

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Efecto de la Aplicación de Extractos de Algas Pardas en el Cultivo de Lili (*Lilium* sp.) en Condiciones de Invernadero.

Por:

**LUIS ALEJANDRO ACO ESPINOSA**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA**

Saltillo, Coahuila, México.

Junio 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Efecto de la Aplicación de Extractos de Algas Pardas en el Cultivo de Lili (*Lilium*  
sp.) en Condiciones de Invernadero.

Por:


**LUIS ALEJANDRO ACO ESPINOSA**


TESIS


Presentada como requisito parcial para obtener el título de:


**INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA**

Aprobada por el Comité de Asesoría:

  
Dr. José Antonio González Fuentes  
Asesor Principal Interno

  
M.C. Rosa María Paredes Camacho  
Asesora Principal Externa

  
M.C. Etelberto Cortez Quevedo  
Coasesor

  
Dr. José Alfredo Hernández Maruri  
Coasesor

  
Dr. Alberto Sandoval Ramírez  
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Junio 2024

### Declaración de no plagio

El autor principal quien es el responsable directo, jura bajo protesta decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior nos responsabilizamos de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaramos que este trabajo es original.

Autor principal



---

Luis Alejandro Aco Espinosa

Pasante

## Agradecimientos

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme permitido realizar mis estudios de licenciatura, por las experiencias durante mi estancia, por mi formación académica y mi desarrollo profesional.

A mi consejo particular por sus contribuciones y sugerencias, para la realización de este trabajo.

**Al Dr. José Antonio González Fuentes**, por la orientación y sugerencias de este proyecto, además de brindarme conocimientos y habilidades durante mi formación académica.

**A la M.C. Rosa María Paredes Camacho**, por su conocimiento, su orientación, el tiempo, la dedicación, la paciencia y el compromiso durante todo el proceso de elaboración de este trabajo, dejando una huella significativa en mi formación académica, profesional y personal. Por su amistad y apoyo.

**Al M.C. Etelberto Cortez Quevedo**, por su orientación, su conocimiento, por sus sugerencias, apoyo y por la oportunidad de realizar este trabajo. Por ser parte de mi formación profesional y personal. Por su amistad y confianza.

**Al Dr. José Alfredo Hernández Maruri**, por sus conocimientos aportados durante mi estancia en la licenciatura y por su apoyo para concluir este trabajo.

A mi familia y amigos que contribuyeron de forma directa e indirecta en la realización de este trabajo

Un gran agradecimiento a mi madre **María de Jesús Espinosa Nava** y a mi padre **Alejandro Aco López** por su amor y apoyo incondicional durante toda la vida. Por su motivación, por la confianza y los buenos consejos en todo momento, por brindarme una educación mejor y apoyarme de manera moral y económica durante mi estancia en la universidad y en este trabajo.

A mis hermanos, **Ivon Itzel Aco Espinosa** y **Agustín David Aco Espinosa**, por su apoyo en cada momento, por su comprensión y su aliento durante cada etapa académica y de vida. Estando en todo momento, dándome atención y cariño.

A **Nataly González Machorro**, por apoyarme durante todo el transcurso de este trabajo, muchas gracias por ser mi apoyo incondicional, por estar en los momentos más difíciles de la tesis, y en los momentos más gratos.

A **Diana Velia Andrade Jiménez**, por tu amistad sincera e incondicional, por tu apoyo durante toda la carrera, por las grandes experiencias durante nuestra formación académica.

A mis amigos y amigas de aulas **Yazmín García Mejía, Minerva Dalay Jasso Tobías, Citlalli Reyes Hernández, Juan González Castro, Joselin Escobedo Rodríguez**, por apoyarme en este trabajo, por su amistad y la convivencia durante esta etapa de mi vida.

A los trabajadores que en algún momento me apoyaron en este trabajo.

Este trabajo es el resultado del apoyo de muchas personas, ya que sin ellas no hubiese sido posible la tesis y el concluir la universidad.

## Dedicatorias

Con amor y respeto a mis padres.

A mi madre le agradezco profundamente por su amor incondicional e inquebrantable, su dedicación, su perseverancia durante cada etapa de mi vida. Gracias por todo el esfuerzo y sacrificio puesto en mí, inspirándome a ser mejor, a alcanzar metas y a seguir adelante en todo momento bajo cualquier circunstancia, por enseñarme a que todo es posible y por su gran motivación, por estar en cada tropiezo y en cada logro ser mi mayor celebración. Siempre le estaré agradecido por todo lo que me ha dado. Con gratitud y mucho amor a **María de Jesús Espinosa Nava**.

A mi padre le agradezco por su apoyo durante todo este camino, por su esfuerzo e inspírame a nunca rendirme, de igual manera agradezco cada sacrificio puesto en mí, por brindarme valores y ser un gran ejemplo. Gracias por ser una base primordial en este camino, con todo mi cariño y respeto a **Alejandro Aco López**.

A mis queridos hermanos

Gracias por su apoyo durante toda la vida, gracias por ser mis grandes respaldos y por su motivación a seguir adelante. Agradezco sinceramente el vínculo que compartimos, más allá de hermanos son mis amigos. Cada palabra de aliento, cada gesto de atención es un tesoro invaluable para mí. Muchas gracias a **Agustín David Aco Espinosa** por todo el apoyo moral y económico brindado en esta travesía académica. También con mucho cariño a **Ivon Itzel Aco Espinosa**, por apoyarme siempre, por brindarme confianza desde los primeros indicios de esta etapa académica, por su apoyo moral y económico. Este logro igual es de ustedes, gracias por estar presentes, por ser mis aliados y ser parte fundamental de mi vida y de este éxito.

A mis sobrinos.

A **Yael Israel Godínez Aco** y a **Ulises Emiliano Aco Espinosa**, por ser una parte esencial de mi vida, por cada sonrisa compartida que atesoro con gran cariño.

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Programa de fertirriego en el cultivo de <i>Lilium</i> , var. Table Dance. ....	24
<b>Cuadro 2.</b> Descripción de los tratamientos aplicados en cultivo de Lili. ....	25
<b>Cuadro 3.</b> Variables agronómicas, en respuesta a la aplicación de bioestimulantes de algas marrón en los diferentes tratamientos en el cultivo de Lili. ....	30
<b>Cuadro 4.</b> Variables bioquímicas en el cultivar de <i>Lilium</i> var. Table Dance en respuesta a la aplicación de extractos de algas pardas y un testigo comercial en los diferentes tratamientos, en comparación a un control absoluto. ....	43

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Comercialización de <i>Lilium</i> spp. fresco cortado .....	13
<b>Figura 2.</b> Principales entidades productoras de <i>Lilium</i> en México .....	14
<b>Figura 3.</b> Clasificación de algas pardas en el Atlántico Mexicano.....	17
<b>Figura 4.</b> Ubicación del experimento.....	21
<b>Figura 5.</b> Días a cosecha de flores de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar .....	32
<b>Figura 6.</b> Altura de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar. ....	34
<b>Figura 7.</b> Número de botones por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar.. ....	36
<b>Figura 8.</b> Biomasa fresca por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar.. ....	38
<b>Figura 9.</b> Biomasa seca por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar. ....	40
<b>Figura 10.</b> Días en florero (vida postcosecha) por flor de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar.. ....	42
<b>Figura 11.</b> Concentración de flavonoides en pétalos de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de <i>Sargassum</i> spp., <i>Macrocystis pyrifera</i> obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex ®), aplicados por vía drench y foliar. ....	46



## ÍNDICE GENERAL.

Declaración de no plagio.....	iii
Agradecimientos .....	iv
Dedicatorias.....	vi
ÍNDICE DE CUADROS .....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN .....	1
I. INTRODUCCIÓN .....	2
II. JUSTIFICACIÓN.....	4
III. OBJETIVOS.....	5
3.1. Objetivo general.....	5
3.2. Objetivos específicos .....	5
IV. HIPÓTESIS .....	6
V. REVISIÓN DE LITERATURA .....	7
5.1. Generalidades del cultivo de <i>Lilium</i> .....	7
5.1.1. Origen y Distribución .....	7
5.2. Taxonomía y Morfología de la Lili.....	7
5.2.1. Descripción taxonómica .....	7
5.2.2. Descripción Morfológica.....	8
5.3. Clasificación del <i>Lilium</i> .....	10
5.3.1. Híbridos comerciales .....	10
5.4. Requerimientos para el crecimiento y desarrollo de la Lili.....	10
5.5. Importancia de la Lili en México y en el mundo .....	12
5.6. Uso de la Lili.....	14
5.7. Algas pardas o marrones y su importancia.....	15
5.8. Distribución de las algas pardas .....	16
5.9. Composición química de las algas pardas.....	17
5.10. Tipos de extracción .....	17
5.11. Fermentación líquida.....	18
5.12. Bioestimulantes .....	18
5.13. Tipos de bioestimulantes .....	19
5.14. Extracto de algas y su importancia.....	19

5.15. Metabolitos primarios.....	20
5.16. Bioestimulación en ornamentales.....	20
<b>VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>21</b>
6.1. Ubicación del experimento .....	21
6.2. Obtención de extractos .....	22
6.2.1. Obtención de materia prima .....	22
6.2.2. Extracción por agitación.....	22
6.2.3. Extracción por fermentación.....	22
6.3. Establecimiento del experimento .....	23
6.3.1. Material vegetal.....	23
6.3.2. Preparación de sustrato y llenado de macetas.....	23
6.3.3. Preparación y siembra del material vegetal .....	23
6.3.4. Distribución de macetas .....	23
6.3.5. Solución nutritiva .....	23
6.3.6. Fertirriego .....	24
6.3.7. Diseño experimental y tratamientos .....	24
6.3.8. Tratamientos y su aplicación .....	24
6.3.9. Manejo del cultivo. ....	26
6.3.9.1. Control de plagas y enfermedades .....	26
6.4. Registro de datos y variables de estudio .....	26
6.4.1. Variables agronómicas .....	26
6.4.2. Variables bioquímicas.....	27
6.4.2.1. Clorofilas en hoja.....	27
6.4.2.2. Preparación de extracto .....	28
6.4.2.3. Flavonoides en flores .....	28
6.5. Análisis estadístico.....	28
<b>VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>29</b>
7.1. Variables agronómicas.....	29
7.1.1. Días a corte .....	32
7.1.2. Altura .....	33
7.1.3. Número de botones.....	35
7.1.4. Biomasa Fresca.....	37

7.1.5. Peso seco.....	39
7.2. Días en florero.....	41
7.3. Variables bioquímicas .....	43
7.3.1. Flavonoides.....	45
VIII. CONCLUSIONES .....	48
IX. LITERATURA CITADA.....	49

## RESUMEN

En México los floricultores dedicados a Lili enfrentan una serie de problemáticas en cuanto a las condiciones climáticas actuales, los costos del material vegetal y el uso indiscriminado de plaguicidas y fertilizantes químicos, además de que en la actualidad la mayoría de los bulbos son de un solo ciclo productivo, por lo que, todo esto hace que la mayoría de las veces el cultivo de Lili no sea rentable. Por lo cual, el objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la aplicación vía drench y vía foliar de extractos de *Sargassum* spp. y *Macrocystis pyrifera* obtenido por agitación y fermentación en el cultivo de Lili en condiciones de invernadero, donde se empleó un diseño completamente al azar con 21 tratamientos, con 5 repeticiones, los cuales consistieron en dosis de 8 y 16 mL/L aplicados vía foliar y drench de los diferentes productos utilizados. Evaluando parámetros agronómicos, vida en florero, clorofilas y flavonoides. Los resultados mostraron que en las variables días a corte, tamaño de flor (D.P.F. y D.E.F.), botones totalmente desarrollados, clorofilas (a, b, total) no mostraron diferencia estadística significativa entre tratamientos y control absoluto, mientras que el número de hojas, el diámetro de tallo, altura, número de botones, días en florero y el contenido de flavonoides si mostraron diferencia significativa entre los tratamientos. Por lo tanto, se concluye que la aplicación de extractos de algas no favoreció el desarrollo de algunas variables agronómicas, pero si prolonga la vida de florero que fue uno de los objetivos principales de esta investigación.

**Palabras claves:** *Lilium* sp., extracto de agitación, extracto de fermento, *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera*, vida en florero.

## I. INTRODUCCIÓN

El *Lilium* es una planta ornamental muy admirada y utilizada por su gran belleza y popularidad, esto debido a su variedad de colores y formas, por lo cual es utilizada en arreglos florales, ramos y jardines, ya que en México es apreciada como flor de corte y maceta. Además, la disponibilidad de la flor durante todo el año mediante los sistemas intensivos de producción de esta planta hace que su demanda sea alta dentro del mercado la (Álvarez *et al.* 2008). También, el área de floricultura es de las industrias más fuertes en muchos países desarrollados. Sin embargo, en México ocupa el tercer lugar a nivel mundial en superficie destinada al cultivo florícola y el 10% de la producción va destinado a la exportación. (García y Companioni, 2018).

Por otra parte, debido a los cambios climáticos actuales los sistemas de producción agrícola están buscando alternativas, que ayuden a tolerar situaciones de estrés y hagan redituables los cultivos sin provocar daños al medio ambiente, por lo que el uso de sustancias de origen orgánico cada vez están tomando más relevancia entre productores de diversos cultivos, como es el caso de uso de los bioestimulantes, los cuales son cualquier sustancia natural y/o microorganismo aplicado a plantas, semillas, rizosfera aumenta el crecimiento vegetal, mejorando la eficiencia de nutrientes, haciendo más tolerante a la planta al estrés, esto para incrementar los estándares de calidad y de acuerdo con algunos autores se pueden clasificar en ácidos húmicos y fúlvicos, hidrolizados de proteínas, biopolímeros, extractos de algas y botánicos, hongos y bacterias benéficas, entre otros (Du Jardin, 2015).

Los extractos de algas son de los productos más utilizados como bioestimulantes pues al emplearlos estimulan el desarrollo y rendimiento de los cultivos florícolas dado a los niveles fitohormonas y minerales dentro de las algas, siendo esta una alternativa económica y sencilla en comparación a los agroquímicos sintéticos convencionales (Kularathne *et al.*, 2021). De igual manera, se sabe que los extractos de algas marrones tienen un gran efecto bioestimulante dado a su contenido de azúcares, compuestos fenólicos, fitohormonas, proteínas, vitaminas,

carotenoides, minerales, etc. que incrementa la calidad del producto final (Ertani *et al.*, 2018).

Otro de los grandes problemas de la agricultura moderna a nivel mundial es que la producción agrícola depende de alrededor de 2.3 millones de fertilizantes químicos y plaguicidas (Mahmood *et al.*, 2016). Por tal motivo los costos de producción se elevan, además de que la lixiviación hacia el suelo contribuye al deterioro ambiental. Por ello en la actualidad como ya se mencionó se buscan alternativas en función a una agricultura sustentable, sostenible y en sintonía con el medio ambiente. Dicho lo anterior el objetivo de esta investigación fue evaluar la aplicación de extractos de dos especies de algas pardas en el cultivo de Lili, bajo condiciones de invernadero.

## II. JUSTIFICACIÓN

Dada la importancia de *Lilium* en la floricultura, se debe realizar trabajos de investigación específico para facilitar y mejorar los sistemas de producción de flores de alta calidad, ya sea para exportación o comercio nacional. Actualmente los fertilizantes químicos y plaguicidas dentro de la producción de flores ornamentales resultan de manera negativa en su rentabilidad, además que la aplicación indiscriminada de estos productos ha provocado grandes problemas en el medio ambiente. Por ello se buscan alternativas sustentables y costeables para garantizar una disminución de agro insumos y que garantice el rendimiento de los cultivos, así como una buena calidad de los productos comerciales. Hoy en día la tendencia a usar productos orgánicos va de forma creciente, por lo tanto, la aplicación de bioestimulantes resulta ser una estrategia agradable para la agricultura moderna. Por lo cual los bioestimulantes a base de algas marinas, principalmente de algas pardas, ya que estas representan un problema en zonas costeras por sus grandes acumulaciones atípicas, siendo una fuente alta de materia prima, que resolvería el problema turístico, ecológico de las regiones costeras, y mitigaría el daño causado por los insumos químicos dentro de la floricultura, resultando de manera positiva en reducción de costos de producción.

### III. OBJETIVOS

#### 3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto bioestimulante en la aplicación de extractos de *Sargassum spp.* y *Macrocystis pyrifera* en el cultivo de *Lilium* en condiciones de invernadero.

