



**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA  
SEDE GUAYAQUIL**

**CARRERA DE INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA**

**EVALUACIÓN DEL POTENCIAL ANTIOXIDANTE Y CALIDAD  
NUTRICIONAL DE *PORTULACA OLERACEA* L. INOCULADA CON *BACILLUS  
SUBTILIS* Y MICORRIZAS ARBUSCULARES NATIVAS EN UN SISTEMA  
HIDROPÓNICO VERTICAL**

*Trabajo de titulación previo a la obtención  
del título de Ingeniero en Biotecnología*

**AUTORES:**

JORGE ENRIQUE SANÍN CEPEDA  
DIEGO ANDRÉS BARRERA RIVERA

**TUTOR:**

MsC. JAIME ALBERTO NARANJO MORÁN

**GUAYAQUIL - ECUADOR**

**2026**

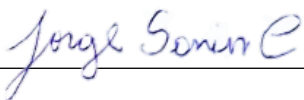
**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE  
TITULACIÓN**

Nosotros, **Jorge Enrique Sanín Cepeda** con documento de identificación N° 0930974266 y **Diego Andrés Barrera Rivera** con documento de identificación N° 0940422769; manifestamos que:

Somos los autores y responsables del presente trabajo; y, autorizamos a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Guayaquil, 29 de enero del año 2026

Atentamente,



Jorge Enrique Sanín Cepeda

CI: 0930974266



Diego Andrés Barrera Rivera

CI: 0940422769

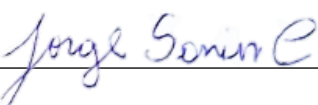
**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE  
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Nosotros, **Jorge Enrique Sanín Cepeda** con documento de identificación N° 0930974266 y **Diego Andrés Barrera Rivera** con documento de identificación N° 0940422769, expresamos nuestra voluntad y por medio del presente documento cedemos a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que somos autores del trabajo experimental: **EVALUACIÓN DEL POTENCIAL ANTIOXIDANTE Y CALIDAD NUTRICIONAL DE *PORTULACA OLERACEA* L. INOCULADA CON *BACILLUS SUBTILIS* Y MICORRIZAS ARBUSCULARES NATIVAS EN UN SISTEMA HIDROPÓNICO VERTICAL**, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: *Ingeniero/a en Biotecnología*, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribimos este documento en el momento que hacemos la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Guayaquil, 29 de enero del año 2026

Atentamente,



Jorge Enrique Sanín Cepeda

CI: 0930974266



Diego Andrés Barrera Rivera

CI: 0940422769

## CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, **Jaime Alberto Naranjo Morán** con documento de identificación N° 0927155226, docente de la Universidad Politécnica Salesiana, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: **EVALUACIÓN DEL POTENCIAL ANTIOXIDANTE Y CALIDAD NUTRICIONAL DE *PORTULACA OLERACEA* L. INOCULADA CON *BACILLUS SUBTILIS* Y MICORRIZAS ARBUSCULARES NATIVAS EN UN SISTEMA HIDROPÓNICO VERTICAL**, realizado por **Jorge Enrique Sanín Cepeda** con documento de identificación N° 0930974266 y **Diego Andrés Barrera Rivera** con documento de identificación N° 0940422769, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo Experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Guayaquil, 29 de enero del año 2026

Atentamente,



---

Jaime Alberto Naranjo Morán

CI: 0927155226

## **Dedicatoria Jorge Sanín**

Dedico este trabajo, en primer lugar, a Dios, por acompañado incluso en los momentos en los que me sentí perdido, cansado y sin fuerza alguna. Por darme la fuerza y capacidad para poder levantarme incluso en los momentos en los que no creía que podía seguir adelante.

A mis padres, por su amor constante, por su sacrificio y por nunca soltarme, aun cuando mis decisiones, mis cambios o mis procesos no fueron fáciles de entender. Los amo con todo mi corazón y espero pueda seguir demostrando todo mi agradecimiento con mis logros.

A mi abuela Piedad, quien siempre me alegra mis días. Gracias por estar presente, por tus consejos, por tu apoyo incondicional y por ser un refugio en los momentos difíciles. Tu cariño y todas las conversaciones que tuvimos fueron una fortaleza silenciosa que me ayudaron a salir adelante.

A mi amigo y compañero de tesis Diego Barrera, porque fuiste el único amigo que, a pesar de ver todos mis cambios y facetas, nunca se fue. Gracias por quedarte, por apoyarnos mutuamente tanto en los momentos buenos como los malos y por seguir saliendo adelante como lo estamos haciendo ahora.

Al míster Jaime Naranjo, por convertirse en una guía y una inspiración. Gracias por creer, por orientar y por mostrar que con disciplina, constancia y visión es posible lograr aquello que parecía distante.

Finalmente, me dedico este trabajo a mí mismo, por no rendirme, por motivarme cuando no tenía ganas, por resistir los momentos de dudas, por crecer a través del dolor y por seguir adelante incluso cuando no sabía con certeza hacia a donde iba. Esta tesis no representa solo un logro académico, sino una etapa de transformación personal, aprendizaje y madurez.

## **Dedicatoria Diego Barrera**

Dedico este trabajo, en primer lugar, a mi abuelita, quien ha sido mi mayor apoyo a lo largo de mi vida. Gracias por acompañarme siempre, por creer en mí incluso cuando yo no podía y por brindarme un amor incondicional que ha sido mi mayor fortaleza.

A mi madre, quien, a pesar de que no siempre coincidimos en nuestras formas de pensar, ha estado presente para mí y me ha apoyado de la mejor manera que ha podido. Gracias por tu esfuerzo, tu presencia y por nunca soltar mi mano.

A mi padre y a mi madrastra, quienes han sido un pilar fundamental en mi formación universitaria, en mi desarrollo profesional y en mi vida personal. Gracias por su apoyo constante, su confianza y por impulsarme a seguir adelante en cada etapa de este camino.

A mi abuelo, quien ya no me acompaña físicamente desde este año, pero cuya guía, amor y protección sé que siguen presentes. Este logro también es para ti; sé que desde el cielo continúas cuidándome y acompañándome en cada paso.

A nuestro tutor de tesis, Jaime Naranjo, por su orientación, paciencia y disposición para ayudarnos a mi compañero y a mí, aclarando nuestras dudas y guiándonos para encaminar de mejor manera este proyecto.

Finalmente, dedico este trabajo a mi compañero de tesis y uno de mis mejores amigos, Jorge Sanín, por su apoyo incondicional, por escucharme siempre y por acompañarme no solo en la universidad y la tesis, sino también en los momentos más personales e importantes. Gracias por tu amistad y por caminar este proceso a mi lado.

## **Agradecimientos**

Agradecemos de manera especial a la Universidad, la que nos ha proporcionado la formación académica, los recursos institucionales y el espacio necesario para el desarrollo de esta investigación y que ha contribuido en gran medida a nuestra formación profesional.

Expresamos nuestro sincero agradecimiento a nuestro tutor de tesis, por su orientación constante, por su acompañamiento académico y por sus valiosas recomendaciones científicas durante el proceso investigativo, que culminaron en este trabajo.

Asimismo, les agradecemos a todas aquellas personas que nos apoyaron y nos acompañaron, tanto en lo académico como en lo personal y que, con su confianza, sus palabras de aliento y su apoyo constante, hicieron que lográsemos superar las dificultades que se presentaron durante la elaboración de esta tesis.

También queremos agradecer a nuestra ayudante de laboratorio, por su colaboración técnica, su disposición y sobre todo por su gran paciencia en colaborar con el trabajo experimental, haciendo toda su parte, siendo parte fundamental en el adecuado desarrollo de las actividades de laboratorio.

Por último, agradecer a todas las personas que contribuyeron directa o indirectamente a la realización del presente trabajo de investigación.

## Resumen

La degradación de los suelos agrícolas, la escasez de agua y el incremento del estrés abiótico asociado a la salinidad han impulsado la búsqueda de alternativas sostenibles para la producción vegetal; en este contexto, *Portulaca oleracea* L. destaca por su alta tolerancia a condiciones adversas y su elevado valor nutricional y antioxidante. El presente estudio tuvo como objetivo evaluar el potencial antioxidante y la calidad nutricional de *P. oleracea* inoculada con *Bacillus subtilis* y hongos micorrízicos arbusculares nativos, cultivada en un sistema hidropónico vertical bajo condiciones de agua potable y agua de mar. Se empleó un diseño de bloques completamente al azar, considerando dos bloques definidos por el tipo de agua y cuatro tratamientos: control, inoculación con *B. subtilis*, inoculación con HMA y coinoculación. Se evaluaron parámetros agronómicos como altura, área foliar y contenido de clorofila, la capacidad antioxidante en hojas y tallos mediante el ensayo DPPH, además del contenido de macronutrientes mediante espectrometría ICP-OES. Los resultados evidenciaron mayor actividad antioxidante en tallos, destacando el tratamiento control con agua salina, lo que sugiere que el estrés salino estimula mecanismos antioxidantes endógenos. Los tratamientos inoculados no superaron al control, indicando una posible función mitigadora del estrés oxidativo. El potasio fue el macronutriente predominante, seguido del magnesio, mientras que el calcio no se cuantificó por sobresaturación analítica. El análisis estadístico mostró diferencias significativas en el área foliar, donde la coinoculación favoreció el desarrollo vegetativo bajo agua potable, confirmando el alto potencial de *P. oleracea* como cultivo funcional en sistemas hidropónicos sostenibles.

**Palabras claves:** *Portulaca oleracea* L.; hidroponía vertical; *Bacillus subtilis*; hongos micorrízicos arbusculares; capacidad antioxidante.

## Abstract

The degradation of agricultural soils, water scarcity, and increased abiotic stress associated with salinity have driven the search for sustainable alternatives for plant production. In this context, *Portulaca oleracea* L. stands out for its high tolerance to adverse conditions and its high nutritional and antioxidant value. The objective of this study was to evaluate the antioxidant potential and nutritional quality of *P. oleracea* inoculated with *Bacillus subtilis* and native arbuscular mycorrhizal fungi, grown in a vertical hydroponic system under drinking water and seawater conditions. A completely randomized block design was used, considering two blocks defined by water type and four treatments: control, inoculation with *B. subtilis*, inoculation with AMF, and co-inoculation. Agronomic parameters such as height, leaf area, and chlorophyll content were evaluated, as well as antioxidant capacity in leaves and stems using the DPPH assay and macronutrient content using ICP-OES spectrometry. The results showed higher antioxidant activity in stems, with the control treatment with saline water standing out, suggesting that saline stress stimulates endogenous antioxidant mechanisms. The inoculated treatments did not outperform the control, indicating a possible mitigating role in oxidative stress. Potassium was the predominant macronutrient, followed by magnesium, while calcium was not quantified due to analytical oversaturation. Statistical analysis showed significant differences in leaf area, where co-inoculation favored vegetative development under drinking water conditions, confirming the high potential of *P. oleracea* as a functional crop in sustainable hydroponic systems.

**Keywords:** *Portulaca oleracea* L.; vertical hydroponics; *Bacillus subtilis*; arbuscular mycorrhizal fungi; antioxidant capacity.

## Índice de Contenido

<b>Capítulo 1</b> .....	<b>1</b>
<b>Antecedentes</b> .....	<b>1</b>
1.1. Introducción .....	1
1.2. Planteamiento del problema .....	2
1.3. Justificación.....	3
1.4. Objetivos .....	4
1.4.1. Objetivo general .....	4
1.4.2. Objetivos específicos.....	4
<b>Capítulo 2</b> .....	<b>5</b>
<b>Marco teórico</b> .....	<b>5</b>
2.1. <i>Portulaca oleracea</i> L. ....	5
2.1.1. Características generales de <i>P. oleracea</i> .....	5
2.1.2. Taxonomía de <i>P. oleracea</i> .....	6
2.1.3. Origen y distribución de <i>P. oleracea</i> .....	6
2.1.4. Biología y ecología de <i>P. oleracea</i> .....	6
2.2. Sistemas hidropónicos y agricultura vertical .....	8
2.3. Solución de Steiner.....	9
2.4. Salinidad y estrés abiótico.....	10
2.5. <i>B. subtilis</i> como bioinoculante .....	12
2.6. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA) .....	12
2.7. Sinergia entre hidroponía, <i>B. subtilis</i> y HMA.....	14

2.8. Importancia nutricional y funcional de <i>P. oleracea</i> .....	15
<b>Capítulo 3</b> .....	<b>17</b>
<b>Materiales y métodos</b> .....	<b>17</b>
3.1. Tipo y diseño de la investigación .....	17
3.1.1. Modelo estadístico para el diseño experimental .....	18
3.2. Recolección de materia prima .....	18
3.2.1. Material vegetal.....	18
3.2.2. Agua de mar y agua potable .....	20
3.2.3. Muestra de suelo.....	20
3.3. Sistema hidropónico vertical .....	20
3.4. Inoculación y evaluación de HMA.....	24
3.4.1. Extracción y conteo de esporas micorrízicas del suelo .....	24
3.4.2. Tinción de raíces antes de la inoculación micorrízica.....	25
3.4.3. Inoculación de HMA en el sistema hidropónico .....	26
3.5. Inoculación con <i>B. subtilis</i> .....	27
3.6. Coinoculación de los microorganismos ( <i>B. subtilis</i> + HMA).....	27
3.7. Determinación de macronutrientes y potencial antioxidante .....	27
3.7.1. Determinación del potencial antioxidante total (DPPH).....	28
3.7.2. Determinación de macronutrientes (ICP-OES).....	28
3.8. Análisis estadístico .....	29
<b>Capítulo 4</b> .....	<b>31</b>
<b>Resultados y Discusiones</b> .....	<b>31</b>

4.1 Capacidad antioxidante de <i>P. oleracea</i> inoculada con <i>B. subtilis</i> y HMA .....	31
4.2 Contenido de macronutrientes en <i>P. oleracea</i> inoculada con <i>B. subtilis</i> y HMA .....	35
4.3 Análisis estadístico de los parámetros agronómicos mediante DBCA .....	37
<b>Capítulo 5.....</b>	<b>41</b>
<b>Conclusiones y recomendaciones .....</b>	<b>41</b>
5.1 Conclusiones .....	41
5.2 Recomendaciones.....	41
<b>Referencias bibliográficas.....</b>	<b>43</b>
<b>Anexos .....</b>	<b>56</b>
Anexo 1. Figuras .....	56
Anexo 2. Tablas.....	64

## Abreviaturas

<i>P. oleracea</i>	<i>Portulaca oleracea</i>
<i>B. subtilis</i>	<i>Bacillus subtilis</i>
HMA	Hongos micorrízicos arbusculares
ICP-OES	Espectrometría de Emisión Óptica con Plasma Acoplado Inductivamente
CMC	Carboximetilcelulosa
DBCA	Diseño de Bloques Completamente al Azar
DPPH	2,2-difenil-1-picrilhidrazilo
EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético
HCl	Ácido clorhídrico
H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	Peróxido de hidrógeno
KOH	Hidróxido de potasio
OMS	Organización Mundial de la Salud
ROS	Especies reactivas del oxígeno

## Simbología

°C	grados Celsius
μL	microlitro
h	hora
g	gramo
mL	mililitro
%	porcentaje
μg	microgramo
L	litro
mg	miligramo
mm	milímetro
nm	Nanómetro
rpm	Revoluciones por minuto
pH	Potencial de hidrógeno
nm	Nanómetro

## Índice de figuras

<b>Figura 1.</b> <i>Verdolaga en estado vegetativo temprano con tallos de tonos rojizos</i> .....	5
<b>Figura 2.</b> <i>Esquema metodológico</i> .....	17
<b>Figura 3.</b> <i>P. oleracea en zonas perturbadas del suelo</i> .....	19
<b>Figura 4.</b> <i>Sistema hidropónico vertical</i> .....	21
<b>Figura 5.</b> <i>Proceso de extracción para el conteo de esporas</i> .....	25
<b>Figura 6.</b> <i>Tinción de raíces</i> .....	26
<b>Figura 7.</b> <i>Elaboración del sistema hidropónico vertical y del microtúnel</i> .....	56
<b>Figura 8.</b> <i>Elaboración y aplicación de la solución nutritiva Steiner en el sistema hidropónico</i> .....	56
<b>Figura 9.</b> <i>Muestreo de suelo para la obtención de micorrizas</i> .....	57
<b>Figura 10.</b> <i>Inoculación de los tratamientos con B. subtilis, HMA y su combinación</i> .....	57
<b>Figura 11.</b> <i>Desarrollo y crecimiento de los explantes bajo los diferentes tratamientos experimentales</i> .....	58
<b>Figura 12.</b> <i>Plaga identificada durante el proyecto: Myzus persicaes</i> .....	58
<b>Figura 13.</b> <i>Medición de longitud y contenido de clorofila en las plantas</i> .....	59
<b>Figura 14.</b> <i>Preparación de muestras para el análisis de área foliar y evaluación radicular</i> . 59	
<b>Figura 15.</b> <i>Secado, pesado y desinfección de las muestras vegetales</i> .....	60
<b>Figura 16.</b> <i>Preparación de soluciones para la curva de calibración del ICP y finalización del proceso de digestión</i> .....	60
<b>Figura 17.</b> <i>Cuantificación de macronutrientes y preparación de muestras para el análisis DPPH</i> .....	61

<b>Figura 18.</b> <i>Curvas de calibración obtenidas por ICP-OES para la cuantificación de macronutrientes</i> .....	61
<b>Figura 19.</b> <i>Ficha técnica CellAct – BS Seed (B. subtilis)</i> .....	62

## Índice de tablas

<b>Tabla 1.</b> <i>Clasificación taxonómica de P. oleracea</i> .....	6
<b>Tabla 2.</b> <i>Diseño experimental de Bloques Completamente Aleatorios (DBCA)</i> .....	18
<b>Tabla 3.</b> <i>Solución de Steiner</i> .....	22
<b>Tabla 4.</b> <i>Intervalos de encendido y apagado del sistema hidropónico</i> .....	23
<b>Tabla 5.</b> <i>Capacidad antioxidante de los tratamientos en hojas de P. oleracea</i> .....	31
<b>Tabla 6.</b> <i>Capacidad antioxidante de los tratamientos en tallos de P. oleracea</i> .....	32
<b>Tabla 7.</b> <i>Cuantificación de los macronutrientes por los tratamientos en P. oleracea</i> .....	35
<b>Tabla 8.</b> <i>Parámetros agronómicos de P. oleracea bajo distintos tratamientos</i> .....	37
<b>Tabla 9.</b> <i>Área foliar de P. oleracea cultivada con agua potable</i> .....	64
<b>Tabla 10.</b> <i>Promedios del área foliar de P. oleracea con agua potable</i> .....	64
<b>Tabla 11.</b> <i>Área foliar de P. oleracea cultivada con agua salina</i> .....	65
<b>Tabla 12.</b> <i>Promedios del área foliar de P. oleracea con agua salina</i> .....	65
<b>Tabla 13.</b> <i>Contenido de clorofila en hojas de P. oleracea cultivada con agua potable</i> .....	66
<b>Tabla 14.</b> <i>Promedios del contenido de clorofila en P. oleracea con agua potable</i> .....	66
<b>Tabla 15.</b> <i>Contenido de clorofila en hojas de P. oleracea cultivadas con agua salina</i> .....	67
<b>Tabla 16.</b> <i>Promedios del contenido de clorofila en P. oleracea con agua salina</i> .....	67
<b>Tabla 17.</b> <i>Tamaño de planta de P. oleracea cultivada con agua potable</i> .....	68
<b>Tabla 18.</b> <i>Tamaño de planta de P. oleracea cultivada con agua salina</i> .....	68
<b>Tabla 19.</b> <i>Tratamientos aplicados a P. oleracea en sistema hidropónico vertical</i> .....	68

<b>Tabla 20.</b> Estadísticos descriptivos del área foliar (cm <sup>2</sup> ), altura (cm) y clorofila (SPAD) de <i>P. oleracea</i> con agua potable .....	69
<b>Tabla 21.</b> Pruebas de normalidad para las variables área foliar, altura y clorofila con agua potable.....	75
<b>Tabla 22.</b> Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para el área foliar con agua potable .....	76
<b>Tabla 23.</b> Análisis de varianza (ANOVA) del área foliar de <i>P. oleracea</i> con agua potable...	76
<b>Tabla 24.</b> Comparaciones múltiples de Tukey (HSD) para el área foliar con agua potable..	77
<b>Tabla 25.</b> Subconjuntos homogéneos del área foliar según la prueba de Tukey con agua potable .....	78
<b>Tabla 26.</b> Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para la altura con agua potable	78
<b>Tabla 27.</b> Análisis de varianza (ANOVA) de la altura de <i>P. oleracea</i> con agua potable .....	79
<b>Tabla 28.</b> Prueba de Kruskal–Wallis para el contenido de clorofila con agua potable .....	79
<b>Tabla 29.</b> Estadísticos descriptivos del área foliar (cm <sup>2</sup> ), altura (cm) y clorofila (SPAD) de <i>P. oleracea</i> con agua salina .....	80
<b>Tabla 30.</b> Pruebas de normalidad para las variables área foliar, altura y clorofila con agua salina .....	85
<b>Tabla 31.</b> Prueba de Kruskal–Wallis para el área foliar con agua salina .....	85
<b>Tabla 32.</b> Prueba de Kruskal–Wallis para la altura (cm) con agua salina .....	86
<b>Tabla 33.</b> Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para el contenido de clorofila con agua salina .....	86
<b>Tabla 34.</b> Análisis de varianza (ANOVA) del contenido de clorofila con agua salina .....	86

<b>Tabla 35.</b> <i>Concentración de magnesio (Mg) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES</i> .....	87
<b>Tabla 36.</b> <i>Concentración de potasio (K) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES</i> .....	87
<b>Tabla 37.</b> <i>Concentración de calcio (Ca) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES</i> .....	88

## Capítulo 1

### Antecedentes

#### 1.1. Introducción

Ecuador se sitúa como uno de los países más megadiversos del continente americano; sin embargo, esta riqueza natural también enfrenta numerosos problemas ambientales. En este contexto surge la necesidad de proponer técnicas alternativas y sostenibles para la producción agrícola, como el cultivo hidropónico vertical de *Portulaca oleracea* L., ya que los efectos del cambio climático y la agricultura intensiva han provocado la degradación del suelo y la reducción acelerada de su productividad (Carrascosa Robles, 2025). Aunque a nivel mundial esta especie es considerada una maleza, eso no significa que no tenga propiedades medicinales y nutricionales (Martínez-López et al., 2021). Asimismo, tiene una resistencia notable a circunstancias negativas, lo cual posibilita su crecimiento en campos de cultivo, jardines, bordes de caminos y otras zonas alteradas (Rodríguez Vieryra et al., 2021), rasgo de mucha importancia para esta investigación.

