura, marca Conductronic, modelo PC19.

### **Grados Brix**

Fue utilizado un refractómetro portátil con escala de 0 a 32 °Brix, marca Atago modelo 300001.

### **Determinación de nitrógeno**

Fue utilizado un equipo de digestión Digesdahl marca Hach.