#### 3.2. Objetivos específicos

Obtención de extractos de sargazo y macrocystis por proceso de agitación y fermentación.

Analizar el efecto de la aplicación vía foliar y drench de diferentes concentraciones de extracto de fermento de sargazo y macrocystis en variables agronómicas en el cultivo de Lili.

Analizar el efecto de la aplicación vía foliar y drench de diferentes concentraciones de extracto de sargazo y macrocystis obtenido por agitación en variables agronómicas en el cultivo de Lili en condiciones de invernadero.

Determinar el efecto de la aplicación vía foliar y drench de diferentes concentraciones de extracto de fermento de sargazo y macrocystis sobre parámetros de calidad postcosecha en flores de Lili.

Determinar el efecto de la aplicación vía foliar y drench de diferentes concentraciones de extracto de sargazo y macrocystis obtenido por agitación sobre parámetros de calidad postcosecha en flores de Lili.



#### **IV. HIPÓTESIS**

La aplicación de extractos de sargazo y macrocystis vía drench y foliar tendrá un efecto positivo sobre las variables agronómicas y la vida florero de Lili.

## V. REVISIÓN DE LITERATURA

### 5.1. Generalidades del cultivo de *Lilium*

#### 5.1.1. Origen y Distribución

El género *Lilium* comprende aproximadamente 115 especies autóctonas de las regiones templadas y cálidas de la zona septentrional. Se ubican principalmente en Asia, seguido por todo el Norte de Europa hasta la Costa del Mediterráneo. En América se localizan al sur de Canadá y casi en todo el territorio de Estados Unidos. De igual manera se encuentran especies nativas al sur de la zona montañosa de Nilgiris en la India y el sur de Filipinas (Rico, 2013). También se encuentran alrededor de 60 especies indígenas en el continente asiático, dos docenas en América del Norte y una docena en el área de Europa (Alcaraz y Sarmiento, 1999). Las *Lilium* nativas de Asia, se sitúan mayormente en tres pequeñas islas al sur de Japón “Amami, Erabu y Okinawa” (Larson, 1988).

### 5.2. Taxonomía y Morfología de la Lili

#### 5.2.1. Descripción taxonómica

Según Short (1980), la clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino: Plantae

Sub. Reino: Embryobiontha

División: Magnoliophyta

Sub. División: Magnoliophytina

Clase: Liliopsida

Sub. Clase: Lilidae

Orden: Liliflorales

Familia: Liliaceae

Género: *Lilium*

Especie: *Lilium* sp.

Nombre común: Lili, lirio y azucena híbrida.

## **5.2.2. Descripción Morfológica**

### **Planta**

*Lilium* es una planta herbácea y perenne, usualmente llamadas azucena o lirio. Compuesta por un tallo semileñoso que forma bulbos subterráneos y escamosos, los cuales sirven de reserva y protección al meristemo apical con raíces basales y adventicias, hojas lanceoladas u ovalo-lanceoladas (Bañón *et al.*, 1993). Posen flores grandes de tipo copa, trompeta o turbante y de fascinantes colores (Luna *et al.*, 2016). Su fruto es seco de tipo dehiscentes, con muchas semillas en su capsula (Austin, 1998).

### **Sistema radicular**

*Lilium* cuenta con dos sistemas de raíces, una de tipo basal y otras adventicias. Las raíces principales o basales son perennes ya que no se renuevan cada año como otras plantas bulbosas, son carnosas y emergen del disco basal, de tonalidad marrón que con el tiempo se tornan de un color más oscuro, de 2 a 3 mm de grosor y de 15-20 cm de largo, con la función de disponer reservas al meristemo apical en su primera etapa de desarrollo, por lo cual se deben conservar siempre incluso en almacenamiento. Las raíces adventicias caulinares son abundantes con grosor de un mm y de uno a tres cm de longitud de color blanco hialino, teniendo como función captar agua y nutrientes, para cubrir las necesidades que no son cubiertas por las raíces basales (Bañón *et al.*, 1993; Buschmann *et al.*, 2004; Herreros, 1983; Islam *et al.*, 2017; Song, 2017).

### **Bulbo**

Es un órgano subterráneo, de apariencia redonda agudizada por su parte distal, constituida por un meristemo apical, raíces y hojas modificadas, carnosas y triangulares llamadas escamas, de color blanco, rosado o pardo que se encuentran insertadas en una placa basal, que sirve para almacenar agua y sustancias de reserva, así como también proveer los nutrientes necesarios para el desarrollo de la planta en lo que esta genera suficientes raíces y área foliar (Bañón *et al.*, 1993; Larson, 1988).

## **Tallo**

El tallo o vástago brota del disco basal que se encuentra al interior del bulbo, es erecto, simple y cilíndrico, de uno a dos centímetros de diámetro, con una longitud de hasta 250 cm, de aspecto robusto con tonalidades verdes claras a moradas oscuras y acompañado densamente de hojas lanceoladas (Austin, 1998; Bañón *et al.*, 1993).

## **Hoja**

Su forma es elíptica y lanceolada, sin peciolo, de tono verde oscuro, con nervios paralelos, de hasta de 15 cm de longitud y de dos a tres centímetros de ancho. De 20 a 50 hojas conforman el tallo, pero para el caso del grupo oriental presenta hojas menos numerosas y más anchas que los demás grupos (Francescangeli y Marinangeli, 2018).

## **Flores**

Las flores son grandes, ubicándose al extremo apical del tallo, conformado por sépalos y pétalos, formando así un perianto de seis tépalos, desplegados o curvados de tipo cáliz, turbante, trompeta y de diversos colores como blanco, roja, rosa, naranja, amarillo y combinaciones de estas mismas. El órgano reproductor masculinos están provistos de seis estambres que poseen anteras oscilantes voluminosas y el órgano femenino está conformado por el pistilo, con un estigma tribulado y en la extremidad de este se encuentra el ovario dividido en tres carpelos que abrigan cada uno dos rangos del óvulo (Bañón *et al.*, 1993; Luna *et al.*, 2016).

## **Fruto.**

Es una capsula trilocular con dehiscencia loculicida independiente con numerosas semillas, aproximadamente 200 de apariencia aplanada y alada (Luna *et al.*, 2016). Las semillas muestran un patrón de germinación complejo, por lo que a nivel comercial no son usadas para la multiplicación (Francescangeli y Marinangeli, 2018).

### **5.3. Clasificación del *Lilium***

Según Francescangeli y Marinangeli (2018) el género *Lilium* se clasifica en Longiflorum, híbridos asiáticos, orientales y trompeta. Y se describen de la siguiente manera:

Asiáticos: flores abundantes con forma de cáliz, de colores variados, orientadas hacia arriba e inodoras.

Orientales: flores con forma de estrella, con una gran gama de colores, orientadas hacia arriba y muy perfumadas.

Longiflorum: son las clásicas azucenas, con forma de tubo, orientadas hacia afuera, generalmente de color blanco y algunas con fragancia.

Trumpet: flores en forma de trompeta, orientadas hacia abajo, tépalos curvos de diversos colores con aroma.

#### **5.3.1. Híbridos comerciales**

Hoy en día han aparecido numerosos híbridos obtenidos entre los cruzamientos de las especies asiáticas, Orientales Longiflorum y Trompetas, los cuales destacan los siguientes cultivares:

Híbridos LA: Cruce entre Longiflorum e híbridos asiáticos (1970).

Híbridos OT: Cruce entre híbridos orientales y lirios trompeta (1980).

Híbridos LO: Cruce entre Longiflorum y híbridos Orientales (1990).

Híbridos OA: Cruce entre híbridos orientales y asiáticos (1995).

(Francescangeli y Marinangeli, 2018).

### **5.4. Requerimientos para el crecimiento y desarrollo de la Lili**

#### **Temperatura.**

Las temperaturas óptimas para su desarrollo van de los 10 a 12°C en la noche y de 18 a 21°C durante el día, se debe evitar cultivar en épocas de heladas, por lo que su cultivo debe ser bajo cubiertas plásticas en épocas invernales (Schiappacasse, 1999). Mientras que la temperatura de aire para los híbridos orientales y OT es de 15°C para la noche y 25°C durante el día. Para el grupo de Longiflorum se

recomienda un rango de 14°C y 22°C durante la noche y el día respectivamente. Y en el caso de los híbridos asiáticos y LA, su límite mínimo nocturno es de 10°C y para el día es de 25°C como máximo. Las temperaturas óptimas del suelo durante la etapa de enraizamiento va de los 12°C y 13°C (Francescangeli y Marinangeli, 2018).

### **Humedad relativa**

El rango óptimo de humedad relativa para el desarrollo de la Lili es de un 75 a 80%. Si los valores son mayores a estos, la transpiración disminuye, lo que significa una reducción en el transporte de minerales, provocando síntomas de deficiencias, además incrementa la susceptibilidad al ataque de enfermedades fúngicas, como Botritis. Y en caso de ser inferiores puede producirse quemaduras en las hojas y marchitamiento (Francescangeli y Marinangeli, 2018).

### **Luz**

La luminosidad es un factor importante en el desarrollo de la Lili, por lo cual el exceso de luz puede determinar tallos cortos y presentar colores pálidos en las flores. Por otro lado, la falta de luz provoca que sus botones florales sean deformes y algunos de ellos causa la desecación del botón, incluso la pérdida de este (Ortiz, 2013). También la escasez de luz puede provocar hojas pálidas, tallos débiles, aborto de botones florales y en su vida en florero es menor (Jardar y Roar, 2000).

### **Sustrato**

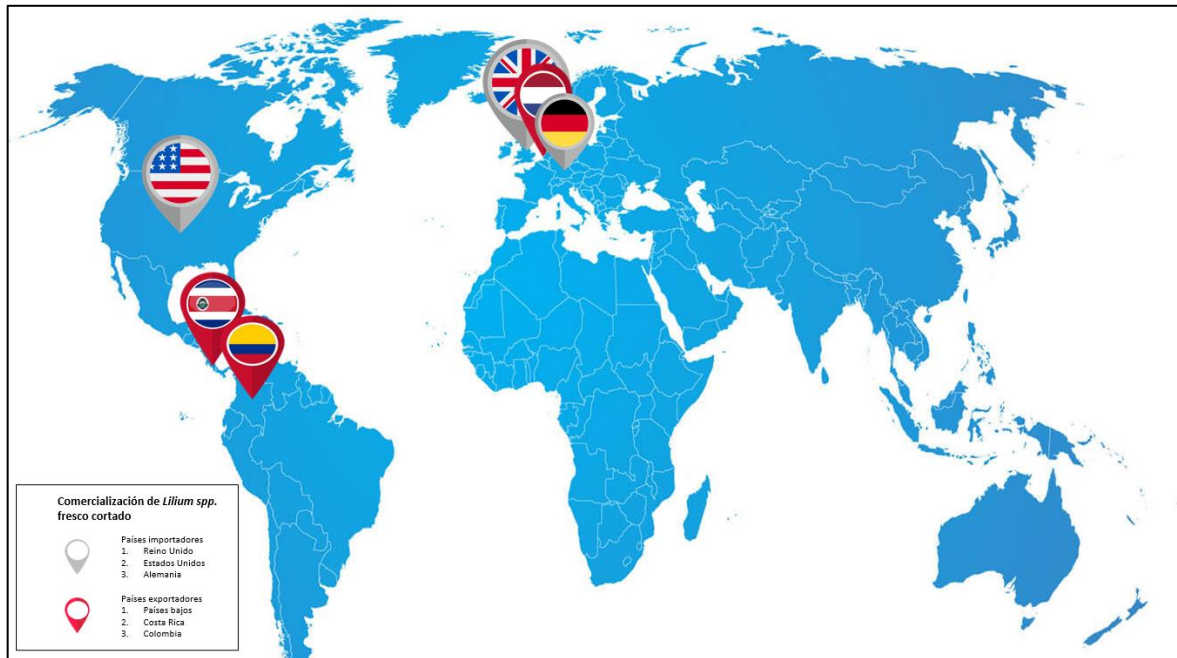
El *Lilium* se puede cultivar en todo tipo de suelo, siempre y cuando tengan una apta profundidad de enraizamiento, una buena aeración y un óptimo drenaje para evitar enfermedades. Al considerarse una planta susceptible a la salinidad los valores arriba de 1.5 dS/m puede provocar quemaduras de hoja, pequeños botones florales, al igual que un tallo corto (Montesinos, 2007). Para el cultivo LA y asiáticos se recomienda un pH de 6.0 a 7.0, mientras que, para híbridos Orientales, OA, LO, OT, el pH debe de ser de 5.0 a 6.5 (Tribulato y Noto, 2001; Francescangeli y Marinangeli, 2018).

## **Nutrición**

El *Lilium* es un cultivar que no resalta por sus exigencias nutrimentales, pero su fertilización es esencial para una buena calidad de la planta (Dole y Wilkins, 2004). Los nutrientes que aporta el bulbo no son suficientes para finalizar el ciclo de la Lili, por lo cual se debe realizar un análisis químico del material vegetal, esto con el objetivo de enfatizar los nutrientes extraídos por planta y sus acumulados que contiene el bulbo, para posteriormente realizar los balances necesarios para su fertilización, de igual manera se debe considerar las curvas de crecimiento y absorción de nutrientes en función a su estado de desarrollo de cada cultivar (Ortega *et al.*, 2006).

### **5.5. Importancia de la Lili en México y en el mundo**

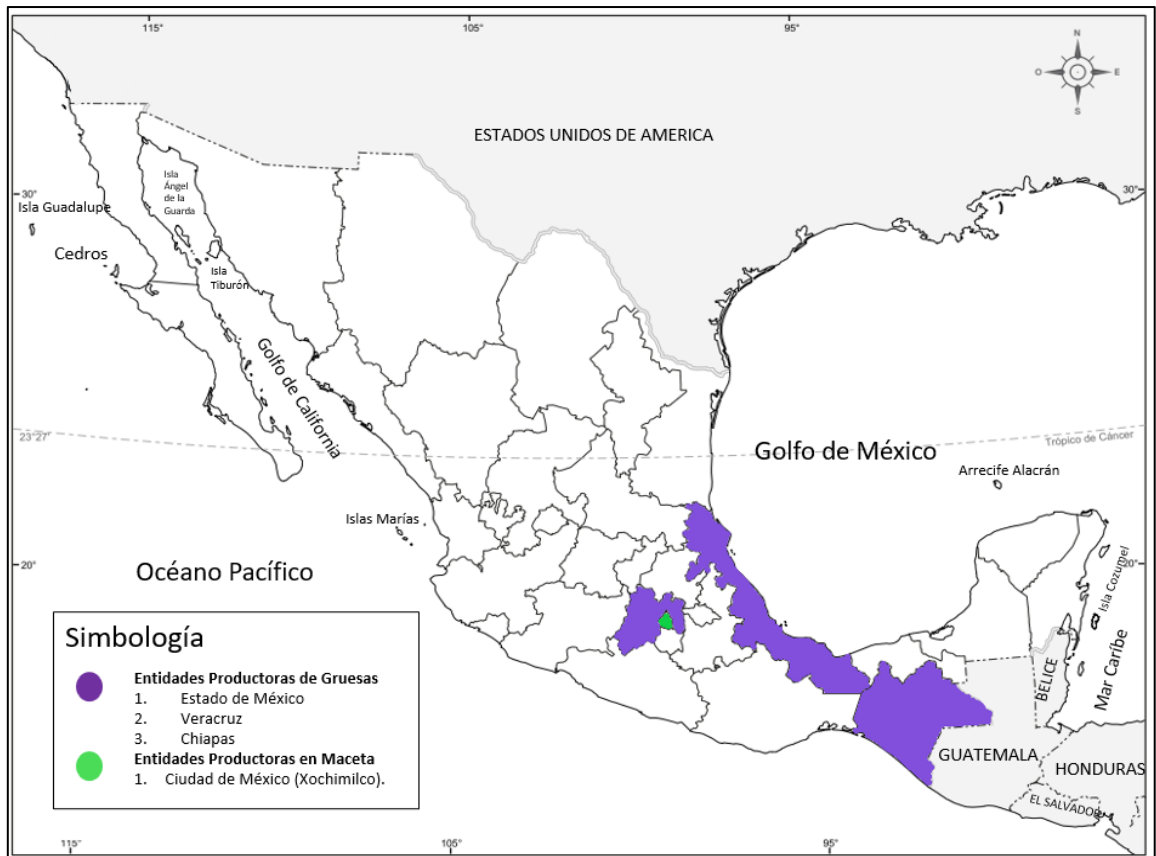
La flor de *Lilium* es muy apreciada y demandada en el mercado, ocupando el quinto lugar de flores más vendidas en el mundo, provocando así una competencia entre diversos países. A nivel global el principal productor de bulbos es Holanda, pero también se producen en Japón, Estados Unidos y Francia (ODEPA, 2007). En el año 2022 los principales países exportadores de Lirios (*Lilium spp.*) frescos cortados fueron Países Bajos (US\$ 150 M), seguido de Costa Rica (US\$ 29 M) y en tercer lugar Colombia (US\$ 20 M). De igual manera en el año 2022 los principales importadores de *Lilium spp.* fue Reino Unido (US\$80.1M), en segundo lugar, Estados Unidos (US\$62.8M) y en tercer lugar Alemania (US\$14M) (DataMéxico, 2023).



