

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



Tesis

APLICACIÓN DE NANOPARTÍCULAS DE SELENIO, SILICIO Y COBRE PARA
INDUCIR TOLERANCIA A ESTRÉS SALINO EN EL CULTIVO DE PIMIENTO

Que presenta CLARIBEL CÁRDENAS ÁLVAREZ como requisito parcial para
obtener el Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA


Saltillo, Coahuila

Septiembre 2019


APLICACIÓN DE NANOPARTÍCULAS DE SELENIO, SILICIO Y COBRE PARA
INDUCIR TOLERANCIA A ESTRÉS SALINO EN EL CULTIVO DE PIMIENTO

Tesis

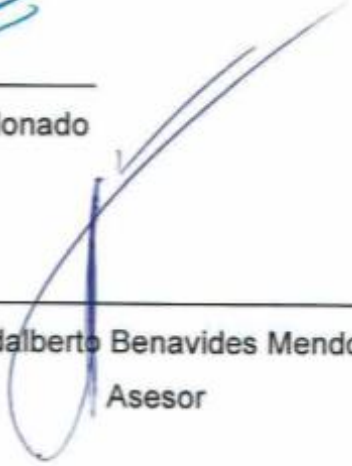
Elaborado por CLARIBEL CÁRDENAS ÁLVAREZ como requisito parcial para
obtener el Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA con la
aprobación del Comité de Asesoría.




Dr. Antonio Juárez Maldonado
Asesor Principal




Dra. Susana González Morales
Asesor



Dr. Adalberto Benavides Mendoza
Asesor



Dr. Gregorio Cadenas Pliego
Asesor



Dr. Marcelino Cabrera De la Fuente
Subdirector de Postgrado UAAAN

AGRADECIMIENTO

Al **Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología (CONACYT)** por el apoyo económico para realizar la maestría.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro** que me abrió la puerta nuevamente para concluir una Maestría en Ciencia en Horticultura y adquirir nuevos conocimientos.

Dr. **Antonio Juárez Maldonado** por el tiempo dedicado, paciencia y la asesoría para realizar y concluir este proyecto.

Dra. **Susana Gonzales Morales** por su valiosa colaboración en la revisión y asesoría y apoyo en el transcurso de este proyecto.

Dr. **Gregorio Cadenas Pliego** por su asesoría y colaboración en la realización de este proyecto.

Dr. **Adalberto Benavides Mendoza** por su asesoría y apoyo durante la realización de este proyecto.

A todos aquellos que intervinieron de alguna manera en la realización de este proyecto de investigación **Yolanda, Ulises, Javier.**

DEDICATORIA

A mis padres **Julio Cárdenas Palacios** y **Carmen Trinidad Cabrera** por todo el apoyo y los consejos que siempre me han dado, la motivación a ser mejor, no solo profesionalmente sino como persona, en cada decisión siempre están presente.

A mis hermanos **Miguel, Julia** y **Julio**, por el apoyo que me han brindado, y ser parte de mi vida.

A **Beatriz Álvarez (+)**, donde quiera que estés, eres parte de cada uno de mis logros.

INDICE GENERAL

| | |
|--|------|
| AGRADECIMIENTO | iii |
| DEDICATORIA | iv |
| INDICE GENERAL..... | v |
| LISTA DE TABLAS | vii |
| LISTA DE FIGURAS | viii |
| RESUMEN..... | ix |
| INTRODUCCIÓN | 1 |
| Objetivo General | 3 |
| Objetivos Específico..... | 3 |
| Hipótesis..... | 3 |
| REVISION DE LITERATURA..... | 4 |
| Pimiento morrón | 4 |
| Nanotecnología | 4 |
| Estrés salino..... | 5 |
| Selenio | 6 |
| Nanopartícula de Selenio | 7 |
| Silicio..... | 8 |
| Nanopartículas de silicio..... | 8 |
| Cobre..... | 9 |
| Nanopartícula de cobre | 9 |
| Antioxidantes..... | 10 |
| MATERIALES Y METODOS..... | 14 |
| Desarrollo de cultivo | 14 |
| Características de las NPs | 14 |
| Aplicación de tratamientos..... | 15 |
| Variables agronómicas | 16 |
| Calidad de fruto | 16 |
| Toma de muestra para la actividad enzimática | 17 |
| Preparación del extracto enzimático..... | 17 |

| | |
|--|----|
| Antioxidantes no enzimáticos | 17 |
| □ Determinación de clorofilas y β -caroteno..... | 17 |
| □ Carotenoides amarillos en fruto | 18 |
| □ Determinación de vitamina C..... | 18 |
| □ Proteínas | 19 |
| □ Flavonoides totales | 19 |
| □ Fenoles totales | 20 |
| □ Glutación reducido (GSH)..... | 20 |
| Determinación de enzimas | 21 |
| □ Fenilalanina amonio liasa (PAL) | 21 |
| □ Ascorbato peroxidasa (APX)..... | 21 |
| □ Catalasa..... | 21 |
| □ Glutación peroxidasa (GPX) | 22 |
| Capacidad antioxidante ABTS..... | 22 |
| Análisis Estadístico..... | 23 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 24 |
| Variables agronómicas de pimiento | 24 |
| Calidad del fruto de pimiento..... | 27 |
| Compuesto antioxidantes no enzimáticos de hoja y fruto de pimiento | 31 |
| Compuestos enzimáticos en hoja y fruto de pimiento Morrón | 39 |
| Capacidad antioxidante en hoja y fruto de planta de pimiento | 44 |
| CONCLUSIONES | 48 |
| BIBLIOGRAFIA..... | 49 |

LISTA DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 1. Tratamientos de NPs de Se, Si y Cu con NaCl | 15 |
| Tabla 2. Variables agronómicas del pimiento morrón..... | 25 |
| Tabla 3. Contenido de biomasa en los factores evaluados | 26 |
| Tabla 4. Calidad de fruto de pimiento..... | 30 |
| Tabla 5. Compuestos antioxidantes no enzimáticos en hoja de pimiento morrón | 33 |
| Tabla 6. Contenido de compuestos antioxidantes no enzimáticos de fruto de pimiento | 38 |
| Tabla 7. Compuestos enzimáticos de la hoja de pimiento..... | 40 |
| Tabla 8. Compuestos enzimáticos de la fruta de pimiento | 44 |
| Tabla 9. Capacidad antioxidante ABTS en hoja y fruto de pimiento morrón | 47 |

LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. Nanopartículas de selenio (a), silicio (b) y cobre (b)..... | 14 |
| Figura 2. Firmeza de fruto de pimiento morrón..... | 16 |
| Figura 3. Determinación de vitamina C..... | 19 |
| Figura 4. Análisis de capacidad antioxidante ABTS en lector de microplaca (AMR-100, ALLSHENG)..... | 23 |

RESUMEN

APLICACIÓN DE NANOPARTÍCULAS DE SELENIO, SILICIO Y COBRE PARA
INDUCIR TOLERANCIA A ESTRÉS SALINO EN EL CULTIVO DE PIMIENTO

POR

CLARIBEL CÁRDENAS ÁLVAREZ

MAESTRÍA EN CIENCIA EN HORTICULTURA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DR. ANTONIO JUÁREZ MALDONADO -ASESOR-

Saltillo, Coahuila

Septiembre 2019

El pimiento morrón (*Capsicum annum* L.) es una hortaliza con alto contenido de antioxidantes, y su consumo es importante ya que puede prevenir algunas enfermedades del ser humano. Las plantas pueden ser afectadas por diferentes tipos de estrés ya sea biótico o abiótico. Dentro de los factores abióticos, está el estrés salino que afecta el metabolismo y la fisiología de las plantas, lo que produce daño, disminuyendo la productividad y la calidad. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la aplicación de Nanopartículas de selenio, silicio y cobre (NPs, Se, Si y Cu) genera tolerancia al estrés salino en el cultivo de pimiento. Para el presente trabajo, se estableció el cultivo de pimiento variedad Kitrino, las plantas fueron expuestas al estrés salino con la aplicación de NaCl a 25 mM (4 dS m⁻¹) y 50 mM (7.5 dS m⁻¹) en la solución nutritiva durante todo el ciclo del cultivo. Para inducir tolerancia al estrés salino se aplicó NPs de Se (10 y 50 mg L⁻¹), NPs de Si (200 y 1000 mg L⁻¹), NPs de Cu (100 y 500 mg L⁻¹). La aplicación de NPs fue de 10 mL por planta dirigida al suelo en intervalos de 30 días a partir del trasplante, con un total de 5 aplicaciones durante el ciclo. Se evaluaron variables agronómicas, calidad de fruto, compuestos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos. Los resultados muestran que el estrés salino reduce la altura y rendimiento. La aplicación de NPs disminuyó el ORP. Los compuestos no enzimáticos y enzimáticos fueron modificados por la aplicación de NPs y estrés salino. Las NPs aumentaron la cantidad de GPX en hojas en condiciones de estrés salino de 50 mM de NaCl. Mientras que para los frutos donde no hubo estrés las NPs inhibieron el GPX. Las NPs de Cu en fruto a 25 mM de NaCl aumentó GPX, PAL, y CAT. Las NPs de Si en dosis bajas en fruto a 25 mM de NaCl aumentó APX y GPX, mientras que en la hoja aumento el GPX con y sin estrés salino. Los antioxidantes no enzimáticos en fruto a 50 mM de NaCl aumentaron con la aplicación de NPs, principalmente el contenido de flavonoides, vitamina C y carotenoides amarillos, en las hojas aumentó el contenido de clorofilas a y totales. Mientras que la aplicación de NPs de Se, Si y Cu sin estrés salino aumentó la cantidad de proteínas en hojas, y en fruto los fenoles totales.

Palabras claves: Nanotecnología, salinidad, antioxidantes, *Capsicum annum* L.

ABSTRACT

APLICACION OF NANOPARTICLES OF SELENIUM, SILICON AND COPPER
TO INDUCE TOLERANCE TO SALINE STRESS IN THE BELL PEPPER CROP

BY

CLARIBEL CÁRDENAS ÁLVAREZ

MASTER IN SCIENCE IN HORTICULTURE
UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DR. ANTONIO JUÁREZ MALDONADO –ADVISER

Saltillo, Coahuila,

September 2019

The bell pepper (*Capsicum annum* L.) is a vegetable with high antioxidant content, and its consumption is important as it can prevent some diseases in humans. Plants can be affected by different types of stress, whether biotic or abiotic. Among the abiotic factors, there is saline stress that affects the metabolism and physiology of plants, which causes damage, decreasing productivity and quality. The objective of this work was to evaluate whether the application of selenium, silicon and copper Nanoparticles generates tolerance to saline stress in pepper cultivation. For the present work, the Kitrino variety pepper crop was established, the plants were exposed to saline stress with the application of 25 mM NaCl (4 dS m⁻¹) and 50 mM (7.5 dS m⁻¹) in the nutrient solution throughout the crop cycle. To induce tolerance to saline stress, NPs of Se (10 and 50 mg L⁻¹), NPs of Si (200 and 1000 mg L⁻¹), NPs of Cu (100 and 500 mg L⁻¹) were applied. The application of NPs was 10 ml per plant directed to the ground at intervals of 30 days from the transplant, with a total of 5 applications during the cycle. Agronomic variables, fruit quality, enzymatic and non-enzymatic antioxidant compounds were evaluated. The results show that saline stress reduces height and performance. The application of NPs decreased the ORP. The non-enzymatic and enzymatic compounds were modified by the application of NPs and saline stress. NPs increased the amount of GPX in leaves under saline stress conditions of 50 mM NaCl. While for fruits where there was no stress, NPs inhibited GPX. Cu NPs in fruit at 25 mM NaCl increased GPX, PAL, and CAT. The NPs of Si in low doses in fruit at 25 mM of NaCl increased APX and GPX, while in the process the GPX increased with and without saline stress. The non-enzymatic antioxidants in fruit at 50 mM NaCl the NPs mainly increased the content of flavonoids, vitamin C and yellow carotenoids, in the leaves the content of a and total chlorophylls increased. While the application of NPs of Se, Si and Cu without saline stress increased the amount of protein in leaves and in total fruit phenols.

Keywords: Nanotechnology, salinity, antioxidants, *Capsicum annum* L

INTRODUCCIÓN

El consumo de frutas y verduras es de importancia para una dieta saludable, debido a que contribuye en la reducción de riesgos de enfermedades específicas como cáncer, enfermedades cardiovasculares, entre otras (Saini *et al.*, 2015). El pimiento morrón tiene un alto contenido de compuestos como fenoles, flavonoides, carotenoides, capsaicinoides, y vitamina C (Loizzo *et al.*, 2015). Estos compuestos dan como resultado un mayor contenido de antioxidantes que protegen contra el daño oxidativo causado por radicales libres.

Sin embargo, esta hortaliza es afectada por diferentes tipos de estrés ya sea biótico o abiótico el cual puede afectar el desarrollo de la planta. El estrés salino es un estrés abiótico que puede disminuir la calidad y cantidad del producto (Shahbaz *et al.*, 2013). Más de 932 millones de hectárea se ven afectadas por salinización a nivel mundial (Wong *et al.*, 2010). Un suelo se considera salino si la conductividad eléctrica (CE) es superior a 4 dS m^{-1} (FAO, 2019). Esto limita la producción agrícola, afectando las características anatómicas fisiológicas y enzimáticas (Ghadakchi *et al.*, 2019), disminuyendo su crecimiento debido a que se produce un estrés osmótico y desequilibrio iónico que ocasiona que la planta aumente un gasto de energía para sobrevivir en esas condiciones. Las plantas con estrés presentan un estrés oxidativo que se caracteriza por la producción de ERO's (especies reactivas de oxígeno) (Shahbaz *et al.*, 2013), como son el superóxido (O_2^-), peróxido de hidrógeno (H_2O_2) y el radical hidroxilo (OH^\cdot), que interfieren en las proteínas, los lípidos, el ADN y generan daño celular (Ighodaro y Akinloye, 2018; Mittler 2002). Las plantas desarrollan un mecanismo de defensa a través del cual pueden sobrevivir limitando y desintoxicando las ERO's (Siddiqui *et al.*, 2014), como los compuestos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos que actúan contra los radicales libres. De acuerdo a la invasión de radicales libres, los antioxidantes enzimáticos son los de la primera línea de defensa que incluyen básicamente la superóxido dismutasa (SOD), la catalasa (CAT) y la glutatión peroxidasa (GPX) (Ighodaro y Akinloye, 2018). SOD cataliza los radicales O_2^- , para formar H_2O_2 que después requiere la participación de CAT

para convertirlo en agua y oxígeno inhibiendo así la formación de radicales (Guzmán-Murillo *et al.*, 2013).

La nanotecnología tiene aplicaciones en áreas como alimentos, medicina y agricultura, en esta última se ha implementado el uso de nano-fertilizantes, nano-plaguicidas y nano-herbicidas (Shalaby *et al.*, 2017). La escala considerada de las nanopartículas va de 1 - 100 nm aproximadamente (He *et al.*, 2018). La translocación depende de sus características (tamaño, composición y propiedades de la superficie), la dosis, la forma de aplicación y la especie de la planta (Ali y Ali, 2019). Las NPs selenio (Se), silicio (Si) y cobre (Cu) han demostrado un efecto benéfico contra estrés biótico y abiótico (Avestan *et al.*, 2019; Kong *et al.*, 2014; C. Tamez *et al.* 2019). Las NPs de Se, pueden ser menos tóxico que el selenito (Wang *et al.*, 2007) y en la planta pueden influir en el aumento de raíz, crecimiento y rendimiento (Domokos-Szabolcsy *et al.*, 2012; Ragavan *et al.*, 2017), así como modificar la actividad enzimática y capacidad antioxidante (Hussein *et al.*, 2019; Vicas *et al.*, 2019). La aplicación de NPs Si aumenta el contenido de antioxidantes en condiciones de estrés (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018), influye en la germinación (D. Sun *et al.*, 2016), reduce los efectos por estrés hídrico (Yi *et al.*, 2018), protegiendo la planta y aumentando el crecimiento (Manna y Bandyopadhyay, 2019), ya que influye en la absorción de algunos nutrientes (Le *et al.*, 2014). El cobre es un elemento metálico esencial en la planta, y la aplicación de NPs de Cu, ha demostrado influir en la germinación (Yasmeen *et al.*, 2018), puede favorecer el crecimiento y calidad (Juarez-Maldonado *et al.*, 2016), además de inducir tolerancia al estrés salino (Hernández-Hernández *et al.*, 2018), y minimiza daños por enfermedades (Cumplido-Nájera *et al.*, 2019; Quiterio-Gutiérrez *et al.*, 2019). Es por esto que se pretende evaluar la aplicación de NPs de selenio, silicio y cobre genera tolerancia en la plata de pimiento morrón, en condiciones de estrés salino.

Objetivo General

Evaluar si la aplicación de NPs de selenio, silicio y cobre genera tolerancia al estrés salino en el cultivo de pimiento

Objetivos Específico

- Determinar el efecto de las NPs y salinidad sobre el desarrollo y crecimiento del cultivo del pimiento.
- Analizar el efecto de las NPs sobre el contenido de antioxidantes.
- Determinar si la aplicación de NPs mejora la calidad de los frutos cuando se desarrollan las plantas bajo estrés salino

Hipótesis

La aplicación de NPs inducirá la formación de compuestos antioxidantes en las plantas de pimiento, lo que se traducirá en mayor tolerancia al estrés salino y mejor calidad de frutos

REVISION DE LITERATURA

Pimiento morrón

El pimiento morrón (*Capsicum annum* L.) pertenece a la familia de las solanáceas originaria de Sudamérica específicamente en el área de Perú y Bolivia de donde se extendió. Se estima una producción de 36 millones de toneladas (MMt) en el mundo, siendo el mayor productor de pimiento China con un 17 millones de toneladas, le sigue México 3.2, Turquía con 2.6, Indonesia 2.3 y España 1.2 según los datos de la FAO (FAO 2017).

El pimiento morrón tiene un alto contenido de vitamina C, que oscila entre 76.1 y 243.1 (mg 100 g⁻¹) (Howard *et al.*, 1994), y este puede aumentar conforme aumenta la maduración al igual que la concentración de carotenoides, flavonoides, fenoles totales, al contrario de la luteína que disminuye (Bae *et al.*, 2014; Guil-Guerrero *et al.*, 2006). Algunos de los compuestos importantes del pimiento son los carotenoides presentes en frutos rojos y amarillos responsables de la coloración, como β -caroteno, zeaxantina, violaxantina y β -cryptoxantina que se encuentran en los frutos amarillos y naranjas, y clorofila en los frutos verdes (Bosland y Votava 2012; Topuz y Ozdemir 2007).

El contenido de minerales en 100 g de producto fresco es de potasio 211-340 mg, fósforo 26-46 mg, magnesio 12-25 mg, calcio 7-8 mg, sodio 4-7 mg, hierro 0.3-1.2 mg, zinc 0.2-0.7 mg, cobre 0.015-0.07 mg, boro 0.05-0.016 mg, manganeso 0.05-0.016 mg, selenio 0.0001-0.001 mg (Baenas *et al.*, 2019).

Se sabe que el pimiento tiene un alto índice de aborto de flores o de fruto jóvenes con diferentes factores que pueden afectar. Estos pueden ser el estrés hídrico o el bajo suministro de nutrientes, así como las bajas temperaturas diurnas y nocturnas dificultan el desarrollo del polen, que disminuye el número de semillas, por lo tanto pueden provocar el aborto de fruta (Wubs *et al.*, 2009).

Nanotecnología

La nanotecnología se ha utilizado en la agricultura como nano-fertilizantes y nano-plaguicidas, además, diferentes NPs (plata, silicio, cobre, zinc, hierro,

selenio, titanio, fósforo y molibdeno) han mostrado beneficio en crecimiento de plantas y control de plagas (Chhipa, 2019).

Las NPs entran a la planta por los tejidos, en la raíz por medio de rizodermis, unión de la raíz y heridas; y en la parte superior de la planta por órganos como cutícula, estomas, tricomas, hidátodos y estigma (Ruttkay-Nedecky *et al.*, 2017; Wang *et al.*, 2016). Las plantas absorben las NPs por las aperturas a escalas nano o micrométricas y se traslocan a través de ella (Dietz y Herth, 2012). Solo una pequeña parte de las NPs podrían transportarse dentro de la planta de la raíz a los brotes (Lee *et al.*, 2008), la disolución, translocación y la disposición desempeñan un papel en el destino de la partícula. Para la disolución se debe de considerar el área, morfología y energía de la superficie así como la concentración del soluto, la especies absorbentes, las propiedades de las capas (Borm *et al.*, 2006) y la permeabilidad ejercida por la membrana celular (Burman y Kumar, 2017). La toxicidad de NPs podría ser en la raíz donde se produce la captación, durante la absorción nutrientes (Lee *et al.*, 2008).

