

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Extractos de Algas Marinas y Microorganismos Afectan el Crecimiento del Pepino
(*Cucumis sativus L.*) var. Centauro

Por:

FRANCISCO BAÑOS ROJAS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México.

Febrero, 2023

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISION DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Extractos de Algas Marinas y Microorganismos Afectan el Crecimiento del Pepino
(*Cucumis sativa L.*) var. Centauro.

Por:

FRANCISCO BAÑOS ROJAS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

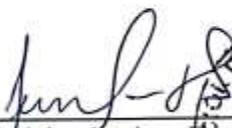
Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dr. Alonso Méndez López
Asesor Principal Interno


Ing. Omar Ucan Tucuch
Asesor Principal Externo


M.C. Laura María González Méndez
Coasesor


Biol. Sergio Antonio Pérez Mata
Coasesor


Dr. Jerónimo Landeros Flores
Coordinador Interino de División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Febrero, 2023

Declaración de no plagio

El autor quien es responsable directo, jura bajo protesta de decir la verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrectas 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 (autor o plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propio; 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, bibliografías, mapas o cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.


Asante
Francisco Baños Rojas
Firma y nombre


Asesor
Dr. Alonso Méndez López
Firma y nombre

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por brindarme la oportunidad de formarme profesionalmente y obtener una carrera universitaria

A mi asesor principal, el Dr. Alonso Méndez López, por brindarme la oportunidad de realizar un trabajo de investigación, por compartir su conocimiento, por tenerme paciencia, ayudar en diferentes fases de la investigación y en apoyarme para culminar este trabajo con éxito.

Al MC. Raúl Morales Meléndez y al Ing. Omar Ucan Tucuch, quienes me apoyo durante el desarrollo del presente trabajo, tanto en labores de campo como en laboratorio, y redacción.

DEDICATORIA

A Dios, mi familia y amigos.

INDICE

AGRADECIMIENTO	II
DEDICATORIA	III
ÍNDICE DE CUADROS.....	IV
ÍNDICE DE FIGURAS.....	V
RESUMEN.....	VI
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. JUSTIFICACIÓN	2
1.2. OBJETIVOS.	3
1.2.1. Objetivo general	3
1.2.2. Objetivos específicos.....	3
1.3.HIPÓTESIS.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. El pepino.....	4
2.2. Importancia mundial.....	4
2.2.1. Importancia nacional.....	4
2.3. Valor nutricional.....	5
2.4. Los bioestimulantes vegetales	5
2.5. Tipos de bioestimulantes vegetales.	5
2.6. Modo de acción de los bioestimulantes.....	7
2.7. Mecanismo de acción de los bioestimulantes.....	8
2.8. Los bioestimulantes a base de extractos de algas marinas	8
2.9. Extractos de <i>Ascophyllum nodosum</i>	9
2.10. Biofertilizantes	10
2.11. Tipos de biofertilizantes	10
2.11.1. Uso de micorrizas arbustivas	11
2.11.2. Uso de <i>Azospirillum</i> en la agricultura	11
III. MATERIALES Y MÉTODOS	12
3.1. Ubicación.....	12
3.2. Material vegetativo	12
3.3. Acondicionamiento del área de siembra.....	12
3.4. Manejo del cultivo	12
3.5. Diseño experimental.....	13
3.6. Variables agronómicas	14
3.7. Variables de calidad postcosecha	15
3.8. Análisis estadísticos	17

IV. DISCUSIÓN Y RESULTADOS.....	18
4.1. Variables vegetativas.....	18
4.1.1. Análisis de varianza	18
4.1.2. Producción de biomasa	21
4.1.3. Desarrollo de fruto y rendimiento total.....	25
4.1.4. Calidad de fruto.....	26
4.1.5. Clorofila	31
V. CONCLUSIONES	34
VI. LITERATURA CITADA	35

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Solución nutritiva establecida para el cultivo de pepino por cada 1000ml. (Steiner, 1961).....	13
Cuadro 2. Cuadro 2. Dosis que fueron utilizadas como tratamientos en la producción de pepino.....	13
Cuadro 3. Características y componentes de los bioestimulantes utilizados en el cultivo de pepino bajo invernadero.	14
Cuadro 4. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la altura de planta, número de hojas, diámetro de tallo, distancia de entrenudo y longitud de raíz de las plantas de pepino cv. Centauro.....	19
Cuadro 5. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre el peso fresco y seco de tallo, hoja, raíz y total de las plantas de pepino cv. Centauro.	22
Cuadro 6. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre el peso promedio de fruto, diámetro longitudinal de fruto, diámetro ecuatorial de fruto y rendimiento de las plantas de pepino cv. Centauro.....	25
Cuadro 7. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre la firmeza, sólidos solubles totales, acidez titulable y vitamina C de los frutos de pepino cv. Centauro.	27
Cuadro 8. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre la clorofila <i>a</i> , clorofila <i>b</i> , clorofila <i>total</i> , L*, a* y b* de la epidermis de los frutos de pepino cv. Centauro.	31

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la altura de planta (a), diámetro de tallo (b), número de hojas (c) y longitud de raíz (d) de las plantas de pepino cv. centauro.).....	21
Figura 2. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre a) peso fresco de hoja, b) peso fresco de tallo, c) peso fresco total, d) peso seco de hoja y e) peso seco total peso seco de hoja y peso seco total de las plantas de pepino cv. centauro.....	24
Figura 3. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre el diámetro ecuatorial de fruto y rendimiento de las plantas de pepino cv. centauro..	26
Figura 4. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la firmeza, solidos solubles totales, acidez titulable y vitamina c de los frutos de pepino cv. centauro..	30
Figura 5. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la clorofila <i>a</i> , y clorofilatotal, <i>l</i> * y <i>b</i> * de los frutos de pepino cv. centauro.....	33

RESUMEN

La dependencia de los agroquímicos en la agricultura moderna, a llevado a un declive en solventar la demanda del producto final, aumentando la contaminación en el suelo, mantos acuíferos, etc. La presente investigación se realizó bajo un sistema de producción agroecológico en invernadero, con el objetivo de evaluar el efecto de dos bioestimulantes, con diferentes dosis de aplicación en la producción de pepino (*Cucumis sativus* L.) var. Centauro en la universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con ocho tratamientos y cuatro repeticiones, utilizando los productos Proal® con dosis de 250 ppm, 500 ppm y 2,500 ppm, Biogea Plantek ® con dosis de 10 UFC/ml⁻¹, y agua destilada como testigo. Las variables que fueron evaluadas fueron; altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y longitud de raíz, peso fresco y peso seco, diámetro ecuatorial de fruto, rendimiento promedio del fruto, firmeza, solidos solubles totales, acidez titulable, vitamina C y clorofilas. Los resultados mostraron que el diámetro ecuatorial de fruto, rendimiento, acidez titulable, clorofila a, clorofila total y los índices de color (L* y b*) es mejorado al aplicar los microorganismos y extracto de algas conjuntamente; no obstante, que el sinergismo de la aplicación de microorganismos y extracto de algas sobre el crecimiento y producción de biomasa (fresca y seca) no se vio reflejado en este trabajo, ya que al aplicarlos en combinación no se superó los valores alcanzados cuando se aplicaron cada uno de los productos de forma individual. Los microorganismos (hongos y bacterias), al realizar simbiosis, mejora la capacidad de absorción y asimilación de nutrientes y aguas o como agente de biocontrol, regulando los niveles hormonales y disminuir los efectos al estrés biótico y abióticos.

Palabras claves: Bioestimulantes, extractos de algas marinas, macroorganismo, pepino.

I. INTRODUCCIÓN

El pepino (*Cucumis sativus L.*) pertenece a la familia de las cucurbitáceas, siendo una hortaliza que se cultiva en condiciones tropicales y subtropicales alrededor del mundo (Kapuriya *et al.*, 2017; Padilla & Pérez, 2020). El pepino es originario de la India, siendo domesticado en Asia y de ahí introducido a Europa, posteriormente a América (Wehner & Maynard, 2003; López-Elías *et al.*, 2011).

En la actualidad el pepino es una de las principales hortalizas cultivadas en México, teniendo gran relevancia para la economía agrícola mexicana ocupando el quinto lugar en producción mundial, los estados con mayor producción de este cultivo son las regiones del Noroeste (Sinaloa y Sonora) y centro-occidente (Michoacán), concentrándose en estas regiones cerca del 60 % de la producción total del país (SIAP, 2020). El consumo de sus frutos es considerado una buena fuente de vitaminas y minerales (Sarhan & Ismael, 2014).

Debido a las consecuencias ocasionadas por el uso indiscriminados de agroquímicos como primera y única alternativa aunado a la precariedad de conservación de los recursos naturales, se ha visto impulsando a un cambio hacia sistemas agrícolas sustentables, siendo los bioestimulantes una gran alternativa para la producción orgánica (Cruzado-Campo, 2021). Un bioestimulante es considerado cualquier sustancia o mezcla de sustancias de origen natural y/o microorganismos que mejoran el cultivo sin provocar efectos secundarios adversos al ecosistema (Du Jardin, 2015). Los bioestimulantes son tratados como aditivos de los fertilizantes mejorando la absorción de nutrientes, promoviendo el crecimiento de las plantas y aumentando la tolerancia al estrés abiótico (Drobek *et al.*, 2019). Du Jardin (2015), mencionan que los principales productos estimulantes usados en la agricultura orgánica se clasifican en sustancias húmicas (ácidos húmicos y ácidos fúlvicos), extractos de algas marinas, aminoácidos y mezcla de péptidos, quitosano, compuestos inorgánicos, hongos y bacterias benéficos, siendo ampliamente utilizados los extractos de algas y microorganismos benéficos para incrementar el crecimiento de las plantas y sus interacciones entre suelo- planta - microorganismos.

Los extractos botánicos de algas son biodegradables y no contaminan el medio ambiente (Chenping & Leskovar, 2015). Contienen aminoácidos, vitaminas y sustancias que promueven el crecimiento de la planta (Khan *et al.*, 2009; Sharma *et al.*, 2013). Varios investigadores informan que los extractos de algas promueven el crecimiento de la planta, aumentan el rendimiento y la calidad de cultivos agrícolas como los cítricos (Fornes *et al.*, 1995, 2002; Koo & Mayo, 1994), uvas (Norrie *et al.*, 2002), pepino (Sarhan *et al.*, 2011), fresa (Alam *et al.*, 2013), tomate (Hernández-Herrera *et al.*, 2014; Kumari *et al.*, 2011), brócoli (Mattner *et al.*, 2013), aceituna (Chouliaras *et al.*, 2009), espinacas (Fan *et al.*, 2011) y frijol (Beckett *et al.*, 1994). La aplicación de extractos de algas se recomienda en las mañanas cuando las estomas están abiertas y la tasa de asimilación está en su punto máximo, esto aumenta la tolerancia al estrés biótico (plagas y enfermedades) y abióticos como la deficiencia nutrimental, salinidad, sequía, inundación y el estrés térmico (Khan *et al.*, 2009; Sangha *et al.*, 2010; Jayaraman *et al.*, 2011; Sharma *et al.*, 2013).

1.1. JUSTIFICACIÓN

El uso indiscriminado de fertilizantes ha ocasionado desequilibrios principalmente al suelo ya que es considerado receptor de estos químicos, los daños se ven reflejados en la pérdida de nutrientes y su disponibilidad, por lo que las plantas se desarrollan con déficit de nutrientes y el agricultor se ve en la necesidad de la aplicación excesiva de estos productos, debido a estas alteraciones los cultivos se ven afectados por la disminución del rendimiento y aumento en el precio. Una alternativa para promover el crecimiento y desarrollo de los cultivos es el uso de biofertilizantes o bioestimulantes, que ayudan a mejorar la absorción y asimilación de nutrientes de las plantas, también mejora la tolerancia al estrés abiótico.

1.2. OBJETIVOS.

1.2.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de dos bioestimulantes, con diferentes dosis de aplicación en la producción de pepino var. Centauro (*Cucumis sativus L.*) en un sistema de producción orgánica en invernadero.

