Universidad Autónoma de Sinaloa

Colegio en Ciencias Agropecuarias

Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte

Maestría en Ciencias Agropecuarias

TESIS:

ESTRÉS SALINO Y BIOESTIMULANTES EN DOS VARIEDADES DE FRIJOL (*Phaseolus vulgaris* L.) EN SINALOA, MÉXICO

Que para obtener el grado de Maestro en Ciencias Agropecuarias

PRESENTA:

JESÚS YASSIR ESPINOZA GALAVIZ

DIRECTOR DE TESIS:

DR. BARDO HELEODORO SÁNCHEZ SOTO

CODIRECTORA DE TESIS:

DRA. CELIA SELENE ROMERO FÉLIX

ASESORES:

DR. GABRIEL ANTONIO LUGO GARCÍA

DR. ALFREDO RODRÍGUEZ DELFÍN

Culiacán de Rosales, Sinaloa, México, noviembre de 2023

Universidad Autónoma de Sinaloa

Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Attribution-NonCommercial-NoDerivatives 4.0 International

Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C.P. 80010 Culiacán Sin. Méx.
Tel (667) 713 78 32 y (667) 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT)**, por el apoyo económico otorgado para la realización de mis estudios de maestría.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa** y al **Colegio de Ciencias Agropecuarias**, por aceptarme en su programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias.

Con admiración y respeto, a mi comité de Tesis:
Al **Dr. Bardo H. Sánchez Soto**: por haberme dado la confianza de realizar esta investigación bajo su cargo, por sus enseñanzas, consejos y amistad. A la **Dra. Celia S. Romero Félix**, Al **Dr. Gabriel A. Lugo García** y Al **Dr. Alfredo Rodríguez Delfín**: por sus invaluables asesorías, correcciones, enseñanzas y su apoyo durante mis estudios.

A la **Dra. Elisa M. Valenzuela Soto,** por abrirme las puertas al Laboratorio de Bioquímica de Proteínas en CIAD, Hermosillo y asesorarme de la mejor manera en los análisis de prolina en hoja y raíz, a la **M.C. Grelda A. Morán**, por su tiempo y paciencia al enseñarme la metodología para cuantificar prolina, al **Dr. Gerardo Hernández León**, **M.C Katheryne Fernández**, y a todos los integrantes del laboratorio por su ayuda en todo momento durante mi estancia.

A **Javier Rodríguez (Teco),** por su interés en mi investigación e importante ayuda en la toma de datos. A los estudiantes prestadores de servicio social: **Andrés**, **Martín**, **Daniel** y **Jorge**, por su ayuda en la medición de variables en invernadero.

A los profesores del Herbario “Carlos Darwin”: **M.C. Juan Gaxiola Félix**, **M.C. Víctor Almada Ruíz** y **Dr. Salomón Buelna Tarín**, por su amistad y apoyo durante mis estudios.

¡Les estaré siempre agradecido a todos!

CONTENIDO

Página

ÍNDICE DE CUADROS v

ÍNDICE DE FIGURAS vi

RESUMEN vii

ABSTRACT viii

1. INTRODUCCIÓN 1

2. REVISIÓN DE LITERATURA 4

2.1 Estrés abiótico 4

2.1.1 Estrés por calor 4

2.1.2 Estrés por sequia 4

2.1.3 Estrés por salinidad 5

2.2 Efecto del estrés salino en las plantas 6

2.3 Acumulación de prolina en plantas debido al estrés salino 8

2.4 Concepto de bioestimulantes 10

2.4.1 Ácidos húmicos y fúlvicos como bioestimulantes en la agricultura 11

2.4.2 Algas Marinas como bioestimulantes en la agricultura 12

2.4.3 Microrganismos benéficos como bioestimulantes en la agricultura 14

3. MATERIAL Y MÉTODOS 16

3.1 Condiciones experimentales y material vegetal 16

3.2 Tratamientos 17

3.3 Variables evaluadas 18

3.3.1 Crecimiento inicial y componentes fisiológicos 18

3.3.2 Cuantificación de prolina en hoja y raíz 19

3.3.3 Rendimiento y componentes 19

3.4 Diseño experimental y análisis de datos 20

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 21

4.1. Crecimiento inicial 21

4.2 Contenido de prolina en hoja y raíz 29

4.3 Rendimiento y componentes 32

5. CONCLUSIÓN 41

LITERATURA CITADA 42

ÍNDICE DE CUADROS

Página

Cuadro 1. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) de los pesos secos (PSH y PST) y frescos (PFH y PFT) de hojas y tallos, altura de planta (AP) y diámetro de tallo (DT), durante el crecimiento inicial de plántulas de dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes…..…24

Cuadro 2. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) para unidades SPAD, área foliar (AF) y área foliar especifica (AFE), durante el crecimiento inicial de plántulas de dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes……..…27

Cuadro 3. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) del contenido de prolina en hojas (ProH) y raíces (ProR) de plantas de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes……..…31

Cuadro 4. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) del rendimiento y componentes de las plantas de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes……..…..35

Cuadro 5. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) de los pesos secos de hoja (PSH), raíces (PSR), tallo (PST), vaina (PV) y biomasa total (BT), en dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes……..…38

ÍNDICE DE FIGURAS

Página

Figura 1. Efecto de la salinidad en las plantas a nivel celular (Extraído de Khan *et al*., 2019)……...……7

Figura 2. Daño característico en hojas de frijol debido a la exposición de altas concentraciones de NaCl……..……8

Figura 3. Localización geográfica de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte (FAVF) (Imagen tomada de Google Earth, 2023)……..…16

Figura 4. Promedio diario de temperatura máximas y mínimas en el interior del invernadero durante el experimento……16

Figura 5. Evaluación de bioestimulantes y salinidad en dos variedades de frijol común bajo condiciones de invernadero. (A) Sitio experimental, (B) Crecimiento inicial de las plantas, y (C) Etapa reproductiva……....…17

RESUMEN

La salinidad de los suelos, es un problema de importancia global, ya que reduce el rendimiento de los cultivos. En Sinaloa, México, la productividad del frijol disminuye de cuando se establece en suelos salinos o se riega con agua salinas. Una alternativa sustentable es el uso de bioestimulantes, los cuales han demostrado mejorar el crecimiento y rendimiento en condiciones de estrés salino en diferentes cultivos. El objetivo de estudio fue determinar la relación entre el estrés salino y la aplicación de bioestimulantes, en el crecimiento inicial y en la etapa reproductiva, en dos variedades de frijol, “Azufrado Higuera” y “Reyna”. El experimento se realizó en invernadero, donde se sembraron cinco semillas en bolsas con perlita como sustrato. Se aplicaron tres productos bioestimulantes: Humiphyt® (ácidos húmicos y fúlvicos), Stimplex® (*Ascophyllum nodosum*) y M-300® (*Glomus intraradices*) con una dosis de 5 mL L^{-1} a los 0, 54 y 76 días después de siembra (dds). Para generar el estrés salino se usó NaCl en el agua de riego, con 0, 10, 25 y 50 mM NaCl. A los 18 dds se registraron variables para evaluar el crecimiento inicial. Para establecer la respuesta de las plantas al estrés salino, durante la etapa reproductiva se cuantificó el contenido de prolina en hojas y raíces, al llegar a madurez fisiológica se registró el rendimiento y sus componentes. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial. Los resultados mostraron una disminución progresiva en las variables, en la etapa de crecimiento inicial, contenido de prolina, rendimiento y componentes, al incrementar las concentraciones de sales (0 > 10 > 25 > 50 mM NaCl). La aplicación individual de bioestimulantes produjo efectos significativos en el crecimiento inicial, siendo los tratamientos con Humiphyt® y Stimplex®, los que presentaron los valores mayores; en cambio, en el contenido de prolina y rendimiento y componentes, Humiphyt® y M-300® tuvieron mejores resultados. En la interacción NaCl x Bioestimulantes, todas las plantas mostraron tolerancia a las condiciones de NaCl, en comparación con el control. Se recomienda el uso de bioestimulantes para disminuir los efectos negativos del estrés salino en frijol en el norte de Sinaloa.

Palabras clave: Ácidos húmicos y fúlvicos, *A. nodosum*, *G. intraradices*, NaCl, salinidad.

ABSTRACT

Soil salinity is a global issue with significant implications, as it adversely affects crop yields. In Sinaloa, Mexico, common bean productivity declines when cultivated in saline soils or irrigated with saline water. A sustainable alternative involves the use of biostimulants, proven to enhance growth and yield under saline stress in various crops. This study aimed to determine the relationship between salinity stress and the application of biostimulants during the initial growth and reproductive stages of two bean varieties, "Azufrado Higuera" and "Reyna." The experiment was conducted in a greenhouse, where five seeds were planted in bags with perlite as a substrate. Three biostimulant products were applied: Humiphyt® (humic and fulvic acids), Stimplex® (*Ascophyllum nodosum*), and M-300® (*Glomus intraradices*) at a dose of 5 mL L^{-1} on days 0, 54, and 76 after sowing (das). Salinity stress was induced using NaCl in irrigation water at concentrations of 0, 10, 25, and 50 mM NaCl. Variables assessing initial growth were recorded at 18 das. To assess plant responses to salinity stress during the reproductive stage, proline content in leaves and roots was quantified. At physiological maturity, yield and its components were recorded. A randomized complete block design with a factorial arrangement was employed. Results demonstrated a progressive decrease in variables during the initial growth stage, proline content, yield, and its components with increasing salt concentrations (0 > 10 > 25 > 50 mM NaCl). Individual biostimulant applications significantly affected initial growth, with treatments using Humiphyt® and Stimplex® exhibiting higher values. Conversely, for proline content, yield, and its components, Humiphyt® and M-300® produced superior results. In the NaCl x Biostimulants interaction, all plants exhibited tolerance to NaCl conditions compared to the control. The study recommends the use of biostimulants to alleviate the adverse effects of salinity stress on beans in northern Sinaloa.

Keywords: *A. nodosum*, *G. intraradices*, humic and fulvic acids, NaCl, salinity.

1. INTRODUCCIÓN

El estrés salino es un factor importante que limita el crecimiento y rendimiento de los cultivos (Parihar *et al*., 2015). A nivel mundial los suelos salinos afectan más del 20 % de las tierras con aguas de riego, y se estima un aumento significativo en 2050 (Qadir *et al*., 2014; Metternicht y Zinck, 2003). Según la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER, 2022) en México un 60 % de la superficie agrícola es afectada por problemas de sales. En Sinaloa es común encontrar suelos salinos, debido a distintos factores, como las altas tasas de evaporación, los niveles freáticos superficiales, el uso de aguas salinas para irrigar y la brisa salina en zonas costeras, sumado a esto el agua de los pozos contiene elevadas concentraciones de sales para el uso agrícola (Peinado-Guevara *et al*., 2011).

El frijol común (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae) es un cultivo de importancia socioeconómica en México, es fuente de minerales, proteínas, vitaminas y fibras (Martirena-Ramírez *et al*., 2019). Sinaloa es el segundo productor nacional con una superficie de siembra de 83,002.98 ha y producción promedio de 1.93 t ha^{-1}, en el ciclo otoño-invierno 2022 (SIAP, 2022). Este cultivo es afectado por condiciones de estrés salino, algunos parámetros como longitud de planta, biomasa fresca, biomasa seca de vástago y raíz se ven disminuidas al aumentar las concentraciones de sales (Can-Chulim *et al*., 2017), también el área foliar se ve reducida al exponer las plantas a soluciones por arriba de 50 mM de NaCl (Mena *et al*., 2015). El rendimiento disminuye a partir de una conductividad eléctrica de 2 dS m^{-1}, llegando incluso a tener un rendimiento nulo en condiciones altas de sales (Maas y Hoffman, 1977).

Las variedades de frijol resistentes a las condiciones de estrés salino, podrían ser una alternativa para disminuir el problema, sin embargo, los fitomejoradores han tenido poco éxito en la mejora genética tradicional, debido la escasa variación genética, por lo cual las variedades resistentes a dicho estrés, son limitadas (Ashraf y Akram, 2009), además de la complejidad genética y fisiológica que implica obtener cultivos tolerantes a salinidad (Flowers, 2004). El uso de organismos genéticamente modificados (OGM), podría permitir líneas con capacidad de crecer y desarrollarse en condiciones salinas con

éxito. No obstante, el empleo de este tipo de materiales genera preocupación sobre los efectos negativos previstos para la salud humana y el ambiente, lo cual involucra factores éticos, políticos y sociales (Maghari y Ardekani, 2011).

Otra alternativa para disminuir el efecto del estrés salino, es el uso de sustancias naturales y microorganismos benéficos, definidos como bioestimulantes, los cuales, al ser aplicados a las plantas, mejoran la eficiencia en la nutrición de los cultivos, la tolerancia al estrés abiótico, el rendimiento y la calidad de los productos (du Jardin, 2015). Numerosos estudios indican los efectos positivos que los bioestimulantes tienen en el crecimiento y metabolismo de las plantas, incluso en estrés abiótico, en particular bajo salinidad (Emilia *et al*., 2020; Bulgari *et al*., 2019; Van Oosten *et al*., 2017). Al aplicar ácidos húmicos en frijol cultivado en invernadero en condiciones de salinidad, se mostró tolerancia al estrés causado por las sales en parámetros morfológicos, fisiológicos y bioquímicos (Adil Aydin, 2012); también Bonomelli *et al*. (2018) en aguacate (*Persea americana* Mill.), en un experimento de dos años, evaluó el efecto de la aplicación de *Ascophyllum nodosum* sobre un ambiente salino provocado por riego con agua con altas concentraciones de sales, teniendo como resultado que las aplicaciones redujeron los efectos negativos del estrés en el crecimiento, así como también mejoró la absorción nutrimental de las plantas. Selvakumar y Thamizhiniyan (2011), inocularon plantas de chile (*Capsicum annuum* L.) con *Glomus intraradices* en condiciones de salinidad y obtuvieron un mayor rendimiento y calidad de frutos con respecto al control.

Existe información en la literatura científica acerca del uso de bioestimulantes en distintos cultivos establecidos en condiciones salinas (Zuzunaga-Rosas *et al*., 2023; Rakkammal *et al*., 2023; Rouphael *et al*., 2022). No obstante, en leguminosas (Fabaceae) se carece de investigaciones (Dubey *et al*., 2020). El frijol al ser susceptible al estrés salino (Bayuelo-Jiménez *et al*., 2002), el uso de bioestimulantes podría reducir los efectos negativos en los parámetros de crecimiento, metabolismo y rendimiento del cultivo.

1.1 Objetivo general

Estudiar la relación del estrés salino y la aplicación de bioestimulantes en frijol de las variedades “Azufrado Higuera” y “Reyna” en el norte de Sinaloa, México.

1.2 Objetivos específicos

1. Conocer la respuesta morfológica y fisiológica en etapa de plántula de dos variedades de frijol, a diferentes concentraciones de sales al aplicar tres productos bioestimulantes, en condiciones de invernadero.

2. Asociar el contenido de prolina en hojas y raíces de dos variedades de frijol a la tolerancia al estrés salino con el uso de bioestimulantes.

3. Analizar el efecto del estrés por salinidad sobre el rendimiento y sus componentes en dos variedades de frijol, y su respuesta a la aplicación de bioestimulantes.

1.3 Hipótesis

El estrés salino afectará el crecimiento inicial y el rendimiento de las variedades de frijol y la aplicación de bioestimulantes reducirá los efectos negativos causados por las altas concentraciones de sales.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Estrés abiótico

El estrés abiótico es cualquier factor ambiental que limita el crecimiento y productividad de las plantas (Imran *et al*., 2021); el estrés por sequía, calor y salinidad en las plantas han sido el punto principal en las investigaciones llevadas a cabo en plantas de interés agronómico, debido a las pérdidas económicas que causan a nivel mundial cada año, las cuales oscilan en 14-19 millones de dólares (Pachauri *et al*., 2014). Es difícil estimar de forma precisa el efecto del estrés abiótico en las tierras cultivables; Cramer *et al*., (2011) calculan que el 96.5 % de la tierra rural a nivel global es afectada por algún tipo de factor abiótico.

2.1.1 Estrés por calor

La temperatura es una variable ambiental que manipula directamente el crecimiento, el desarrollo y el rendimiento de los cultivos, cuando está por encima de las temperaturas óptimas (> 40 ºC), causa un estrés por calor y como consecuencia un bajo rendimiento (Sharma *et al*., 2022). El estrés por calor causa un efecto perjudicial en la fisiología y productividad de las plantas, reduciendo la fotosíntesis y acelerando la respiración (Prasad *et al*., 2017).

2.1.2 Estrés por sequia

La falta de agua es una de las limitantes en la producción agrícola, que afecta el rendimiento de los cultivos, adicionalmente es una condición adversa importante en el desarrollo de las plantas, disminuye la respiración, la fotosíntesis, el movimiento de los estomas, lo cual limita el crecimiento y las funciones fisiológicas de las plantas (Fang y Xiong, 2015). El potencial del agua y la turgencia celular, se ven reducidas en condiciones de deshidratación, por lo tanto, las células de las plantas no pueden realizar sus funciones normales de manera adecuada (Keyvan, 2010).

2.1.3 Estrés por salinidad

La salinización del suelo es un proceso en el cual la concentración de sales aumenta a un nivel que afecta la producción agrícola, la salud del ambiente, la economía y la calidad de vida. La salinidad involucra diversas acciones, como la evaporación, la precipitación y disolución de sales, el transporte de sales y el intercambio de iones, entre otros. La salinidad de los suelos ha existido desde antes del surgimiento de la agricultura (Valera *et al*., 2020), sin embargo, este problema se agravó debido a prácticas agrícolas como la irrigación (Zhu, 2001). Actualmente, el estrés por salinidad es uno de los principales factores limitantes del crecimiento y producción de los cultivos. La salinidad de los suelos puede medirse de manera indirecta mediante la conductividad eléctrica (CE), comúnmente expresado en dS m^{-1}. La salinidad ocasiona un estrés oxidativo, que ocurre cuando se acumulan en las células especies reactivas de oxígeno (ROS), los cuales en niveles elevados inducen la muerte celular (Iqbal *et al*., 2015). Los suelos afectados por la salinidad se clasifican en tres grupos según la naturaleza y concentración de sales presentes en ellos (Kumar y Sharma, 2020):

1. **Suelos salinos** (también conocidos como "alcalinos blancos"): estos suelos contienen calcio, magnesio y sodio como cationes predominantes y sulfato, cloruro y nitrato como aniones predominantes. La relación de adsorción de sodio (RAS) es inferior a 13 %, de sodio intercambiable (PSI) menor al 15%, pH no mayor a 8.5 y CE del extracto de saturación > 4 dS m^{-1}. Se caracterizan por tener una capa blanca de sales en la superficie y una eficiente permeabilidad al agua y al aire. Estos suelos presentan problemas de salinidad y la concentración de sal es suficiente para afectar negativamente el crecimiento de los cultivos en regiones áridas o semiáridas, donde la baja precipitación y las altas tasas de evaporación tienden a concentrar las sales en el suelo y rara vez se encuentran en regiones húmedas.
2. **Suelos sódicos** ("suelos no salinos sódicos" o "suelos alcalinos"): tienen alto contenido de sodio intercambiable en comparación con calcio y magnesio. Los principales tipos de sales son el carbonato de sodio y el bicarbonato de sodio. RAS superior a 13 %, PSI mayor al 15 %, pH de 8.5 a 10.0 y CE del extracto de saturación inferior a 4 dS m^{-1}. Destacan por su color negro y permeabilidad

deficiente al agua y al aire. Se forman por reemplazo de iones de calcio y magnesio por iones de sodio, lo que genera problemas relacionados con este último.