Varios estudios han demostrado que *P. oleracea* tiene un perfil enriquecido con compuestos bioactivos, como son los ácidos grasos esenciales, alcaloides, esteroides, vitaminas y minerales. Estos compuestos le brindan propiedades antioxidantes notables, lo cual explica por qué se le considera una "bomba de antioxidantes". De igual manera, tiene un potencial terapéutico debido a sus propiedades anticancerígenas, antidiabéticas, antimicrobianas y neuroprotectoras (Giuliani et al., 2025; Bilušić et al., 2025; Soria & Espín, 2022; Keser et al., 2021). En cuanto a los inoculantes, Cotrina Chuquimango (2019) afirma que los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) han sido aislados, y estos estimulan la expansión y crecimiento de las especies vegetales. Del mismo modo, las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR), como *Bacillus subtilis*, tienen la capacidad de regular el crecimiento, solubilizar fosfatos y fijar nitrógeno, características que se han observado en los

suelos donde *P. oleracea* crece. Como se mencionó previamente, esta especie florece en condiciones difíciles y los suelos salinos no son la excepción. En realidad, las PGPR pueden tener un efecto positivo en los microorganismos de la rizósfera al maximizar su actividad (Corrales-Lozada et al., 2020).

Según Yazdani-Biouki et al. (2023), una táctica esencial para asegurar la producción de alimentos en áreas áridas es resaltar especies vegetales que sean tolerantes a la salinidad. En este contexto, las propiedades nutricionales y los rasgos de *P. oleracea* la sitúan como una opción frente a dificultades como la falta de nutrientes. Su versatilidad es otro factor a tener en cuenta, pues tiene la capacidad de ser utilizado para el control de plagas, la preparación del suelo, la fitorremediación y la alimentación animal. Puede almacenar y eliminar metales como mercurio, cadmio, cobre y plomo (Bilušić et al., 2025; Liew et al., 2025).

## **1.2. Planteamiento del problema**

En Ecuador, la investigación acerca de *P. oleracea* es limitada y se centra sobre todo en sus propiedades nutricionales o farmacológicas por separado. No se han encontrado investigaciones que analicen su cultivo en sistemas hidropónicos, método que se considera nuevo y cuyo costo es alto. No obstante, en otras regiones del mundo esta tecnología ya se aplica y se han propuesto mejoras que favorecen el crecimiento y aprovechamiento de la especie. En particular, Chrysargyris et al. (2024, 2025) señalan que los sistemas hidropónicos NFT (técnica de película nutritiva, por sus siglas en inglés) pueden implementarse a gran escala para la producción de *P. oleracea*, y que las proporciones de macronutrientes N-P-K influyen en su crecimiento, rendimiento y valor nutricional.

Ante problemas globales como la desnutrición infantil y las plagas agrícolas, resulta pertinente aprovechar los beneficios de *P. oleracea*. De esta manera surge la propuesta de inocular *B. subtilis* y micorrizas arbusculares nativas en un sistema hidropónico vertical, con el

propósito de determinar su efecto sobre la calidad nutricional y el potencial antioxidante de la especie.

### 1.3. Justificación

En Ecuador, la degradación de los suelos agrícolas a causa del cambio climático y las prácticas intensivas demanda la puesta en práctica de alternativas sustentables que aseguren una producción eficaz y la seguridad alimentaria. Según investigaciones recientes, la disminución de cobertura vegetal y la erosión son elementos cruciales que disminuyen la capacidad productiva de las cuencas andinas, lo que impacta directamente en la resiliencia de los sistemas agrícolas (Oñate-Valdivieso, Oñate-Paladines y Díaz, 2024). En este contexto, los sistemas hidropónicos verticales son una alternativa novedosa debido a su habilidad para mejorar el uso de recursos como el espacio y el agua, aunque su implementación en el país todavía es restringida. Pese a que se la considera una maleza, *P. oleracea* tiene un perfil antioxidante y nutricional sobresaliente, con compuestos bioactivos que benefician la salud humana, pero sus propiedades han sido poco exploradas en sistemas de cultivo controlados.

Por otro lado, se ha comprobado que emplear inoculantes biológicos como *B. subtilis* y las micorrizas arbusculares nativas aumenta la absorción de nutrientes y promueve la producción de metabolitos en vegetales. La evidencia internacional indica que la implementación de tecnologías como la agricultura vertical e hidroponía, junto con innovaciones en biotecnología, tiene el potencial de aumentar los beneficios y la sustentabilidad de la producción en zonas con condiciones restrictivas (Modina et al., 2025). En este contexto, el presente análisis tiene como objetivo proporcionar evidencia científica acerca del impacto de los bioinoculantes en la calidad nutricional y el potencial antioxidante de *P. oleracea* en un sistema hidropónico vertical, apoyando así la creación de alimentos funcionales y el impulso de una agricultura sostenible a nivel nacional.

## **1.4. Objetivos**

### **1.4.1. *Objetivo general***

Evaluar el potencial antioxidante y calidad nutricional de *P. oleracea* inoculada con *B. subtilis* y HMA en un sistema hidropónico vertical.

### **1.4.2. *Objetivos específicos***

Analizar la capacidad antioxidante de *P. oleracea* inoculada con *B. subtilis* y HMA a través de los ensayos DPPH.

Determinar el contenido de macronutrientes en *P. oleracea* inoculada con *B. subtilis* y HMA a través de ICP-OES.

Establecer un diseño en bloques completamente al azar (DBCA) mediante análisis de varianza entre tratamientos y bloques (agua de mar y potable) en un sistema hidropónico vertical

## Capítulo 2

### Marco teórico

#### 2.1. *Portulaca oleracea* L.

##### 2.1.1. *Características generales de P. oleracea*

La verdolaga es una planta anual suculenta que se caracteriza por tener tallos de tonos que van desde el verde al rojizo como se observa en la **Figura 1**, los cuales pueden ser ascendentes o postrados; flores amarillas que se disponen solitarias y se abren con la luz del sol intensa; hojas carnosas, pequeñas y alternas. El sistema radical pivotante, que cuenta con múltiples ramificaciones laterales, posibilita la adaptación a terrenos compactos y a suelos arenosos; por otro lado, sus pequeñas semillas de tegumento resistente aseguran una dispersión extensa y una durabilidad en los ecosistemas (Kaur et al., 2021).

**Figura 1.** Verdolaga en estado vegetativo temprano con tallos de tonos rojizos



*Nota.* Fotografía tomada por los autores, 2025

### 2.1.2. Taxonomía de *P. oleracea*

En la **Tabla 1**, se ilustra la clasificación taxonómica de *P. oleracea*.

**Tabla 1.** Clasificación taxonómica de *P. oleracea*

Dominio	Eukarya
Reino	Plantae
Filo	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Caryophyllales
Familia	Portulacaceae
Género	<i>Portulaca</i>
Especie	<i>Portulaca oleracea</i> L.

*Nota.* Tomado de Aini et al., (2022)

### 2.1.3. Origen y distribución de *P. oleracea*

Se trata de una especie cosmopolita; su distribución incluye Europa, Asia, América y África, lo cual hace difícil determinar un único centro de domesticación. A pesar de que algunos autores la proponen como originaria de Asia Central y la región del Mediterráneo, su presencia en entornos arqueológicos precolombinos en América señala que se introdujo y naturalizó de manera temprana (Meyer et al., 2023). Su éxito evolutivo en entornos áridos, salinos y perturbados se debe a su gran plasticidad fenotípica y sus adaptaciones fisiológicas, como la habilidad de cambiar entre el metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM) y la fotosíntesis C4 (Kaur et al., 2021).

### 2.1.4. Biología y ecología de *P. oleracea*

La biología reproductiva de *P. oleracea* muestra una capacidad elevada para colonizar: cada planta puede producir 240 000 semillas que germinan dependiendo de la temperatura, la

profundidad del sembrado y la exposición a la luz. De acuerdo con Kaur et al. (2021), esta táctica permite que actúe como maleza persistente en sistemas de agricultura y como una especie ruderal (planta con capacidad de desarrollarse en lugares muy pobres o alterados) en ecosistemas degradados. Además, su sistema de fotosíntesis doble proporciona ventajas para adaptarse a sequías largas, dado que permite almacenar ácido málico por la noche y usarlo durante el día, una característica poco común en las malezas anuales.

En la ecología, el rol multifuncional de *P. oleracea* ha sido objeto de un estudio extenso. Según Meyer et al. (2023), en ecosistemas de islas del Pacífico, se ha observado que esta especie es capaz de equilibrar suelos arenosos y ayudar a la sucesión ecológica de comunidades vegetales en atolones con recursos escasos. Simultáneamente, en agroecosistemas intensivos, su presencia como mala hierba competitiva es importante, porque tiene la capacidad de interferir en el crecimiento de las cosechas; no obstante, también puede enriquecer el suelo con nutrientes y funcionar como un bioindicador de resiliencia (Aini et al., 2022).

Investigaciones recientes han profundizado su diversidad metabólica y genética. Los estudios genómicos han señalado la existencia de variaciones dentro de las especies que están vinculadas con la adaptación a condiciones locales, incluyendo contrastes en cómo se acumulan los metabolitos secundarios, como por ejemplo los ácidos grasos esenciales, los flavonoides y los alcaloides (Tamboli et al., 2022). Los estudios moleculares indican que los genes vinculados a la biosíntesis de sustancias antioxidantes y al metabolismo del carbono se manifiestan de manera diferente dependiendo del entorno, esto evidencia su capacidad para ser utilizados como modelo en investigaciones sobre la resiliencia de las plantas (Zhang et al., 2025). En términos ecológicos, se ha reportado que sus poblaciones muestran diferencias en germinación y asentamiento como reacción a los gradientes ambientales, lo cual explica su extensa distribución geográfica (Peregrym & Dragićević, 2024).

## 2.2. Sistemas hidropónicos y agricultura vertical

Los sistemas hidropónicos han sido estudiados como una alternativa a la agricultura tradicional en suelo, al considerar que estos maximizan el aprovechamiento del agua (hasta un 90% menos que los métodos convencionales) y hacen posible el control exacto de la disponibilidad de nutrientes (Michalis et al., 2023). Entre ellos se encuentran los sistemas verticales, los cuales representan un avance tecnológico que aprovecha el espacio tridimensional para aumentar la densidad de cultivo en ambientes urbanos.

Investigaciones recientes respaldan que los cultivos en vertical tienen el potencial de alterar de manera significativa la composición nutricional y metabólica de las plantas. Se demostró un efecto directo en el metabolismo secundario de un ensayo con trigo cultivado en sistemas hidropónicos verticales, que resultó en un perfil superior de aminoácidos y antioxidantes bajo condiciones reguladas, tanto de nutrientes como de luz (Bassu et al., 2025). De forma parecida, los estudios realizados sobre espinaca en hidroponía mostraron que la actividad de las enzimas antioxidantes (ascorbato peroxidasa y superóxido dismutasa) se ve afectada por la regulación de micronutrientes como el K y el Zn, esto incrementa el valor nutricional del cultivo (Behtash et al., 2025).

La hidroponía se ha impuesto, en términos de sostenibilidad, como un modelo que es viable desde el punto de vista económico y ambiental. Según un estudio, que se llevó a cabo sobre el cultivo de tomate en Grecia, estos sistemas son capaces de alcanzar una rentabilidad elevada y al mismo tiempo reducir el consumo de agua y energía, esto se alinea con los Objetivos de Desarrollo Sostenible (Michalis et al., 2023). Sin embargo, algunos escritores señalan restricciones vinculadas a la elevada inversión inicial y a la exigencia de una

comprensión técnica especializada para gestionar bioinoculantes y soluciones nutritivas (Bassu et al., 2025).

En conjunto, estas evidencias apoyan la idea de que los sistemas hidropónicos verticales no son una táctica de intensificación sostenible, sino que también brindan la posibilidad de incorporar inoculantes microbianos que mejoren todavía más la calidad funcional de las cosechas.

### **2.3. Solución de Steiner**

La solución nutritiva de Steiner fue formulada por el Dr. Bernard Kratky Steiner en el año 1984 y se considera una de las más utilizadas dentro de los sistemas hidropónicos, debido a su equilibrio iónico, relación entre aniones y cationes, además de su efectividad en la absorción de nutrientes por parte de las plantas. La composición consta de macronutrientes como N, P, K, Mg, S y Ca, por otro lado, consta de micronutrientes presentes como B, Mo, Zn, Fe, Mn y Cu, los cuales ayudan a las plantas a crecer con un desarrollo uniforme y saludable. La efectividad de la composición de nutrientes Steiner ha podido comprobarse en varios estudios, ya que ha sido citado en investigaciones relacionadas con el cultivo hidropónico de plantas y en todas ha demostrado la rápida absorción y crecimiento de las especies vegetales utilizadas (Buelna-Tarín et al., 2024; Díaz-Vázquez et al., 2023).

El uso de la solución nutritiva de Steiner en cultivos de hortalizas ha demostrado efectos positivos en cuanto a variables de crecimiento y de rendimiento, hasta el punto de ser tan buena que se compara con los tratamientos con bioestimulantes. Buelna-Tarín et al. (2024), señala que se utilizó la solución como tratamiento testigo donde obtuvieron como resultado final el aumento en los valores significativos en variables como la altura de planta y el peso de fruto

por planta, denotando su efectividad a modo de fuente nutricional completa. Por otro lado, se dice que el equilibrio nutricional que posee esta misma solución contribuye a alcanzar mayores eficiencias en la absorción de nitratos y de otros iones importantes que son fundamentales en la vida de la planta ya sea en condiciones de estrés abiótico o en sistemas hidropónicos intensivos (Buelna-Tarín 2024; Díaz-Vázquez et al., 2023). Por estas razones, la solución de Steiner es un referente muy utilizado en las investigaciones que evalúan estrategias nutricionales y biotecnológicas para aumentar la producción de la planta en sistemas hidropónicos.

A pesar de que la solución nutritiva de Steiner garantiza mantener un suministro balanceado de macro y micronutrientes dentro de un sistema hidropónico, existen los diferentes factores ambientales que pueden llegar a interferirse en la absorción y aprovechamiento de los nutrientes que son asimilados por las plantas. Entre estos factores, la salinidad es una de las principales causas de estrés abiótico, ya que esta altera el equilibrio osmótico, la disponibilidad iónica y los procesos fisiológicos del cultivo, precisamente en regiones con limitaciones en la calidad del agua (Yazdani-Biouki et al., 2023; Chrysargyris et al., 2024).

#### **2.4. Salinidad y estrés abiótico**

La salinidad es un factor de estrés abiótico muy reconocido por limitar el crecimiento y el desarrollo de las plantas, especialmente en zonas de agricultura intensiva y en lugares donde el agua utilizada para el riego es de mala calidad. La acumulación de sales solubles en el sustrato genera un desequilibrio osmótico que influye en la absorción de agua y de nutrientes esenciales, además provoca toxicidad iónica debido a la concentración de sodio y de cloruro en las células vegetales. Estas condiciones afectan a procesos fisiológicos relevantes como la fotosíntesis, la respiración, la división celular y el metabolismo del nitrógeno, lo que disminuye el rendimiento como la calidad de las cosechas. Por otro lado, la salinidad induce una descompensación redox

dentro de las células vegetales, incrementando la producción de especies reactivas de oxígeno, lo que puede causar un daño oxidativo en las membranas, las proteínas y los ácidos nucleicos.

Las plantas activan en marcha numerosas estrategias fisiológicas, bioquímicas y moleculares, como ajuste osmótico, regulación del transporte iónico, activación de los sistemas antioxidantes y cambios en los niveles de expresión de los genes con relación al estrés salino, como respuesta adaptativa al estrés salino. Por lo tanto, ha quedado demostrado que las especies vegetales más tolerantes a la salinidad son aquellas que tienen mayor capacidad para establecer homeostasis iónica y para incrementar la actividad de un conjunto de enzimas antioxidantes como son la superóxido dismutasa, la catalasa y las peroxidasas, con la finalidad de minimizar el daño oxidativo (Liew et al., 2025; Gul et al., 2022). Estos mecanismos son de extrema importancia en el caso de los sistemas hidropónicos, ya que la salinidad del medio nutritivo afecta de manera directa y constante al sistema radical, lo que produce un efecto negativo sobre la eficiencia nutricional y sobre el estado fisiológico de las plantas cultivadas.

Frente a los efectos perjudiciales que tiene la salinidad y otros factores de estrés abiótico en el crecimiento y nutrición vegetal se le han buscado diferentes alternativas biotecnológicas que traten de revertirlo. En este contexto, el uso de microorganismos beneficiosos de la rizósfera, como las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal y los hongos micorrízicos arbusculares han sido una alternativa eficiente para mejorar la absorción de nutrientes, regular el crecimiento vegetal o aumentar la tolerancia al estrés en diversas especies cultivadas (Cotrina Chuquimango, 2019; Corrales-Lozada et al. 2020).

### **2.5. *B. subtilis* como bioinoculante**

En la agricultura sostenible, las rizobacterias que fomentan el crecimiento de las plantas (PGPR) tienen un papel esencial; uno de los inoculantes más estudiados y utilizados es *B. subtilis*. Esta bacteria Gram positiva, que tiene la capacidad de inducir resistencia sistémica contra patógenos (Antoszewski et al., 2022) y producir esporas resistentes, se distingue por su habilidad para sintetizar fitohormonas (giberelinas, auxinas), sideróforos y enzimas hidrolíticas.

En los sistemas hidropónicos, *B. subtilis* ha evidenciado un impacto relevante en la biomasa y en la calidad funcional de varias cosechas. La inoculación de lechuga y apio con *B. subtilis*, según investigaciones de Wang et al. (2023), aumentó la cantidad de flavonoides, vitamina C y fenoles, además de optimizar la biomasa radicular y la eficiencia fotosintética. Estos resultados son consistentes con los de la investigación de Behtash et al. (2025), quienes observaron que la combinación de *B. subtilis* con otros inoculantes bacterianos aumentó el perfil nutritivo y la capacidad antioxidante de las plantas en mayor medida.

La razón por la que este microorganismo despierta interés también se debe a su plasticidad ecológica y a su aptitud para integrarse en cultivos sin suelo, donde tiene la posibilidad de interactuar con el microbioma, controlar la absorción de nutrientes y estimular la producción de metabolitos secundarios. Sin embargo, Wang et al. (2023) advierten que los resultados de la inoculación dependen de la compatibilidad entre cepa y especie vegetal; por lo tanto, es necesario analizar los efectos de forma individualizada.

### **2.6. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)**

Las micorrizas arbusculares son hongos simbioses que se localizan en las raíces de la mayoría de las plantas terrestres. Estas crean arbusculos (estructuras intracelulares), donde se

hace el intercambio de nutrientes. Su principal contribución es el incremento de la tolerancia a circunstancias de estrés abiótico, incluyendo la salinidad, la sequía y la contaminación por metales pesados. Adicionalmente, se mejora la absorción de micronutrientes, fósforo y nitrógeno (Golubkina et al., 2020).