**Figura 1.** Comercialización de *Lilium* spp. fresco cortado en base a DATAMEXICO (2023)

El género *Lilium* es de las flores de bulbos más importantes del mundo, México ocupa el décimo primer lugar en demanda y el segundo lugar en plantas bulbosas (García y Companioni, 2018). En cultivo de *Lilium* en México ocupa una superficie de 287.40 ha, de las cuales 280.60 ha son para la producción de corte y 6.80 son para producción en maceta, con un total de 883,261.93 toneladas de gruesas y 1,013,394.34 toneladas en maceta. Los principales estados productores de gruesas en México, es el Estado de México, con una producción de 775,753.93 toneladas en 246.28 hectáreas, en segundo lugar, se encuentra Veracruz, con una producción de 106,828.00 toneladas en una superficie de 34 ha y en tercer lugar Chiapas, tuvo una producción de 680.00 toneladas en 0.32 ha. Mientras que Xochimilco en la ciudad de México, ocupa el primer lugar de producción de planta con una producción de 1,013,394.34 toneladas en 6.80 ha (SIAP, 2023).





**Figura 2.** Principales entidades productoras de *Lilium* en México en base al SIAP (2023).

### 5.6. Uso de la Lili

Desde tiempos remotos tienen un valor estético, que representa arquitectura, colores y perfumes (Leszczyńska y Borys, 2002). El género *Lilium* es una de las flores empleadas para elaborar un licor llamado ratafía, de igual manera el macerado de tépalos y bulbo en alcohol o aceite se han empleado para tratar hematomas, contusiones, golpes, indigestiones, inflamaciones intestinales, para acelerar la cura del sarampión, para la cicatrización de heridas, alivia picaduras de insectos y curar afecciones de la piel. La azucena se cultiva desde la antigüedad por su uso ornamental en jardinería, huertas, adornos interiores de casas, iglesias, esto por su vistosidad, elegancia y fragancia de la flor (D'Ambrosio *et al.*, 2022).

### 5.7. Algas pardas o marrones y su importancia

Las algas son un grupo polifilético complejo de organismos fotoautótrofos que incluyen miembros procariotas y eucariotas con una amplia distribución mundial (Osorio *et al.*, 2020). Existen algas microscópicas y macroscópicas de hábitos planctónicos y bentónicos que colonizaron diversos ambientes. Las algas presentan rasgos morfológicos como forma, tamaño y color característico de cada grupo que conforman diversos paisajes coloridos en el ambiente acuático (Masillas y Alveal, 2004). Las algas se clasifican en tres clases: las Chlorophyta (algas verdes) presentando clorofila a y b, como en las plantas superiores; las Phaeophyta (algas cafés) de color marrón, predominando xantofilas y fucoxantina que enmascaran otros pigmentos, y las Rhodophyta (algas rojas) de color rojo debido al pigmento ficoeritrina principalmente (Abad *et al.*, 2011).

Las macroalgas engloban aproximadamente 10,000 especies, de las cuales, las algas pardas son el segundo grupo más abundante, comprendiendo 2,000 especies que alcanzan sus niveles máximos de biomasa en las costas rocosas de las zonas templadas y son de las más usadas en la agricultura, algunas de ellas son *Ascophyllum nodosum*, *Ecklonia maxima*, *Macrocystis pyrifera*, *Durvillea potatorum*, *Fucus spp.*, *Laminaria spp.*, *Sargassum spp.*, y *Turbinaria spp.*, (Khan *et al.*, 2009; Battacharyya *et al.*, 2015).

Actualmente las algas marrones se procesan en forma de extractos, frescas, deshidratadas, pulverizadas o trituradas de las cuales se obtiene productos empleados en la agricultura en diferentes países del mundo, debido a la inmediata respuesta que tienen los cultivos a los distintos compuestos como son micro y macronutrientes, reguladores de crecimiento, entre otros compuestos bioquímicos. Cualquiera de las tres formas en que se apliquen las algas (húmedas, secas y extractos), mejoran las características del suelo e incrementan la producción de los cultivos (Duran *et al.*, 2022).

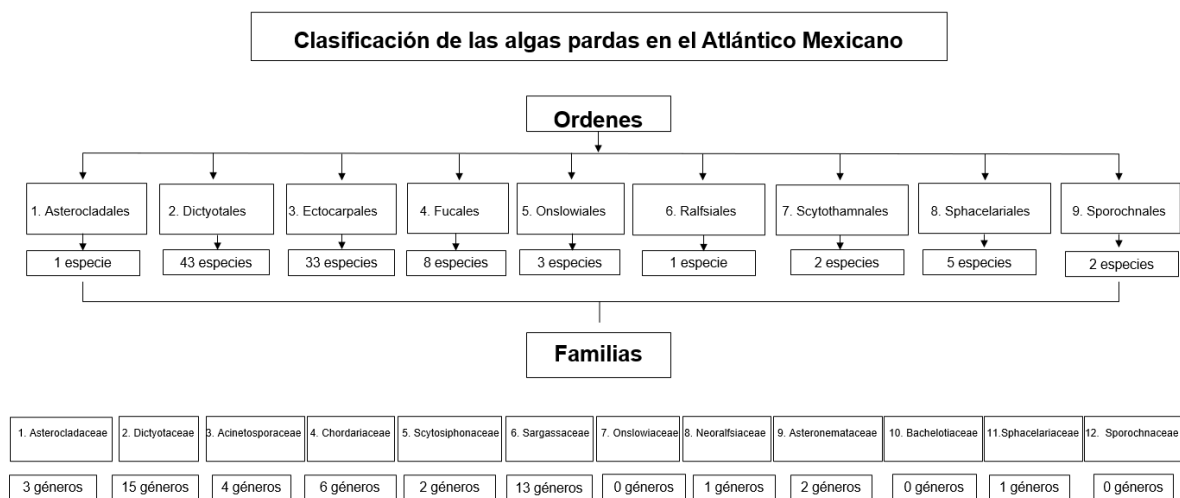
## 5.8. Distribución de las algas pardas

La distribución de las algas en el ambiente marino dependerá de las habilidades en función de su adaptabilidad a los diversos gradientes físicos, químicos y biológicos (Mansillas y Alveal, 2004).

Actualmente se conocen 2071 especies marinas con distribución mundial, tanto en ambientes templados, donde alcanzan tallas de hasta 60 m de longitud, mientras que, en ambientes tropicales, sus tallas son más pequeñas y varían entre 0.5 y 30 cm de longitud, pero son más diversas. Particularmente, en el Atlántico mexicano han sido registradas cerca de 97 especies y tres asociaciones intraespecíficas distribuidas en nueve órdenes, 12 familias y 39 géneros (Fig.3) (García *et al.*, 2021). En México hay una reserva de feofíceas, entre las cuales destacan por su abundancia las especies *Macrocystis pyrifera*, *Egregia laevigata*, *Eisenia arborea* y *Sargassum* spp (Muñetón *et al.*, 1993).

Las algas pardas habitan en los mares de todo el mundo. En el caso del sargazo, del subgrupo pelágico: *Sargassum natans* y *Sargassum fluitans*, siendo estas las especies más abundantes. De forma natural arriban a las playas tropicales y semi templadas del Atlántico, del Golfo de México y el Mar Caribe, en una porción llamada Mar de los Sargazos. Considerando al Golfo de México como la fuente más dominante hacia el Atlántico. El sargazo que entra al mar Caribe tiene como origen el mar de los Sargazos, en el Atlántico Norte. Haciendo recorrido a través de la corriente de las Canarias y la corriente de Guinea, el sargazo pasa a las regiones de las desembocaduras de los ríos Volta, Níger y Congo, en el continente africano; y el río Amazonas incidiendo con las corrientes de Brasil y Norecuatorial (Uribe *et al.*, 2020).

*Macrocystis pyrifera* crece en fondos rocosos, preferentemente en aguas frías, entre la baja intermareal y los 25 metros de profundidad (Graham *et al.*, 2007). El género *Macrocystis* presenta una distribución bipolar. Habitando las costas del pacífico del norte de América del Norte (México, California y Alaska) y al sur (Lima, Perú, Chile y Argentina). De igual manera se encuentra en regiones del Sur de África, Australia, Nueva Zelanda, Noruega, Escocia, Japón, Corea y alrededor de las islas Sub-Antárticas (Acleto, 1986; Schiel y Foster. 2015).



**Figura 3.** Clasificación de algas pardas en el Atlántico Mexicano, en base a García *et al.* (2021).

### 5.9. Composición química de las algas pardas

Las algas pardas presentan clorofila a y c,  $\beta$ -carotenos y xantofilas, estas últimas contienen principalmente fucoxantinas y flavoxantinas (Quintral *et al.*, 2012). Estas algas suelen contener una gran cantidad de carbohidratos, entre los polisacáridos presentes destacan los alginatos, fucoidanos, laminarinas, celulosa y hemicelulosa, así como también se encuentran monosacáridos como: glucosa, galactosa, manosa y xilosa, presentado también manitol (polialcohol) (Aparicio *et al.*, 2020). Otros compuestos identificados son oligosacáridos, polifenoles, aminoácidos, betainas, vitaminas, hormonas, proteínas, y un alto contenido de minerales (Ertani *et al.*, 2018).

### 5.10. Tipos de extracción

Las algas al ser recolectadas se enjuagan con agua del grifo o agua destilada para eliminar los excesos de sales, arena y cualquier otro organismo adherido al talo, dejándose secar para posteriormente ser trituradas (Uribe *et al.*, 2020).

Para la conversión de biomasas de algas en extractos se usan diversos procesos de extracción, actualmente se usan los métodos de extracción asistida por enzimas, extracción asistida por microondas, extracción de líquido presurizada, extracción de líquidos supercrítica, extracción asistida por ultrasonido, extracción con disolventes químicos, extracción con agua a altas presiones, extracción álcali, extracción con ácido y por ruptura de células en suspensión (Michalak y Chojnacka, 2015; López *et al.*, 2020).

### **5.11. Fermentación líquida**

La fermentación líquida es un proceso biotecnológico que implica la presencia de un microorganismo fermentador (hongo, bacteria, levaduras, entre otros), que permite degradar diversos materiales vegetales, en el cual las moléculas más complejas se convierten en moléculas más simples, esto con la finalidad de liberar compuestos bioactivos de interés comercial, como lo son antioxidantes, enzimas, vitaminas, entre otros, siendo este el proceso biotecnológico microbiano más bondadosos en la industria. La funcionalidad de este proceso dependerá del uso eficiente del sustrato y la combinación con algunos nutrientes, ya sea extractos de levaduras, sales minerales, glucosas, fitohormonas, entre otros (Paredes *et al.*, 2023).

### **5.12. Bioestimulantes**

Los bioestimulantes son cualquier sustancia natural o microorganismo aplicados a las plantas, ya que son capaces de mejorar la eficiencia de la nutrición, ayuda a tolerar estrés biótico y la calidad del cultivo, algunos bioestimulantes comerciales contienen una mezcla de sustancias y microorganismos (Du Jardin, 2015). Con el objetivo de mejorar la productividad de las plantas como consecuencia de propiedades nuevas o emergentes del complejo de constituyentes (Yakhin *et al.*, 2017).

### **5.13. Tipos de bioestimulantes**

Los bioestimulantes según Du Jardin (2015), se clasifican de la siguiente manera:

- Ácidos húmicos y fúlvicos.
- Hidrolizados de proteínas, aminoácidos y otros compuestos que contienen N.
- Extractos botánicos y de algas
- Biopolímeros como quitosan, poliácido acrílico, oligómeros de celulosa.
- Elementos benéficos y sus sales (Si, Se, Co, Na, I).
- Hongos benéficos.
- Bacterias benéficas y bacterias endofíticas.

### **5.14. Extracto de algas y su importancia**

Desde la década de los 50's se usan los extractos de algas, considerándose actualmente en la agricultura un bioestimulante, ya que incluso a bajas concentraciones inducen una serie de respuestas fisiológicas. Los extractos de algas pardas tienen un alto poder bioestimulante por su contenido de fitohormonas, polisacáridos, oligosacáridos, clorofilas, carotenos, xantofilas, minerales, materia orgánica, manitol, vitaminas, aminoácidos y proteínas los cuales, al ser aplicados promueven el crecimiento de las plantas, incrementan el rendimiento, mejoran la calidad de los productos, mejora su contenido nutricional y la vida útil de estos. Los extractos de algas poseen efectos positivos en las plantas ya que estimulan la germinación de las semillas, mejora la floración, retrasa la senescencia, estimula el crecimiento de raíces, adelanta la maduración de los frutos, aumentan la tolerancia de las plantas a estrés abiótico como la salinidad, sequía, altas temperaturas, heladas. Además, actúan en procesos de protección, incrementando la resistencia a enfermedades fúngicas y bacterianas, así como también resistencias a plagas. Estos efectos también dependerán de la forma de aplicación, ya sea directo al suelo, aspersión foliar, paletización a semillas, tratamientos postcosecha o combinación de estos métodos (López *et al.*, 2020).

El uso de extractos es una alternativa para reducir el uso de químicos en la agricultura, además representa una opción para mitigar el problema de acumulaciones atípicas de algas en las costas ya que en la actualidad representan un problema turístico, ecológico y de salud pública en las zonas costeras (Sariñana *et al.*, 2021).

#### **5.15. Metabolitos primarios**

Los metabolitos primarios son compuestos indispensables para el desarrollo fisiológico de la planta, encontrándose en grandes cantidades, de fácil extracción y su exportación es relativamente barata y conducen a la síntesis de los metabolitos secundarios que se acumulan en pequeñas cantidades, a veces en células especializadas de la planta. Dentro de los cuales podemos encontrar los aminoácidos proteicos, proteínas, carbohidratos, lípidos, ácidos grasos, algunos ácidos carboxílicos entre otros (Salisbury y Ross, 1994; Castillo y Martínez, 2007).