3. **Suelos salino-sódicos** son una transición entre los salinos y los sódicos. La RAS superior a 13, el PSI sobrepasa el 15 %, pH superior a 8.5 y CE del extracto de saturación rebasa los 4 dS m^{-1}. La permeabilidad al agua y aire depende del contenido de sodio. Se generan debido a procesos combinados de salinización y alcalinización, presentando problemas relacionados tanto con el sodio como con otras sales. La lixiviación convierte estos suelos en suelos sódicos.

2.2 Efecto del estrés salino en las plantas

Con excepción a las halófitas, que representan menos del 3 % de las angiospermas, la mayoría de las plantas, en especial las especies de importancia agrícola, son sensibles a la salinidad durante su ciclo biológico (El Moukhtari *et al*., 2020). Según Parihar *et al*. (2015) las sales en el agua del suelo pueden inhibir el crecimiento de las plantas por dos razones: en primer lugar, disminuye la capacidad de la planta para absorber agua, lo que conduce a reducciones en la tasa de crecimiento, esto se conoce como efecto osmótico o déficit de agua debido a la salinidad; y en segundo lugar, sí las cantidades excesivas de sales ingresan a la planta a través del flujo de transpiración, se producirá daño en las células de las hojas, por lo tanto, puede de manera adicional, aminorar el crecimiento. Estos efectos de la salinidad tienen tres consecuencias principales: 1) reducción del potencial hídrico, 2) alteración del equilibrio de iones o disturbios en la homeostasis, principalmente en las vacuolas y 3) potencialmente una toxicidad; este estado de agua alterado conduce a una reducción inicial en el crecimiento y una limitación en la productividad de las plantas (Van Zelm *et al.*, 2020). El daño se observa a nivel de la planta completa, ya sea como su muerte o la disminución en la productividad.

La fotosíntesis se ve también afectada por la salinidad, debido a la reducción del contenido de clorofila, alteración de la conductancia estomática, acumulación de ROS en los cloroplastos y menor producción del área foliar (Hnilickova *et al*., 2021) (Figura 1). En general, cuando las plantas son expuestas al estrés por salinidad, se produce un choque

osmótico, seguido por una inducción al cierre de estomas, lo cual limita la capacidad fotosintética por la restricción del suministro de CO_2 (Hameed *et al.*, 2021). En las mitocondrias se ha demostrado, a través de numerosos experimentos, que existe una correlación significativa entre la salinidad y la disminución de producción de ATP y osmolitos (Jacoby *et al*., 2011; Miller *et al*., 2010; Zheng *et al*., 2009), además una mayor producción de ROS y un daño irreversible al ADN mitocondrial (Figura 1).

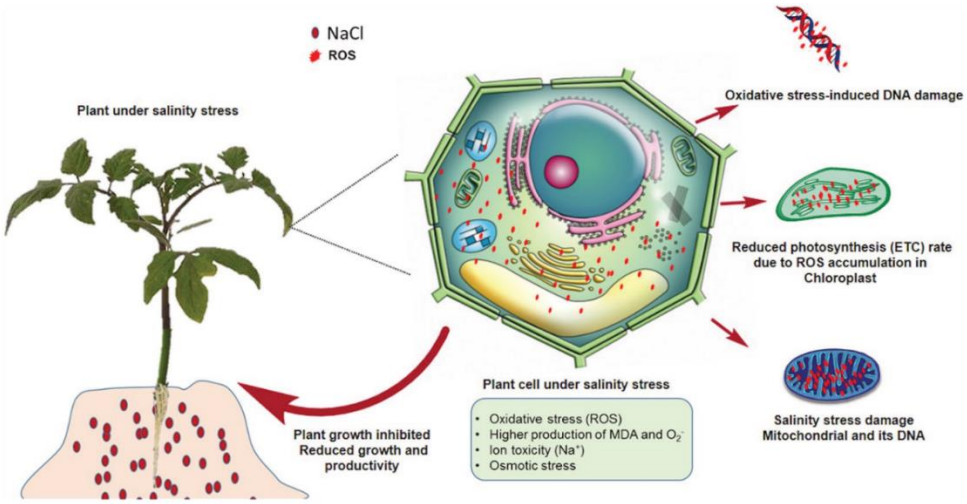

Figura 1. Efecto de la salinidad en las plantas a nivel celular (Extraído de Khan *et al*., 2019).

La presencia de salinidad puede tener un fuerte impacto en el proceso de germinación de las semillas, como se ha evidenciado en estudios previos (Ibrahim, 2016; Cokkizgin, 2012). Además, se ha observado que inhibe la germinación de las semillas al perturbar el equilibrio de reguladores del crecimiento de las plantas, como el ácido abscísico y el ácido giberélico, que son dos de las principales fitohormonas involucradas en la regulación del proceso de germinación (Liu *et al.*, 2018).

Las sales absorbidas por las plantas no controlan el crecimiento directamente, pero influyen en la fotosíntesis, turgencia y actividad enzimática (De Azevedo Neto *et al*., 2006). Munns (1992) explica que, en primer lugar, el crecimiento se reduce debido a la disminución del potencial hídrico, y por consiguiente aparece un daño específico, causado por la sal en las hojas, que mueren, producto del rápido aumento de éstas en

las paredes celulares o en el citoplasma, y a la incapacidad de las vacuolas de retener la entrada de sales (Figura 2). Así, la acumulación de sales en las hojas disminuye el suministro de carbohidratos y reguladores de crecimiento en la región meristemática, limitando el crecimiento, al mismo tiempo se reduce la tasa de fotosíntesis y además interviene en la producción de metabolitos específicos, que también inhiben directamente el crecimiento (Cassaniti *et al*., 2012).

Figura 2. Daño característico en hojas de frijol, debido a la exposición de altas concentraciones de NaCl.

2.3 Acumulación de prolina en plantas debido al estrés salino

Las plantas se ven desafiadas por cambios en la temperatura, falta de agua, alta concentración de sales y la presencia de metales pesados, estos factores adversos tienen un impacto negativo en los procesos celulares y de desarrollo (Mittler, 2006). Para hacer frente a esta situación, las plantas emplean un mecanismo conocido como ajuste osmótico, que consiste en la acumulación de moléculas orgánicas llamadas osmolitos, las cuales tienen la función de proteger la maquinaria celular de las posibles alteraciones causadas por las condiciones ambientales desfavorables (Liang *et al*., 2013). Entre los osmolitos orgánicos que se encuentra en las plantas, se incluyen compuestos de bajo peso molecular, como azúcares y alcoholes de azúcar, así como compuestos de nitrógeno metilados de grado terciario, como la glicina betaína, y aminoácidos como la

prolina y el glutamato. Además, se encuentran otros metabolitos de bajo peso molecular que contribuyen a esta respuesta de protección celular (Chen y Jiang, 2010).

Prolina, aminoácido soluble en agua y soluto beneficioso que se acumula en la planta bajo diferentes tipos de estrés, y su acumulación depende del nivel de estrés, variando la concentración dependiendo de la especie (Verbruggen y Hermans, 2008). En la actualidad, se ha confirmado que la acumulación de prolina en las plantas, cuando se encuentran en condiciones adversas o de estrés, actúa como regulador osmótico y desempeña una función significativa en el fortalecimiento de la tolerancia al estrés (Ghosh *et al*., 2021). La función de la prolina y su procesamiento en situaciones de estrés ha sido objeto de gran interés en diversas plantas, y actualmente se reconoce que desempeña múltiples papeles (Shafi *et al*., 2019), por ejemplo:

- La prolina puede ser fuente de carbono y nitrógeno que contribuye a la recuperación rápida de las plantas después de experimentar estrés (Singh *et al*., 1973).
- Podría funcionar como un compuesto compatible con las proteínas, al ayudar a mantener el equilibrio adecuado entre NADP+/NADPH en el citoplasma y participando en la regulación de genes de respuesta al estrés (Székely *et al*., 2008).
- Desempeña un papel importante como protector en condiciones de estrés, tanto para las enzimas y organelos celulares (Ben Rejeb *et al*., 2014).
- En respuesta a diversas formas de estrés, ayuda a las plantas a absorber y acumular nutrientes inorgánicos, reduciendo así el daño celular y fortaleciendo los sistemas de defensa antioxidante (Hoque *et al*., 2008).
- Funciona como fuente de energía que ayuda a mantener la estabilidad de las estructuras subcelulares y a combatir los efectos dañinos de las especies reactivas de oxígeno (ROS), así como a regular el equilibrio redox celular (Smirnoff y Cumbes, 1989).

En resumen, la acumulación de prolina representa una importante adaptación metabólica en las plantas superiores en respuesta a diferentes tensiones ambientales, y se ha reconocido como una molécula con múltiples funciones, que actúa como un

compuesto osmótico activo, un antioxidante y una molécula de inducción de señal (Kaur y Asthir, 2015). Además, puede atenuar los efectos negativos de la sal al reducir el estrés osmótico, lo que a su vez preserva la integridad y el funcionamiento de las membranas (Zulfiqar y Ashraf, 2023). El equilibrio en la homeostasis de la prolina es crucial tanto en el crecimiento como en el desarrollo de las plantas, ya que cualquier desequilibrio puede dar lugar a diversas anomalías (Verbruggen y Hermans, 2008).

2.4 Concepto de bioestimulantes

En la actualidad no existe una definición unánime del concepto de bioestimulantes, pero, han sido descritos de diferentes maneras; algunos investigadores los han definido como sustancias o microrganismos distintos de los fertilizantes que, cuando se aplican en cantidades reducidas, estimulan el crecimiento de las plantas y mejoran los procesos metabólicos (Zhang y Schmidt, 1997; Kauffman *et al*., 2007). También se han denominado materiales orgánicos que, en pequeñas dosis, promueven el crecimiento y desarrollo de las plantas (Schmidt *et al*., 2003). La creciente importancia de los bioestimulantes en la agricultura ha llevado a la comunidad científica a buscar definiciones precisas para distinguirlos de los fertilizantes y las hormonas vegetales. De acuerdo con Calvo *et al*. (2014), son sustancias o microorganismos cuya función es mejorar la absorción de nutrimentos, promover la tolerancia al estrés abiótico y aumentar la calidad de los cultivos. Es importante destacar que los bioestimulantes no tienen actividad directa contra patógenos, lo que la diferencia de los pesticidas de acuerdo con la clasificación regulatoria (du Jardin, 2015). Yakhin *et al*. (2016) proponen que los bioestimulantes son sustancias de origen orgánico que se utilizan en pequeñas cantidades y que modifican los procesos fisiológicos y bioquímicos de las plantas. Esto se traduce en un mayor rendimiento de las plantas, gracias a cambios en los niveles hormonales, la activación de procesos metabólicos, una mayor eficiencia en la nutrición y la estimulación del crecimiento, el desarrollo y la adaptabilidad a diversos tipos de estrés. Drobek *et al*. (2019) sugieren que pueden considerarse como aditivos a los fertilizantes, ya que favorecen la absorción de nutrientes, el crecimiento de las plantas y la tolerancia al estrés abiótico. Por otro lado, du Jardin (2015) describe a los bioestimulantes vegetales como sustancias o microorganismos que, cuando se aplican

a las plantas, mejoran la eficiencia de la nutrición, la tolerancia al estrés abiótico y los atributos de calidad del cultivo, independientemente de su contenido nutricional. Los bioestimulantes se suelen clasificar en categorías como ácidos húmicos y fúlvicos, hidrolizados de proteínas, extractos de algas, hongos benéficos, bacterias benéficas, quitosano y sustancias inorgánicas (Halpern *et al*., 2015; du Jardin, 2015). En seguida se describen los considerados en esta investigación: 1) ácidos húmicos y fúlvicos, 2) algas marinas, y 3) microorganismos benéficos.

2.4.1 Ácidos húmicos y fúlvicos como bioestimulantes en la agricultura

Son productos de transformaciones químicas y biológicas de restos de animales, plantas y microrganismos. Representan una de las fuentes más abundantes de carbono orgánico en la superficie terrestre (Canellas *et al*., 2015). Estos compuestos desempeñan un papel crucial en la regulación de procesos ecológicos y ambientales, como el ciclo del nitrógeno y el carbono, el crecimiento de plantas y microrganismos, y la estabilización de la estructura del suelo (Piccolo, 1996). Los ácidos húmicos y fúlvicos han sido reconocidos durante mucho tiempo por su contribución a la fertilidad del suelo y su influencia en la fisiología de las plantas (Yang *et al*., 2019). Su capacidad para mejorar la absorción de nutrientes a través de las raíces, estimular la membrana plasmática y atenuar el estrés abiótico los convierte en bioestimulantes valiosos (du Jardin, 2015). Se han realizado numerosos estudios que respaldan la idea de que la aplicación de ácidos húmicos y fúlvicos pueden promover un crecimiento favorable en las plantas (Nardi *et al*., 2021; Olivares *et al*., 2017). En un meta-análisis que examinó la respuesta a la aplicación de ácidos húmicos, se observó un aumento del 22 % en el peso seco de raíces y de tallos en diversas especies (Rose *et al*., 2014). En condiciones de invernadero, en chiles, la aplicación de ácidos húmicos derivados de leonardita, resultó en un incremento del 560 % en el peso de la materia seca en comparación con el control (Azcona *et al*., 2011). En un estudio de laboratorio con maíz hidropónico, se logró un aumento en la longitud y el peso seco de raíces, al aplicar ácidos húmicos y fúlvicos (Canellas *et al*., 2009). Se ha demostrado que activan la bomba de protones de la membrana plasmática ATP-asa, lo que promueve la flexibilidad y elongación de las células en las raíces (Jindo *et al*., 2012). Esto conduce a una mayor eficiencia en la absorción de nutrientes

(Selladurai y Tapan, 2016). En frijol, la aplicación de ácidos húmicos y fúlvicos resultó en una mejora del 41 % en la eficiencia de la nutrición en las raíces (Rosa *et al*., 2009). En chiles, la aplicación de ácidos húmicos aumentó el rendimiento y el uso eficiente del nitrógeno en un 13 % (Varga y Ducsay, 2003). Los ácidos fúlvicos añadidos en limones resultó en mayor tamaño de área foliar, incrementó el tamaño y rendimiento de frutos, así como estimuló un aumento en los niveles de cobre y hierro en hoja, en comparación con el control (Sánchez-Sánchez *et al*., 2002). El uso de ácidos húmicos también ha demostrado tener efectos positivos en la tolerancia de las plantas al estrés abiótico, incluyendo la salinidad, la sequía y las temperaturas extremas. Por ejemplo, en arroz, ayudó a reducir las peroxidasas, lo que resultó en mayor permeabilidad de las membranas celulares y mayor tolerancia a la sequía (García *et al.*, 2012). Disminuyen la conductividad eléctrica del suelo en frijol en suelos salinos (Aydin *et al*., 2011). Protegen a las plantas de maíz de la muerte por salinidad (Mohamed, 2012). El rendimiento de los cultivos también ha aumentado con la aplicación de ácidos húmicos y fúlvicos, ya sea en condiciones de campo o invernadero (Jan *et al*., 2020). Es decir, en frijoles cultivados en campo, la aplicación de estos bioestimulantes junto con potasio y micronutrientes resultó en un aumento del rendimiento del 25-35 % (Ibrahim y Ramadan, 2015). El uso combinado de ácidos húmicos y microorganismos benéficos en tomates, ya sea por vía foliar o directamente al sustrato, condujo a un incremento del rendimiento (44-80 %) y menor incidencia de enfermedades (Olivares *et al*., 2015). En un estudio en berenjenas en condiciones de campo, los diferentes tratamientos con ácidos húmicos produjeron mejoras en el rendimiento que oscilaron entre el 22 % y el 63 % en comparación con el control (Azarpour *et al*., 2012).

2.4.2 Algas Marinas como bioestimulantes en la agricultura

Su uso tiene una historia que se remonta a miles de años, en civilizaciones como los romanos, que las empleaban en forma de composta (Craigie, 2011). A principios del siglo XX, comenzaron a comercializarse, y en 1953 se patentó el primer producto que contenía *Ascophyllum nodosum* (Hamid *et al*., 2015). La producción de bioestimulantes a base de extractos de algas marinas alcanzó 14.7 millones de toneladas en 2005 y aumentó a cerca de 30.4 millones en 2015, evidenciando la creciente demanda en el

mercado debido a la tendencia hacia la agricultura sostenible (FAO, 2018). Entre las especies de algas marinas más comúnmente utilizadas como bioestimulantes se encuentran *A. nodosum*, *Macrocystis pyrifera* (L), *Ecklonia máxima* (Osbeck), *Ecklonia radiata* (Agardh), *Sargassum* sp., *Fucus serratus* (L), *Durvillaea potatorum* (Labillardière), *Durvillaea antarctica* (Chamisso), *Laminaria digitata* (Hudson) entre otras (Stengel *et al*., 2011). El alga parda *A. nodosum* es ampliamente reconocida y ha sido objeto de numerosas investigaciones debido a sus beneficios como bioestimulante (Ikuyinminu *et al*., 2022; Campobenedetto *et al*., 2021; Shukla *et al.*, 2019). Los extractos de algas marinas se aplican comúnmente por vía foliar, en soluciones nutritivas y directamente al suelo (du Jardin, 2015). A pesar de que se ha utilizado algas marinas en la agricultura durante mucho tiempo, su papel como bioestimulante se ha comprendido más recientemente. Su aplicación de ha demostrado mejorar el crecimiento de las raíces en varias especies (Calvo *et al*., 2014). Este efecto se atribuye a la presencia de fitohormonas como citoquininas y auxinas (Khan *et al*., 2013). En maíz (*Zea mays* L.), la aplicación de extracto de algas marinas en las primeras etapas de cultivo resultó en diferencias significativas en el crecimiento de las raíces y un aumento en la biomasa de los tallos (Jeannin *et al*., 1991), mientras que en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) se observó un incremento del 45 % en la longitud de las raíces en comparación con el control (Zodape *et al*., 2011). Las propiedades físicas, químicas y biológicas de las algas estimulan la arquitectura de las raíces, facilitando la absorción de nutrientes (Battacharyya *et al*., 2015). Además, algunos extractos influyen en la expresión de genes relacionados con la absorción de nutrientes. Como es el caso de *Ascophyllum nodosum*, la cual regula la expresión del gen NRT.1.1, lo que mejora la absorción de nitrógeno y el transporte de auxinas en *Arabidopsis thaliana* (L.) (Krouk *et al*., 2010). También han demostrado su capacidad para contrarrestar el estrés abiótico en las plantas, como la sequía, la salinidad y las temperaturas extremas (Shukla *et al*., 2019). Aunque el mecanismo exacto de acción de los extractos de algas marinas en la mitigación del estrés abiótico no se comprende completamente, se cree que componentes como las citoquininas y las betaínas desempeñan un papel importante (Calvo *et al*., 2014); se ha demostrado que los extractos de *A. nodosum* mejoran la tolerancia a la salinidad en *A. thaliana* (Jithesh *et al*., 2012) y a las bajas temperaturas en manzanas (Jones *et al*.,

2010). En cuanto al rendimiento de los cultivos, existe evidencia de que la aplicación de productos que contienen algas marinas puede mejorar significativamente el rendimiento en diversas especies, como el chile (*Capsicum annuum*), la soya (*Glycine max* L.) y la uva *(Vitis vinifera*) (Arthur *et al*., 2003; Norrie y Keathley, 2006; Rathore *et al*., 2009).