1.2.2. Objetivos específicos

1. Evaluar la acción de los bioestimulantes en relación con el desarrollo de las plantas de pepino.
2. Comparar el efecto de inoculación de los microorganismos y la interacción con los extractos de algas marinas sobre el crecimiento y calidad del fruto.
3. Determinar el efecto bioestimulantes en la pigmentación fotosintética en las hojas de pepino.

1.3. HIPÓTESIS

El uso de bioestimulantes promueve el desarrollo vigoroso de la planta, mejorando sus procesos fisiológicos, proporcionándole una mejor calidad y sabor, al igual que incrementa la resistencia a diversas enfermedades por sus activos como las fitohormonas y elementos minerales, induciendo un conjunto de procesos metabólicos en la planta, lo que resulta en una mayor productividad y calidad del fruto.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El pepino.

El pepino (*Cucumis sativus L.*) es un fruto en baya procedente de una planta herbácea trepadora, tallo anguloso y espinoso, de porte rastrero y trepador, con hojas de color verde oscuras y recubiertas de un vello muy fino, flores de pétalos amarillos. Hojas simples de largo peciolo y gran limbo acorazado (Villareal-Quintanilla, 2013).

2.2. Importancia mundial

México ocupa el quinto lugar en la producción mundial de pepino moviendo un volumen de 1.4 % (826.485 toneladas) a nivel mundial del fruto de cucurbitáceo. Siendo China el principal productor a nivel mundial de esta hortaliza. En el comercio exterior, el destino comercial del pepino se efectúa más con los países norteamericanos exportando más de 800 mil toneladas anuales a Estados Unidos de Norteamérica, mientras que en Canadá ronda las 6 mil toneladas anuales, entre otros países (Reino Unido, Costa Rica, Alemania, Japón, Israel, Países Bajos, Emiratos Árabes Unidos). Las exportaciones han aumentado desde el 2010 al 2019, de pasar de 138 mdd (millones de dólares) en 2010 a 370 mdd en 2019, lo cual nos indica que la demanda de este producto aumenta con el paso de los años (SIAD, 2020).

2.2.1. Importancia nacional

La producción nacional de hortalizas es de 5.3 %. Las tres entidades federativas con mayor producción de pepino en México son los Estados de Sinaloa (33.9 %), Sonora (18.0 %) y Guanajuato (6.7 %), sin embargo, hubo menor superficie sembrada (17.4 %) de esta cucurbitácea en 2019, esto causó que la producción disminuyera un 22.9 % en comparación en el 2018 fue 1,072 y 2019 de 826. Si contamos los años anteriores desde el 2010 hasta 2019 da un promedio de 745. En el 2011 la tendencia comenzó a aumentar

con los años siguientes, sin embargo, en el 2019 disminuyó, debido a la menor superficie sembrada (SIAD, 2020).

2.3. Valor nutricional

El pepino es un fruto de bajo contenido calórico por su reducido contenido en hidratos de carbono y por su elevado contenido de agua. La composición nutricional del pepino por cada 100 g de porción comestible, se ha calculado una cantidad de energía (13 cal), proteínas (0.7 g), carbohidratos (1.9 g), fibra (0.5 g); contenido de agua (96.7 g); minerales como el calcio (17 mg), hierro (0.3 mg), yodo (1 µg), zinc (0.16 mg), magnesio (9 mg), potasio (140 mg), fósforo (20 mg), sodio (3 mg), tiamina (0.03 mg), riboflavina (0.03 mg); vitaminas B1 (0.03mg), B2 (0.04 mg), B6 (0.04 mg), C (10 mg), A (2 mg), E (0.07 mg). Esta hortaliza contiene minerales y vitaminas A, B y C indispensables para la alimentación de los seres humanos (Valero *et al.*, 2018).

2.4. Los bioestimulantes vegetales

Los bioestimulantes vegetales son cualquier sustancia o microorganismos que, al ser aplicados a las plantas, tienden a mejorar la eficiencia de absorción y asimilación de nutrientes, mejoran la tolerancia al estrés abiótico y los rasgos de calidad de los cultivos (Du Jardin, 2015). Los bioestimulantes están compuesto por fitohormonas o extractos vegetales metabólicamente activos, como son aminoácidos y ácidos orgánicos (Campos-Hernández, 2012; Pilar-Mazuela *et al.*, 2012; Romero-Romero, 2015; Ucan, 2019).

2.5. Tipos de bioestimulantes vegetales.

- a) **Ácidos húmicos y fúlvicos:** las sustancias húmicas (HS) están constituidas por elementos naturales de la materia orgánica de los suelos, siendo el resultado de la descomposición de las plantas, animales y microorganismos. Las HS son utilizadas por sus efectos de disponibilidad de fósforo, mayor intercambio

catiónico y aireación, entre otros más (Canellas 2015; Du Jardin, 2015; Qin & Leskovar, 2020).

- b) **Aminoácidos y mezcla de péptidos:** se obtienen por hidrólisis química o enzimáticas de proteínas, que proceden de productos agroindustriales de origen animal y/o vegetal. Los aminoácidos son los componentes principales de las proteínas y cumplen diversas funciones estructurales, metabólicas y de transporte en las plantas (Calvo *et al.*, 2014). Las plantas producen aminoácidos, pero esta actividad consume mucha energía, por lo tanto, el uso de aminoácidos como bioestimulantes listos para su absorción por parte de la planta le permite un ahorro de energía, aumentando su desarrollo o reconstrucción causada por daños (Maini, 2006; Paleckiene *et al.*, 2007; Popko *et al.*, 2014; Seadh *et al.*, 2008).
- c) **Extractos de algas y plantas:** el uso de extractos de algas marinas incrementa la germinación, desarrollo de raíces y vigorosidad de la planta, y mejora la resistencia a patógenos, se usa como bioestimulante para que las plantas produzcan sus propias hormonas, contribuyendo a la absorción y translocación de nutrientes (Khan *et al.*, 2009).
- d) **Quitosan y otros biopolímeros:** El quitosano forma desacetilada del biopolímero de quitina, producido natural o industrial (sintéticamente). Los efectos fisiológicos de los oligómeros de quitosano en las plantas son el resultado de la capacidad de este compuesto policatiónico para unirse a una amplia gama de componentes celulares, al igual que incorporando el ADN, la membrana plasmática y la pared celular que la constituye. Siendo capaces de unirse a receptores específicos implicados en la activación de las defensas de las plantas, de forma parecida semejante a los elicitores de las plantas (Du Jardin, 2015).
- e) **Compuestos inorgánicos:** los compuestos inorgánicos llamados elementos beneficiosos (Llamados comúnmente como elementos beneficiosos) son aquellos elementos químicos que promueven el crecimiento de las plantas y llegado a ser

esenciales para algunas especies, pero no para todas. Los cinco principales elementos benéficos son Al, Co, Na, Se y Si, estando presente en el suelo y la planta en diferentes sales inorgánicas y como forma insoluble. Los efectos benéficos pueden ser constitutivos, como es el fortalecimiento de la pared celular por depósitos de sílice, o por expresado en condiciones ambientales, por ejemplo, el selenio actúa frente a ataque de patógenos y al estrés osmótico por sodio (Du Jardin, 2015).

- f) **Hongos beneficiosos:** Los hongos interactúan con las plantas de distintas formas, desde mutualismo hasta el parasitismo. Existe una tendencia creciente por el uso de micorrizas para promover (impulsar, fomentar) la agricultura sostenible.

- g) **Bacterias benéficas:** su uso como bioestimulante se considera de dos tipos fundamentales los endosimbiontes mutualistas y los mutualistas (RPCPR) como las rizobacterias promotoras del crecimiento de plantas en la rizosfera (Du Jardin, 2015).

2.6. Modo de acción de los bioestimulantes

Los efectos de los bioestimulantes dependen mayormente de su composición, excluyendo el factor de los reguladores de crecimiento (Auxinas, citoquininas, etileno, etc.), el modo de acción de los bioestimulantes se explica de diferentes maneras como son:

Ahorro de energía: las plantas por medio de sus procesos fisiológicos como la fotosíntesis y la respiración celular sintetizan sus propios aminoácidos a partir de los nutrientes que absorbe. Esos aminoácidos, se unen y forman cadenas, para dar paso a las proteínas y enzimas constituyendo así la materia viva. Aplicando bioestimulantes formulados a base de aminoácidos, favorece la producción de proteínas, dando un ahorro de energía a la planta, para dirigir esa energía a otros procesos fisiológicos, como en la etapa de floración, cuajado y producción del fruto (Saborio, 2002).

Producción de antioxidantes: las plantas bajo estrés disminuyen su metabolismo, por el aumento de sustancias oxidativas. Los antioxidantes evitan los niveles tóxicos de estas sustancias, pero las plantas no siempre son capaces de producir por sí solas suficientes antioxidantes, sin embargo, se descubrió que al aplicar extractos de algas marinas, se incrementa el número de antioxidantes, mejorando las funciones del metabolismo (Saborio, 2002; Ucan-Tucuch, 2019).

Suplemento de aminoácidos de alto consumo: en la emergencia y en el crecimiento la planta requiere de cantidades de nitrógeno, siendo necesarios para la creación de porfirinas. Precisa de la glicina, aminoácido presente en la mayoría de la formulación de los bioestimulantes. Siendo las porfirinas pilares estructurales de la clorofila y los citocromos (Saborio, 2002).

2.7. Mecanismo de acción de los bioestimulantes

Los bioestimulantes tienen influencia positiva en el metabolismo celular, beneficiando a las plantas en su desarrollo, por ejemplo en extractos de algas, contiene algunos polisacáridos (Fucoidanos), que participan en mecanismos de defensa contra microorganismos, estimulando genes defensivos, codifican proteínas en respuesta a agentes patógenos, otros polisacáridos (galactanos o carragenanos) actúan como agentes quelantes, mejorando la elongación en las raíces, otros compuestos como los polifenoles junto a los sesquiterpenos, tiene propiedades antifúngicas y antibacterianas. Mencionando otros compuestos cuya función es proteger a la planta contra la fotooxidación son los pigmentos accesorios (carotenoides) (Chojnacka *et al.*, 2012; Fariña, 2022).

2.8. Los bioestimulantes a base de extractos de algas marinas

Las algas marinas son utilizadas como aditivos para el suelo actuando como acondicionador por su alto contenido de fibra, de minerales y 27 sustancias naturales

cuyos efectos son similares a los reguladores de crecimiento (Medjdoub, 2020). Los productos formulados a base de extractos de algas marinas promueven el crecimiento de las plantas, y los efectos favorables que puede traer en la germinación, retrasan la senescencia, reducen la infestación por nematodos e incrementa la resistencia a enfermedades fúngicas y bacterianas. Asociado con efectos hormonales que son las principales causas de la actividad de bioestimulantes en el cultivo (Du Jardin, 2015; Medjdoub, 2020).

Los extractos de algas contienen compuestos como son polisacáridos, laminaria, alginatos y carragenanos, entre otros compuestos de degradación. Otros componentes promueven el crecimiento de la planta conteniendo micro y macronutrientes, esteroides, alto contenido de N como betaínas y hormonas (Du Jardin, 2015; Khan & *et al*, 2009). Los géneros más usados y estudiados de algas marinas como bioestimulantes son *Ascophyllum*, *Fucus*, *Laminaria*, actuando sobre el suelo y planta (solución hidropónica o tratamiento foliar), mejorando la retención y aireación del suelo mediante la formación del gel por medio de polisacáridos, además los poli aniónicos mejoran la capacidad de intercambio catiónico y fijación de metales pesados. El uso de algas como bioestimulantes estimula la microflora del suelo, aumenta la tasa de bacterias promotoras de crecimiento de las plantas y antagonismos con patógenos en el suelo (Stik et al, 2020; Baltazar et al, 2021).

2.9.Extractos de *Ascophyllum nodosum*

Se obtienen a partir de diversos procesos: mediante extracción alcalina, ácida o neutra, disgregando mediante moliendas a altas o bajas presiones; y la trituración de las algas a bajas temperaturas obteniendo suspensión de partículas finas (Stik *et al.*, 2020; Baltazar *et al.*, 2021).