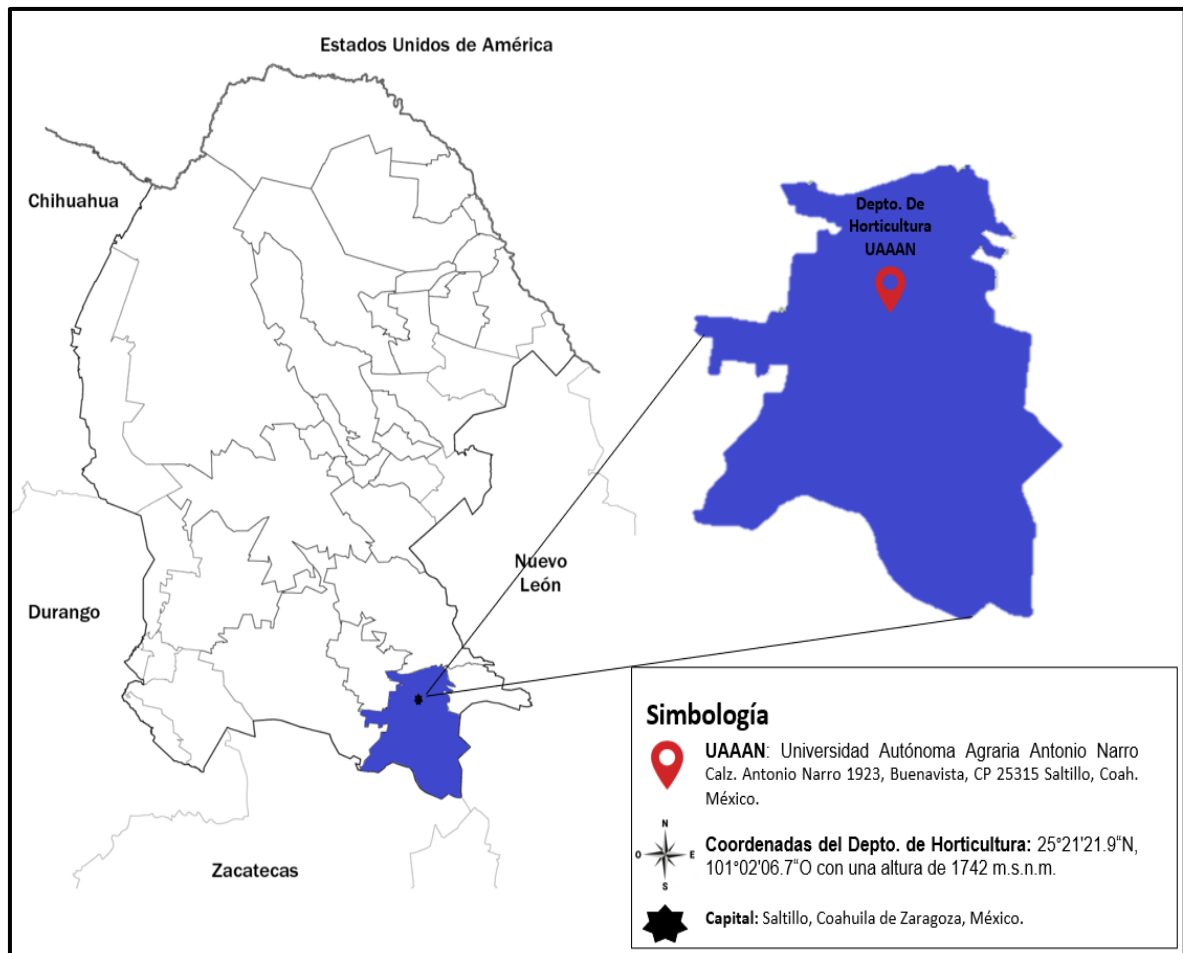
#### **5.16. Bioestimulación en ornamentales**

El uso de bioestimulantes en el sector florícola va en aumento, ya que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas ornamentales, aumentan la biomasa de la planta, mejoran el tallo, la distancia de los entrenudos es mayor, genera un mayor número de hojas, mejoran el tamaño y la calidad de las flores de corte. De igual manera los bioestimulantes han demostrado tener una estrecha relación con las hormonas vegetales por lo cual son utilizadas en la estimulación del enraizamiento de esquejes y la generación de plantas ornamentales de manera *in vitro* (Calvache, 2009; Reyes *et al.*, 2021; Arévalo, 2023).

## VI. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1. Ubicación del experimento

El experimento se realizó en la época de primavera (marzo-junio) del 2023, en un invernadero tipo túnel, con estructura metálica, cubierta plástica y paredes de fibra de vidrio, sin control de temperatura y humedad. Ubicado en el Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México; con coordenadas 25°21'21.9" latitud Norte y 101°02'06.7" longitud Oeste, con una altura de 1742 msnm.



**Figura 4.** Ubicación del experimento en base a las coordenadas de Google Maps 2024.



## **6.2. Obtención de extractos**

### **6.2.1. Obtención de materia prima**

Los extractos se realizaron en el laboratorio de fertilidad de suelos, del Departamento de Ciencias del Suelo de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Para los procesos se usaron macroalgas del género *Sargassum* provenientes de Puerto Morelos, Quintana Roo México. También se utilizaron macroalgas de *Macrocystis* las cuales fueron proporcionado por la empresa SERAGRAN SPR de RL de CV. El material fue lavado, secado y triturado para su uso.

### **6.2.2. Extracción por agitación**

Para la obtención de extractos por medio de agitación se colocaron 5 g de sargazo y macrocystis) por separado, en matraces Erlenmeyer con capacidad de 250 mL, posteriormente se añadió 50 mL de agua destilada, colocando los matraces en un agitador orbital (Max Q2000 THERMO SCIENTIFIC®) a 220 rpm a temperatura ambiente (30°C) por 96 hrs. Posteriormente se filtró con un filtró poro fino, y se refrigeró el líquido hasta su posterior uso.

### **6.2.3. Extracción por fermentación**

En la obtención de extractos de algas por el método de fermentación se utilizó una cepa de *Aspergillus niger* M4, previamente activada en agar patata dextrosa (PDA) a 30 °C durante 8 días antes de la preparación del extracto de fermento. Mientras que para el medio de cultivo se empleó o medio Czapek-Dox modificado: extracto de levadura (7,63 g/L); KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (3,04 g/l); MgSO<sub>4</sub> (1,52 g/L); KCl (1,52 g/L). En matraz de 250 mL se colocó 50 mL del medio de cultivo y se añadió 5 g del material de sargazo y macrocystis como fuente de carbono. Se inoculo con *Aspergillus niger* M4 a una concentración de 1 x10<sup>6</sup> esporas por mililitro de medio de cultivo. los matraces se colocaron en un agitador orbital (Max Q2000 THERMO SCIENTIFIC®) a 220 rpm a temperatura ambiente (30°C) por 96 hrs. Al final del proceso de filtro y se refrigeró el líquido para su posterior aplicación en campo.

### **6.3. Establecimiento del experimento**

#### **6.3.1. Material vegetal**

Se utilizaron bulbos de *Lilium* híbrido Oriental, variedad TABLE DANCE, calibre 20/22. El material se compró en la empresa comercial © Flores de Bulbos Importados, S.A. de C.V. Carretera Ixtapan de la Sal km 61, CP 51760 San Francisco Villa Guerrero Estado de México.

#### **6.3.2. Preparación de sustrato y llenado de macetas**

Se utilizó una mezcla de Peat Moss con fibra de coco, en una relación 13:7, respectivamente. Con una porosidad de 83.33%, retención de humedad del 60.83% y una aireación de 22.5%. Ajustando el pH a 5.8 con  $\text{CaCO}_3$  y conductividad de  $1.08 \text{ dS}^{-1} \text{ m}$  y se utilizaron bolsas negras de polietileno con capacidad de 3.6 L las cuales se llenaron con la mezcla de sustrato.

#### **6.3.3. Preparación y siembra del material vegetal**

Los bulbos se sumergieron en Captan® al 6%, durante 3 segundos, esto como un tratamiento preventivo para enfermedades fúngicas. En seguida, se colocaron los bulbos en las bolsas de sustrato previamente llenadas, a una profundidad de 3 cm entre el meristemo apical y la superficie superior del sustrato.

#### **6.3.4. Distribución de macetas**

Las macetas se establecieron en un área de  $10 \text{ m}^2$ , en tres filas con una separación de 30 cm entre ellas, mientras que la distancia entre planta y planta fue de 35 cm.

#### **6.3.5. Solución nutritiva**

La nutrición se realizó en base a la solución Steiner (1984), modificada. Las fuentes de nutrimentos utilizados en la solución nutritiva fueron: nitrato de calcio ( $(\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O})$ ), nitrato de potasio ( $\text{KNO}_3$ ), nitrato de magnesio ( $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ ), sulfato de potasio ( $\text{K}_2\text{SO}_4$ ), ácido fosfórico ( $\text{H}_3\text{PO}_4$ ) al 85%, ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) al 98%, ácido bórico ( $\text{H}_3\text{BO}_3$ ), quelato de hierro 6%, sulfato de manganeso ( $\text{MnSO}_4$ ), sulfato de cobre ( $\text{CuSO}_4$ ), sulfato de zinc ( $\text{ZnSO}_4$ ), molibdato de sodio ( $\text{Na}_2\text{MoO}_4$ ).

### 6.3.6. Fertirriego

El fertirriego se efectuó de manera manual, aplicando solución Steiner (1984), modificada en 4 concentraciones (25, 50, 75, 100%), durante el ciclo productivo.

**Cuadro 1.** Programa de fertirriego en el cultivo de *Lilium*, var. Table Dance.

Días después de la siembra	Intervalos de riegos (días)	Volumen de riego por planta (ml)	Solución nutritiva (%)
Siembra - 21	5	300	25
22 al 43	4	400	50
44 al 65	3	500	75
66 al 85	3	500	100

### 6.3.7. Diseño experimental y tratamientos

Se estableció un diseño experimental completamente al azar con 21 tratamientos y 4 repeticiones por tratamiento, teniendo un total de 84 unidades experimentales.

### 6.3.8. Tratamientos y su aplicación

Los tratamientos consistieron en la aplicación de extractos de algas pardas de la especie *Sargassum spp.* y *Macrocystis pyrifera*, obtenidos por agitación y fermentación líquida, además se aplicó un producto comercial (Kelplex®), también como parte de los tratamientos. Dichos extractos y producto fueron aplicados vía drench y foliar en plantas de Lili, como se describe en el cuadro 2. Los tratamientos fueron aplicados cada 15 días a partir de que emergieron las primeras hojas hasta finalizar el cultivo. La aplicación vía drench se integró en el riego haciendo los ajustes necesarios de acuerdo con cada dosis utilizada de extracto. Mientras que aplicación foliar el extracto se diluyó en agua empapando la parte aérea de la planta.

**Cuadro 2.** Descripción de los tratamientos aplicados en cultivo de Lili.

Tratamientos	Tipo de extracto	Vía de aplicación	Dosis ml <sup>-1</sup>
T1	-	-	-
T2	SA	Drench	8
T3			16
T4		Foliar	8
T5			16
T6		MA	Drench
T7	16		
T8	Foliar		8
T9			16
T10	SF		Drench
T11		16	
T12		Foliar	8
T13			16
T14		MF	Drench
T15	16		
T16	Foliar		8
T17			16
T18	PC	Drench	8
T19			16
T20		Foliar	8
T21			16

**Cuadro 2.** Descripción de tratamientos. SA: *Sargassum* por el método de agitación, MA: *Macrocystis* por el método de agitación, SF: *Sargassum* por el método de fermentación, MF: *Macrocystis* por el método de fermentación y PC: Producto comercial (Kelplex®).

### **6.3.9. Manejo del cultivo.**

Posteriormente a la emergencia del vástago o meristemo apical de las plantas, cada semana se monitorea y ajusta de ser necesario la CE ( $< 1.3 \text{ dS}^{-1} \text{ m}$ ) y el pH (5.5-6.0) en el sustrato.

También se redujo la incidencia de luz dentro del invernadero a los 25 días después de la siembra, cubriendo la cubierta plástica con una mezcla 12:4:4, de  $\text{H}_2\text{O}$ , Ca (OH) 80%  $\pm$  2% y mucilago de nopal respectivamente.

A partir del día 40 después de la siembra, se asperjo agua con un fumigador de 2 litros doméstico, de la marca Truper® 10235 en el área foliar de las plantas, en un tiempo no mayor a las 10.00 a.m. cada 3 días.

A los 65 días después de la siembra se en tutoraron las plantas, con rafia color blanco, calibre  $2.2 \text{ g}^{-1} \text{ m}$ , de la marca Fiero®, de forma cuadrangular, con la finalidad de evitar daños mecánicos a la planta.

#### **6.3.9.1. Control de plagas y enfermedades**

Se aplicó un extracto de aguacate con jabón potásico a los 40 días después de la siembra. A los 48 y 62 (DDS) se aplicó Exalt™ (Spinetoram) para trips. En el día 55 después de la siembra se aplicó SPARDIL® (insecticida orgánico natural). Se aplicó Vs-Mic 240® (Metalaxil) a los 69 (DDS) para evitar la aparición de hongos en la parte aérea o radicular de la planta. A partir del día 75 después de la siembra se colocaron trampas adhesivas de color amarillo de 20x25 de la marca CLL® como monitoreo y prevención de daños por plagas.

### **6.4. Registro de datos y variables de estudio**

#### **6.4.1. Variables agronómicas**

A los 79 días después de la siembra, se registró variables agronómicas como días a corte y al momento de la cosecha se contó el número de botones totalmente desarrollados (B.T.D.), también se registró el diámetro de tallo (D.T.), diámetro polar (D.P.F.) y ecuatorial de la flor (D.E.F), con un vernier digital. Mientras que la altura (L.V.) se registró con la ayuda de una cinta métrica desde la base del tallo hasta la última flor. Además, se registró el peso fresco (P.F.) de todas las partes de la planta

y posteriormente las plantas se pusieron en bolsas de papel y se colocaron en estufa de secado a 80°C hasta obtener un peso constante y así poder registrar el peso seco (P.S.) con la ayuda de una balanza digital.

### **Días a corte**

Al momento de la cosecha se contabilizó los días que la planta estuvo en maceta desde la siembra hasta la cosecha (de los 79 y 85 DDS), tomando como indicador de corte la tonalidad más uniforme en los primeros botones florales, antes de que despegaran su primer pétalo. Cortando cada planta a 1 cm del cuello del tallo a 45° con un exacto (EXA-6 16969 TRUPER®), haciendo uso de hipoclorito de sodio al 3% cada disección.

### **Número de botones**

Se registraron los primeros botones florales con su óptimo desarrollo.

### **Días en florero**

Al concluir con la toma de datos agronómicos, se colocaron las flores en floreros cilíndricos de vidrio (11 cm de diámetro por 30cm de largo), con un volumen de 2 L de agua potable, con un pH promedio de 8.2. dándole mantenimiento al florero y cambio de agua cada tercer día. Una vez que las flores se observaron marchitas se retiraron del florero y se registró el número de días que se mantuvieron turgentes en el florero.

## **6.4.2. Variables bioquímicas**

### **6.4.2.1. Clorofilas en hoja**

Las clorofilas fueron determinadas una vez que la flor fue cosechada, tomando la segunda hoja joven completamente desarrollada de cada tallo, estas se colocaron, en agua destilada para su transporte al laboratorio y evitar deshidratación por oxidación en la hoja. Posteriormente se cuantificó la clorofila a y clorofila b, a partir de la técnica descrita por Arnon (1949). Tomando 0.05 g de muestra fresca y macerándola con 10 mL de etanol al 80% en un mortero de porcelanato hasta

conseguir una mezcla homogénea. La mezcla se colocó en tubos de 50 mL y se centrifugo a 2500 rpm por 8 minutos. Al sobrenadante se le tomo la absorbancia en un espectrofotómetro a 645 y 663 nm. La concentración de clorofila se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Clorofila a} = (12.7 \times A_{663}) - (2.69 \times A_{645})$$

$$\text{Clorofila b} = (22.9 \times A_{645}) - (4.68 \times A_{663})$$

$$\text{Clorofila Total} = \text{Clorofila a} + \text{Clorofila b}$$

#### **6.4.2.2. Preparación de extracto**

Los extractos se prepararon tomando de cada uno de los tratamientos los primeros botones florales, dejándose secar a temperatura ambiente, para posteriormente macerarlas en un mortero hasta obtener un tamaño de partícula homogéneo y de menor tamaño. Consecutivamente en un en un matraz Erlenmeyer con capacidad de 250 mL, se colocó 0.5 g de la muestra de flor previamente macerada con 20 mL de agua destilada, y se puso en agitación durante 10 min, a 150 rpm a temperatura ambiente, enseguida se colocaron en tubos de 50 mL para centrifugar a 6000 rpm durante 8 min y por último la mezcla se filtró con papel filtro (poro fino), teniendo así los extractos para la cuantificación de flavonoides.

#### **6.4.2.3. Flavonoides en flores**

El contenido de flavonoides en pétalos se cuantifico mediante el método descrito por Chang *et al.*, (2002), con algunas modificaciones. Se tomó 0.5 mL del extracto, añadiéndole 0.1 mL de  $\text{AlCl}_3$  al 10% y 0.1 mL de  $\text{CH}_3\text{CO}_2\text{K}$  1M, incubando las muestras durante 40 min. pasado el tiempo se leyó en un espectrofotómetro (GENESYS 20 Thermo/Spectronic®) a 415 nm. Expresando así la concentración de flavonoides en mg de quercetina (Q) por g de peso seco (mg Q/100 g PS).

#### **6.5. Análisis estadístico**

El análisis de varianza y la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ) se realizó en software estadístico InfoStat 2019, mientras que la graficas se elaboraron en el paquete estadístico SigmaPlot 12.3.

## VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 7.1. Variables agronómicas

En el **Cuadro 3**. se muestran las respuestas que tuvieron algunas variables agronómicas con respecto a la aplicación de extractos de algas. Se puede observar que no hubo diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de los tratamientos en el diámetro polar (D.P.F.) y ecuatorial (D.E.F.) de la flor, por lo que la aplicación de las diferentes dosis de extractos aplicados en el cultivo de Lili no tuvo una respuesta significativa con respecto al control absoluto. De la misma forma no se encontraron diferencias estadísticas significativas en el número de botones totalmente desarrollados (B.T.D.).