Estrés salino

La salinidad del suelo afecta el crecimiento y el desarrollo de las plantas debido, al estrés osmótico, los efectos de los iones tóxicos de Na^+ , y en cierta medida, el desequilibrio de nutrientes causado por el exceso de iones de Na^+ (Sairam y Tyagi, 2006). Debido a que el Na^+ inhibe la absorción, al interferir en los transportadores de la membrana plasmática de la raíz, como los canales iónicos selectivos de K^+ (Tester y Davenport 2003). Las plantas tolerantes a la salinidad se diferencian en que tienen una baja tasa de transporte de Na^+ y Cl^- a las hojas, y la capacidad de secuestrar estos iones en vacuolas para prevenir su acumulación en el citoplasma o las paredes celulares y así evitar la toxicidad de la sal (Munns, 2002). El desequilibrio de los nutrientes se debe al antagonismo entre iones y Na^+ , como son los cationes Ca^{2+} , K^+ y Mg^{2+} (Parra, 2016).

El estrés osmótico se presenta debido a la presencia de sal en el suelo que reduce la capacidad de la planta para absorber el agua (Munns *et al.*, 2006). Orgánulos como vacuola y mitocondrias, secuestran el Na^+ para reducirlo en el

citoplasma y así contribuye al ajuste osmótico para mantener la absorbancia del agua de solución salina (Jian-Kang, 2003).

La homeostasis de la concentración de iones es fundamental para la fisiología de las células, y mantener baja la concentraciones de iones tóxicos y aumentar iones esenciales (Jian-Kang, 2003). El estrés iónico es por la cantidad de sal que entra en el flujo de transpiración, debido a la similitud de las propiedades fisicoquímicas que hay entre el Na^+ y K^+ , al competir por los sitios de unión en procesos metabólicos del citoplasma este flujo daña las células de las hojas (Shabala y Cuin, 2008).

Selenio

El selenio (Se) es un metaloide no esencial en las plantas sin embargo en diferentes investigaciones ha demostrado beneficio al disminuir el daño por estrés abiótico como sequía (Hasanuzzaman y Fujita, 2011; Nawaz *et al.*, 2014), salinidad (Astaneh *et al.*, 2019; Hasanuzzaman *et al.*, 2011), radiación UV-B (Yao *et al.*, 2009), senescencia (Djanaguiraman *et al.*, 2005), metales pesados, alta temperatura y desecación (Pukacka *et al.*, 2011). El exceso de Se en el tejido de la planta es toxico y esto dependerá de la capacidad de la vacuola de secuestrarlo, de sintetizar metabolitos no tóxicos y de la capacidad de colonizar suelos seleníferos (White, 2018), así como la cantidad aplicada y especie de la planta (Galeas *et al.*, 2006; Lei *et al.*, 2018). La concentración de Se en el suelo varía de 0.01 a 2.0 mg kg^{-1} y en suelos seleníferos de 5 hasta 1200 mg Kg^{-1} (Fordyce, 2013; Saha *et al.*, 2017). El Se puede estar presente en diferentes formas como selenio elemental (Se^0), selenato (Se^{6+}) y selenito (Se^{4+}). El Se puede ser absorbido a través de los vías del azufre debido a la similitud química que tienen (Kolbert *et al.*, 2019), la forma más común de ser absorbida es como Se^{6+} y Se^{4+} aunque la entrada del selenato es mucho más rápido que el selenito (Ulrich y Shrift, 1968).

En la nutrición humana, el Se es esencial (Wang, 2011), ya que se incorpora en la síntesis de proteínas antioxidantes, que sirve como eliminador de especies reactivas de oxígeno (Sakr *et al.*, 2018). Se consideró como esencial cuando

reemplazaba la vitamina E en la dieta de pollos y ratas, además de ser esencial en algunas enzimas, está presente en forma de aminoácido como la selenocisteína (SeCys) (El-Ramady *et al.*, 2015). La Junta de Alimentos y Nutrición del Instituto de Medicina (EE. UU.) recomienda un consumo en el humano de $55 \mu\text{g dia}^{-1}$ de Se, una porción mayor a $400 \mu\text{g dia}^{-1}$ puede provocar toxicidad (Puccinelli *et al.*, 2017).

Nanopartícula de Selenio

Las NPs de Se se fabrican para el uso en diferentes áreas en la medicina, en la agricultura, específicamente se usa en plantas para la fertilización. Esta tiene la misma composición química que el Se elemental, pero es menos tóxico teniendo mayor eficiencia en la regulación de algunas selenoenzimas y menos toxicidad que el selenito (Wang *et al.*, 2007).

Las NPs de Se en el cultivo de tabaco (*Nicotiana tabacum*) en concentraciones de 265 y 235 μM estimularon la regeneración de raíces, la elongación y producción de biomasa (Domokos-Szabolcsy *et al.*, 2012). En tres cultivares de maní (*Arachis hypogaea* L.) la aplicación foliar de NPs de Se a 20 y 40 ppm mostro cambios fisiológicos y bioquímicos ya que modifico las actividades enzimáticas de peroxidasa y ascorbato peroxidasa (Hussein *et al.*, 2019). Por otra parte, Ragavan *et al.*, (2017) mencionaron que la aplicación de NPs Se a 400 mg L^{-1} influye en el crecimiento, rendimiento y características químicas del frijol. El uso y aplicación de las NPs de Se en concentraciones de 0.34 y 0.68 mg L^{-1} en cultivo de tomate indujeron la resistencia a nematodos y aumentaron el crecimiento y desarrollo de la planta (Udalova *et al.*, 2019). La aplicación de 22 mg L^{-1} de NPs de Se en espinaca aumentó el rendimiento, comparada con la aplicación de selenito y selenato (Golubkina *et al.*, 2017). En la granada (*Punica granatum* L. cv. Malase Saveh) la aplicación foliar de 2 μM de NPs de Se, aumentó el área foliar, numero de frutas, contenido de clorofilas, contenido de azúcar y compuestos fenólicos, además de disminuir lo agrietado de la fruta (Zahedi *et al.*, 2019).

Silicio

El silicio (Si) es el segundo elemento con más abundancia en la corteza terrestre y se encuentra como minerales de silicato, silicatos de aluminio secundario y como dióxido de silicio (Tubaña y Heckman, 2015). Sin embargo, este no puede ser absorbido por la planta debido a que las raíces toman el Si en forma de ácido monosilícico (H_4SiO_4) también denominado ácido silícico que es su forma soluble en el suelo (Epstein, 1994). Para la absorción del silicio influye el pH, el aumento de este aumenta la concentración de Si (Haynes, 2019). El Si puede seguir el movimiento del agua lo que sugiere dos vías de entrada, apoplástica y simplástica, para esta última requiere de canales de agua como las aquaporinas (Exley, 2015; Guerriero *et al.*, 2016). El Si juega un papel en la rigidez de la pared celular ya que la fortalece y proporciona soporte mecánico, por la suberificación, lignificación y silicificación (Coskun *et al.*, 2016), esta última es un proceso pasivo, consecuencia de la bioquímica para el movimiento de agua y diferenciación de la pared celular (Exley, 2015).

La aplicación de Si puede controlar plagas y enfermedades, además de aliviar el efecto por sequía, metales pesados, daño por radiación, desequilibrio de nutrientes, altas temperaturas además de la salinidad (Ma, 2004). El Si puede aliviar el estrés salino en las plantas, ya que reduce el estrés osmótico y modifica la expresión de genes (Zhu *et al.*, 2015), incrementa la raíz (Etesami, 2018), e induce la síntesis de enzimas antioxidantes (Kim *et al.*, 2017).

Nanopartículas de silicio

Las NPs Si, se han utilizado en la protección de plantas, para aumentar el crecimiento de estas y ha sido de gran importancia por su naturaleza inerte y alta estabilidad (Manna y Bandyopadhyay, 2019). En la planta ayuda a disminuir efectos por el estrés hídrico (Yi *et al.*, 2018), además puede promover el transporte de Mg y Fe en la planta (Le *et al.*, 2014).

Las NPs SiO_2 en calabaza (*Cucurbita pepo* L.) mejoran la germinación y crecimiento, reducen los niveles de peróxido de hidrógeno, además de reducir la degradación de clorofila y aumentar eficiencia del uso de agua (Siddiqui *et al.*,

2014). Mientras que en planta de trigo en concentraciones de 500 y 1000 mg L⁻¹ aumenta el crecimiento, la actividad fotosintética, germinación, biomasa, proteínas totales y contenido de clorofilas (Sun *et al.*, 2016). En condiciones de contaminación por cadmio, la aplicación de NPs de Si en arroz, disminuye la concentración de cadmio del tejido de las hojas, además aumentan el contenido de biomasa, las clorofilas y la actividad de SOD, CAT, APX (Rizwan *et al.*, 2019). En cultivo de fresa en condiciones de estrés salino al aplicar NPs SiO₂ mantienen el contenido de clorofila y carotenoides, y limita los cambios anatómicos y bioquímicos producidos por el estrés (Avestan *et al.*, 2019), al igual en planta de albahaca, que al aplicar 10 mg L⁻¹ de NPs de Si reduce la toxicidad por sal y aumenta el contenido de clorofila (Kalteh *et al.*, 2018).

Cobre

El cobre (Cu) es un micronutriente esencial en las plantas, participa en el metabolismo del carbono y el nitrógeno, para la protección contra el estrés oxidativo (Hänsch y Mendel, 2009), se requiere para la síntesis de la pared celular y la respiración mitocondrial (Yruela, 2005). Más de la mitad de Cu se encuentra en el cloroplasto y participa en reacciones fotosintéticas, por ello la deficiencia se nota en hojas jóvenes y órganos reproductivos y en la reducción de crecimiento de las plantas (Hänsch y Mendel, 2009).

Los iones de Cu dentro de los tejidos de las plantas se encuentran en dos estados de oxidación: Cu⁺¹ y Cu⁺², estos son utilizadas por las proteínas de unión a Cu que participan en la transferencia de electrones (García *et al.*, 2014). El Cu es tóxico cuando se presenta en exceso debido a que los iones libres pueden inducir la producción de ROS (Nazir *et al.*, 2019), con una concentración de 100 mg kg⁻¹ de suelo puede producir toxicidad.

Nanopartícula de cobre

Las NPs de Cu, en la agricultura han mostrado efectos positivos para el control de patógenos (Malandrakis *et al.*, 2019), crecimiento de las plantas (Juarez-Maldonado *et al.*, 2016), y promotoras de la germinación y desarrollo (Yasmeen

et al., 2018). La toxicidad de las NPs de Cu puede depender del tamaño de la partícula, (Mortimer *et al.*, 2010) así como la especie de la planta y la dosis que se aplique.

En el cultivo de *Cucurbita pepo* L. al agregar 1000 mg L⁻¹ NPs Cu redujo la longitud de la raíz en un 77 % (Stampoulis *et al.*, 2009).

La aplicación de NPs de cobre y silicato de potasio en tomate modifica positivamente la actividad de las enzimas además de disminuir la severidad de *Clavibacter michiganensis* (Cumplido-Nájera *et al.*, 2019). El quitosán-PVA con NPs de Cu, puede inducir tolerancia al estrés salino debido a que activa el mecanismo de defensa enzimática de las plantas de tomate y aumenta el contenido de vitamina C y licopeno (Hernández-Hernández *et al.*, 2018). La aplicación de hidrogeles de quitosán con NPs de Cu en concentraciones de 0.006 g L⁻¹ favorece el crecimiento y la calidad del tomate (Juárez-Maldonado *et al.*, 2016). La aplicación de NPs de Cu ha mostrado beneficios en diferentes cultivos y esto dependerá, como se ha mencionado por diferentes autores, de la concentración y del cultivo. En el cultivo de lechuga y col concentraciones bajas de NPs de Cu a 10 mg L⁻¹ favorecen el crecimiento, pero con 250 mg L⁻¹ produce estrés oxidativo, disminuye la biomasa, el crecimiento, contenido de agua y fotosíntesis produciendo necrosis y deformación de estomas (Xiong *et al.*, 2017). En la planta de remolacha, en concentraciones 100, 200, 400 y 500 mg L⁻¹ NPs de CuO reduce el crecimiento de raíces laterales aumenta los niveles de ROS y de peroxidación lipídica además inhibe los antioxidantes enzimáticos (Nair y Min, 2015).

Antioxidantes

Las plantas en condiciones de estrés salino puede acumular especies reactivas de oxígeno, como el superóxido (O₂⁻), peróxido de hidrógeno (H₂O₂), y los radicales hidroxilos (OH•) (Van Breusegem *et al.*, 2001), que producen un estrés oxidativo, dañando a componentes celulares como lípidos de membrana, proteínas y ácidos nucleicos (Zhu, 2016), lo que puede mermar el funcionamiento de las plantas. Los antioxidantes pueden neutralizar los daños de las especies

reactivas mediante tres mecanismos: transferencia de átomo de hidrógeno, transferencia de un solo electrón y la capacidad de quelatar los metales de transición (Brewer, 2011). Las plantas han desarrollado sistemas de defensa para reducir los daños como los antioxidantes no enzimáticos y compuestos enzimáticos.

Antioxidantes no enzimáticos

- Clorofila: las clorofilas se encuentran mayormente en hojas y se pueden encontrar en frutas y verduras verdes como los pigmentos fotosintéticos principales (Kang *et al.*, 2018), además de ser un cofactor esencial del fotosistema (I) y fotosistema(II), son moléculas responsables de la absorción de luz para la fotosíntesis (Komenda y Sobotka, 2019).
- Carotenoides: son tetraterpenoides naturales presentes en plantas, algas, hongos y bacteria, que en las células vegetales son almacenados en los plastidos principalmente en los cloroplastos y cromoplastos donde se sintetizan y acumulan los carotenoides (Sun *et al.*, 2018). Los carotenoides son metabolitos secundarios, siendo los principales el β -caroteno, α -caroteno, β -criptoxantina, licopeno, luteína y zeaxantina (Amah *et al.*, 2019). Los carotenoides son antioxidantes solubles en aceites, que mitigan la generación de moléculas reactivas, como las especies reactivas de oxígeno (Nisar *et al.*, 2015). Los carotenoides desempeñan funciones en la fotosíntesis, presente en los cloroplastos para la recolección de luz y fotoprotección (Sun *et al.*, 2018).
- Vitamina C: la vitamina C (ácido ascórbico) es un antioxidante de bajo peso molecular que se encuentra en todos los compartimentos de la célula vegetales y tiene la capacidad de donar electrones, eliminar los radicales libres y reducir los estados de oxidación del hierro a Fe^{2+} (Smirnoff, 2018). El alto contenido de ácido ascórbico en la fruta da mayor calidad de postcosecha (Bae *et al.*, 2014), y este aumenta con el aumento de la tasa de respiración de la fruta.
- Flavonoides: son metabolitos secundarios que son sintetizados por las plantas, estos antioxidantes estabilizan H_2O_2 y oxígeno singlete ($^1\text{O}_2$)

generado por el exceso de estrés (Agati *et al.*, 2013). Los flavonoides se pueden encontrar en el núcleo, vacuola o cloroplastos de la célula (Ferdinando *et al.*, 2016).

- Fenoles totales: los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios, que tienen la capacidad de donar un H^+ a los radicales libres, además estos pueden dividirse en cuatro grupos: ácidos fenólicos, flavonoides, diterpenos fenólicos y aceites volátiles (Brewer, 2011). Los fenoles son esenciales ya que están involucrados en la pigmentación, polinización, resistencia a patógenos y herbívoros, así como al crecimiento y desarrollo. La mayoría de los fenoles se derivan del ácido trans-cinámico, que se forma de la L-fenilalanina por la acción de L-fenilalanina amoniliasa (PAL) (Sengupta *et al.*, 2018).
- Glutación reducido (GSH): Es el antioxidante soluble en agua más abundante en la planta y se encuentran en concentraciones milimolares en los cloroplastos (Foyer y Shigeoka, 2011). El GSH es esencial para el funcionamiento del ciclo del ascorbato-glutación (Hameed *et al.*, 2014), también actúa como una forma de almacenamiento y transporte de azufre, el aumento de glutación se puede observar en plantas expuestas a estrés abiótico entre ellos por salinidad (Waśkiewicz *et al.*, 2014).

Compuestos enzimáticos

- Fenilalanina amonio liasa (PAL): esta enzima se encuentra en plantas y hongos, aunque no es antioxidante, cataliza la conversión de L-fenilalanina en ácido cinámico que es el precursor de una variedad de fenilpropanoides, como lignina, flavonoides y cumarinas (Kong, 2015; Röther *et al.*, 2002).
- Ascorbato peroxidasa (APX): se puede encontrar en cloroplastos, mitocondrias, citosol y peroxisomas y este antioxidante elimina H_2O_2 (Sofa *et al.*, 2015), utilizando el ascorbato (AsA) como un donador de electrones específicos para reducir el H_2O_2 (Foyer y Shigeoka, 2011). Los niveles de

APX aumenta en condiciones de estrés por sequía, salinidad y estrés de frío (Zhang *et al.*, 2013).

- Catalasa (CAT): son enzimas tetraméricas que contienen un hemo, que catalizan la descomposición H_2O_2 generado en los peroxisomas (Pandhair y Sekhon, 2006), la enzima utiliza hierro y manganeso como cofactor y cataliza o degrada el H_2O_2 en agua y oxígeno molecular (Gebicka y Krych-Madej, 2019; Ighodaro y Akinloye, 2018) previniendo los daños causados por los cambios en la homeostasis del H_2O_2 (Van Breusegem *et al.*, 2001).
- Glutación peroxidasa (GPX): se encuentra en citosol, vacuola, pared celular y apoplastos (Uarrota *et al.*, 2016), y es una enzima que descompone el H_2O_2 , el GPX depende del selenio como cofactor para su actividad (Ighodaro y Akinloye, 2018).

MATERIALES Y METODOS

Desarrollo de cultivo

El trabajo se realizó en un invernadero, ubicado en el Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Saltillo, Coahuila, México. El material vegetativo fue pimiento morrón amarillo, variedad "Kitrino" (Seminis). El trasplante se realizó en bolsas de polietileno de 12 L, proporción 1:1 (v:v) de perlita y peat moss. Con una solución nutritiva (Steiner, 1961) y un sistema de riego dirigido. La densidad de plantación fue de 2.5 plantas m² a dos tallos por planta, con un tutorado tipo holandés.

Características de las NPs

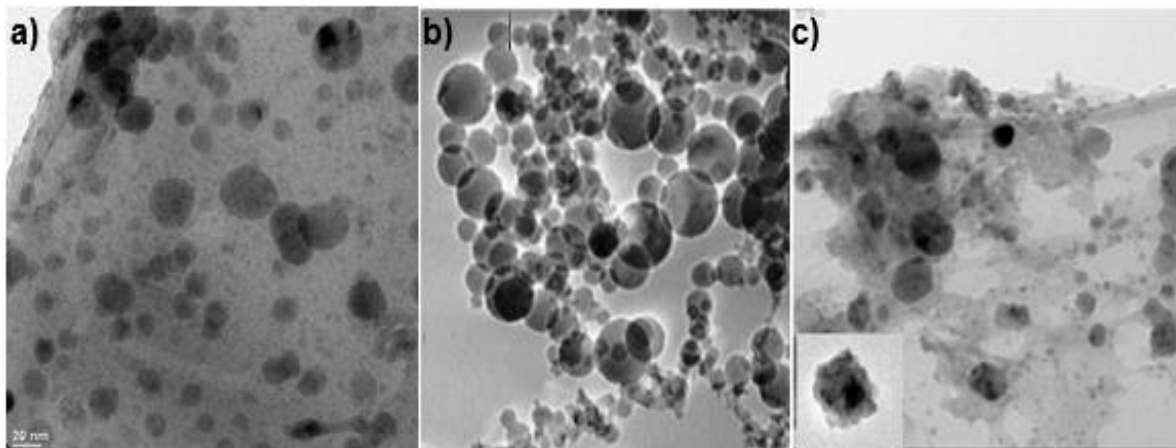


Figura 1. Nanopartículas de selenio (a), silicio (b) y cobre (b).

Las NPs de Se y Cu se sintetizaron en el Centro de Investigación de Química Aplicada, ubicado en Saltillo, Coahuila, México. Las NPs de Se se sintetizaron mediante el método de Kong *et al.*, (2014) empleando un reactor de vidrio con agitación mecánica, control de temperatura y sistema de atmósfera inerte, una solución acuosa de ácido selenioso (H_2SeO_3) y una solución de Cs-PVA, se mezclaron a 400 rpm a una temperatura de 0 °C, posteriormente se adicionó N_2H_4 para realizar la reducción. Las NPs de Cu se sintetizaron mediante el método de Cadenas-Pliego *et al.*, (2013). Las NPs de Si se adquirieron en SkySpring Nanomaterials. El tamaño de las NPs de Se es de 2 a 20 nm, las NPs de Si de 10 a 20 nm y las NPs de Cu de 50 nm las tres NPs de forma esférica (Figura 1).