El uso de los extractos de algas (EA), influye positivamente en el rendimiento, calidad nutricional y el contenido bioactivo en las plantas (Holdt & Kraan, 2012). No obstante, se sabe que algunos extractos de algas marinas no contienen hormonas de crecimiento, por lo que en este caso su efecto en el crecimiento de las plantas no es hormonal (Baltazar *et al.*, 2021; Suheeth *et al.*, 2022).

Los extractos de *A. nodosum* incrementa la tolerancia al estrés en varias especies de hortalizas. En la limitación de fósforo, en cultivos como el *Zea mays* aumenta el contenido de bioma en general, en los pigmentos fotosintéticos, y el contenido de NPK. Además, el uso de EA, reduce el daño oxidativo, pérdida de agua y minerales, intensifica el contenido total de azúcares, compuestos fenólicos, flavonoides y aminoácido (Shukla & Prithiviraj, 2021).

2.10. Biofertilizantes

Los biofertilizantes se definen como sustancias que contiene microorganismos vivos que, al ser aplicados a semillas, superficie de las plantas o suelo, colonizan la rizosfera o el interior de la planta, promoviendo el crecimiento al incrementar el suministro o disponibilidad de nutrientes (Vessey, 2003).

El uso de inoculantes microbianos (biofertilizantes) es una tecnológica prometedora para la agricultura sostenible aumentando de manera eficiente la absorción del nitrógeno (N) atmosférico, agua o actuar como agente de biocontrol y solubilizando de fósforo (P) para ser asimilada por la planta con facilidad, siendo una solución viable para la agricultura, permitiendo una producción de bajo costo, sin contaminar y preservando la fertilidad y la microbiota del suelo (Schütz *et al.*, 2018).

2.11. Tipos de biofertilizantes

Según Schütz *et al* (2018) un metaanálisis completo con estudios en todo el mundo revela que el uso de biofertilizantes es más eficiente en climas secos, mejorando la eficiencia del uso de fósforo y nitrógeno. Los biofertilizantes se caracterizan por la interacción entre planta y microorganismos formando una simbiosis como por ejemplo con HMA (hongos micorrízicos arbustivos) con aproximadamente el 80 % de las plantas terrestres mejorando la capacidad de absorción de nutrientes, especialmente en fósforo influyendo positivamente en el crecimiento y desarrollo de la planta (Berdugo, 2009; Giovannetti & Sbrana, 1998; Vierheilig, 2004).

Otro biofertilizante son las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (RPCV) son capaces de disminuir el estrés abiótico en las plantas, además, incrementa el rendimiento con o sin estrés por sequía (Rubin *et al.*, 2017). Las RPCV son un grupo de bacterias que producen diversas enzimas y metabolitos, influyendo directamente en la adquisición de nutrientes, regulando los niveles hormonales y disminuye los efectos del estrés biótico y abiótico (Ahemad & Kibret, 2014; Beneduzi *et al.*, 2012; Hartmann *et al.*, 2009; Kloepper *et al.*, 1980; Lugtenberg & Kamilova, 2009; Ngumbi & Kloepper, 2016; Rubin *et al.*, 2017).

2.11.1. Uso de micorrizas arbustivas

Las micorrizas arbustivas, tienen un efecto positivo en la nutrición de las plantas, induciendo cambios fisiológicos, incremento en la tasa fotosintética y redistribución del carbono fijado en mayor proporción en las raíces (Tablas, 2019). Según (Bernaza y Acosta, 2006) las micorrizas realizan varias funciones en el suelo, disminuyen la erosión en el suelo, retención de humedad, descomposición de materia orgánica, mayor aireación, movilización y disponibilidad de nutrientes.

2.11.2. Uso de *Azospirillum* en la agricultura

El *Azospirillum spp.* pertenece a un género de bacterias promotoras de crecimiento vegetal, se encuentran comúnmente en la rizosfera de las plantas, esta bacteria tiene la capacidad de aumentar la disponibilidad de nutrientes minerales y fijar nitrógeno, otras funciones que posee es la producción de sustancias reguladoras de crecimiento como auxinas, giberelinas, citoquininas y ácido 3-indolacético (AIA). Su mecanismo de acción es la mejorar la absorción de nutrientes y agua, dando como resultado una planta vigorosa, más productiva y tolerante a factores abióticos (Aguilar, 2020).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación

El trabajo de investigación se realizó en el invernadero N° 2 de la Subdirección de Operaciones de Proyecto, ubicado geográficamente en las coordenadas 25°21'19.7" latitud norte 101°01'51.5" longitud oeste y a una altitud de 1742 msnm, en el Laboratorio de Ecología del Departamento de Botánica y Departamento de Alimentos, ubicados en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

3.2. Material vegetativo

El material vegetativo que se utilizó para el establecimiento del experimento, son semillas de pepino (*Cucumis sativus L.*) var. Centauro.

3.3. Acondicionamiento del área de siembra

Primeramente, se acondiciono el invernadero, la preparación del sustrato consistió en un en una mezcla de turba acida y perlita en una concentración de 2:1 respectivamente, se utilizaron bolsas de 8 L de capacidad. Las macetas llenas se colocaron en el invernadero y con una distribución homogénea de 8 tratamientos y 4 repeticiones en dos hileras por camas, a una distancia de entre 0.50 cm por planta y 0.70 cm entre hileras. La siembra fue de manera directa, colocando, dos semillas de pepino por maceta, con la finalidad de asegurar la germinación de por lo menos una planta por maceta.

3.4. Manejo del cultivo

El manejo del cultivo se realizó con un sistema de riego dirigido, con una solución Steiner al 100%. Las plantas se manejaron bajo un sistema de tutorado, el cual dio soporte a la planta para que esta crezca de manera vertical. El manejo de plagas y enfermedades se realizó de manera integral.

En la formulación de la solución nutritiva, se tomaron en cuenta las propiedades químicas del agua de riego, ajustando el pH de la solución con H₂SO₄ a 1 N, y tratando de mantener un pH en promedio de 6.0±0.1.

Cuadro 1. Solución nutritiva establecida para el cultivo de pepino por cada 1000ml. (Steiner, 1961)

Nombre	Fórmula	Dosis por cada litro de agua (g)
Nitrato de calcio	Ca (NO ₃) ₂	26.44
Nitrato de potasio	KNO ₃	9.72
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	10.44
Cloruro de potasio	KCl	4.44
Sulfato de magnesio	MgSO ₄	7.36
Micro mix	Fe, Mn, Zn, S, B, Cu, Mo	3.2
Ácido nítrico	HNO ₃	13.68
Ácido fosfórico	H ₃ PO ₄	2.8

3.5. Diseño experimental

El experimento fue establecido bajo un diseño de bloques completos al azar, con 8 tratamientos y 4 repeticiones, considerando como unidad experimental cada maceta con una planta. Los tratamientos consistieron en la aplicación de un bioestimulantes y un biofertilizante que son: Proal®, Biogea Plantek® y como testigo se utilizó agua destilada.

Cuadro 2. Cuadro 2. Dosis que fueron utilizadas como tratamientos en la producción de pepino.

Tratamiento	Producto	Dosis
1	Proal®	0.5 ml/L (250 ppm)
2	Proal®	1 ml/L (500 ppm)
3	Proal®	2 ml/L (2500 ppm)
4	Biogea Plantek®	8 ml/L
5	Agua destilada	Hasta cubrir en su totalidad la lámina foliar

El tratamiento con microorganismos se realizó a los 3 días después de la emergencia, siendo el Biogea Plantek® el primero y luego a los 15 días después de la germinación, fue aplicado el segundo bioestimulantes Proal® y luego cada 15 días hasta el amarre del fruto, se elaboró una solución con los bioestimulantes en agua destilada, para posteriormente, aplicar por aspersión foliar con un atomizador de mano sobre las plantas hasta que quede cubierta con la solución, en el caso del Proal® y con el producto Biogea Plantek®, se aplicó en el cuello de la planta, ya diluido con agua destilada.

Cuadro 3. Características y componentes de los bioestimulantes utilizados en el cultivo de pepino bajo invernadero.

Componentes	Proal®	Biogea Plantek®
Algas marinas	250 gr/l	-----
Extractos vegetales	150 gr/l	-----
Potasio	40 gr/l	-----
Materia orgánica	210 gr/l	-----
Excipiente C.B.P	35 %	-----
Micorrizas	-----	1000 esporas/ml
<i>Azospirillum brasiliense</i>	-----	10 millones de UFC/ml

3.6. Variables agronómicas

Grosor de tallo (GT): En milímetros (mm), se midió el diámetro del tallo cada 15 días y el punto de referencia fue debajo de la primera hoja verdadera, usando un vernier digital marca Truper modelo CALDI-6MP.

Número de frutos (NF): Se contabilizó el número total de frutos cosechados por plantas.

Peso del fruto (PF): En gramos (g), con ayuda de una balanza digital marca COBARCORP modelo BCG, se pesó cada uno de los frutos cosechados.

Diámetro ecuatorial (Decu): En milímetros (mm), se tomaron medidas de la parte media de cada uno de los frutos cosechados, utilizando un vernier digital.

Diámetro polar (Dpol): En centímetros (cm), se midió el largo de cada uno de los frutos cosechados, con apoyo de una cinta métrica FH-5M Flexómetro.

3.7. Variables de calidad postcosecha

Color de la cáscara (Ccas): Las tonalidades de la fruta fueron evaluadas utilizando un Minol Chroma meter CR-400 (Minolta Corp, Ramsey, Nueva Jersey, EE. UU), Medida L* (luminosidad de brillo), a* y b* valores de los parámetros de cromaticidad. Se tomaron tres medidas por cada fruto y cada tratamiento.

Firmes (Fza): La firmeza se determinó utilizando un penetrómetro digital (PCE-PTR 200, grupo PCE, Albacete, Castilla-La Mancha, España), equipado con una punta de 8.0mm, y se usaron en tres distintos puntos de la fruta y los resultados fueron arrojados en Newtons.

Sólidos solubles totales (°Brix): Los sólidos solubles totales fueron determinados mediante la metodología propuesta por AODAC (1994), que consiste en tomar tres pepinos por tratamiento, para extraer el jugo, tomar una gota y se midió por medio de un refractómetro ATAGO (ATSGO, USA Inc., Bellevue, Wa, USA) a una temperatura ambiente. La concentración expresa los resultados en porcentajes en escala de Brix.

Acidez titulable (Act): Se determinó la acidez titulable por el método del AOAC (2000), en donde, se extrajo el jugo de tres pepinos por tratamientos, diluyendo 10 ml de jugo de pepino en 125 ml de agua destilada en un matraz Erlenmeyer. Para la titulación de las muestras se utilizó NaOH 0.01N a un pH 8.3. Se tomaron tres lecturas por cada tratamiento y los resultados se expresaron en porcentajes de ácido cítrico por medio de la siguiente fórmula:

$$\%acidez = \frac{V_{NaOH} * N_{NaOH} * meq_{acidox} * 100}{V}$$

Donde:

V_{NaOH} = volumen de NaOH usado para la titulación.

N_{NaOH} = normalidad de NaOH.

meq_{acidox} = miliequivalentes de ácido. El valor de la base a ácido para el ácido cítrico es de 0.064

V = peso en g o volumen de la muestra ml.

Vitamina C: La vitamina C se determinó por el método del 2,6-diclotindofenol por titulación. El reactivo de Thielman fue elaborado de acuerdo con AOAC 967.21. se usó una muestra de 20g, y se agregó en un matraz (50 ml) con 10 ml de HCl al 2 % y se agito hasta aforar. Después se filtró el contenido por medio de una gasa, en un matraz Erlenmeyer. Se tomó 10 ml de alícuota y se tituló con el reactivo Thielman hasta el cambio de tonalidad de color (rosa) sin que desaparezca durante 30 segundos, y se tomó la lectura en ml gastados del reactivo.

Según AOAC 967.21 para la obtención de los cálculos en el contenido de ácido ascórbico en las muestras se hizo una curva de calibración, con una solución de ácido ascórbico,

La concentración de Vitamina C se calcula como:

$$vitamina\ C = \frac{VRT * 0.088 * VT * 100}{VA * P}$$

Donde:

Vitamina C = la muestra expresada en mg en 100g.