En el caso de diámetro de tallo (DT), se encontraron diferencias estadísticas significativas, mostrando un diámetro mayor en las plantas donde se aplicó extracto de *Sargassum* spp. obtenido por fermentación vía foliar en dosis de 16 mL/L (T13) teniendo un aumento de 24.42%, seguido del extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por agitación a una concentración de 8 mL/L de manera foliar (T8) con un aumento del 23.50%, esto en comparación al tratamiento donde se aplicó 16 mL/L de extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por fermentación y aplicado vía drench (T17), con el resto de los tratamientos no se presentaron diferencias significativas.

La variable número de hojas por planta presento diferencia estadística significativa. En el Cuadro 2, se observa que la aplicación de 16 mL/L vía drench de extracto de *Sargassum* spp obtenido por agitación (T3) tuvo un mayor número de hojas a comparación del número de hojas de las plantas donde se aplicó 8 mL/L de extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por agitación, con el resto de los tratamientos no se observaron diferencias estadísticas significativas.



**Cuadro 3.** Variables agronómicas, en respuesta a la aplicación de bioestimulantes de algas marrón en los diferentes tratamientos en el cultivo de Lili.

<b>VARIABLES AGRONÓMICAS</b>					
<b>Tratamiento</b>	<b>D.P.F. (cm)</b>	<b>D.E.F. (mm)</b>	<b>D.T.</b>	<b>N. H</b>	<b>B.T.D.</b>
T1	17.21 a	43.37 a	12.23 ab	70.5 ab	3.50 a
T2	16.68 a	43.32 a	12.15 ab	72.5 ab	2.75 a
T3	16.95 a	45.02 a	12.80 ab	82.25 a	4.25 a
T4	17.07 a	44.42 a	11.50 ab	73.25 ab	3.75 a
T5	17.04 a	44.97 a	13.08 ab	68.25 ab	4.25 a
T6	17.01 a	44.07 a	11.80 ab	72.25 ab	4.25 a
T7	16.41 a	43.30 a	11.75 ab	72.75 ab	4.00 a
T8	17.33 a	44.51 a	13.40 a	65.00 b	3.50 a
T9	17.40 a	45.59 a	12.18 ab	76.50 ab	3.75 a
T10	17.43 a	43.49 a	12.10 ab	73.50 ab	3.75 a
T11	16.94 a	44.24 a	12.73 ab	74.50 ab	3.50 a
T12	17.42 a	45.71 a	11.55 ab	76.00 ab	2.25 a
T13	17.56 a	47.07 a	13.50 a	77.75 ab	3.25 a
T14	16.55 a	44.92 a	12.63 ab	79.75 ab	3.75 a
T15	17.20 a	44.79 a	11.55 ab	72.75 ab	3.50 a
T16	17.20 a	45.13 a	12.03 ab	74.75 ab	3.50 a
T17	17.52 a	44.36 a	10.85 b	70.50 ab	3.00 a
T18	17.25 a	44.43 a	11.18 ab	72.00 ab	3.75 a
T19	17.35 a	45.54 a	12.73ab	80.50 ab	4.00 a
T20	17.56 a	45.54 a	12.55 ab	72.25 ab	3.75 a
T21	16.61 a	43.60 a	12.25 ab	74.00 ab	2.75 a

Letras diferentes en cada columna presentan diferencias estadísticas significativas (Tukey  $\alpha=0.05$ ). D.P.F: Diámetro polar de flor, D.E.F: Diámetro ecuatorial de flor, D.T: Diámetro de tallo, N.M: Número de hojas, B.T.D: Botones totalmente desarrollados.

García *et al.* (2023), reportó resultados similares a los de este trabajo, ya que la aplicación de algas marinas en diámetro polar y ecuatorial de los frutos de lima y al igual que los botones florales de Lili no muestran diferencia estadística significativa. Por lo que en ambas investigaciones presentaron tamaños uniformes en los productos finales de cada especie con respecto a las plantas no tratadas. Por otra parte, los efectos de extractos de algas pueden ser sutiles y no necesariamente se reflejan en medidas morfológicas específicas, como en el caso de calibres florales y frutos.

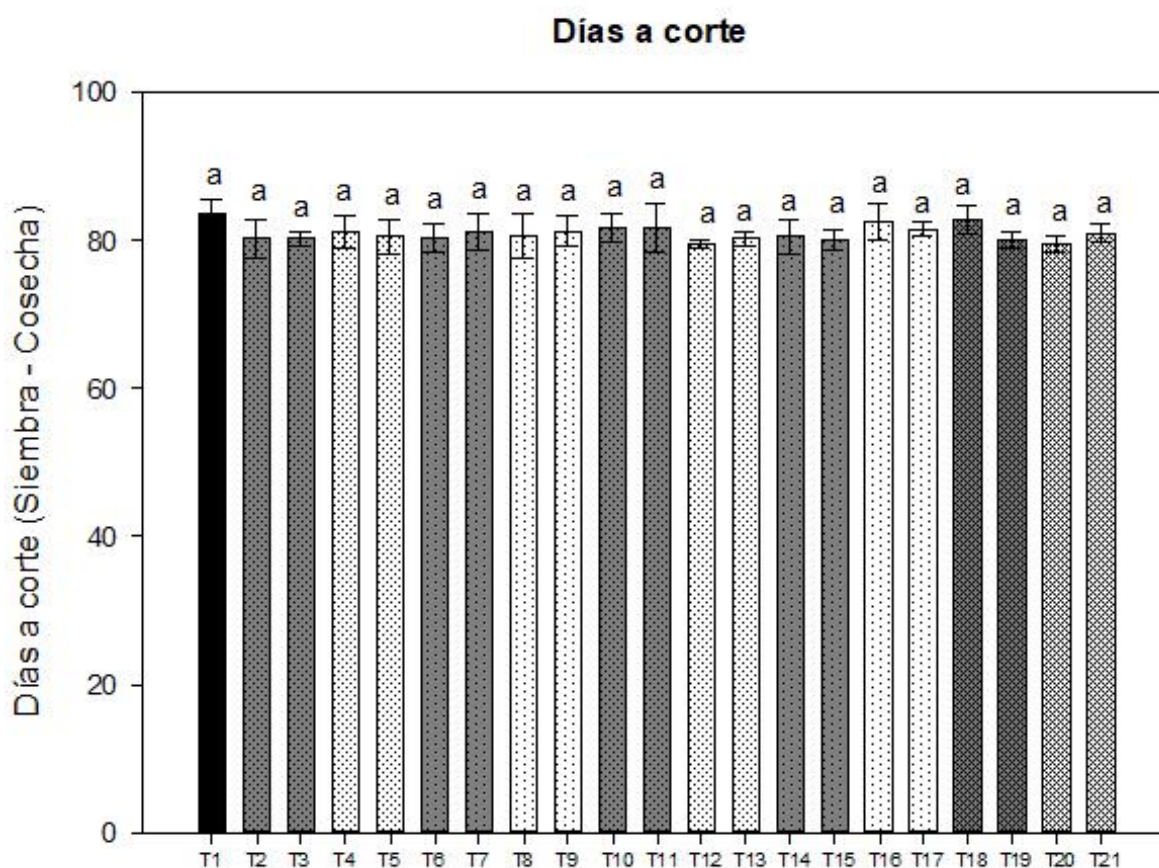
Sariñana *et al.* (2021), indican que las aplicaciones foliares de extractos de *Sargassum spp.* y un bioestimulante a base de *Ascophyllum nodosum* tuvieron mejores resultados en cuanto al diámetro de tallo, aumentándolo hasta un 20.87% y un 8.75% respectivamente en cuanto a su control, siendo el control el parámetro más bajo del diámetro de tallo en plántulas de tomate. Lo anterior presenta una similitud con respecto a este trabajo al aplicar extracto de *Sargassum spp.* en cuanto al método de aplicación (vía foliar), a pesar de no ser especies similares se puede resumir que la aplicación de extractos tiene un efecto positivo general en el crecimiento celular de tallo, dando como respuesta fisiológica el engrosamiento de tallo de los diversos especímenes. El mismo autor reporta que las aplicaciones foliares de extractos de *Sargassum spp.* mostró cambios significativos en el crecimiento de plántulas de tomate, con un 21.05% más en el número de hojas en comparación al control, de igual manera el control fue superado por *Ascophyllum nodosum* un 13.15%. Estos resultados son semejantes en cuanto a rangos de porcentaje, mostrando un incremento de números de hojas, lo que indica una respuesta estimulante por parte de los extractos, promoviendo la división celular y contribuyendo a la formación de nuevos tejidos vegetales, en este caso hojas.

Ariza *et al.* (2015) aplicó bioestimulantes y fitohormonas en el cultivo de lima mexicana, teniendo como resultados datos similares con el testigo. La cuantificación de los datos anteriores tuvo semejanza con la variable de número de flores desarrollados totalmente de este trabajo, ya que no tuvieron diferencia estadística significativa entre ambos estudios, ya que el testigo absoluto mostró promedios similares con los de las aplicaciones de bioestimulantes, fitohormonas y

extractos de algas. Resaltando que las cifras obtenidas en los datos, pueden ser determinados por el tipo de cultivo y su genotipo.

### 7.1.1. Días a corte

En la **Figura 5** se observan los resultados obtenidos de la aplicación de extractos de algas pardas en el cultivo de Lili, los cuales no muestran diferencia estadística significativa entre plantas tratadas con extractos de algas y el control absoluto. Teniendo así homogeneidad en la variable días a cosecha.



**Figura 5.** Días a cosecha de flores de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se

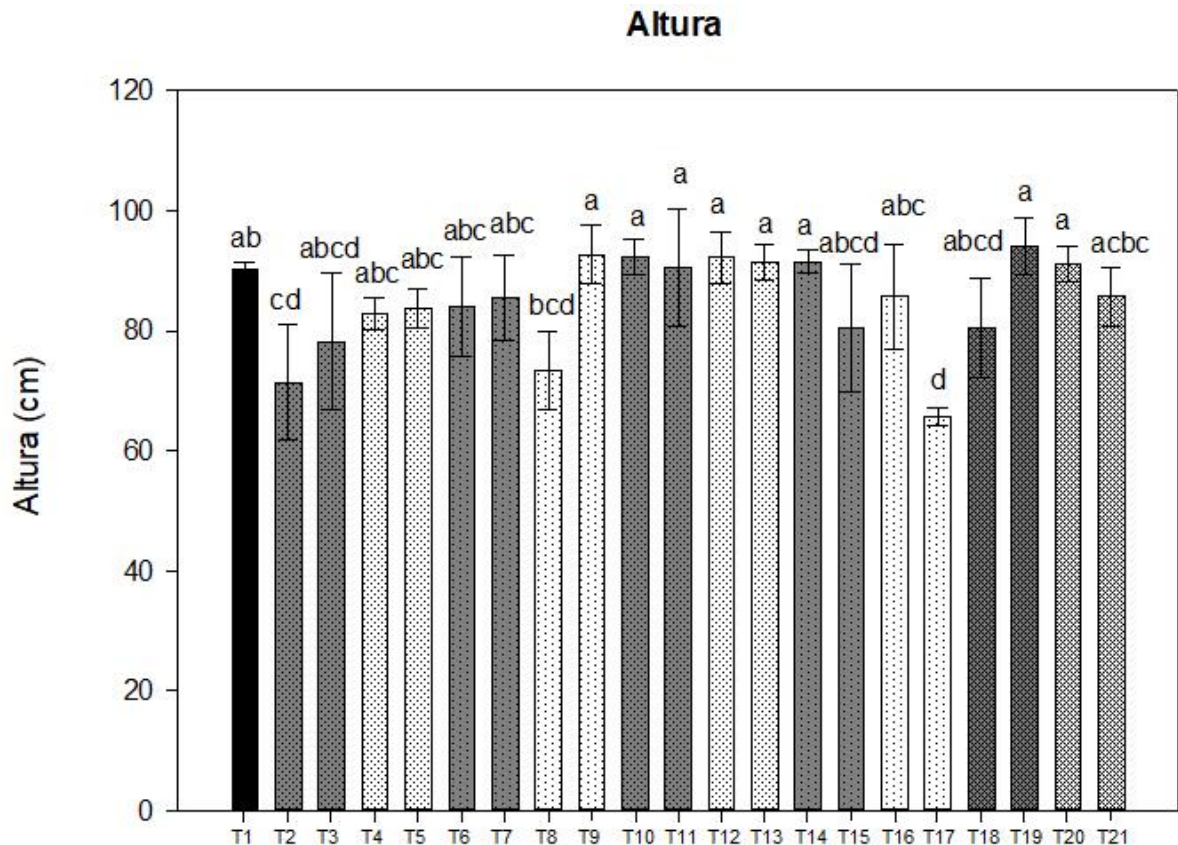
muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

Es posible que la aplicación de extractos de algas pardas no mostrara cambios significativos en los días a cosecha, dada que esta variable se debe a una respuesta fenológica o incluso por los rangos térmicos presentes durante el ciclo productivo ya la interacción de temperatura (día-noche) puede influir significativamente en la precocidad o duración del ciclo (Buschmann, 1984).

### **7.1.2. Altura**

Para la variable de altura se encontró diferencias estadísticas significativas en algunos tratamientos con la aplicación de extractos de algas pardas con respecto al control absoluto. El producto comercial a una dosis de 16 ml/L aplicado vía drench (T19) mostro el valor más alto en altura, seguido del extracto por agitación de *Macrocystis pyrifera* con la misma dosis aplicado vía foliar (T9) con un incremento del 43.30 y 41.27% respectivamente, esto en comparación al tratamiento donde se aplicó 16 mL/L de extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por fermentación y aplicado vía drench (T17). En cuanto a los extractos de sargazo por el método de fermento vía drench y foliar a dosis de 8 y 16 ml/L (T10, T11, T12, T13) y el tratamiento T20 tuvieron una mayor uniformidad de altura, también con el tratamiento T17. Los tratamientos mencionados anteriormente también mostraron diferencias significativas con los tratamientos T2 y T8, teniendo estos últimos un tamaño menor.

Mientras que el testigo absoluto, T4, T5, T6, T7 y T16, tuvieron mayor altura en comparación con el tratamiento T17, esto de acuerdo con el análisis estadístico. Por otra parte, el testigo absoluto tuvo mayor altura con el T2 mostrando así diferencias significativas entre ellos. El resto de los tratamientos no mostraron diferencias significativas.