Según varios estudios, las micorrizas arbusculares no solamente benefician la nutrición mineral; además, promueven la producción de metabolitos secundarios que poseen características farmacológicas y antioxidantes. Golubkina et al. (2020), por ejemplo, encontraron que las especies vegetales de *Allium* inoculadas con cepas diversas de HMA pertenecientes al género *Glomus* y *Rhizophagus* exhiben aumentos en la actividad antioxidante. También notaron diferencias entre variedades en respecto a la cantidad de compuestos fenólicos y flavonoides. Zhao et al. (2022) también documentaron que inocular plantas medicinales con micorrizas incrementó la concentración de terpenos, flavonoides y alcaloides, lo que demuestra cómo estas asociaciones pueden maximizar el valor de los cultivos en términos funcionales.

Las micorrizas arbusculares han demostrado que pueden prosperar con éxito y optimizar la biomasa y la calidad bioquímica de los cultivos en el entorno hidropónico, a pesar de que el sustrato no tiene suelo como hábitat natural (Thokchom et al., 2020). Sin embargo, algunos autores afirman que la capacidad de colonización depende de la procedencia de las cepas micorrízicas y de su compatibilidad genética con la especie hospedera. Esto recalca la importancia de utilizar micorrizas arbusculares nativas que estén adaptadas a las condiciones locales (Antoszewski et al., 2022).

## 2.7. Sinergia entre hidroponía, *B. subtilis* y HMA

La aplicación de microorganismos, en combinación con los sistemas hidropónicos, es un nuevo ámbito dentro de la biotecnología agrícola. Se cree que la interacción entre bacterias que promueven el crecimiento (*B. subtilis*) y hongos micorrízicos arbusculares es sinérgica, debido a que ambas especies actúan sobre diferentes procesos de nutrición y defensa en la planta.

En una investigación realizada por Golubkina et al. (2020), se encontró que la coinoculación de *Rhizophagus intraradices* y *B. subtilis* mejora la acumulación de selenio y antioxidantes en cebollas, lo cual indica que dicha interacción eleva la calidad funcional de las cosechas. Antoszewski et al. (2022) sugieren, de modo parecido, que la combinación de hongos y bacterias en entornos controlados puede potenciar la capacidad de las plantas para resistir el estrés abiótico, activar vías metabólicas secundarias y optimizar la biofortificación de nutrientes fundamentales.

En este contexto, el término holobionte vegetal (que considera a la planta y su microbioma como una unidad funcional) se vuelve importante. Según Antoszewski et al. (2022), el diseño de agroecosistemas sostenibles debe contemplar esta perspectiva, en la cual la utilización simultánea de *B. subtilis*, micorrizas arbusculares e hidroponía no solo aumente la productividad, sino que también contribuya a obtener productos alimenticios con un valor agregado más alto en términos de compuestos bioactivos y antioxidantes.

A pesar de estos progresos, aún existen huecos en la investigación sobre la estandarización de dosis, los tiempos de inoculación y la compatibilidad entre microorganismos y especies vegetales. Esta característica es importante en *P. oleracea*, ya que ha sido poco estudiada en sistemas hidropónicos inoculados, pero tiene un enorme potencial como cultivo sostenible y funcional en áreas urbanas y semiurbanas.

## 2.8. Importancia nutricional y funcional de *P. oleracea*

Desde la perspectiva de la nutrición, la verdolaga se distingue por su elevada concentración de ácidos grasos omega-3 poliinsaturados, en particular el alfa-linolénico. Giuliani et al. (2025) también lo resaltan por sus contribuciones importantes de vitaminas (A, C y E), minerales (Mg, Ca y K) y compuestos antioxidantes.

Las investigaciones en el campo de la nutrición han corroborado que la verdolaga tiene posibilidades de ser un ingrediente funcional. Por ejemplo, la incorporación de harina de *P. oleracea* al proceso de panificación mejoró las cantidades de fibra dietética, proteína, polifenoles y ácidos grasos omega-3 en panes enriquecidos; así mismo, aumentó la capacidad antioxidante del producto final (Delvarianzadeh et al., 2020). Estos descubrimientos indican que la especie puede tener un papel clave en el desarrollo de nutraceuticos y alimentos funcionales.

Sin embargo, Delvarianzadeh et al. (2020) alertan que el valor nutricional de la verdolaga está muy condicionado por las condiciones del cultivo y la presencia de nutrientes, lo cual explican en sus investigaciones enfocadas en sistemas hidropónicos y su interacción con bioinoculantes para modificar su perfil fitoquímico.

Además de su valor nutricional fundamental, *P. oleracea* se reconoce como un recurso importante de compuestos bioactivos con propiedades antioxidantes y farmacológicas. Los carotenoides, los flavonoides, las betalainas, los polifenoles y los alcaloides son algunos de los compuestos más importantes. Estos compuestos contribuyen a proteger las células frente al estrés oxidativo (Giuliani et al., 2025; Delvarianzadeh et al., 2020) y a neutralizar ROS.

Los estudios fitoquímicos han permitido el descubrimiento de metabolitos exclusivos de esta especie. Hicieron una comparación de la capacidad antioxidante de los extractos de verdolaga con otras sustancias fitocompuestas (hesperidina, berberina, hibisco y resveratrol) Amin et al. (2020), destacando que *P. oleracea* tiene un nivel de actividad antioxidante similar al de las moléculas que se usan en los nutraceuticos establecidos. Wang et al. (2023) reportaron, además, el descubrimiento de un nuevo alcaloide con importantes propiedades antiinflamatorias, la portulacatona A; esto potencia las cualidades medicinales de la especie.

El interés de su uso para prevenir enfermedades crónicas relacionadas con el estrés oxidativo, como la diabetes, las dolencias cardiovasculares y ciertos tipos de cáncer (Wang et al., 2023), ha aumentado debido a la variedad de sus metabolitos. Sin embargo, muchos autores señalan que las condiciones medioambientales y el manejo agronómico son factores determinantes en la concentración de estos compuestos. Destacan así la relevancia de analizar su producción en sistemas controlados, como la hidroponía, con el apoyo de bioinoculantes para fomentar vías metabólicas secundarias (Delvarianzadeh et al., 2020).

## Capítulo 3

### Materiales y métodos

La metodología empleada para la investigación se ilustra en la **Figura 2**, y en los siguientes apartados se detallarán los materiales y equipos utilizados para cada método.

**Figura 2.** Esquema metodológico



*Nota.* Ilustración creada con Napkin AI, por los autores (2025)

### 3.1. Tipo y diseño de la investigación

Se implementó un diseño experimental de bloques completamente al azar (DBCA) con 2 bloques: agua dulce y agua de mar. Esto tiene un impacto en el control de la variabilidad que puede surgir debido a las propiedades del agua en la solución nutritiva (Steiner), lo que garantiza una comparación más precisa entre los distintos tratamientos. Los tratamientos que se implementaron son: control (solo sustrato), inoculación con *B. subtilis*, inoculación con HMA y la combinación de ambos microorganismos.

Las plantas se distribuyeron al azar a los tratamientos en cada bloque, con 12 réplicas por tratamiento, teniendo 96 plantas en total, la distribución de los tratamientos se evidencia en la **Tabla 2**. Este diseño permitió analizar los impactos individuales de los tratamientos en parámetros agronómicos como la altura, área y clorofila.

### 3.1.1. Modelo estadístico para el diseño experimental

$$Y_{ijk} = \mu + \beta_i + t_j + (\beta t)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

$i = 1, 2; j = 1, 2, 3, 4; k = 1, 2, 3, \dots, 12$

**Tabla 2.** Diseño experimental de Bloques Completamente Aleatorios (DBCA)

Bloque	Tratamiento	Replicas
Agua potable	Control (Sustrato)	12
	<i>B. subtilis</i>	12
	HMA	12
	<i>B. subtilis</i> + HMA	12
Agua salina	Control (Sustrato)	12
	<i>B. subtilis</i>	12
	HMA	12
	<i>B. subtilis</i> + HMA	12
<b>Total</b>		96

*Nota.* Ambos bloques mantendrán las mismas condiciones ambientales al igual que los tratamientos. **Elaborado por:** Los autores, 2025

## 3.2. Recolección de materia prima

### 3.2.1. Material vegetal

Los explantes (porciones de tallo que tienen nudos y yemas observables) de *P. oleracea*, fueron recolectados en zonas urbanas y periurbanas del cantón Guayaquil, provincia del Guayas, Ecuador, específicamente en áreas perturbadas de Samanes, la urbanización Metrópolis 2,

Barrio San Eduardo y el Campus María Auxiliadora, estas zonas se caracterizan por presentar condiciones ambientales variables, lo que favorece el desarrollo espontáneo de la especie, como se observa en la **Figura 3**, y permite la obtención de explantes representativos de poblaciones adaptadas a condiciones de estrés abiótico.

**Figura 3.** *P. oleracea* en zonas perturbadas del suelo



*Nota.* Fotografía que evidencia el hábito rastrero característico de la especie, tomada por los autores (2025)

El material vegetal se trasladó en bolsas estériles y fue procesado el mismo día. Con el fin de asegurar la eliminación de los microorganismos epífitos (organismos que habitan en el exterior de la especie vegetal) presentes en los tejidos de *P. oleracea*, se realizó un proceso de desinfección dividido en dos etapas: primero, se limpió con agua corriente y detergente neutro para eliminar los residuos sólidos, se sumergieron los explantes durante 30 segundos en etanol al 70 %; luego, por un par de minutos, en hipoclorito de sodio al 1 %; y finalmente, se lavó tres veces usando agua corriente.

Para el estudio, se seleccionaron los explantes con al menos 10 cm de largo y que no presentaban ningún signo de putrefacción o contaminación por patógenos, manteniéndolos en vasos de plástico con agua hasta que enraícen 5 cm, por aproximadamente 2 semanas.

### **3.2.2. Agua de mar y agua potable**

Dentro del sistema hidropónico, se utilizó agua potable y de mar recolectada en la zona de playas Villamil, provincia del Guayas, la cual se almacenó en recipientes hasta alcanzar los 200 L para su uso durante el desarrollo del experimento. La integración de ambos tipos de agua permitió establecer diferentes bloques experimentales, considerando la influencia de la salinidad como un factor ambiental relevante.

### **3.2.3. Muestra de suelo**

Las muestras de suelo utilizadas para la identificación y obtención de HMA nativos fueron tomadas en zonas con vegetación espontánea, asociadas a plantas hospedantes, a una profundidad de 0 a 20 cm en la zona radicular, las cuales se homogenizaron y almacenaron en bolsas esterilizadas hasta su análisis en el laboratorio. Dichas muestras se emplearon para el conteo inicial de esporas y la preparación del inóculo micorrízico, con el fin de evaluar su comportamiento en condiciones de cultivo sin suelo (Brundrett et al., 1999).

## **3.3. Sistema hidropónico vertical**

El cultivo de *P. oleracea* se realizó mediante un sistema hidropónico vertical, diseñado para optimizar el uso del espacio, el agua y los nutrientes, como se observa en la **Figura 4**, así como de garantizar condiciones homogéneas para el desarrollo de las unidades experimentales. Las plantas se colocaron en vasos plásticos desechables dispuestos verticalmente, utilizando como sustrato una mezcla de turba Lambert LM-GPS y arena previamente esterilizada por autoclave, en una proporción 1:1 (v/v). Esta combinación fue seleccionada debido a su adecuada capacidad de retención de humedad, aireación y drenaje, características que favorecen el desarrollo radicular y facilitan la colonización por microorganismos simbióticos, como los

HMA, tal como ha sido reportado en estudios previos sobre cultivos hidropónicos de hortalizas de hoja (Mondino et al., 2023).

**Figura 4.** *Sistema hidropónico vertical*



*Nota.* Fotografía tomada por los autores (2025), al realizar el trasplante e inoculación

El sistema se mantuvo con una solución nutritiva de Steiner, cuyos macro y micronutrientes se detallan en la **Tabla 3**. Dicha solución fue ajustada a un pH entre 5.8-6.5 y una conductividad eléctrica (CE) de 1.2 a 1.6 mS/cm, rangos considerados óptimos para el cultivo hidropónico de especies vegetales de crecimiento rápido. La solución nutritiva fue renovada cada dos semanas para mantener la estabilidad iónica y asegurar una adecuada disponibilidad de macro y micronutrientes durante todo el ciclo del cultivo, siguiendo los lineamientos clásicos del manejo nutricional en hidroponía (Steiner, 1961).

**Tabla 3.** *Solución de Steiner*

<b>Tipo de nutriente</b>	<b>Reactivo</b>	<b>Cantidad para 4 L de H<sub>2</sub>O (10×)</b>	<b>Fórmula química</b>
	Nitrato de calcio	39.5672 g	Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O
	Sulfato de magnesio	19.7976 g	MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O
	Nitrato de potasio	3.6504 g	KNO <sub>3</sub>
<b>Macronutrientes</b>	Dihidrógeno fosfato de potasio	5.4432 g	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>
	Sulfato de potasio	18.0528 g	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>
	Quelato de hierro (EDTA)	12 mL	C <sub>14</sub> H <sub>19</sub> O <sub>10</sub> N <sub>3</sub> NaFe
	Sulfato de manganeso	0.76 g	MnSO <sub>4</sub> ·H <sub>2</sub> O
	Ácido bórico	1.004 g	H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>
<b>Micronutrientes</b>	Sulfato de zinc	0.12 g	ZnSO <sub>4</sub>
	Sulfato de cobre	0.028 g	CuSO <sub>4</sub>
	Molibdato de sodio	0.0048 g	Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub>
<b>Bioestimulante</b>	Glicina betaína	4 gr	C <sub>5</sub> H <sub>11</sub> NO <sub>2</sub>

*Nota.* Tabla de concentraciones de solución nutritiva modificada de Steiner (1984)

El riego se realizó de forma intermitente, con lapsos de encendido y apagado del sistema controlados mediante un temporizador digital, cuyos tiempos se detallan en la **Tabla 4**, de esta forma permitiendo la oxigenación del sistema radicular y evitando la saturación del sustrato. El suministro de la solución nutritiva se efectuó de manera uniforme en todas las unidades

experimentales, garantizando condiciones comparables entre tratamientos y bloques, lo que resulta fundamental para la validez del diseño experimental.

**Tabla 4.** *Intervalos de encendido y apagado del sistema hidropónico*

<b>Encendido</b>	<b>Apagado</b>
11:30 pm	11:59 pm
02:00 am	02:30 am
04:30 am	05:00 am
07:00 am	07:30 am
09:30 am	10:00 am
11:59 am	12:30 pm
02:30 pm	03:00 pm
05:00 pm	05:30 pm
07:30 pm	08:00 pm
10:00 pm	10:30 pm
11:59 pm	12:30 am

*Nota.* El sistema tiene lapsos de 30 min de encendido y 2 horas de apagado, para una correcta oxigenación de las plantas. **Elaborado por:** Los autores, 2025

Durante el desarrollo del cultivo, el sistema trabajó bajo condiciones controladas de fotoperiodo, manteniendo un régimen de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad. Estas condiciones previas ayudaron al crecimiento vegetativo de *P. oleracea* y permitieron evaluar el efecto de los tratamientos biológicos aplicados, tal como ha sido documentado para especies tolerantes a estrés abiótico en sistemas de cultivo sin suelo (Rodríguez Vieryra et al., 2021).

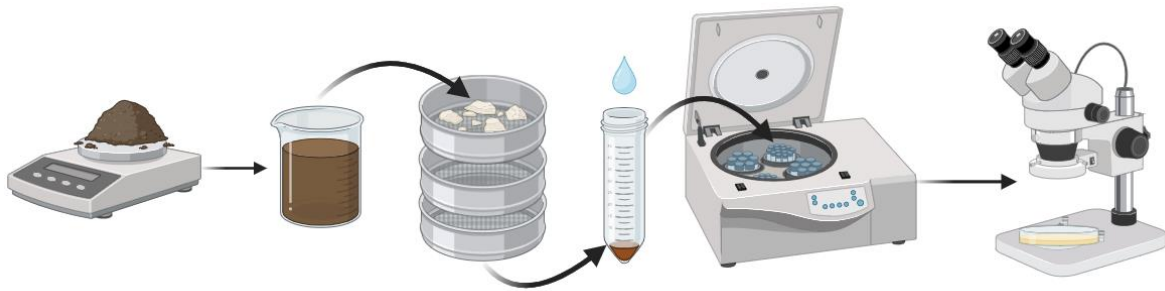
### **3.4. Inoculación y evaluación de HMA**

#### ***3.4.1. Extracción y conteo de esporas micorrízicas del suelo***

A partir de las muestras de tierra recolectadas, se llevó a cabo la extracción de esporas de micorrizas utilizando la técnica de filtración húmeda junto con decantación, seguido de un proceso de centrifugación en el que se usa un gradiente de densidad con Tween 20 + Sacarosa. Para ello se pesaron 100 g de tierra homogeneizada, que se mezclaron con agua destilada y se agitaron manualmente durante 30 segundos. Después de dejar reposar por 10 segundos, se separó el líquido superior o sobrenadante de manera cuidadosa a través de una serie de mallas de 300, 150 y 75  $\mu\text{m}$  organizadas desde el tamaño de poro más grande al más pequeño. Este procedimiento se repitió hasta lograr un líquido superior casi transparente, garantizando la recolección del material que queda en el tamiz de 75  $\mu\text{m}$ , en el cual se acumula la mayor cantidad de esporas micorrízicas (Méndez-Cortés et al., s.f.).

El material que se recolectó en los tamices de 75  $\mu\text{m}$  se trasladó a tubos de centrifugación y se centrifugó a 500 rpm durante 5 minutos. Al remover el sobrenadante, se incorporó una solución de sacarosa al 72 % (p/v) con Tween 20, se resuspendió el sedimento y se realizó una segunda centrifugación con las mismas condiciones (Furlan et al., 1980). Las esporas recolectadas se colocaron en cajas Petri, y se hizo el conteo de esporas por gramo de suelo haciendo uso de un microscopio de disección

**Figura 5.** *Proceso de extracción para el conteo de esporas*



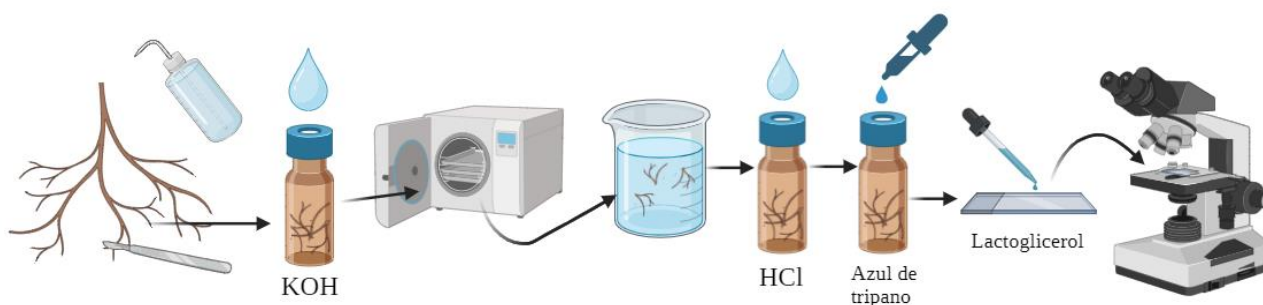
*Nota.* Se realizó dos veces la centrifugación para recuperar la mayor cantidad de esporas del sobrenadante. Ilustración creada con Biorender, por los autores (2026)

### **3.4.2. Tinción de raíces antes de la inoculación micorrízica**

Antes que se inocularan las micorrizas en el sistema hidropónico, se realizó una tinción basal de las raíces para poder verificar que existía un nivel de colonización micorrízica en *P. oleracea*. Las raíces extraídas de las plantas enraizadas se lavaron con agua destilada, luego se cortaron a la medida de 1 cm.

La clarificación se realizó a través de su inmersión en KOH 10 % y calentamiento en autoclave a 121 °C durante 15 minutos; posteriormente se enjuagaron con agua destilada y se acidificaron con HCl al 1 % durante 3 minutos. Las muestras fueron teñidas con azul de tripano al 0.05 % en lactoglicerol incubándolas durante 15 minutos. Las raíces teñidas fueron sometidas a observarse bajo microscopio óptico registrándose la presencia o ausencia de estructuras micorrízicas. (Phillips & Hayman, 1970; Méndez-Cortés et al., s.f.).

**Figura 6.** *Tinción de raíces*



*Nota.* Las estructuras micorrízicas fueron observables bajo el aumento 10X. Ilustración creada con Biorender, por los autores (2026)

### 3.4.3. *Inoculación de HMA en el sistema hidropónico*

Durante el trasplante de *P. oleracea* en el sistema de cultivo hidropónico vertical se inoculó directamente en la zona radicular del sustrato. Para ello, se utilizó el sobrenadante obtenido de la extracción de esporas (230 mL) con una concentración de 4000 esporas/100 g de suelo y se le añadió 164  $\mu$ L de gentamicina a una concentración de 140 mg/mL, con esto aseguramos que únicamente HMA esté presente en este tratamiento.