VRT= volumen gastado en ml del reactivo de Thielman.

0.088= mg de ácido ascórbico equivalente a un ml de reactivo Thielman.

VT= volumen en ml del filtrado total de vitamina C HCl.

VA= volumen en ml de la alícuota valorada.

P= peso de muestra en gramos.

3.8. Análisis estadísticos

Para el desarrollo del experimento se usó un diseño con bloques completamente al azar. Para detectar la existencia de diferencias estadísticas entre tratamientos, se realizó un (ANOVA) y comparación múltiple de medidas entre los diferentes tratamientos con una prueba de Tukey ($\alpha \leq 0.05$), todos los análisis estadísticos se trabajarán en el software SAS Versión 9.1 Windows (SAS Institute, 2002).

IV. DISCUSIÓN Y RESULTADOS.

4.1. Variables vegetativas

4.1.1. Análisis de varianza

Los resultados del análisis de varianza de los datos obtenidos mostraron parámetro de diferencia significativa en los tratamientos, con una fiabilidad del 95% ($\alpha \leq 0.05$), para las distintas variables. En las variables agronómicas de altura de planta, se observa mayor crecimiento de biomasa en comparación con el testigo, con el uso de microorganismo con una dosis de 10 UFC/ml^{-1} en combinación con el extracto de algas en una dosis de 500 ppm, dan una mayor altura de planta.

Con el análisis de varianza en número de hojas, no hay significancia con el uso de bioestimulantes, pero sin la aplicación de microorganismos, muestra una ligera diferencia, indicando que para una mayor cantidad de hojas es más recomendable no utilizarlos. La distancia de entrenudos, no se encontró diferencia significativa con el uso de microorganismo, pero con los bioestimulantes hubo similitud con las dosis de 250 y 500 ppm. En longitud de raíz no hubo diferenciación significativa con el uso de microorganismos y bioestimulantes, para este parámetro.

Cuadro 4. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la altura de planta, número de hojas, diámetro de tallo, distancia de entrenudo y longitud de raíz de las plantas de pepino cv. Centauro.

	Altura de planta (cm)	Número de hojas (Hoja planta ⁻¹)	Diámetro de tallo(cm)	Distancia de entrenudo (cm)	Longitud de raíz (cm)
Microorganismos (esporas ml ⁻¹)					
0	576.41b	21.58a	5.66a	15.25a	55.02a
10	605.86a	20.83b	5.62a	15.36a	55.15a
Extracto de algas (ppm)					
0	581.34b	20.66a	5.81a	14.90b	61.26a
250	561.04b	21.00a	5.59ab	15.57a	57.96a
500	641.81a	21.66a	5.47b	15.72a	47.84b
2500	580.34b	21.50a	5.71ab	14.77b	53.29ab
ANOVA					
Microorganismos	0.032	0.036	0.519	0.163	0.953
Extracto de algas	0.001	0.167	0.01	0.001	0.003
Interacción	0.003	0.004	0.022	0.165	0.035

Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. ANOVA = análisis de varianza. Interacción= microorganismos*extracto de algas.

En la ANOVA se identificó una interacción en altura de planta y números de hojas (Figura 1a y 1c), lo que indica que hay una mayor elongación de la planta y mayor desarrollo de hojas; sin embargo, en la combinación con los extractos de algas se encontró un crecimiento favorable en altura de planta, distancia de entrenudos, lo que sugiere que es recomendable usar en combinación extractos de algas marinas y microorganismo.

Lo anterior, discrepa con lo reportado por Baltazar *et al.*, (2020) quienes utilizaron concentraciones de *A. brasilense* en dosis de 1×10^6 y 4×10^4 UFC mL⁻¹ en trigo, con ambas dosis observaron disminución en la longitud de hoja y de raíz, este efecto se atribuye a un mecanismo en el que la rizobacteria modula la actividad en la producción de auxinas, y la adición exógena de extractos de algas produce una disminución en la actividad de la fosfolipasa, siendo la fosfolipasa un componente clave al ser un receptor

hormonal (Tiwari *et al.*, 2011; Pérez *et al.*, 2015). Aunque Toffoli *et al.*, (2018) reporta que la inoculación con *A. brasilienses* conduce a un mayor desarrollo de raíces, incrementa el contenido de clorofilas, y promueve una mayor absorción de nutrientes y agua, dando como resultado mayor desarrollo de las partes aéreas de la planta, lo que concuerda con lo observar en la (Figura 1 a, c y d).

En un estudio realizado en fresa por Alma *et al.*, (2013), se menciona que con el uso de *Ascophyllum* se estimula el crecimiento del aérea foliar, raíces y el peso seco/fresco de la fresa. Estos resultados coinciden con el presente trabajo. La misma investiga indica que hubo un impacto positivo en dosis bajas de extractos de algas marinas aumenta la longitud de raíz de 0.2 a 0.4 gL⁻¹ en comparación con dosis media 1 y 2 gL⁻¹ que tuvo un efecto negativo en las características de la raíz, induciendo una respuesta de las hormonas como las auxinas y citoquininas, siendo estas últimas, las que estimulan la división y diferenciación celular (Alma *et al.*, 2013).

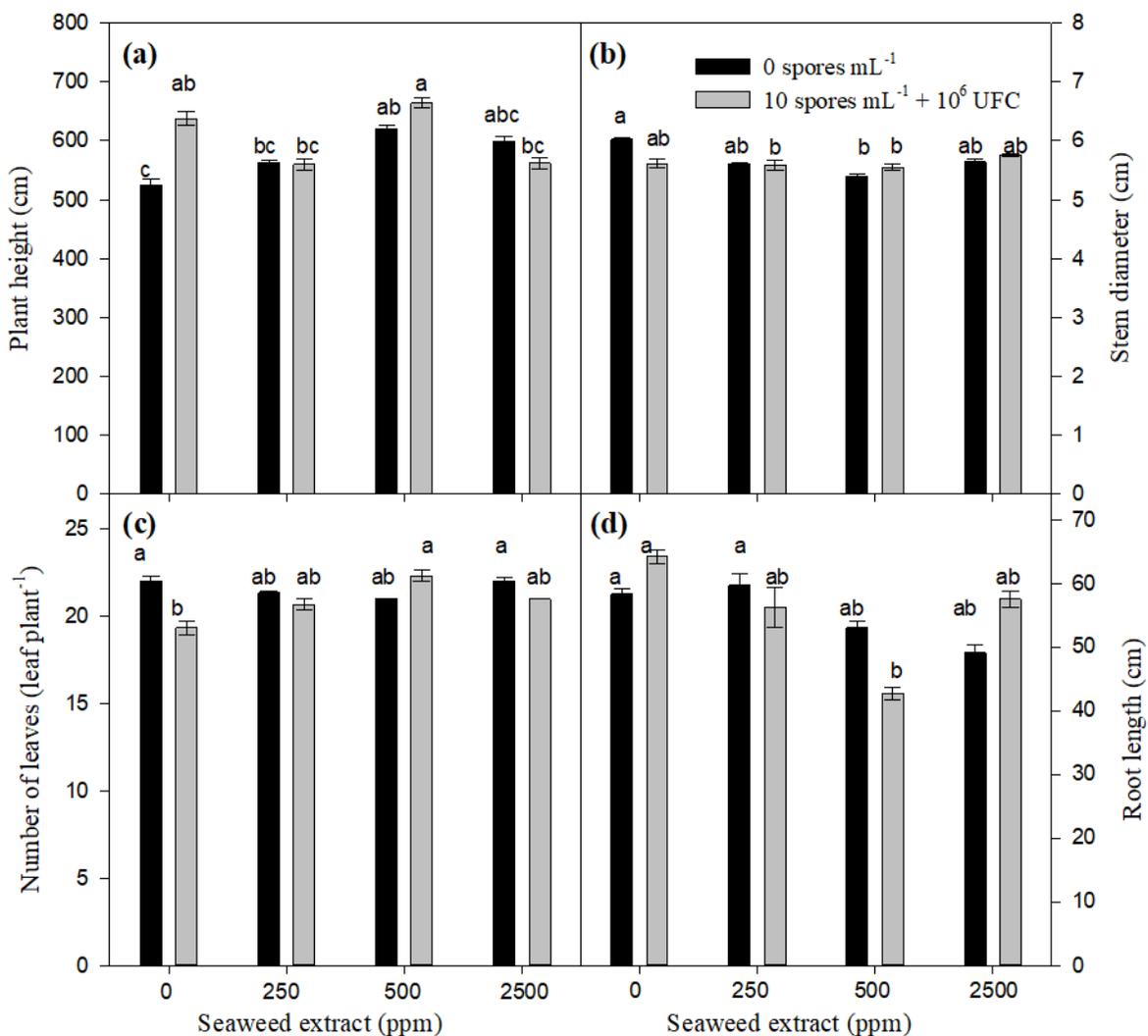


Figura 1. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la altura de planta (a), diámetro de tallo (b), número de hojas (c) y longitud de raíz (d) de las plantas de pepino cv. Centauro. Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. Las barras indican el error estándar de la media ($n=4$).

4.1.2. Producción de biomasa

La producción de biomasa es el material vegetativo producido a lo largo de la vida de la planta y se divide en dos partes, peso fresco y peso seco, en el último se excluye la cantidad de agua contenida en la planta. En los análisis de varianza, se observó que en tallo y raíz el peso fresco tuvo un incremento con el uso de microorganismo, sin embargo, en peso fresco de hoja y peso total no se encontró diferencias estadísticas, y con el extracto de algas marinas solo hubo impacto positivo en el tallo con aplicación a una dosis de 500

ppm. En materia seca con microorganismos en tallo y raíz se notó incremento significativo. El peso seco de tallo el mejor efecto se observó con la dosis de 500 ppm, en hoja y raíz fue con la dosis más baja (250 ppm) y en peso seco total, observamos similitud en dosis baja y media. El peso total no se vio afectado por la dosis alta (2500 ppm) comparado con el testigo.

Cuadro 5. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre el peso fresco y seco de tallo, hoja, raíz y total de las plantas de pepino cv. Centauro.

	Peso fresco (gr planta ⁻¹)				Peso seco (gr planta ⁻¹)			
	Tallo	Hoja	Raíz	Total	Tallo	Hoja	Raíz	Total
Microorganismos (esporas ml ⁻¹)								
0	178.33b	413.50a	27.83b	619.66a	12.83b	30.04a	1.54b	44.41b
10	192.67a	421.67a	33.38a	647.72a	14.99a	30.33a	1.83a	47.17a
Extracto de algas (ppm)								
0	189.66ab	430.16a	28.00a	647.84a	12.82b	28.50b	1.16b	42.50b
250	185.34b	433.50a	33.59a	652.43a	13.32b	32.83a	2.16a	48.32a
500	210.50a	453.84a	27.84a	692.18a	16.00a	31.66a	1.66ab	49.34a
2500	156.5c	352.84b	33.00a	542.33b	13.50ab	27.75b	1.75a	43.00b
ANOVA								
Microorganismos								
	0.021	0.572	0.037	0.085	0.004	0.654	0.030	0.022
Extracto de algas								
	0.001	0.001	0.230	0.001	0.013	0.001	0.001	0.001
Interacción								
	0.007	0.047	0.247	0.011	0.119	0.001	0.055	0.001

Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. ANOVA = análisis de varianza. Interacción= microorganismos*extracto de algas.