**Figura 6.** Altura de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

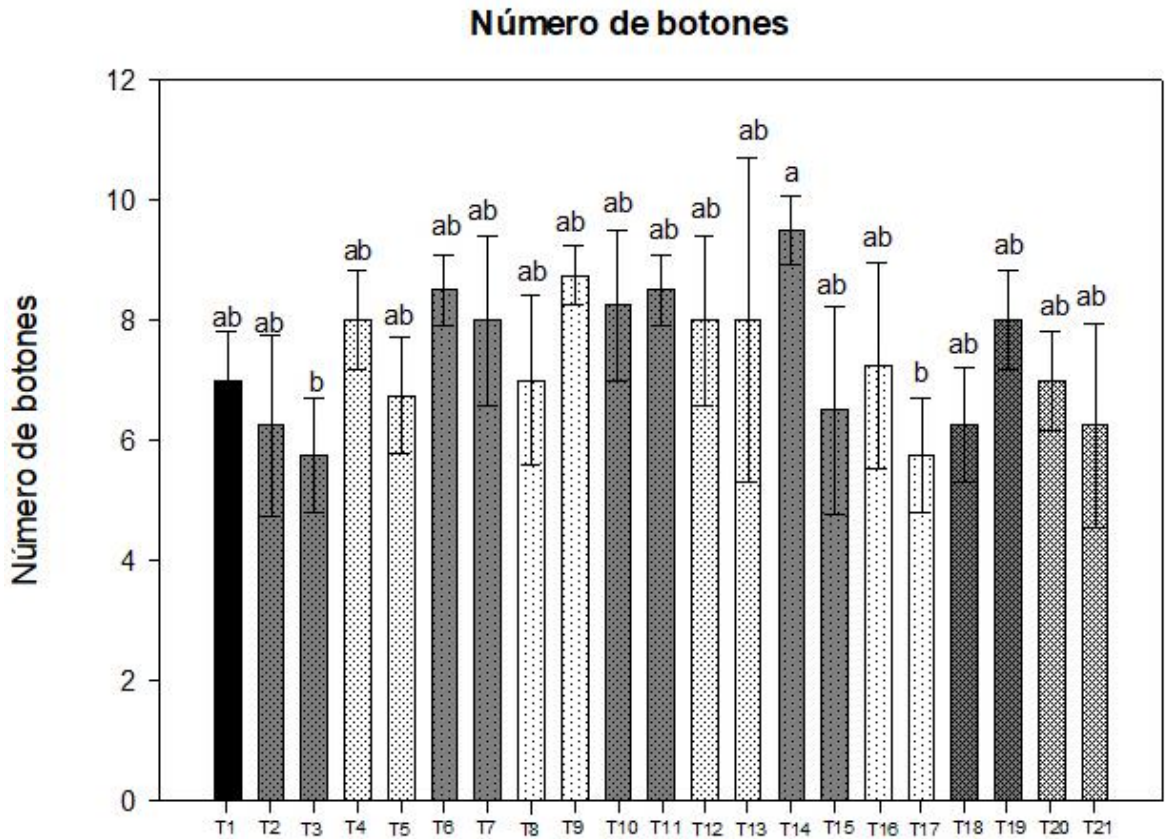
El trabajo realizado por Sariñana *et al.* (2021) señalan que la aplicación foliar de extractos de *Sargassum* spp. realizados por medio de un reactor de batch considerando temperatura, tiempo y porcentaje, tiene un aumento de 10.18% en la altura de las plántulas de tomate con respecto al control absoluto. De igual manera nos dice que el producto comercial a base de *Ascophyllum nodosum* tuvo un incremento 6.72% en comparación al control (solo agua destilada), estos resultados son similares a los obtenidos en esta investigación y aunque el porcentaje para tomate es más alto, esto podría atribuirse a que estos autores trabajaron con una

hortaliza y este trabajo se utilizó una ornamental. Además de que se puede observar que el método de extracción, la vía de aplicación y la dosis, son uno de los factores que determinan el comportamiento de algunas variables, en este tipo de experimentos.

Calvache (2009) señala que la aplicación de bioestimulantes a base de algas marrón (*Laminaria* sp., *Ascophyllum nodosum* y *Sargassum* sp.) tuvo un aumento en la altura de rosa, en dos ciclos productivos a dosificaciones medias y altas, teniendo así un aumento del 15.42 y 22.33% respectivamente a la altura del control absolutos. Esto nos dice que la aplicación de bioestimulantes a base de algas marinas incrementa la longitud de tallos florales y a pesar de que los porcentajes de crecimiento no son similares al este trabajo de investigación, existe una similitud de incremento en la altura dentro de cultivos de flor cortada, por lo que podemos observar es que la dosis influye en la respuesta de algunas variables indicativas desarrollo de la planta.

### **7.1.3. Número de botones**

El número de botones por planta mostraron diferencias estadísticas significativas, como se puede observar en la Figura 7. El extracto de fermento de *Macrocystis pyrifera* a 8 mL/L (T14) aplicado vía drench fue el mejor tratamiento, sin embargo, no mostro diferencias estadística con el resto de los tratamientos, excepto con el número de botones donde se aplicó extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por fermentación (T17) y el extracto de *Sargassum* spp. por el método de agitación (T3) aplicados vía drench a una dosis de 16 mL/L en ambos casos, debido a que estos últimos tuvieron menor número de botones, con el resto d ellos tratamientos no se encontraron diferencias entre ellos.



**Figura 7.** Número de botones por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

García *et al.* (2023) muestra que el número de frutos por árbol de exportación de limón persa con aplicación de extractos de algas casi triplicaron la producción de frutos por árbol, teniendo una gran diferencia significativa. Sin embargo, las flores de *Lilium* no tuvieron un aumento drástico de botones por planta, pero igual se tuvo un aumento considerable, ya que, al no ser de la misma división en cuanto a categoría taxonómica, sus resultados serán muy distinto en cuanto a valores, pero al final ambos presentan un mayor de flores por planta.

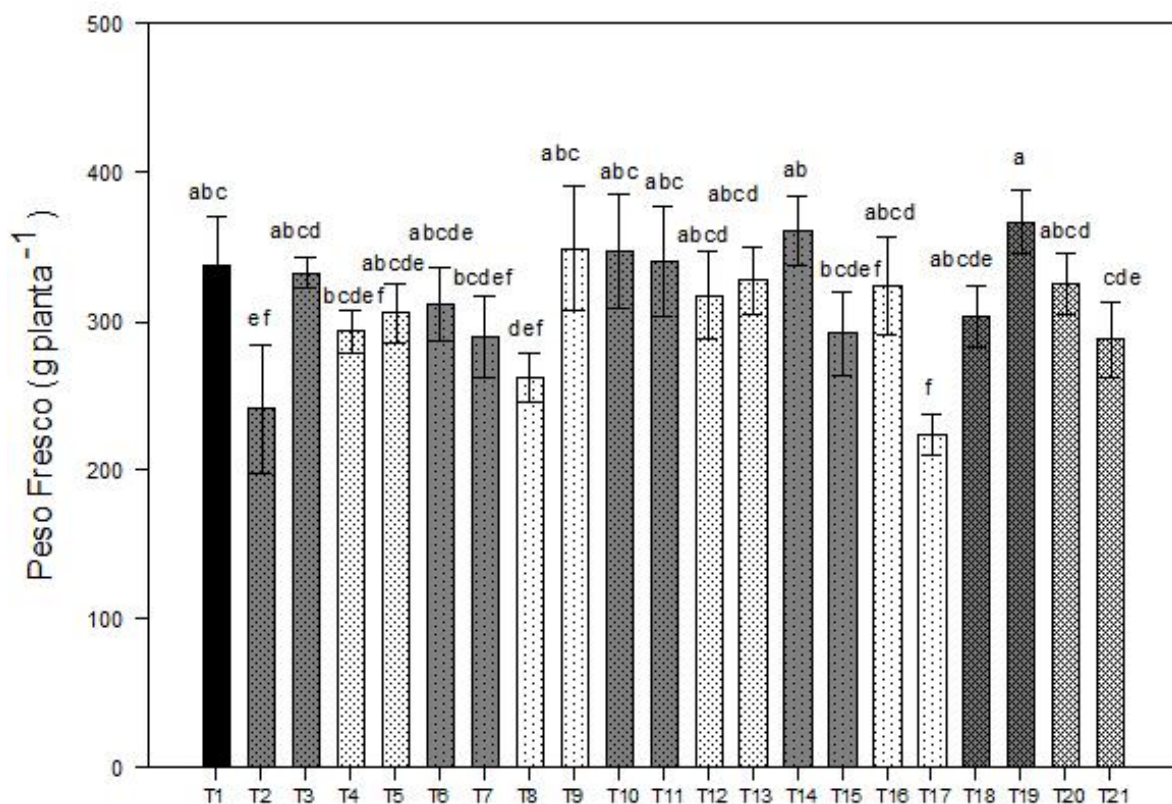
Por otra parte, García *et al.* (2014), señalan que la aplicación de bioestimulantes de algas marinas en gerbera para el caso de número de tallos existe una respuesta favorable ya que aumentó la cantidad de tallos por planta hasta un 58.45% con respecto al testigo (sin algas). Esto también puede estar sujeto a la variedad usada, ya que algunas presentan características particulares en cuanto variables de producción, por lo que los resultados obtenidos en esta investigación se pudieron observar que el número de botones fue afectado por aplicación vía foliar en dosis de 16 mL obtenido por agitación y fermentación, esto se pudo deber al contenido de biomoléculas presentes en el extracto que pudieron inhibir el desarrollo de botones.

#### **7.1.4. Biomasa Fresca**

En la Figura 8, se observa diferencias estadísticas significativas en el peso fresco en plantas de Lili, mostrando que la aplicación de extracto de fermento de *Macrocystis pyrifera* a 8 mL/L (T14) vía drench mostro un promedio de 360.75 g por planta, incrementando así las biomasa fresca en un 60.86%, esto en comparación al tratamiento donde se aplicó 16 mL/L de extracto de *Macrocystis pyrifera* obtenido por fermentación y aplicado vía drench (T17) y donde se aplicó extracto de fermento obtenido por agitación vía drench de *Sargassum* spp. en dosis de 16 mL/L (T2). También el mismo tratamiento mencionado mostro diferencias con los tratamientos T2, T21, T8, T4, T21 y T15. Por otro lado, el tratamiento T14 mostro diferencias con los tratamientos T2, T17, T8 y T21, ya que estos últimos, tuvieron menor acumulación de biomasa fresca. También el T2 y T17, tuvo diferencias con el tratamiento T1, T3, T9, T10, T11, T12, T13, T14, T16 y T20. El tratamiento T17 también mostro diferencias con los tratamientos T5, T6, T18 y T21. Por último, el tratamiento T8, tuvo también menor cantidad de biomasa fresca en comparación con testigo absoluto, T9, T10, T11 y T14. En cuanto al resto de los tratamientos no se encontraron diferencias significativas entre sí, ni con respecto al testigo.



## Biomasa Fresca



**Figura 8.** Biomasa fresca por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

Salih y Abdulraziq (2023), muestran los efectos de la aplicación foliar de extracto a base de *Padina pavonica* sobre el crecimiento de las cebollas, el cual a una concentración del 30% resulta ser más efectiva, incrementando el peso fresco de hojas un 18.83% sobre su control. A partir de ello podemos resaltar el efecto positivo de extracto de algas pardas sobre la biomasa fresca de las plantas, ya que los resultados de esta investigación también muestran un ligero incremento en la misma variable, esto se debe a que los efectos pueden variar considerablemente por la

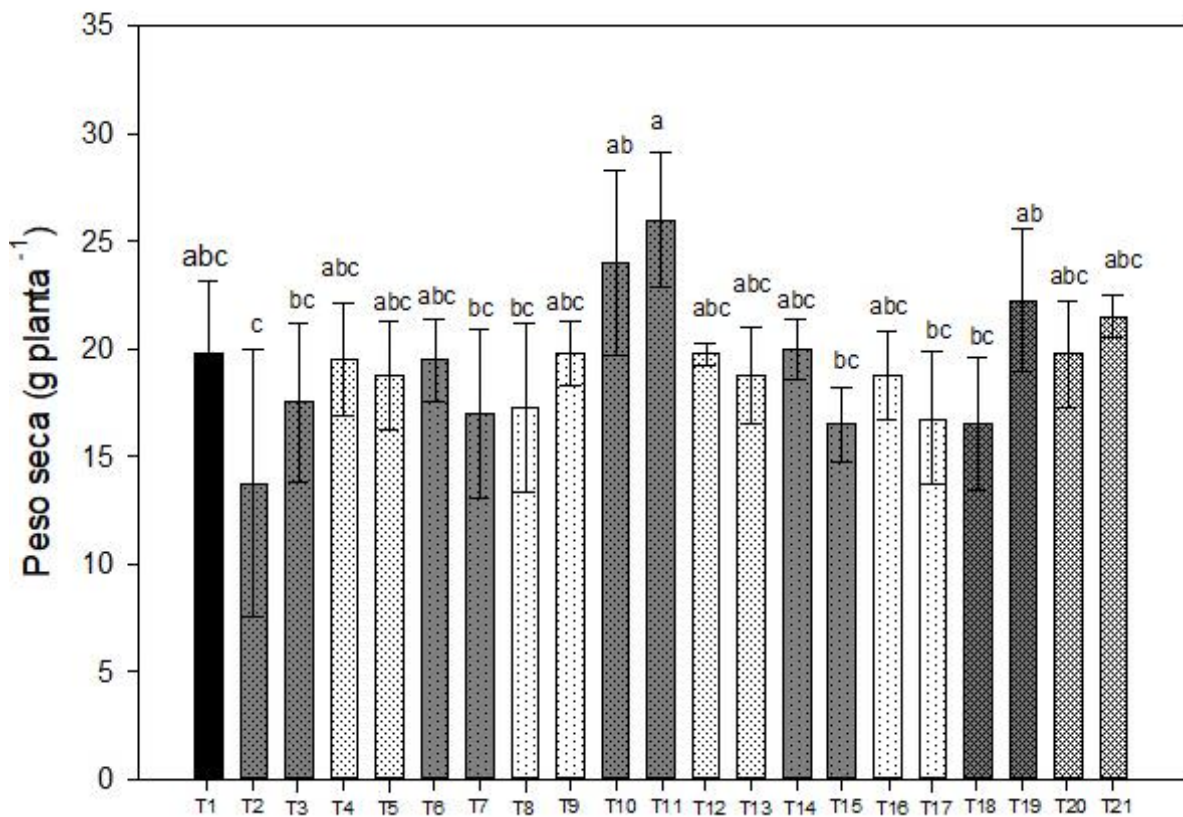
composición de las algas, la especie vegetal y a las condiciones de crecimiento donde se ubiquen.

La aplicación de extractos de algas tiene un efecto positivo sobre la biomasa fresca en hojas de tomate tal como lo muestra Morales et al, (2023), mostrando un incremento de 4.9 y 16.79% a 500 y 2500 ppm respectivamente, esto en comparación a la planta que no tuvo aplicación de extractos de alga. Lo dicho por este autor vario con lo obtenido en esta investigación, ya que como se pudo observar no hubo diferencias con respecto al testigo y se pudo observar que la aplicación de algunos extractos en dosis altas no aumento la biomasa fresca, esto se puede deber a la presencia de las sustancias liberadas en el extracto por algunos procesos, provocando una disminución en el desarrollo de tejido vegetativo, dicha variable está relacionada con la altura y acumulación de hojas.

#### **7.1.5. Peso seco**

Para el caso de peso seco por planta se encontraron diferencias estadísticas significativas, mostrando una biomasa seca mayor en las plantas donde se aplicó extracto de *Sargassum* spp. por el método de fermentación a una dosis de 16 mL/L vía drench (T11) teniendo un aumento del 89%, esto en comparación al tratamiento donde se aplicó extracto *Sargassum* spp. obtenido por agitación vía drench en dosis de 8 mL/L (T2), el T10 y T19 también mostraron diferencia significativa, aumentando más del 60% en peso seco con respecto al T2. También el tratamiento T11 mostro diferencias significativas con los tratamientos T3, T7, T8, T15, T17 y T18. En cuanto al de los tratamientos no se encontraron diferencias estadísticas significativas con respecto al control (T1), y entre el resto de los tratamientos entre sí.