2.4.3 Microrganismos benéficos como bioestimulantes en la agricultura

El uso de microorganismos en la agricultura ha experimentado un crecimiento notable en las últimas décadas, ya que se han convertido en herramientas valiosas para abordar los desafíos agrícolas contemporáneos (Hayat *et al.*, 2010). Dos grupos principales de microorganismos benéficos son las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR, por sus siglas en inglés) y los hongos micorrícicos arbusculares (AMF, por sus siglas en inglés) (Dodd y Ruiz-Lozano, 2012). En años recientes, ha surgido un interés creciente en el estudio de los microorganismos como bioestimulantes en las plantas. Se ha demostrado que los PGPR y los AMF desempeñan roles específicos en la mejora del crecimiento vegetativo y la absorción de nutrientes en las plantas (Adesemoye *et al*., 2008). Diversos microorganismos han demostrado tener efectos positivos en el crecimiento de las plantas; la inoculación con *Azospirillum brasilense* en trigo (*Triticum aestivum* L.) ha resultado en un mayor crecimiento, biomasa y rendimiento (Saubidet *et al*., 2002). La aplicación de *Trichoderma* en lechuga (*Lactuca sativa* L.) ha incrementado significativamente el peso seco del tallo, el área foliar y el peso seco de la raíz (Rabeendran *et al*., 2000). La infección de plántulas de tomate y berenjena con *Verticillium* ha llevado a un aumento en el peso seco y fresco cuando se inocularon con *Glomus mosseae* (Karagiannidis *et al.*, 2002). La absorción de nutrientes también ha mejorado con el uso de PGPR y AMF*. A. brasilense*, se ha identificado como un fijador de nitrógeno y productor de hormonas vegetales (Bashan *et al*., 2004). En maíz y sorgo, la inoculación con *A. brasilense* ha aumentado significativamente la absorción de nitratos, potasio y fósforo (Lin *et al*., 1983). Además, la aplicación de *Glomus intraradices* y *Trichoderma atroviride* en lechuga, pepino, tomate y calabaza ha aumentado los niveles de nitrógeno, fósforo, hierro, manganeso, zinc y boro, así como el desarrollo y el rendimiento de las plantas (Colla *et al*., 2015). La aplicación de

microorganismos beneficios también ha demostrado aumentar la tolerancia de las plantas al estrés salino e hídrico. Por ejemplo, la inoculación de maíz con *A. brasilense* y *Rhizobium tropici* ha contrarrestado los efectos del estrés salino inducido por cloruro de sodio (Fukami *et al*., 2018). La inoculación de plántulas de tomate con *Trichoderma harzianum* ha mejorado el desarrollo vegetativo en condiciones de estrés osmótico, salino y por altas temperaturas (*Mastouri et al*., 2010). En chiles cultivados en condiciones de invernadero y sometidos a estrés salino, la inoculación con *G. mosseae* ha resultado en un mejor desarrollo, producción de pigmentos y reducción del estrés oxidativo (Abdel Latef y Chaoxing, 2014). En términos de rendimiento, la aplicación de microorganismos del grupo PGPR y AMF ha llevado a incrementos significativos en diversos cultivos (Yilmaz y Karik, 2022; Tahiri *et al*., 2022; Azizi *et al*., 2021). En maíz cultivado en campo abierto, al ser inoculado con *A. brasilense* ha incrementado el rendimiento de grano, el peso del grano y el desarrollo de raíces y tallos (Costa *et al.*, 2015). La aplicación foliar con *Trichoderma harzianum* en uva ha dado como resultado un aumento significativo en el rendimiento y la calidad de la fruta (Pascale *et al*., 2017). En tomates, tratados con *T. harzianum* y *G. mosseae* ha maximizado el rendimiento y la calidad de los frutos de exportación (Nzanza *et al*., 2012).

3. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 Condiciones experimentales y material vegetal

El experimento se realizó en un invernadero situado en la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte (Universidad Autónoma de Sinaloa, Juan José Ríos, Sinaloa, México) (25°75’58” N y 108°83’97” W, altitud de 12 m) (Figura 3).

Figura 3. Localización geográfica de la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte (FAVF) (Imagen tomada de Google Earth, 2023).

La temperatura promedio en el interior del invernadero durante el experimento fue de 32 ºC (máxima) y 10 ºC (mínima) (Figura 4), con una duración del día de 12 h. La humedad relativa media fue 60 % y osciló entre 24 y 89 %. La intensidad de la luz se midió mediante la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD, por sus siglas en inglés) en promedio el flujo al medio día fue de 1,010.84 PPFD y fluctúo entre 1,255.965 y 189.07 PPFD (µmol m^{-2} s^{-1}) en función de la nudosidad.

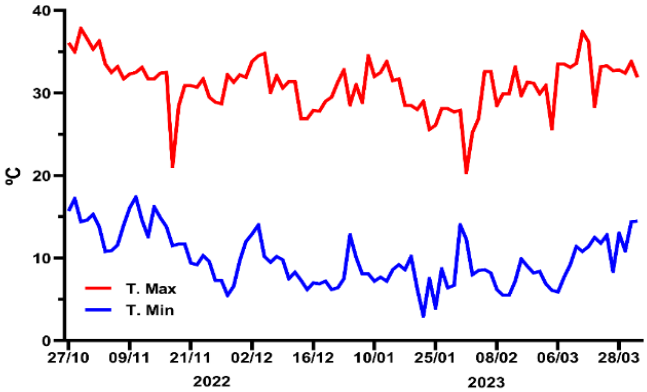

Figura 4. Promedio diario de temperatura máximas y mínimas en el interior del invernadero durante el experimento.

Durante el otoño de 2022, cinco semillas de frijol de las variedades “Azufrado Higuera” (INIFAP) y “Reyna” (Comercializadora Internacional Arizona) se sembraron a 3 cm de profundidad, en bolsas bicolor de 35 x 35 cm con un grosor de 0.6 mm, con 10 L de perlita (Hortiperl, Termolita), dejando cuatro plántulas para determinar las variables de crecimiento inicial y una planta para cuantificar prolina, estimar el rendimiento y sus componentes (Figura 5).

Figura 5. Efecto del estrés salino y la aplicación de bioestimulantes en dos variedades de frijol común bajo condiciones de invernadero. (A) Sitio experimental, (B) Crecimiento inicial, y (C) Etapa reproductiva.

Las plantas se regaron de dos a tres veces por semana acuerdo a sus necesidades hídricas, y se fertilizaron una vez a la semana con solución nutritiva universal Steiner (Steiner, 1984) al 25 % para la etapa de crecimiento inicial y con el 50 % para el resto del ciclo vegetativo.

3.2 Tratamientos

Se aplicaron tres bioestimulantes comerciales y un control como tratamientos: 1) Humiphyt® (Vegy’sBio, Michoacán, México), cual se compone de 26.02 % de sustancia húmicas derivadas de leonardita y 12.02 % de ácidos fúlvicos, 2) Stimplex® (Acadian

Seaplants Limited, Dartmouth, NS, Canadá), con 99 % de extractos del alga *Ascophyllum nodosum*, 3) M-300® (Mycoevolution, Sinaloa, México) el cual se integra de 30 % de la micorriza *Glomus intraradices* y 70 % de tierra de diatomeas y 4) testigo o control (C), sin bioestimulante. Todos los productos se aplicaron vía riego al momento de la siembra, a concentración de 500 mL por bolsa, la dosis de Humiphyt y Stimplex fue de 5 ml L^{-1}, mientras que M-300 se aplicó a las semillas a concentración de 5 g por 50 g de semilla. A los 54 y 76 días después de siembra (dds), en la etapa reproductiva, fueron aplicados nuevamente todos los tratamientos vía riego con la misma dosis.

Para simular un estrés por salinidad, se usaron cuatro concentraciones de NaCl: 0mM (control) (CE 0.22 dS m^{-1}), 10 mM (CE 2.65 dS m^{-1}), 25 mM (CE 3.71 dS m^{-1}), y 50 mM (CE 5.75 dS m^{-1}). Las soluciones de NaCl se aplicaron a la perlita vía riego previo a la siembra para generar estrés en el crecimiento inicial, y a partir de los 30 hasta los 97 dds, se regó con sales una vez a la semana.

3.3 Variables evaluadas

3.3.1 Crecimiento inicial y componentes fisiológicos

A los 18 dds, se midió la altura de planta (AP, cm) desde la base del tallo hasta el ápice, usando una regla graduada. El diámetro de tallo (DT, mm) se tomó desde la base de la planta, utilizando un vernier Steren HER-411 (Steren, México). El peso fresco de hoja y tallo (PFH, PFT, g) se registró, después de extraer las plántulas de las bolsas con perlita, luego se procedió a secar las muestras en una incubadora Felissa (Felissa, México) a 70 ºC durante 48 h, para obtener el peso seco de hoja y tallo (PSH, PST, g), usando una balanza de precisión portátil (OHAUS Scout spx, ± 0.01 g). Se tomaron cinco lecturas de unidades SPAD por plántula, con un medidor de clorofila portátil SPAD-502 (Konica Minolta, Osaka, Japón). Antes del secado, el área foliar (AF, cm^2) de cada planta fue medido al digitalizar las hojas a 350 dpi con un escáner Epson modelo Stylus cx5600 (Epson Corp., Suwa, Japón), las cuales se analizaron con el software ImageJ 1.53k (National Health, Bethesda, MD, USA). Se usó el AF y el PSH, para calcular el área foliar específica (AFE, cm^2 g^{-1} PSH), mediante la fórmula: AFE = AF / PSH.

3.3.2 Cuantificación de prolina en hoja y raíz

El contenido de prolina se determinó con el método propuesto por Bates *et al*., (1973) con algunas modificaciones. Se tomó 0.5 g de las muestras de hoja (ProH) y 0.3 g de raíz (ProR) de las plantas de frijol y se homogeneizó con 5 mL de ácido sulfosalicílico al 3 %, luego se filtró en papel Whatmann no. 2, y se tomó 2mL del filtrado al que se le agregó 2mL de ácido acético glacial y 2mL de ninhidrina ácida. Se incubó en baño maría durante una hora a 100 ºC, protegiéndose de la luz. Posteriormente, se agregó 2mL de tolueno, se agitó en vórtex Thermoline modelo M16715, durante 30 segundos y se esperó a la separación de fases. Se leyó la absorbancia de la fase superior a 520 nm en un espectrofotómetro Varian modelo Cary 50 (Varian, Mulgrave, Australia). El contenido de prolina se calculó y expresó como µmol g^{-1} de peso seco.

3.3.3 Rendimiento y componentes

Al llegar a madurez fisiológica a los 105 y 120 dds, para “Azufrado Higuera” y “Reyna” respectivamente, se registró el rendimiento de semilla por planta (RS, g), al pesarlas una vez separadas de las vainas. Se hizo el recuento del número de semillas por planta (NS), para el número de vainas normales por planta (NVN); se consideró vaina normal aquella que tuviera al menos una semilla normal con el tamaño y color característico de las variedades “Azufrado Higuera” y “Reyna”, siguiendo la metodología propuesta por López-Castañeda y Kohashi-Shibata (1985). El número de semillas por vaina por planta (NSV), resultó dividiendo NVN entre NS. El índice de cosecha (IC, %) se determinó mediante la relación que existe entre el RS y la biomasa total (BT), por lo cual, IC = RS / BT. Las hojas, el tallo, la raíz y las vainas de cada planta se separaron y se colocaron en una incubadora Felissa (Felissa, México) a 70 ºC durante 48 h, para obtener el peso seco de hoja (PSH, g), el peso seco de raíz (PSR, g), el peso seco de tallo (PST, g) y el peso seco de vaina (PSV, g). Para todos los pesos registrados se usó una balanza de precisión portátil (OHAUS Scout spx, ± 0.01 g). La biomasa total por planta (BT, g) resultó de la suma de los pesos de todos los órganos vegetales de cada planta, incluidas las hojas caídas durante el ciclo del cultivo.

3.4 Diseño experimental y análisis de datos

Se utilizó un diseño a bloques completos al azar con arreglo factorial (2A: variedades de frijol, 4B: niveles de NaCl y 4C: bioestimulantes), dando un total de 32 tratamientos, con cuatro repeticiones y 128 unidades experimentales en total. Los datos se sometieron a la prueba de bondad de ajuste de Kolmogorov. Se realizó un análisis de varianza y la prueba de comparación de medias fue con Tukey ($p \leq 0.05$). Se usó el software estadístico InfoStat (v2020) para todos los procedimientos.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Crecimiento inicial

El factor variedad (V) fue significativo ($p \leq 0.05$) en los parámetros de crecimiento inicial reportados en el Cuadro 1, excepto en el PST ($p \geq 0.05$). En altura de planta (AP), las plántulas de la variedad “Azufrado Higuera” (AZH) se redujeron un 29 % en comparación con “Reyna” (RYN). Estas variedades tienen hábito de crecimiento tipo I, es decir, las plantas son de tallo recto y terminan con una inflorescencia desarrollada, (Salinas-Pérez *et al*., 2008). En el presente estudio, RYN ha mostrado en su fenotipo una mayor frondosidad, estas diferencias en la variabilidad genética puede ser el resultado entre la desigualdad en las alturas en las condiciones experimentales. En DT el efecto fue significativo, AZH fue el más alto (3.22 mm) en comparación con RYN (3.01 mm), sin embargo, las diferencias no fueron notables como en AP, esto indica que AZH tuvo una mejor respuesta al sustrato utilizado y una mejor absorción de nutrientes. La variedad AZH presentó los valores más altos en PFH (2.47 g), PFT (1.70 g) y PFH (0.23 g) en comparación con RYN (2.09 g, 1.52 g y 0.21 g). En peso seco del tallo (PST) no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$) entre variedades, AZH posiblemente en la etapa de crecimiento inicial pueda tener una mayor capacidad de formación de biomasa en comparación con RYN.

Las concentraciones de NaCl, tuvieron efectos significativos ($p \leq 0.05$) en los parámetros AP, DT y PST, y se mostró una disminución al aumentar la concentración de NaCl, en comparación con PFH, PFT y PSH, donde no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$) (Cuadro 1). Las plántulas regadas con 10 mM de NaCl tuvieron mayor AP con 19.11 cm, seguidas por las concentraciones con 0 mM y 25 mM de NaCl, con 17.62 y 17.45 cm, respectivamente. Al aumentar la concentración a 50 mM disminuyó a 15.10 cm (Cuadro 1). Esto sugiere un efecto estimulante en el crecimiento a niveles moderados de NaCl (10 mM), pero una disminución en niveles por arriba de los 50 mM. Resultados similares fueron encontrados por Qados (2011) en *Vicia faba* (L.) en condiciones de invernadero en bolsas con vermiculita, donde las concentraciones por arriba de los 120 mM NaCl, disminuyeron la AP. De igual manera, Bakht *et al*. (2011) en dos cultivares de maíz, informan que en medida que aumentaba la salinidad, se observó una reducción en la AP. En especies como *Ocimum basilicum* L, se ha encontrado una reducción constante

en la altura de las plantas tratadas con 50 mM de NaCl (Tarchoune *et al.*, 2012). El aumento de la AP en las condiciones bajas de NaCl (10 mM), podría hacer más eficiente el ajuste osmótico en concentraciones de sales moderadas en frijol (Farhangi-Abriz y Torabian, 2017), lo cual mantiene el crecimiento ante el estrés. Por otro lado, la disminución de la AP debida al estrés salino causa una reducción en la eficiencia fotosintética al disminuir la síntesis de clorofila y alterar el equilibrio iónico de las células vegetales (Breś *et al*., 2022). El diámetro de tallo se mantuvo similar al control, en las concentración de 10 y 25 mM NaCl, pero la disminución más notable fue en la concentraciones de 50 mM, estos resultados coinciden con Simões *et al*. (2016) y Álvarez-Acosta *et al*. (2019), en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) y aguacate (*Persea americana* Mill.), donde el DT fue reduciéndose en las concentraciones elevadas de NaCl, con respecto al control. La disminución del DT en las condiciones de 50 mM de NaCl, puede deberse a la reducción de la absorción del agua y nutrientes, por parte de las raíces debido a la elevada CE del medio (Li *et al*., 2001). La salinidad puede causar deficiencias o desequilibrios de nutrientes, debido a la competencia del sodio y cloro con nutrientes como el potasio, calcio y nitrógeno (Hu y Schmidhalyer, 2005; Parida y Das, 2005). En PFH, PFT, y PSH, no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$), los resultados muestran valores similares en los tratamientos con las condiciones de NaCl, lo cual concuerda con los hallazgos de Souri y Tohidloo (2019), en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum*), donde no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$) en los mismos parámetros, por lo tanto, la concentración de NaCl no afectó la producción de biomasa. Resultados diferentes fueron informados por Shao *et al*., (2015) en el crecimiento inicial de pepino (*Cucumis sativus* L.) donde las plántulas se vieron fuertemente afectadas por el estrés de NaCl, con reducciones significativas ($p \leq 0.05$) en los parámetros de peso fresco y seco.

En el factor bioestimulante (B), hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en las variables AP, PFH y PFT. En cambio, para el DT, PSH y PST no se observaron diferencias significativas ($p \geq 0.05$). La AP fue un 12.5 % mayor en el tratamiento con S en respecto a C. En PSH los tratamientos S y H, fueron un 17.2 y 14.8 % mayor respectivamente, y en PFT el bioestimulante S fue un 10.6 % superior con respecto a C (Cuadro 1). De forma similar en un estudio en cebolla (*Allium cepa* L.), se aplicó extractos

de *A. nodosum*, los resultados de altura de planta, biomasa y diámetro del bulbo se incrementaron en comparación con el control (Hidangmayum y Sharma, 2017), también Ali *et al*. (2016) en cultivo de tomate reporto resultados similares en los mismos parámetros y Colla *et al*. (2015) con *G. intraradices* en diferentes especies hortícolas, notaron un incremento en las variables relacionadas con biomasa.

En la interacción V x NaCl, hubo efecto significativo ($p \leq 0.05$) en la variable PFH, donde la variedad AZH fue mayor a concentraciones de 10 y 25 mM de NaCl, seguido de las concentraciones de 0 y 50 Mm. Aunado a esto, la variedad RYN también presentó valores similares, con las concentraciones de 10 y 0 mM de NaCl, mientras que a partir de 25 mM la variedad RYN disminuyó el PFH. Esto demuestra que AZH es más resistente que RYN, en concentraciones superiores a 25 mM NaCl. En V x B hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en PFH, donde hubo un incremento en AZH al aplicar los bioestimulantes H, S y M, y en RYN H y S, en comparación con C (Cuadro 1).