Los resultados obtenidos de los análisis muestran (Figura 2a y Figura 2c) coincidencias con lo reportado por Chenping & Leskovar (2015) quienes aplicaron dosis de 50 ml a 0.5% de *A. nodosum* y con un riego total en espinaca teniendo como resultado que no se

observaron efectos sobre el peso total y el contenido relativo de agua en la hoja. En el presente trabajo, el peso fresco de hojas el mejor resultado se obtuvo con la dosis intermedia (500 ppm) de extractos de algas, sin embargo, en dosis alta (2500 ppm), sin microorganismos (Figura 2a), hubo una reducción del peso, por lo que, este efecto da la pauta para interpretar que a mayor concentración de extractos promueve la regulación del crecimiento en las plantas. En el peso fresco total (Figura 2c), se observa una ligera significancia con *A. nodosum* y *A. brasilienses* en dosis de 500 ppm. En pesos seco de la hoja se observó una alta significancia en comparación con el resto, al igual que en peso seco total, esto concuerda con lo reportado por Rouphael *et al.*, (2018) quienes menciona que aplicando bioestimulantes vegetales aumentó hasta un 53 % en promedio el peso seco de la hoja en comparación con el testigo en el cultivo de espinacas. En los extractos de algas marinas, se ha observado efectos favorables en el desarrollo de las plantas, sin embargo, algunas investigaciones demuestran que dichos extractos no proporcionan mejoras (Basher *et al.*, 2012; Tourte *et al.*, 2000), lo que concuerda con los resultados obtenidos en la presente investigación (Figura 2), en el efecto de interacción de los extractos de algas más microorganismos a mayor dosis se observa un decremento en el rendimiento de la biomasa vegetativa en pepino.

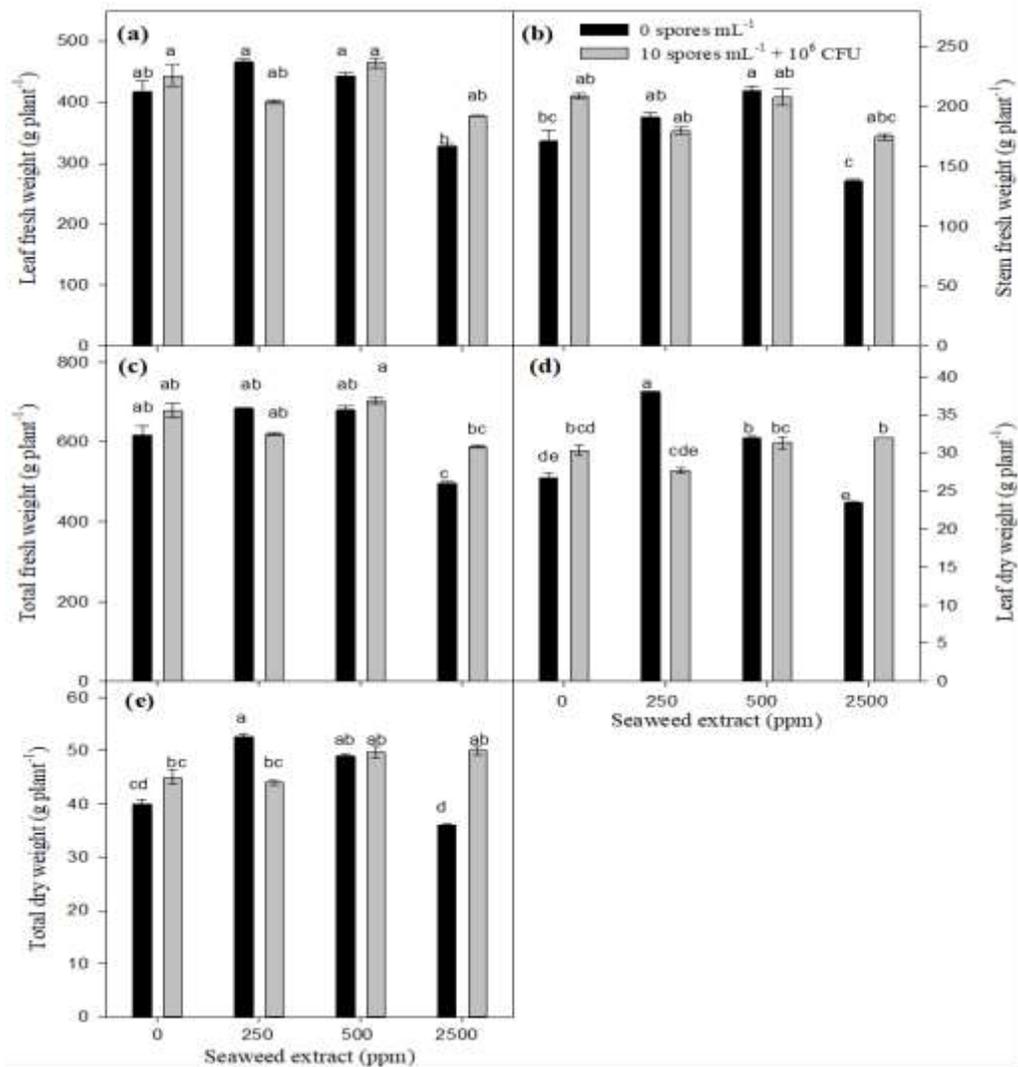


Figura 2. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre a) peso fresco de hoja, b) peso fresco de tallo, c) peso fresco total, d) peso seco de hoja y e) peso seco total peso seco de hoja y peso seco total de las plantas de pepino cv. Centauro. Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. Las barras indican el error estándar de la media (n=4).

4.1.3. Desarrollo de fruto y rendimiento total

Cuadro 6. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre el peso promedio de fruto, diámetro longitudinal de fruto, diámetro ecuatorial de fruto y rendimiento de las plantas de pepino cv. Centauro.

	Peso promedio de fruto (gr fruto ⁻¹)	Longitud de fruto (cm)	Diámetro ecuatorial de fruto (mm)	Rendimiento (gr planta ⁻¹)
Microorganismos (esporas ml ⁻¹)				
0	345.29a	21.91a	50.54a	1203.8b
10	312.04b	22.14a	50.09a	1752.3a
Extracto de algas (ppm)				
0	309.28b	21.51b	48.20b	959.0b
250	320.74b	21.72b	51.06a	1677.5a
500	301.55b	21.76b	50.57a	1828.2a
2500	383.11a	23.11a	51.42a	1447.5ab
ANOVA				
Microorganismos	0.016	0.321	0.308	0.002
Extracto de algas	0.001	0.001	0.001	0.003
Interacción	0.489	0.084	0.001	0.001

Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. ANOVA = análisis de varianza. Interacción= microorganismos*extracto de algas.

Se encontró diferencia significativa en el diámetro ecuatorial (Figura 3a), las plantas tratadas con extractos de algas más microorganismos en dosis altas (2500 ppm), produjeron un aumento en promedio de 383.11 cm en comparación con los demás tratamientos (Figura 3b). Se menciona un incremento en el rendimiento para varios cultivos de hortalizas en condiciones de invernadero (Halpern *et al.*, 2015; Roupheal *et al.*, 2017). Colla *et al.*, (2017) reporta incremento del 14% en el rendimiento de fruto de tomate bajo invernadero, en comparación con el testigo. Weber *et al.*, (2018) informa que

usando *A. nodosum* y silicio se estimula el desarrollo temprano del cultivo de fresa, obteniendo un incremento de 26 % en el rendimiento total de fruto en comparación con la planta control. Estos resultados se explican por el hecho de que los extractos de algas contienen hormonas vegetales (Auxinas, citoquininas) las cuales promueven la división celular en la etapa de crecimiento e induce la formación temprana del fruto. La interacción entre planta y microorganismos promueve una simbiosis como por ejemplo con HMA (hongos micorrízicos arbustivos) mejorando la capacidad de absorción de nutrientes, especialmente en fósforo influyendo positivamente en el crecimiento y desarrollo de la planta (Giovannetti & Sbrana, 1998; Vierheilig, 2004; Berdugo, 2009).

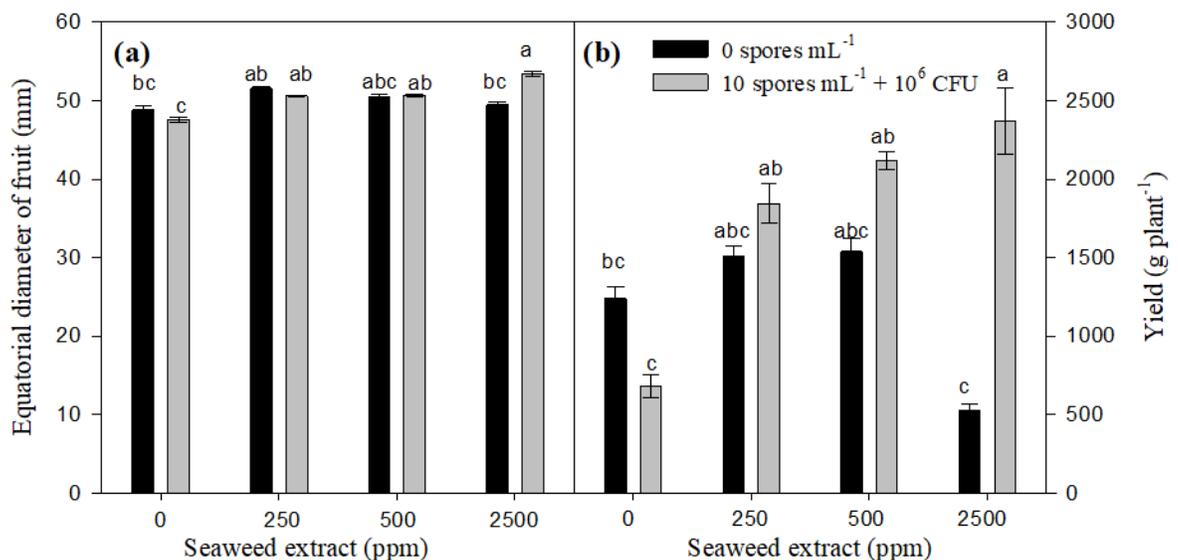


Figura 3. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre el diámetro ecuatorial de fruto y rendimiento de las plantas de pepino cv. Centauro. Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. Las barras indican el error estándar de la media (n=4).

4.1.4. Calidad de fruto

En el Cuadro 4, se presenta los resultados de la variable firmeza en donde se observan las diferencias significativas usando microorganismos y extractos de algas, sin embargo, se observó que al usar extractos de algas los sólidos solubles totales incrementan a medida que incrementa la dosis subía la dosis, sin embargo, esto no indica que a mayor dosis

mejora la capacidad fotosintética de la planta. Para la acidez titulable, el análisis estadístico arrojó resultados favorables con la combinación de microorganismos (10 UFC/ml⁻¹) y extractos de algas en dosis media (500 ppm), en comparación con el testigo; en la variable de vitamina C no se encontró diferencia significativa.

Cuadro 7. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre la firmeza, sólidos solubles totales, acidez titulable y vitamina C de los frutos de pepino cv. Centauro.

	Firmeza (Newton)	Sólidos solubles totales (°Brix)	Acidez titulable (% de ácido ascórbico)	Vitamina C (mg 100g ⁻¹ peso fresco)
Microorganismos (esporas ml ⁻¹)				
0	56.27b	3.27a	0.09b	36.34a
10	58.16a	2.15b	0.12a	35.62a
Extracto de algas (ppm)				
0	57.88a	2.15c	0.09b	37.48a
250	59.28a	2.64b	0.11ab	36.42a
500	61.34a	2.92a	0.12a	32.83b
2500	50.38b	3.12a	0.10ab	37.19a
ANOVA				
Microorganismos	0.042	0.001	0.001	0.368
Extracto de algas	0.001	0.001	0.004	0.002
Interacción	0.001	0.001	0.001	0.001

Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. ANOVA = análisis de varianza. Interacción= microorganismos*extracto de algas.

La firmeza del fruto es la textura de las frutas o vegetal, está relacionada con el punto de cosecha (Mohsenin, 1970; Zapara *et al.*, 2010), este parámetro está ligado a la fuerza necesaria para romper los tejidos y está conectado con las diferentes etapas de maduración, por lo que, la firmeza es considerada como un indicador de madurez (Valero *et al.*, 2000; Zapara *et al.*, 2010). En el presente trabajo, la prueba de medias de Tukey (≤ 0.05) mostró diferencias significativas en la variable de firmeza cuando se usó *A. nodosum* en dosis

baja (250 ppm) (Figura 4a), promoviendo una firmeza de 65.5 Newtons, siendo superior al resto de tratamientos. Gámez-Elizalde *et al.*, (2017) mencionan en la calidad fisicoquímica del pepino, reportaron una firmeza de 52 a 53 Newtons, mientras que Ucan-Tucuch, (2019) reporta en su investigación al aplicar Biozyme TF® (bioestimulante) una firmeza de 71.72 Newtons en el cultivo de pepino. Por lo tanto, nuestros datos coinciden con lo reportado, por los anteriores autores.