Luego realizamos la inoculación radicular sumergiendo las plantas en la solución de esporas con gentamicina y, para asegurar la colonización micorrízica, se añadieron 2 mL del inóculo constituido por esporas, hifas y fragmentos de raíces colonizadas. El inóculo se colocó en contacto directo con el sustrato, con la finalidad favorecer el establecimiento temprano de la simbiosis micorrízica ante un medio de cultivo sin suelo (Flores et al., 2021; Thokchom et al., 2020).

### **3.5. Inoculación con *B. subtilis***

Durante el trasplante, se utilizó una suspensión comercial de *B. subtilis* (CellAct-BS, Polidist, Ecuador) que cuenta con una concentración mínima de  $1 \times 10^8$  UFC/mL. Para la inoculación radicular, las raíces se sumergieron durante 5 min en la suspensión bacteriana y, para asegurar la colonización, se aplicó sobre cada planta 1 mL de la suspensión directamente sobre su sustrato. Este procedimiento se realizó en base a los protocolos de inoculación bacteriana que describieron Zulueta-Rodríguez et al. (2020).

### **3.6. Coinoculación de los microorganismos (*B. subtilis* + HMA)**

Para la inoculación combinada, se utilizaron 230 mL del extracto de esporas micorrízicas, a los cuales se añadieron 0.46 g de CMC, que se utilizó como fijador del inóculo micorrízico en las raíces. Esta solución se utilizó para la inoculación radicular de las plantas y, posteriormente, se aplicó 1 mL de la suspensión de *B. subtilis* directamente sobre el sustrato, con el fin de lograr la coinoculación de ambos microorganismos. Este procedimiento se basa en el método propuesto por Flores et al. (2021), quienes comprobaron que la coinoculación de bacterias y HMA mejora tanto la biomasa vegetal como la colonización.

### **3.7. Determinación de macronutrientes y potencial antioxidante**

Durante la etapa final de la fase vegetativa, tras el ciclo de inoculación y trasplante, se cosechó la biomasa aérea de *P. oleracea* con tijeras desinfectadas con etanol al 70%. Las muestras se lavaron con agua potable y destilada para quitar las impurezas y los residuos del sustrato. Siguiendo la técnica recomendada por Cacuangó et al. (2016), se deshidrataron en una

estufa a 70 °C durante un periodo de 48 horas, hasta que alcanzaron un peso estable. Antes de su análisis, el material seco fue molido con el fin de homogeneizar la muestra.

### **3.7.1. Determinación del potencial antioxidante total (DPPH)**

Los extractos se obtuvieron a partir de 0.5 g de polvo seco de hojas y 0.5 g de polvo seco de tallos, a los que se le agregaron 25 mL de etanol al 96 %. La mezcla se mantuvo a temperatura ambiente durante 24 h, para que luego se centrifugara a 4000 rpm durante 10 minutos. El sobrenadante se filtró con papel filtro y se almacenó en refrigeración hasta su análisis (Martínez-López et al., 2021; Coello, 2021).

Se empleó el método de Brand-Williams, Cuvelier y Berset (1995) para realizar el ensayo DPPH, para ello se elaboró una solución de DPPH en etanol al 96% y se combinó 200 µL del extracto con 3.2 mL del reactivo. Las muestras se incubaron durante media hora en oscuridad a temperatura ambiente y se midió la absorbancia con espectrofotómetro UV-Vis a 517 nm, este procedimiento se aplicó tanto a los extractos de hojas como de tallos. Los resultados se reportaron en nm y se obtuvo el porcentaje de inhibición de cada uno mediante la siguiente fórmula:

$$\%Inhibición = \left( \frac{Abs\ del\ control - Abs\ de\ la\ muestra}{Abs\ del\ control} \right) \times 100$$

### **3.7.2. Determinación de macronutrientes (ICP-OES)**

Para la digestión, se pesaron 0.5 g de muestra seca a los que se añadieron 10 mL de ácido nítrico (HNO<sub>3</sub>) al 70 %, con un pretratamiento de 24 horas a una temperatura ambiente. Siguiendo la metodología de Silva (2012), que indica una recuperación del 90 al 105 % en digestión cerrada con HNO<sub>3</sub>, se llevó a cabo la digestión asistida por microondas mediante dos etapas de 15 minutos a 200 °C. Este método garantizó que el tejido vegetal se mineralice

completamente, minimizando la pérdida de analitos volátiles y la contaminación externa. La mezcla se dejó enfriar y aforó a 50 mL con HNO<sub>3</sub> al 2%, para obtener una solución transparente, libre de residuos.

La técnica que se utilizó para determinar los macronutrientes esenciales (K, Ca y Mg) fue ICP-OES, conforme a las condiciones instrumentales optimizadas por el INIAP-DMSA (Cacuango et al., 2016). Se ajustó el equipo con soluciones estándar individuales de los macronutrientes a analizar (*TraceCERT*®). Los resultados se multiplicaron por 100 para corregir el factor de dilución (1:100) aplicado durante la preparación de las muestras previo al análisis por ICP-OES, y se reportaron en ppm. Este método garantizó una medición confiable y reproducible de los macronutrientes que se encuentran en la biomasa vegetal. Esto puede compararse con las investigaciones llevadas a cabo en matrices alimenticias (Rodríguez-Giraldo et al., 2024; Silva, 2012) y en tejidos de rosa, palma y banano (Cacuango et al., 2016).

### **3.8. Análisis estadístico**

Los datos obtenidos de las variables altura, área foliar y clorofila fueron analizados bajo un DBCA, considerando como factor de bloque el tipo de agua (potable o salina) y como factor de tratamiento la aplicación de los bioinoculantes.

Antes de los análisis inferenciales, se evaluó el cumplimiento del supuesto de normalidad mediante pruebas de Shapiro–Wilk y la homogeneidad de varianzas mediante la prueba de Levene, ambas fueron aplicadas de forma independiente para cada bloque y variable.

Una vez que los datos cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad, se aplicó un ANOVA de una vía dentro de cada bloque. En los casos en que resultó significativo

( $p < 0,05$ ), se utilizó la prueba post hoc de Tukey para la comparación múltiple de medias entre tratamientos.

Aquellos casos en los que las variables o bloques no cumplieron el supuesto de normalidad, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal–Wallis, considerando un nivel de significancia de  $p < 0,05$ . Si esta prueba no paramétrica resultará significativa, se aplicarían pruebas de Mann–Whitney con ajuste de Bonferroni, para las comparaciones múltiples, pero en el estudio no se presentaron casos.

Todos los análisis estadísticos fueron realizados utilizando el software IBM SPSS Statistics, y los resultados se expresaron como media  $\pm$  desviación estándar, acompañados de su letra (A, B y AB) que corresponde a su interpretación estadística.

## Capítulo 4

### Resultados y Discusiones

#### 4.1 Capacidad antioxidante de *P. oleracea* inoculada con *B. subtilis* y HMA

En las hojas de *P. oleracea*, la actividad antioxidante tuvo un rango entre bajo y medio en todos los tratamientos (**Tabla 5**). Debemos mencionar que el porcentaje de inhibición del radical DPPH lo obtuvo el tratamiento de *B. subtilis* del bloque del agua potable (30.3 %), por el lado del tratamiento de HMA tuvieron valores intermedios. La coinoculación tuvo valores más bajos, tanto en agua potable como en agua salina, lo que demuestra que en hojas no hubo un efecto positivo al combinar ambos inoculantes. Bajo las condiciones de salinidad, los valores fueron similares entre tratamientos, lo que hace referencia que el estrés salino no influyó dentro de la actividad antioxidante en ese tejido.

**Tabla 5.** Capacidad antioxidante de los tratamientos en hojas de *P. oleracea*

Tipo de muestra	Tratamiento	Absorbancia (nm)	% Inhibición DPPH
Blanco	Metanol + DPPH	—	—
Control DPPH	Control	0.511	—
Estándar	Ácido ascórbico	0.044	91.4
Hoja	Control - Agua potable	0.413	19.2
Hoja	<i>B. subtilis</i> - Agua potable	0.356	30.3
Hoja	HMA - Agua potable	0.385	24.7
Hoja	<i>B. subtilis</i> + HMA - Agua potable	0.460	10.0

<b>Tipo de muestra</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Absorbancia (nm)</b>	<b>% Inhibición DPPH</b>
Hoja	Control - Agua salina	0.412	19.4
Hoja	<i>B. subtilis</i> - Agua salina	0.388	24.1
Hoja	HMA – Agua salina	0.392	23.3
Hoja	<i>B. subtilis</i> + HMA – Agua salina	0.400	21.7

*Nota.* El extracto de hojas presento más pigmentación que el de los tallos

En el caso de los tallos, los diferentes porcentajes de inhibición fueron más elevados que en hojas (**Tabla 6**), lo que confirma una respuesta antioxidante más intensa. El valor más alto se registró en el control con agua salina (52.8 %), lo que demuestra que el estrés salino por si solo estimuló la producción de compuestos antioxidantes. Los otros tratamientos inoculados con *B. subtilis* y la combinación de ambos inoculantes también evidenciaron valores elevados, dentro del bloque de agua potable, aunque no superaron al control salino.

**Tabla 6.** Capacidad antioxidante de los tratamientos en tallos de *P. oleracea*

<b>Tipo de muestra</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Absorbancia (nm)</b>	<b>% Inhibición DPPH</b>
Blanco	Metanol + DPPH	—	—
Control DPPH	Control	0.511	—
Estándar	Ácido ascórbico	0.044	91.4
Tallo	Control - Agua potable	0.342	33.1
Tallo	<i>B. subtilis</i> - Agua potable	0.287	43.8

Tipo de muestra	Tratamiento	Absorbancia (nm)	% Inhibición DPPH
Tallo	HMA - Agua potable	0.382	25.2
Tallo	<i>B. subtilis</i> + HMA - Agua potable	0.278	45.6
Tallo	Control - Agua salina	0.241	52.8
Tallo	<i>B. subtilis</i> - Agua salina	0.306	40.1
Tallo	HMA - Agua salina	0.349	31.7
Tallo	<i>B. subtilis</i> + HMA - Agua salina	0.297	41.9

*Nota.* El % de inhibición se calculó usando la absorbancia del control y de la muestra, fórmula descrita en la metodología

Se observó una mayor actividad antioxidante en el tallo de *P. oleracea* en comparación con la hoja, esto puede explicarse por las diferencias fisiológicas en la respuesta al estrés y en la biología de cada tejido vegetal. Dentro de las condiciones de estrés salino, el tallo cumple un rol fundamental en el transporte y redistribución de agua junto con solutos, lo que expone a desequilibrios osmóticos y a la producción de ROS. En este contexto, la estimulación de mecanismos antioxidantes hace referencia a una respuesta adaptativa. Según Córdova-Rojas et al., (2022) “la salinidad disminuye el potencial hídrico en los cultivos”, lo que justifica que el tallo en el bloque de agua de mar presentara los mayores porcentajes de inhibición del radical DPPH, incluso en ausencia de inoculantes.

En contraste, aunque las hojas de *P. oleracea* poseen un alto contenido de compuestos bioactivos, su actividad antioxidante fue baja, pero más estable. Según Lachira et al. (2024) “las hojas de verdolaga poseen propiedades antioxidantes compuestos fenólicos, flavonoides,

alcaloides, taninos, antocianinas y terpenoides, entre otros”; estos autores también evidencian que la actividad antioxidante foliar está influenciada por factores como el solvente, método de extracción y condiciones ambientales. Esto nos indica que, en hojas, la capacidad antioxidante puede ser constante y no incrementar de forma marcada frente al estrés salino, por el contrario de lo observado en tejidos estructurales como el tallo.

Centrándonos en los inoculantes utilizados, la ausencia de un efecto antioxidante superior al control puede explicarse por el papel regulador que estos microorganismos ejercen sobre el estrés vegetal. En el caso de las bacterias promotoras del crecimiento vegetal no siempre mejoran la síntesis de compuestos antioxidantes, si no que pueden disminuir el estrés al mejorar la absorción de nutrientes y el balance hídrico. Según Córdova-Rojas et al., (2022) “las bacterias promotoras del crecimiento vegetal pueden disminuir el estrés ocasionando por la salinidad” lo que nos hace entender que la planta no necesita activar de manera intensa sus mecanismos antioxidantes. Por esta razón se debe comprender que una menor inhibición de DPPH en tratamientos inoculados no debe interpretarse como un fallo del inoculante, sino como una señal de mitigación del estrés oxidativo.

En el comienzo del experimento se esperaba una sinergia en la coinoculación, pero ante la ausencia de esta, nos da a entender que existió una competencia funcional entre ambos microorganismos o una redistribución metabólica de la planta hacia procesos de crecimiento y mantenimiento fisiológico. Estudios previos han señalado que la capacidad antioxidante de *P. oleracea* está estrechamente relacionada con su contenido fenólico y con factores ambientales que inducen al estrés (Lachira et al., 2024). En condiciones donde el estrés es amortiguado por la acción de un microorganismo, puede causar que la planta priorice la homeostasis y el desarrollo vegetativo antes de que la acumulación de metabolitos antioxidantes detectables por el método DPPH.

#### 4.2 Contenido de macronutrientes en *P. oleracea* inoculada con *B. subtilis* y HMA

Los macroelementos cuantificados en *P. oleracea* evidenciaron diferencias en los contenidos de Mg y K entre los tratamientos evaluados (**Tabla 7**), en el caso del Ca no fue posible la cuantificación debido a la sobresaturación de la muestra preparada, lo que no permitió su inclusión en el análisis comparativo.

**Tabla 7.** Cuantificación de los macronutrientes por los tratamientos en *P. oleracea*

Muestra	Tratamientos	Ca (ppm)	Mg (ppm)	K (ppm)
1	Control – Agua potable	NC	7 342.5	29 905.6
2	<i>B. subtilis</i> – Agua potable	NC	4 293.1	33 621.8
3	HMA – Agua potable	NC	4 091.3	30 477.7
4	<i>B. subtilis</i> + HMA – Agua potable	NC	5 400.3	32 190.6
5	Control – Agua salina	NC	5 404.3	27 962.7
6	<i>B. subtilis</i> – Agua salina	NC	6 614.6	21 601.6
7	HMA – Agua salina	NC	5 170.6	24 805.4
8	<i>B. subtilis</i> + HMA – Agua salina	NC	5 436.6	27 677.9

*Nota:* Las concentraciones reportadas son valores corregidos por el factor de dilución (1:100); NC: No cuantificable

Para los tratamientos con agua potable, en el control se observaron concentraciones de Mg de 7 342.5 ppm y K de 29 905.6 ppm, permitiendo establecer una base para los tratamientos sin inoculación. Al comparar este control con el tratamiento de *B. subtilis*, se observó una reducción del Mg (4 293.1 ppm) y un incremento del K (33 621.8 ppm), lo que nos demuestra una variación en la acumulación de macroelementos asociados a la inoculación bacteriana. En el tratamiento de HMA, los valores de Mg (4 091.3 ppm) y K (30 477.7 ppm) tuvieron similitud al control, aunque con una pequeña diferencia en el valor de Mg. Por último, el tratamiento

combinado, tuvo valores intermedios del Mg (5 400.3 ppm) y K (32 190.6 ppm), evidenciando una respuesta distinta a los tratamientos individuales.

Bajo condiciones de agua salada, el control tuvo concentraciones de Mg de 5 404.3 ppm y K de 27 962.7 ppm, comparándolo con algunos tratamientos de agua potable, se evidencia que sus valores fueron menores. En el tratamiento de *B. subtilis* se observó un aumento del Mg (6 614.6 ppm) y una reducción del K (21 601.6 ppm), confirmando que es el tratamiento con menor concentración de K entre todos los evaluados. En el tratamiento con HMA se observaron valores de Mg de 5 170.6 ppm y K de 24 805.4 ppm, mientras que la coinoculación presentó concentraciones de Mg de 5 436.6 ppm y K de 27 677.9 ppm, cercanas al control con agua salada.

Los resultados obtenidos evidencian que el K fue el macronutriente más sobresaliente en todos los tratamientos evaluados, seguido por el Mg, mientras que el Ca no fue posible cuantificarlo debido a la sobresaturación de la señal mientras se realizaba el análisis por ICP-OES. Estos resultados son coherentes con la fisiología de *P. oleracea* y su adaptación a ambientes con estrés salino. En este contexto, según Corrales-Lozada et al., (2020) “la especie *P. oleracea* prolifera en suelos con salinidad, debido a sus mecanismos propios, como la tolerancia al ion sodio y el ajuste osmótico”.

El dominio del K observado en condiciones de agua potable y salada puede explicarse por su papel central en la regulación osmótica y el equilibrio iónico celular. Según Fukalova et al. (2022), “los macroelementos minerales con mayor abundancia están relacionados con funciones fisiológicas esenciales y con la adaptación a las condiciones de crecimiento” lo que explica la elevada acumulación de K registrada en este proyecto. Centrándonos en las condiciones salinas, la acumulación de K resulta importante para mantener la homeostasis celular y disminuir los efectos del sodio.

Siguiendo con el Mg, las concentraciones elevadas y la variabilidad media entre tratamientos coincide con la función metabólica en procesos fotosintéticos. De acuerdo con Fukalova et al. (2022), “la composición mineral de *P. oleracea* varía en función de las condiciones de crecimiento, siendo el magnesio uno de los elementos más representativos”. Esto evidencia que el Mg se mantenga en niveles elevados, aunque por debajo de K, demostrando la importancia en el metabolismo energético más que en el ajuste osmótico directo.

Por último, el calcio no pudo cuantificarse debido a que existió sobresaturación de la señal analítica, que nos indica que existe una alta concentración de este elemento. Esa situación coincide con lo expuesto por Fukalova et al. (2022) “los macroelementos minerales con mayor abundancia fueron calcio y magnesio en *Portulaca oleracea*”. Lo que nos indica que la acumulación de Ca en tejidos estructurales y la baja movilidad interna justifican tanto su elevada presencia como las dificultades analíticas para su cuantificación sin aplicar diluciones adicionales.

#### 4.3 Análisis estadístico de los parámetros agronómicos mediante DBCA

El análisis estadístico (**Tabla 8**) mostró diferencias significativas solo para el área foliar, mientras la altura de la planta y el contenido de clorofila (SPAD) no presentaron diferencias estadísticas entre tratamientos dentro de cada tipo de agua, según la prueba de Tukey ( $p < 0,05$ ).

**Tabla 8.** *Parámetros agronómicos de P. oleracea bajo distintos tratamientos*

Tipo de agua	Tratamientos	Parámetros agronómicos		
		Área foliar (cm <sup>2</sup> )	Altura (cm)	Clorofila (SPAD)

Potable	Control	1,94 ± 0,62A	14,00 ± 2,64A	33,86 ± 6,24A
	<i>B. subtilis</i>	1,44 ± 0,11A	21,00 ± 2,64A	32,75 ± 3,68A
	HMA	1,69 ± 0,46A	20,33 ± 3,51A	31,36 ± 6,13A
	<i>B. subtilis</i> + HMA	3,41 ± 0,66B	19,67 ± 3,78A	36,67 ± 3,69A
Salina	Control	2,28 ± 0,34AB	14,67 ± 2,52A	31,58 ± 4,39A
	<i>B. subtilis</i>	1,66 ± 0,49A	16,67 ± 2,89A	32,65 ± 3,67A
	HMA	1,38 ± 0,12A	17,00 ± 1,00A	34,20 ± 3,47A
	<i>B. subtilis</i> + HMA	2,42 ± 0,60AB	20,00 ± 2,00A	34,02 ± 3,38A

*Nota.* Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ( $p < 0.05$ );  $\pm$  desviación estándar;  $n = 3$

Para el agua potable, la coinoculación registró el mayor valor de área foliar ( $3,41 \pm 0,66$  cm<sup>2</sup>), teniendo diferencias significativas con el control, *B. subtilis* y HMA aplicados de forma individual, que compartieron la misma letra estadística (A). Esto indica que solo la inoculación combinada impulsó un incremento significativo en la expansión foliar, sugiriendo un efecto sinérgico entre ambos inoculantes para este parámetro.

Bajo agua salina, no se evidenciaron diferencias estadísticas entre tratamientos, aunque el control y el tratamiento *B. subtilis* + HMA presentaron valores intermedios de área foliar, clasificados como AB. Mientras que, los tratamientos con *B. subtilis* y HMA individual mostraron los valores más bajos y compartieron la letra A. Estos resultados indican que la salinidad disminuye la respuesta positiva de los inoculantes, aunque la coinoculación tiende a mantener un mayor desarrollo foliar.