En el factor NaCl x B, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en las variables evaluadas, excepto en PST. En AP el tratamiento 50 x C fue más afectado, donde disminuyó un 48 % (Cuadro 1). En DT el tratamiento 10 x C, 50 x C y 50 x S, resultaron menores con respecto el resto de los tratamientos, de igual forma en PFH, PFT y PSH, se observó un menor valor en el 50 x C. De acuerdo con los resultados obtenidos, el uso de bioestimulantes contrarresta el estrés salino y su efecto negativo en crecimiento inicial de las plantas de frijol. Estudios en diferentes cultivos, han logrado observar la eficiencia de los bioestimulantes bajo condiciones de estrés salino en el crecimiento inicial. Miceli *et al*. (2021) inoculando con bioestimulantes al sustrato con diferentes concentraciones de NaCl a plántulas de lechuga y tomate, señalan que los productos inoculados promovieron el aumento del crecimiento de las plántulas en las concentraciones de 25 y 50 mM. Resultados similares en crecimiento inicial se encontraron en plántulas de sandía (*Citrullus lanatus* L. Thunb) al aplicar vía foliar extractos de *A. nodosum* (Bantis y Koukounaras, 2023).

Cuadro 1. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) de los pesos secos (PSH y PST) y frescos (PFH y PFT) de hojas y tallos, altura de planta (AP) y diámetro de tallo (DT), durante el crecimiento inicial de plántulas de dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes.

Fuente de Variación	AP (cm)	DT (mm)	PFH (g)	PFT (g)	PSH (g)	PST (g)
Variedad (V)						
AZH	14.40b	3.22a	2.47a	1.70a	0.23a	0.13
RYN	20.24a	3.01b	2.09b	1.52b	0.21b	0.14
NaCl (mM)						
0	17.62a	3.30a	2.25	1.65	0.23	0.13ab
10	19.11a	3.08ab	2.49	1.65	0.24	0.15a
25	17.45a	3.16a	2.23	1.60	0.21	0.12b
50	15.1b	2.91b	2.16	1.54	0.21	0.14ab
Bioestimulante (B)						
C	16.27b	2.96	2.02b	1.52b	0.21	0.13
H	17.47ab	3.17	2.37a	1.57ab	0.22	0.14
S	18.60a	3.18	2.44a	1.66ab	0.22	0.14
M	16.94ab	3.13	2.30ab	1.70a	0.23	0.13
V x NaCl						
AZH x 0	14.77	3.34	2.35ab	1.72	0.24	0.13
AZH x 10	15.42	3.18	2.63a	1.69	0.24	0.14
AZH x 25	14.86	3.32	2.55a	1.74	0.23	0.13
AZH x 50	12.57	3.03	2.35ab	1.66	0.22	0.14
RYN x 0	20.48	3.25	2.14ab	1.59	0.23	0.14
RYN x 10	22.81	2.99	2.35ab	1.62	0.23	0.15
RYN x 25	20.04	3.00	1.91b	1.46	0.18	0.11
RYN x 50	17.63	2.78	1.97b	1.42	0.20	0.14
V x B						
AZH x C	12.93	3.04	2.05bc	1.57	0.22	0.12
AZH x H	14.88	3.30	2.57ab	1.67	0.23	0.14
AZH x S	14.90	3.20	2.56ab	1.69	0.22	0.13
AZH x M	14.90	3.33	2.70a	1.86	0.26	0.14
RYN x C	19.62	2.89	2.00c	1.46	0.20	0.14
RYN x H	20.07	3.04	2.17abc	1.48	0.21	0.13
RYN x S	22.29	3.16	2.31abc	1.62	0.23	0.15
RYN x M	18.99	2.93	1.90c	1.53	0.20	0.12
NaCl x B						
0 x C	18.97a	3.28a	1.95bc	1.61ab	0.23ab	0.13
10 x C	19.69a	3.15ab	2.42ab	1.55ab	0.24ab	0.14
25 x C	16.35a	3.14a	2.22abc	1.58ab	0.22ab	0.12

Cont. Cuadro 1

Fuente de Variación	AP (cm)	DT (mm)	PFH (g)	PFT (g)	PSH (g)	PST (g)
50 x C	10.09b	2.29b	1.49c	1.33b	0.16b	0.13
0 x H	17.28a	3.28a	2.00bc	1.36b	0.18ab	0.12
10 x H	18.91a	3.09a	2.96a	1.79ab	0.28a	0.16
25 x H	17.20a	3.03a	2.17abc	1.60ab	0.21ab	0.12
50 x H	16.51a	3.28a	2.33abc	1.55ab	0.21ab	0.13
0 x S	17.86a	3.19a	2.65ab	1.66ab	0.24ab	0.14
10 x S	19.48a	3.28a	2.43ab	1.67ab	0.23ab	0.15
25 x S	17.99a	3.18a	2.12abc	1.57ab	0.19ab	0.12
50 x S	19.06a	3.08ab	2.55ab	1.71ab	0.23ab	0.14
0 x M	16.38a	3.43a	2.38ab	1.97a	0.27a	0.14
10 x M	18.38a	2.81a	2.15abc	1.59ab	0.20ab	0.13
25 x M	18.26a	3.29a	2.40ab	1.65ab	0.21ab	0.12
50 x M	14.76ab	2.98a	2.28abc	1.58ab	0.23ab	0.15
Significancia						
V	***	**	***	***	*	ns
NaCl	***	***	ns	ns	ns	*
B	*	ns	**	*	ns	ns
V x NaCl	ns	ns	ns	ns	ns	ns
V x B	ns	ns	*	ns	ns	ns
NaCl x B	***	***	**	**	**	ns
C.V (%)	16.65	11.53	21.86	16.63	25.11	25.73

Variedades (V): AZH = Azufrado Higuera, RYN = Reyna. Estrés salino (NaCl) (0, 10, 25 y 50 mM en el agua de riego). Bioestimulantes (B): (C, Control; H = Humiphyt; S = Stimplex; M = M-300). Nivel de significancia, ns = no significativo ($p \geq 0.05$), * ($p \leq 0.05$), ** ($p \leq 0.01$), *** ($p \leq 0.001$). C.V= coeficiente de variación. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes al aplicar la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

En los parámetros de área foliar y unidades SPAD, no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$) en el factor V, excepto en AFE, donde se incrementó un 6.6 % en comparación con RYN (Cuadro 2).

El efecto de NaCl mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para SPAD y AF. Las unidades SPAD disminuyeron a partir de la concentración de 50 mM de NaCl, y el AF a partir de 25 mM de NaCl. No se encontraron diferencias significativas para el AFE ($p \geq 0.05$). Diversos estudios en cultivares de frijol común han demostrado un decremento significativo en las unidades SPAD o en contenido de clorofilas, la disminución suele ser notable en los niveles por arriba de los 25 mM de NaCl (Giraldo *et al*., 2009; Mena *et al*., 2015), dichos resultados concuerdan con el presente estudio y puede corresponder a

que en condiciones de alta salinidad, las plantas tienen menor crecimiento y por tanto, una baja tasa fotosintética y contenido de clorofila (ElSayed *et al*., 2021). Quintana-Blanco *et al*. (2016) en un experimento en frijol, registraron una mayor AF con la concentración más baja de NaCl (20 mM NaCl), indicando que el cultivar tuvo una respuesta morfológica que ayudó a adaptarse la concentración de NaCl, (Mena *et al*., 2015) señalan que en concentraciones por arriba de los 25 mM NaCl, el AF suele disminuir, sin embargo en concentraciones más bajas que 25 mM, el AF se puede aumentar.

En el factor B hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en todas las variables reportadas en el Cuadro 2. En SPAD, el uso de bioestimulantes, aumentó las unidades. El AF con la aplicación del bioestimulante H, aumentó un 18.7 % con respecto a C. De igual forma el AFE aumentó con los bioestimulantes H y S. Colla *et al*. (2015) han registrado valores altos en SPAD, al usar *Glomus intraradices* y *Trichoderma atroviride*, en lechuga (*Lactuca sativa*), pepino (*Cucumis sativus*), calabaza (*Cucurbita pepo*), chile, (*Capsicum annuum*) y melon (*Cucumis melo*). De manera contraria, Lucini *et al*. (2015) no encontraron diferencias significativas ($p \geq 0.05$) en SPAD, al aplicar hidrolizados de proteínas a plantas de lechuga. Las unidades SPAD, son indicador clave en la biosíntesis de clorofila, está comprobado que la aplicación foliar de bioestimulantes puede incrementar la eficiencia en la biosíntesis de clorofila (Rouphael *et al*., 2018), por lo cual se refleja en un incremento en las unidades SPAD. Respecto a AF, Tandon y Dubey (2015) encontraron un aumento al aplicar un bioestimulante a base *A. nodosum* en soya (*Glycine Max* L.) en área foliar e índice de área folia. De igual forma, Wadas y Dziugieł (2020), al aplicar extractos de *A. nodosum* y *E.máxima,* y también, ácidos húmicos y fúlvicos, en cultivares de papa (*Solanum tuberosum* L.), los resultados mostraron un incremento en AF, AFE e índice de área foliar, sin embargo, los bioestimulantes no lograron incrementar significativamente las unidades SPAD.

No se encontró diferencias significativas ($p \geq 0.05$) en la interacción V x NaCl. En V x B, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$), en AFE ambas variedades mostraron valores altos con cada uno de los bioestimulantes, a excepción del tratamiento RYN x C, que registró el valor menor.

En la interacción NaCl x B, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en las variables enlistadas en el Cuadro 2. Las unidades SPAD, AF y AFE disminuyeron en las plantas tratadas con la concentración de 50 mM de NaCl y sin aplicación de bioestimulantes (50 x C), en comparación con el resto de tratamientos (Cuadro 2). Ertani *et al*. (2013), encontraron resultados similares en un experimento en maíz, donde aplicaron un bioestimulante a base de hidrolizados de alfalfa (*Medicago sativa* L.) en cuatro concentraciones de NaCl (25, 75 y 150 mM), los resultados obtenidos mostraron una disminución en SPAD en el tratamiento con 150 mM, en comparación con los tratamientos donde se aplicaron los hidrolizados con la misma concentración. También, Miceli *et al*. (2021) en plántulas de lechuga y tomate en concentraciones de 0, 10, 25 y 50 mM NaCl, obtuvieron una disminución en AF y AFE en el tratamiento con 50 mM control, y un aumento en los tratamientos donde se aplicaron los bioestimulantes a base de microrganismos benéficos. Saia *et al.* (2021) reportan resultados similares en albahaca (*Ocimum basilicum* L.) al usar el mismo tipo de bioestimulantes.

Cuadro 2. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) para unidades SPAD, área foliar (AF) y área foliar especifica (AFE) durante el crecimiento inicial de plántulas de dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes.

Fuente de Variación	SPAD	AF (cm^2)	AFE (cm^2 g^{-1})
Variedad (V)			
AZH	29.88	142.13	672.11a
RYN	30.12	138.49	627.85b
NaCl (mM)			
0	30.54a	149.36ab	657.79
10	30.08ab	159.87a	642.67
25	30.59a	132.76bc	676.90
50	28.79b	119.25c	622.55
Bioestimulante (B)			
C	28.69b	125.41b	575.24b
H	30.23a	154.34a	704.26a
S	30.32a	150.93ab	695.95a
M	30.78a	130.57ab	624.45ab

Cont. Cuadro 2

Fuente de Variación	SPAD	AF (cm^2)	AFE (cm^2 g^{-1})
V x NaCl			
AZH x 0	30.84	153.64	698.07
AZH x 10	29.88	152.62	675.49
AZH x 25	30.19	147.36	701.42
AZH x 50	28.60	114.89	613.44
RYN x 0	30.25	145.08	617.50
RYN x 10	30.29	167.11	609.85
RYN x 25	30.98	118.17	652.38
RYN x 50	28.98	123.61	631.66
V x B			
AZH x C	28.07	136.57	597.68ab
AZH x H	30.37	161.33	713.57a
AZH x S	30.16	152.01	731.89a
AZH x M	30.93	118.60	645.27ab
RYN x C	29.31	114.24	552.80b
RYN x H	30.09	147.35	694.96a
RYN x S	30.48	149.84	660.01ab
RYN x M	30.63	142.54	603.63ab
NaCl x B			
0 x C	31.4a	146.98a	629.54ab
10 x C	30.95a	171.77a	713.79ab
25 x C	29.13a	132.70a	591.92ab
50 x C	23.28b	50.18b	365.71c
0 x H	30.91a	132.00a	704.30ab
10 x H	30.13a	185.15a	675.54ab
25 x H	29.53a	149.94a	696.82ab
50 x H	30.34a	150.26a	740.40a
0 x S	30.29a	163.74a	675.18ab
10 x S	29.46a	155.25a	680.43ab
25 x S	31.16a	131.05a	718.36ab
50 x S	30.36a	153.66a	709.83ab
0 x M	29.59a	154.73a	622.13ab
10 x M	29.79a	127.30a	500.91bc
25 x M	32.53a	117.36ab	700.51ab
50 x M	31.2a	122.89a	674.26ab
Significancia			
V	ns	ns	*
NaCl	**	***	ns
B	***	*	*

Cont. Cuadro 2

Fuente de Variación	SPAD	AF (cm^2)	AFE (cm^2 g^{-1})
V x NaCl	ns	ns	ns
V x B	ns	ns	*
NaCl x B	***	***	*
C.V (%)	6.75	29.32	19.12

Variedades (V): AZH = Azufrado Higuera, RYN = Reyna. Estrés salino (NaCl) (0, 10, 25 y 50 mM en el agua de riego). Bioestimulantes (B): (C, Control; H = Humiphyt; S = Stimplex; M = M-300). Nivel de significancia, ns = no significativo ($p \geq 0.05$), * ($p \leq 0.05$), ** ($p \leq 0.01$), *** ($p \leq 0.001$). C.V= coeficiente de variación. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes al aplicar la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

4.2 Contenido de prolina en hojas y raíz

Los resultados del contenido de prolina están representados en el Cuadro 3, y están expresados como µmol g PF^{-1}. En el factor variedad, no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$). Jiménez-Bremont *et al*. (2006), señalan en su estudio, en dos cultivares de frijol, una acumulación de prolina en respuesta al estrés salino en todos los tejidos analizados (raíz, tallo y hojas), siendo los contenidos más bajos detectados en las raíces, como en los resultados de la presente investigación (Cuadro 3).

En los tratamientos con NaCl el contenido de ProH fue aumentando a partir de los 10 mM NaCl y disminuyendo en 50 mM NaCl, en ProR los niveles fueron disminuyendo conforme aumentaron las concentraciones de NaCl, en 50 mM el contenido disminuyó un 40.5 % respecto al control (0 mM NaCl) (Cuadro 3). Prolina es el osmolito más común acumulado en varios tipos de estrés abiótico, principalmente el estrés salino (Slama *et al*., 2015). La acumulación de Pro puede considerarse, en general, como una respuesta al estrés abiótico, sin embargo, puede o no puede estar asociado a los mecanismos de tolerancia de estrés dependiendo de la especie (Arteaga *et al*., 2020). El frijol es una especie acumuladora de Pro, en numerosos estudios se ha encontrado un aumento significativo en plantas expuestas a estrés por NaCl (Al Hassan *et al*., 2016; Keshavarz y Moghadam, 2017; Stoeva y Kaymakanova, 2008). En el presente estudio, las concentraciones encontradas en hoja, mostraron un incremento en el nivel de 10 mM, y en 50 mM NaCl decreció ligeramente, caso contrario a la concentración encontrada en raíces, donde el contenido de ProR, fue disminuyendo conforme la concentración de NaCl fue aumentando, esto podría deberse al uso de las variedades de frijol susceptibles

al estrés salino, por lo cual la síntesis de Pro en las raíces se vio afectada. Arteaga *et al*. (2020) señalan en su estudio con varios genotipos de *Phaseolus vulgaris* sometidos a estrés hídrico y salino, una fuerte correlación negativa en los niveles de Pro y las variables de crecimiento y biomasa, por lo cual el contenido de Pro puede indicar la resistencia de un cultivar al estrés salino, de igual forma Misra y Gupta (2005) en frijol mungo (*Phaseolus aureus*), encontraron una diferencia significativa entre cultivares tolerantes y susceptibles a la salinidad.

En el factor B, hubo efectos significativos ($p \leq 0.001$), en ProH el bioestimulante M, fue superior al resto de los tratamientos. En el contenido de ProR, todos los bioestimulantes aumentaron su contenido de prolina con respecto al control.

En la interacción V x NaCl, en ProH hubo diferencias significativas ($p \leq 0.001$), RYN x 0 incrementó un 50.8 % su contenido, en comparación con AZH x 0. En ProR el contenido disminuyó a partir de los 10 mM NaCl. En el factor V x B, la aplicación de bioestimulantes tuvo efectos significativos ($p \leq 0.001$) en ProH y ProR, en ProH el tratamiento AZH x M fue el valor más alto y AZH x S donde el contenido de prolina fue menor, para ProR todos los bioestimulantes (H, S y M) fueron superior en contenido, en comparación con el control (C), en ambas variedades.

En el efecto de NaCl x B, en los niveles de ProH, el menor contenido correspondió a 50 x C y 50 x S, y el mayor valor se reflejó en 10 x C, caso contrario a ProR, donde el contenido menor fue en 10 x C, y el mayor registro fue para 0 x H. La aplicación de bioestimulantes incrementa el contenido de prolina, la cual también tiene un papel en los mecanismos de defensa al estrés de la planta (Parađiković *et al*., 2016), se ha reportado en algunas especies de interés agrícola un aumento de Pro al aplicar bioestimulantes, Gedeon *et al*. (2022) en tomate (*Solanum lycopersicum*) sometido a estrés salino, usando bioestimulantes naturales, entre ellos ácidos húmicos y fúlvicos, Ertani *et al*. (2013) en maíz (*Zea mays*) aplicando boestimulantes derivados de alfalfa en estrés salino, Desoky *et al*. (2019) en chícharo (*Pisum sativum*) sometido a estrés salino, al aplicar bioestimulantes orgánicos. En la presente investigación, la aplicación de *Glomus intraradices* y ácidos húmicos y fúlvicos, logró aumentar significativamente el contenido

en hojas y raíces de frijol bajo las diferentes concentraciones de NaCl, lo cual concuerda con los resultados obtenidos en frijol por Aydin (2012) y Younesi y Moradi (2014).

Cuadro 3. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) del contenido de prolina en hojas (ProH) y raíces (ProR) de plantas de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes.