El contenido de sólidos solubles totales, están influenciados por factores genéticos, es decir, la capacidad de las plantas de acumular azúcares, por factores ambientales como las bajas temperaturas nocturnas pueden acumular azúcares, así como un buen manejo del cultivo (nutrición vegetal y un buen control del riego) mejoran la tasa fotosintética y aérea foliar, etc. (Welles & Buitelaar, 1988; Rizzo & Braz, 2004; Cruzado-Campos, 2021). Según Sánchez, (2019) citado por Cruz-Campos, (2021), menciona que los extractos a base de algas marinas mejoran la asimilación de carbohidratos disponibles en la planta, para posteriormente concentrarse en el fruto en forma de azúcares, esto concuerda con lo encontrado en la presente investigación, donde las plantas tratadas solo con extractos de algas en dosis baja (250 ppm), media (500 ppm) y alta (2500 ppm) incrementaron los °Brix (Figura 4b). Estos resultados sugieren que al subir las dosis de extractos de algas mejora la capacidad fotosintética de la planta, esto hace que se incrementen los niveles de azúcar en el fruto, encontrando diferencias significativas en las dosis altas.

El análisis estadístico, también mostró diferencias significativas en la variable de acidez titulable o ácidos orgánicos (Figura 4c) entre los tratamientos, dando mejor resultado aplicando *A. nodosum* (500 ppm) + microorganismos (10 UFC/ml^{-1}), mostrando valores superiores de 0.16 % con respecto al testigo (0.08 y 0.12%) y en los demás tratamientos, estos resultados son mejores a los reportados por Moreno-Velásquez *et al.*, (2015), en donde, evaluó la calidad del fruto en postcosecha de pepino en diferentes soluciones, alcanzado un valor de acidez titulable de 0.083 %, con su mejor tratamiento que fue una solución al 100 % N, además, menciona que el contenido de fósforo (P) es superior al 5% a comparación con la solución Steiner al 100%. Por otro lado, Aghili *et al.*, (2009) indican que la concentración de P tiene correlación positiva con el contenido de ácido cítrico en el fruto de pepino, debido a la función que ejerce el P en la síntesis de ácido cítrico y del

descenso del pH de la vacuola en la célula. Esto concuerda con nuestra investigación, aplicando microorganismo y micorrizas, siendo una de sus funciones en la rizosfera la absorción de nutrientes y de agua, para un mayor desarrollo de planta.

En la variable vitamina C (Figura 4 d), se encontraron diferencia significativa entre los tratamientos al usar extractos y microorganismo. La vitamina C protege a las planta contra el estrés hídrico o estrés por ozono y la radiación UV. Su función en el proceso fotosintético es regular el crecimiento celular y regula las reacciones redox (Smirnoff & Weelet, 2000). Según Quian *et al.*, (2014) el exceso de vitamina C induce un efecto negativo en crecimiento de la planta y en el desarrollo del fruto. Esto concuerda con la presente investigación, donde se observa que en la variable de rendimiento (Figura 3b), hay disminución importante cuando se usó extracto de *A. nodosum*, por lo cual, se puede especular que las dosis de extracto aplicada promovieron un exceso de vitamina C, afectando directamente al rendimiento promedio.

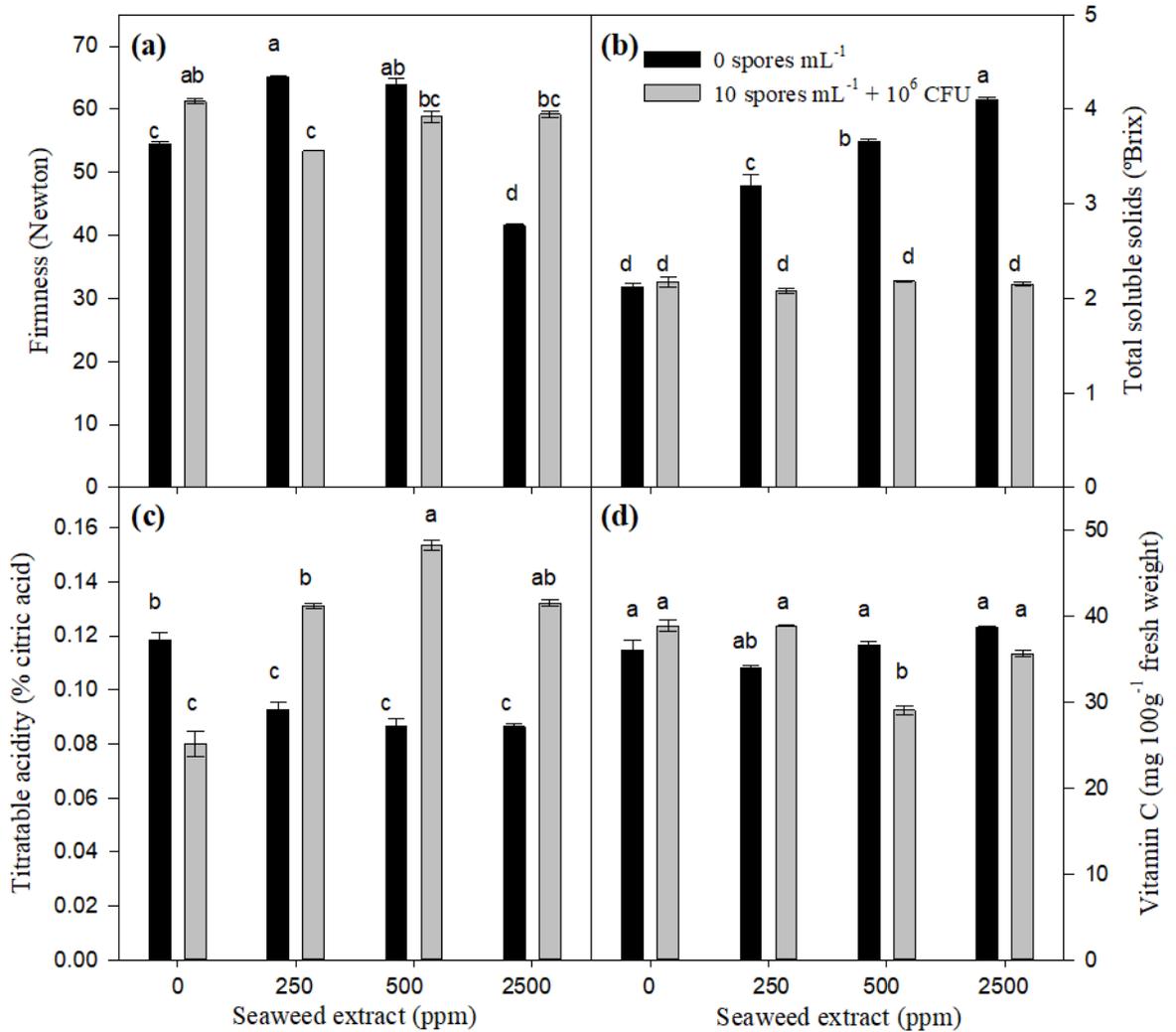


Figura 4. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la firmeza, solidos solubles totales, acidez titulable y vitamina C de los frutos de pepino cv. Centauro. Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. Las barras indican el error estándar de la media (n=4).

4.1.5. Clorofila

Cuadro 8. Efecto de las dosis de microorganismos y extracto de alga sobre la clorofila *a*, clorofila *b*, clorofila *total*, L*, a* y b* de la epidermis de los frutos de pepino cv. Centauro.

	Clorofila <i>a</i>	Clorofila <i>b</i>	Clorofila <i>total</i>	L*	a*	b*
	(mg g ⁻¹ peso fresco)					
Microorganismos (esporas ml ⁻¹)						
0	0.05b	0.05a	0.10a	26.77b	-5.38a	5.59b
10	0.06a	0.05a	0.10a	28.44a	-6.53b	6.40a
Extracto de algas (ppm)						
0	0.06a	0.04b	0.10ab	26.52b	-5.99b	6.13a
250	0.06a	0.05ab	0.17a	29.27a	-6.36b	6.73a
500	0.04b	0.04b	0.08b	27.93ab	-6.57b	6.20a
2500	0.04b	0.06a	0.10ab	26.68b	-4.91a	4.91b
ANOVA						
Microorganismos	0.005	0.228	0.266	0.001	0.001	0.002
Extracto de algas	0.001	0.019	0.005	0.001	0.001	0.001
Interacción	0.001	0.204	0.019	0.001	0.118	0.03

Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. ANOVA = análisis de varianza. Interacción= microorganismos*extracto de algas.

El análisis de varianza en clorofila se observó interacción entre microorganismo y extractos de algas marinas, donde mejores resultados en dosis media (250 ppm) para el extracto de algas marinas y en microorganismo (10 UFC/ml⁻¹), para las variables de clorofila total, color L* (luminosidad), en donde, favoreció en una mejor luminosidad en el tono de color de pepino. Ariza *et al.*, (2015), informa que la luminosidad del fruto se debe a una mayor presencia de ácido 1-naftalenacético y ácido giberelico, lo que promueve una mayor calidad y brillo al fruto.

Según Latef, (2020), al aplicar *Azospirillum* en maíz observó un aumento el contenido de clorofila a* en relación con el testigo en dosis de 6×10^6 UFC, y menciona que el aumento en el contenido de clorofila a se debe a la aplicación de RPCV que promueve la producción de fitohormonas de crecimiento como las auxinas, mejorando la capacidad

de absorción de agua y nutrientes. Esto permite la traslocación de estos a las partes vegetativas, permitiendo incrementar la producción de pigmentos, lo que facilita el envío de material fotosintético en las plantas (Ahmed & Hasnain 2014; Fasciglione *et al.*, 2015). Esto coincide con lo mostrado en la clorofila a* (Figura 5 a), en dosis de 10 UFC/ml⁻¹ incrementando 0.09 mg⁻¹ de clorofila, por lo que nos indica una mayor eficiencia en la absorción de agua y nutrientes en las plantas.

En el caso de clorofila b* y clorofila total, se observó diferencia significativa al utilizar extractos de algas marinas en dosis baja (250 ppm) y microorganismos comparado con el tratamiento control y a los demás tratamientos, esto concuerda con lo reportado por Carrari & Fernie (2007), en donde, informan que al aplicar bioestimulantes y biofertilizantes alivia el estrés nutricional, ayudando a no mover reservas de azúcares y nutrientes del fruto a la planta, para el proceso de respiración celular, desencadenando una disminución de etileno, ya que el etileno degrada la clorofila. Según Kahromi & Najafi, (2020), mencionan que en el cultivo de alfalfa fue mayor el contenido de clorofila al aplicar microorganismo, debido a que las RPCV mejora la absorción de agua y nutrientes en especial P, siendo importante en el proceso de fotosíntesis, esto eleva la tasa fotosintética, lo que permite almacenar y exportar fotosintatos a la planta.