Aplicación de tratamientos

Los tratamientos consistieron en la aplicación de NaCl a 25 mM (4 dS m⁻¹) y 50 mM (7.5 dS m⁻¹) en la solución nutritiva durante todo el ciclo del cultivo para inducir estrés salino. Además se aplicaron NPs de Se (10 y 50 mg L⁻¹), NPs de Si (200 y 1000 mg L⁻¹), NPs de Cu (100 y 500 mg L⁻¹). La aplicación de NPs fue de 10 ml por planta dirigida al suelo en intervalos de 30 días a partir del trasplante, con un total de 5 aplicaciones durante el ciclo que fue de 170 días. En total se tuvieron 21 tratamientos (Tabla 1), y cada tratamiento consistió en 10 unidades experimentales, siendo una planta una unidad experimental, teniendo un total de 210 plantas.

Tabla 1. Tratamientos de NPs de Se, Si y Cu con NaCl

| Tratamientos | |
|--------------|---|
| 1 | 0 mM NaCl + 0 mg L ⁻¹ NPs |
| 2 | 0 mM NaCl + 10 mg L ⁻¹ Se |
| 3 | 0 mM NaCl + 50 mg L ⁻¹ Se |
| 4 | 0 mM NaCl + 200 mg L ⁻¹ Si |
| 5 | 0 mM NaCl + 1000 mg L ⁻¹ Si |
| 6 | 0 mM NaCl + 100 mg L ⁻¹ Cu |
| 7 | 0 mM NaCl + 500 mg L ⁻¹ Cu |
| 8 | 25 mM NaCl + 0 mg L ⁻¹ NPs |
| 9 | 25 mM NaCl + 10 mg L ⁻¹ Se |
| 10 | 25 mM NaCl + 50 mg L ⁻¹ Se |
| 11 | 25 mM NaCl + 200 mg L ⁻¹ Si |
| 12 | 25 mM NaCl + 1000 mg L ⁻¹ Si |
| 13 | 25 mM NaCl + 100 mg L ⁻¹ Cu |
| 14 | 25 mM NaCl + 500 mg L ⁻¹ Cu |
| 15 | 50 mM NaCl + 0 mg L ⁻¹ NPs |
| 16 | 50 mM NaCl + 10 mg L ⁻¹ Se |
| 17 | 50 mM NaCl + 50 mg L ⁻¹ Se |
| 18 | 50 mM NaCl + 200 mg L ⁻¹ Si |
| 19 | 50 mM NaCl + 1000 mg L ⁻¹ Si |
| 20 | 50 mM NaCl + 100 mg L ⁻¹ Cu |
| 21 | 50 mM NaCl + 500 mg L ⁻¹ Cu |

Variables agronómicas

En variables agronómicas se evaluó el rendimiento de fruto que se inició con la primera cosecha a los 88 días después del trasplante hasta concluir con el ciclo a los 170 días después del trasplante. Se evaluó, la altura de planta (AP), diámetro de tallo (DT), así como la biomasa el peso fresco de la planta (PFP), peso fresco de la raíz (PFR), peso seco de la planta (PSP) y peso seco de la raíz (PSR).

Calidad de fruto

A los 88 días después del trasplante se recolectaron los primeros frutos de pimientos para la evaluación de las variables de calidad de fruto. La firmeza se midió en el momento de la cosecha, con un penetrómetro de fruta (Figura 2). Para la medición de pH y conductividad eléctrica se utilizó un potenciómetro OHAUS (Starte 2100). El potencial oxido reducción (ORP) se midió en Milivoltio (mV) con un equipo (HANNA mV). Los sólidos solubles totales (SST) se midieron colocando una gota de jugo extraído del fruto de pimiento sobre la tinte del refractómetro (ATAGO, MASTER – 100Hmodel, Bellevue, WA, EE. USA).



Figura 2. Firmeza de fruto de pimiento morrón

La acidez titulable se determinó tomando 10 g de fruto, se maceró de manera homogénea, se tomaron 10 mL del macerado en un matraz, se añadieron 2-3 gotas de fenolftaleína y se tituló con NaOH (0.1N) hasta obtener una coloración rosácea.

$$\% \text{ acidez} = \frac{(V_{\text{NaOH}} \times N_{\text{NaOH}} \times \text{meq ácido cítrico} \times 100)}{\text{Volumen de muestra}}$$

Donde:

V_{NaOH} = volumen gastado de NaOH para titular.

N_{NaOH} = normalidad del NaOH.

Meq ácido cítrico = 0.064

La acidez titulable se expresara como % de ácido cítrico

Toma de muestra para la actividad enzimática

Se recolectaron las muestras de manera uniforme entre los tratamientos, las hojas se sumergieron en un termo con nitrógeno líquido y los frutos en hielo para ser almacenadas en ultracongelación (-80 °C) y posteriormente liofilizadas (Labconco, FreeZone 2.5 L modelo, Kansas City, MO, EE. USA).

Preparación del extracto enzimático

Se agregaron 200 mg de muestra liofilizada en tubo de 2 mL posteriormente se agregaron 20 mg de polivinil pirrolidona y 1.5 mL de buffer de fosfatos pH 7-7.2 (0.1 M) y se agito hasta homogenizar, se sonicó por 5 minutos, se centrifugó a 12500 rpm por 10 minutos a 4 °C, se recolectó el sobrenadante y se filtró con una membrana de nylon de 0.45 µm. Por último se realizó una dilución de 1:20 con buffer de fosfatos.

Antioxidantes no enzimáticos

- **Determinación de clorofilas y β-caroteno**

El contenido de clorofila en hoja y β-caroteno se estimó mediante el método propuesto por Nagata y Yamashita, (1992), se pesaron 50 mg de muestra liofilizada, y se añadió carbonato de magnesio, posteriormente se agregaron 2 mL de acetona al 90%, se centrifugó durante 5 min a 10000 rpm a 4°C, después de esto se tomó el sobrenadante y se procedió a realizar las lecturas de absorbancia a longitudes de onda de 453, 505, 645 y 663 nm. Los resultados

para clorofilas, se expresaron como miligramos por 100 gramos de peso fresco ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF}$) y para β -caroteno ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$) de peso seco.

$$\text{Clorofila } a \text{ (mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF)} = 0.999 \times A_{663} - 0.0989 \times A_{645}$$

$$\text{Clorofila } b \text{ (mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF)} = -0.328 \times A_{663} + 1.77 \times A_{645}$$

$$\text{Clorofila total (mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF)} = \text{Clorofila } a + \text{Clorofila } b$$

β - Caroteno ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PS}$)

$$= 0.216 \times A_{663} - 1.22 \times A_{645} - 0.304 \times A_{505} + 0.452 \times A_{453}$$

- **Carotenoides amarillos en fruto**

Para cuantificar carotenoides amarillos (β -caroteno, β -cryptoxantina, zeaxantina) se determinó mediante el método de Hornero-Méndez y Minguez-Mosquera (2001). Se pesaron 20 mg de muestra liofilizada, se agregaron 2 mL de acetona, se sonicaron las muestras durante 40 minutos con intervalos de 10 minutos, posterior mente se centrifugaron por 10 min a 15000 rpm a 4°C, se tomó el sobrenadante, enseguida se leyó la absorbancia a una longitud de onada de 472 y 508 nm en el espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO) las medidas de carotenoides amarillos se expresaron como miligramos por 100 gramos de peso seco ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$).

$$C^a = \frac{A_{472} \times 1724.3 - A_{508} \times 2450.1}{270.9} = (\mu\text{g}/\text{mL})$$

- **Determinación de vitamina C**

El contenido de vitamina C se determinó mediante el método de titulación con 2,6 diclorofenolindofenol Padayatt *et al.*, (2001), se pesaron 10 g de peso fresco de fruto, enseguida se maceró en un mortero con 10 mL de ácido clorhídrico (HCl) al 2%, se filtró a través de una gasa absorbente estéril sobre un matraz de aforación de 100 mL y se aforo con agua destilada, del cual se tomaron 10 mL y

se tituló con 2-6 diclorofenolindofenol hasta obtener una coloración rosácea (Figura 3).

$$\text{Vitamina C} = \frac{(\text{mL utilizado de 2-6 diclofenolindofenol} \times 0.088 \times \text{volumen total} \times 100)}{(\text{volumen alicuotada} \times \text{peso de muestra})}$$



Figura 3. Determinación de vitamina C

- **Proteínas**

Se determinó mediante la metodología descrita por Bradford (1976), en una microplaca se agregaron 5 μL de extracto enzimático y 250 μl de reactivo Bradford, se mezcló ligeramente, se incubó a temperatura ambiente durante 10 minutos. Se determinó la absorbancia en el Lector de Microplacas (AMR-100 ALLSHENG) a 630 nm. Los resultados se expresaron en mg g^{-1} de peso seco.

- **Flavonoides totales**

La cuantificación de flavonoides totales se llevó a cabo utilizando el método de Dowd adaptado por Arvouet-Grand *et al.*, (1994). Para la extracción, se pesó 20 mg de tejido liofilizado, se añadieron 2 mL de metanol grado reactivo y se homogenizó, la mezcla se filtró (PVDF 0.45 μm 13 mm diámetro). Para la cuantificación, se añadieron 2 mL de extracto y 2 mL de solución metanólica de tricloruro de aluminio (AlCl_3) al 2% en un tubo de ensayo, dejándose reposar las muestras 20 minutos en oscuridad. Posteriormente la lectura se tomó en un

espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO), a una longitud de onda de 415 nm utilizando una celda de cuarzo y calibrando el equipo con un blanco de metanol. El contenido total de flavonoides se determinó utilizando la curva estándar de quercetina. Los resultados se expresaron en miligramos equivalentes de quercetina por 100 g^{-1} de peso seco.

- **Fenoles totales**

La cuantificación de compuestos fenólicos totales fue conforme a la metodología de Yu y Dahlgren, (2000), se pesaron 100 mg de tejido liofilizado en tubo de 2 mL, y se le agregó 1000 μL de solución agua: acetona (1:1), se sometió a vórtex por 30 segundos, se sónico (Ultrasonic Cleaner - Model PS-10A) por 5 minutos, las muestras se sometieron a centrifugación a 12 500 rpm por 10 minutos a $4 \text{ }^\circ\text{C}$ en una microcentrífuga (Model: FC5515R, OHAUS), se extrajo el sobrenadante, y se realizó una dilución 1:2 con solución agua acetona (1:1), se almacenó en oscuridad a $4 \text{ }^\circ\text{C}$. Posteriormente en tubo de ensayo se colocaron 50 μL de extracto, se adicionaron 60 μL de reactivo Folin-Ciocalteu, junto con 150 μL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 20%, se adicionaron 1500 μL de agua destilada, se sometió a vortex por 30 segundos, posteriormente se colocaron las muestras en baño María por 30 minutos a $45 \text{ }^\circ\text{C}$, la absorbancia se leyó a una longitud de onda de 750 nm en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO). Se preparó una curva de calibración con ácido gálico y los resultados se expresaron en miligramos equivalentes de ácido gálico por 100 g^{-1} de peso seco.

- **Glutación reducido (GSH)**

La actividad enzimática se determinó conforme a la técnica de Xue *et al.*, (2001) mediante la reacción con 5,5 ditio-bis-2 ácido nitrobenzoico (DTNB), se tomaron 320 μL de extracto enzimático, se añadieron 1460 μL de Na_2HPO_4 (0.32 M), se agregaron 213 μL de colorante DTNB (1 mM) y se mezcló en seguida se leyó en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO) a una longitud de onda de 412 nm. La lectura se inicia con un blanco de buffer de fosfatos, para la calibración del equipo. Los resultados se interpolaron en una curva de calibración previamente

estandarizada con glutatión reducido, los resultados se expresaron en $\text{mmol } 100 \text{ g}^{-1} \text{ equivalente de GSH ml}^{-1} \text{ min}^{-1}$.

Determinación de enzimas

- **Fenilalanina amonio liasa (PAL)**

La determinación se llevó a cabo de acuerdo a Sykłowska-Baranek *et al.*, (2015) con algunas modificaciones. Se tomaron $30 \mu\text{L}$ de extracto enzimático, se adicionaron $290 \mu\text{L}$ de fenilalanina (6 mM), se incubó en baño maría a 40°C durante 30 minutos. La reacción se detuvo con $80 \mu\text{L}$ de ácido clorhídrico (HCl) 5 N , se colocaron las muestras en baño de hielo y se le adicionaron $1600 \mu\text{L}$ de agua destilada, los valores de absorbancia se determinaron a una longitud de onda de 290 nm en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO). Se realizó una curva de calibración con ácido transcinámico y los resultados se expresaron en unidades por gramo de proteínas totales ($\text{U g}^{-1} \text{ PT}$), donde U es igual al μmol de ácido transcinámico por mililitro por minuto.

- **Ascorbato peroxidasa (APX)**

La medición de la actividad enzimática ascorbato peroxidasa se llevó a cabo de acuerdo a lo establecido por Nakano y Asada (1987). Se agregaron $100 \mu\text{L}$ de extracto enzimático, $500 \mu\text{L}$ de ascorbato (10 mg L^{-1}), y se adicionaron 1 mL de H_2O_2 (100 mM), se midió inmediatamente la absorbancia a una longitud de onda de 266 nm en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO) para el tiempo 0, después de un minuto la misma muestra se vuelve a leer y este será el tiempo 1. Se preparó una curva de calibración con ascorbato, y los resultados se expresaron en unidades por gramo de proteínas totales ($\text{U g}^{-1} \text{ PT}$), donde U es igual al μmol equivalente de ascorbato oxidado por mililitro por minuto.

- **Catalasa**

La medición de la actividad enzimática de catalasa se cuantificó midiendo 2 tiempos de reacción (0 y 1) por el método espectrofotométrico de Dhindsa *et al.*, (1981) se tomaron $50 \mu\text{L}$ de extracto enzimático y se adicionaron $2000 \mu\text{L}$ de H_2O_2 (100 mM) para iniciar la reacción para el tiempo 0 y se tomó la lectura a

una longitud de onda de 270 nm en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO), se agitó la muestra durante 1 minuto y se tomó nuevamente la lectura siendo esta el tiempo 1. Se utilizó un blanco para la calibración del equipo. Se realizó una curva de calibración con H₂O₂ y los resultados se expresaron en unidades por gramo de proteínas totales (U g⁻¹ PT), donde U es igual al equivalente mM de H₂O₂ consumido por mililitro por minuto.

- **Glutación peroxidasa (GPX)**

Se utilizó el método modificado por Flohé y Günzler, (1984) modificado por Xue, *et al* (2001), usando H₂O₂ como sustrato. En un tubo de ensaye se agregaron 200 µL de extracto enzimático, para realizar la extracción se adicionaron 400 µL de glutatión reducido (0.01 mM) y se mezcló, posteriormente se añadieron 200 µL de Na₂HPO₄ (0.067 M) y se mezcló nuevamente, las muestras se precalentaron en baño de agua a 25 °C por 5 minutos, después se agregaron 200 µL de H₂O₂ (1.3 mM) para iniciar la reacción catalítica, se dejó reaccionar durante 10 minutos y después se detuvo la reacción mediante la adición de 1 mL de ácido tricloro acético al 1 %, enseguida la muestras se llevaron en baño de hielo por 30 minutos. Las muestras se centrifugaron (Model: FC5515R, OHAUS) a 3000 rpm por 10 minutos a 4°C. Para la cuantificación se tomaron 480 µL de sobrenadante y agregó 2.2 mL de Na₂HPO₄ (0.32 M) y de igual manera se adiciono 320 µL del colorante 5,5 ditio-bis-2 acido nitro benzoico (1 mM) y se tomó la lectura en una longitud de onda de 412 nm en un espectrofotómetro (S2150 UV- UNICO). Los resultados se expresaron en unidades por gramo de proteínas totales (U g⁻¹ PT), donde U es igual al equivalente mM de GSH por mililitro por minuto.

Capacidad antioxidante ABTS

La actividad antioxidante se realizó por el método de Re *et al.*, (1999) y Kuskoski *et al.*, (2004), estos métodos se basan en la decoloración del catión radical ABTS, este se obtiene tras la reacción ABTS a 7 mM y persulfato potásico a 2.45 mM que se mezcla en partes iguales (1:1), la mezcla se dejó reposar en obscuridad, a temperatura ambiente (25 °C) durante 16 horas antes de ser utilizada. Para obtener una absorbancia de 0.7 ± 0.01 a 750 nm se diluye con etanol al 20 %.

Posteriormente, para determinar la capacidad antioxidante en los compuestos hidrófilos, se colocaron en una microplaca 5 μL de extracto y 245 μL de la dilución de radicales ABTS (7 mM), dejando reposar durante 7 minutos en la oscuridad, para los lipofílicos primero se agrega el radical ABTS y enseguida el extracto. La absorbancia se midió con un lector de placas (AMR-100, ALLSHENG) con una longitud de onda de 750 nm (Figura 4). El blanco se preparó con 250 μl de tampón fosfato (pH 7.0–7.2, 0.1 M). Para la determinación del mismo en compuestos lipófilos, la extracción se realizó con una solución de hexano: acetona. Los resultados se expresan como equivalentes de ácido ascórbico en μmol por gramo de peso seco ($\mu\text{mol g}^{-1}$ peso seco).

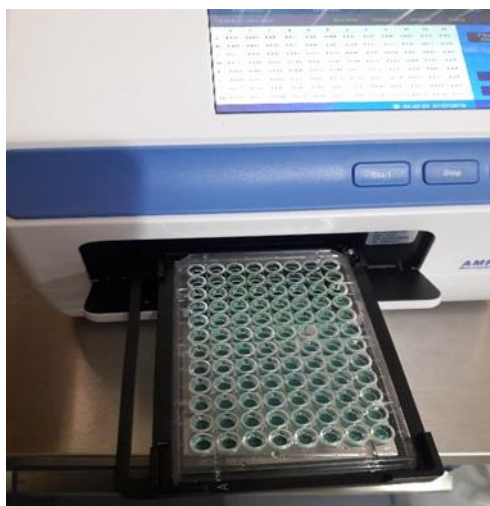


Figura 4. Análisis de capacidad antioxidante ABTS en lector de microplaca (AMR-100, ALLSHENG)

Análisis Estadístico

El cultivo fue establecido con un diseño factorial completamente al azar (3×7), el primer factor fue las dosis de NaCl, y el segundo factor la aplicación de NPs teniendo 10 platas por tratamiento. El análisis de varianza y comparación de medias según LSD Fisher ($P \leq 0.05$) se realizó en el software estadístico *InfoStat 2018*.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Variables agronómicas de pimiento

En el peso de frutos se observaron diferencias significativas entre tratamientos solamente cuando no hubo estrés (Tabla 2). El peso de frutos fue menor con la aplicación de NPs de Si y NPs de Cu respecto al control, independientemente de la concentración utilizada. Solamente las NPs de Se no afectaron el comportamiento de esta variable. Mientras que cuando se aplicó NaCl a 25 y 50 mM en la solución nutritiva ningún tratamiento fue diferente a su respectivo control en esta variable. Sin embargo, se observó claramente que conforme se incrementó la cantidad de NaCl aplicada, disminuyó el peso.

En el número de frutos no se observaron diferencias significativas tanto para las plantas sometidas estrés y sin estrés salino (Tabla 2). Por otra parte, en la altura de planta se presentaron diferencias significativas, para la aplicación de NPs de Si a 1000 mg L⁻¹ disminuyó la altura en comparación con el control, esto solamente para las plantas en dónde no hubo estrés salino. Al igual que en 25 mM de NaCl la aplicación de 200 mg L⁻¹ de NPs de Si fue el único tratamiento que mostró diferencia al disminuir la altura de la planta comparada con su tratamiento control. Mientras que en concentraciones de 50 mM de NaCl las NPs de Se a 10 mg L⁻¹, y NPs de Cu independientemente de la concentración utilizada se mostró una disminución de altura comparado con sus respectivo control. Por otra parte entre los tratamientos se puede observar que el aumento de estrés salino, produce una disminución en la altura de la planta.

Para el diámetro de tallo, en las plantas sin estrés salino las NPs de Si a 1000 mg L⁻¹ mostro diferencias al disminuir, comparada con el control. Para 25 mM de NaCl solo la dosis de 200 mg L⁻¹ NPs de Si. presentó diferencias significativas al disminuir un 12 % en comparación con su control. Mientras que en los tratamientos con 50 mM de NaCl la aplicación de las diferentes NPs de Si a 200 mg L⁻¹, NPs de Cu a 100 mg L⁻¹, NPs de Se en 10 y 50 mg L⁻¹ mostraron un mayor DT en comparación con el control.