Fuente de Variación	ProH (µmol gPF^{-1})	ProR (µmol gPF^{-1})
Variedad (V)		
AZH	0.0199	0.0062
RYN	0.0203	0.0063
NaCl (mM)		
0	0.0196b	0.0084a
10	0.0245a	0.0067b
25	0.0198b	0.0048c
50	0.0166c	0.0050c
Bioestimulante (B)		
C	0.0200b	0.0039c
H	0.0205b	0.0072a
S	0.0164c	0.0074a
M	0.0235a	0.0065b
V x NaCl		
AZH x 0	0.0129e	0.0075b
AZH x 10	0.0258a	0.0060c
AZH x 25	0.0222b	0.0055c
AZH x 50	0.0187c	0.0057c
RYN x 0	0.0262a	0.0094a
RYN x 10	0.0233ab	0.0074b
RYN x 25	0.0173cd	0.0041d
RYN x 50	0.0146de	0.0044d
V x B		
AZH x C	0.0174d	0.0044d
AZH x H	0.0219bc	0.0072ab
AZH x S	0.0134e	0.0071ab
AZH x M	0.0271a	0.0060c
RYN x C	0.0226b	0.0033e
RYN x H	0.0192cd	0.0073ab
RYN x S	0.0195cd	0.0077a
RYN x M	0.0200bcd	0.0069b

Cont. Cuadro 3

Fuente de Variación	ProH (µmol gPF^{-1})	ProR (µmol gPF^{-1})
NaCl x B		
0 x C	0.0184de	0.0061cd
10 x C	0.0352a	0.0016h
25 x C	0.0171de	0.0036g
50 x C	0.0094g	0.0042fg
0 x H	0.0170ef	0.0105a
10 x H	0.0215cde	0.0094b
25 x H	0.0187de	0.0051ef
50 x H	0.0249bc	0.0039g
0 x S	0.0182de	0.0086b
10 x S	0.0122fg	0.0095b
25 x S	0.0249bc	0.0054cde
50 x S	0.0104g	0.0063c
0 x M	0.0247bc	0.0086b
10 x M	0.0292b	0.0063c
25 x M	0.0184de	0.0053de
50 x M	0.0219cd	0.0057cde
Significancia		
V	ns	ns
NaCl	***	***
B	***	***
V x NaCl	***	***
V x B	***	***
NaCl x B	***	***
C.V (%)	11.50	7.59

Variedades (V): AZH = Azufrado Higuera, RYN = Reyna. Estrés salino (NaCl) (0, 10, 25 y 50 mM en el agua de riego). Bioestimulantes (B): (C, Control; H = Humiphyt; S = Stimplex; M = M-300). Nivel de significancia, ns = no significativo ($p \geq 0.05$), * ($p \leq 0.05$), ** ($p \leq 0.01$), *** ($p \leq 0.001$). C.V= coeficiente de variación. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes al aplicar la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

4.3 Rendimiento y componentes

En el rendimiento y componentes, el factor V fue significativo ($p \leq 0.05$), en todos los parámetros reportados en el Cuadro 4. Los valores más relevantes se encontraron en RYN, donde el RS fue superior con 34.7 %, también NS y NSV se incrementó un 46.81 y un 37.36 % respectivamente, de manera similar las variables NVV, NSV e IC, fueron superiores al comparar con AZH.

Los tratamientos con NaCl tuvieron diferencias significativas ($p \leq 0.001$) (excepto en NSV) y se mostró una disminución en la mayoría de las variables en función del aumento de la dosis de mM NaCl (0 > 10 > 25 > 50 mM NaCl). Los resultados encontrados indican una disminución en rendimiento (RS) del 70 % en la concentración 50 mM NaCl, al comparar con el control (0 mM), los parámetros también decrecieron en NS (69 %), NVN (63 %), IC (18.7 %) y NSV (9.35 %). Hallazgos similares, ha sido reportado por Assimakopoulou *et al*. (2015), en un experimento en tres variedades de frijol, en condiciones de invernadero, aplicando NaCl en la solución nutritiva, para generar estrés salino, indican una reducción del rendimiento de 35-47 % en los cultivares de frijol al aplicar la concentración de 75 NaCl, los parámetros de numero de vainas, biomasa, área foliar, también se vieron disminuidos. Otros investigadores han encontrado resultados similares en la perdida de rendimiento y componentes en genotipos de frijol, al exponer las plantas a la salinidad (Hassemi-Golezani *et al*., 2012; Barrero *et al*., 2012; López-Sánchez *et al*., 2018). En cultivos como el algodón (*Gossypium hirsutum* L.) y arroz (*Oryza sativa* L.) se han hecho descubrimientos similares (Zafar *et al*., 2022; Mohammadi *et al*., 2013). Estos hallazgos respaldan la idea del efecto al estrés por salinidad en los componentes del rendimiento, también es importante mencionar que cuando el estrés es causado en etapas iniciales de los cultivos (como en el presente trabajo), los procesos morfológicos y fisiológicos se verán afectados, por consecuencia la producción se verá mermada (Zörb *et al*., 2019).

En el factor B hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para RS e IC, el bioestimulante M-300 (M), mostró un mayor RS, aumentando un 9% en comparación al control. No se encontró diferencias significativas ($p \geq 0.05$) para el NS, NVN y NSV (Cuadro 4). Coincidiendo con los resultados obtenidos en M, Safapour *et al*. (2011) y Gardezi *et al.* (2010), usando *Glomus intraradices* y *Rhizobium phaseoli,* en cultivares de frijol, las investigaciones mostraron mejoras en el rendimiento y los componentes, en comparación de las plantas sin los tratamientos bioestimulantes. Los hallazgos anteriores sugieren que los bioestimulantes microbianos pueden ayudar a mejorar el rendimiento de los cultivos. Calvo *et al*. (2014) sugieren que la mejora en el crecimiento de las plantas y el aumento en el rendimiento en este tipo de productos, han sido posiblemente a causa de una mayor absorción de nutrientes, logrando así una producción mayor. Según

Battacharyya *et al*. (2015) y du Jardin (2015) los biostimulantes afectan los procesos metabólicos que ocurren en la planta, estimulan la síntesis y la actividad de las fitohormonas, facilitan el crecimiento del sistema de raíces y mejoran la absorción, translocación y utilización de nutrientes, lo que determina en rendimiento obtenido.

Se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en todos los parámetros de la interacción V x NaCl. En RS, AZH x 50, disminuyó un 67 % el rendimiento en comparación con AZH x 0, en RYN de igual forma se redujo el rendimiento en un 73 %. Los parámetros NS, NVN, NSV e IC se comportaron de manera similar a RS, donde la concentración de 50 mM NaCl mostró los resultados más bajos. En el factor V x B, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en RS e IC. En NS, NVN y NSV no se observaron efectos significativos ($p \geq 0.05$). Los resultados más relevantes fueron en RS, en los tratamientos RYN x H y RYN x M, donde se encontraron los valores más altos con respecto a los demás tratamientos. En IC, AZH x C y RYN x S, fueron los tratamientos en donde el porcentaje del IC fue mayor. En RS los valores menores corresponden a los tratamientos 50 x C y 50 x M, el tratamiento mayor fue 0 x M. En NS y NVN, los tratamientos menores correspondieron a todos los tratamientos con 50 mM, el tratamiento mayor fue 0 x M, en IC se encontraron resultados similares (cuadro 4).

En el efecto de NaCl x B, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en RS, NS, NVN e IC. En NSV no se observaron diferencias ($p \geq 0.05$). En los resultados de RS, el uso de bioestimulantes logró incrementar este parámetro, los hallazgos más relevantes corresponden a los tratamientos con 50 mM NaCl, donde los bioestimulantes H, S y M, lograron incrementar el RS, un 40.8, 56.3 y 8.8 % respectivamente, al comparar con el control (50 x 0). Resultados similares se encontraron en NS, NVN e IC, donde el uso de bioestimulantes obtuvo una respuesta positiva. Motlagh *et al*. (2011) de igual forma, al inocular con *G. intraradices*, en frijol estresado mediante el riego con agua salinas, se incrementó el rendimiento y componentes de las plantas inoculadas. Lopes *et al*. (2022) y Rady *et al*. (2019) con otros tipos de bioestimulantes aplicados en frijol en estrés salino, obtuvieron resultados similares en las variables de rendimiento y componentes. En cultivos como tomate (*Solanum lycopersicum*), papa (*S. tuberosum*) y fresa (*Fragaria* x *ananassa*), se han obtenido resultados similares al aplicar bioestimulantes en

condiciones de estrés por salinidad (Ikuyinminu *et al*. 2022; Selladurai y Purakayastha, 2015; Sangiorgio *et al*. 2023). En las condiciones de estrés inducido por NaCl, el uso de los productos bioestimulantes, tuvo un efecto favorable, lo cual se reflejó en una mayor producción, lo cual indica que la aplicación de estas sustancias estimulan una tolerancia al estrés salino en la producción (Franzoni *et al*., 2022).

Cuadro 4. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; α= 0.05) del rendimiento y componentes de las plantas de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes.

Fuente de Variación	RS (g)	NS	NVN	NSV	IC (%)
Variedad (V)					
AZH	11.28b	25.83b	9.17b	2.99b	25.68b
RYN	17.55a	48.56a	14.64a	3.18a	30.47a
NaCl (mM)					
0	21.17a	52.94a	16.44a	3.21	29.00a
10	17.73b	44.19b	13.91b	3.14	31.49a
25	12.59c	35.63c	11.22c	3.08	28.22a
50	6.17d	16.03d	6.06d	2.91	23.59b
Bioestimulante (B)					
C	14.13ab	36.91	11.91	3.11	31.29a
H	14.92ab	38.22	12.34	3.02	28.53ab
S	13.09b	35.88	11.28	3.12	26.86b
M	15.52a	37.78	12.09	3.08	25.62b
V x NaCl					
AZH x 0	15.87c	37.25d	13.06c	2.90bcd	22.92c
AZH x 10	13.99c	30.00e	10.50d	2.91bcd	30.85ab
AZH x 25	10.01d	22.94f	8.75de	2.78cd	25.34bc
AZH x 50	5.24e	13.13g	4.38f	3.36abc	23.6c
RYN x 0	26.47a	68.63a	19.81a	3.52a	35.07a
RYN x 10	21.46b	58.38b	17.31b	3.38ab	32.12a
RYN x 25	15.18c	48.31c	13.69	3.38ab	31.09ab
RYN x 50	7.10de	18.94fg	7.75e	2.46d	23.58c
V x B					
AZH x C	12.55bc	26.25b	9.31	3.07	32.08a
AZH x H	11.12c	26.38b	9.06	2.91	25.54bc
AZH x S	9.26c	23.31b	8.50	2.97	23.44c
AZH x M	12.18c	27.38b	9.81	2.99	21.67c

Cont. Cuadro 4

Fuente de Variación	RS (g)	NS	NVN	NSV	IC (%)
RYN x C	15.72ab	47.56a	14.5	3.16	30.50ab
RYN x H	18.73a	50.06a	15.63	3.13	31.52a
RYN x S	16.91a	48.44a	14.06	3.27	30.28ab
RYN x M	18.85a	48.19a	14.38	3.17	29.58ab
NaCl x B					
0 x C	20.09bc	51.00ab	15.38abc	3.31	27.41bcd
10 x C	19.42bcd	47.00bcd	16.88ab	2.76	40.88a
25 x C	12.13efgh	37.38de	11.13de	3.32	29.11bcd
50 x C	4.88i	12.25f	4.25f	3.08	27.76bcd
0 x H	21.57b	52.63ab	16.63ab	3.13	30.98bcd
10 x H	18.71bcd	47.00bcd	13.88bcd	3.36	32.34abc
25 x H	12.55efg	32.75e	11.25d	2.86	28.73bcd
50 x H	6.87hi	20.50f	7.63ef	2.73	22.06de
0 x S	15.15cdef	48.13bc	15.50abc	3.08	22.61de
10 x S	15.49cdef	39.00cde	12.63cd	3.12	27.65bcd
25 x S	14.09def	39.38de	10.38de	3.43	30.51bcd
50 x S	7.63ghi	17.00f	6.63f	2.85	26.66bcde
0 x M	27.87a	60.00a	18.25a	3.32	34.99ab
10 x M	17.28bcde	43.75bcd	12.25cd	3.34	25.08cde
25 x M	11.60fhg	33.00e	12.13cd	2.71	24.52cde
50 x M	5.31i	14.38f	5.75f	2.97	17.90e
Significancia					
V	***	***	***	*	***
NaCl	***	***	***	ns	***
B	*	ns	ns	ns	***
V x NaCl	***	***	**	***	***
V x B	*	ns	ns	ns	**
NaCl x B	***	***	***	ns	***
C.V (%)	21.29	14.94	17.13	17.17	18.96

Variedades (V): AZH = Azufrado Higuera, RYN = Reyna. Estrés salino (NaCl) (0, 10, 25 y 50 mM en el agua de riego). Bioestimulantes (B): (C, Control; H = Humiphyt; S = Stimplex; M = M-300). Nivel de significancia, ns = no significativo ($p \geq 0.05$), * ($p \leq 0.05$), ** ($p \leq 0.01$), *** ($p \leq 0.001$). C.V= coeficiente de variación. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes al aplicar la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

En el factor V, la variedad RYN fue superior en los parámetros PSH, PST, PSV y BT, en cambio AZH registró un mayor PSR, lo anterior puede indicar un mejor desarrollo en la parte área en la variedad RYN y en AZH una mayor producción de biomasa en la raíz.

En el efecto de NaCl, el PSH fue menor en el tratamiento con 50 mM NaCl, de igual forma en PSR, donde se disminuyó el peso en un 89 % en comparación con el control, de manera similar se observó los mismos resultados en PST y PV. La BT fue disminuyendo a medida que se aumentó el contenido de NaCl, en 50 NaCl fue un 62 % menor con respecto a 0 NaCl (Cuadro 5). Los variables de biomasa en el rendimiento tuvieron un efecto adverso en las concentraciones altas de NaCl. La alta concentración de sales en la solución suelo puede afectar el crecimiento y desarrollo de las plantas a través de alta presión osmótica, generando un bajo potencial de agua y alta concentración de iones potencialmente tóxicos, tales como el sodio y cloro (Günes *et al*., 1996).

Gama *et al*. (2007) en un experimento en frijol, encontraron que la salinidad afectó el peso seco del tallo y raíz, lo cual concuerda con la presente investigación. En otras especies vegetales como trigo (*Triticum aestivum* L.), Alfalfa (*Medicago sativa* L.) y haba (*Vicia faba* L.) se han encontrado resultados similares (Cornacchione y Suarez, 2017; Neji *et al*., 2021; Pour-Aboughadareh *et al*., 2021). Otros estudios señalan que la salinidad tiene un efecto negativo en la acumulación de materia seca, lo cual resulta en una disminución en la longitud de raíces (Abdelraheem *et al*., 2019; Ors *et al*., 2021). El sistema de raíces, al ser la estructura de la planta responsable de la absorción de agua y nutrientes, es crucial para mejorar la resistencia de las plantas al estrés salino. También es el órgano que regula la adquisición y translocación de sal (Jung y McCouch, 2013). En presencia de sal en la rizosfera, las plantas experimentan una disminución en el crecimiento de las raíces primarias debido a la inhibición de la división celular inducida por la sal y el alargamiento de las células epidérmicas de las raíces mientras se inicia el desarrollo de las raíces laterales (Rahnama *et al*., 2011; Jung y McCouch, 2013).

En el factor B, se notó un incremento significativo ($p \leq 0.05$), al usar los productos bioestimulantes, a excepción del PV, donde no hubo diferencias significativas ($p \geq 0.05$). En V x NaCl se mostró una disminución general al aumentar las dosis de NaCl, en ambas variedades. En el factor V x B hubo diferencias significativas en PST, PSR y BT, donde se incrementaron los valores al aplicar los bioestimulantes, con respecto al control, en PST y PV, no se mostraron diferencias significativas ($p \geq 0.05$). Los bioestimulantes

tuvieron un efecto significativo en los parámetros de biomasa, hallazgos similares fueron encontrados por Soliman y Hamed (2019), en frijol (*P. vulgaris*) y espinaca (*Spinacia oleracea*), en condiciones de campo abierto, donde se aplicó extractos de algas marinas y ácidos húmicos, los investigadores encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en el peso seco y fresco de la raíz y tallo, así también como en el contenido nutrimental, de igual forma (Kocira *et al*., 2020) encontraron resultados similares al usar el mismo tipo de bioestimulantes en frijol.

En la interacción NaCl x B, todas las variables resultaron significativas ($p \leq 0.001$), se observó un incremento de los tratamientos con bioestimulantes en la concentración de NaCl. La aplicación de bioestimulantes sobre las condiciones de estrés salino por NaCl, ayudaron a incrementar la biomasa de las plantas de frijol. De igual forma Aydin *et al*. (2012) al aplicar ácidos húmicos y fúlvicos, lograron incrementar el peso fresco y seco de raíz y tallo. También en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) bajo estrés por NaCl, al aplicar extractos de algas marinas, en la etapa vegetativa y reproductiva, se logró incrementar el peso fresco de la raíz y el tallo (Hernández-Herrera *et al*., 2022), Resultados similares fueron encontrados por De Amato y Del Buono (2021), en maíz bajo estrés por NaCl, aplicando este tipo de productos, se logró incrementar el peso fresco de tallo y raíz. De manera similar en chile (*Capsicum* spp.) en un experimento en invernadero, donde se aplicó un bioestimulante a base de miel de abeja, los resultados mostraron un incremento de peso fresco y seco, de tallos, raíces y frutos (Abou-Sreea *et al*., 2021).

Cuadro 5. Análisis de varianza y comparación de medias (Tukey; $\alpha = 0.05$) de los pesos secos de hoja (PSH), raíces (PSR), tallo (PST), vaina (PV) y biomasa total (BT), en dos variedades de frijol en invernadero al aplicar los tratamientos de estrés salino y bioestimulantes.

Fuente de Variación	PSH (g)	PSR (g)	PST (g)	PV (g)	BT (g)
Variedad (V)					
AZH	10.70b	10.74a	5.04b	17.18b	43.78b
RYN	13.57a	8.39b	9.77a	23.29a	55.77a

Cont. Cuadro 5

Fuente de Variación	PSH (g)	PSR (g)	PST (g)	PV (g)	BT (g)
NaCl (mM)					
0	12.07ab	18.66a	9.24a	28.43a	70.74a
10	12.80a	11.65b	8.93a	23.94b	57.11b
25	12.50a	5.90c	7.00b	19.46c	44.48c
50	11.16bc	2.03d	4.47c	9.12d	26.77d
Bioestimulante (B)					
C	9.96c	7.84c	7.18b	19.7	44.96c
H	12.99ab	9.36b	7.29ab	20.90	50.52b
S	11.71b	9.20b	7.13b	19.19	48.27b
M	13.87a	11.84a	8.03a	21.16	55.35a
V x NaCl					
AZH x 0	11.16bc	24.14a	5.71c	22.92c	64.99b
AZH x 10	9.95 c	12.93b	6.08c	19.41cd	47.93c
AZH x 25	12.49b	5.38d	5.16c	17.01d	39.91d
AZH x 50	9.19c	0.50f	3.24d	9.39e	22.31f
RYN x 0	12.98b	13.19b	12.77a	33.94a	76.50a
RYN x 10	15.66a	10.38c	11.77a	28.48b	66.29b
RYN x 25	12.51b	6.42d	8.84b	21.90c	49.05c
RYN x 50	13.12b	3.57e	5.70c	8.84e	31.24e
V x B					
AZH x C	10.18cd	8.07cde	5.05	16.98	40.21c
AZH x H	12.13bc	9.56bc	4.94	17.46	44.04c
AZH x S	8.10d	11.03b	4.74	16.06	39.80c
AZH x M	12.38b	14.28a	5.45	18.24	51.08b
RYN x C	9.74d	7.60de	9.32	22.42	49.7b
RYN x H	13.86ab	9.17cd	9.63	24.35	57.00a
RYN x S	15.31a	7.38e	9.53	22.32	56.74a
RYN x M	15.36a	9.41bc	10.6	24.07	59.63a
NaCl x B					
0 x C	11.62abc	22.75a	9.21abc	27.51abc	73.59a
10 x C	11.22bc	2.08hi	8.99abc	24.69bcde	46.85e
25 x C	10.37c	5.84ef	6.94de	19.69def	41.59e
50 x C	6.64d	0.67i	3.58g	6.90h	17.80g
0 x H	14.12ab	16.05c	9.36abc	29.71ab	69.24ab
10 x H	12.98abc	10.59d	8.41bcd	25.93bcd	57.91cd
25 x H	12.26abc	7.25e	6.74de	17.69fg	43.94e
50 x H	12.61abc	3.58fgh	4.64fg	10.28h	31.00f

Cont. Cuadro 5

Fuente de Variación	PSH (g)	PSR (g)	PST (g)	PV (g)	BT (g)
0 x S	10.97bc	18.72b	7.82cd	22.71cdef	64.98bc
10 x S	12.76abc	12.00d	9.97ab	21.49cdef	55.84d
25 x S	12.56abc	5.02efg	6.87de	21.07cdef	45.26e
50 x S	10.55c	1.07hi	3.87fg	11.50gh	27.00f
0 x M	11.58abc	17.14bc	10.55a	33.77a	75.16a
10 x M	14.25ab	21.94a	8.33bcd	23.67bcdef	67.82ab
25 x M	14.81a	5.48ef	7.45cde	19.39ef	47.13e
50 x M	14.82a	2.81ghi	5.78ef	7.80h	31.30f
Significancia					
V	***	***	***	***	***
NaCl	**	***	***	***	***
B	***	***	**	ns	***
V x NaCl	***	***	***	***	***
V x B	***	***	ns	ns	**
NaCl x B	***	***	***	***	***
C.V (%)	16.35	15.85	15.63	18.31	9.04

Variedades (V): AZH = Azufrado Higuera, RYN = Reyna. Estrés salino (NaCl) (0, 10, 25 y 50 mM en el agua de riego). Bioestimulantes (B): (C, Control; H = Humiphyt; S = Stimplex; M = M-300). Nivel de significancia, ns = no significativo ($p \geq 0.05$), * ($p \leq 0.05$), ** ($p \leq 0.01$), *** ($p \leq 0.001$). C.V= coeficiente de variación. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes al aplicar la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$).