Para la altura, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos tanto en agua potable como salina, ya que todos los valores compartieron la misma letra estadística (A). Sin

embargo, se observó una tendencia a mayores alturas en los tratamientos inoculados (*B. subtilis* y en *B. subtilis* + HMA), especialmente bajo agua potable, aunque estas diferencias no fueron estadísticamente significativas.

Con respecto al contenido de clorofila, este no mostró diferencias significativas entre tratamientos dentro de cada tipo de agua, según la prueba de Tukey. En agua potable, el tratamiento *B. subtilis* + HMA presentó el valor promedio más alto ( $36,67 \pm 3,69$  SPAD), mientras que en agua salina los tratamientos con HMA mostraron valores superiores al control. Sin embargo, los tratamientos no modificaron de manera significativa el estado fotosintético medido por SPAD.

Los resultados evidencian que, bajo condiciones de agua potable, la reacción más consistente de *P. oleracea* frente a los tratamientos analizados se observó en el área foliar; en este contexto, la coinoculación produjo un aumento significativo en comparación con los tratamientos individuales y el control. Lo dicho por Gutiérrez-Calvo et al. (2022) concuerda con este comportamiento, ya que indican que *B. subtilis* puede promover el crecimiento de las plantas a través de la modulación del metabolismo vegetal, la solubilización de nutrientes y la producción de fitohormonas; dichos efectos se manifiestan en parámetros morfológicos como la biomasa y la expansión foliar.

La respuesta superior que se evidenció en el tratamiento combinado respalda la idea de una interacción sinérgica entre PGPR y HMA donde ambos microorganismos trabajan de manera complementaria. Rondinel Huanaco et al. (2025) destacan que la coinoculación microbiana estimula el desarrollo radicular, mejora la adquisición de nutrientes y potencia el crecimiento aéreo de las plantas. En este contexto, *B. subtilis* favorece la colonización micorrízica al modificar los exudados radicales y mejorar la disponibilidad de fósforo soluble, el cual se transfiere a la planta por las hifas extraradicales de los HMA. Dicho mecanismo

explicaría que la coinoculación resultara más eficiente que los tratamientos individuales, aun cuando no se observaron diferencias significativas en otros parámetros.

Por otro lado, la ausencia de diferencias estadísticas en altura y clorofila, así como la baja respuesta en condiciones de agua salina, puede atribuirse al efecto restrictivo del estrés salino sobre la actividad microbiana y la fisiología vegetal. Estudios previos mencionan que la salinidad reduce la eficiencia de las micorrizas y limita la acción promotora de las PGPR, ya que afecta la colonización radicular, la absorción de nutrientes y la asignación de recursos al crecimiento aéreo (Ferreira et al., 2018). De igual manera, Rondinel Huanaco et al. (2025) señalan que no todos los parámetros fisiológicos responden de manera inmediata a la inoculación microbiana, siendo la clorofila una variable menos sensible a cambios en la arquitectura vegetal.

## Capítulo 5

### Conclusiones y recomendaciones

#### 5.1 Conclusiones

La mayor actividad antioxidante de *P. oleracea* se observó en los tallos, bajo condiciones de agua salina, demostrando que el estrés salino fue el factor más influyente en la respuesta antioxidante, más que en la inoculación con *B. subtilis*, HMA y la combinación de ambos.

El K y Mg fueron los macronutrientes más dominantes en todos los tratamientos, demostrando el papel fisiológico de estos elementos en la regulación osmótica y el metabolismo fotosintético de *P. oleracea*; el Ca no pudo cuantificarse debido a la sobresaturación analítica, lo que demuestra una alta acumulación en los tejidos vegetales.

La coinoculación de *B. subtilis* y HMA aumentó el área foliar bajo condiciones de agua potable, sin generar diferencias significativas en la altura de planta ni en el contenido de clorofila, estos efectos se vieron limitados bajo condiciones de salinidad.

#### 5.2 Recomendaciones

Se sugiere que en futuros estudios incluyan la elaboración de curvas dosis-respuesta para poder determinar el potencial antioxidante, utilizando diferentes concentraciones de extracto vegetal. Esto podrá estimar parámetros más robustos como el IC<sub>50</sub> y comparar de forma más significativa la actividad antioxidante entre tratamientos, tejidos (hojas y tallos) y condiciones de cultivo.

Se recomienda complementar el ensayo DPPH con un tamizaje fisicoquímico y fitoquímico, que permita abarcar la determinación de compuestos fenólicos totales, flavonoides, alcaloides

y betalainas, así como parámetros como pH, conductividad y sólidos solubles. Esto dará como resultado la correlación de manera directa sobre la actividad antioxidante con la presencia de metabolitos secundarios específicos en *P. oleracea*.

Se propone que en investigaciones futuras abarquen la identificación taxonómica de los HMA presentes, al menos a nivel de género mediante características morfológicas de las esporas o herramientas moleculares. Esto tendrá como resultado la comprensión de la compatibilidad micorrízica con *P. oleracea* y explicar de forma más detallada los resultados obtenidos en crecimiento, nutrición y actividad antioxidante.

### Referencias bibliográficas

- Aini, N. S., Ansori, A. N. M., Kharisma, V. D., Syadzha, M. F., Widyananda, M. H., Murtadlo, A. a. A., Probojati, R. T., Ullah, M. E., Naw, S. W., Jakhmola, V., & Zainul, R. (2022). Potential Roles of Purslane (*Portulaca oleracea* L.) as Antimetabolic Syndrome: A Review. *Pharmacognosy Journal*, *14*(3), 710–714. <https://doi.org/10.5530/pj.2022.14.90>
- Alkaabi, A., Almansoori, E., Hebsi, M., Aldhaheri, S., Hassan, F., Ali, N., Shurafa, K. A., Tzortzakis, N., Di Gioia, F., & Ahmed, Z. (2025). Vertical hydroponic lettuce: Impact of organic nutrients on antioxidant phytochemicals. *Annals of Agricultural Sciences*, *70*(1), 100386. <https://doi.org/10.1016/j.aogas.2025.100386>
- Amin, A. R., Kassab, R. B., Moneim, A. E. A., & Amin, H. K. (2020). Comparison Among Garlic, Berberine, Resveratrol, *Hibiscus sabdariffa*, Genus *Zizyphus*, Hesperidin, Red Beetroot, *Catha edulis*, *Portulaca oleracea*, and *Mulberry Leaves* in the Treatment of *Hypertension and Type 2 DM: A Comprehensive Review*. *Natural Product Communications*, *15*(4), 1934578X2092162. <https://doi.org/10.1177/1934578x20921623>
- Antoszewski, M., Mierek-Adamska, A., & Dąbrowska, G. B. (2022). The Importance of Microorganisms for Sustainable Agriculture—A Review. *Metabolites*, *12*(11), 1100. <https://doi.org/10.3390/metabo12111100>
- Bassu, S., Eichelsbacher, S., Giunta, F., Motzo, R., Dawid, C., Gastl, M., Schloter, M., Scherf, K. A., Hör, S., De Souza, Y. P. A., Schulz, S., Stark, T. D., Mohler, V., & Asseng, S. (2025). Positive impact of hydroponics and artificial light on yield and quality of wheat. *Scientific Reports*, *15*(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-16204-0>

- Behtash, F., Ramezani, R., Hajizadeh, H. S., & Eghlima, G. (2025). Optimum concentrations of potassium and zinc for better performance, nutritional, and biochemical quality of hydroponically cultivated *Spinacia oleracea* Cv. Virofly. *Scientific Reports*, 15(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-96911-w>
- Bilušić, T., Runtić, D., Šola, I., Benković, M., Bilušić, A., Čosić, M., & Đorđević, D. (2025). The Effect of Grinding Techniques on the Microstructural Properties of Purslane (*Portulaca oleracea* L.) Powder, Its Total Phenolics Before and After *In Vitro* Simulated Gastrointestinal Digestion, and Its Antioxidant Capacity. *Applied Sciences*, 15(13), 7448. <https://doi.org/10.3390/app15137448>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/s0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/s0023-6438(95)80008-5)
- Brundrett, M. C., Abbott, L. K., & Jasper, D. A. (1999). Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. I. Comparison of the effectiveness and specificity of different isolation procedures. *Mycorrhiza*, 8(6), 305–314. [https://www.researchgate.net/publication/201996432\\_Glomalean\\_mycorrhizal\\_fungi\\_from\\_tropical\\_Australia\\_I\\_Comparison\\_of\\_the\\_effectiveness\\_and\\_specificity\\_of\\_different\\_isolation\\_procedures](https://www.researchgate.net/publication/201996432_Glomalean_mycorrhizal_fungi_from_tropical_Australia_I_Comparison_of_the_effectiveness_and_specificity_of_different_isolation_procedures)
- Buelna-Tarín, S., Romero-Félix, C. S., Bojórquez-Ramos, C., Lugo-García, G. A., & Sánchez-Soto, B. H. (2024). Bioestimulantes y solución Steiner en crecimiento y producción de *Capsicum annuum* L. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 15(5), e3255. <https://doi.org/10.29312/remexca.v15i5.3255>

- Cacuango, L., Alvarado, S., & Jibaja, Y. (2016). Determinación de macro y micronutrientes catiónicos en tejidos vegetales de banano, palma y rosas, por espectroscopía de emisión por acoplamiento de plasma inductivo y detección óptica (ICP-OES). *InfoANALÍTICA*, (6), 33–45. <https://doi.org/10.26807/ia.v4i1.13>
- Cappuccino, J. G., & Sherman, N. (2014). *Microbiology: A laboratory manual* (10th ed., Student ed.). Pearson Education. [https://cuvas.edu.pk/cuvas\\_libraries/ebooks/microbiology-a-laboratory-manual-pearson-education-2014.pdf](https://cuvas.edu.pk/cuvas_libraries/ebooks/microbiology-a-laboratory-manual-pearson-education-2014.pdf)
- Carrascosa Robles, Á. (2025). *Estudio del microbioma del suelo de Portulaca oleracea bajo diferentes practicas agrícola*. <https://repositorio.upct.es/entities/publication/ea98fcd8-da06-417b-a4e0-f73b7b9aac6e>
- Chen, M., Li, D., Meng, X., Sun, Y., Liu, R., & Sun, T. (2023). Review of isolation, purification, structural characteristics and bioactivities of polysaccharides from *Portulaca oleracea* L. *International Journal of Biological Macromolecules*, 257, 128565. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.128565>
- Chrysargyris, A., & Tzortzakis, N. (2025). Nitrogen, Phosphorus, and Potassium Requirements to Improve *Portulaca oleracea* L. Growth, Nutrient and Water Use Efficiency in Hydroponics. *Agronomy*, 15(1), 111. <https://doi.org/10.3390/agronomy15010111>
- Chrysargyris, A., Xylia, P., Zengin, G., & Tzortzakis, N. (2024). Purslane (*Portulaca oleracea* L.) growth, nutritional, and antioxidant status under different nitrogen levels in hydroponics. *Horticulturae*, 10(9), 1007. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10091007>

- Coello, F. J. P. (2021). *Evaluación de la actividad antioxidante de los extractos acuoso y metanólico de verdolaga (Portulaca oleracea L).* Dialnet. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8743759>
- Córdova-Rojas, L. M., Robles Castillo, H. M., Carreño Farfán, C. R., Zuñiga Valdera, G. E., & Mora Costilla, M. M. (2022). Obtención de *Bacillus* y *Pseudomonas* de la rizósfera de *Opuntia quitensis* “tuna” como promotores de crecimiento en *Zea mays* L. *SCIÉNDIO INGENIUM*, 18(2), 105-114. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/PGM/article/view/4562>
- Corrales-Lozada, M., Lumbres, V., Iglesias-Osores, S., & Carreño-Farfán, C. (2020). Potencialidades de bacterias promotoras del crecimiento vegetal, aisladas de *Portulaca oleracea* L. en suelos con salinidad. *Pastos y Forrajes*, 43(2), 93-101. [http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0864-03942020000200093&script=sci\\_arttext](http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0864-03942020000200093&script=sci_arttext)
- Cotrina Chuquimango, Y. A. (2019). Hongos micorrízicos arbusculares aislados de suelo radicular de *Portulaca oleracea* L. como potenciales promotores del crecimiento de plantas en suelos salinos. [https://repositorio.unprg.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12893/9073/Cotrina\\_Chuquimango\\_Yris\\_Ang%C3%A9lica.pdf?sequence=1](https://repositorio.unprg.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12893/9073/Cotrina_Chuquimango_Yris_Ang%C3%A9lica.pdf?sequence=1)
- Delvarianzadeh, M., Nouri, L., Nafchi, A. M., & Ebrahimi, H. (2020). Physicochemical, rheological, and sensory evaluation of voluminous breads enriched by purslane (*Portulaca oleracea* L.). *Italian Journal of Food Science*, 32(4). <https://doi.org/10.14674/ijfs.1923>
- Díaz-Vázquez, F. A., La Fuente, M. C., Benavides-Mendoza, A., Robledo-Torres, V., Juárez-Maldonado, A., García-León, Á., & Sandoval-Rangel, A. (2023). Influencia de cuatro

- concentraciones de solución Steiner sobre los nutrientes en la solución del suelo y productividad en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Terra Latinoamericana*, 41. <https://doi.org/10.28940/terra.v41i0.1646>
- Espín, C. R. M., & A Soria, C. (2022). Ácidos grasos, actividad antioxidante y antibacteriana en extractos de verdolaga (*Portulaca oleracea*) / Fatty acids, antioxidant and antibacterial activity in purslane (*Portulaca oleracea*) extracts. *Brazilian Journal of Development*, 8(1), 6175–6192. <https://doi.org/10.34117/bjdv8n1-418>
- Ferreira, N. C., Mazzuchelli, R. de C. L., Pacheco, A. C., de Araújo, F. F., Antunes, J. E. L., & de Araújo, A. S. F. (2018). *Bacillus subtilis* improves maize tolerance to salinity. *Ciência Rural*, 48(8), e20170910. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20170910>
- Flores, G. C., Ramírez-Tobias, H. M., Vallejo-Pérez, M. R., & Méndez-Cortés, H. (2021). Coinoculación con rizobios y hongos micorrízicos arbusculares en plántulas de *Prosopis laevigata*. *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas*, 12(7), 1249–1262. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i7.2910>
- Fukalova, T., García-Martínez, M. D., & Raigón-Juménez, M. D. (2022). Influencia de las condiciones de cultivo sobre la composición nutricional y componentes bioactivos de dos plantas alimenticias infravaloradas (*Poriphyllum ruderale* y *Portulaca oleracea*). *Brazilian Journal of Animal and Environmental Research*, 5(4), 4019-4038. <https://doi.org/10.34188/bjaerv5n4-046>
- Furlan, V., Bartschi, H., & Fortin, J. (1980). Media for density gradient extraction of endomycorrhizal spores. *Transactions of the British Mycological Society*, 75(2), 336–338. [https://doi.org/10.1016/s0007-1536\(80\)80102-1](https://doi.org/10.1016/s0007-1536(80)80102-1)

- Giraldo, Y. R., Sánchez, E. R., Muñoz, E. a. C., Hernandez, Y. M., & Sanabria, M. a. P. (2024). Development and comparison of two validated methods to determine cadmium and arsenic in Colombian rice by ICP-MS and ICP-OES. *Biotechnología En El Sector Agropecuario Y Agroindustrial*, 22(2), 72–87. <https://doi.org/10.18684/rbsaa.v22.n2.2024.2345>
- Giuliani, C. D. S., Farias, C. a. A., Marquezan, P. K., De Aguiar, K. L., Guerim, P. H. F., Musachio, E. a. S., De Afonso Bonotto, N. C., Barbisan, F., Barcia, M. T., Mateus, A. L. S. S., Bezerra, A. S., & Nörnberg, J. L. (2025). Phytochemical diversity, antioxidant potential, antimicrobial activity, cytotoxicity, and genotoxicity analyses of unconventional food plants: *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf, *Pereskia aculeata* mill., *Portulaca oleracea* L., and *Talinum paniculatum* (Jacq.) Gaertn. *Food Chemistry*, 492, 145526. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2025.145526>
- Golubkina, N., Krivenkov, L., Sekara, A., Vasileva, V., Tallarita, A., & Caruso, G. (2020). Prospects of arbuscular mycorrhizal fungi utilization in production of *Allium* plants. *Plants*, 9(2), 279. <https://doi.org/10.3390/plants9020279>
- Gu, Y., Leng, A., Zhang, W., Ying, X., & Stien, D. (2020). A novel alkaloid from *Portulaca oleracea* L. and its anti-inflammatory activity. *Natural Product Research*, 36(2), 595–600. <https://doi.org/10.1080/14786419.2020.1795855>
- Gul, Z., Tang, Z., Arif, M., & Ye, Z. (2022). An Insight into Abiotic Stress and Influx Tolerance Mechanisms in Plants to Cope in Saline Environments. *Biology*, 11(4), 597. <https://doi.org/10.3390/biology11040597>

- Gutiérrez-Calvo, A. E., Gutiérrez Estrada, A., Miceli-Méndez, C. L., & López-Miceli, M. A. (2022). Efectos de *Bacillus subtilis* cepas GBO3 y IN937b en el crecimiento de maíz (*Zea mays* L.). *Polibotánica*, 53, 211–218. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.53.14>
- Hellany, H., Assaf, J. C., Barada, S., El-Badan, D., Hajj, R. E., Najem, S. A., Fayad, A. G. A., & Khalil, M. I. (2024). Isolation and Characterization of *Bacillus Subtilis* BSP1 from Soil: Antimicrobial Activity and Optimization of Fermentation Conditions. *Processes*, 12(8), 1621. <https://doi.org/10.3390/pr12081621>
- Hernández-Acosta, E., Trejo-Aguilar, D., Rivera-Fernández, A., & Ferrera-Cerrato, R. (2020). La micorriza arbuscular como biofertilizante en cultivo de café. *Terra Latinoamericana*, 38(3), 613–628. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i3.659>
- Kalamulla, R., Karunarathna, S. C., Tibpromma, S., Galappaththi, M. C. A., Suwannarach, N., Stephenson, S. L., Asad, S., Salem, Z. S., & Yapa, N. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable agriculture. *Sustainability*, 14(19), 12250. <https://doi.org/10.3390/su141912250>
- Kaur, H., Kaur, N., & Bhullar, M. S. (2021). Germination ecology and management of *Portulaca oleracea* L. - a weed of summer vegetable crops in Punjab. *Agricultural Research Journal*, 58(1), 51–59. <https://doi.org/10.5958/2395-146x.2021.00007.7>
- Keser, F., Karatepe, M., Keser, S., Tekin, S., Türkoğlu, İ., Kaygili, O., Demir, E., Yılmaz, Ö., Sandal, S., & Kirbag, S. (2021). *In vitro* Biological Activities and Phytochemical Contents of *Portulaca oleracea* L. (Purslane). <https://dergipark.org.tr/en/pub/jphcfum/issue/62590/918701>
- Lachira, J. J. P., Ramos, J. S. C., & Montenegro, L. O. (2024). Compuestos bioactivos y actividad antioxidante de hojas de verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) peruana de

- extractos obtenidos por agitación magnética y ultrasonido. *Manglar*, 21(4), 413–420.  
<https://doi.org/10.57188/manglar.2024.045>
- Liew, Y. C., Lim, L. W. T., Lau, S., & Tan, B. C. (2025). Resilience of *Portulaca* plants to environmental stresses and the economic potential of their bioactive compounds. *Planta*, 262(3). <https://doi.org/10.1007/s00425-025-04767-1>
- M, F., Abdelgayed, S. S., Soliman, M. H., El-Fadhany, M., & Hussein, R. H. (2020). Polyphenolic and flavonoids content, HPLC profiling and antioxidant activity of some medicinal plants with pancreatic histological study in alloxan-induced diabetic rats model. *Journal of Microbiology Biotechnology and Food Sciences*, 9(4), 746–750.  
<https://doi.org/10.15414/jmbfs.2020.9.4.746-750>
- Martínez-López, J. N., Torres-Castillo, J. A., Rodríguez-Castillejos, G. C., Martínez-Avalos, J. G., Ortiz-Espinoza, E., & Marroquín-Cardona, A. G. (2021). Compuestos fenólicos y capacidad antirradicalaria de cinco accesiones silvestres de *Portulaca oleracea* L. *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas*, 12(6), 1020–1030.  
<https://doi.org/10.29312/remexca.v12i6.2729>
- Méndez-Cortés, H., Olalde-Portugal, V., & Marmolejo-Monsiváis, J. G. (s.f.). *Manual para la identificación de hongos micorrízicos arbusculares*. Universidad Autónoma de Nuevo León; Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional.
- Meyer, J., Cotoras, D. D., Hucke, P. L., & Pakarati, S. Y. (2023). The Peculiar Flora of Motu Motiro Hiva (Salas Y Gómez, Chile) and Its Similarities with Other Small Remote Uninhabited Eastern Pacific Islands. In *Atoll research bulletin*.  
<https://doi.org/10.5479/si.24578737>