Tabla 2. Variables agronómicas del pimiento morrón

| Tratamientos | | PF | NFP | AP | DT |
|--------------|------------------------|---------------------------|-----------|-----------|-----------|
| NaCl (mM) | NPs mg L ⁻¹ | (g planta ⁻¹) | | (cm) | (mm) |
| 0 | Control | 3267.44 a | 15.80 a-d | 181.40 ab | 17.99 ab |
| | Se 10 | 3406.25 a | 17.50 a | 177.40 b | 16.99 a-c |
| | Se 50 | 2968.88 ab | 17.90 a | 173.80 b | 17.33 ab |
| | Si 200 | 2472.02 cd | 12.30 de | 184.10 ab | 18.27 ab |
| | Si 1000 | 2721.92 bc | 14.70 a-e | 153.80 c | 15.77c-e |
| | Cu 100 | 2229.97 de | 13.50 b-e | 181.60 ab | 18.38 a |
| | Cu 500 | 2551.26 b-d | 14.30 a-e | 190.50 a | 18.02 a |
| 25 | Control 25 | 1763.35 e-g | 14.80 a-e | 133.20 d | 16.36 b-d |
| | Se 10 | 1702.33 fg | 16.30 a-c | 138.70 d | 15.23 de |
| | Se 50 | 1807.70 e-g | 15.40 a-d | 137.80 d | 15.22 de |
| | Si 200 | 1445.80 g-i | 11.60 e | 121.50 e | 14.35 ef |
| | Si 1000 | 1487.76 f-h | 16.30 a-c | 139.5 d | 15.70 c-e |
| | Cu 100 | 1839.73 e-g | 16.00 a-d | 141.80 d | 14.87 d-f |
| | Cu 500 | 1917.18 ef | 17.90 a | 138.30 d | 16.24 b-d |
| 50 | Control 50 | 937.61 j | 17.90 a | 106.4 fg | 13.49 f |
| | Se 10 | 922.71 j | 17.40 a | 89.20 h | 15.46 c-e |
| | Se 50 | 831.60 j | 17.20 ab | 98.70 gh | 15.50 c-e |
| | Si 200 | 990.00 i-j | 18.00 a | 103.30 fg | 15.04 de |
| | Si 1000 | 1032.19 h-j | 15.20 a-e | 112.00 ef | 14.48 ef |
| | Cu 100 | 959.98 j | 15.90 a-d | 89.90 h | 15.32 de |
| | Cu 500 | 934.63 j | 14.70 a-e | 90.80 h | 15.00 d-f |
| CV (%) | | 28.57 | 27.5 | 9.29 | 11.03 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. PF: peso de fruto. NFP: número de fruto por planta. AP: altura de planta. DT: diámetro de tallo. CV: coeficiente de variación. Letras diferente en las columnas son significativamente diferente entre los tratamiento con base a la prueba de Fisher LSD ($p \leq 0.05$).

En el peso fresco de tallo, peso seco de tallo y peso fresco de raíz (Tabla 3), ninguno de los tratamientos mostraron diferencias significativas con su respectivo control. Para la variable de peso seco de la raíz a 50 mM de NaCl solo la aplicación de NPs de Cu a 500 mg L⁻¹ mostro diferencias significativas al aumentar el peso seco de la raíz comparada con su respectivo control. Mientras que en esta misma variable a 25 mM de NaCl y donde no hubo estrés salino, no mostros diferencias significativas con ninguno de los tratamientos de NPs comparado con su respectivo control.

Tabla 3. Contenido de biomasa en los factores evaluados

| Tratamientos | | PFT | PST | PFR | PSR |
|--------------|------------------------|---------------------------|---------------------------|---------------------------|---------------------------|
| NaCl (mM) | NPs mg L ⁻¹ | (g planta ⁻¹) | (g planta ⁻¹) | (g planta ⁻¹) | (g planta ⁻¹) |
| 0 | Control | 1273.56 ab | 214.64 ab | 270.90 a-d | 35.36 a-e |
| | Se 10 | 1268.46 ab | 228.54 ab | 273.32 a-d | 34.42 a-e |
| | Se 50 | 1305.60 ab | 242.20 ab | 272.06 a-d | 36.42 a-e |
| | Si 200 | 1242.06 ab | 214.02 ab | 188.18 b-d | 28.36 b-e |
| | Si 1000 | 1006.18 bc | 183.96 b-d | 240.88 a-d | 34.42 a-e |
| | Cu 100 | 1419.96 a | 264.16 a | 302.74 a-c | 42.30 a-c |
| | Cu 500 | 1229.46 ab | 217.68 ab | 277.88 a-d | 36.90 a-e |
| 25 | Control 25 | 1040.54 a-c | 184.22 b-d | 261.22 a-d | 40.62 a-d |
| | Se 10 | 951.46 b-d | 182.84 b-d | 255.48 a-d | 41.92 a-c |
| | Se 50 | 946.02 b-d | 167.36 b-e | 258.04 a-d | 35.60 a-e |
| | Si 200 | 705.68 c-e | 117.62 d-f | 177.10 cd | 35.44 a-e |
| | Si 1000 | 1220.18 ab | 210.68 ab | 323.36 ab | 45.84 ab |
| | Cu 100 | 720.78 c-e | 128.28 c-f | 191.06 b-d | 26.66 b-e |
| | Cu 500 | 1154.40 ab | 200.12 a-c | 338.30 a | 51.30 a |
| 50 | Control 50 | 495.20 e | 77.36 f | 175.68 cd | 17.62 e |
| | Se 10 | 666.66 c-e | 108.24 d-f | 209.56 a-d | 33.42 a-e |
| | Se 50 | 595.60 de | 85.60 f | 201.36 a-d | 26.40 b-e |
| | Si 200 | 697.74 c-e | 118.52 d-f | 269.90 a-d | 34.26 a-e |
| | Si 1000 | 588.06 de | 99.92 ef | 156.62 d | 19.94 de |
| | Cu 100 | 526.06 e | 74.74 f | 150.58 d | 21.80 c-e |
| | Cu 500 | 684.12 c-e | 102.90 ef | 260.34 a-d | 41.82 a-c |
| CV (%) | | 33.48 | 37.92 | 47.46 | 48.73 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. PFP: peso fresco de planta. PST: peso seco de planta. PFR: peso fresco de raíz. PSR: peso seco de raíz. CV: coeficiente de variación. Letras diferente en las columnas son significativamente diferente entre los tratamiento con base a la prueba de Fisher LSD ($p \leq 0.05$)

La aplicación de Silicio tiene poco efecto fisiológicamente cuando no hay algún tipo de estrés (Coskun *et al.*, 2019). La altura de la planta de algodón disminuyó con el aumento de la concentración de NPs de Si al tratarse con 500 y 2000 mg L⁻¹ (Le *et al.*, 2014). Mientras que las NPs de Si en concentraciones de 1000 mg L⁻¹ en *Arabidopsis thaliana* producen toxicidad, clorosis y disminución del desarrollo (Slomberg y Schoenfisch, 2012). Esto coincide con los resultados que al aplicar NPs de Si a 1000 mg L⁻¹ donde no hubo estrés salino, mostro una disminución en la altura de la plata y diámetro de tallo esto pudo deberse a la

toxicidad que puede producir en la planta de pimiento por la alta dosis de NPs de Si. Méndez-Argüello *et al.*, (2008) reportan que al aplicar NPs ZnO + Ag al 2.5% foliar en cultivo de pimiento se obtuvo un aumento en el crecimiento y producción. Stampoulis, *et al.*, (2009) mencionan que al aplicar NPs de Cu redujeron la longitud de la raíz en un 77% en cultivo de *Cucurbita pepo* en hidroponía. Mientras que Sako *et al.*, (2016) mencionan que al aplicar 200 μM de Cu se aumentó en el contenido de raíz así como se aumentó la cantidad de proteínas involucradas en el metabolismo de los carbohidratos, la síntesis de la proteína, la división celular y la síntesis de ATP, aumenta el suministro de actividad de energía, aumenta el contenido de raíz. Esto coincide con los resultados en los que las NPs de Cu en concentración de 500 mg L^{-1} en 50 mM de NaCl estimularon el aumento de peso seco de raíz.

La salinidad reduce la capacidad de la planta para absorber agua, causando senescencia, reduciendo el área fotosintética de las hojas lo que reduce la tasa de crecimiento (Munns, 2002). Sairam y Tyagi, (2006) mencionan que la salinidad afecta el crecimiento y el desarrollo debido al estrés osmótico, los efectos de los iones tóxicos de Na^+ , y el desequilibrio de nutrientes. Kurunc, *et al.*, (2011) reportan que la disminución de rendimiento de pimiento con estrés no fue por la cantidad de fruto sino que disminuye el peso medio. La planta de pimiento es muy susceptible al estrés salino y este puede afectar su desarrollo y rendimiento en diferentes dosis de NaCl, como se observó en los resultados en los cuales no disminuyó el número de frutos pero si el peso de estas.

Calidad del fruto de pimiento

En los resultados de firmeza en los tratamientos donde no hubo estrés salino solo las NPs de Si a 200 mg L^{-1} mostraron diferencias significativas, aumentado 41% con respecto al control (Tabla 3). Mientras que a 25 mM de NaCl únicamente la aplicación de NPs de Si a 1000 mg L^{-1} mostró diferencias aumentado un 38% comparada con su respectivo control. Para los tratamientos a 50 mM de NaCl no se encontraron diferencias.

En el pH de los frutos donde no hubo estrés salino, la única dosis de NPs que mostró diferencial fue la NPs de Cu a 500 mg L^{-1} , que presentó una disminución en el pH de 8% comparado con el control. Mientras que para los tratamientos con 25 y 50 mM de NaCl no se observaron diferencias significativas con sus respectivos tratamientos control de sal.

Con respecto a la conductividad eléctrica (CE) en los tratamientos sin estrés salino y 25 mM de NaCl no se observaron diferencias significativas. Mientras que a 50 mM de NaCl el único tratamiento que mostró diferencia fue la aplicación de 200 mg L^{-1} NPs de Si al disminuir el 47 % en comparación con su control.

En los resultados de sólidos solubles totales (SST), los tratamientos donde no hubo estrés salino y a 25 mM NaCl no presentaron diferencias significativas con su respectivo control de cada tratamiento. Los tratamientos a 50 mM de NaCl solo la aplicación de 50 mg L^{-1} NPs de Se mostró diferencias aumentando un 15 % comparado con su control 50, siendo este el tratamiento con el valor más alto de SST.

En los valores de potencial de óxido-reducción, los tratamientos sin estrés salino las NPs de Si y Cu mostraron diferencias al disminuir el ORP siendo los mejores las NPs de Cu (100 y 500 mg L^{-1}) al disminuir el 221 % y 195 % respectivamente, en comparación con el control. Mientras que a 25 mM de NaCl no mostraron diferencias significativas comparadas con su control. A 50 mM de NaCl las NPs de Cu a 500 mg L^{-1} y Si independientemente de la concentración mostraron diferencias al disminuir el ORP comparada con el control.

La acidez titulable en los frutos donde no hubo estrés salino, las NPs de Si a 200 mg L^{-1} y Cu a 100 mg L^{-1} aumentaron un 83% y 112% respectivamente en comparación el control (Tabla 3). Mientras que a 25 y 50 mM no se observaron diferencias significativas.

Los resultados de Juárez-Maldonado *et al.*, (2016) mostraron que al aplicar NPs Cu-quitosan aumentó la firmeza, la acidez titulable y el contenido de ORP disminuyó, lo que indica mayor capacidad antioxidante en el fruto de tomate. Esto coincide con los resultados en el que las NPs disminuyeron el ORP.

El silicio puede retrasar la senescencia (Haddad *et al.*, 2018; Markovich *et al.*, 2017) al aumentar la citoquinina. Lo que retardara la maduración y se obtendrá mayor firmeza ya que la firmeza de la fruta está relacionada con la madurez. Pinedo-Guerrero *et al.*, (2017) en sus resultados reportan una disminución de pH, con la aplicación de Cs-PVA + 0.2 mg NPs Cu en chile jalapeño. El pH está determinado por el contenido de ácidos orgánicos y la disminución del pH indica el aumento de estos ácidos (Anthon y Barrett, 2011). Por lo que las NPs de Cu en chile pueden producir un aumento de ácidos.

En el estudio realizado por López-Vargas *et al.*, (2018) mencionan que al aplicar 250 mg L⁻¹ de NPs Cu la CE en el fruto de tomate aumenta. Filho *et al.*, (2019) mencionan que al aumentar la CE en remolacha promovió el aumento de la acidez titulable y el contenido de sólidos solubles. Por otra parte Hussein *et al.*, (2019) al aplicar NPs de Se foliar a 20 y 40 ppm en tres variedades de maní, los datos mostraron que en todos los cultivares, el contenido de TSS fue mayor al aumentar la concentración de los tratamientos de los NPs Se. En estrés salino la NPs de Se a 50 aumento los SST, lo que indica que las NPs de Se puede aumentar el contenido de azúcares.

Tabla 4. Calidad de fruto de pimiento.

| Tratamientos | | Firmeza | pH | C.E | SST | ORP | AT |
|--------------|------------------------|------------------------|----------|------------------------|----------|-----------|----------|
| NaCl (mM) | NPs mg L ⁻¹ | (kg cm ⁻²) | | (dS cm ⁻¹) | °Brix | (mV) | (%) |
| 0 | Control | 5.34 b-d | 5.37 a | 3.37 a-c | 7.40 f-h | 13.33 f-g | 0.24 g |
| | Se 10 | 4.49 d | 5.34 ab | 4.41 a | 6.90 h | 17.17 g | 0.29 fg |
| | Se 50 | 5.86 a-d | 5.28 a-c | 4.10 a | 7.17 gh | 2.17 c-f | 0.36 e-g |
| | Si 200 | 7.53 a | 5.30 a-c | 3.46 a-c | 6.68 h | -1.00 b-e | 0.44 de |
| | Si 1000 | 6.03 a-d | 5.17 a-f | 3.62 a-c | 7.58 e-h | -2.17 b-e | 0.36 e-g |
| | Cu 100 | 6.81 a-c | 5.26 a-d | 2.81 cd | 7.92 d-g | -16.2 a | 0.51 a-d |
| | Cu 500 | 6.39 a-c | 4.93 h | 3.97 ab | 7.42 f-h | -12.67 ab | 0.37 ef |
| 25 | Control 25 | 5.02 cd | 5.21 b-e | 3.54 a-c | 8.50 b-e | -7.33 a-c | 0.59 a-c |
| | Se 10 | 6.28 a-d | 5.16 a-g | 4.31. a | 8.00 d-g | -1.33 b-e | 0.55 a-d |
| | Se 50 | 6.60 a-c | 5.11 c-h | 2.91 b-d | 9.00 b-d | -12.5 ab | 0.51 a-d |
| | Si 200 | 6.27 a-d | 5.16 a-g | 3.57 a-c | 8.67 b-d | -11.00 ab | 0.47 c-e |
| | Si 1000 | 6.93 ab | 5.15 b-g | 3.57 a-c | 8.83 b-d | -0.67 b-e | 0.47 c-e |
| | Cu 100 | 6.15 a-d | 5.16 a-g | 3.79 a-c | 8.17 c-g | -6.33 a-d | 0.50 b-d |
| | Cu 500 | 6.58 a-c | 5.14 b-h | 3.89 a-c | 8.23 b-f | -8.83 a-c | 0.47 c-e |
| 50 | Control 50 | 5.86 a-d | 5.03 d-h | 4.08 ab | 9.00 b-d | 15.5 fg | 0.52 a-d |
| | Se 10 | 6.23 a-d | 4.95 gh | 3.97 ab | 9.03 bc | 6.00 d-g | 0.61 ab |
| | Se 50 | 6.04 a-d | 5.01 e-h | 4.11 a | 10.33 a | 9.83 e-g | 0.56 a-c |
| | Si 200 | 5.25 b-d | 5.04 d-h | 2.16 d | 9.20 bc | -2.40 b-e | 0.61 ab |
| | Si 1000 | 5.97 a-d | 5.08 c-h | 4.29 a | 9.33 ab | -6.83 a-d | 0.63 a |
| | Cu 100 | 5.86 a-d | 4.98 f-h | 3.35 a-c | 9.17 bc | 2.33 c-f | 0.52 a-d |
| | Cu 500 | 5.96 a-d | 5.02 e-h | 3.76 a-c | 9.00 b-d | -4.83 a-d | 0.52 a-d |
| CV (%) | | 26.08 | 3.67 | 26.51 | 10.49 | 717.34 | 20.085 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. CE: conductividad eléctrica, SST: sólidos solubles totales; ORP: potencial de óxido reducción; AT: acidez titulable. CV: coeficiente de variación. Letras diferente en las columnas son significativamente diferente entre los tratamiento con base a la prueba LSD ($p \leq 0.05$)

Compuesto antioxidantes no enzimáticos de hoja y fruto de pimiento

Los resultados de clorofilas, proteínas, GSH, fenoles totales y flavonoides se presentan en la Tabla 5.

El contenido de clorofila a en los tratamientos donde no hubo estrés salino, la aplicación de NPs de Se 10 y Si a 1000 mg L⁻¹ no afectaron el contenido, mientras que las demás dosis de NPs mostraron diferencias significativas, al disminuir la cantidad de clorofila a en comparación con el control. En 25 mM de NaCl no se encontraron diferencias con su respectivo control. Por otra parte, en los tratamientos a 50 mM de NaCl, solo la aplicación de NPs de Si a 1000 mg L⁻¹ no mostró diferencia, mientras que las demás dosis de NPs aumentaron el contenido de clorofila a en comparación con su control.

En la clorofila b en los tratamientos sin estrés salino las NPs de Se a 10 mg L⁻¹ no mostraron diferencias, mientras que las otras dosis de NPs, mostraron diferencias significativas al disminuir el contenido comparado con el control. A 25 mM de NaCl la única dosis de NPs que mostró diferencias fue la aplicación de NPs de Se a 50 mg L⁻¹ al aumentar el contenido de clorofilas b con un 74 % con su respectivo control. Con una salinidad de 50 mM de NaCl solo las NPs de Cu, independientemente de la concentración, mostraron diferencias significativas al aumentar el contenido de clorofila b con respecto a su control (Tabla 5).

Para los resultados de clorofilas totales, en los tratamientos donde no hubo estrés salino, la aplicación de las NPs mostraron diferencias al disminuir el contenido con su respectivo control, solo la dosis de NPs de Se a 10 mg L⁻¹ no mostraron diferencias. Mientras que en los tratamientos a 25 mM de NaCl la aplicación de NPs de Se 50 a mg L⁻¹ fue el único tratamiento que mostró diferencias al aumentar 32 % comparado con su respectivo control. Con 50 mM de NaCl las NPs de Se a 50 mg L⁻¹, Si a 200 mg L⁻¹, las NPs de Cu independientemente su concentración, mostraron diferencias al aumentar el contenido de clorofila totales, comparadas con su respectivo control.

En proteínas en los tratamientos donde no hubo estrés salino la aplicación de las NPs, mostrando diferencias al aumentar el contenido, con respecto al control. A 25 mM de NaCl los únicos tratamientos que mostraron diferencias significativas

fue la aplicación de NPs de Se a 10 mg L^{-1} al aumentar un 14% mientras que las NPs de Cu a 100 mg L^{-1} el contenido de proteínas disminuyó 16 % en comparación con su respectivo control. Por otra parte en los tratamientos a 50 mM de NaCl, solo la aplicación de NPs de Si y Cu independientemente de la concentración, mostraron diferencia al disminuir de proteínas comparado con su respectivo control.

En la variable de GSH, los tratamientos donde no hubo estrés salino y con la aplicación de NaCl no mostraron diferencias significativas con su respectivo control de cada tratamiento.

Por otro lado los niveles de fenoles totales en el tratamiento donde no hubo estrés salino la única dosis de NPs que mostro diferencias fue la aplicación de NPs de Cu a 100 mg L^{-1} al aumentar 29% en comparación con el control (Tabla 5). Mientras que a 25 mM de NaCl solo las NPs de Cu a 500 mg L^{-1} mostró diferencias al disminuir en comparación con su respectivo control. Los tratamientos a 50 mM de NaCl no mostraron diferencias significativas con su tratamiento control.

Los resultados de contenido de flavonoides donde no hubo estrés salino, solo la aplicación de NPs de Se a 50 y Si a 200 mg L^{-1} mostraron diferencial al disminuir el contenido, comparado con el control. Por otra parte a 25 mM de NaCl se encontró una disminución con la aplicación de NPs de Si, independientemente de la concentración, respectivamente con el control. Los tratamientos a 50 mM de NaCl, únicamente la aplicación de NPs de Se a 10 mg L^{-1} mostró diferencias al disminuir el 23% comparado con su control.