5. CONCLUSIÓN

La respuesta morfológica, fisiológica y productiva de las dos variedades de frijol se vio afectada por la salinidad. Los resultados del experimento mostraron que la aplicación de bioestimulantes, mejora significativamente el crecimiento inicial, contenido de prolina y rendimiento, de las plantas sometidas al estrés salino. Por lo cual, se recomienda el uso bioestimulantes, acompañado de una adecuada nutrición, un correcto acondicionamiento del suelo y buenas prácticas agrícolas. También se sugiere realizar más estudios al respecto, por ejemplo: analizar nutrientes, metabolitos secundarios, osmolitos, actividad enzimática, expresión de genes, dosis óptimas y establecer ensayos en campo, estos estudios contribuirán a la elaboración de un plan de bioestimulación más integral, permitiendo generar una mayor tolerancia a la salinidad en el cultivo de frijol.

LITERATURA CITADA

Abdel Latef, A. A. H., y Chaoxing, H. (2014). Does inoculation with *Glomus mosseae* improve salt tolerance in pepper plants? *Journal of Plant Growth Regulation*, *33*(3), 644-653. https://doi.org/10.1007/s00344-014-9414-4

Abdelraheem, A., Esmaeili, N., O'Connell, M., y Zhang, J. (2019). Progress and perspective on drought and salt stress tolerance in cotton. *Industrial Crops and Products*, *130*, 118-129. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.12.070

Abou-Sreea, A. I. B., Azzam, C. R., Al-Taweel, S. K., Abdel-Aziz, R. M., Belal, H. E. E., Rady, M. M., Abdel-Kader, A. A. S., Majrashi, A., y Khaled, K. A. M. (2021). Natural biostimulant attenuates salinity stress effects in chili pepper by remodeling antioxidant, ion, and phytohormone balances, and augments gene expression. *Plants*, *10*(11), Article 11. https://doi.org/10.3390/plants10112316

Adesemoye, A. O., Torbert, H. A., y Kloepper, J. W. (2008). Enhanced plant nutrient use efficiency with PGPR and AMF in an integrated nutrient management system. *Canadian Journal of Microbiology*, *54*(10), 876-886. https://doi.org/10.1139/W08-081

Adil Aydin. (2012). Humic acid application alleviates salinity stress of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants decreasing membrane leakage. *African Journal of Agricultural Research*, *7*(7). https://doi.org/10.5897/AJAR10.274

Al Hassan, M., Morosan, M., López-Gresa, M. D. P., Prohens, J., Vicente, O., y Boscaiu, M. (2016). Salinity-induced variation in biochemical markers provides insight into the mechanisms of salt tolerance in common (*Phaseolus vulgaris*) and runner (*P. coccineus*) beans. *International Journal of Molecular Sciences*, *17*(9), Article 9. https://doi.org/10.3390/ijms17091582

Ali, N., Farrell, A., Ramsubhag, A., y Jayaraman, J. (2016). The effect of *Ascophyllum nodosum* extract on the growth, yield, and fruit quality of tomato grown under tropical conditions. *Journal of Applied Phycology*, *28*(2), 1353-1362. https://doi.org/10.1007/s10811-015-0608-3

Álvarez-Acosta, C., Marrero-Domínguez, A., Gallo-Llobet, L., y Gonzalez-Rodriguez, A. M. (2019). Effects of NaCl and $NaHCO_3$ stress on morphological growth and nutrient metabolism on selected avocados (*Persea americana* Mill.). *Journal of Plant Nutrition*, *42*(2), 164-177. https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1551490

Arteaga, S., Yabor, L., Díez, M. J., Prohens, J., Boscaiu, M., y Vicente, O. (2020). The use of proline in screening for tolerance to drought and salinity in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes. *Agronomy*, *10*(6), Article 6. https://doi.org/10.3390/agronomy10060817

Arthur, G. D., Stirk, W. A., van Staden, J., y Scott, P. (2003). Effect of a seaweed concentrate on the growth and yield of three varieties of *Capsicum annuum*. *South African Journal of Botany*, *69*(2), 207-211. https://doi.org/10.1016/S0254-6299(15)30348-3

Ashraf, M., y Akram, N. A. (2009). Improving salinity tolerance of plants through conventional breeding and genetic engineering: an analytical comparison. *Biotechnology Advances*, *27*(6), 744-752. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2009.05.026

Assimakopoulou, A., Salmas, I., Nifakos, K., y Kalogeropoulos, P. (2015). Effect of salt stress on three green bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivars. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, *43*(1), Article 1. https://doi.org/10.15835/nbha4319905

Azarpour, E., Motamed, M. K., Moraditochaee, M., y Bozorgi, H. R. (2012). Effects of biomineral nitrogen fertilizer management, under humic acid foliar spraying on fruit yield and several traits of eggplant (*Solanum melongena* L.). *African Journal of Agricultural Research,* *7*(7), 1104-1109. https://www.researchgate.net/publication/266464666

Azcona, I., Pascual, I., Aguirreolea, J., Fuentes, M., Garcia-Mina, J., y Sánchez-Díaz, M. (2011). Growth and development of pepper are affected by humic substances derived from composted sludge. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, *174*, 916-924. https://doi.org/10.1002/jpln.201000264

Azimychetabi, Z., y Sabokdast, M. (2021). Physiological and biochemical responses of four genotypes of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under salt stress. *Journal of Agricultural Science and Technology*, *23*(5), 1091-1103. http://dorl.net/dor/20.1001.1.16807073.2021.23.5.13.4

Azizi, S., Kouchaksaraei, M. T., Hadian, J., Abad, A. R. F. N., Sanavi, S. A. M. M., Ammer, C., y Bader, M. K. F. (2021). Dual inoculations of arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting rhizobacteria boost drought resistance and essential oil yield of common myrtle. *Forest Ecology and Management*, *497*, 119478. https://doi.org/10.1016/j.foreco.2021.119478

Bakht, J., Shafi, M., Jamal, Y., y Sher, H. (2011). Response of maize (*Zea mays* L.) to seed priming with NaCl and salinity stress. *Spanish Journal of Agricultural Research*, *9*(1), Article 1. https://doi.org/10.5424/sjar/20110901-113-10

Bantis, F., y Koukounaras, A. (2023). *Ascophyllum nodosum* and Silicon-Based Biostimulants Differentially Affect the physiology and growth of watermelon transplants under abiotic stress factors: the case of salinity. *Plants*, *12*(3), Article 3. https://doi.org/10.3390/plants12030433

Bashan, Y., Holguin, G., y de-Bashan, L. E. (2004). *Azospirillum*-plant relationships: Physiological, molecular, agricultural, and environmental advances (1997-2003). *Canadian Journal of Microbiology*, *50*(8), 521-577. https://doi.org/10.1139/w04-035

Bates, L. S., Waldren, R. P., y Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil*, *39*(1), 205-207. https://doi.org/10.1007/BF00018060

Battacharyya, D., Babgohari, M. Z., Rathor, P., y Prithiviraj, B. (2015). Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, *196*, 39-48. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.012

Bayuelo-Jiménez, J. S., Craig, R., y Lynch, J. P. (2002). Salinity tolerance of *Phaseolus* species during germination and early seedling growth. *Crop Science*, *42*(5), 1584-1594. https://doi.org/10.2135/cropsci2002.1584

Ben Rejeb, K., Abdelly, C., y Savouré, A. (2014). How reactive oxygen species and proline face stress together. *Plant Physiology and Biochemistry: PPB*, *80*, 278-284. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2014.04.007

Bonomelli, C., Celis, V., Lombardi, G., y Mártiz, J. (2018). Salt stress effects on avocado (*Persea americana* Mill.) plants with and without seaweed extract (*Ascophyllum nodosum*) application. *Agronomy*, *8*(5), Article 5. https://doi.org/10.3390/agronomy8050064

Breś, W., Kleiber, T., Markiewicz, B., Mieloszyk, E., y Mieloch, M. (2022). The effect of NaCl stress on the response of lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Agronomy*, *12*(2), Article 2. https://doi.org/10.3390/agronomy12020244

Bulgari, R., Franzoni, G., y Ferrante, A. (2019). Biostimulants application in horticultural crops under abiotic stress conditions. *Agronomy, 9*(6), 306. https://doi.org/10.3390/agronomy9060306

Calvo, P., Nelson, L., y Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, *383*(1), 3-41. https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8

Can-Chulim, Á., Cruz-Crespo, E., Ortega-Escobar, H. M., Sánchez-Bernal, E. I., Madueño-Molina, A., Bojórquez-Serrano, J. I., y Mancilla-Villa, Ó. R. (2017). Respuesta de *Phaseolus vulgaris* a la salinidad generada por NaCl, Na2SO4 y NaHCO3. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, *8*(6), 1287-1300. http://doi.org/10.29312/remexca.v8i6.294

Canellas, L. P., Olivares, F. L., Aguiar, N. O., Jones, D. L., Nebbioso, A., Mazzei, P., y Piccolo, A. (2015). Humic and fulvic acids as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, *196*, 15-27. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.013

Canellas, L., Spaccini, R., Piccolo, A., Dobbss, L., Okorokova-Façanha, A., Santos, G., Olivares, F., y Façanha, A. (2009). Relationships between chemical characteristics and root growth promotion of humic acids isolated from Brazilian oxisols. *Soil Science*, *174*, 611-620. https://doi.org/10.1097/SS.0b013e3181bf1e03

Campobenedetto, C., Agliassa, C., Mannino, G., Vigliante, I., Contartese, V., Secchi, F., y Bertea, C. M. (2021). A biostimulant based on seaweed (*Ascophyllum nodosum* and *Laminaria digitata*) and yeast extracts mitigates water stress effects on tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Agriculture*, *11*(6), 557. https://doi.org/10.3390/agriculture11060557

Cassaniti, C., Romano, D., y Flowers, T. J. (2012). The response of ornamental plants to saline irrigation water. *Irrigation-water management, Pollution and Alternative Strategies*, *131*, 158. https://doi.org/10.5772/31787

Chen, H., y Jiang, J.-G. (2010). Osmotic adjustment and plant adaptation to environmental changes related to drought and salinity. *Environmental Reviews*, *18*(NA), 309-319. https://doi.org/10.1139/A10-014

Craigie, J. S. (2011). Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. *Journal of Applied Phycology*, *23*, 371-393. https://doi.org/10.1007/s10811-010-9560-4

Colla, G., Rouphael, Y., Di Mattia, E., El-Nakhel, C., y Cardarelli, M. (2015). Co-inoculation of *Glomus intraradices* and *Trichoderma atroviride* acts as a biostimulant to promote growth, yield and nutrient uptake of vegetable crops. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *95*(8), 1706-1715. https://doi.org/10.1002/jsfa.6875

Cornacchione, M., y Suarez, D. (2017). Evaluation of *Alfalfa (*L.*)* Populations' response to salinity stress. *Crop Science*, *57*, 137-150. https://doi.org/10.2135/cropsci2016.05.0371

Cokkizgin, A. (2012). Salinity stress in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seed germination. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, *40*(1), 177-182. https://doi.org/10.15835/nbha4017493

Costa, R. R. G. F., Quirino, G. da S. F., Naves, D. C. de F., Santos, C. B., y Rocha, A. F. de S. (2015). Efficiency of inoculant with *Azospirillum brasilense* on the growth and yield of second-harvest maize. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, *45*, 304-311. https://doi.org/10.1590/1983-40632015v4534593

Cramer, G. R., Urano, K., Delrot, S., Pezzotti, M., y Shinozaki, K. (2011). Effects of abiotic stress on plants: a systems biology perspective. *BMC Plant Biology*, *11*(1), 163. https://doi.org/10.1186/1471-2229-11-163

D'Amato, R., y Del Buono, D. (2021). Use of a Biostimulant to mitigate salt stress in maize plants. *Agronomy*, *11*(9), Article 9. https://doi.org/10.3390/agronomy11091755

De Azevedo Neto, A. D., Prisco, J. T., Enéas-Filho, J., de Abreu, C. E. B., y Gomes-Filho, E. (2006). Effect of salt stress on antioxidative enzymes and lipid peroxidation in leaves and roots of salt-tolerant and salt-sensitive maize genotypes. *Environmental and Experimental Botany*, *56*(1), 87-94. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.01.008

Desoky, E.-S. M., ElSayed, A. I., Merwad, A.-R. M. A., y Rady, M. M. (2019). Stimulating antioxidant defenses, antioxidant gene expression, and salt tolerance in *Pisum sativum* seedling by pretreatment using licorice root extract (LRE) as an organic biostimulant. *Plant Physiology and Biochemistry*, *142*, 292-302. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2019.07.020

Dodd, I. C., y Ruiz-Lozano, J. M. (2012). Microbial enhancement of crop resource use efficiency. *Current Opinion in Biotechnology*, *23*(2), 236-242. https://doi.org/10.1016/j.copbio.2011.09.005

Drobek, M., Frąc, M., y 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), Article 6. https://doi.org/10.3390/agronomy9060335

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

Dubey, A., Kumar, A., y Khan, M. L. (2020). Role of biostimulants for enhancing abiotic stress tolerance in Fabaceae plants. In *The Plant Family Fabaceae: Biology and Physiological Responses to Environmental Stresses* (pp. 223-236) Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-15-4752-2_8

El Moukhtari, A., Cabassa-Hourton, C., Farissi, M., y Savouré, A. (2020). How does proline treatment promote salt stress tolerance during crop plant development? *Frontiers in Plant Science*, *11*. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2020.01127

EL Sabagh, A., Islam, M. S., Skalicky, M., Ali Raza, M., Singh, K., Anwar Hossain, M., ... y Arshad, A. (2021). Salinity stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) in the changing climate: Adaptation and management strategies. *Frontiers in Agronomy*, *3*, 661932. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fagro.2021.661932

El-Ghamry, A., Abd, K., y Ghoneem, K. (2009). Amino and humic acids promote growth, yield and disease resistance of *Faba bean* cultivated in clayey soil. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, *3*, 731-739.

ElSayed, A. I., Rafudeen, M. S., Gomaa, A. M., y Hasanuzzaman, M. (2021). Exogenous melatonin enhances the reactive oxygen species metabolism, antioxidant defense-related gene expression, and photosynthetic capacity of *Phaseolus vulgaris* L. to confer salt stress tolerance. *Physiologia Plantarum*, *173*(4), 1369-1381. https://doi.org/10.1111/ppl.13372

Emilia, D. A., Luisa, D. A., Stefania, D. P., y Petronia, C. (2020). Use of biostimulants to improve salinity tolerance in agronomic crops. En M. Hasanuzzaman (Ed.), *Agronomic Crops: Volume 3: Stress Responses and Tolerance* (pp. 423-441). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-15-0025-1_21

Ertani, A., Schiavon, M., Muscolo, A., y Nardi, S. (2013). Alfalfa plant-derived biostimulant stimulates short-term growth of salt-stressed *Zea mays* L. plants. *Plant and Soil*, *364*(1), 145-158. https://doi.org/10.1007/s11104-012-1335-z

Fang, Y., y Xiong, L. (2015). General mechanisms of drought response and their application in drought resistance improvement in plants. *Cellular and Molecular Life Sciences*, *72*(4), 673-689. https://doi.org/10.1007/s00018-014-1767-0

Farhangi-Abriz, S., y Torabian, S. (2017). Antioxidant enzyme and osmotic adjustment changes in bean seedlings as affected by biochar under salt stress. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 137, 64-70. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2016.11.029

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2018). The global status of seaweed production, trade, and utilization. Globefish Research Programme. https://www.fao.org/publications/card/es/c/CA1121EN/

Flowers, T. J. (2004). Improving crop salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*, *55*(396), 307-319. https://doi.org/10.1093/jxb/erh003

Franzoni, G., Cocetta, G., Prinsi, B., Ferrante, A., y Espen, L. (2022). Biostimulants on crops: their impact under abiotic stress conditions. *Horticulturae*, *8*(3), Article 3. https://doi.org/10.3390/horticulturae8030189

Fukami, J., de la Osa, C., Ollero, F. J., Megías, M., y Hungria, M. (2018). Co-inoculation of maize with *Azospirillum brasilense* and *Rhizobium tropici* as a strategy to mitigate salinity stress. *Functional Plant Biology: FPB, 45*(3), 328-339. https://doi.org/10.1071/FP17167

Gama, P. B. S., Inanaga, S., Tanaka, K., y Nakazawa, R. (2007). Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. *African Journal of Biotechnology*, *6*(2), Article 2. https://doi.org/10.4314/ajb.v6i2.56104

García, A., Luiz, R., Berbara, R., Farías, L., Izquierdo, F., Hernández, O., Hernández, R., y Nora Castro, R. (2012). Humic acids of vermicompost as an ecological pathway to increase resistance of rice seedlings to water stress. *African Journal of Biotechnology*, *11*, 3125-3134. https://doi.org/10.5897/AJB11.1960

Gardezi, A. K., Figueroa, B., Exebio-Garcia, A., Marquez-Berber, S., Larqué-Saavedra, M., Mejia-Saenz, E., Talavera-Magaña, D., Delgadillo-Piñon, M. E., Villanueva-Verduzco, C., y Gardezi, H. (2010). Effect of *Glomus intraradices* associated with different genotypes of *Phaseolus vulgaris* (common bean) in two soil types. *WMSCI 2010 - The 14th World Multi-Conference on Systemics, Cybernetics and Informatics, Proceedings, 2*, 5-10.