- Michalis, E., Giatra, C., Skordos, D., & Ragkos, A. (2023). Assessing the Different Economic Feasibility Scenarios of a Hydroponic Tomato Greenhouse Farm: A Case Study from Western Greece. *Sustainability*, *15*(19), 14233. <https://doi.org/10.3390/su151914233>
- Modina, M. A., Kheckert, E. V., Dragulenko, V. V., Ivanov, M. Y., & Bovsh, V. V. (2025). Innovative technologies for sustainable development of Arctic agriculture. *BIO Web of Conferences*, *161*, 00065. <https://doi.org/10.1051/bioconf/202516100065>
- Mondino, M. R., Cuggino, S. G., & Kopp, S. B. (2023). *Análisis sensorial y determinación de vida útil de rúcula “Baby leaf” obtenida en una producción hidropónica*. <https://revistas.unc.edu.ar/index.php/nexoagro/article/view/42931>
- Montoya-García, C. O., Volke-Haller, V., Trinidad-Santos, A., Villanueva-Verduzco, C., & Sánchez-Escudero, J. (2017). Concentración nutrimental de la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) en respuesta a la fertilización con NPK. *Revista Fitotecnia Mexicana*, *40*(3), 325–332. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.325-332>
- Oñate-Valdivieso, F., Oñate-Paladines, A., & Díaz, R. (2024). Soil degradation in andean watersheds: a case study using remote sensing. *Frontiers in Earth Science*, *12*. <https://doi.org/10.3389/feart.2024.1325189>
- Pant, R., Kaur, H., Tiwari, K., Singh, A., Srivastava, S., Patrick, N., & Gupta, A. (2023). Isolation, characterization of *Bacillus subtilis* from Song River shore and their application to wastewater treatment. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, *17*(1), 597–608. <https://doi.org/10.22207/JPAM.17.1.58>
- Peregrym, M., & Dragičević, S. (2024). The current knowledge about the distribution of *Portulaca* species (Portulacaceae) within the Balkan Peninsula. *Biologia*, *79*(9), 2665–2683. <https://doi.org/10.1007/s11756-024-01724-3>

- Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1), 158–161. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3)
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)
- Rodríguez Vieyra, E. A., Novotny Núñez, I., & Nader Macías, M. E. F. (2021). Productos elaborados con verdolaga (*Portulaca oleracea* L.): valoración nutricional, conocimiento, características organolépticas, aceptabilidad y satisfacción. *Sociedad Argentina de Nutrición (SAN)*, 22(2), 44–55. <https://doi.org/10.48061/SAN.2021.22.2.44>
- Rodríguez-Giraldo, Y., Rodríguez-Sánchez, E., Cifuentes-Muñoz, E.-A., Martínez-Hernández, Y., & Pichimata-Sanabria, M.-Á. (2024). Development and comparison of two validated methods to determine cadmium and arsenic in Colombian rice by ICP-MS and ICP-OES. *Revista Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 22(2), 72–87. <https://doi.org/10.18684/rbsaa.v22.n2.2024.2345>
- Rondinel Huanaco, B. T., Quispe-Medina, E. R., Garcia-Blásquez Morote, C., Quispe-Tenorio, J. A., Velásquez Mantari, J., Paitamala Campos, O., Díaz Morales, L. A., & Matsusaka Quiliano, D. C. (2025). Efectos sinérgicos de bioinoculantes microbianos en el desarrollo radicular de variedades de maíz morado (*Zea mays* L.). *Revista de Investigación Agroproducción Sustentable*, 6(2), 59–68. <https://doi.org/10.25127/agrops.20252.1088>

- Silva Trejos, P. (2012). Digestión en horno de microondas para determinación de contenido de hierro y zinc totales en alimentos. *Tecnología en Marcha*, 25(3), 96–100. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4835644>
- Sultan, S. H., Dahham, I. T., & Qasim, A. A. (2025). effect of biological inoculation (*Bacillus megatrium*, *Pseudomonas fluorescense*) To increase phosphorus availability and growth standards plant (barbin) *Portulaca oleracea* L. *Basrah Journal of Agricultural Sciences*, 38((Special Issue)), 160–168. <https://doi.org/10.37077/25200860.2025.38.sp.14>
- Tamboli, A. S., Dalavi, J. V., Kadam, S. K., Yadav, S. R., Govindwar, S. P., Choo, Y., & Pak, J. H. (2022). Molecular phylogenetic evidence and biogeographic history of Indian endemic *Portulaca* L. (Portulacaceae) species. *Diversity*, 14(6), 443. <https://doi.org/10.3390/d14060443>
- Thokchom, S. D., Gupta, S., & Kapoor, R. (2020). Arbuscular mycorrhiza augments essential oil composition and antioxidant properties of *Ocimum tenuiflorum* L. – A popular green tea additive. *Industrial Crops and Products*, 153, 112418. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112418>
- Uddin, M. K., Juraimi, A. S., Hossain, M. S., Nahar, M. a. U., Ali, M. E., & Rahman, M. M. (2014). Purslane Weed (*Portulaca oleracea*): A Prospective Plant Source of Nutrition, Omega-3 Fatty Acid, and Antioxidant Attributes. *The Scientific World JOURNAL*, 2014, 1–6. <https://doi.org/10.1155/2014/951019>
- Wang, Q., Zhao, M., Wang, J., Hu, B., Chen, Q., Qin, Y., & Zhang, G. (2023). Effects of microbial inoculants on agronomic characters, physicochemical properties and

- nutritional qualities of lettuce and celery in hydroponic cultivation. *Scientia Horticulturae*, 320, 112202. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2023.112202>
- Wani, S., Kaloo, Z. A., Ganie, A. H., Shah, M. A., & Tali, B. A. (2022). Micropropagation and Arbuscular Mycorrhizae Assisted Growth in *Phlomis cashmeriana* Royle ex Benth., an endemic medicinal herb of Kashmir Himalaya. *Journal of Herbs Spices & Medicinal Plants*, 28(3), 237–264. <https://doi.org/10.1080/10496475.2022.2047866>
- Wu, S., Feng, X., & Wittmeier, A. (1997). Microwave digestion of plant and grain reference materials in nitric acid or a mixture of nitric acid or a mixture of nitric acid and hydrogen peroxide For the determination of multi-elements by inductively coupled plasma mass spectrometry. *Journal of Analytical Atomic Spectrometry*, 12(8), 797–806. <https://doi.org/10.1039/a607217h>
- Yazdani-Biouki, R., Karimi, M., & Soltangheisi, A. (2023). Purslane (*Portulaca oleracea* L.) salt tolerance assessment. *Soil Science and Plant Nutrition*, 69(4), 250–259. <https://doi.org/10.1080/00380768.2023.2212696>
- Zhang, T., Gao, L., Wang, Q., Zheng, J., Wang, X., Jiang, M., Wu, K., & Ai, J. (2025). Exploring the Regulatory Mechanism of Total Alkaloids from *Portulaca oleracea* L. in UC Treatment Based on Network Pharmacology. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(14), 6978. <https://doi.org/10.3390/ijms26146978>
- Zhao, Y., Cartabia, A., Lalaymia, I., & Declerck, S. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi and production of secondary metabolites in medicinal plants. *Mycorrhiza*, 32(3–4), 221–256. <https://doi.org/10.1007/s00572-022-01079-0>
- Zulueta-Rodríguez, R., Hernández-Montiel, L. G., Reyes-Pérez, J. J., González-Morales, G. Y., & Lara-Capistrán, L. (2020). Effects of co-inoculation of *Bacillus subtilis* and

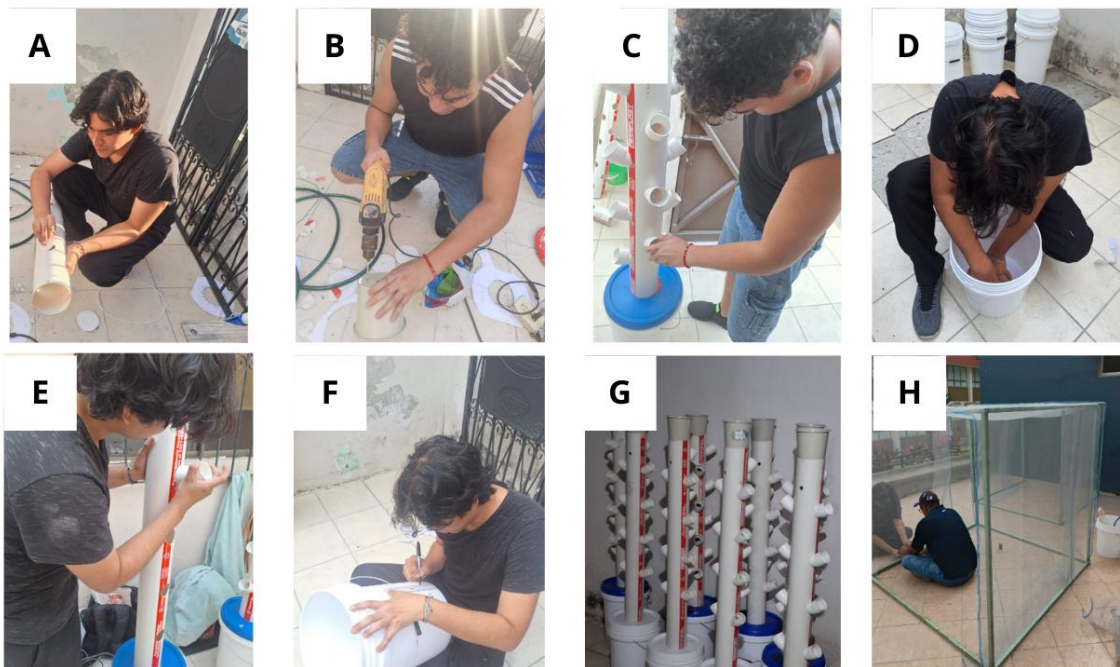
*Rhizoglyphus intraradices* in tomato production (*Solanum lycopersicum* L.) in a semi-hydroponic system. *Revista Bio Ciencias*, 7(e671).

<https://doi.org/10.15741/revbiol.07.e671>

## Anexos

## Anexo 1. Figuras

Figura 7. Elaboración del sistema hidropónico vertical y del microtúnel



Nota. (A–G) Elaboración del sistema hidropónico vertical. (H) Ensamblaje del microtúnel para el control de plagas

Figura 8. Elaboración y aplicación de la solución nutritiva Steiner en el sistema hidropónico



Nota. (A, D) Elaboración y preparación de la solución nutritiva Steiner. (B, C, E, F) Aplicación y uso de la solución Steiner en el sistema hidropónico vertical

**Figura 9.** Muestreo de suelo para la obtención de micorrizas



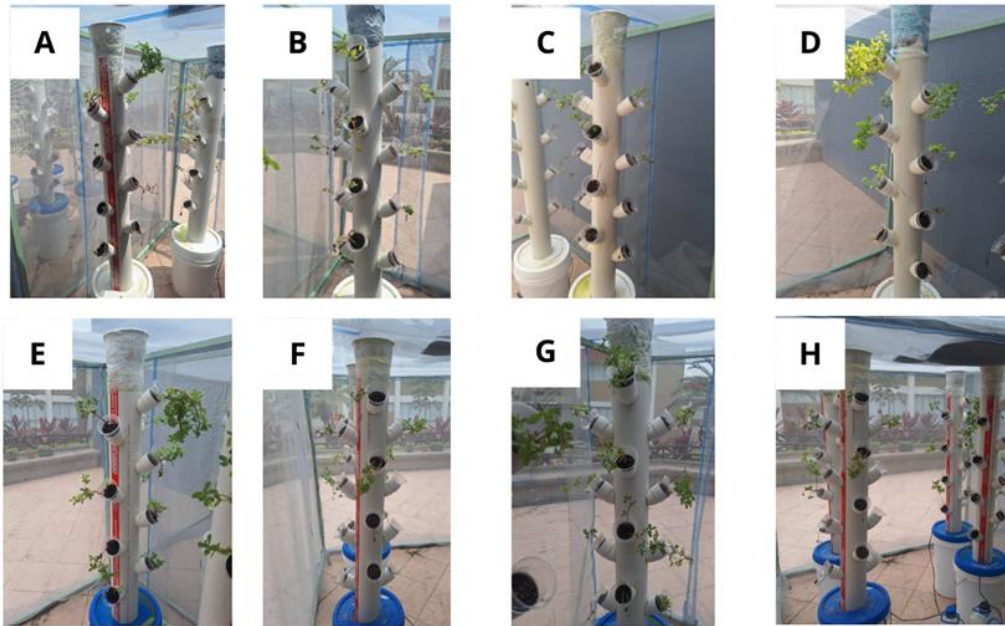
*Nota.* (A–G) Etapas del muestreo de suelo realizadas con el fin de obtener micorrizas, que incluyeron la selección del punto de muestreo, extracción del suelo y recolección de las muestras para su posterior procesamiento y análisis

**Figura 10.** Inoculación de los tratamientos con *B. subtilis*, HMA y su combinación



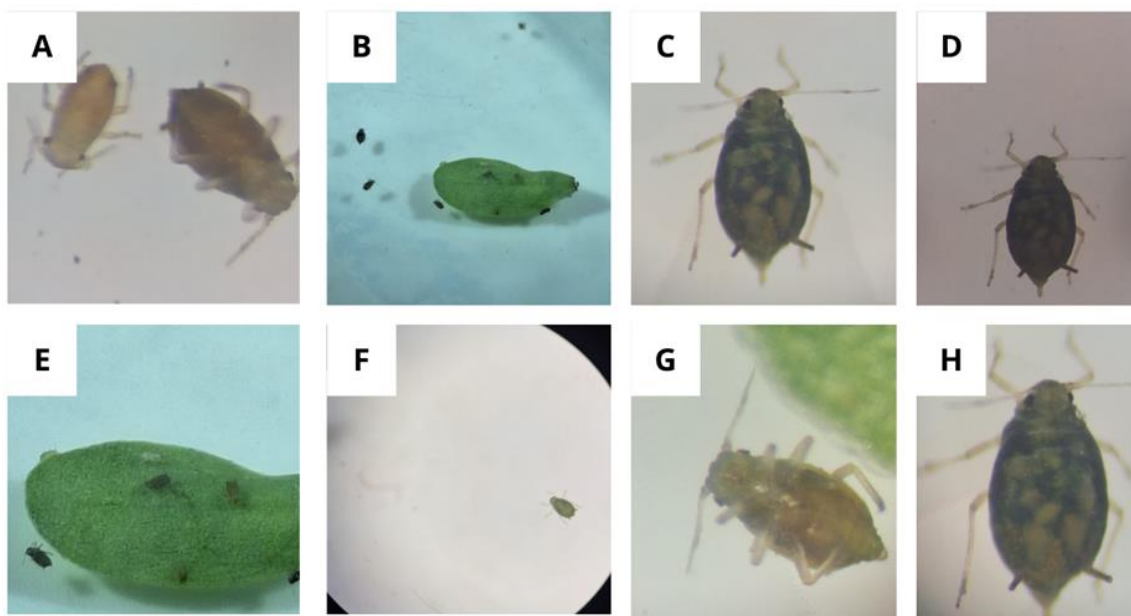
*Nota.* (A–G) Proceso de inoculación de los tratamientos individuales con *B. subtilis*, HMA y la combinación de ambos sobre las unidades experimentales

**Figura 11.** Desarrollo y crecimiento de los explantes bajo los diferentes tratamientos experimentales



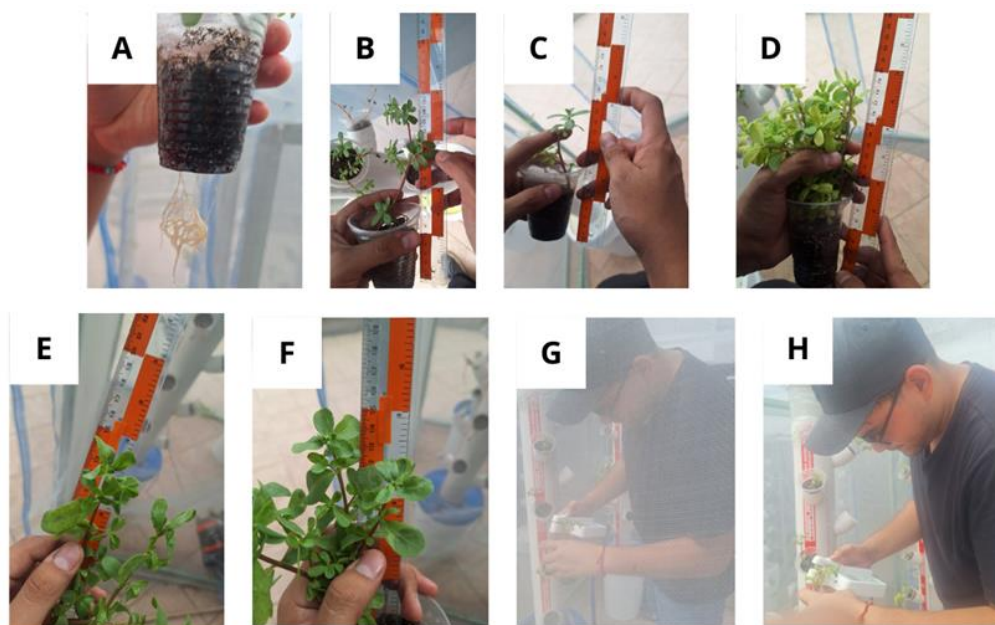
*Nota.* (A–H) Crecimiento y desarrollo de los explantes cultivados en el sistema hidropónico vertical, correspondientes a los distintos tratamientos evaluados durante el experimento

**Figura 12.** Plaga identificada durante el proyecto: *Myzus persicae*



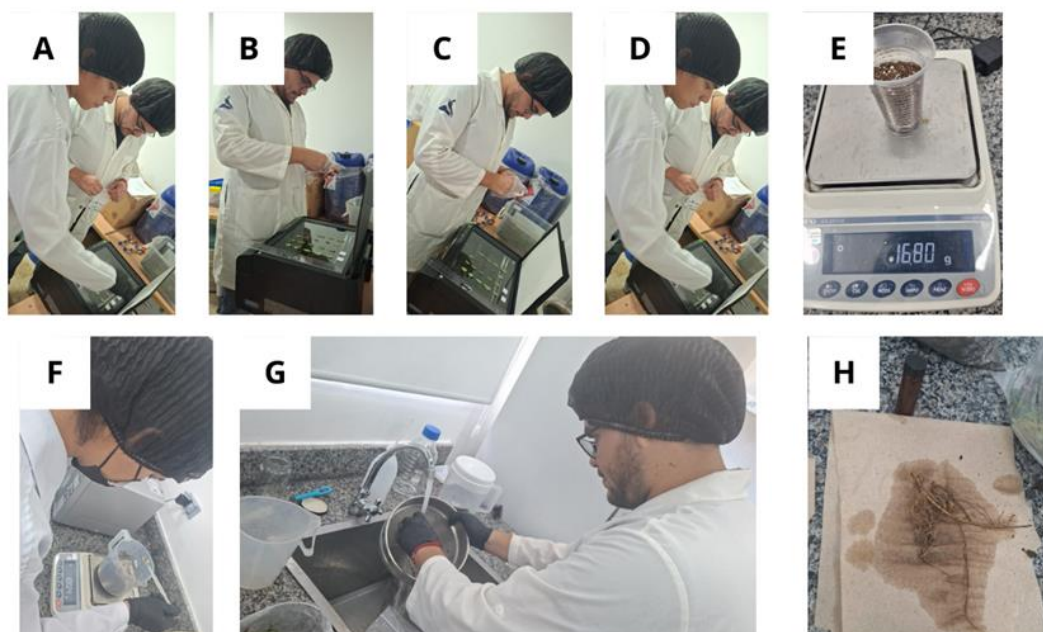
*Nota.* (A–H) Diferentes vistas y estadios del pulgón *Myzus persicae* observados sobre el material vegetal