Tabla 5. Compuestos antioxidantes no enzimáticos en hoja de pimiento morrón

| Tratamientos | | Clorofila a | Clorofila b | Clorofila T | Proteínas | GSH | Fenoles | Flavonoides |
|--------------|------------------------|----------------------------|----------------------------|----------------------------|-------------------------|-------------------------------|-------------------------|-----------------------------|
| NaCl (mM) | NPs mg L ⁻¹ | (mg100 g ⁻¹ PF) | (mg100 g ⁻¹ PF) | (mg100 g ⁻¹ PF) | (mg g ⁻¹ PS) | (mmol 100 g ⁻¹ PS) | (mg g ⁻¹ PS) | (mg 100 g ⁻¹ PS) |
| 0 | Control | 20.70 a | 9.34 a | 30.04 a | 100.28 h | 9.79 e-h | 25.44 c-g | 449.45 a |
| | Se 10 | 18.38 ab | 7.45 ab | 25.83 ab | 153.84 a-c | 6.72 h | 22.45 f-h | 453.31 a |
| | Se 50 | 15.72 b-e | 6.57 c-f | 22.29 b-f | 157.15 a-c | 11.16 c-g | 29.04 a-e | 358.97 b-f |
| | Si 200 | 16.70 b-d | 6.88 b-e | 23.57 b-e | 149.90 bc | 12.22 b-g | 21.07 gh | 330.39 d-g |
| | Si 1000 | 17.09 a-c | 7.00 b-e | 24.09 b-d | 145.24 b-e | 9.00 gh | 31.27 a-c | 434.12 ab |
| | Cu 100 | 11.65 f-g | 5.00 e-f | 16.65 fg | 144.88 b-e | 11.04 c-g | 32.91 a | 395.57 a-d |
| | Cu 500 | 14.05 c-f | 6.38 c-f | 20.43 b-f | 161.18 ab | 9.26 f-h | 25.76 b-g | 396.02 a-d |
| 25 | Control 25 | 13.50 c-f | 5.02 d-f | 18.52 d-g | 147.57 b-d | 14.99 a-c | 27.00 a-g | 381.28 a-e |
| | Se 10 | 14.61 b-f | 6.23 c-f | 20.84 b-f | 149.72 bc | 13.53 b-e | 29.76 a-d | 401.97 a-d |
| | Se 50 | 15.73 b-e | 8.76 ab | 24.50 a-c | 168.98 a | 15.35 ab | 24.01 d-h | 376.97 a-e |
| | Si 200 | 14.82 b-f | 6.11 c-f | 20.94 b-f | 153.75 a-c | 18.36 a | 31.96 ab | 278.01 g |
| | Si 1000 | 12.73 e-g | 5.62 c-f | 18.35 e-g | 141.48 c-f | 14.85 a-c | 25.08 c-h | 299.59 fg |
| | Cu 100 | 12.95 d-g | 5.60 c-f | 18.55 d-g | 123.30 g | 12.60 b-g | 23.26 e-h | 367.00 b-f |
| | Cu 500 | 11.71 f-g | 5.16 d-f | 16.87 fg | 146.14 b-d | 14.53 a-c | 18.95 h | 357.18 c-f |
| 50 | Control 50 | 9.52 g | 4.50 f | 14.03 g | 150.17 bc | 12.98 b-f | 29.11 a-e | 407.18 a-c |
| | Se 10 | 14.26 c-f | 5.19 d-f | 19.45 c-g | 142.73 c-e | 13.77 b-d | 24.71 d-h | 312.53 e-g |
| | Se 50 | 16.83 a-d | 6.55 c-f | 23.38 b-e | 150.97 bc | 11.60 b-g | 29.76 a-d | 393.49 a-d |
| | Si 200 | 15.06 b-f | 6.19 c-f | 21.25 b-f | 120.61 g | 10.52 d-h | 28.41 a-f | 446.92 a |
| | Si 1000 | 12.24 e-g | 5.12 d-f | 17.35 fg | 130.64 d-g | 13.09 b-f | 27.12 a-g | 408.82 a-c |
| | Cu 100 | 15.87 b-e | 7.19 b-d | 23.06 b-e | 128.76 e-g | 11.48 b-g | 31.21 a-c | 415.66 a-c |
| | Cu 500 | 17.04 a-c | 7.12 b-d | 24.17 b-d | 125.45 fg | 13.65 b-e | 25.73 b-g | 389.92 a-d |
| CV (%) | | 20.86 | 26.18 | 21.32 | 9.6 | 25.35 | 19.35 | 15.91 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. GSH: Glutati3n reducido; PF: Peso fresco; PS: Peso seco. CV: coeficiente de variaci3n. Letras diferente en las columnas son significativamente diferente entre los tratamiento con base a la prueba de Fisher LSD ($p \leq 0.05$).

Los resultados de β -caroteno, carotenoides amarillos, proteína, GSH, fenoles y flavonoides del fruto de pimiento mostraron diferencias significativas (Tabla 6).

En el β -caroteno del fruto de pimiento, los tratamientos donde no hubo estrés salino, con las NPs, no mostró diferencias con el control. Mientras que a 25 mM de NaCl, la única dosis de NPs que mostró diferencias, fue la aplicación de NPs de Cu a 500 mg L⁻¹ al aumentar el 64% comparada con su respectivo control. A una concentración de 50 mM de NaCl no se observaron diferencias significativas con respecto a su control.

El contenido de carotenoides amarillos los tratamientos sin estrés salino, no mostraron diferencias significativas con la aplicación de NPs, respecto al tratamiento control. A diferencia de 25 mM de NaCl, que con la aplicación de NPs de Si a 200 mg L⁻¹ y NPs de Cu a 500 mg L⁻¹, mostraron diferencias significativas al aumentar un 36 % y 31 %, respectivamente con su control. Por otra parte los tratamientos a 50 mM de NaCl, solo la NPs de Si a 1000 mg L⁻¹, no mostró diferencias significativas con su respectivo control, mientras que las demás dosis de NPs, independientemente de la concentración, mostraron diferencias significativas al aumentar la cantidad de carotenoides, siendo la mejor la NPs de Se a 50 mg L⁻¹ al incrementar el 83 % (Tabla 6).

En la variable de vitamina C, en los frutos donde no hubo estrés salino, la aplicación de NPs de Si a 1000 y Cu a 100 mg L⁻¹ no mostraron diferencias significativas, mientras que en las demás dosis de NPs se observó una disminución respecto al control. Por otra parte, con 25 mM de NaCl, no se observaron diferencias significativas con su respectivo control. Para los tratamientos con 50 mM de NaCl, en las dosis de las NPs de Si a 1000 y Cu a 100 mg L⁻¹ no se observaron diferencias, con su respectivo control, mientras que las demás dosis de NPs mostraron diferencias al aumentar el contenido de vitamina C.

En el contenido de proteínas los tratamientos donde no hubo estrés salino no mostraron diferencias significativas con su respectivo control. Mientras que a 25 mM de NaCl, solo en la dosis de NPs Si a 200 mg L⁻¹, se observaron diferencias al disminuir el 35 %, en comparación con su respectivo control. En el tratamiento

con 50 mM de NaCl, la aplicación de NPs de Se a 50 y Si a 200 mg L⁻¹ no mostraron diferencias significativas, mientras que las demás dosis de NPs disminuyeron la cantidad de proteínas en comparación con su respectivo control de sal.

En glutatión reducido la incorporación de NPs en los tratamientos donde no hubo estrés salino y con 25 mM de NaCl, no se observaron diferencias con su respectivo control. Para 50 mM de NaCl solo se encontraron diferencias al aplicar las NPs de Se a 50 y Cu a 100 mg L⁻¹, al incrementar el 27% y 23% respectivamente con su control.

En el contenido de fenoles de los frutos, en los tratamientos donde no hubo estrés salino, solo la dosis de NPs de Se a 10 y Si a 200 mg L⁻¹, no mostraron diferencias significativas, mientras que las demás dosis de NPs incrementaron contenido de fenoles siendo mejor la aplicación de NPs de Cu a 100 mg L⁻¹ al aumentar el 86%, comparado con su control. En concentración de 25 y 50 mM de NaCl, las NPs no mostraron diferencias significativas en comparación con su respectivo control.

El contenido de flavonoides de frutos en los tratamientos sin estrés salino las únicas dosis de NPs que se observaron diferencias al aumentar el contenido fue en las NPs de Se 10 y Si 1000 mg L⁻¹, con 33 % y 46 % respectivamente en comparación con su control. Para 25 mM de NaCl no mostraron diferencias estadísticas con su respectivo control. En 50 mM de NaCl las NPs aumentaron el contenido de flavonoides, siendo mejor las NPs de Se a 50 mg L⁻¹ al incrementar 168 % en comparación con su respectivo control de sal, siendo este el resultado más alto del contenido de flavonoides entre los tratamientos con y sin estrés (Tabla 6).

Hussein *et al.*, (2019) informaron que se obtuvo un mayor contenido en clorofila al aumentar la dosis de NPs Se en cultivo de maní. Avestan *et al.*, (2019) informaron un efecto positivo en las clorofilas al aplicar NPs SiO₂ en fresas en condiciones de estrés salino. Houimli *et al.*, (2010) quienes mostraron una reducción de clorofila a de 15.6 % y en clorofila b 39.2 % lo que lleva a una producción de clorofila a/b en pimiento con estrés salino. La disminución de la

síntesis de la clorofila en condiciones de NaCl puede deberse a la disminución de la síntesis de ácido 5-aminolaevulínico (Santos, 2004).

Los carotenoides son metabolitos secundarios que participan en la fotosíntesis biosíntesis de fitohormonas, y como antioxidantes (Cao *et al.*, 2015), el contenido de carotenoides puede cambiar con la maduración (Deepa, *et al.*, 2007). En aplicación de NPs de Cu a 2.5 mg L⁻¹ aumenta un 50 % el contenido de carotenoides (β -caroteno, violaxantina y luteína) pero en dosis más alta la cantidad de carotenoides disminuye en hoja de *Oryza sativa* (Da Costa y Sharma, 2016). Sin embargo en cultivo de fresa el aumentar la dosis de NPs de SiO₂ a 100 mg L⁻¹ aumenta el contenido de carotenoides (Avestan *et al.*, 2019). Por su parte Ghadakchi *et al.*, (2019) mencionan que el contenido de carotenoides en condiciones de estrés salino mostró un aumento, y al aplicar NPs de hierro (0.8 ppm) y el NPs Si (2 mM) aumentaron el contenido de carotenoides en concentraciones de estrés salino en uva.

El ácido ascórbico está involucrado en la respiración de la planta, y es reconocido por ser donador de electrones (Hao *et al.*, 2019), además su alto contenido en la fruta da mayor calidad de postcosecha (Bae *et al.*, 2014). Quiterio-Gutiérrez *et al.*, (2019) reportan que la aplicación de NPs Se con NPs Cu, aumenta el contenido de Vitamina C en los frutos de tomate. Mientras que Hernández-Fuentes *et al.*, (2017), también en los frutos de tomate pero en condiciones de estrés salino a 50 mM de NaCl, la aplicación de NPs de Cu no observo diferencias significativas. La aplicación de 10 mg L⁻¹ de NPs de Cu+ PVA quitosan aumentaron el contenido de vitamina C en condiciones de estrés salino (100 mM de NaCl) en el fruto de tomate. Por lo tanto, las aplicaciones de NPs Se ayudaron a la concentración de vitamina C en el fruto de plantas de pimiento en condiciones de estrés salino (50 mM NaCl).

El contenido de proteínas en las raíces de algodón transgénico aumentó, al incrementar la concentración de NPs SiO₂ en 10 a 2000 mg L⁻¹ (Le *et al.*, 2014). En proteínas Juárez-Maldonado *et al.*, (2016) no encontraron diferencias significativas, al aplicar NPs Cu con quitosán en tomate. El glutatión regula actividades metabólicas, entre ellas manteniendo el estado reducido de la

zeaxantina, la desnaturalización de las proteínas en condiciones de estrés además de servir como sustrato para la glutatión peroxidasa (Hasanuzzaman *et al.*, 2017). La adición de selenio en plántula con estrés salino aumenta el contenido de GSH (Hasanuzzaman *et al.*, 2011). Por su parte Ruiz y Blumwald, (2002) observaron tres veces más contenido de GSH en canola silvestre en estrés salino. El glutatión reduce el estrés oxidativo protegiendo y estabilizando la membrana plasmática esto ayuda a reducir el Na⁺ lo que mejora la tolerancia al estrés salino en la planta (Hasanuzzaman *et al.*, 2017).

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios que puede neutralizar los radicales libres pueden modular la actividad de las enzimas involucradas en los procesos de desintoxicación, oxidación y reducción (Carvalho *et al.*, 2015). La aplicación de NPs de Cu con hidrogel de quitosán-PVA aumenta el contenido de fenoles totales 53% en las hojas de tomates en condiciones de estrés salino (Hernández-Hernández *et al.*, 2018). Por su parte Hernández-Fuentes *et al.*, (2017) observo que en frutos de tomate bajo estrés salino, aumentaba el contenido de fenoles totales al aplicar las NPs de Cu. La aplicación de NPs de Se en dosis de 1 -10 mg L⁻¹, en cultivo de tomate con estrés salino de (50 Mm) aumento el contenido de fenoles en hoja (Morales-Espinoza *et al.*, 2019).

Quiterio-Gutiérrez *et al.*, (2019) mencionan que la aplicación de NPs de Cu y Se no influyeron en el contenido de flavonoide en la hoja de tomate. Cumplido-Nájera *et al.*, (2019) al aplicar NPs Cu y Silicato de potasio, no obtuvo un aumento en el contenido de flavonoides. Sin embargo en estos resultados la aplicación de las NPs en alta dosis de sal favoreció el contenido de flavonoides en los frutos, aumentando su mecanismo de defensas, frente al estrés salino.

Tabla 6. Contenido de compuestos antioxidantes no enzimáticos de fruto de pimienta

| Tratamientos | | β -caroteno | Carotenoides | Vitaminas C | Proteínas | GSH | Fenoles | Flavonoides |
|--------------|------------------------|-----------------------------|---------------------------------------|-----------------------------|-------------------------|-------------------------------|-------------------------|----------------------------|
| NaCl (mM) | NPs mg L ⁻¹ | (mg 100 g ⁻¹ PS) | Amarillos (mg 100 g ⁻¹ PS) | (mg 100 g ⁻¹ PF) | (mg g ⁻¹ PS) | (mmol 100 g ⁻¹ PS) | (mg g ⁻¹ PS) | (mg 100g ⁻¹ PS) |
| 0 | Control | 17.22 ef | 129.76 h-j | 115.1 a-c | 244.48 a | 12.92 d-g | 21.65 f | 246.60 gh |
| | Se 10 | 17.71 ef | 123.61 ij | 87.65 e-g | 244.48 a | 13.53 c-g | 26.41 ef | 283.81 d-h |
| | Se 50 | 19.96 d-f | 130.81 h-j | 85.71 fg | 246.27 a | 12.22 e-g | 31.32 c-e | 328.31 c-f |
| | Si 200 | 14.22 f | 102.34 j | 88.00 e-g | 229.25 ab | 13.71 c-g | 25.72 ef | 271.16 e-h |
| | Si 1000 | 23.40 a-f | 142.01 g-j | 109.30 a-e | 217.61 a-c | 13.94 b-g | 30.35 c-e | 360.30 a-d |
| | Cu 100 | 16.00 f | 129.34 h-j | 101.02 c-f | 223.88 ab | 11.75 g | 40.30 ab | 286.34 d-h |
| | Cu 500 | 16.66 ef | 113.92 ij | 88.18 e-g | 229.25 ab | 12.16 f-g | 35.36 a-d | 222.34 hi |
| 25 | Control 25 | 22.45 b-f | 194.27 d-g | 108.59 a-e | 205.07 b-d | 13.85 c-g | 34.37 a-d | 298.54 d-h |
| | Se 10 | 30.53 a-e | 188.77 e-g | 125.49 ab | 205.07 b-d | 14.12 b-g | 30.59 c-e | 334.86 c-f |
| | Se 50 | 25.31 a-f | 178.91 e-h | 117.39 a-c | 184.65 cd | 15.32 a-e | 32.34 c-e | 348.10 b-e |
| | Si 200 | 36.22 ab | 264.54 ab | 125.31 ab | 133.42 f | 15.67 a-d | 33.00 b-e | 314.62 d-g |
| | Si 1000 | 20.76 c-f | 213.63 b-f | 130.77 a | 173.81 de | 13.80 c-g | 41.52 a | 255.98 f-h |
| | Cu 100 | 34.83 a-c | 216.69 b-f | 112.64 a-d | 211.79 a-c | 15.08 a-f | 31.85 c-e | 233.95 g-i |
| | Cu 500 | 37.04 a | 254.83 a-c | 107.54 b-f | 226.12 ab | 14.53 b-g | 31.44 c-e | 279.34 d-h |
| 50 | Control 50 | 28.23 a-f | 164.40 f-i | 71.98 g | 204.71 b-d | 13.86 c-g | 29.92 c-e | 161.78 i |
| | Se 10 | 37.58 a | 243.24 b-d | 115.10 a-c | 124.91 f | 16.08 a-c | 31.52 c-e | 254.49 fg |
| | Se 50 | 34.31 a-d | 301.23 a | 119.68 a-c | 147.30 ef | 17.72 a | 34.92 a-d | 434.12 a |
| | Si 200 | 28.14 a-f | 218.63 b-e | 102.08 c-f | 137.81 f | 16.25 a-c | 36.79 a-c | 397.36 a-c |
| | Si 1000 | 22.37 b-f | 207.34 c-f | 90.82 d-g | 147.12 ef | 13.47 c-g | 28.31 d-f | 338.28 c-e |
| | Cu 100 | 37.19 a | 221.58 b-e | 77.26 g | 133.24 f | 17.07 ab | 32.75 b-e | 426.38 ab |
| | Cu 500 | 18.31 ef | 221.86 b-e | 99.79 c-f | 131.72 f | 13.80 c-g | 32.30 c-e | 359.11 a-d |
| CV (%) | | 44.64 | 22.68 | 17.19 | 14.7 | 17.48 | 18.79 | 21.06 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. GSH: Glutación reducido. PF: Peso fresco. PS: Peso seco. CV: coeficiente de variación. Letras diferente en las columnas son significativamente diferente entre los tratamiento con base a la prueba de Fisher LSD ($p \leq 0.05$).

Compuestos enzimáticos en hoja y fruto de pimiento morrón

La actividad enzimática evaluadas en hojas, mostraron diferencias significativas en las variables GPX, PAL, CAT y APX y se muestra en la Tabla 7.

Los tratamientos en donde no hubo estrés salino, la aplicación de NPs de Se a 50 y NPs de Si a 200 mg L⁻¹ condujo en un aumento de la actividad en un 70% y 69% respectivamente comparada con el control en la variable GPX en las hojas. Mientras que a 25 mM de NaCl solo la dosis de NPs Si a 200 mg L⁻¹ mostro diferencias al incrementar el 34% en comparación con su tratamiento control 25. La aplicación de NPs de Se, Si y Cu en los tratamientos con 50 mM de NaCl, mostró un efecto positivo, en comparación con su respectivo control, siendo las NPs de Se a 10 mg L⁻¹ el mejor, al aumentar el 58%.

La actividad PAL en las hojas donde no hubo estrés y a 50 mM de NaCl, no se vio modificada por la aplicación de las NPs, al no observarse diferencias significativas con su respectivo control de cada tratamiento. Por otra parte a 25 mM de NaCl, las dosis de NPs de Cu independientemente de la concentración, disminuyeron la actividad con respecto a su control.

La actividad enzimática CAT de hojas, los tratamientos donde no hubo estrés salino, la aplicación de NPs no modificó la actividad de la enzima. Mientras que a 25 mM de NaCl, solo la aplicación de NPs de Si a 1000 mg L⁻¹ mostro diferencias al aumentar 315% la actividad enzimática comparada con su tratamiento control. En los tratamientos con 50 mM de NaCl en la única dosis de NPs que se observaron diferencias fue con la aplicación de NPs de Se a 10 mg L⁻¹ al aumentar un 123 % comparado con su respectivo control.

En la actividad enzimática APX de hoja, en los tratamientos donde no hubo estrés salino y con 50 mM de NaCl no se observó diferencias significativas con su respectivo control, al aplicar las NPs. Sin embargo a 25 mM de NaCl solo las NPs de Cu independientemente de la concentración mostraron diferencias al disminuir la actividad enzimática, comparada con su respectivo control.