Gedeon, S., Ioannou, A., Balestrini, R., Fotopoulos, V., y Antoniou, C. (2022). Application of biostimulants in tomato plants (*Solanum lycopersicum*) to enhance plant growth and salt stress tolerance. *Plants*, *11*(22), Article 22. https://doi.org/10.3390/plants11223082

Ghassemi-Golezani, K., Nikpour-Rashidabad, N., y Zehtab-Salmasi, S. (2012). Effect of salinity on yield and yield components of pinto bean cultivars. *International Journal of Plant, Animal and Environmental Sciences*, *2*, 47-51. https://www.researchgate.net/publication/235798272

Ghosh, U. K., Islam, M. N., Siddiqui, M. N., Cao, X., y Khan, M. A. R. (2022). Proline, a multifaceted signaling molecule in plant responses to abiotic stress: understanding the physiological mechanisms. *Plant Biology*, *24*(2), 227-239. https://doi.org/10.1111/plb.13363

Giraldo, C. J., Cano, M. A. O., y Ribas, R. F. (2009). Respuesta fotosintética de diferentes ecotipos de fríjol a la radiación y la salinidad. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, *10*(2), 129-140. https://www.redalyc.org/pdf/4499/449945027001.pdf

Günes, A., Inal, A., y Alpaslan, M. (1996). Effect of salinity on stomatal resistance, proline, and mineral composition of pepper. *Journal of Plant Nutrition*, 19(2), 389-396. https://doi.org/10.1080/01904169609365129

Halpern, M., Bar-Tal, A., Ofek, M., Minz, D., Müller, T., y Yermiyahu, U. (2015). The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. *Advances in Agronomy*, *130*, 141-174. https://doi.org/10.1016/bs.agron.2014.10.001

Hameed, A., Ahmed, M. Z., Hussain, T., Aziz, I., Ahmad, N., Gul, B., y Nielsen, B. L. (2021). Effects of salinity stress on chloroplast structure and function. *Cells*, *10*(8), Article 8. https://doi.org/10.3390/cells10082023

Hamid, N., Ma, Q., Boulom, S., Liu, T., Zheng, Z., Balbas, J., & Robertson, J. (2015). Seaweed minor constituents. In *Seaweed sustainability* (pp. 193-242). Academic Press. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-418697-2.00008-8

Hayat, R., Ali, S., Amara, U., Khalid, R., y Ahmed, I. (2010). Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: a review. *Annals of Microbiology*, *60*(4), Article 4. https://doi.org/10.1007/s13213-010-0117-1

Hernández-Herrera, R. M., Sánchez-Hernández, C. V., Palmeros-Suárez, P. A., Ocampo-Alvarez, H., Santacruz-Ruvalcaba, F., Meza-Canales, I. D., y Becerril-Espinosa, A. (2022). Seaweed extract improves growth and productivity of tomato plants under salinity stress. *Agronomy*, *12*(10), Article 10. https://doi.org/10.3390/agronomy12102495

Hidangmayum, A., y Sharma, R. (2017). Effect of different concentrations of commercial seaweed liquid extract of *Ascophyllum nodosum* as a plant bio stimulant on growth, yield and biochemical constituents of onion (*Allium cepa* L.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *6*(4), 658-663.

Hnilickova, H., Kraus, K., Vachova, P., y Hnilicka, F. (2021). Salinity stress affects photosynthesis, malondialdehyde formation, and proline content in *Portulaca oleracea* L. *Plants*, *10*(5), 845. https://doi.org/10.3390/plants10050845

Hoque, M. A., Banu, M. N. A., Nakamura, Y., Shimoishi, Y., y Murata, Y. (2008). Proline and glycinebetaine enhance antioxidant defense and methylglyoxal detoxification systems and reduce NaCl-induced damage in cultured tobacco cells. *Journal of Plant Physiology*, *165*(8), 813-824. https://doi.org/10.1016/j.jplph.2007.07.013

Hu, Y., y Schmidhalter, U. (2005). Drought and salinity: a comparison of their effects on mineral nutrition of plants. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 168(4), 541-549. https://doi.org/10.1002/jpln.200420516

Ibrahim, E. A., y Ramadan, W. A. (2015). Effect of zinc foliar spray alone and combined with humic acid or/and chitosan on growth, nutrient elements content and yield of

dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants sown at different dates. *Scientia Horticulturae*, *184*, 101-105. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.010

Ibrahim, E. A. (2016). Seed priming to alleviate salinity stress in germinating seeds. *Journal of Plant Physiology*, *192*, 38-46. https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.12.011

Ikuyinminu, E., Goñi, O., y O'Connell, S. (2022). Enhancing irrigation salinity stress tolerance and increasing yield in tomato using a precision engineered protein hydrolysate and *Ascophyllum nodosum*-derived biostimulant. *Agronomy*, *12*(4), Article 4. https://doi.org/10.3390/agronomy12040809

Imran, Q. M., Falak, N., Hussain, A., Mun, B.-G., y Yun, B.-W. (2021). Abiotic stress in plants: stress perception to molecular response and role of biotechnological tools in stress resistance. *Agronomy*, *11*(8), Article 8. https://doi.org/10.3390/agronomy11081579

Iqbal, M., Ahmad, A., Ansari, M. K. A., Qureshi, M. I., Aref, I. M., Khan, P. R., Hegazy, S. S., El-Atta, H., Husen, A., y Hakeem, K. R. (2015). Improving the phytoextraction capacity of plants to scavenge metal(loid)-contaminated sites. *Environmental Reviews*, *23*(1), 44-65. https://doi.org/10.1139/er-2014-0043

Jacoby, R. P., Taylor, N. L., y Millar, A. H. (2011). The role of mitochondrial respiration in salinity tolerance. *Trends in Plant Science*, *16*(11), 614-623. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2011.08.002

Jan, J. A., Nabi, G., Khan, M., Ahmad, S., Shah, P. S., y Hussain, S. (2020). Foliar application of humic acid improves growth and yield of chilli (*Capsicum annum* L.) varieties. *Pakistan Journal of Agricultural Research*, *33*(3), 461. http://dx.doi.org/10.17582/journal.pjar/2020/33.3.461.472

Jeannin, I., Lescure, J.-C., y Morot-Gaudry, J.-F. (1991). The effects of aqueous seaweed sprays on the growth of maize. *Botanica Marina*, *34*(6), 469-474. https://doi.org/10.1515/botm.1991.34.6.469

Jiménez-Bremont, J. F., Becerra-Flora, A., Hernández-Lucero, E., Rodríguez-Kessler, M., Acosta-Gallegos, J. A., y Ramírez-Pimentel, J. G. (2006). Proline accumulation in two bean cultivars under salt stress and the effect of polyamines and ornithine. *Biologia Plantarum*, *50*(4), 763-766. https://doi.org/10.1007/s10535-006-0126-x

Jindo, K., Cantero, E., Pérez-Alfocea, F., Hernández, T., Garcia, C., Aguiar, N., Canellas, L., y Martim, S. (2012). Root growth promotion by humic acids from composted and non-composted urban organic wastes. *Plant and Soil*, *353*, 209-220. https://doi.org/10.1007/s11104-011-1024-3

Jithesh, M. N., Wally, O. S. D., Manfield, I., Critchley, A. T., Hiltz, D., y Prithiviraj, B. (2012). Analysis of seaweed extract-induced transcriptome leads to identification of a negative regulator of salt tolerance in *Arabidopsis*. *HortScience*, *47*(6), 704-709. https://doi.org/10.21273/Hortsci.47.6.704

Jones, J., Wilson, S., Lee, G., y Smith, A. (2010). Effect of frost damage and pruning on current crop and return crop of Pinot Noir. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, *38*(3), 209-216. https://doi.org/10.1080/01140671.2010.498402

Jung, J. K., y McCouch, S. (2013). Getting to the roots of it: genetic and hormonal control of root architecture. *Frontiers in Plant Science*, *4*, 186. https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00186

Karagiannidis, N., Bletsos, F., y Stavropoulos, N. (2002). Effect of verticillium wilt (*Verticillium dahliae* Kleb.) and mycorrhiza (*Glomus mosseae*) on root colonization, growth and nutrient uptake in tomato and eggplant seedlings. *Scientia Horticulturae*, *94*(1), 145-156. https://doi.org/10.1016/S0304-4238(01)00336-3

Kauffman, G. L., Kneivel, D. P., y Watschke, T. L. (2007). Effects of a biostimulant on the heat tolerance associated with photosynthetic capacity, membrane thermostability, and polyphenol production of perennial ryegrass. *Crop Science*, *47*(1), 261-267. https://doi.org/10.2135/cropsci2006.03.0171

Kaur, G., y Asthir, B. J. B. P. (2015). Proline: a key player in plant abiotic stress tolerance. *Biologia Plantarum*, *59*, 609-619. https://doi.org/10.1007/s10535-015-0549-3

Keshavarz, H., y Moghadam, R. S. G. (2017). Seed priming with cobalamin (vitamin B12) provides significant protection against salinity stress in the common bean. *Rhizosphere*, *3*, 143-149. https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2017.04.010

Keyvan, S. (2010). The effects of drought stress on yield, relative water content, proline, soluble carbohydrates and chlorophyll of bread wheat cultivars. *Journal of Animal and Plant Sciences* (*JAPS*), *8*(3), 1051-1060. https://www.m.elewa.org/JAPS/2010/8.3/4.pdf

Khan, A., Khan, A. L., Muneer, S., Kim, Y.-H., Al-Rawahi, A., y Al-Harrasi, A. (2019). Silicon and salinity: crosstalk in crop-mediated stress tolerance mechanisms. *Frontiers in Plant Science*, *10*. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2019.01429

Khan, W., Palanisamy, R., Critchley, A., Smith, D., Papadopoulos, Y., y Prithiviraj, B. (2013). *Ascophyllum nodosum* extract and its organic fractions stimulate *Rhizobium* root nodulation and growth of *Medicago sativa* (Alfalfa). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, *44*. https://doi.org/10.1080/00103624.2012.744032

Kocira, A., Lamorska, J., Kornas, R., Nowosad, N., Tomaszewska, M., Leszczyńska, D., Kozłowicz, K., y Tabor, S. (2020). Changes in Biochemistry and Yield in Response to Biostimulants Applied in Bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agronomy, 10*(2), Article 2. https://doi.org/10.3390/agronomy10020189

Krouk, G., Lacombe, B., Bielach, A., Perrine-Walker, F., Malinska, K., Mounier, E., Hoyerova, K., Tillard, P., Leon, S., Ljung, K., Zazimalova, E., Benkova, E., Nacry, P., y Gojon, A. (2010). Nitrate-regulated auxin transport by NRT1.1 defines a

mechanism for nutrient sensing in plants. *Developmental Cell*, *18*(6), 927-937. https://doi.org/10.1016/j.devcel.2010.05.008

Kumar, P., y Sharma, P. K. (2020). Soil salinity and food security in India. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, *4*. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fsufs.2020.533781

Li, Y. L., Stanghellini, C., y Challa, H. (2001). Effect of electrical conductivity and transpiration on production of greenhouse tomato (*Lycopersicon esculentum* L.). *Scientia Horticulturae*, *88*(1), 11-29. https://doi.org/10.1016/S0304-4238(00)00190-4

Liang, X., Zhang, L., Natarajan, S. K., y Becker, D. F. (2013). Proline mechanisms of stress survival. *Antioxidants y Redox Signaling*, *19*(9), 998-1011. https://doi.org/10.1089/ars.2012.5074

Lin, W., Okon, Y., y Hardy, R. W. F. (1983). Enhanced mineral uptake by *Zea mays* and *Sorghum bicolor* roots inoculated with *Azospirillum brasilense*. *Applied and Environmental Microbiology*, *45*(6), 1775-1779. https://doi.org/10.1128%2Faem.45.6.1775-1779.1983

Liu, R., Wang, L., Tanveer, M., y Song, J. (2018). Seed heteromorphism: an important adaptation of halophytes for habitat heterogeneity. *Frontiers in Plant Science*, *9*. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2018.01515

Lopes, W. O., Varão, L. C., y Buso, W. H. D. (2022). Foliar application of biostimulant doses in two phenological stages in common bean culture. *Revista de Agricultura Neotropical, 9*(3), Article 3. https://doi.org/10.32404/rean.v9i3.6981

López-Castañeda, C., y Kohashi-Shibata, J. (1985). Efecto de la poda en la producción de semilla de un frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) de habito indeterminado y guía rápida. *Agrociencia*, (60), 37-60. https://www.researchgate.net/publication/34393679

López-Sánchez, R. C., Gómez-Padilla, E., Campos-Posada, R., Eichler-Löbermann, B., Rodríguez-Larramendi, L. A., Guevara-Hernández, F., y Gongora-Mora, G. (2018). Afectaciones en el rendimiento de líneas de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) provocado por salinidad. *Cultivos Tropicales*, *39*(1), 74-80.

Lucini, L., Rouphael, Y., Cardarelli, M., Canaguier, R., Kumar, P., y Colla, G. (2015). The effect of a plant-derived biostimulant on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions. *Scientia Horticulturae*, *182*, 124-133. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.022

Maas, E. V., y Hoffman, G. J. (1977). Crop salt tolerance-current assessment. *Journal of the Irrigation and Drainage Division*, *103*(2), 115-134. https://doi.org/10.1061/JRCEA4.0001137

Maghari, B. M., y Ardekani, A. M. (2011). Genetically modified foods and social concerns. *Avicenna Journal of Medical Biotechnology*, *3*(3), 109-117. PMID: 23408723; PMCID: PMC3558185.

Martirena-Ramírez, A., Veitía-Rodríguez, N., Rodríguez-García, L., Collado-López, R., Rodríguez-Torres, D., Rivero-Quintana, L., y Ramírez-López, M. (2019). Efecto de diferentes explantes irradiados en la regeneración *in vitro* de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivar “ICA Pijao”. *Acta Biológica Colombiana*, *24*(1), 13-25. https://doi.org/10.15446/abc.v24n1.70422

Mastouri, F., Björkman, T., y Harman, G. E. (2010). Seed treatment with *Trichoderma harzianum* alleviates biotic, abiotic, and physiological stresses in germinating seeds and seedlings. *Phytopathology*, *100*(11), 1213-1221. https://doi.org/10.1094/phyto-03-10-0091

Mena, E., Leiva, M., Dilhara, E., García, L., Veitía, N., Bermúdez, I., Collado, R., y Cárdenas, R. (2015). Efecto del estrés salino en la germinación y el crecimiento temprano de *Phaseolus vulgaris* L. *Cultivos Tropicales*, *36*(3), 71-74. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362015000300011

Metternicht, G. I., y Zinck, J. A. (2003). Remote sensing of soil salinity: potentials and constraints. *Remote Sensing of Environment*, *85*(1), 1-20. https://doi.org/10.1016/S0034-4257(02)00188-8

Miceli, A., Moncada, A., y Vetrano, F. (2021). Use of microbial biostimulants to increase the salinity tolerance of vegetable transplants. *Agronomy*, *11*(6), Article 6. https://doi.org/10.3390/agronomy11061143

Misra, N., y Gupta, A. K. (2005). Effect of salt stress on proline metabolism in two high yielding genotypes of green gram. *Plant Science*, *169*(2), 331-339. https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2005.02.013

Miller, G., Suzuki, N., Ciftci-Yilmaz, S., y Mittler, R. (2010). Reactive oxygen species homeostasis and signaling during drought and salinity stresses. *Plant Cell Environment*, *33*, 453–467. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2009.02041.x

Mittler, R. (2006). Abiotic stress, the field environment and stress combination. *Trends in Plant Science*, *11*(1), 15-19. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2005.11.002

Mohamed, W. H. (2012). Effects of humic acid and calcium forms on dry weight and nutrient uptake of maize plant under saline condition. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, *6*(8), 597-604. http://doi.org/10.1080/00103624.2011.528490

Mohammadi, R., Mendioro, M. S., Diaz, G. Q., Gregorio, G. B., y Singh, R. K. (2013). Mapping quantitative trait loci associated with yield and yield components under reproductive stage salinity stress in rice (*Oryza sativa* L.). *Journal of Genetics*, *92*(3), 433-443. https://doi.org/10.1007/s12041-013-0285-4

Munns, R. (1992). A leaf elongation assay detects an unknown growth inhibitor in xylem sap from wheat and barley. *Functional Plant Biology*, *19*(2), 127-135. https://doi.org/10.1071/pp9920127

Nardi, S., Schiavon, M., y Francioso, O. (2021). Chemical structure and biological activity of humic substances define their role as plant growth promoters. *Molecules*, *26*(8), 2256. https://doi.org/10.3390/molecules26082256

Neji, I., Rajhi, I., Baccouri, B., Barhoumi, F., Amri, M., y Mhadhbi, H. (2021). Leaf photosynthetic and biomass parameters related to the tolerance of *Vicia faba* L. cultivars to salinity stress. *Euro-Mediterranean Journal for Environmental Integration*, *6*(1), 22. https://doi.org/10.1007/s41207-020-00221-8

Norrie, J., y Keathley, J. P. (2005). Benefits of *Ascophyllum nodosum* marine-plant extract applications to Thompson Seedless grape production. In *X International Symposium on Plant Bioregulators in Fruit Production 727* (pp. 243-248). https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2006.727.27

Nzanza, B., Marais, D., y Soundy, P. (2012). Yield and nutrient content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) as influenced by *Trichoderma harzianum* and *Glomus mosseae* inoculation. *Scientia Horticulturae*, *144*, 55-59. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.005

Olivares, F. L., Aguiar, N., Rosa, R., y Canellas, L. (2015). Substrate biofortification in combination with foliar sprays of plant growth promoting bacteria and humic substances boosts production of organic tomatoes. *Scientia Horticulturae*, *183*. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.012

Olivares, F. L., Busato, J. G., de Paula, A. M., da Silva Lima, L., Aguiar, N. O., y Canellas, L. P. (2017). Plant growth promoting bacteria and humic substances: crop promotion and mechanisms of action. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, *4*(1), 1-13. https://doi.org/10.1186/s40538-017-0112-x

Ors, S., Ekinci, M., Yildirim, E., Sahin, U., Turan, M., y Dursun, A. (2021). Interactive effects of salinity and drought stress on photosynthetic characteristics and physiology of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) seedlings. *South African Journal of Botany*, *137*, 335-339. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.10.031

Pachauri, R. K., Allen, M. R., Barros, V. R., Broome, J., Cramer, W., Christ, R., ... y van Ypserle, J. P. (2014). *Climate change 2014: synthesis report. Contribution of Working Groups I, II and III to the fifth assessment report of the Intergovernmental Panel on Climate Change* (p. 151). Ipcc. https://epic.awi.de/id/eprint/37530/

Parađiković, N., Svjetlana, Z., Tkalec, M., Vinković, T., Maksimovic, I., y Haramija, J. (2016). Influence of biostimulant application on growth, nutrient status and proline concentration of begonia transplants. *Biological Agriculture and Horticulture*, *33*. https://doi.org/10.1080/01448765.2016.1205513

Parida, A. K., y Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3), 324-349. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010