**Figura 13.** *Medición de longitud y contenido de clorofila en las plantas*



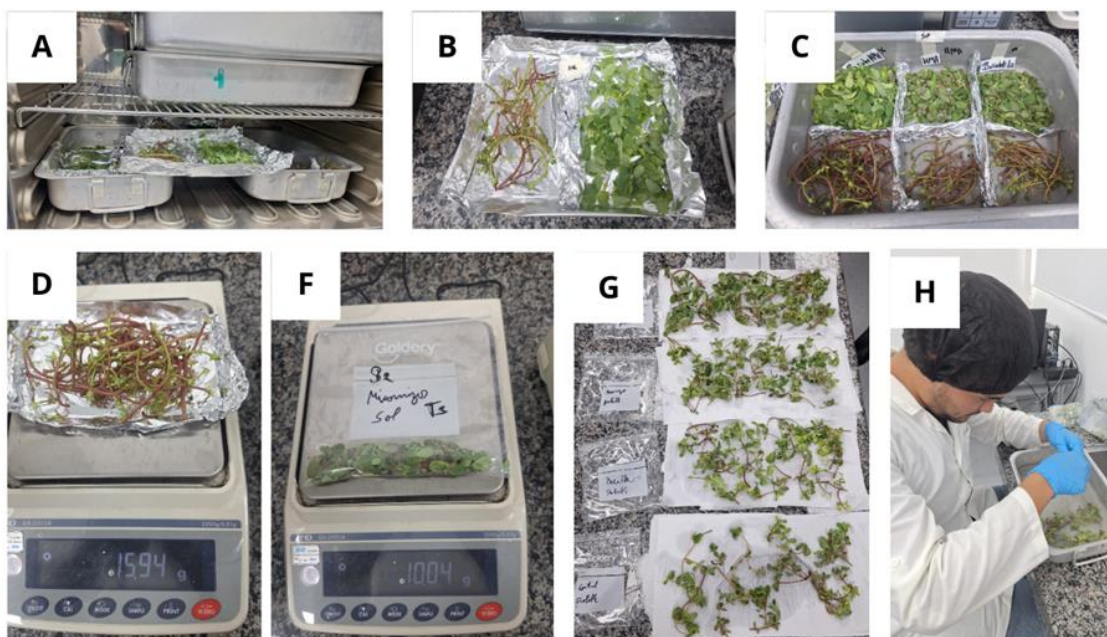
*Nota.* (A–F) Medición de variables morfológicas de las plantas, incluyendo longitud y desarrollo vegetativo. (G–H) Determinación del contenido de clorofila

**Figura 14.** *Preparación de muestras para el análisis de área foliar y evaluación radicular*



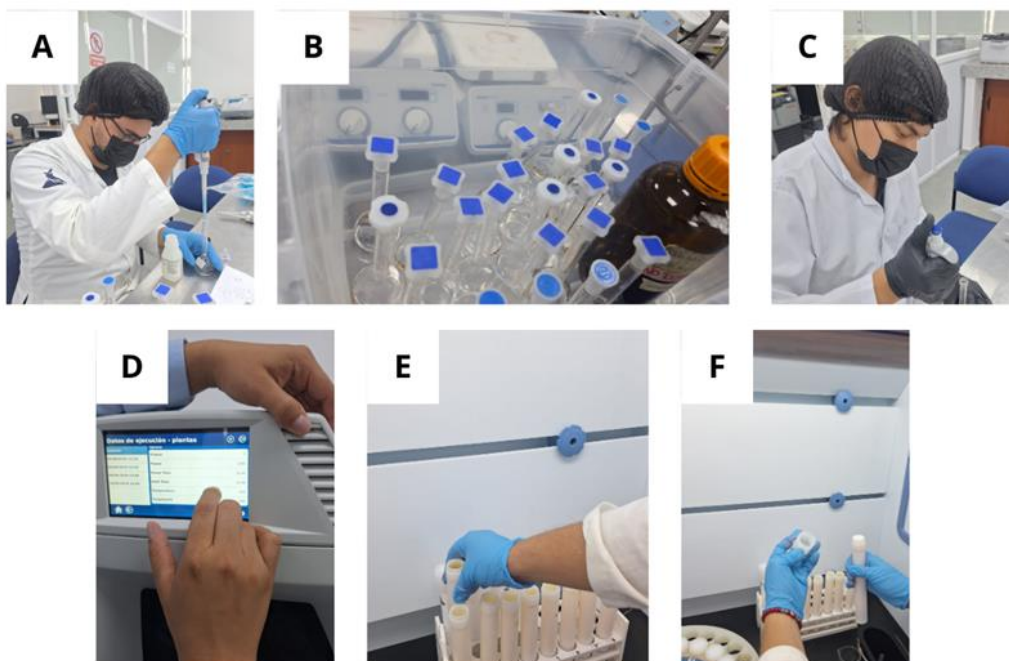
*Nota.* (A–D) Escaneo del área foliar para la obtención de datos. (E) Pesaje de la turba utilizada. (F) Pesaje de 100 g de suelo. (G–H) Lavado de raíces para su posterior tinción simple

**Figura 15.** Secado, pesado y desinfección de las muestras vegetales



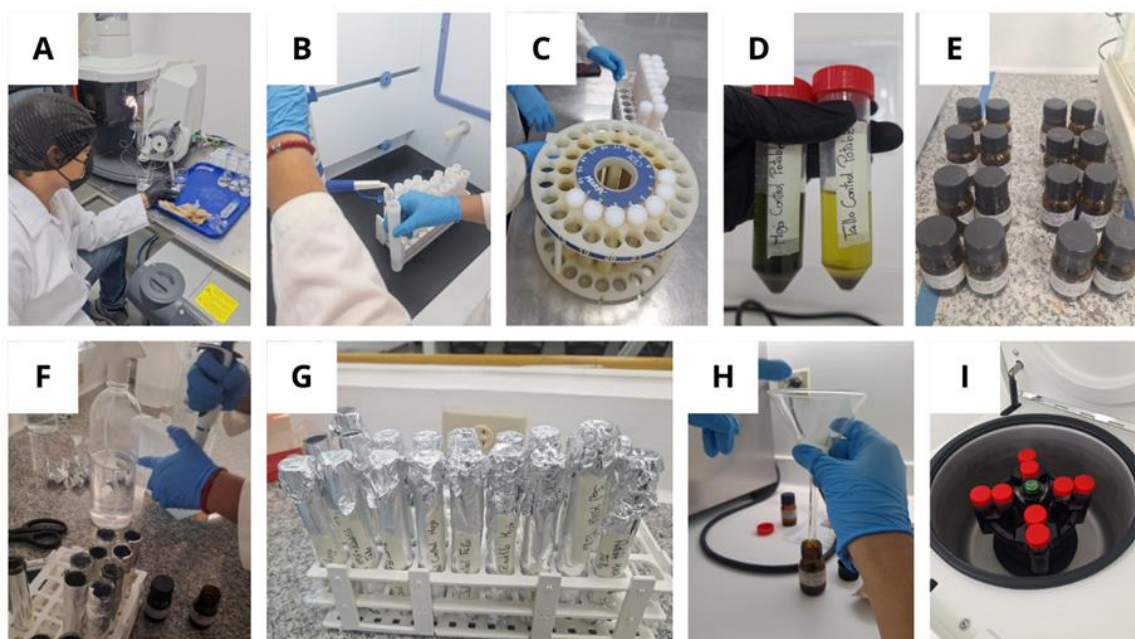
*Nota.* (A–C) Secado de las muestras en estufa. (D–F) Pesado de las muestras vegetales. (G–H) Proceso de desinfección de las muestras previo a su análisis

**Figura 16.** Preparación de soluciones para la curva de calibración del ICP y finalización del proceso de digestión



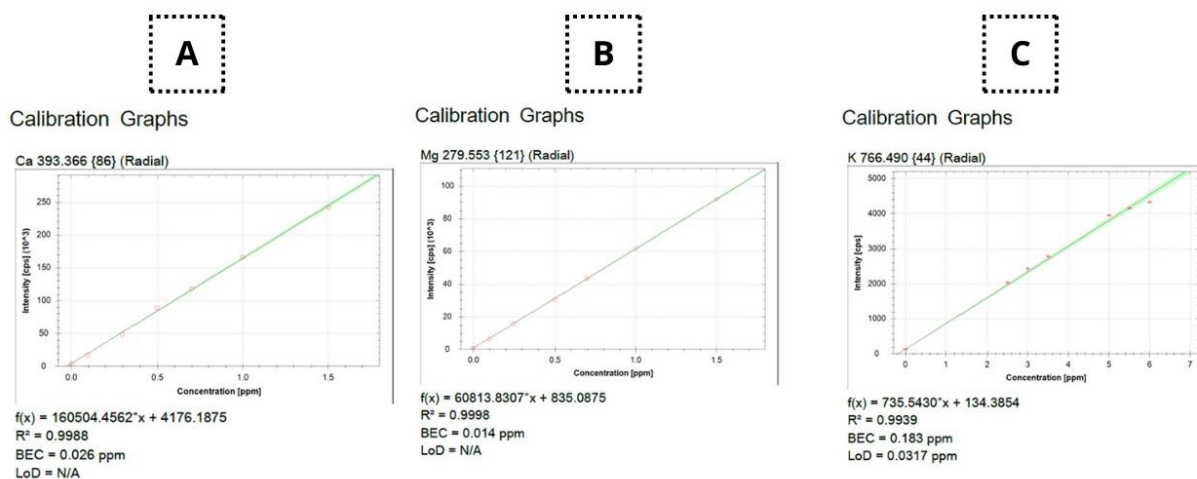
*Nota.* (A–C) Preparación de soluciones patrón para la curva de calibración del ICP. (D–F) Finalización del proceso de digestión y acondicionamiento de las muestras para su análisis instrumental

**Figura 17.** Cuantificación de macronutrientes y preparación de muestras para el análisis DPPH



*Nota.* (A–C) Etapas del proceso de cuantificación de macronutrientes. (D–I) Preparación de las muestras para la determinación de la actividad antioxidante mediante el método DPPH

**Figura 18.** Curvas de calibración obtenidas por ICP-OES para la cuantificación de macronutrientes



*Nota.* (A) Curva de calibración del calcio (Ca) medida a 393.366 nm en modo radial; (B) Curva de calibración del magnesio (Mg) a 279.553 nm en modo radial; (C) Curva de calibración del potasio (K) a 766.490 nm en modo radial

Figura 19. Ficha técnica CellAct – BS Seed (*B. subtilis*)

FICHA TÉCNICA





# CellAct - BS Seed

*Bacillus subtilis*

**TIPO DE PRODUCTO**

*Bacillus subtilis* es una bacteria inoculante, promotora de crecimiento (PGPR) y fungicida biológico con acción protectante multisitio.

**DESCRIPCIÓN DEL PRODUCTO**

CellAct-BS es un bioinsumo formulado con la bacteria *Bacillus subtilis*, su actividad antagonista se completa por su alta capacidad para colonizar la zona de la rizosfera (competencia espacial), su rápida asimilación de nutrientes y a la secreción de enzimas digestoras que degradan y matan por contacto directo a hongos y bacterias.

**COMPOSICIÓN GARANTIZADA**

*Bacillus subtilis*  
 Concentración:  $5.5 \times 10^9$  UFC/ml  
 pH: 6  
 Tipo de formulación: Líquida, tono blanco/amarillo con olor peculiar.

**CARACTERÍSTICA DE LA BACTERIA**

- Bacteria Gram positiva
- Puede adecuarse a amplios rangos de pH, temperatura y humedad sin disminuir su acción.
- Crece en condiciones aerobias.
- Forma endoespora
- Favorece el desarrollo de la raíz, la toma de nutrientes y la protección contra patógenos.

**MECANISMO DE ACCIÓN**

- Excelente agente de control biológico de enfermedades causadas por hongos de suelo y bacterias como *Fusarium oxysporum* (atacan raíz), *Mycosphaerella fijiensis* causante de la Sigatoka negra en plátano y contra otros hongos de follaje.
- Productora de sustancias antibióticas, fitoalexinas, micosubtilina e ituarina que actúan sobre hongos y bacterias patógenas.
- Los mecanismos de acción CellAct-BS Seed, son la antibiosis, competencia, inducción de resistencia y promotor de crecimiento.
- Los lipopépticos presentes en la formulación actúan sinérgicamente, perforan la membrana celular del patógeno ocasionando su muerte.

- Inhiben la formación del tubo germinativo del patógeno evitando su colonización y previniendo la germinación de esporas.

**BENEFICIOS EN EL CULTIVO**

- Incrementa el desarrollo radicular y vegetativo, el rendimiento y calidad de los cultivos.
- Protege contra enfermedades del suelo, el follaje y el tratamiento post-cosecha, ayudando a reducir el uso de fungicidas.
- Estimula la proliferación de microorganismos benéficos.
- Libera sideróforos y ácido indolacético el cual activa los mecanismos de defensa de las plantas.
- Es un excelente producto para el manejo integrado de plagas, para contrarrestar la resistencia que los fitopatógenos han desarrollado a fungicidas químicos.

**DOSIS Y APLICACIÓN**

Diluir la dosis en 200 L de agua y aplicar (esta dilución es para 1Ha)

CULTIVO	DOSIS	FRECUENCIA	MODO DE APLICACIÓN
Banano, Plátano, Cacao, Palma, Pitahaya, Aguacate.	2 a 4 L/Ha	Mínimo 4 ciclos al año.	Aplicación drench, fertirriego.
Arroz.	2 a 4 L/Ha	1- Aplicación después del fangueo. 2- Aplicación 10 días después de la siembra o trasplante. 3- Aplicación en etapa de macollaje.	Aplicación con águilon, motobomba o bomba manual.
Hortalizas.	2 a 4 L/Ha	De 3 a 4 aplicaciones en el ciclo del cultivo.	Aplicación drench, fertirriego.
Inoculante.		1L a 2L/1000 kg de semilla, diluir en 8L de agua	Diluir en la cantidad de agua necesaria, según la dosis. Aplicar la solución directamente en la semilla, homogenizar hasta que la semilla quede seca

Aplicación aérea y foliar consultar al representante técnico

**Centro de Operaciones Almax II**

 Via Samborondón Km 14.5 Solar 7, Mz 3 - Edificio 7 / Samborondón - Ecuador

[www.polidist.com](http://www.polidist.com)

## FICHA TÉCNICA



### FRECUENCIA DE APLICACIÓN FITOSANITARIA

El momento adecuado de aplicación se debe establecer con base a monitoreos establecidos, utilizando escalas de infección, se recomienda hacer mínimo cuatro aplicaciones al año como restaurador de suelo.

### MODO DE EMPLEO

Puede aplicarse foliarmente, incorporarse en el riego por goteo, por inmersión, o en drench, en sistemas de producción convencionales y en agricultura orgánica. En campo o invernadero. Agitar el recipiente que contiene CellAct-BS líquido y verter al tanque de mezcla. Se diluye directamente en agua.

### COMPATIBILIDAD

CellAct-BS Seed, no debe mezclarse con plaguicidas, surfactantes o fertilizantes foliares sin antes realizar una prueba de compatibilidad. No es compatible con cloro, desinfectantes, sulfato de cobre, oxidantes, pesticidas (fungicidas, bactericidas, insecticidas).

### RESPONSABILIDAD CIVIL

"El titular del registro garantiza que las características físico químicas del producto contenido en este envase corresponden a las anotadas en la etiqueta y es eficaz para los fines aquí recomendados, si se usa y maneja de acuerdo con las condiciones e instrucciones dadas".

### PERÍODOS DE CARENIA

No tiene períodos de carencia.

### RECOMENDACIONES DE APLICACIÓN

Pese a que el producto no es tóxico, se deben tomar las precauciones necesarias y utilizar equipo de protección adecuado. Evitar el contacto con la piel, usar ropa impermeable la cual evite el contacto del producto con el cuerpo. El personal de aplicación debe usar lentes de seguridad, y para las manos se recomienda utilizar guantes impermeables, para la boca y nariz es necesario usar mascarilla.

### PRESENTACIÓN DEL EMPAQUE:

1L, 4L y 20 Litros.

### CARACTERÍSTICAS DEL EMPAQUE:

Material en polietileno de alta densidad.

### ALMACENAMIENTO:

Conserve el producto a temperatura ambiente y bajo adecuadas condiciones de empaque y tapado. Dado que contiene microorganismos vivos, su manipulación, manejo, aplicación y almacenamiento deben ser consecuentes a esta condición.

### REGISTRO AGROCALIDAD:

228-F-AGR-A

## Anexo 2. Tablas

**Tabla 9.** Área foliar de *P. oleracea* cultivada con agua potable

Área foliar (cm <sup>2</sup> )				
Potable	Hoja	R1	R2	R3
<b>T1</b>	1	3,76	1,43	1,26
	2	2,21	1,74	1,25
	3	1,79	1,38	1,29
	4	2,85	3,05	1,78
	5	2,47	1,39	1,42
<b>T2</b>	6	3,09	1,62	1,12
	7	1,32	1,57	0,97
	8	1,13	1,60	1,28
	9	1,23	0,97	1,60
	10	0,83	1,67	1,60
<b>T3</b>	11	2,83	1,36	1,12
	12	1,63	0,97	1,09
	13	2,05	1,60	1,66
	14	2,22	1,42	1,39
	15	1,69	3,73	0,64
<b>T4</b>	16	4,87	3,71	4,78
	17	4,03	3,74	1,51
	18	3,80	1,16	5,29
	19	4,13	2,80	5,26
	20	3,24	2,12	0,72

*Nota.* Los valores corresponden al área foliar individual medida en tres réplicas (R1, R2 y R3) para cada tratamiento (T1-T4)

**Tabla 10.** Promedios del área foliar de *P. oleracea* con agua potable

Promedios (cm <sup>2</sup> )			
Potable	R1	R2	R3
<b>T1</b>	2,62	1,80	1,40
<b>T2</b>	1,52	1,49	1,31
<b>T3</b>	2,08	1,82	1,18
<b>T4</b>	4,01	2,70	3,51

*Nota.* Valores promedio del área foliar (cm<sup>2</sup>) calculados a partir de tres réplicas por tratamiento (T1-T4)

**Tabla 11.** Área foliar de *P. oleracea* cultivada con agua salina

Área foliar (cm <sup>2</sup> )				
Salina	Hoja	R1	R2	R3
<b>T5</b>	1	2,53	1,38	2,69
	2	3,43	1,55	2,63
	3	2,15	3,52	2,22
	4	2,77	1,55	2,09
	5	2,49	2,31	0,95
<b>T6</b>	6	2,51	2,13	1,27
	7	2,10	1,77	0,91
	8	2,09	0,95	0,92
	9	2,65	1,12	1,83
	10	1,80	0,94	1,93
<b>T7</b>	11	1,75	1,15	0,93
	12	1,24	1,39	1,56
	13	1,31	1,30	0,91
	14	1,77	1,59	1,75
	15	1,46	1,29	1,22
<b>T8</b>	16	2,78	2,31	1,35
	17	2,83	2,15	3,01
	18	3,11	1,77	2,71
	19	2,76	2,10	1,69
	20	3,85	3,19	0,63

*Nota.* Los datos corresponden al área foliar individual registrada en tres réplicas (R1, R2 y R3) para cada tratamiento (T5-T8)

**Tabla 12.** Promedios del área foliar de *P. oleracea* con agua salina

Promedios (cm <sup>2</sup> )			
Salina	R1	R2	R3
<b>T5</b>	2,67	2,06	2,12
<b>T6</b>	2,23	1,38	1,37
<b>T7</b>	1,51	1,35	1,27
<b>T8</b>	3,07	2,30	1,88

*Nota.* Valores representan el promedio del área foliar obtenido a partir de tres réplicas por tratamiento (T5-T8)

**Tabla 13.** *Contenido de clorofila en hojas de P. oleracea cultivada con agua potable*

<b>Clorofila (SPAD)</b>			
<b>Potable</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T1</b>	35,1	36,9	36,2
	39,8	41,9	21,8
	33,4	37,2	22,4
<b>T2</b>	38,5	31,6	31,5
	21,4	23,1	39,6
	33,3	35,9	39,8
<b>T3</b>	39,1	37,5	12,3
	38,1	25,9	28,5
	31,7	36,4	32,7
<b>T4</b>	32,1	39,7	36,4
	41	36,5	28,3
	43,5	40	32,5

*Nota.* Los valores corresponden a lecturas directas de clorofila expresadas en unidades SPAD, medidas en tres réplicas (R1, R2 y R3) por tratamiento (T1-T4)

**Tabla 14.** *Promedios del contenido de clorofila en P. oleracea con agua potable*

<b>Promedios (SPAD)</b>			
<b>Potable</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T1</b>	36,1	38,67	26,8
<b>T2</b>	31,07	30,2	36,97
<b>T3</b>	36,3	33,27	24,5
<b>T4</b>	38,87	38,73	32,4

*Nota.* Se muestran los valores promedio de clorofila (SPAD) obtenidos a partir de tres réplicas por tratamiento (T1-T4)

**Tabla 15.** *Contenido de clorofila en hojas de P. oleracea cultivadas con agua salina*

<b>Clorofila (SPAD)</b>			
<b>Salina</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T5</b>	32,6	26,9	34
	28,2	26,8	35,8
	37,6	26,4	35,9
<b>T6</b>	28,9	18,2	35,7
	31,2	33,5	36,7
	38,5	34,9	36,2
<b>T7</b>	34,4	27,7	30,3
	38,9	36	34,4
	40,6	29,7	35,8
<b>T8</b>	35,9	43,7	35
	32,1	35,1	35,5
	23	32,1	33,8