Tabla 7. Compuestos enzimáticos de la hoja de pimiento

| Tratamientos | | GPX | PAL | CAT | APX |
|--------------|------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|
| NaCl(mM) | NPs mg L ⁻¹ | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) |
| 0 | Control | 27.13 i | 8.14 e-i | 38.88 ef | 144.74 bc |
| | Se 10 | 27.82 hi | 3.48 i | 35.03 f | 109.55 c-f |
| | Se 50 | 46.15 b-e | 12.91 b-f | 32.26 f | 111.55 c-e |
| | Si 200 | 45.86 c-e | 11.71 d-g | 38.49 ef | 93.12 c-f |
| | Si 1000 | 36.06 e-i | 14.38 b-e | 26.00 f | 89.26 c-f |
| | Cu 100 | 32.79 f-i | 9.95 e-i | 27.86 f | 99.32 c-f |
| | Cu 500 | 28.70 hi | 10.71 e-h | 32.17 f | 89.26 c-f |
| 25 | Control 25 | 41.77 e-g | 19.01 ab | 39.56 e-f | 186.67 ab |
| | Se 10 | 37.47 e-i | 18.27 a-c | 79.07 c-f | 129.71 b-d |
| | Se 50 | 46.58 b-e | 21.02 a | 91.33 c-e | 133.87 b-d |
| | Si 200 | 56.25 a-d | 22.13 a | 90.58 c-e | 213.92 a |
| | Si 1000 | 44.54 d-f | 17.95 a-d | 164.38 ab | 146.44 bc |
| | Cu 100 | 33.12 f-i | 12.02 c-g | 41-54 e-f | 68.48 d-f |
| | Cu 500 | 31.64 g-i | 6.91 f-i | 65.89 d-f | 43.80 f |
| 50 | Control 50 | 39.30 e-h | 7.39 f-i | 75.07 c-f | 50.91 ef |
| | Se 10 | 62.22 a | 8.04 e-i | 172.31 a | 62.51 ef |
| | Se 50 | 56.19 a-d | 5.97 g-i | 121.38 a-c | 105.03 c-f |
| | Si 200 | 56.00 a-d | 5.14 h-i | 112.21 b-d | 104.43 c-f |
| | Si 1000 | 56.87 a-c | 7.81 f-i | 110.00 c-d | 101.74 c-f |
| | Cu 100 | 57.45 a-c | 8.20 e-i | 122.22 a-c | 68.48 d-f |
| | Cu 500 | 57.81 ab | 8.18 e-i | 107.01 c-d | 103.28 c-f |
| CV (%) | | 21.31 | 45.41 | 55.41 | 49.00 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. GPX: Glutación peroxidasa. PAL: Fenilalanina amonio liasa. APX: Ascobato peroxidasa. CAT: Catalasa. TP: Total de proteínas. CV: Coeficiente de variación. Letras diferentes en la columna son significativamente diferentes entre los tratamientos con base a la prueba Fisher LSD ($p \leq 0.05$)

En los frutos de pimiento, los resultados de compuestos enzimáticos de GPX, PAL, CAT, APX mostraron diferencias significativas como puede verse en la Tabla 8.

En las enzimas GPX en los frutos, la aplicación de NPs mostró diferencias al disminuir los tratamientos donde no hubo estrés salino en comparación con el control. Mientras que a 25 mM de NaCl se observaron diferencias en las NPs Si

a 200 mg L⁻¹ y Cu con 100 y 500 mg L⁻¹, se obtuvo un aumento de 19%, 24% y 40% respectivamente con su tratamiento control. El tratamiento a 50 mM de NaCl en la aplicación de NPs de Si a 200 mg L⁻¹ y NPs de Se a 10 mg L⁻¹ se observó diferencias al aumentar un 32 y 14% respectivamente en comparación con su control.

Los tratamientos PAL en los frutos donde no hubo estrés salino, al aplicar las NPs de Cu a 100 y Se a 50 mg L⁻¹ se observó diferencias al disminuir el 72% y 90% respectivamente comparado con su control (Tabla 8). Mientras que para los tratamientos de 25 mM NaCl las NPs de Cu a 100 y 500 mg L⁻¹, mostro diferencias al aumentar la actividad de 74% y 82% respectivamente en comparación con el control. A 50 mM de NaCl solo se observó diferencia con la aplicación de NPs de Cu a 100 mg L⁻¹ que aumentó un 82 % la actividad en comparación con su respectivo control.

Para la catalasa de los frutos, los tratamientos donde no hubo estrés salino y a 50 mM de NaCl no se observaron diferencias significativas entre tratamientos. Mientras que a 25 mM de NaCl, solo se observó diferencias con la aplicación de NPs de Cu a 500 mg L⁻¹ que aumentó un 111% comparado con su respectivo control.

En la actividad de APX en fruto, donde no hubo estrés salino, se observó diferencias con la aplicación de NPs de Se a 50 y Cu a 500 mg L⁻¹ que disminuyó un 56% y 51% respectivamente, comparada con el control. Mientras que a 25 mM de NaCl las NPs de Si a 200 y Cu a 500 mg L⁻¹ fue diferente a su control, al aumentar un 76% y 82%. Sin embargo a 50 mM de NaCl las NPs no mostraron diferencias significativas con su control.

El selenio ejerce un poder antioxidante a través de la glutatión peroxidasa (Wang *et al.*, 2007), la facilidad de la NPs Se para penetrar la célula o tejidos, han permitido que sean capaces de inhibir la acumulación de ROS y proteger la actividad de GPX (Zhai *et al.*, 2017). La aplicación de 20 mg L⁻¹ de Se NPs, aumento la actividad de GPX en los frutos de tomate (Quiterio-Gutiérrez *et al.*, 2019). La aplicación de NPs de Se a 50 y Si a 200 mg L⁻¹ estimuló el contenido de GPX en la hojas, mientras que con estrés salino las NPs de Se, Si y Cu

estimularon la actividad de GPX, como defensa para disminuir el daño por salinidad. Zhu, *et al.*, (2004) mencionan que la resistencia al estrés salino se debe al aumento de GPX, APX, CAT que previenen el daño oxidativo de la membrana, causada por la salinidad y la aplicación de silicio aumenta el contenido de estos antioxidantes enzimáticos.

La catalasa es un antioxidante enzimático que descompone el H_2O_2 (Gebicka y Krych-Madej, 2019). Al nutrir la planta de canola (*Brassica napus* L.) con silicio en condiciones de estrés salino aumentaba la actividad enzimática de catalasa, además de que el silicio disminuye el contenido de Na^+ en la planta, lo que mejora la capacidad para eliminar el ROS (Hashemi, *et al.*, 2010). La aplicación de NPs de Si influyo en el aumento de CAT en la calabaza en condiciones de estrés salino de 120 mM de NaCl (Siddiqui *et al.*, 2014). Mientras que Hussein *et al.*, (2019) mostraron que la actividad de la CAT, en cultivares de maní, disminuyo con las NPs Se en suelo arenosos. Sin embargo en este trabajo las NPs de Se a 10 mg L^{-1} en 50 mM de NaCl aumentaron la actividad de la CAT de las hojas al igual que las NPs de Si como se mencionó anteriormente, de esta forma la catalasa controla el daño oxidativo producido por el estrés salino.

Tamez *et al.*, (2019), APX disminuyo un 40% en tejidos de raíz, en 50 mg k^{-1} de NPs de Cu en *Curcubita pepo*. En *Brassica juncea* L. en concentraciones de 200 - 500 mg L^{-1} NPs de CuO inhibe la cantidad de APX (Nair y Min, 2015). Esto coincide con los resultados que en ambas concentraciones de NPs de Cu disminuya la actividad de APX en las hojas. Por otra parte, el silicio aumento el APX en la hoja de pepino en condiciones de estrés salino de 50 mM de NaCl (Khoshgoftarmanesh *et al.*, 2014), esto se confirma con el trabajo de Wang *et al.*, (2011) que muestran que al agregar silicio en alfalfa, se aumentó la actividad de APX en hojas y raíz en condiciones de estrés salino. En la aplicación de NPs SiO_2 aumento la actividad de enzimas antioxidantes de APX en *Cucurbita pepo* L. con estrés salino a 120 mM de NaCl (Siddiqui *et al.*, 2014). Las NPs de Si aumenta la actividad de APX en 25 mM de NaCl en la planta de pimiento sin embargo a 50 mM no muestra diferencias esto puede deberse al alto estrés a la que se

sometió la planta de pimiento, ya que el efecto puede variar con la especie de la planta y la salinidad.

PAL es de importancia debido a que representa el paso fundamental en la biosíntesis de los fenólicos, al producir esqueletos de ácido *trans*-cinámico a partir de fenilalanina (Kováčik *et al.*, 2009). Cumplido-Nájera *et al.*, (2019) reportaron que la aplicación de dosis 250 de NPs Cu + 184 Silicato de potasio, la actividad de PAL en planta de tomate con *Clavibacter michiganensis*, se vio favorecida al aumentar un 200%, mientras que en el fruto aumento el 153%. En la aplicación de las NPs no mostro un efecto positivo para las hojas sin embargo en el fruto la aplicación de NPs de Cu aumentó en condiciones de estrés salino.

Tabla 8. Compuestos enzimáticos de la fruta de pimiento

| Tratamientos | | GPX | PAL | CAT | APX |
|--------------|------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|
| NaCl(mM) | NPs mg L ⁻¹ | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) | (U g ⁻¹ TP) |
| 0 | Control | 70.35 bc | 7.33 b-e | 47.80 a-e | 336.03 a-e |
| | Se 10 | 45.78 gh | 6.52 d-f | 26.38 d-f | 347.66 a-e |
| | Se 50 | 46.59 gh | 0.69 h | 23.10 ef | 147.82 g |
| | Si 200 | 54.59 e-g | 8.42 a-d | 43.30 b-f | 297.50 b-g |
| | Si 1000 | 57.04 d-f | 3.70 e-h | 29.10 c-f | 265.93 c-h |
| | Cu 100 | 48.03 f-h | 2.08 gh | 35.12 c-f | 224.12 e-h |
| | Cu 500 | 41.85 h | 3.47 e-h | 21.84 ef | 163.62 gh |
| 25 | Control 25 | 53.89 e-g | 6.52 d-f | 29.48 c-f | 229.13 d-h |
| | Se 10 | 47.86 f-h | 2.88 f-h | 22.38 ef | 248.21 d-h |
| | Se 50 | 51.49 f-h | 6.92c-f | 18.00 f | 233.67 d-h |
| | Si 200 | 64.53 cd | 6.80 c-f | 54.42 a-c | 401.67 a-c |
| | Si 1000 | 57.12 d-f | 10.06 a-d | 36.86 b-f | 191.68 f-h |
| | Cu 100 | 67.33 bc | 11.40 ab | 49.92 a-d | 303.67 b-f |
| | Cu 500 | 75.69 b | 11.89 a | 62.22 ab | 418.00 a-b |
| 50 | Control 50 | 65.61 cd | 6.11 d-g | 49.82 a-d | 363.05 a-d |
| | Se 10 | 75.45 b | 7.18 b-f | 36.04 b-f | 362.45 a-d |
| | Se 50 | 62.34 c-e | 7.03 b-f | 38.56 b-f | 304.20 b-f |
| | Si 200 | 87.22 a | 10.02 a-d | 72.68 a | 459.88 a |
| | Si 1000 | 69.34 bc | 7.03 b-f | 32.44 c-f | 318.03 b-f |
| | Cu 100 | 65.32 cd | 11.16 a-c | 45.92 b-e | 261.59 d-h |
| | Cu 500 | 67.29 bc | 6.99. b-f | 37.92 b-f | 304.36 b-f |
| CV (%) | | 12.82 | 51.08 | 54.55 | 39.77 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. GPX: Glutación peroxidasa. PAL: Fenilalanina amonio liasa. APX: Ascobato peroxidasa. CAT: Catalasa. TP: Total de proteínas. CV: coeficiente de variación. Letras diferentes en la columna son significativamente diferentes entre los tratamientos con base a la prueba Fisher LSD ($p \leq 0.05$)

Capacidad antioxidante en hoja y fruto de planta de pimiento

La capacidad antioxidante hidrofílico en hojas, donde no hubo estrés la aplicación de NPs de Si 1000 y Cu a 100 mg L⁻¹ se observó diferencia al aumentar la capacidad antioxidante en un 8 % y 7% respectivamente comparado con el control. Para los tratamientos a 25 mM de NaCl en las NPs que se observaron diferencias fue en las NPs de Se a 50 mg L⁻¹ que disminuyó un 5 %, mientras que las NPs de Si a 200 mg L⁻¹ aumento el 7% los compuestos hidrofílicos, comparada con su respectivo control. Mientras que a 50 mM de NaCl solo la dosis

de NPs de Cu a 500 mg L^{-1} mostró diferencias al aumentar, su capacidad antioxidante en comparación con su tratamiento control de salinidad.

Los compuestos lipofílicos en las hojas, al aplicar de NPs, no mostraron diferencias en los tratamientos de donde hubo estrés salino y con 50 mM de NaCl con su respectivo control de cada tratamiento. Mientras que a 25 mM de NaCl la aplicación de NPs de Si a 1000 mg L^{-1} fue la única dosis de NPs que mostro diferencias al disminuir un 10% en comparación con su respectivo control.

Para los resultados de capacidad antioxidante total (TCA) en las hojas, los tratamientos donde no hubo estrés salino solo se observó diferencias en la dosis de NPs de Cu a 100 mg L^{-1} que aumento 5% comparada con su respectivo control. Mientras que a 25 mM de NaCl la aplicación de NPs de Se a 50 y de Si 1000 mg L^{-1} mostraron diferencias al disminuir la capacidad antioxidante comparado con su respectivo control 25 . Para los tratamientos a 50 mM de NaCl no se observaron diferencias (Tabla 9).

Para el caso de los frutos la capacidad antioxidante de hidrofílicos donde no hubo estrés salinos y con 25 mM NaCl, las NPs no mostraron diferencias significativas en comparación con su respectivo control de cada tratamiento. Sin embargo con 50 mM NaCl y 500 mg L^{-1} de NPs Cu, mostró un aumento de 16% en comparación con su control.

En el contenido de antioxidantes lipofílicos de los frutos donde no hubo estrés salino y a 50 mM NaCl, la aplicación de NPs no mostraron diferencias significativas, comparadas con su respectivo control. Mientras que a 25 mM de NaCl, solo se observó diferencias en las NPs de Se a 50 mg L^{-1} , que aumentó un 19% en comparación con su respectivo control.

Los resultados de la capacidad antioxidante total (TCA) en los tratamientos donde no hubo estrés salino y a 25 mM de NaCl, las NPs no mostraron diferencias significativas. Mientras que a 50 mM de NaCl, se observaron diferencias en la dosis de NPs de Cu a 200 mg L^{-1} al aumentar 16% , en comparación con su control.

Las sustancias vegetales más importantes y naturales que muestran actividad antioxidante son carotenoides, flavonoides y fenólicos además de la vitaminas

(Arnao *et al.*, 2001). Según Dastmalchi *et al.*, (2011) la determinación de la capacidad antioxidante mediante ABTS es más precisa para los compuestos lipofílicos e hidrófilos. Antioxidantes lipofílicos están compuestos por carotenoide y vitamina E, que desempeñan un papel fundamental en el sistema de defensa (Dejian *et al.*, 2002), mientras que los hidrofílicos está compuesto por ácido ascórbico, glutatión, compuestos fenólicos, y flavonoides (Arnao *et al.*, 2001; Pandhair y Sekhon, 2006). En trabajos de tomate Quiterio-Gutiérrez *et al.*, (2019) los compuestos hidrofílico presentaron la mayor capacidad antioxidante, con el tratamiento altas dosis de NPs selenio y Cu, y en lipofílicos, el mayor contenido se encontró en altas concentraciones de selenio y bajas de cobre. Mientras que López-Vargas *et al.*, (2018) menciona que se obtienen una mayor capacidad antioxidante al aplicar 50 y 125 mg L⁻¹ NPs Cu obteniendo un aumento de 8.18 % y 6.49% respectivamente en el fruto de tomate. Hernández-Fuentes *et al.* (2017) mencionan que los frutos de tomate con NaCl afecto negativamente el ABTS y la aplicación de NPs Cu pueden aumentar la capacidad antioxidante en algunos puntos de almacenamiento del fruto. Con una dosis adecuada de NPs se puede tener una capacidad antioxidante para inhibir el contenido de ROS en la célula, mientras que en exceso puede producir una citotoxicidad (Zhai *et al.*, 2017). La capacidad antioxidante, también puede depender del microambiente en que se encuentra el compuesto, ya que interactúan entre sí, pudiendo producirse efectos sinérgicos o inhibitorios y pueden presentar inconvenientes, como la adaptabilidad en respuesta al aumento del estrés oxidativo (Kuskoski *et al.*, 2005). Las dosis de NPs de Si a 1000 y Cu a 100 modificaron el contenido de fenoles totales y como resultado la capacidad antioxidante en hidrofílicos en las hojas.

Tabla 9. Capacidad antioxidante ABTS en hoja y fruto de pimiento morrón

| Tratamientos | | Equivalente de ácido ascórbico en $\mu\text{mol g}^{-1}$ de peso seco | | | | | |
|--------------|------------------------|---|------------|-----------|-------------|------------|-----------|
| | | Hojas | | | Frutos | | |
| NaCl (mM) | NPs mg L^{-1} | Hidrofílico | Lipofílico | TCA | Hidrofílico | Lipofílico | TCA |
| 0 | Control | 60.40 gh | 30.43 c-f | 90.83 g-i | 64.78 a-c | 27.21 c | 92.00c-f |
| | Se 10 | 59.46 h | 30.06 c-f | 89.51 i | 68.53 a | 26.06 c | 97.59 a-d |
| | Se 50 | 63.97 d-g | 28.79 ef | 92.76 e-i | 68.14 a | 30.17 bc | 98.30 a-d |
| | Si 200 | 62.28 e-h | 28.24 f | 90.52 h-i | 68.37 a | 28.48 c | 96.85 a-e |
| | Si 1000 | 65.50 b-f | 29.93 d-f | 95.42 b-h | 66.55 a | 28.26 c | 94.82 a-f |
| | Cu 100 | 64.65 c-f | 31.17 a-e | 95.82 b-f | 63.39a-d | 27.71 c | 91.10 d-f |
| | Cu 500 | 60.49 gh | 30.74 b-f | 91.23 f-i | 63.91 a-c | 30.95 a-c | 94.87 a-f |
| 25 | Control 25 | 68.14 bc | 31.54 a-d | 99.67 ab | 65.81 ab | 29.67 bc | 95.50 a-f |
| | Se 10 | 66.05 b-e | 31.54 a-d | 97.59 b-e | 69.06 a | 30.30 bc | 99.36 a-c |
| | Se 50 | 64.15 d-g | 29.72 d-f | 93.87 d-i | 66.81 a | 35.36 a | 102.18 a |
| | Si 200 | 73.12 a | 30.06 c-f | 103.18 a | 67.32 a | 31.04 a-c | 98.35 a-d |
| | Si 1000 | 65.84 b-f | 28.34 f | 94.19 d-i | 67.53 a | 29.90 bc | 97.43 a.d |
| | Cu 100 | 65.08 c-f | 33.15 ab | 98.22 b-d | 64.71 a-c | 31.96 a-c | 96.67 a-e |
| | Cu 500 | 65.31 b-f | 29.88 d-f | 95.19 b-h | 68.27 a | 31.03 a-c | 99.30 a-c |
| 50 | Control 50 | 64.31 c-g | 31.35 a-e | 95.66 b-g | 58.08 cd | 29.77 bc | 87.85 f |
| | Se 10 | 64.23 c-g | 32.59 a-c | 96.82 b-e | 56.92 d | 31.54 a-c | 88.46 f |
| | Se 50 | 63.10 e-h | 31.96 a-d | 95.06 b-h | 59.17 b-d | 29.98 bc | 89.14 ef |
| | Si 200 | 62.09 f-h | 33.38 a | 95.48 b-g | 63.54 a-d | 30.03 bc | 93.58 c-f |
| | Si 1000 | 63.57 d-g | 31.06 a-f | 94.63 c-h | 63.99 a-c | 30.74 a-c | 94.74 a-f |
| | Cu 100 | 67.42 b-d | 30.51 c-f | 97.93 b-d | 63.07 a-d | 30.72 a-c | 93.79 b-f |
| | Cu 500 | 69.14 b | 30.06 c-f | 99.20 a-c | 67.55 a | 34.39 ab | 101.94 ab |
| CV (%) | | 4.84 | 6.81 | 4.11 | 8.27 | 12.45 | 6.8 |

Control: Sin NPs. Control 25: Sin NPs y con 25 mM de NaCl. Control 50: Sin NPs y con 50 mM de NaCl. TCA: capacidad antioxidante total. CV: coeficiente de variación. Letras diferentes en la columna son significativamente diferentes entre los tratamientos con base a la prueba Fisher LSD ($p \leq 0.05$)

CONCLUSIONES

En plantas sin estrés salino las Nanopartícula de silicio en dosis altas pueden generar un estrés, mientras que en una dosis baja aumenta la firmeza en el fruto. Las diferentes NPs de selenio, silicio y cobre mostraron un efecto positivo en la fruta al disminuir el ORP, y al aumentar la concentración de vitaminas C en condiciones de alto estrés salino lo cual resulta un fruto con mejor calidad nutracéutica.