## Biomasa Seca



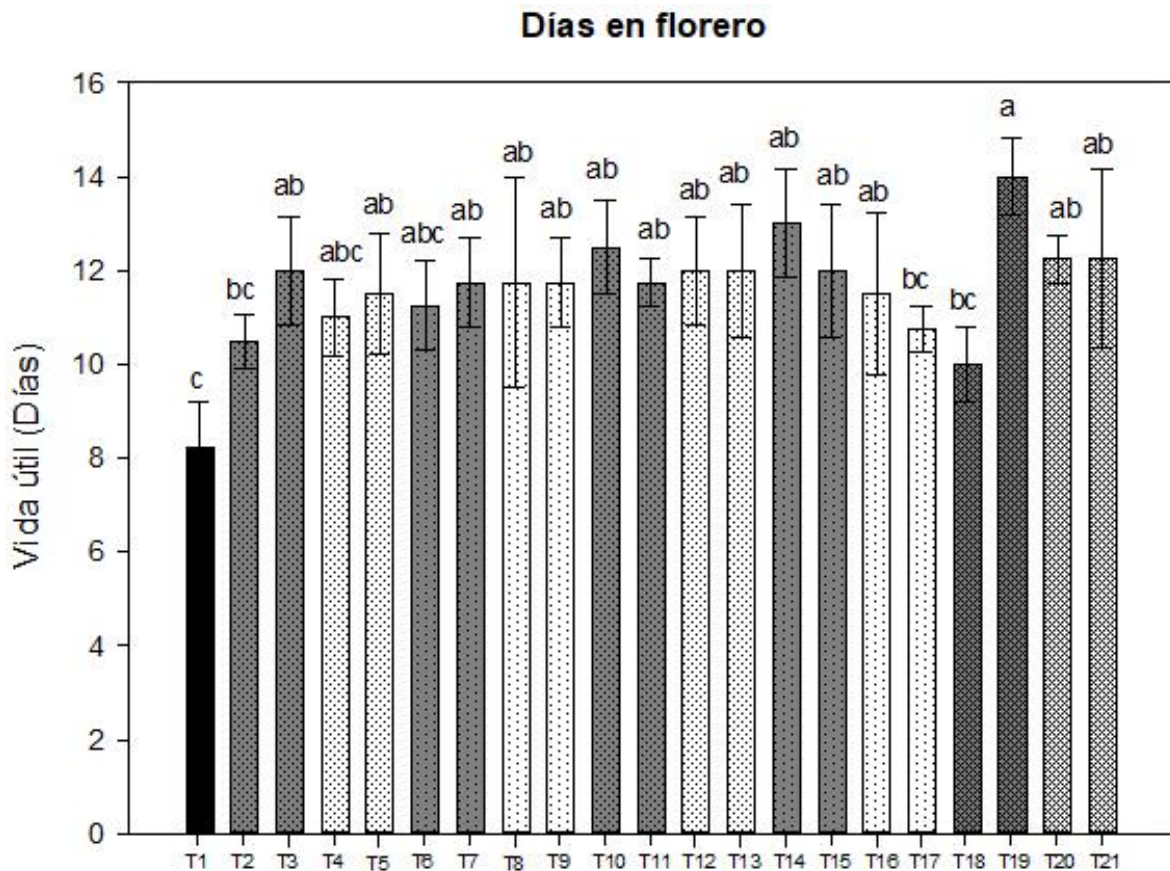
**Figura 9.** Biomasa seca por planta de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

Morales *et al.*, (2023) muestran que la aplicación de extractos de alga de manera particular a 2500 ppm aumenta la biomasa seca en hojas de tomate, en rangos de 2.4 a 9.97% sobre el control. Por otra parte, Villa e Vila *et al.*, (2023), muestran que las aplicaciones de extracto de *Ascophyllum nodosum* en condiciones de estrés hídrico, mejoran considerablemente las condiciones para el desarrollo de la planta de tomate, dando como resultado de incremento en la biomasa seca de la planta, ya que en condiciones de 100% de evapotranspiración (sin estrés hídrico) requiere

dosis bajas (0.2%) del extracto, y para condiciones de estrés hídrico se requieren dosis más altas (0.4%). Lo que indica un incremento en la materia seca de tomate. Con lo anterior, podemos resaltar que la acumulación de biomasa está relacionada con la dosis aplicada, sin embargo, en comparación con el presente trabajo, se pudo observar que una dosis alta también tuvo un efecto negativo en la acumulación de biomasa, pero también influyó el tipo de extracción utilizada y como ya se mencionó la concentración de compuestos presente en los extractos puede variar.

## **7.2. Días en florero**

La cuantificación de los datos obtenidos en la variable días en florero muestra diferencia estadística significativa en todos los tratamientos que fueron tratadas con los extractos de algas y el producto comercial en comparación al control absoluto (T1). La variable central de este trabajo mostro repuesta positiva a la aplicación de la mayoría de los extractos como se observa en la Figura 10. El testigo comercial a una dosis de 16 mL/L aplicado vía drench fue el que prolongo la vida de florero en comparación al control absoluto (T1), con una media de 14 días, indicando un aumento del 69.69% en comparación del testigo. También se pudo observar que el T1 no mostro diferencias estadísticas con los tratamientos T2, T4, T6, T17 Y T18. El resto de los tratamientos mostro un efecto positivo en cuanto la vida de florero a comparación del testigo. Además, el T19 también tuvo mayor vida de florero en comparación con los tratamientos T2, T17 y T19, mientras que para el resto de los tratamientos no hubo diferencias estadísticas entre ellos.



**Figura 10.** Días en florero (vida postcosecha) por flor de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

Cabe mencionar que la vida en florero está determinada por la interacción fenotipo versus condiciones de postcosecha como lo son los factores abióticos como la luz (intensidad, calidad y periodicidad), aire, suelo, temperatura, dióxido de carbono, humedad relativa del aire, velocidad del viento, nutrición y calidad del agua, de igual manera se tiene en cuenta los factores bióticos (hongos, bacterias), presentes en el agua o en ambiente. (Fanourakis *et al.*, 2013). Sin embargo, de acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo, podemos inferir que la aplicación de extractos de algas en su mayoría favoreció la vida de florero, ya que los extractos o productos

de algas contienen compuestos antioxidantes que a su vez sirve para evitar oxidación de tejidos debido a la presencia de moléculas reactivas de oxígeno (ROS), lo cual en el caso de las flores de corte, la vida de anaquel disminuye por oxidación de tejidos, pérdida de turgencia, daños mecánicos, entre otros, por lo que al aplicar extractos de algas proporciona a la flor moléculas que pudieran ayudar a mitigar estos daños, ya que durante el proceso de extracción se liberan diversos compuestos que ayudan principalmente a contrarrestar efectos de estrés.

Hashemabadi *et al.* (2021), muestra que los extractos herbarios prolongan la vida en florero del clavel (*Dianthus caryophyllus* L.), teniendo un aumento un 50% más de vida postcosecha en comparación al testigo que tienen un promedio de 9.73 días, con respecto a la aplicación de aceite esencial de eneldo ( $100 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ ), aceite esencial de geranio ( $50 \text{ ml} \cdot \text{L}^{-1}$ ), aceite esencial de comodoro ( $100 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ ), mantienen promedios de 15.43, 15.11 y 14.51 días en florero respectivamente. Por otra parte las flores tratadas con 2% de alcohol tiene un promedio de 15.72 días. Por lo que el uso de extractos herbarios o extractos de algas resulta ser una forma efectiva de prolongar la longevidad de flores de corte ya que en ambos trabajos se conservo mas la tiempo en el florero.

### **7.3. Variables bioquímicas**

Los resultados de la cuantificación de datos bioquímicos en respuesta a extractos de algas (*Sargassum spp.*, *Macrocystis pyrifera*) por dos métodos de extracción (fermentación y agitación), un testigo comercial (*Macrocystis pyrifera*) con dos modos de aplicación (drench y foliar) a dosis de 8 y 16 mL/L, no mostraron diferencia estadística significativa en las variables de Clorofila a, Clorofila b y Clorofila Total, como se muestra en el Cuadro 4.

**Cuadro 4.** Variables bioquímicas en el cultivar de *Lilium* var. Table Dance en respuesta a la aplicación de extractos de algas pardas y un testigo comercial en los diferentes tratamientos, en comparación a un control absoluto.

Variables Bioquímicas			
Tratamiento	Clorofila a (mg 100 g-1 PF)	Clorofila b (mg 100 g-1 PF)	Clorofila Total (mg 100 g-1 PF)
T1	113.75 a	45.22 a	158.21 a
T2	90.87 a	37.97 a	128.84 a
T3	95.52 a	37.18 a	132.71 a
T4	102.74 a	40.16 a	142.89 a
T5	87.78 a	34.08 a	121.86 a
T6	93.61 a	39.33 a	132.94 a
T7	96.22 a	37.00 a	133.22 a
T8	92.57 a	37.89 a	130.46 a
T9	81.69 a	39.41 a	115.50 a
T10	73.32 a	28.89 a	102.96 a
T11	94.18 a	37.10 a	131.28 a
T12	95.52 a	42.84 a	138.73 a
T13	108.28 a	43.16 a	151.44 a
T14	87.67 a	35.59 a	123.26 a
T15	87.60 a	40.39 a	127.99 a
T16	91.41 a	35.75 a	127.16 a
T17	109.99 a	42.38 a	152.37 a
T18	81.22 a	28.24 a	109.46 a
T19	99.64 a	39.92 a	139.55 a
T20	78.01 a	37.81 a	115.82 a
T21	104.07 a	40.46 a	144.53 a

Letras diferentes en cada columna presentan diferencias significativas (Tukey  $\alpha=0.05$ ).

Otro trabajo realizado por Hashem *et al.* (2019), muestran que el uso de algas marinas (*Ulva lactuca L.*, *Cystoseria sp.* y *Gelidium crinale*) obtuvieron un impacto significativo en productividad de canola, ya que tanto en condiciones normales y en estrés salino tuvieron valores altos en pigmentos fotosintéticos (clorofila a, b y total) en cuanto a las plantas que no tuvieron tratamiento, por lo que podemos diferir estos resultados en comparación a los de este trabajo, ya que a pesar de tener relación en cuanto a la materia prima, los resultados de este trabajo fueron menores, lo que genera una pauta para seguir indagando en cuanto a la dosificación con respecto a los compuestos bioquímicos de algas marinas.

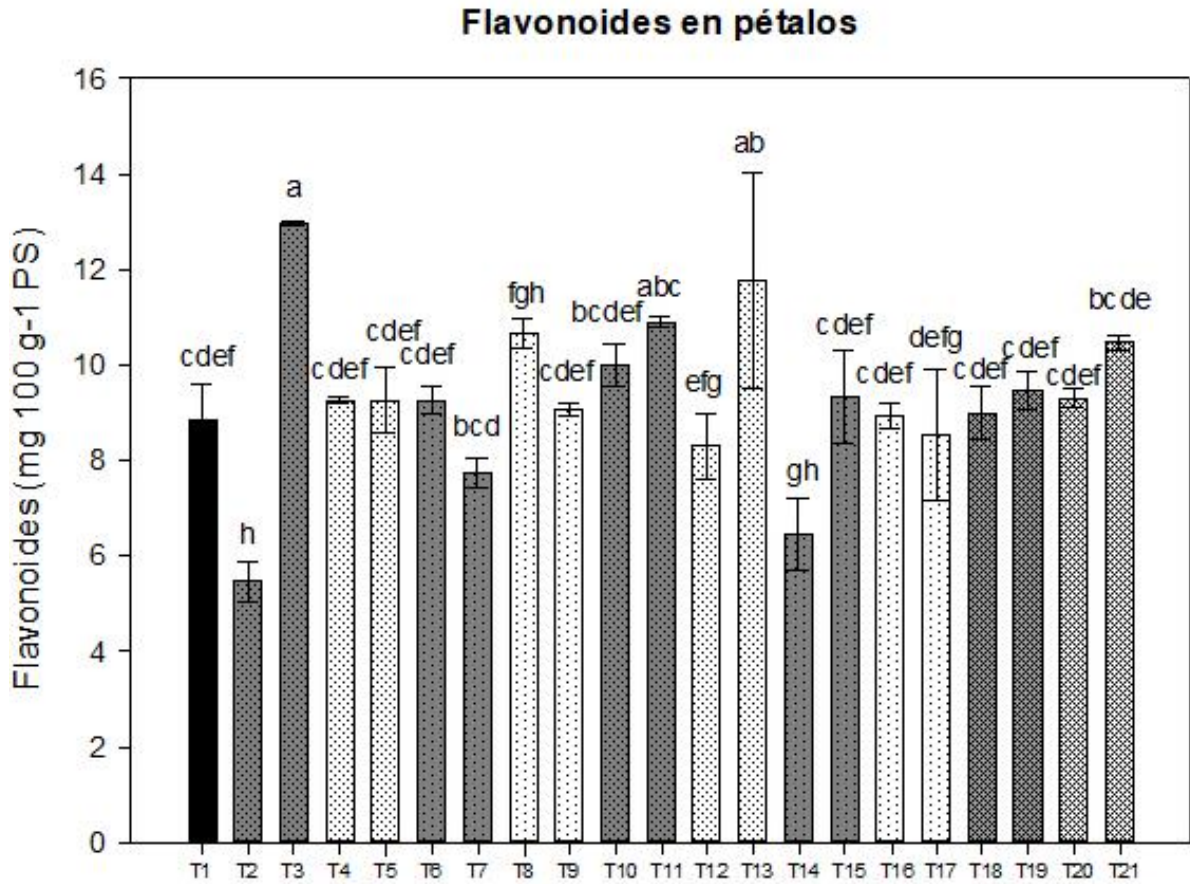
Por otro lado, Kumari *et al.* (2011) indica que las aplicaciones de extracto acuoso de *Sargassum johnstnii*, de manera foliar, vía drench y combinado a dosis de 2,6,8 y 10% tuvieron una disminución sobre los pigmentos fotosintéticos (clorofilas) de tomate. Estos resultados muestran una semejanza con este trabajo de investigación, indicando que, al contener una gran cantidad de compuestos bioquímicos, llegan a tener respuesta negativa, que puede declinar un poco la síntesis de pigmentos y a su vez disminuir el rendimiento de las plantas.

### **7.3.1. Flavonoides**

El contenido de flavonoides presentes en pétalos de flor tratadas con extractos de algas presenta diferencia estadística significativa en el 50% de sus tratamientos, mientras que el otro 50% no mostro diferencia significativa con respecto al control (T1) como se observa en la Figura 11. La aplicación de extracto de *Sargassum* spp., por el método de agitación a 16 mL/L vía drench (T3) y los extractos de *Sargassum* spp., por el método de fermentación a 16 mL/L de manera foliar y drench (T13 y T11) con medias de 12.97, 11.77, 10.90 mg 100 g<sup>-1</sup> PS de quercetina tuvieron la concentración más alta de flavonoides teniendo así un aumento del 46.22, 32.69 y 22.88 % respectivamente. Por otra parte, el menor contenido de flavonoides en pétalos fue el extracto de *Sargassum* spp., por el método de agitación a 8 mL/L vía drench (T2), teniendo una diferencia estadística significativa negativa, teniendo una reducción del 61.66% con una media de 5.47 mg 100 g<sup>-1</sup> PS de quercetina.



Permitiendo así su coloración y bella de las flores, sirviendo de protección contra estrés y beneficiando su longevidad de las flores.



**Figura 11.** Concentración de flavonoides en pétalos de Lili tratadas con diferentes dosis de extractos de *Sargassum* spp., *Macrocystis pyrifera* obtenidos por 2 procesos y un producto comercial (Kelplex®), aplicados por vía drench y foliar. Cada barra de la gráfica representa el promedio por tratamiento  $\pm$  el error estándar. Sobre cada barra se muestra letras diferentes indicando diferencia significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias Tukey ( $\alpha=0.05$ ).

Sariñana *et al.* (2021) muestran que la aplicación de extractos de *Sargassum* spp., en plántulas de tomate tiene un efecto positivo en el parámetro de flavonoides ya que su contenido aumenta hasta 35.99% con valores de 20 mg 100g<sup>-1</sup> PS. en comparación al control absoluto. De manera general, los resultados estadísticos en

significancia son similares, los datos ( $\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PS}$ ) varían, esto se debe a que los valores de flavonoides en pétalos son más altos que los encontrados en hojas de tomate. Pero cabe mencionar que ambos trabajos los valores respecto al contenido de flavonoides lo tuvieron los extractos obtenidos del alga parda *Sargassum* spp.

En concordancia a estos resultados Trivedi *et al.* (2018), muestra que las aplicaciones foliares de *Kappaphycus alvarezii* D. presentan un aumento en su contenido antioxidante, ya que presento una reducción en las especies reactivas de oxígeno, mejorando así el crecimiento de maíz sometidas a estrés hídrico moderado.

Tanto en el trabajo antes a comparación con el de esta investigación podemos decir que la aplicación de extractos de algas pardas o en combinación con otro bioestimulante tendrán efectos positivos en el crecimiento de la planta, ya sea en condiciones normales o de estrés.

## VIII. CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados se puede concluir que la aplicación de extractos de *Sargassum* spp. y *Macrocystis pilifera* en diferentes dosis y obtenidas por proceso de fermentación y agitación no tuvieron un efecto mayor, en comparación con las que no se les aplicó ningún tipo de extracto, ya que en la mayoría de las variables agronómicas no mostraron alguna diferencia estadística con el testigo, por otra parte, algunas dosis tuvieron efectos negativos en la mayoría de las variables como fue el caso del tratamiento T2 y T17. Sin embargo, la variable con más interés en la presente investigación, si mostró efectos positivos ya que la vida de florero fue más larga en comparación que el testigo. Mientras que el testigo comercial en algunas variables fue el que dio mejor respuesta, pero al igual que los extractos de algas no mostraron diferencias significativas con el testigo.

Finalmente se concluye que los extractos de algas prolongan la vida de florero, pero no tienen un efecto mayor en variables como altura, número de botones, biomasa fresca y seca, etc., por lo que se recomienda seguir evaluando los productos obtenidos en otras variedades de Lili o en algún otra ornamental.

## IX. LITERATURA CITADA

Abad M., Bedoya L., Bermejo P. 2011. Marine Compounds and their Antimicrobial Activities. Science against microbial pathogens: Communicating current research and technological advances. In: A. Méndez-Vilas (Ed.). pp. 1293-1306.