*Nota.* Los valores representan lecturas de clorofila tomadas en tres réplicas (R1, R2 y R3) para cada tratamiento (T5-T8)

**Tabla 16.** *Promedios del contenido de clorofila en P. oleracea con agua salina*

<b>Promedios (SPAD)</b>			
<b>Salina</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T5</b>	32,8	26,7	35,23
<b>T6</b>	32,87	28,87	36,2
<b>T7</b>	37,97	31,13	33,5
<b>T8</b>	30,33	36,97	34,77

*Nota.* Los datos corresponden al promedio de tres réplicas por tratamiento (T5-T8)

**Tabla 17.** *Tamaño de planta de P. oleracea cultivada con agua potable*

<b>Altura (cm)</b>			
<b>Potable</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T1</b>	17	12	13
<b>T2</b>	23	18	22
<b>T3</b>	24	17	20
<b>T4</b>	24	17	18

*Nota.* Se presentan las mediciones del tamaño de planta registradas en tres réplicas (R1, R2 y R3) para cada tratamiento (T1-T4)

**Tabla 18.** *Tamaño de planta de P. oleracea cultivada con agua salina*

<b>Altura (cm)</b>			
<b>Salina</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>
<b>T5</b>	17	15	12
<b>T6</b>	15	20	15
<b>T7</b>	16	18	17
<b>T8</b>	20	22	18

*Nota.* Valores corresponden al tamaño de planta medido en tres réplicas (R1, R2 y R3) por tratamiento (T5-T8)

**Tabla 19.** *Tratamientos aplicados a P. oleracea en sistema hidropónico vertical*

<b>Tratamientos</b>	
<b>T1 – M1</b>	Control (CT) – Agua potable
<b>T2 – M2</b>	<i>B. subtilis</i> (BS)– Agua potable
<b>T3 – M3</b>	HMA – Agua potable
<b>T4 – M4</b>	<i>B. subtilis</i> + HMA (CO) – Agua potable
<b>T5 – M5</b>	Control (CT) – Agua salina
<b>T6 – M6</b>	<i>B. subtilis</i> (BS) – Agua salina

T7 – M7

HMA – Agua salina

T8 – M8

*B. subtilis* + HMA (CO) – Agua salina

Nota. Esta simbología se usó para representar los tratamientos en los distintos análisis

**Tabla 20.** Estadísticos descriptivos del área foliar (cm<sup>2</sup>), altura (cm) y clorofila (SPAD) de *P. oleracea* con agua potable

		<b>Descriptivos</b>		
<b>TRATAMIENTO</b>		<b>Estadístico</b>	<b>Error estándar</b>	
<b>AREAFOLIAR</b>	BS	Media	1,4400	,06557
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 1,1579 Límite superior 1,7221	
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	1,4900	
		Varianza	,013	
		Desviación estándar	,11358	
		Mínimo	1,31	
		Máximo	1,52	
		Rango	,21	
		Rango intercuartil	.	
		Asimetría	-1,597	1,225
		Curtosis	.	.
		CO	Media	3,4067
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 1,7644 Límite superior 5,0489	
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	3,5100	

---

	Varianza	,437	
	Desviación estándar	,66108	
	Mínimo	2,70	
	Máximo	4,01	
	Rango	1,31	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-,686	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
CT	Media	1,9400	,35907
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior ,3950	Límite superior 3,4850
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	1,8000	
	Varianza	,387	
	Desviación estándar	,62193	
	Mínimo	1,40	
	Máximo	2,62	
	Rango	1,22	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	,962	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
HMA	Media	1,6933	,26742
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior ,5427	Límite superior 2,8439
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	1,8200	

---

		Varianza	,215	
		Desviación estándar	,46318	
		Mínimo	1,18	
		Máximo	2,08	
		Rango	,90	
		Rango intercuartil	.	
		Asimetría	-1,139	1,225
		Curtosis	.	.
<b>ALTURA</b>	<b>BS</b>	Media	21,0000	1,52753
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 14,4276 Límite superior 27,5724	
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	22,0000	
		Varianza	7,000	
		Desviación estándar	2,64575	
		Mínimo	18,00	
		Máximo	23,00	
		Rango	5,00	
		Rango intercuartil	.	
		Asimetría	-1,458	1,225
		Curtosis	.	.
	<b>CO</b>	Media	19,6667	2,18581
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 10,2619 Límite superior 29,0715	
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	18,0000	

	Varianza	14,333	
	Desviación estándar	3,78594	
	Mínimo	17,00	
	Máximo	24,00	
	Rango	7,00	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	1,597	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
CT	Media	14,0000	1,52753
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 7,4276	Límite superior 20,5724
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	13,0000	
	Varianza	7,000	
	Desviación estándar	2,64575	
	Mínimo	12,00	
	Máximo	17,00	
	Rango	5,00	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	1,458	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
HMA	Media	20,3333	2,02759
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 11,6093	Límite superior 29,0573
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	20,0000	

		Varianza	12,333	
		Desviación estándar	3,51188	
		Mínimo	17,00	
		Máximo	24,00	
		Rango	7,00	
		Rango intercuartil	.	
		Asimetría	,423	1,225
		Curtosis	.	.
<hr/>				
<b>CLOROFILA</b>	<b>BS</b>	Media	32,7467	2,12655
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 23,5969	Límite superior 41,8965
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	31,0700	
		Varianza	13,567	
		Desviación estándar	3,68329	
		Mínimo	30,20	
		Máximo	36,97	
		Rango	6,77	
		Rango intercuartil	.	
		Asimetría	1,624	1,225
		Curtosis	.	.
<hr/>				
	<b>CO</b>	Media	36,6667	2,13372
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 27,4860	Límite superior 45,8473
		Media recortada al 5%	.	
		Mediana	38,7300	

	Varianza	13,658	
	Desviación estándar	3,69570	
	Mínimo	32,40	
	Máximo	38,87	
	Rango	6,47	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-1,729	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
CT	Media	33,8567	3,60549
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 18,3435	Límite superior 49,3698
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	36,1000	
	Varianza	38,999	
	Desviación estándar	6,24489	
	Mínimo	26,80	
	Máximo	38,67	
	Rango	11,87	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-1,408	1,225
	Curtosis	.	.
<hr/>			
HMA	Media	31,3567	3,53816
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 16,1332	Límite superior 46,5801
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	33,2700	

Varianza	37,556	
Desviación estándar	6,12827	
Mínimo	24,50	
Máximo	36,30	
Rango	11,80	
Rango intercuartil	.	
Asimetría	-1,268	1,225
Curtosis	.	.

*Nota.* Se presentan los estadísticos descriptivos (media, desviación estándar, error estándar, valores mínimo y máximo, varianza e intervalo de confianza al 95%) para las variables área foliar, altura y contenido de clorofila, evaluadas en los distintos tratamientos

**Tabla 21.** Pruebas de normalidad para las variables área foliar, altura y clorofila con agua potable

		Pruebas de normalidad					
		Kolmogorov-Smirnov <sup>a</sup>			Shapiro-Wilk		
	TRATAMIENTO	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
<b>AREAFOLIAR</b>	BS	,337	3	.	,855	3	,253
	CO	,229	3	.	,982	3	,741
	CT	,256	3	.	,962	3	,625
	HMA	,274	3	.	,944	3	,543
<b>ALTURA</b>	BS	,314	3	.	,893	3	,363
	CO	,337	3	.	,855	3	,253
	CT	,314	3	.	,893	3	,363

	HMA	,204	3	.	,993	3	,843
<b>CLOROFILA</b>	BS	,342	3	.	,845	3	,226
	CO	,378	3	.	,766	3	,036
	CT	,307	3	.	,903	3	,396
	HMA	,289	3	.	,927	3	,477

*Nota.* Se aplicaron las pruebas de Kolmogorov–Smirnov y Shapiro–Wilk para evaluar el cumplimiento del supuesto de normalidad en cada tratamiento. Se consideró un nivel de significancia de  $\alpha = 0,05$

**Tabla 22.** Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para el área foliar con agua potable

<b>Prueba de homogeneidad de varianzas</b>						
		<b>Estadístico de</b>				
		<b>Levene</b>	<b>gl1</b>	<b>gl2</b>	<b>Sig.</b>	
<b>AREAFOLIAR</b>	Se basa en la media	1,689	3	8	,246	
	Se basa en la mediana	,740	3	8	,557	
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	,740	3	5,994	,566	
	Se basa en la media recortada	1,611	3	8	,262	

*Nota.* Un valor de  $p > 0,05$  indica cumplimiento del supuesto de homocedasticidad previo al análisis de varianza

**Tabla 23.** Análisis de varianza (ANOVA) del área foliar de *P. oleracea* con agua potable

<b>ANOVA</b>					
<b>AREAFOLIAR</b>					
	<b>Suma de cuadrados</b>	<b>gl</b>	<b>Media cuadrática</b>	<b>F</b>	<b>Sig.</b>
<b>Entre grupos</b>	<b>6,997</b>	<b>3</b>	<b>2,332</b>	<b>8,874</b>	<b>,006</b>
<b>Dentro de grupos</b>	<b>2,103</b>	<b>8</b>	<b>,263</b>		
<b>Total</b>	<b>9,100</b>	<b>11</b>			

*Nota.* Se consideraron diferencias estadísticamente significativas cuando  $p < 0,05$

**Tabla 24.** Comparaciones múltiples de Tukey (HSD) para el área foliar con agua potable

<b>Comparaciones múltiples</b>						
Variable dependiente: AREAFOLIAR						
HSD Tukey						
(I) IDENTIFICACION	(J) IDENTIFICACION	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
T1	T2	,50000	,41858	,647	-,8404	1,8404
	T3	,24667	,41858	,933	-1,0938	1,5871
	T4	-1,46667*	,41858	,033	-2,8071	-,1262
T2	T1	-,50000	,41858	,647	-1,8404	,8404
	T3	-,25333	,41858	,928	-1,5938	1,0871
	T4	-1,96667*	,41858	,007	-3,3071	-,6262
T3	T1	-,24667	,41858	,933	-1,5871	1,0938
	T2	,25333	,41858	,928	-1,0871	1,5938
	T4	-1,71333*	,41858	,015	-3,0538	-,3729
T4	T1	1,46667*	,41858	,033	,1262	2,8071
	T2	1,96667*	,41858	,007	,6262	3,3071

T3	1,71333*	,41858	,015	,3729	3,0538
----	----------	--------	------	-------	--------

Nota. El símbolo (\*) indica diferencias significativas al nivel de  $p < 0,05$

**Tabla 25.** Subconjuntos homogéneos del área foliar según la prueba de Tukey con agua potable

<b>AREAFOLIAR</b>				
HSD Tukey <sup>a</sup>				
Subconjunto para alfa = 0.05				
IDENTIFICACION	N	1	2	
T2	3	1,4400		
T3	3	1,6933		
T1	3	1,9400		
T4	3		3,4067	
Sig.		,647	1,000	

Nota. Los tratamientos que comparten el mismo subconjunto no presentan diferencias estadísticas significativas entre sí ( $\alpha = 0,05$ ). El tamaño de muestra armónico utilizado fue  $n = 3$

**Tabla 26.** Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para la altura con agua potable

<b>Prueba de homogeneidad de varianzas</b>					
		Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
<b>ALTURA</b>	Se basa en la media	,302	3	8	,823

Se basa en la mediana	,076	3	8	,971
Se basa en la mediana y con gl ajustado	,076	3	6,676	,971
Se basa en la media recortada	,275	3	8	,842

*Nota.* Un valor de  $p > 0,05$  indica cumplimiento del supuesto de homocedasticidad previo al análisis de varianza

**Tabla 27.** *Análisis de varianza (ANOVA) de la altura de P. oleracea con agua potable*

ANOVA					
ALTURA					
	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	92,917	3	30,972	3,046	,092
Dentro de grupos	81,333	8	10,167		
<b>Total</b>	<b>174,250</b>	<b>11</b>			

*Nota.* No se detectaron diferencias significativas entre tratamientos cuando  $p > 0,05$

**Tabla 28.** *Prueba de Kruskal–Wallis para el contenido de clorofila con agua potable*

Estadísticos de prueba <sup>a,b</sup>	
CLOROFILA	
H de Kruskal-Wallis	2,692
gl	3
Sig. asintótica	,442

*Nota.* Se utilizó un nivel de significancia de  $\alpha = 0,05$

**Tabla 29.** Estadísticos descriptivos del área foliar (cm<sup>2</sup>), altura (cm) y clorofila (SPAD) de *P. oleracea* con agua salina

<b>Descriptivos</b>					
<b>TRATAMIENTO</b>			<b>Estadístico</b>	<b>Error estándar</b>	
<b>AREAFOLIAR</b>	BS	Media	1,6600	,28501	
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior ,4337 Límite superior 2,8863		
		Media recortada al 5%	.		
		Mediana	1,3800		
		Varianza	,244		
		Desviación estándar	,49366		
		Mínimo	1,37		
		Máximo	2,23		
		Rango	,86		
		Rango intercuartil	.		
		Asimetría	1,731	1,225	
		Curtosis	.	.	
	CO		Media	2,4167	,34844
			95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior ,9174 Límite superior 3,9159	
		Media recortada al 5%	.		
		Mediana	2,3000		
		Varianza	,364		
		Desviación estándar	,60352		
		Mínimo	1,88		
		Máximo	3,07		
		Rango	1,19		
		Rango intercuartil	.		
		Asimetría	,837	1,225	
		Curtosis	.	.	
CT			Media	2,2833	,19411
			Límite inferior	1,4482	

		95% de intervalo de confianza para la media	Límite superior	3,1185
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		2,1200
		Varianza		,113
		Desviación estándar		,33620
		Mínimo		2,06
		Máximo		2,67
		Rango		,61
		Rango intercuartil		.
		Asimetría		1,670      1,225
		Curtosis		.
		<hr/>		
	HMA	Media		1,3767      ,07055
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior	1,0731
			Límite superior	1,6802
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		1,3500
		Varianza		,015
		Desviación estándar		,12220
		Mínimo		1,27
		Máximo		1,51
		Rango		,24
		Rango intercuartil		.
		Asimetría		,935      1,225
		Curtosis		.
		<hr/>		
<b>ALTURA</b>	<b>BS</b>	Media		16,6667      1,66667
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior	9,4956
			Límite superior	23,8378
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		15,0000
		Varianza		8,333
		Desviación estándar		2,88675
		Mínimo		15,00

	Máximo	20,00	
	Rango	5,00	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	1,732	1,225
	Curtosis	.	.
CO	Media	20,0000	1,15470
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 15,0317 Límite superior 24,9683	
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	20,0000	
	Varianza	4,000	
	Desviación estándar	2,00000	
	Mínimo	18,00	
	Máximo	22,00	
	Rango	4,00	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	,000	1,225
	Curtosis	.	.
CT	Media	14,6667	1,45297
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 8,4151 Límite superior 20,9183	
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	15,0000	
	Varianza	6,333	
	Desviación estándar	2,51661	
	Mínimo	12,00	
	Máximo	17,00	
	Rango	5,00	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-,586	1,225
	Curtosis	.	.
HMA	Media	17,0000	,57735
		Límite inferior 14,5159	

		95% de intervalo de confianza para la media	Límite superior	19,4841
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		17,0000
		Varianza		1,000
		Desviación estándar		1,00000
		Mínimo		16,00
		Máximo		18,00
		Rango		2,00
		Rango intercuartil		.
		Asimetría	,000	1,225
		Curtosis	.	.
<b>CLOROFILA</b>	<b>BS</b>	Media	32,6467	2,11893
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior	23,5296
			Límite superior	41,7637
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		32,8700
		Varianza		13,470
		Desviación estándar		3,67010
		Mínimo		28,87
		Máximo		36,20
		Rango		7,33
		Rango intercuartil		.
		Asimetría	-,273	1,225
		Curtosis	.	.
	<b>CO</b>	Media	34,0233	1,95282
		95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior	25,6210
			Límite superior	42,4256
		Media recortada al 5%		.
		Mediana		34,7700
		Varianza		11,441
		Desviación estándar		3,38239
		Mínimo		30,33

	Máximo	36,97	
	Rango	6,64	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-,945	1,225
	Curtosis	.	.
CT	Media	31,5767	2,53723
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 20,6598 Límite superior 42,4935	
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	32,8000	
	Varianza	19,313	
	Desviación estándar	4,39461	
	Mínimo	26,70	
	Máximo	35,23	
	Rango	8,53	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	-1,156	1,225
	Curtosis	.	.
HMA	Media	34,2000	2,00532
	95% de intervalo de confianza para la media	Límite inferior 25,5718 Límite superior 42,8282	
	Media recortada al 5%	.	
	Mediana	33,5000	
	Varianza	12,064	
	Desviación estándar	3,47331	
	Mínimo	31,13	
	Máximo	37,97	
	Rango	6,84	
	Rango intercuartil	.	
	Asimetría	,870	1,225
	Curtosis	.	.

*Nota.* Estadísticos descriptivos de las variables evaluadas en plantas sometidas a riego con agua salina

**Tabla 30.** Pruebas de normalidad para las variables área foliar, altura y clorofila con agua salina

		Pruebas de normalidad					
		Kolmogorov-Smirnov <sup>a</sup>			Shapiro-Wilk		
	TRATAMIENTO	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
<b>AREAFOLIAR</b>	BS	,381	3	.	,759	3	,019
	CO	,243	3	.	,972	3	,679
	CT	,353	3	.	,823	3	,171
	HMA	,253	3	.	,964	3	,637
<b>ALTURA</b>	BS	,385	3	.	,750	3	,000
	CO	,175	3	.	1,000	3	1,000
	CT	,219	3	.	,987	3	,780
	HMA	,175	3	.	1,000	3	1,000
<b>CLOROFILA</b>	BS	,191	3	.	,997	3	,899
	CO	,254	3	.	,963	3	,633
	CT	,276	3	.	,942	3	,535
	HMA	,247	3	.	,970	3	,665

*Nota.* La normalidad de los datos fue evaluada mediante las pruebas de Kolmogorov–Smirnov y Shapiro–Wilk ( $\alpha = 0,05$ ).

**Tabla 31.** Prueba de Kruskal–Wallis para el área foliar con agua salina

Estadísticos de prueba <sup>a,b</sup>	
<b>AREAFOLIAR</b>	
H de Kruskal-Wallis	6,641
gl	3
Sig. asintótica	,084

*Nota.* No se detectaron diferencias significativas entre tratamientos cuando  $p > 0,05$

**Tabla 32.** Prueba de Kruskal–Wallis para la altura (cm) con agua salina

Estadísticos de prueba <sup>a,b</sup>	
ALTURA	
H de Kruskal-Wallis	5,848
gl	3
Sig. asintótica	,119

Nota. Se considerando un nivel de significancia de  $\alpha = 0,05$

**Tabla 33.** Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para el contenido de clorofila con agua salina

Prueba de homogeneidad de varianzas					
		Estadístico de			
		Levene	gl1	gl2	Sig.
<b>CLOROFILA</b>	Se basa en la media	,138	3	8	,934
	Se basa en la mediana	,040	3	8	,989
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	,040	3	7,201	,988
	Se basa en la media recortada	,129	3	8	,940

Nota. Un valor de  $p > 0,05$  indica cumplimiento del supuesto de homocedasticidad previo al análisis de varianza

**Tabla 34.** Análisis de varianza (ANOVA) del contenido de clorofila con agua salina

ANOVA					
<b>CLOROFILA</b>					
	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	13,764	3	4,588	,326	,807
Dentro de grupos	112,573	8	14,072		
<b>Total</b>	126,338	11			

Nota. No se observaron diferencias significativas ( $p > 0,05$ )

**Tabla 35.** *Concentración de magnesio (Mg) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES*

<b>Muestra</b>	<b>Concentración Mg (ppm)</b>
M1	73.425
M2	42.931
M3	40.913
M4	54.003
M5	54.043
M6	66.146
M7	51.706
M8	54.366

*Nota.* La concentración de magnesio se expresa en partes por millón (ppm)

**Tabla 36.** *Concentración de potasio (K) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES*

<b>Muestra</b>	<b>Concentración K (ppm)</b>
M1	299.056
M2	336.218
M3	304.777
M4	321.906
M5	279.627
M6	216.016
M7	248.054
M8	276.779

*Nota.* Los valores de potasio se expresan en ppm y fueron determinados mediante espectrometría por ICP-OES

**Tabla 37.** *Concentración de calcio (Ca) en tejido vegetal de P. oleracea determinada por ICP-OES*

<b>Muestra</b>	<b>Concentración Ca (ppm)</b>
M1	No cuantificable
M2	No cuantificable
M3	No cuantificable
M4	No cuantificable
M5	No cuantificable
M6	No cuantificable
M7	No cuantificable
M8	No cuantificable

*Nota.* no fue cuantificable en ninguna de las muestras analizadas debido a la sobresaturación del detector