En condiciones de estrés salino (50 mM de NaCl) la aplicación de NPs de selenio silicio y cobre aumento la actividad enzimática GPX, CAT, por lo que puede controlar el daño oxidativo y aumentara la resistencia al estrés salino en la planta. El estrés salino afecto el rendimiento ya que el fruto a pesar de no mostrar diferencias en la cantidad por planta, si disminuyo el peso conforme aumenta el estrés salino lo mismo sucedió con el crecimiento de la planta que fue afectada por la salinidad, esto debido a la falta de agua.

El estrés salino afecta la nutrición, por lo que se sugiere realizar estudios del contenido de minerales en hoja y fruto para conocer la deficiencia y como influyeron las NPs en la nutrición.

BIBLIOGRAFIA

- Agati, G., Brunetti, C., Di Ferdinando, M., Ferrini, F., Pollastri, S., & Tattini, M. (2013). Functional roles of flavonoids in photoprotection: New evidence, lessons from the past. *Plant Physiology and Biochemistry*, 72, 35–45. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2013.03.014>
- Ali, S. H., & Ali, S. A. (2019). *Nanotechnology Is the Potential Cause of Phytotoxicity*. 3(1), 1–6. <https://doi.org/10.11648/j.jb.20190301.11>
- Amah, D., Alamu, E., Adesokan, M., van Biljon, A., Maziya-dixon, B., Swennen, R., & Labuschagne, M. (2019). Variability of carotenoids in a Musa germplasm collection and implications for provitamin A biofortification. *Food Chemistry: X*, 2, 100024. <https://doi.org/10.1016/J.FOCHX.2019.100024>
- Anthon, G. E., & Barrett, D. M. (2011). *Changes in pH , acids , sugars and other quality parameters during extended vine holding of ripe processing tomatoes*. (March), 1175–1181. <https://doi.org/10.1002/jsfa.4312>
- Arnao, M. B., Cano, A., & Acosta, M. (2001). Analytical, Nutritional and Clinical Methods Section The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chemistry*, 73(2), 239–244.
- Arvouet-Grand, A., Vennat, B., Pourrat, A., & Legret, P. (1994). Standardization of propolis extract and identification of principal constituents. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 49(6), 462–468. Retrieved from <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7884635>
- Astaneh, R. K., Bolandnazar, S., Nahandi, F. Z., & Oustan, S. (2019). Effects of selenium on enzymatic changes and productivity of garlic under salinity stress. *South African Journal of Botany*, 121, 447–455. <https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2018.10.037>
- Avestan, Ghasemnezhad, Esfahani, & Byrt. (2019). Application of Nano-Silicon Dioxide Improves Salt Stress Tolerance in Strawberry Plants. *Agronomy*, 9(5), 246. <https://doi.org/10.3390/agronomy9050246>
- Bae, H., Jayaprakasha, G. K., Crosby, K., Yoo, K. S., Leskovar, D. I., Jifon, J., & Patil, B. S. (2014). Ascorbic acid, capsaicinoid, and flavonoid aglycone concentrations as a function of fruit maturity stage in greenhouse-grown peppers. *Journal of Food Composition and Analysis*, 33(2), 195–202. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2013.11.009>
- Baenas, N., Belović, M., Ilic, N., Moreno, D. A., & García-Viguera, C. (2019). Industrial use of pepper (*Capsicum annum* L.) derived products: Technological benefits and biological advantages. *Food Chemistry*, 274, 872–885. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2018.09.047>

- Borm, P., Klaessig, F. C., Landry, T. D., Moudgil, B., Pauluhn, J., Thomas, K., ... Wood, S. (2006). Research Strategies for Safety Evaluation of Nanomaterials, Part V: Role of Dissolution in Biological Fate and Effects of Nanoscale Particles. *Toxicological Sciences*, 90(1), 23–32. <https://doi.org/10.1093/toxsci/kfj084>
- Bosland, P. W., & Votava, E. J. E. J. (2012). *Peppers: vegetable and spice capsicums*. CABI.
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1–2), 248–254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3)
- Brewer, M. S. (2011). Natural Antioxidants: Sources, Compounds, Mechanisms of Action, and Potential Applications. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 10(4), 221–247. <https://doi.org/10.1111/j.1541-4337.2011.00156.x>
- Burman, U., & Kumar, P. (2017). Plant Response to Engineered Nanoparticles. *Nanomaterials in Plants, Algae, and Microorganisms*, 1, 103–118. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811487-2.00005-0>
- Cadenas-Pliego, G., Pérez-Alvarez, M., Ávila, O., Sierra-Ávila, R., Ortega-Ortiz, H., Betancourt-Galindo, R., ... Palacios Mireles, I. M. (2013). Proceso de Síntesis de Nanopartículas Metálicas Mediante el Uso de Moléculas Bi-Funcionales. *Título de Patente No. 358351*.
- Cao, H., Wang, J., Dong, X., Han, Y., Ma, Q., Ding, Y., ... Deng, X. (2015). Carotenoid accumulation affects redox status, starch metabolism, and flavonoid/anthocyanin accumulation in citrus. *BMC Plant Biology*, 15(1), 27. <https://doi.org/10.1186/s12870-015-0426-4>
- Carvalho, A. V., de Andrade Mattietto, R., de Oliveira Rios, A., de Almeida Maciel, R., Moresco, K. S., & de Souza Oliveira, T. C. (2015). Bioactive compounds and antioxidant activity of pepper (*Capsicum* sp.) genotypes. *Journal of Food Science and Technology*, 52(11), 7457–7464. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-1833-0>
- Chhipa, H. (2019). Applications of nanotechnology in agriculture. *Methods in Microbiology*, 46, 115–142. <https://doi.org/10.1016/BS.MIM.2019.01.002>
- Coskun, D., Britto, D. T., Huynh, W. Q., & Kronzucker, H. J. (2016). The Role of Silicon in Higher Plants under Salinity and Drought Stress. *Frontiers in Plant Science*, 7, 1072. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.01072>
- Coskun, D., Deshmukh, R., Sonah, H., Menzies, J. G., Reynolds, O., Ma, J. F., ... Bélanger, R. R. (2019). The controversies of silicon's role in plant biology. *New Phytologist*, 221(1), 67–85. <https://doi.org/10.1111/nph.15343>

- Cumplido-Nájera, C. F., González-Morales, S., Ortega-Ortíz, H., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., & Juárez-Maldonado, A. (2019). The application of copper nanoparticles and potassium silicate stimulate the tolerance to *Clavibacter michiganensis* in tomato plants. *Scientia Horticulturae*, *245*, 82–89. <https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2018.10.007>
- Da Costa, M. V. J., & Sharma, P. K. (2016). Effect of copper oxide nanoparticles on growth, morphology, photosynthesis, and antioxidant response in *Oryza sativa*. *Photosynthetica*, *54*(1), 110–119. <https://doi.org/10.1007/s11099-015-0167-5>
- Dastmalchi, K., Flores, G., Petrova, V., Pedraza-Peñalosa, P., & Kennelly, E. J. (2011). Edible neotropical blueberries: Antioxidant and compositional fingerprint analysis. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *59*(7), 3020–3026. <https://doi.org/10.1021/jf200367j>
- Deepa, N., Kaur, C., George, B., Singh, B., & Kapoor, H. C. (2007). Antioxidant constituents in some sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes during maturity. *LWT*, *40*, 121–129. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.016>
- Dejian Huang, Boxin Ou, *, Maureen Hampsch-Woodill, Judith A. Flanagan, and, & Deemer, E. K. (2002). *Development and Validation of Oxygen Radical Absorbance Capacity Assay for Lipophilic Antioxidants Using Randomly Methylated β -Cyclodextrin as the Solubility Enhancer*. <https://doi.org/10.1021/JF0113732>
- DHINDSA, R. S., Plumb-Dhindsa, P., & Thorpe, T. A. (1981). Leaf Senescence: Correlated with Increased Levels of Membrane Permeability and Lipid Peroxidation, and Decreased Levels of Superoxide Dismutase and Catalase. *Journal of Experimental Botany*, *32*(1), 93–101. <https://doi.org/10.1093/jxb/32.1.93>
- Dietz, K.-J., & Herth, S. (2012). Erratum to: “Plant nanotoxicology” [Trends in Plant Sciences 16 (2011) 582–589]. *Trends in Plant Science*, *17*, 180. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2012.01.011>
- Djanaguiraman, M., Devi, D. D., Shanker, A. K., Sheeba, J. A., & Bangarusamy, U. (2005). Selenium – an antioxidative protectant in soybean during senescence. *Plant and Soil*, *272*(1–2), 77–86. <https://doi.org/10.1007/s11104-004-4039-1>
- Domokos-Szabolcsy, E., Marton, L., Sztrik, A., Babka, B., Prokisch, J., & Fari, M. (2012). Accumulation of red elemental selenium nanoparticles and their biological effects in *Nicotinia tabacum*. *Plant Growth Regulation*, *68*(3), 525–531. <https://doi.org/10.1007/s10725-012-9735-x>
- El-Ramady, H. R., Domokos-Szabolcsy, É., Shalaby, T. A., Prokisch, J., & Fári, M. (2015). *Selenium in Agriculture: Water, Air, Soil, Plants, Food, Animals and Nanoselenium*. https://doi.org/10.1007/978-3-319-11906-9_5

- Epstein, E. (1994). *The anomaly of silicon in plant biology* (Vol. 91). Retrieved from <https://www.pnas.org/content/pnas/91/1/11.full.pdf>
- Etesami, H. (2018). Can interaction between silicon and plant growth promoting rhizobacteria benefit in alleviating abiotic and biotic stresses in crop plants? *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 253(November 2017), 98–112. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.11.007>
- Exley, C. (2015). A possible mechanism of biological silicification in plants. *Frontiers in Plant Science*, 6, 853. <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00853>
- FAO. (2019). Suelos afectados por salinidad | Portal de Suelos de la FAO | Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Retrieved June 21, 2019, from <http://www.fao.org/soils-portal/soil-management/manejo-de-suelos-problematicos/suelos-afectados-por-salinidad/es/>
- FAOSTAT. (2017). Retrieved May 13, 2019, from <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>
- Farhangi-Abriz, S., & Torabian, S. (2018). Nano-silicon alters antioxidant activities of soybean seedlings under salt toxicity. *Protoplasma*, 255(3), 953–962. <https://doi.org/10.1007/s00709-017-1202-0>
- Ferdinando, M. Di, Brunetti, C., & Fini, A. (2016). Flavonoids as antioxidantes in plants under abiotic stresses. *Abiotic Stress Responses in Plants*, 159–176. <https://doi.org/10.1002/9783527694570>
- Filho, J. S. de M., Silva, T. I. da, Leal, Y. H., Basilio, A. G. S., Vêras, M. L. M., & Dias, T. J. (2019). Effect of Preharvest Application of Silicon and Saline Water on Postharvest Quality of Beet (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Experimental Agriculture International*, 32(6), 1–9. <https://doi.org/10.9734/jeai/2019/v32i630122>
- Flohé, L., & Günzler, W. A. (1984). [12] Assays of glutathione peroxidase. *Methods in Enzymology*, 105, 114–120. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(84\)05015-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(84)05015-1)
- Fordyce, F. M. (2013). *Selenium deficiency and toxicity in the environment* (In Essenti). <https://doi.org/10.1007/978-94-007-4375-5>
- Foyer, C. H., & Shigeoka, S. (2011). Understanding oxidative stress and antioxidant functions to enhance photosynthesis. *Plant Physiology*, 155(1), 93–100. <https://doi.org/10.1104/pp.110.166181>
- Galeas, M. L., Pilon-Smits, E. A. H., Wegner, M., Freeman, J. L., & Zhang, L. H. (2006). Seasonal fluctuations of selenium and sulfur accumulation in selenium hyperaccumulators and related nonaccumulators. *New Phytologist*, 173(3), 517–525. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2006.01943.x>

- Garcia, L., Welchen, E., & Gonzalez, D. H. (2014). Mitochondria and copper homeostasis in plants. *Mitochondrion*, 19, 269–274. <https://doi.org/10.1016/J.MITO.2014.02.011>
- Gebicka, L., & Krych-Madej, J. (2019). The role of catalases in the prevention/promotion of oxidative stress. *Journal of Inorganic Biochemistry*, 197, 110699. <https://doi.org/10.1016/J.JINORGBIO.2019.110699>
- Ghadakchi asl, A., Mozafari, A. akbar, & Ghaderi, N. (2019). Iron nanoparticles and potassium silicate interaction effect on salt-stressed grape cuttings under in vitro conditions: a morphophysiological and biochemical evaluation. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*, 1–9. <https://doi.org/10.1007/s11627-019-09988-0>
- Golubkina, N. ., Folmanis, G. E., Tananaev, I. G., Krivenkov, L. ., Kosheleva, O. V, & Soldatenko, A. . (2017). Comparative Evaluation of Spinach Biofortification with Selenium Nanoparticles and Ionic Forms of the Element. *Nanotechnologies in Russia*, 12(9–10), 569–576. <https://doi.org/10.1134/S1995078017050032>
- Guerriero, G., Hausman, J.-F., & Legay, S. (2016). Silicon and the Plant Extracellular Matrix. *Frontiers in Plant Science*, 7, 463. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00463>
- Guil-Guerrero, J. L., Martínez-Guirado, C., Del Mar Reboloso-Fuentes, M., & Carrique-Pérez, A. (2006). Nutrient composition and antioxidant activity of 10 pepper (*Capsicum annuum*) varieties. *European Food Research and Technology*, 224(1), 1–9. <https://doi.org/10.1007/s00217-006-0281-5>
- Guzmán-Murillo, M. A., Ascencio, F., & Larrinaga-Mayoral, J. A. (2013). Germination and ROS detoxification in bell pepper (*Capsicum annuum* L.) under NaCl stress and treatment with microalgae extracts. *Protoplasma*, 250(1), 33–42. <https://doi.org/10.1007/s00709-011-0369-z>
- Haddad, C., Arkoun, M., Jamois, F., Schwarzenberg, A., Yvin, J.-C., Etienne, P., & Laîné, P. (2018). Silicon Promotes Growth of *Brassica napus* L. and Delays Leaf Senescence Induced by Nitrogen Starvation. *Frontiers in Plant Science*, 9, 516. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00516>
- Hameed, A., Sharma, I., Kumar, A., Azooz, M., & Ahmad Lone, H. (2014). Glutathione Metabolism in Plants under Environmental Stress. *Oxidative Damage to Plants*, 183–200. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-799963-0.00006-X>
- Hänsch, R., & Mendel, R. R. (2009). Physiological functions of mineral micronutrients (Cu, Zn, Mn, Fe, Ni, Mo, B, Cl). *Current Opinion in Plant Biology*, 12(3), 259–266. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2009.05.006>
- Hao, Z., Wang, X., Zong, Y., Wen, S., Cheng, Y., & Li, H. (2019). Enzymatic

- activity and functional analysis under multiple abiotic stress conditions of a dehydroascorbate reductase gene derived from *Liriodendron Chinense*. *Environmental and Experimental Botany*, 103850. <https://doi.org/10.1016/J.ENVEXPBOT.2019.103850>
- Hasanuzzaman, M., & Fujita, M. (2011). Selenium pretreatment upregulates the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system and confers enhanced tolerance to drought stress in rapeseed seedlings. *Biological Trace Element Research*, 143(3), 1758–1776. <https://doi.org/10.1007/s12011-011-8998-9>
- Hasanuzzaman, M., Hossain, M. A., & Fujita, M. (2011). Selenium-induced up-regulation of the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system reduces salinity-induced damage in rapeseed seedlings. *Biological Trace Element Research*, 143(3), 1704–1721. <https://doi.org/10.1007/s12011-011-8958-4>
- Hasanuzzaman, M., Nahar, K., Anee, T. I., & Fujita, M. (2017). Glutathione in plants: biosynthesis and physiological role in environmental stress tolerance. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 23(2), 249–268. <https://doi.org/10.1007/s12298-017-0422-2>
- Hashemi, A., Abdolzadeh, A., & Sadeghipour, H. R. (2010). Beneficial effects of silicon nutrition in alleviating salinity stress in hydroponically grown canola, *Brassica napus* L., plants. *Soil Science and Plant Nutrition*, 56(2), 244–253. <https://doi.org/10.1111/j.1747-0765.2009.00443.x>
- Haynes, R. J. (2019). What effect does liming have on silicon availability in agricultural soils? *Geoderma*, 337, 375–383. <https://doi.org/10.1016/J.GEODERMA.2018.09.026>
- He, X., Deng, H., & Hwang, H. (2018). ScienceDirect The current application of nanotechnology in food and agriculture. *Journal of Food and Drug Analysis*, (xxxx). <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2018.12.002>
- Hernández-Fuentes, A., López-Vargas, E., Pinedo-Espinoza, J., Campos-Montiel, R., Valdés-Reyna, J., & Juárez-Maldonado, A. (2017). Postharvest Behavior of Bioactive Compounds in Tomato Fruits Treated with Cu Nanoparticles and NaCl Stress. *Applied Sciences*, 7(10), 980. <https://doi.org/10.3390/app7100980>
- Hernández-Hernández, H., González-Morales, S., Benavides-Mendoza, A., Ortega-Ortiz, H., Cadenas-Pliego, G., & Juárez-Maldonado, A. (2018). Effects of chitosan–PVA and Cu nanoparticles on the growth and antioxidant capacity of tomato under saline stress. *Molecules*, 23(1). <https://doi.org/10.3390/molecules23010178>
- Hornero-Méndez, & Mínguez-Mosquera. (2001). *Rapid Spectrophotometric Determination of Red and Yellow Isochromic Carotenoid Fractions in Paprika*

and Red Pepper. 3584–3588.