Acleto, C. 1986. Algas marinas del Perú de importancia económica. UNMSM - Museo de Historia Natural. Serie de Divulgación 5: 107 pp.

Alcaraz, N. y Sarmiento R. 1999. Cultivo del Liliium. H.D. N° 5/89. Consejería de Agricultura, Ganadería y Pesca. Murcia. 31 pp.

Aparicio E., Rodríguez J. R. M., Lara A., Loredó T. A., Aguilar C. N., Kostas E. T., Ruiz H. A. 2020. Biofuels production of third generation biorefinery from macroalgal biomass in the Mexican context: An overview, In *Advances in Green and Sustainable Chemistry, Sustainable Seaweed Technologies*, 393-446. Doi: 10.1016/B978-0-12-817943-7.00015-9.

Álvarez S. M. E., Maldonado T. R., García M. R., Almaguer V. G., Rupit A. J. y Zavala E. F. 2008. Suministro de Calcio en el desarrollo y nutrición de Liliium asiático. *Agrociencia*. 42:881-889.

Arévalo D., Pineda A., Herrera R. S., Villaseñor O. D. y Jaramillo E. 2023. Influencia de bioestimulantes y aguas contaminadas en la morfología del girasol ornamental *Helianthus annuus* L.. *Manglar*, 20(2), 123-130. <https://dx.doi.org/10.57188/manglar.2023.014>

Ariza F. R., Barrios A. A., Herrera G. M., Barbosa M. F., Michel A. A., Otero S. M. A., Alía T. I. 2015. Fitohormonas y bioestimulantes para la floración, producción y calidad de lima mexicana de invierno. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(7), 1653-1666.

Arnon DI. 1949. Copper enzymes in isolated chloroplasts, polyphenoxidase in beta vulgaris. *Plant physiology* 24:1-15.

Austin E. 1998. Lilies; A Guide for Growers and Collectors. Portland, Oregon. Timber press, Inc. 392 p.

Bañón, S., Cifuentes D., Fernandez J., y Gonzales A. 1993. *Gerbera, Liliium, Tulipán y Rosas*. Madrid, Mundi Prensa. España. 250p.

Battacharyya D., Babbohari M.Z., Rathor P., y Prithviraj B. 2015 Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae* 196: 39-48; doi:10.1016/j.scienta.2015.09.012.

Buschman J. 1984. Cultivo Moderno del Liliium para flor cortada. Agrícola Vergel. 29: 271-274.

Buschman J. C. M. 2004. Globalización. Flor, bulbos de flores, flores de bulbo. Acta Horticulturae. 673: 29-33.

Calvache, U. A. M. 2009. Evaluación de tres bioestimulantes foliares aplicados en el cultivo de rosa (*rosae* sp.) variedad limbo. Tabacundo – Pichincha. RUMIPAMBA. Ecuador. 15 pp.

Castillo G. y Martínez S. (2007). Manual de Fitoterapia. Ed. Elsevier Massen. Barcelona España. pp. 25.

Chang C. C., Yang M. H., Wen H. M. y Chem J. C. 2002. Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. Journal of Food and Drug Analysis. 10(3):178-182.

D'Ambrosio, U., Garnatje, T., Gras, A., Parada, M., y Vallès, J. 2022. Liliium candidium L. Inventario Español de los Conocimientos Tradicionales relativos a la Biodiversidad Agrícola. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. Volumen 2. pp.325-330.

DataMexico. 2023. Lirios Frescos Cortados "Lilium Spp." y las Yemas, de Una, para Ramos o Adornos  
<https://www.economia.gob.mx/datamexico/es/profile/product/fresh-flowers-and-buds-of-a-for-bouquets-or-ornamental-except-roses-carnations-orchids-chrysanthemums-and-lilies>.

Dole J. M., Wilkins H.F. 2004. Floriculture Principles and Species. 2nd edition. Prentice Hall. New Jersey, USA. 1023 p.

Du Jardin P. 2015. Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. Scientia Horticulturae. 196: 3-14.  
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>.

Durán H. D., Uribe O. M. E., Mateo C. L. E., y González M. D. 2022. Potencial biotecnológico de las macroalgas en la agricultura. *Idesia (Arica)*, 40(3), 81-88.  
<https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292022000300081>

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: 428. DOI: 10.3389/fpls.2018.00428.

Fanourakis D., R. Pieruschka A. Savvides A. J. Macnish, V. Sarlikioti y E. J. Woltering. 2013. Sources of vase life variation in cut roses: a review. *Postharvest Biology and Technology*, 78:1-15.

Francescangeli N. y Marinangeli P. 2018. *Guía práctica para el cultivo de flores y bulbos de Liliium*. San Pedro, Argentina: INTA. 62p.

García G. A. M. E., E. Cabrera-Becerril, M. L. Núñez R. K. M. Dreckmann y A. Senties. 2021. Actualización taxonómica de las algas pardas (Phaeophyceae, Ochrophyta) marinas bentónicas del Atlántico mexicano. *Acta Botanica Mexicana* 128: e1968. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm128.2021.1968>

García O. J. F., Escobar H. R., Zaldivar M. P., Berdeja A. R., y Perez M. G. J. 2023. Las aplicaciones de extractos de algas en lima persa aumentaron rendimiento y calidad de fruto de exportación. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*. 7 (4). [http://doi.org/10.37811/cl\\_rcm.v7i4696](http://doi.org/10.37811/cl_rcm.v7i4696)

García S. M. L., Luna V. A., Zuñiga C. C., Bañuelos G. O. A. y Silva E. M. 2014. Efecto de algas marinas en el desarrollo de *Gerbera jamesonii* (Asteraceae). *e-Cucba* 2: 39-45. A

García Velasco Rómulo y Companioni González Barbarita, 2018. "Lilium: situación actual en México," *Revista TECSISTECATL*, n. 23. Servicios Académicos Intercontinentales SL. <https://www.eumed.net/rev/tecsistecat/n23/lilium.html>

Google Maps. 2024. Imágenes, Airbus, CNES/Airbus, Technologies, Datos del mapa. INEGI. México. <https://www.google.com.mx/maps/place/25%C2%B021'21.9%22N+101%C2%B002'06.7%22W/@25.3559341,101.0354656,43m/data=!3m1!1e3!4m4!3m3!8m2!3d25.3560833!4d-101.0351944?entry=ttu>

Graham, M., Vásquez, J. y Buschmann, A. 2007. Global Ecology of the Giant Kelp *Macrocystis*: From Ecotypes To Ecosystems. *Oceanography and Marine Biology* 45: 39-88.

Hashem H. A., Mansour S. A., El-Khawas R. A. Hassanein. 2019. "The Potentiality of Marine Macro-Algae as Bio-Fertilizers to Improve the Productivity and Salt Stress Tolerance of Canola (*Brassica napus* L.) Plants" *Agronomy*. 9(3), 146; <https://doi.org/10.3390/agronomy9030146>

Hashemabadi D., Abedini A. H., Hedayat R. D., y Kaviani B. 2021. Los extractos herbales y el alcohol prolongan la vida en florero de *Dianthus caryophyllus* L. cv 'Yellow Candy'. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 27(3), 135-155.

Herreros L. 1983. Cultivo del *Lilium* (Azucena híbrida). *Servicio de Extensión Agraria*, 10(83), 1-28.

Islam M. S, Roni M. Z. K., y Shimasaki K. 2017. Factors affecting bulblet growth of *Lilium* sp. in vitro and in vivo. *Plant Omics*, 10(5), 263-268.

Jardar M., y Roar M. 2000. Effect of diurnal temperature alternations on plant morphology in some greenhouse crops-a mini review. *Scientia Horticulturae*, 62(4), 205-215.

Khan W., Rayirath U. P., Subramanian S., Jithesh M. N., Rayorath P., Hodges D. M., Critchley A. T., Craigie J. S., Norrie J., Prithiviraj B. 2009 Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *Journal of Plant Growth Regulation* 28: 386-399; doi:10.1007/s00344-009-9103-x

Kularathne M. A. M. N, Srikrishnah S, Sutharsan S. Efecto de los extractos de algas en las plantas ornamentales: Revisión del artículo. Kenia. *Curr Agri Res* 2021; 9(3). doi : <http://dx.doi.org/10.12944/CARJ.9.3.02>

Kumari R., Kaur I. y Bhatnagar A. K. 2011. Effect of aqueous extract of *Sargassum johnstonii* Setchell & Gardner on growth, yield and quality of *Lycopersicon esculentum* Mill. *Journal of Applied Phycology*. 23. 623-633. 10.1007/s10811-011-9651-x

Larson A. R. 1988. Introducción a la floricultura, Departamento de Ciencia Hortícola de la Universidad del Estado de California Norte. Raleigh, Carolina del Norte. A.G.T. Editor, S.A. México. 551p.

Leszczyńska B. H. y Borys M.W. 2002. La flora en la Cultura del Estado de Puebla. Ed. SIZA-CONACYT, UPAEP, Fundación Produce Puebla. Puebla México. P 216.

López P. I., Martínez G. L., Pérez D. G., Reyes G. Y., Núñez V. M. y Cabrera R. J A. 2020. Las algas y sus usos en la agricultura. Una visión actualizada. *Cultivos Tropicales*, 41(2), e10. [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0258-59362020000200010&lng=es&tlng=es](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362020000200010&lng=es&tlng=es).

Luna A., Rodríguez H., Rodríguez J., y Vidales J. 2016. *Cultivo hidropónico de Lilium (azucena)*. Churubusco, México: Trillas. 109 p.

Mahmood I., Imadi S. R., Shazadi K., Gul A. and Hakeem K. R. 2016. Effects of Pesticides on Environment. *Plant, Soil and Microbes*. Springer International Publishing Switzerland. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-27455-3\\_13](https://doi.org/10.1007/978-3-319-27455-3_13)

Mansillas, A., y Alveal, K. 2004. Generalidades sobre las macroalgas. En: Camilo W.I. (Ed). *Biología Marina y Oceanografía: Conceptos y procesos*. Tomo 1. Trama Impresores S.A., Talcahuano. pp. 349-359

Michalak, I., y Chojnacka, K. 2015. Algae as production systems of bioactive compounds. *Engineering in Life Sciences*, 15(2), 160–176. <https://doi.org/10.1002/elsc.201400191>

Montesinos, E. 2007. Cultivo de *Lilium*. Manual, producción de flores cortadas-IX. Santiago, Chile. Salviat Impresores. Pp. 17-36.

Morales M. R., Betancourt G. R., Juárez M. A., Hernández P. A., González F. J. A., Puente U. B., Méndez L. A. 2023. Aplicación de extractos de algas, NP'SZnO y microorganismos sobre la biomasa vegetal en tomate. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios* 10(2): e3206. DOI: 10.19136/era.a10n2.3206

Muñetón G. M. S. y Hernández C. G. 1993 Crecimiento estacional de *Sargassum horridum* (Setchell y Gardner) Phaeophyta, en la bahía de La Paz. *Investigaciones marinas CICIMAR*. 8 (1), 24-31.

ODEPA. 2007. *Mercado de las flores de corte*. Oficina de Estudios y Políticas Agrarias; Oficina de Estudios y Políticas Agrarias - Octavio Sotomayor. <https://www.odepa.gob.cl/publicaciones/articulos/mercado-de-las-flores-de-corte-2>

Ortega B. R., Correa E., Olate. 2006. Determinación de las curvas de acumulación de nutrientes en tres cultivares de *Lilium* spp. para flor de corte. *Agrociencia* 40(1), 77-88. [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1405-31952006000100077](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952006000100077)

Ortiz L. 2013. Manual para la producción de *lilium* spp. Fondo de Desarrollo Agrario Socialista FONDAS, de la Universidad Nacional Experimental Sur del Lago del Programa de Ingeniería de la Producción Agropecuaria. UNESUR. P 15.

Osório C., Machado S., Peixoto J., Bessada S., Pimentel F.B., Alves C. R., y Oliveira M.B.P.P. 2020. Pigments Content (Chlorophylls, Fucoxanthin and Phycobiliproteins) of Different Commercial Dried Algae. *Separations*, 7(2), 33. doi: 10.3390/separations7020033

Paredes C. R. M., González M. S., González F. J. A., Rodríguez J. R. M., Benavides M. A., Charles R. A. V. and Robledo O. A. 2023. "Characterization of *Sargassum* spp. from the Mexican Caribbean and Its Valorization through Fermentation Process" *Processes* 11, no. 3: 685. <https://doi.org/10.3390/pr11030685>

Quitral R. V., Morales G. A, Sepúlveda L. M., y Schwartz M.M. 2012. Propiedades nutritivas y saludables de algas marinas y su potencialidad como ingrediente funcional. *Revista chilena de nutrición*, 39(4), 196-202. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182012000400014>



Reyes P. J. J., Ramos R. R. A., Llerena R. L. T., Ramírez A. M. A., y Falcón R. A. B. 2021. Potencialidades de oligogalacturónidos y quitosacáridos en el enraizamiento de las plantas. *Terra Latinoamericana*, 39, e846. <https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.846>

Rico H. E., Crespo V. M. B, Quintanar S. A., Herrero, N. A., Aedo, P. C. 2013. Flora iberica. Plantas vasculares de la Península Ibérica e Islas Baleares. Vol. XX. Liliaceae-Agavaceae. CLXXXIII. Liliáceas. *Lilium L.* Madrid: Real Jardín Botánico, CSIC. 10p. <https://bibdigital.rjb.csic.es/idurl/1/15802>

Salih S. M. y Abdulraziq A.A. 2023. Research Paper Effect of combination foliar spraying of seaweed (*Padina pavonica*) with GA3 or/and IBA on the growth parameters of *Allium cepa L.* *International Journal of Scientific Research in Biological Sciences*, 10 (5): 13-18.

Salisbury F. B, y Ross C. W. 1994. *Fisiología Vegetal*. Grupo Editorial Iberoamericana. México. 759 p.

Sariñana A. O., Benavides M. A., Juárez M. A., Antonio, Robledo O. A., Rodríguez J. R. M., Preciado R. P., y González M. S. 2021. Efecto de extractos de *Sargassum* spp. en el crecimiento y antioxidantes de plántulas de tomate. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 8(2), e2814. <https://doi.org/10.19136/era.a8n2.2814>

Schiappacasse. 1999. *Cultivo y manejo de plantas bulbosas ornamentales*. Valdivia, Chile: Instituto de Producción y Sanidad Vegetal.

Schiel D. y Foster M. 2015. *The Biology and Ecology of Giant Kelp Forests*. California, University of California Press, 412.

Short, D. 1980. *Guía comercial en control de enfermedades de flores cultivadas en Florida*. 80p.

SIAP. 2023. SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). Producción agrícola por cultivo. <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430>.

Song J. 2017. The relationship of root system with the growth and development of bulbs and shoots in lilies. *American Society for Horticultural Science*, 52(2), 245-250.

Steiner A.A. (1984) The Universal Nutrient Solution. Sixth International Congress on Soilless Culture, Wageningen, 633-650.

Tribulato A., y Noto G. 2001. Forcing oriental and asiatic lilies in soilless culture. *Acta Horticulturae*, 559(559), 639-645.

Trivedi K., Vijay A. K. G., Vaghela P. y Ghosh A. 2018. Differential growth, yield and biochemical responses of maize to the exogenous application of *Kappaphycus alvarezii* seaweed extract, at grain- filling stage under normal and drought conditions. *Algal Research*, 35, 236-244. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2018.08.027>

Uribe M. A., Guzmán R. A, Arreguín S. F., y Cuevas E. 2020. El sargazo en el Caribe mexicano, revisión de una historia impensable. *Gobernanza y manejo de las costas y mares ante la incertidumbre. Una guía para tomadores de decisiones.* Instituto de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México (EPOMEX) Universidad Autónoma de Campeche. pp743. doi 10.26359/epomex.0120.

Villa e Vila. V., Alves M. P. A., Rezende R., Soares W. G., De Souza T. D., Barion A. A. A. F., Crepaldi R. F. N., Toshimi M-P.P. 2023. "Deficit Irrigation with *Ascophyllum nodosum* Extract Application as a Strategy to Increase Tomato Yield and Quality" *Journal Agronomy*, 13(7), 1307;1853 <https://doi.org/10.3390/agronomy13071853>

Yakhin O. I., Lubyano A. A., Yakhin I. A., y Brown P. H. 2017. Biostimulants in Plant Science: A Global Perspective. *Frontiers in Plant Science*. 7. Doi:10.3389/fpls.2016.02049.