Parihar, P., Singh, S., Singh, R., Singh, V. P., y Prasad, S. M. (2015). Effect of salinity stress on plants and its tolerance strategies: a review. *Environmental Science and Pollution Research*, *22*(6), 4056-4075. https://doi.org/10.1007/s11356-014-3739-1

Pascale, A., Vinale, F., Manganiello, G., Nigro, M., Lanzuise, S., Ruocco, M., Marra, R., Lombardi, N., Woo, S. L., y Lorito, M. (2017). *Trichoderma* and its secondary metabolites improve yield and quality of grapes. *Crop Protection*, *92*, 176-181. https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.11.010

Peinado-Guevara, H. J., Green-Ruiz, C. R., Herrera-Barrientos, J., Escolero-Fuentes, Ó. A., Delgado-Rodríguez, O., y Belmonte-Jiménez, S. I. (2011). Calidad y aptitud de uso agrícola y doméstico del agua del acuífero del río Sinaloa, porción costera. *HIDROBIOLÓGICA*, *21*(1), 63-76. https://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/article/view/736

Piccolo, A. (1996). Humus and soil conservation. In: Piccolo, A. (Ed.) Humic substances in terrestrial ecosystems. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands, pp. 225-264. https://doi.org/10.1016/B978-044481516-3/50006-2

Pour-Aboughadareh, A., Mehrvar, M. R., Sanjani, S., Amini, A., Nikkhah-Chamanabad, H., y Asadi, A. (2021). Effects of salinity stress on seedling biomass, physiochemical properties, and grain yield in different breeding wheat genotypes. *Acta Physiologiae Plantarum*, *43*(7), 98. https://doi.org/10.1007/s11738-021-03265-7

Prasad, P. V. V., Bheemanahalli, R., y Jagadish, S. V. K. (2017). Field crops and the fear of heat stress—Opportunities, challenges and future directions. *Field Crops Research*, *200*, 114-121. https://doi.org/10.1016/j.fcr.2016.09.024

Qadir, M., Quillérou, E., Nangia, V., Murtaza, G., Singh, M., Thomas, R. J., Drechsel, P., y Noble, A. D. (2014). Economics of salt-induced land degradation and restoration. *Natural Resources Forum*, *38*(4), 282-295. https://doi.org/10.1111/1477-8947.12054

Qados, A. M. S. A. (2011). Effect of salt stress on plant growth and metabolism of bean plant *Vicia faba* (L.). *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, *10*(1), 7-15. https://doi.org/10.1016/j.jssas.2010.06.002

Quintana-Blanco, W. A., Pinzón-Sandoval, E. H., y Torres, D. F. (2016). Evaluación del crecimiento de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) cv Ica Cerinza, bajo estrés salino. *Revista U.D.C.A. Actualidad y Divulgación Científica*, *19*(1), 87-95. https://doi.org/10.31910/rudca.v19.n1.2016.113

Rabeendran, N., Moot, D. J., Jones, E. E., y Stewart, A. (2000). Inconsistent growth promotion of cabbage and lettuce from *Trichoderma* isolates. *New Zealand Plant Protection*, *53*, 143-146. https://doi.org/10.30843/nzpp.2000.53.3667

Rady, M. M., Desoky, E.-S. M., Elrys, A. S., y Boghdady, M. S. (2019). Can licorice root extract be used as an effective natural biostimulant for salt-stressed common bean plants? *South African Journal of Botany*, *121*, 294-305. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2018.11.019

Rahnama, A., Munns, R., Poustini, K., y Watt, M. (2011). A screening method to identify genetic variation in root growth response to a salinity gradient. *Journal of Experimental Botany*, *62*(1), 69-77. https://doi.org/10.1093/jxb/erq359

Rakkammal, K., Maharajan, T., Ceasar, S. A., y Ramesh, M. (2023). Biostimulants and their role in improving plant growth under drought and salinity. *Cereal Research Communications*, *51*(1), 61-74. https://doi.org/10.1007/s42976-022-00299-6

Rathore, S. S., Chaudhary, D. R., Boricha, G. N., Ghosh, A., Bhatt, B. P., Zodape, S. T., y Patolia, J. S. (2009). Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (*Glycine max*) under rainfed conditions. *South African Journal of Botany*, *75*(2), 351-355. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2008.10.009

Rosa, C. M. da, Castilhos, R. M. V., Vahl, L. C., Castilhos, D. D., Pinto, L. F. S., Oliveira, E. S., y Leal, O. dos A. (2009). Efeito de substâncias húmicas na cinética de absorção de potássio, crescimento de plantas e concentração de nutrientes em *Phaseolus vulgaris* L. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, *33*, 959-967. https://doi.org/10.1590/S0100-06832009000400020

Rose, M. T., Patti, A. F., Little, K. R., Brown, A. L., Jackson, W. R., y Cavagnaro, T. R. (2014). A meta-analysis and review of plant-growth response to humic substances: practical implications for agriculture. *Advances in Agronomy*, *124*, 37-89. DOI: https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800138-7.00002-4

Rouphael, Y., Giordano, M., Cardarelli, M., Cozzolino, E., Mori, M., Kyriacou, M. C., Bonini, P., y Colla, G. (2018). Plant- and seaweed-based extracts increase yield but differentially modulate nutritional quality of greenhouse spinach through biostimulant action. *Agronomy*, *8*(7), Article 7. https://doi.org/10.3390/agronomy8070126

Rouphael, Y., Carillo, P., Garcia-Perez, P., Cardarelli, M., Senizza, B., Miras-Moreno, B., y Lucini, L. (2022). Plant biostimulants from seaweeds or vegetal proteins enhance the salinity tolerance in greenhouse lettuce by modulating plant metabolism in a distinctive manner. *Scientia Horticulturae*, *305,* 111368. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111368

Rajendiran S. y Tapan J. P.(2015). Effect of Humic Acid Multinutrient Fertilizers on Yield and Nutrient Use Efficiency of Potato. *Journal of Plant Nutrition, 39*, 00-00. https://doi.org/10.1080/01904167.2015.1109106

Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural [SADER]. (2022). Mapa agrícola de afectación por salinidad en México. Recuperado 29 de diciembre de 2022, de http://www.gob.mx/agricultura/acciones-y-programas/mapa-agricola-de-afectacion-por-salinidad-en-mexico

Selladurai, R., y Purakayastha, T. J. (2016). Effect of humic acid multinutrient fertilizers on yield and nutrient use efficiency of potato. *Journal of Plant Nutrition*, *39*(7), 949-956. https://doi.org/10.1080/01904167.2015.1109106

Safapour, M., Ardakani, M., Khaghani, S., Rejali, F., Zargari, K., Changizi, M., y Teimuri, M. (2011). Response of yield and yield components of three red bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes to co-inoculation with *Glomus intraradices* and *Rhizobium phaseoli*. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, *11*. https://www.researchgate.net/publication/267382188

Saia, S., Corrado, G., Vitaglione, P., Colla, G., Bonini, P., Giordano, M., Stasio, E. D., Raimondi, G., Sacchi, R., y Rouphael, Y. (2021). An endophytic fungi-based biostimulant modulates volatile and non-volatile secondary metabolites and yield of greenhouse basil (*Ocimum basilicum* L.) through variable mechanisms dependent on salinity stress level. *Pathogens*, *10*(7), Article 7. https://doi.org/10.3390/pathogens10070797

Salinas-Pérez, R. A., Acosta-Gallegos, J. A., López-Salinas, E., Torres-Estrada, C. A., Ibarra-Pérez, F. J., y Félix-Gastélum, R. (2008). Rendimiento y características morfológicas relacionadas con tipo de planta erecta en frijol para riego. *Revista Fitotecnia Mexicana*, *31*(3), 203-203. https://doi.org/10.35196/rfm.2008.3.203

Sánchez-Sánchez, A., Sánchez-Andreu, J., Juárez-Sanz, M., Jordá-Guijarro, J. D., y Bermúdez-Bellido, M. D. (2002). Humic substances and amino acids improve effectiveness of chelate FeEDDHA in lemon trees. *Journal of Plant Nutrition*, *25*(11), 2433-2442 https://doi.org/10.1081/PLN-120014705

Sangiorgio, D., Cellini, A., Spinelli, F., y Donati, I. (2023). Promoting Strawberry (*Fragaria* × *ananassa*) Stress resistance, growth, and yield using native bacterial biostimulants. *Agronomy*, *13*(2), Article 2. https://doi.org/10.3390/agronomy13020529

Saubidet, M. I., Fatta, N., y Barneix, A. J. (2002). The effect of inoculation with *Azospirillum brasilense* on growth and nitrogen utilization by wheat plants. *Plant and Soil*, *245*(2), 215-222. https://doi.org/10.1023/A:1020469603941

Schmidt, R. E., Ervin, E. H., y Zhang, X. (2003). Questions and answers about biostimulants. *Golf Course Manage*, *71*(6), 91-94. https://hightestag.com/wp-content/uploads/2019/05/BiostimulantsQA.pdf

Selvakumar, G., y Thamizhiniyan, P. (2011). The effect of the arbuscular mycorrhizal (AM) fungus *Glomus intraradices* on the growth and yield of chilli (*Capsicum annuum* L.) under salinity stress. *World Applied Sciences Journal*, *14*(8), 1209-1214. https://www.researchgate.net/publication/264842786

Shafi, A., Zahoor, I., y Mushtaq, U. (2019). Proline accumulation and oxidative stress: diverse roles and mechanism of tolerance and adaptation under salinity stress. In M. S. Akhtar (Ed.), *Salt stress, microbes, and plant interactions: mechanisms and molecular approaches: Volume 2* (pp. 269-300). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-13-8805-7_13

Shao, Q. S., Shu, S., Du, J., Xing, W. W., Guo, S. R., y Sun, J. (2015). Effects of NaCl stress on nitrogen metabolism of cucumber seedlings. *Russian Journal of Plant Physiology, 62*(5), 595-603. https://doi.org/10.1134/S1021443715050155

Sharma, V., Jambaladinni, K., Singh, N., Mishra, N., Kumar, A., y Kumar, R. (2022). Understanding environmental associated abiotic stress response in plants under changing climate. In *Molecular Response and Genetic Engineering for Stress in Plants, Volume 1: Abiotic stress*. IOP Publishing. https://doi.org/10.1088/978-0-7503-4921-5ch1

Shukla, P. S., Mantin, E. G., Adil, M., Bajpai, S., Critchley, A. T., y Prithiviraj, B. (2019). *Ascophyllum nodosum*-based biostimulants: sustainable applications in agriculture for the stimulation of plant growth, stress tolerance, and disease management. *Frontiers in Plant Science*, *10*. https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2019.00655

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP]. (2022). Producción Agrícola. gob.mx. Recuperado 3 de enero de 2023, de http://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-agricola-33119

Simões, W. L., Calgaro, M., Coelho, D. S., Santos, D. B. dos, y Souza, M. A. de. (2016). Growth of sugar cane varieties under salinity. *Revista Ceres, 63*, 265-271. https://doi.org/10.1590/0034-737X201663020019

Singh, T. N., Aspinall, D., Paleg, L. G., y Boggess, S. F. (1973). Stress metabolism II. changes in proline concentration in excised plant tissues. *Australian Journal of Biological Sciences, 26*(1), 57-64. https://doi.org/10.1071/bi9730057

Slama, I., Abdelly, C., Bouchereau, A., Flowers, T., y Savouré, A. (2015). Diversity, distribution and roles of osmoprotective compounds accumulated in halophytes under abiotic stress. *Annals of Botany, 115*(3), 433-447. https://doi.org/10.1093/aob/mcu239

Smirnoff, N., y Cumbes, Q. J. (1989). Hydroxyl radical scavenging activity of compatible solutes. *Phytochemistry, 28*(4), 1057-1060. https://doi.org/10.1016/0031-9422(89)80182-7

Soliman, M., y Hamed, L. (2019). Application of bio-stimulants in comparison with organic and mineral N fertilizers for growth promotion of spinach and common bean grown on sandy soil. *Journal of Soil Sciences and Agricultural Engineering, 10*(1), 79-85. https://doi.org/10.21608/jssae.2019.36666

Souri, M. K., y Tohidloo, G. (2019). Effectiveness of different methods of salicylic acid application on growth characteristics of tomato seedlings under salinity. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture, 6*(1), 26. https://doi.org/10.1186/s40538-019-0169-9

Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution. 6. *International Congress on Soilless Culture, Lunteren (Netherlands), 29 Apr - 5 May 1984*.

Stengel, D. B., Connan, S., y Popper, Z. A. (2011). Algal chemodiversity and bioactivity: Sources of natural variability and implications for commercial application. *Biotechnology Advances, 29*(5), 483-501. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.05.016

Stoeva, N., y Kaymakanova, M. (2008). Effect of salt stress on the growth and photosynthesis rate of bean plants (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Central European Agriculture, 9*(3), 385-391. https://jcea.agr.hr/en/issues/article/562

Székely, G., Abrahám, E., Cséplo, A., Rigó, G., Zsigmond, L., Csiszár, J., Ayaydin, F., Strizhov, N., Jásik, J., Schmelzer, E., Koncz, C., y Szabados, L. (2008). Duplicated

P5CS genes of *Arabidopsis* play distinct roles in stress regulation and developmental control of proline biosynthesis. *The Plant Journal: For Cell and Molecular Biology, 53*(1), 11-28. https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2007.03318.x

Tahiri, A. I., Meddich, A., Raklami, A., Alahmad, A., Bechtaoui, N., Anli, M., ... y Oufdou, K. (2022). Assessing the potential role of compost, PGPR, and AMF in improving tomato plant growth, yield, fruit quality, and water stress tolerance. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 1-22. https://doi.org/10.1007/s42729-021-00684-w

Tandon, S., y Dubey, A. (2015). Effects of biozyme (*Ascophyllum nodosum*) biostimulant on growth and development of soybean (*Glycine Max* (L.) Merill). *Communications in Soil Science and Plant Analysis, 46*(7), 845-858. https://doi.org/10.1080/00103624.2015.1011749

Tarchoune, I., Degl'Innocenti, E., Kaddour, R., Guidi, L., Lachaâl, M., Navari-Izzo, F., y Ouerghi, Z. (2012). Effects of NaCl or Na2SO4 salinity on plant growth, ion content and photosynthetic activity in *Ocimum basilicum* L. *Acta Physiologiae Plantarum, 34*(2), 607-615. https://doi.org/10.1007/s11738-011-0861-2

Van Oosten, M. J., Pepe, O., De Pascale, S., Silletti, S., y Maggio, A. (2017). The role of biostimulants and bioeffectors as alleviators of abiotic stress in crop plants. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture, 4*, 1-12. https://doi.org/10.1186/s40538-017-0089-5

Van Zelm, E., Zhang, Y., y Testerink, C. (2020). Salt tolerance mechanisms of plants. *Annual Review of Plant Biology*, *71*(1), 403-433. https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-050718-100005

Varga, L., y Ducsay, L. (2003). Influence of sodium humate on the yield and quality of green pepper. *Horticultural Science*, *30*(3), 116-120. https://doi.org/10.17221/6003-HORTSCI

Verbruggen, N., y Hermans, C. (2008). Proline accumulation in plants: A review. *Amino Acids*, *35*(4), 753-759. https://doi.org/10.1007/s00726-008-0061-6

Valera, J., Matilla, G., Obón, C., Cocarico, S., Alcaraz, F., y Rivera, D. (2020). Halophytes, salinization, and the rise and fall of civilizations. *Handbook of Halophytes: From Molecules to Ecosystems towards Biosaline Agriculture*, 1-43. https://doi.org/10.1007/978-3-030-17854-3_104-1

Wadas, W., y Dziugieł, T. (2020). Changes in assimilation area and chlorophyll content of very early potato (*Solanum tuberosum* L.) cultivars as influenced by biostimulants. *Agronomy, 10*(3), Article 3. https://doi.org/10.3390/agronomy10030387

Yakhin, O. I., Lubyanov, A. A., y Yakhin, I. A. (2016). Biostimulants in agrotechnologies: problems, solutions, outlook. *Agrochemical Herald*, *1*, 15-21. DOI: https://orcid.org/0000-0001-9039-7969

Yang, F., Zhang, S., Song, J., Du, Q., Li, G., Tarakina, N. V., y Antonietti, M. (2019). Synthetic humic acids solubilize otherwise insoluble phosphates to improve soil fertility. *Angewandte Chemie*, *131*(52), 18989-18992. https://doi.org/10.1002/ange.201911060

Yilmaz, A., y Karik, Ü. (2022). AMF and PGPR enhance yield and secondary metabolite profile of basil (*Ocimum basilicum* L.). *Industrial Crops and Products*, *176*, 114327. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2021.114327

Younesi, O., y Moradi, A. (2014). Effects of plant growth-promoting rhizobacterium (PGPR) and arbuscular mycorrhizal fungus (AMF) on antioxidant enzyme activities in salt-stressed bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agriculture*, *60*(1), 10-21. https://doi.org/10.2478/agri-2014-0002

Zafar, M. M., Razzaq, A., Farooq, M. A., Rehman, A., Firdous, H., Shakeel, A., Mo, H., Ren, M., Ashraf, M., y Youlu, Y. (2022). Genetic variation studies of ionic and within boll yield components in cotton (*Gossypium Hirsutum* L.) under salt stress. *Journal of Natural Fibers*, *19*(8), 3063-3082. https://doi.org/10.1080/15440478.2020.1838996

Zheng, C., Jiang, D., Liu, F., Dai, T., Jing, Q., y Cao, W. (2009). Effects of salt and waterlogging stresses and their combination on leaf photosynthesis, chloroplast ATP synthesis, and antioxidant capacity in wheat. *Plant Science*, *176*(4), 575-582. https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.01.015

Zhang, X., y Schmidt, R. E. (1997). Biostimulating turfgrasses. *Grounds Maintenance*, November, (1999), p. 15-32. URL: https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US2000107373

Zhu, J.-K. (2001). Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science*, *6*(2), 66-71. https://doi.org/10.1016/S1360-1385(00)01838-0

Zodape, S., Gupta, A., Bhandari, S., Rawat, U., Chaudhary, D., Eswaran, K., y Chikara, J. (2011). Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Journal of Scientific and Industrial Research*, *70*, 215-219. https://www.researchgate.net/publication/235545368

Zohan, M. H. S., y Mahmoodi, S. (2011). Interaction effect of saline irrigation water mycorrhiza fungi and phosphorus fertilizer on yield and yield components of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). https://go.gale.com/ps/i.do?id=gale%7ca267421996

Zörb, C., Geilfus, C.-M., y Dietz, K.-J. (2019). Salinity and crop yield. *Plant Biology*, *21 Suppl 1*, 31-38. https://doi.org/10.1111/plb.12884

Zulfiqar, F., y Ashraf, M. (2023). Proline alleviates abiotic stress induced oxidative stress in plants. *Journal of Plant Growth Regulation*, *42*(8), 4629-4651. https://doi.org/10.1007/s00344-022-10839-3

Zuzunaga-Rosas, J., González-Orenga, S., Calone, R., Rodríguez-Heredia, R., Asaff-Torres, A., Boscaiu, M., y Vicente, O. (2023). Use of a biostimulant to mitigate the effects of excess salinity in soil and irrigation water in tomato plants. *Plants*, *12*(5), 1190. https://doi.org/10.3390/plants12051190