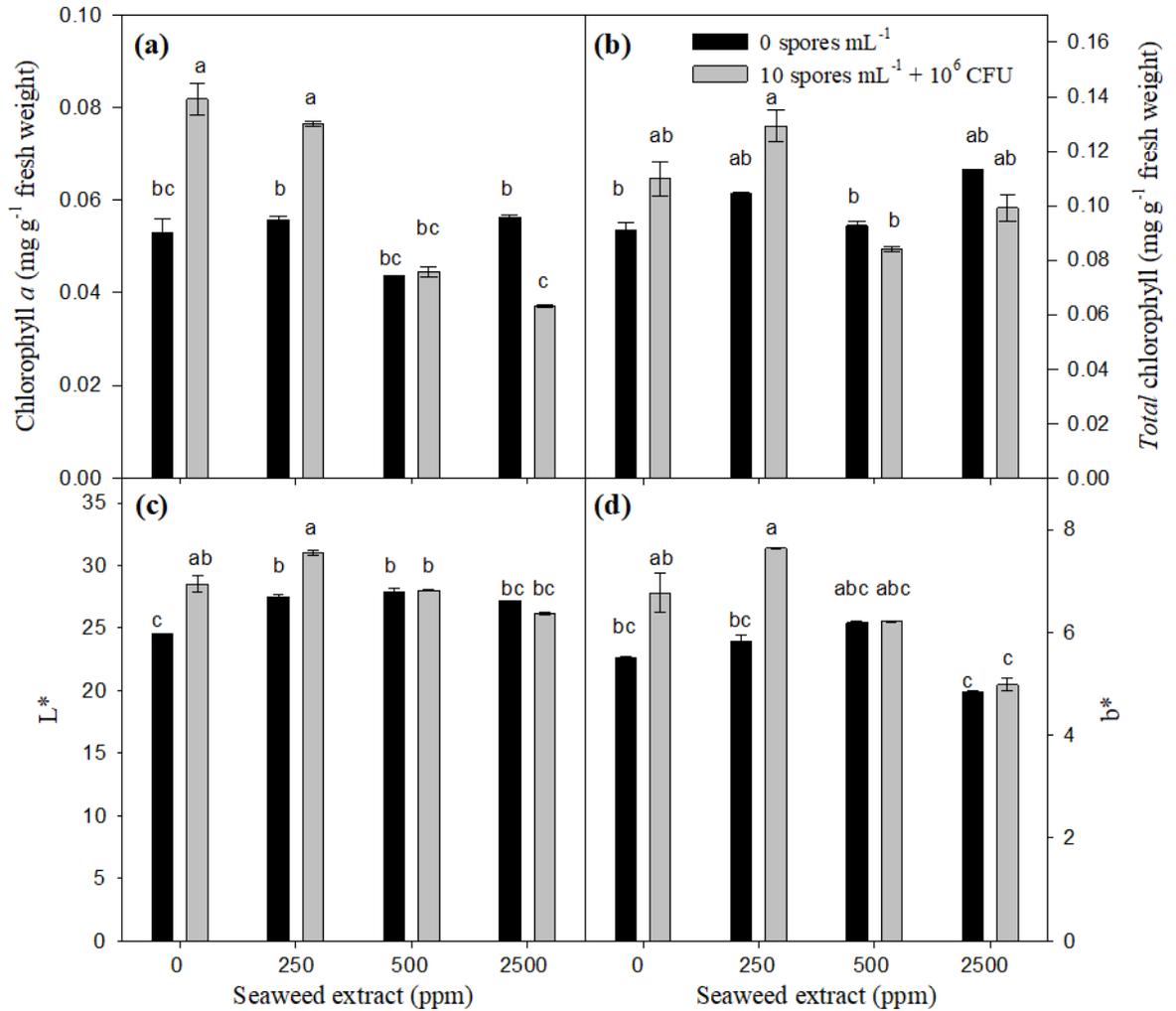


Figura 5. Efecto de la interacción de las dosis de microorganismos y extracto de algas sobre la clorofila *a*, y clorofila *total*, *L** y *b** de los frutos de pepino cv. Centauro. Medias con letra diferentes indican efectos significativos según la prueba de comparación múltiple de Tukey con $p \leq 0.05$. Las barras indican el error estándar de la media ($n=4$).

V. CONCLUSIONES

El uso de los bioestimulantes a base de extractos de algas marinas (*Ascophilum nodosum*) y de biofertilizantes a base de microorganismo (*Azospirillum brasilienses*), mostraron mejoras en el crecimiento del cultivo de pepino var. Centauro, los efectos positivos, se observan en las propiedades organolépticas (el rendimiento biológico promedio del fruto, acidez titulable,).

Los bioestimulantes estudiados promovieron efectos negativos en el contenido de vitamina C, diámetro ecuatorial, altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y longitud de raíz.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo sugieren que las dosis óptimas para el extracto de algas marinas son entre 250 ppm y 500 ppm, ya que son como el rango donde hubo mayores resultados, aunque en dosis altas en combinación con microorganismo mejoraron algunos aspectos en la calidad de fruto y mejora la vida de anaquel de los frutos de pepino.

VI. LITERATURA CITADA

1. Aghili, F.; Khoshgoftarmanesh, AH; Afyuni, M. y Mobli, M. (2009). Relaciones entre las concentraciones de nutrientes minerales de la fruta y algunos atributos de calidad de la fruta en pepino de invernadero. *J. Nutrición vegetal*. 32:1994-2007.
2. Aguilar, L. A. (2020). Producción masiva de *Azospirillum* spp., formulación, control de calidad y su uso en la agricultura: *Revisión de Literatura*.
3. Ahemad, M., & Kibret, M. (2014). Mechanisms and applications of plant growth promoting rhizobacteria: current perspective. *Journal of King Saud University-science*, 26(1), 1-20.
4. Alam, M.Z., Braun, G., Norrie, J., Hodges, D.M. (2013). Effect of *Ascophyllum* extract application on plant growth, fruit yield and soil microbial communities of straw-berry. *Can. Journal of Plant Science*. 93, 23–36.
5. Baltazar, M., Correia, S., Guinan, K. J., Sujeeth, N., Bragança, R., & Gonçalves, B. (2021). Recent advances in the molecular effects of biostimulants in plants: An overview. *Biomolecules*, 11(8), 1096.
6. Baltazar, R. D. I. D., Mercado, E. C., & Pineda, E. G. (2020). Efecto de la rizobacteria promotora del crecimiento vegetal *Azospirillum brasilense* sp245 en la fosfolipasa en plántulas de trigo. *Agrociencia*, 54(5), 631-642.
7. Basher, A. A., Mohammed, A. J., & Teeb, A. I. H. (2012). Effect of seaweed and drainage water on germination and seedling growth of tomato (*Lycopersicon* spp.). *Euphrates Journal Agric Science*, 4, 24-39.
8. Beckett, R.P., Mathegka, A.D.M., Van Staden, J. (1994). Effect of seaweed concentration yield of nutrient-stressed tepary bean (*Phaseolus acutifolius* Gray). *Journal of applied phycology*. 6, 429–430.
9. Beneduzi, A., Ambrosini, A., & Passaglia, L. M. (2012). Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): their potential as antagonists and biocontrol agents. *Genetics and Molecular Biology*, 35, 1044-1051.
10. Berdugo, S. E. B. (2009). El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 7(1), 123-132.

11. Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383(1), 3-41.
12. Canellas, LP; Olivares, FL; Aguiar, NO; Jones, DL; Nebbioso, A.; Mazzei, P.; Piccolo, A. (2015). Ácidos húmicos y fúlvicos como bioestimulantes en horticultura. *Scientia Horticulturae*, 196, 15-27.
13. Chouliaras, V., Tasioula, M., Chatzissavvidis, C., Theriosa, I., Tsabolatidou, E. (2009). The effects of a seaweed extract in addition to nitrogen and boron fertilization on productivity, fruit maturation, leaf nutritional status and oil quality of the olive (*Olea europaea* L.) cultivar Koroneiki. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 89, 984–988.
14. Colla, G., Cardarelli, M., Bonini, P., Roupshael, Y. (2017). Foliar applications of protein hydrolysate, plant and seaweed extracts increase yield but differentially modulate fruit quality of greenhouse tomato. *Hortscience* 52 (9), 1214–1220.
15. Crouch, I.J., Van Staden, J. (1992). Effect of seaweed concentrate on the establishment and yield of greenhouse tomato plants. *Journal of Applied Phycology*. 4, 291–296.
16. Cruzado-Campos, J. M. (2021). Aplicación foliar de algas marinas en el rendimiento y la calidad en dos cultivares de Melón (*Cucumis melo* L.) [tesis de Licenciatura. Universidad Agraria la Molina]. <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/4856>
17. Cruz-Romero, W., Barrios-Díaz, J. M., Rodríguez-Mendoza, M. D. L. N., Espinoza-Victoria, D., & Tirado-Torres, J. L. (2016). Producción de plántulas de hortalizas con *Azospirillum* sp. y aspersión foliar de miel de abeja. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 7(1), 59-70.
18. Drobek, M., Frac, M., & Cybulska, J. (2019). Plant biostimulants: Importance of the quality and yield of horticultural crops and the improvement of plant tolerance to abiotic stress—A review. *Agronomy*, 9(6), 335.
19. Du Jardin, P. (2015). Plant Biostimulants: Definition, Concept, Main Categories and Regulation. *Rev. Scientia Horticulturae*, 196: 3-14.
20. Elizalde, M. G., Manjarrez, I. R., García, Y. H., Meza, L. O., Robles, J. G., Ruiz, J. M., & Sañudo, R. B. (2017). Calidad Fisicoquímica y Sensorial de Pepino Orgánico

- (*Cucumis sativus* L) Encerado. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 18(2).
21. Fan, D., Hodges, D. M., Zhang, J., Kirby, C. W., Ji, X., Locke, S. J., ... & Prithiviraj, B. (2011). Commercial extract of the brown seaweed *Ascophyllum nodosum* enhances phenolic antioxidant content of spinach (*Spinacia oleracea* L.) which protects *Caenorhabditis elegans* against oxidative and thermal stress. *Food Chemistry*, 124(1), 195-202.
 22. Fornes, F., Sánchez-Perales, M., & Guardiola, J. L. (1993, September). Effect of a seaweed extract on citrus fruit maturation. In *International Symposium on Quality of Fruit and Vegetables: Influence of Pre-and Post-Harvest Factors and Technology* 379,75-82.
 23. Giovannetti, M., & Sbrana, C. (1998). Meeting a non-host: the behaviour of AM fungi. *Mycorrhiza*, 8(3), 123-130.
 24. Halpern, M., Bar-Tal, A., Ofek, M., Minz, D., Muller, T., Yermiyahu, U., 2015. The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. *Advances in Agronomy*. 130, 141–174.
 25. Hartmann, A., Schmid, M., Van Tuinen, D., & Berg, G. (2009). Plant-driven selection of microbes. *Plant and Soil*, 321(1), 235-257.
 26. Hernández-Herrera, R.M., Santacruz-Ruvalcaba, F., Ruiz-López, M.A., Norrie, J., Hernández-Carmona, G., 2014. Effect of liquid seaweed extracts on growth of tomato seedlings (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of applied phycology*. 26, 619–628.
 27. Holdt, S. L., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: functional food applications and legislation. *Journal of applied phycology*, 23(3), 543-597.
 28. Jayaraman, J., Norrie, J., Punja, Z.K., 2011. Commercial extract from the brown seaweed *Ascophyllum nodosum* reduces fungal diseases in greenhouse cucumber. *Journal of Applied Phycology*. 23, 353–361.
 29. Kapuriya, V. K., Ameta, K. D., Teli, S. K., Chittora, A., Gathala, S., & Yadav, S. (2017). Effect of spacing and training on growth and yield of polyhouse grown cucumber (*Cucumis sativus* L.). *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 6(8), 299-304.

30. Kloepper, J. W., Schroth, M. N., & Miller, T. D. (1980). Effects of rhizosphere colonization by plant growth-promoting rhizobacteria on potato plant development and yield. *Phytopathology*, 70(11), 1078-1082.
31. Koo, R.C.J., Mayo, S., 1994. Effects of seaweed sprays on citrus fruit production. *In Proceedings of the Florida State Horticultural Society*. 107, 82–85.
32. Kumari, R., Kaur, I., Bhatnagar, A.K., 2011. Effect of aqueous extract of *Sargassum john-stonii* Setchell & Gardner on growth, yield and quality of *Lycopersicon esculentum* Mill. *Journal of Applied Phycology*. 23, 623–633.
33. López-Elías, J., Rodríguez, J. C., Huez, M. A., Garza, S., Jiménez, J., & Leyva, E. I. (2011). Producción y calidad de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo condiciones de invernadero usando dos sistemas de poda. *Idesia (Arica)*, 29(2), 21-27.
34. Lugtenberg, B., & Kamilova, F. (2009). Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63, 541-556.
35. Maini, P. (2006). The experience of the first biostimulant, based on amino acids and peptides: a short retrospective review on the laboratory researches and the practical results. *Fertilitas Agrorum*, 1(1), 29-43.
36. Mattner, S. W., Wite, D., Riches, D. A., Porter, I. J., & Arioli, T. (2013). The effect of kelp extract on seedling establishment of broccoli on contrasting soil types in southern Victoria, Australia. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(4), 258-270.
37. Medjdoub, R. (2020). Las algas marinas y la agricultura. División agrícola Catsaigner Diego Hermanos SA.
38. Mohsenin, N. N. (1970). Physical Properties of Plant and Animal Materials: Volume 1: Structure, Physical Characteristics and Mechanical Properties. *Gordon and Breach Science Publishers*.
39. Moreno Velázquez, D., Hernández Hernández, B. N., Barrios Díaz, J. M., Ibáñez Martínez, A., Cruz Romero, W., & Berdeja Arbeu, R. (2015). Calidad poscosecha de frutos de pepino cultivados con diferente solución nutritiva. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(3), 637-643.
40. Ngumbi, E., & Kloepper, J. (2016). Bacterial-mediated drought tolerance: current and future prospects. *Applied Soil Ecology*, 105, 109-125.

41. Norrie, J., Branson, T., Keathley, P.E., 2002. Marine plant extracts impact on grape yield and quality. *Horticulture*. 594, 315–319.
42. Padilla, K. C., & Pérez, J. E. M. (2020). Producción de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo invernadero: comparación entre tipos de pepino. *Tecnología en marcha*, 33(1), 17-35.
43. Paleckiene, R., Sviklas, A., & Šlinkšiene, R. (2007). Physicochemical properties of a microelement fertilizer with amino acids. *Russian Journal of Applied Chemistry*, 80(3), 352-357.
44. Pérez, A. R., & Quintero, E. M. (2015). Funciones del calcio en la calidad postcosecha de frutas y hortalizas: una revisión. *Alimentos hoy*, 23(34), 13-25.
45. Qin, K. y Leskovar, DI (2020). Las sustancias húmicas mejoran la calidad de las plántulas de hortalizas y el rendimiento del rendimiento después del trasplante en condiciones de estrés. *Agricultura*, 10 (7), 254.
46. Quian, H. F., X. F. Peng, X. Han, J. Ren, K. Y. Zhan and M. Zhu. (2014). "The stress factor, exogenous ascorbic acid, affects plant growth and the antioxidant system in *Arabidopsis thaliana*." *Russian Journal of Plant Physiology*. 61(4): 467-475.
47. Rizzo, A. A. D. N., & Braz, L. T. (2004). Desempenho de linhagens de melão rendilhado em casa de vegetação. *Horticultura Brasileira*, 22, 784-788.
48. Romero-Romero O.D. (2015). Uso de moringa como bioestimulantes foliar en pimientos (*Capsicum annuum* L.) germoplasma local en palmales, arenilla. *Trabajo de titulación. Universidad Técnica de Machala* 5-8.
49. Roupael, Y., De Micco, V., Arena, C., Raimondi, G., Colla, G., De Pascale, S. (2017). Effect of *Ecklonia maxima* seaweed extract on yield, mineral composition, gas exchange, and leaf anatomy of zucchini squash grown under saline conditions. *Journal of Applied Phycology*. 29 (1), 459–470.
50. Roupael, Y., Giordano, M., Cardarelli, M., Cozzolino, E., Mori, M., Kyriacou, M. C., ... & Colla, G. (2018). Plant-and seaweed-based extracts increase yield but differentially modulate nutritional quality of greenhouse spinach through biostimulant action. *Agronomy*, 8(7), 126.

51. Rubin, R. L., van Groenigen, K. J., & Hungate, B. A. (2017). Plant growth promoting rhizobacteria are more effective under drought: a meta-analysis. *Plant and Soil*, 416(1), 309-323.
52. Rudrappa, T., Czymmek, K. J., Paré, P. W., & Bais, H. P. (2008). Root-secreted malic acid recruits beneficial soil bacteria. *Plant Physiology*, 148(3), 1547-1556.
53. Sangha, J.S., Hobson, D., Hiltz, D., Critchley, A.T., Prithiviraj, B. (2010). The use of commercial seaweed extracts as a means to alleviate abiotic stress in land plants: a review. *Algal Resources*, 3, 153–168.
54. Sarhan, T. Z., & Ismael, S. F. (2014). Effect of low temperature and seaweed extracts on flowering and yield of two cucumber cultivars (*Cucumis sativus* L.). *International Journal of Agricultural and Food Research*, 3(1), 42-51
55. Sarhan, T.Z., Ali, S.T., Rasheed, S.M.S. (2011). Effect of bread yeast application and seaweed extract on cucumber (*Cucumis sativus* L.) plant growth, yield and fruit quality. *Mesopotamia Journal of Agriculture*. 39, 26–34.
56. Schmidt, M. A. (2020). Efecto de la residualidad de *Azospirillum brasilense* sobre los distintos parámetros de rendimiento en el cultivo de trigo. *Departamento de Agronomía. Universidad Nacional del Sur*. 1, 10-11.
57. Schütz, L., Gattinger, A., Meier, M., Müller, A., Boller, T., Mäder, P., & Mathimaran, N. (2018). Improving crop yield and nutrient use efficiency via biofertilization—A global meta-analysis. *Frontiers in Plant Science*, 8, 2204.
58. Seadh, S. E., El-Abady, M. I., Farouk, S., & EL-Saidy, A. M. A. L. (2008). Effect of foliar nutrition with humic and amino acids under N-levels on wheat productivity and quality of grains and seeds. Egypt. *Journal Applied Science*, 23, 543-558.
59. Sharma, H. S., Fleming, C., Selby, C., Rao, J. R., & Martin, T. (2014). Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *Journal of Applied Phycology*, 26(1), 465-490.
60. Sharma, H.S.S., Fleming, C.C., Selby, C., Rao, J.R., Martin, T.J.G., (2013). Plant biostimulants: a review on the processing of macro algae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *Journal of Applied Phycology*. 26,465–490.

61. Shukla, P. S., & Prithiviraj, B. (2021). *Ascophyllum nodosum* biostimulant improves the growth of *Zea mays* grown under phosphorus impoverished conditions. *Frontiers in plant science*, 11, 601843.
62. SIAP. (2020). Atlas agroalimentario. Secretaria de Agricultura y Desarrollo Social. <https://www.inforural.com.mx/wp-content/uploads/2020/11/Atlas-Agroalimentario-2020.pdf>
63. Smirnoff, N. and G. L. Wheeler. (2000). "Ascorbic acids in plants: biosynthesis and function. *Critical reviews in biochemistry and molecular biology*." 35(4): 291-314.
64. Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant Soil*, 15: 134- 154.
65. Stirk, WA, Rengasamy, KR, Kulkarni, MG y van Staden, J. (2020). Bioestimulantes vegetales a partir de algas marinas: una visión general. *La biología química de los bioestimulantes vegetales*, 31-55.
66. Tablas, R. R. A. (2019). Implementación de micorrizas y *Azospirillum brasilense* en agricultura sustentable del Estado de Morelos.
67. Tiwari, K. y Paliyath, G. (2011). Clonación, expresión y caracterización funcional del dominio C2 de la fosfolipasa D α de tomate. *Fisiología y bioquímica vegetal*, 49 (1), 18-32.
68. Toffoli, L. M., Medrano, N. N., Martínez-Zamora, M. G., Guerrero-Molina, M. F., Pedraza, R. O., & Salazar, S. M. (2018). Desempeño del cultivo de petunia en respuesta a la inoculación con *Azospirillum brasilense*. *Revista agronómica del noroeste argentino*, 38(1), 45-49.
69. Tourte, L., Bugg, RL y Shennan, C. (2000). Las algas marinas y el polvo de pescado aplicados foliarmente no mejoran el rendimiento ni la calidad de la fruta de los tomates procesados cultivados orgánicamente. *Agricultura biológica y horticultura*, 18 (1), 15-27.
70. Valero, G., Rodríguez, P., Ruiz, E., Ávila, J., & Varela, G. (2018). La alimentación española características nutricionales de los principales alimentos de nuestra dieta. Madrid: Roal. 2: 211-212
71. Valero, U. C., & RUIZ, M. (2000). Técnicas de medida de la calidad de frutas, Madrid: Universidad Politécnica de Madrid. *Departamento de Ingeniería Rural*.

72. Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255(2), 571-586.
73. Vierheilig, H. (2004). Regulatory mechanisms during the plant arbuscular mycorrhizal fungus interaction. *Canadian Journal of Botany*, 82(8), 1166-1176.
74. Villarreal, Q. J. (2013). Introducción a la Botánica Forestal (tercera ed.). Saltillo, Coahuila, México: Editorial Trillas. 115-116
75. Weber, N., Schmitzer, V., Jakopic, J., & Stampar, F. (2018). First fruit in season: Seaweed extract and silicon advance organic strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.) fruit formation and yield. *Scientia Horticulturae*, 242, 103-109.
76. Wehner, T. C., & Maynard, D. N. (2003). Cucumbers, melons and other cucurbits. *Encyclopedia of Food and Culture*. New York, USA.1, 474-479.
77. Welles, G.W.H.; Buitelaar, K. Factors affecting soluble solid content of muskmelon (*Cucumis melo* L.). *Netherland Journal of Agriculture Science*, v.36, p.239-246, 1988.
78. Wittwer, S. H., & Honma, S. (2010). Greenhouse tomatoes, lettuce, and cucumbers. Section 3, *Greenhouse cucumbers*. Michigan State University, USA. 3, 118-127
79. Xu, C., & Leskovar, D. I. (2015). Effects of *A. nodosum* seaweed extracts on spinach growth, physiology and nutrition value under drought stress. *Scientia Horticulturae*, 183, 39-47.
80. Zapata, L. M., Malleret, A. D., Quinteros, C. F., Lesa, C. E., Vuarant, C. O., Rivadeneira, M. F., & Gerard, J. A. (2010). Estudio sobre cambios de la firmeza de bayas de arándanos durante su maduración. *Ciencia, docencia y tecnología*, (41), 159-171.
81. Chojnacka, K., Saeid, A., Witkowska, Z. y Tuhy, L. (2012). Compuestos biológicamente activos en extractos de algas: perspectivas de aplicación. *En el diario de actas de la conferencia abierta* (Vol. 3, No. 1).
82. FARIÑA, J. J. G. (2022). El uso de algas marinas como bioestimulantes. [tesis de Licenciatura. Universidad de la Laguna]. <https://riull.ull.es/xmlui/bitstream/handle/915/29095/El%20uso%20de%20algas%20marinas%20como%20bioestimulantes.pdf?sequence=1>
83. Saborío, F. (2002). Bioestimulantes en fertilización foliar. Fertilización Foliar: *Principios y Aplicaciones*, 107-126.

84. Carrari, F., Asis, R., & Fernie, A. R. (2007). The metabolic shifts underlying tomato fruit development. *Plant Biotechnology*, 24(1), 45-55.
85. Latef, A. A. H. A., Alhmad, M. F. A., Kordrostami, M., Abo-Baker, A. B. A. E., & Zakir, A. (2020). Inoculation with *Azospirillum lipoferum* or *Azotobacter chroococcum* reinforces maize growth by improving physiological activities under saline conditions. *Journal of Plant Growth Regulation*, 39(3), 1293- 1306
86. Kahromi, S., & Najafi, F. (2020). Growth and some physiological characteristics of alfalfa (*Medicago sativa* L.) in response to lead stress and *Glomus intraradices* symbiosis. *Journal of plant process and fuction*,9(37), 1-12.
87. Fasciglione, G., Casanovas, E.M., Quillehauquy, V., Yommi A.K., Goñi M.G., Roura S.I., Barassi, C.A., (2015). *Azospirillum* inoculation effects on growth, product quality and storage life of lettuce plants grown under salt stress. *Scientia Horticulturae* 195:154–162
88. Ahmed, A., & Hasnain, S. (2014). Auxins as one of the factors of plant growth improvement by plant growth promoting rhizobacteria. *Polish journal of microbiology*, 63(3), 261.
89. Ariza F.R., Barrios A.A., Herrera G.M., Barbosa M.F., Michel A.A., Otero S.M. A., Alia 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.