- Houimli, S. I. M., Denden, M., & Mouhandes, B. D. (2010). Effects of 24-epibrassinolide on growth, chlorophyll, electrolyte leakage and proline by pepper plants under NaCl-stress. *EurAsian Journal of Biosciences*, (January 2010), 96–104. <https://doi.org/10.5053/ejobios.2010.4.0.12>
- Howard, L. R., Smith, R. T., Wagner, A. B., Villalon, B., & Burns, E. E. (1994). Provitamin A and Ascorbic Acid Content of Fresh Pepper Cultivars (*Capsicum annuum*) and Processed Jalapeños. *Journal of Food Science*, 59(2), 362–365. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1994.tb06967.x>
- Hussein, H. A. A., Darwesh, O. M., & Mekki, B. B. (2019). Environmentally friendly nano-selenium to improve antioxidant system and growth of groundnut cultivars under sandy soil conditions. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 18(March), 101080. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.101080>
- Ighodaro, O. M., & Akinloye, O. A. (2018). First line defence antioxidants-superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX): Their fundamental role in the entire antioxidant defence grid. *Alexandria Journal of Medicine*, 54(4), 287–293. <https://doi.org/10.1016/j.ajme.2017.09.001>
- Jian-Kang, Z. (2003). Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Current Opinion in Plant Biology*, 6(5), 441–445. [https://doi.org/10.1016/S1369-5266\(03\)00085-2](https://doi.org/10.1016/S1369-5266(03)00085-2)
- Juárez-Maldonado, A., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., & Perez-Labranda, F. (2016). Cu Nanoparticles absorbed on chitosan hydrogels positively alter morphological, production, and quality characteristics of tomato. *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 89. <https://doi.org/10.5073/JABFQ.2016.089.023>
- Kalteh, M., Alipour, Z. T., Ashraf, S., Marashi Aliabadi, M., & Falah Nosratabadi, A. (2018). Effect of silica Nanoparticles on Basil (*Ocimum basilicum*) Under Salinity Stress. *Journal of Chemical Health Risks*, 4(3). <https://doi.org/10.22034/JCHR.2018.544075>
- Kang, Y.-R., Park, J., Jung, S. K., & Chang, Y. H. (2018). Synthesis, characterization, and functional properties of chlorophylls, pheophytins, and Zn-pheophytins. *Food Chemistry*, 245, 943–950. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2017.11.079>
- Khoshgoftarmanesh, A. H., Khodarahmi, S., & Haghghi, M. (2014). Effect of silicon nutrition on lipid peroxidation and antioxidant response of cucumber plants exposed to salinity stress. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 60(5), 639–653. <https://doi.org/10.1080/03650340.2013.822487>

- Kim, Y.-H., Khan, A. L., Waqas, M., & Lee, I.-J. (2017). Silicon Regulates Antioxidant Activities of Crop Plants under Abiotic-Induced Oxidative Stress: A Review. *Frontiers in Plant Science*, 8, 510. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00510>
- Kolbert, Z., Molnár, Feigl, G., & Van Hoewyk, D. (2019). Plant selenium toxicity: Proteome in the crosshairs. *Journal of Plant Physiology*, 232(November 2018), 291–300. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2018.11.003>
- Komenda, J., & Sobotka, R. (2019). Chlorophyll-binding subunits of photosystem I and II: Biosynthesis, chlorophyll incorporation and assembly. *Advances in Botanical Research*. <https://doi.org/10.1016/BS.ABR.2019.02.001>
- Kong, H., Yang, J., Zhang, Y., Fang, Y., Nishinari, K., & Phillips, G. O. (2014). Synthesis and antioxidant properties of gum arabic-stabilized selenium nanoparticles. *International Journal of Biological Macromolecules*, 65, 155–162. <https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2014.01.011>
- Kong, J. Q. (2015). Phenylalanine ammonia-lyase, a key component used for phenylpropanoids production by metabolic engineering. *RSC Advances*, 5(77), 62587–62603. <https://doi.org/10.1039/c5ra08196c>
- Kováčik, J., Klejdus, B., Hedbavny, J., Štork, F., & Bačkor, M. (2009). Comparison of cadmium and copper effect on phenolic metabolism, mineral nutrients and stress-related parameters in *Matricaria chamomilla* plants. *Plant and Soil*, 320(1–2), 231–242. <https://doi.org/10.1007/s11104-009-9889-0>
- Kurunc, A., Unlukara, A., & Cemek, B. (2011). Salinity and drought affect yield response of bell pepper similarly. *Acta Agriculturae Scandinavica Section B: Soil and Plant Science*, 61(6), 514–522. <https://doi.org/10.1080/09064710.2010.513691>
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antocianicos. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 24(4), 691–693. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612004000400036>
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 25(4), 726–732. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612005000400016>
- Le, V. N., Rui, Y., Gui, X., Li, X., Liu, S., & Han, Y. (2014). Uptake, transport, distribution and Bio-effects of SiO₂ nanoparticles in Bt-transgenic cotton. *Journal of Nanobiotechnology*, 12(1), 50. <https://doi.org/10.1186/s12951-014-0050-8>
- Lee, W. M., An, Y.-J., Yoon, H., & Kweon, H.-S. (2008). Toxicity and Bioavailability of Copper Nanoparticles To the Terrestrial Plants Mung Bean (*Phaseolus*

- Radiatus) and Wheat. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 27(9), 1915–1921. <https://doi.org/10.1897/07-481.1>
- Lei, B., Liu, W., Li, K., Zhang, Y., Wang, J., Fang, H., ... TONG, Y. (2018). The positive function of selenium supplementation on reducing nitrate accumulation in hydroponic lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Journal of Integrative Agriculture*, 17(4), 837–846. [https://doi.org/10.1016/s2095-3119\(17\)61759-3](https://doi.org/10.1016/s2095-3119(17)61759-3)
- Loizzo, M. R., Pugliese, A., Bonesi, M., Menichini, F., & Tundis, R. (2015). Evaluation of chemical profile and antioxidant activity of twenty cultivars from *Capsicum annuum*, *Capsicum baccatum*, *Capsicum chacoense* and *Capsicum chinense*: A comparison between fresh and processed peppers. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 623–631. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.042>
- López-Vargas, E., Ortega-Ortíz, H., Cadenas-Pliego, G., de Alba Romenus, K., Cabrera de la Fuente, M., Benavides-Mendoza, A., & Juárez-Maldonado, A. (2018). Foliar Application of Copper Nanoparticles Increases the Fruit Quality and the Content of Bioactive Compounds in Tomatoes. *Applied Sciences*, 8(7), 1020. <https://doi.org/10.3390/app8071020>
- Ma Feng, J. (2004). Role of silicon in enhancing the resistance of plants to biotic and abiotic stresses. *Soil Science and Plant Nutrition*, 50(1), 11–18.
- Malandrakis, A. A., Kavroulakis, N., & Chrysikopoulos, C. V. (2019). Use of copper, silver and zinc nanoparticles against foliar and soil-borne plant pathogens. *Science of The Total Environment*, 670, 292–299. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2019.03.210>
- Manna, I., & Bandyopadhyay, M. (2019). A review on the biotechnological aspects of utilizing engineered nanoparticles as delivery systems in plants. *Plant Gene*, 17, 100167. <https://doi.org/10.1016/J.PLGENE.2018.100167>
- Markovich, O., Steiner, E., Kouřil, Š., Tarkowski, P., Aharoni, A., & Elbaum, R. (2017). Silicon promotes cytokinin biosynthesis and delays senescence in *Arabidopsis* and *Sorghum*. *Plant, Cell & Environment*, 40(7), 1189–1196. <https://doi.org/10.1111/pce.12913>
- Méndez-Argüello, B., Mendoza-Mendoza, E., Vera-Reyes, I., García-Cerda, L. A., Puente-Urbina, B. A., & Lira-Saldívar, R. H. (2008). Nova scientia : revista de investigación de la Universidad de la Salle Bajío. In *Nova scientia* (Vol. 8). Retrieved from http://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S2007-07052016000200140&script=sci_arttext&tlng=en
- Mittler, R. (2002). Oxidative stress , antioxidants and. *Trends in Plant Science*, 7(9), 405–410.
- Morales-Espinoza, M. C., Cadenas-Pliego, G., Pérez-Alvarez, M., Hernández-Fuentes, A. D., Cabrera de la Fuente, M., Benavides-Mendoza, A., ... Juárez-

- Maldonado, A. (2019). Se Nanoparticles Induce Changes in the Growth, Antioxidant Responses, and Fruit Quality of Tomato Developed under NaCl Stress. *Molecules*, *24*(17), 3030. <https://doi.org/10.3390/molecules24173030>
- Mortimer, M., Kasemets, K., & Kahru, A. (2010). Toxicity of ZnO and CuO nanoparticles to ciliated protozoa *Tetrahymena thermophila*. *Toxicology*, *269*(2–3), 182–189. <https://doi.org/10.1016/J.TOX.2009.07.007>
- Munns, R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and Environment*, *25*(2), 239–250. <https://doi.org/10.1046/j.0016-8025.2001.00808.x>
- Munns, R., James, R. A., & Läuchli, A. (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, *57*(5), 1025–1043. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj100>
- Nagata, M., & Yamashita, I. (1992). Simple method for simultaneous determination of chlorophyll and carotenoids in tomato fruit. *J. Jpn. Soc. Food Sci. Technol. Shokuhin Kagaku Kogaku Kaishi*, *39*(10), 925–928. <https://doi.org/10.3136/nskkk1962.39.925>
- Nair, P. M. G., & Min, I. (2015). Ecotoxicology and Environmental Safety Study on the correlation between copper oxide nanoparticles induced growth suppression and enhanced lignification in Indian mustard (*Brassica juncea* L.). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *113*, 302–313. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2014.12.013>
- Nakano, Y., & Asada, K. (1987). Purification of Ascorbate Peroxidase in Spinach Chloroplasts; Its Inactivation in Ascorbate-Depleted Medium and Reactivation by Monodehydroascorbate Radical. *Plant and Cell Physiology*, *28*(1), 131–140. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a077268>
- Nawaz, F., Ashraf, M. Y., Ahmad, R., Waraich, E. A., & Shabbir, R. N. (2014). Selenium (Se) Regulates Seedling Growth in Wheat under Drought Stress. *Advances in Chemistry*, *2014*, 1–7. <https://doi.org/10.1155/2014/143567>
- Nazir, F., Hussain, A., & Fariduddin, Q. (2019). Hydrogen peroxide modulate photosynthesis and antioxidant systems in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants under copper stress. *Chemosphere*. <https://doi.org/10.1016/J.CHEMOSPHERE.2019.05.001>
- Nisar, N., Li, L., Lu, S., Khin, N. C., & Pogson, B. J. (2015). Carotenoid Metabolism in Plants. *Molecular Plant*, *8*(1), 68–82. <https://doi.org/10.1016/J.MOLP.2014.12.007>
- Padayatt, S. J., Daruwala, R., Wang, Y., Eck, P. K., Song, J., Koh, W. S., & Levine, M. (2001). *Vitamin C: from molecular actions to optimum intake*.
- Pandhair, V., & Sekhon, B. S. (2006). Reactive oxygen species and antioxidants in plants: An overview. *Journal of Plant Biochemistry and Biotechnology*,

15(2), 71–78. <https://doi.org/10.1007/BF03321907>

- Parra, T. S. (2016). Cloruro/ Aniones y Sodio/Cationes en soluciones nutritivas y composicion mineral de cultivares de tomate. *Terra Latinoamericana*, 219–227.
- Pinedo-Guerrero, Z. H., Hernández-Fuentes, A. D., Ortega-Ortiz, H., Benavides-Mendoza, A., Cadenas-Pliego, G., & Juárez-Maldonado, A. (2017). Cu Nanoparticles in Hydrogels of Chitosan-PVA Affects the Characteristics of Post-Harvest and Bioactive Compounds of Jalapeño Pepper. *Molecules*, 22(6), 926. <https://doi.org/10.3390/molecules22060926>
- Puccinelli, M., Malorgio, F., Rosellini, I., & Pezzarossa, B. (2017). Uptake and partitioning of selenium in basil (*Ocimum basilicum* L.) plants grown in hydroponics. *Scientia Horticulturae*, 225(February), 271–276. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.07.014>
- Pukacka, S., Ratajczak, E., & Kalemba, E. (2011). The protective role of selenium in recalcitrant *Acer saccharum* L. seeds subjected to desiccation. *Journal of Plant Physiology*, 168(3), 220–225. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2010.07.021>
- Quiterio-Gutiérrez, T., Ortega-Ortiz, H., Cadenas-Pliego, G., Hernández-Fuentes, A. D., Sandoval-Rangel, A., Benavides-Mendoza, A., & Cabrera-de la Fuente, M Juárez-Maldonado, A. (2019). The Application of Selenium and Copper Nanoparticles Modifies the Biochemical Responses of Tomato Plants under Stress by *Alternaria solani*. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(8), 1950. <https://doi.org/10.3390/ijms20081950>
- Ragavan, P., Ananth, A., & Rajan, M. R. (2017). Impact of Selenium Nanoparticles on Growth, Biochemical Characteristics and Yield of Cluster Bean *Cyamopsis tetragonoloba*. *International Journal of Environment, Agriculture and Biotechnology*, 2(6), 2917–2926. <https://doi.org/10.22161/ijeab/2.6.19>
- 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)
- Rizwan, M., Ali, S., ur Rehman, M. Z., Malik, S., Adrees, M., Qayyum, M. F., ... Ahmad, P. (2019). Effect of foliar applications of silicon and titanium dioxide nanoparticles on growth, oxidative stress, and cadmium accumulation by rice (*Oryza sativa*). *Acta Physiologiae Plantarum*, 41(3), 35. <https://doi.org/10.1007/s11738-019-2828-7>
- Röther, D., Poppe, L., Morlock, G., Viergutz, S., & Rétey, J. (2002). An active site homology model of phenylalanine ammonia-lyase from *P. crispum*. *European Journal of Biochemistry*, 269(12), 3065–3075. <https://doi.org/10.1046/j.1432-1033.2002.02984.x>

- Ruiz, J., & Blumwald, E. (2002). Salinity-induced glutathione synthesis in *Brassica napus*. *Planta*, 214(6), 965–969. <https://doi.org/10.1007/s00425-002-0748-y>
- Ruttkey-Nedecky, B., Krystofova, O., Nejd, L., & Adam, V. (2017). Nanoparticles based on essential metals and their phytotoxicity. *Journal of Nanobiotechnology*, 15(1), 1–19. <https://doi.org/10.1186/s12951-017-0268-3>
- Saha, U., Fayiga, A., & Sonon, L. (2017). *Selenium in the Soil-Plant Environment : A Review*. 3(1), 1–18. <https://doi.org/10.11648/j.ijaas.20170301.11>
- Saini, R. K., Nile, S. H., & Park, S. W. (2015). Carotenoids from fruits and vegetables: Chemistry, analysis, occurrence, bioavailability and biological activities. *Food Research International*, 76, 735–750. <https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2015.07.047>
- Sairam, R. K., & Tyagi, A. (2006). Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science*, Vol. 86, pp. 407–421. <https://doi.org/10.2307/24108735>
- Sako, A., Kandakar, J., Tamari, N., Higa, A., Yamaguchi, K., & Kitamura, Y. (2016). Copper excess promotes propagation and induces proteomic change in root cultures of *Hyoscyamus albus* L. *Plant Physiology and Biochemistry*, 103, 1–9. <https://doi.org/10.1016/J.PLAPHY.2016.02.032>
- Sakr, T. M., Korany, M., & Katti, K. V. (2018). Selenium nanomaterials in biomedicine—An overview of new opportunities in nanomedicine of selenium. *Journal of Drug Delivery Science and Technology*, 46, 223–233. <https://doi.org/10.1016/J.JDDST.2018.05.023>
- Santos, C. V. (2004). Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Scientia Horticulturae*, 103(1), 93–99. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2004.04.009>
- Sengupta, G., Gaurav, A., & Tiwari, S. (2018). Substituting medicinal plants through drug synthesis. In *Synthesis of Medicinal Agents from Plants*. <https://doi.org/10.1016/b978-0-08-102071-5.00003-9>
- Shabala, S., & Cuin, T. A. (2008). Potassium transport and plant salt tolerance. *Physiologia Plantarum*, 133(4), 651–669. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2007.01008.x>
- Shahbaz, M., Ashraf, M., Qurainy, F. Al, & Harris, P. J. C. (2013). *Critical Reviews in Plant Sciences Salt Tolerance in Selected Vegetable Crops*. (September 2013), 37–41. <https://doi.org/10.1080/07352689.2012.656496>
- Shalaby, T. A., Bayoumi, Y., Abdalla, N., Hussein, T., Tarek, A., Shehata, S., ... El-Ramady, H. (2017). *Nanoscience in Food and Agriculture* 5. 26, 267–307. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-58496-6>
- Siddiqui, M. H., Al-Whaibi, M. H., Faisal, M., & Al Sahli, A. A. (2014). Nano-silicon

- dioxide mitigates the adverse effects of salt stress on *Cucurbita pepo* L. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 33(11), 2429–2437. <https://doi.org/10.1002/etc.2697>
- Slomberg, D. L., & Schoenfisch, M. H. (2012). Silica nanoparticle phytotoxicity to *Arabidopsis thaliana*. *Environmental Science and Technology*, 46(18), 10247–10254. <https://doi.org/10.1021/es300949f>
- Smirnoff, N. (2018). Ascorbic acid metabolism and functions: A comparison of plants and mammals. *Free Radical Biology and Medicine*, 122, 116–129. <https://doi.org/10.1016/J.FREERADBIOMED.2018.03.033>
- Sofa, A., Scopa, A., Nuzzaci, M., & Vitti, A. (2015). Ascorbate peroxidase and catalase activities and their genetic regulation in plants subjected to drought and salinity stresses. *International Journal of Molecular Sciences*, 16(6), 13561–13578. <https://doi.org/10.3390/ijms160613561>
- Stampoulis, D., Sinha, S. K., & White, J. C. (2009). Assay-Dependent Phytotoxicity of Nanoparticles to Plants. *Environmental Science & Technology*, 43(24), 9473–9479. <https://doi.org/10.1021/es901695c>
- Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil*, (2), 134–154.
- Sun, D., Hussain, H. ., Yi, Z., Rookes, J. E., Kong, L., & Cahill, D. M. (2016). Mesoporous silica nanoparticles enhance seedling growth and photosynthesis in wheat and lupin. *Chemosphere*, 152, 81–91. <https://doi.org/10.1016/J.CHEMOSPHERE.2016.02.096>
- Sun, T., Yuan, H., Cao, H., Yazdani, M., Tadmor, Y., & Li, L. (2018). Carotenoid Metabolism in Plants: The Role of Plastids. *Molecular Plant*, 11(1), 58–74. <https://doi.org/10.1016/J.MOLP.2017.09.010>
- Syklowska-Baranek, K., Grech-Baran, M., Naliwajski, M. R., Bonfill, M., & Pietrosiuk, A. (2015). Paclitaxel production and PAL activity in hairy root cultures of *Taxus x media* var. *Hicksii* carrying a taxadiene synthase transgene elicited with nitric oxide and methyl jasmonate. *Acta Physiologiae Plantarum*, 37(10), 218. <https://doi.org/10.1007/s11738-015-1949-x>
- Tamez, C., Hernandez-Molina, M., Hernandez-Viezcas, J. A., & Gardea-Torresdey, J. L. (2019). Uptake, transport, and effects of nano-copper exposure in zucchini (*Cucurbita pepo*). *Science of the Total Environment*, 665, 100–106. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.02.029>
- Tamez, C., Morelius, E. W., Hernandez-Viezcas, J. A., Peralta-Videa, J. R., & Gardea-Torresdey, J. (2019). Biochemical and physiological effects of copper compounds/nanoparticles on sugarcane (*Saccharum officinarum*). *Science of The Total Environment*, 649, 554–562. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2018.08.337>

- Tester, M., & Davenport, R. (2003). Na⁺ Tolerance and Na⁺ Transport in Higher Plants. *Annals of Botany*, 91(5), 503–527. <https://doi.org/10.1093/aob/mcg058>
- Topuz, A., & Ozdemir, F. (2007). Assessment of carotenoids, capsaicinoids and ascorbic acid composition of some selected pepper cultivars (*Capsicum annuum* L.) grown in Turkey. *Journal of Food Composition and Analysis*, 20(7), 596–602. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2007.03.007>
- Tubaña, B. S., & Heckman, J. R. (2015). Silicon in Soils and Plants. In *Silicon and Plant Diseases* (pp. 7–51). https://doi.org/10.1007/978-3-319-22930-0_2
- Uarrota, V. G., Moresco, R., Schmidt, E. C., Bouzon, Z. L., da Costa Nunes, E., de Oliveira Neubert, E., ... Maraschin, M. (2016). The role of ascorbate peroxidase, guaiacol peroxidase, and polysaccharides in cassava (*Manihot esculenta* Crantz) roots under postharvest physiological deterioration. *Food Chemistry*, 197, 737–746. <https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2015.11.025>
- Udalova, Z., Folmanis, G., Khasanov, F., & Zinovieva, S. (2019). Selenium Nanoparticles – Inductor of Tomato Resistanse to Root-Knot Nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White, 1919) Chitwood, 1949. *Доклады Академии Наук*, 482(4), 463–466. <https://doi.org/10.31857/s086956520003102-5>
- Ulrich, J. M., & Shrift, A. (1968). Selenium absorption by excised *Astragalus* roots. *Plant Physiology*, 43(1), 14–20. <https://doi.org/10.1104/PP.43.1.14>
- Van Breusegem, F., Vranová, E., Dat, J. F., & Inzé, D. (2001). The role of active oxygen species in plant signal transduction. *Plant Science*, 161(3), 405–414. [https://doi.org/10.1016/S0168-9452\(01\)00452-6](https://doi.org/10.1016/S0168-9452(01)00452-6)
- Vicas, S. I., Cavalu, S., Laslo, V., Tocai, M., Costea, T. O., & Moldovan, L. (2019). Growth, Photosynthetic Pigments, Phenolic, Glucosinolates Content and Antioxidant Capacity of Broccoli Sprouts in Response to Nanoselenium Particles Supply. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 47(3). <https://doi.org/10.15835/NBHA47311490>
- Wang, C. Q. (2011). Water-stress mitigation by selenium in *Trifolium repens* L. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 174(2), 276–282. <https://doi.org/10.1002/jpln.200900011>
- Wang, H., Zhang, J., & Yu, H. (2007). Elemental selenium at nano size possesses lower toxicity without compromising the fundamental effect on selenoenzymes: Comparison with selenomethionine in mice. *Free Radical Biology and Medicine*, 42(10), 1524–1533. <https://doi.org/10.1016/J.FREERADBIOMED.2007.02.013>
- Wang, P., Lombi, E., Zhao, F. J., & Kopittke, P. M. (2016). Nanotechnology: A

- New Opportunity in Plant Sciences. *Trends in Plant Science*, 21(8), 699–712. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.04.005>
- Wang, X., Wei, Z., Liu, D., & Zhao, G. (2011). Effects of NaCl and silicon on activities of antioxidative enzymes in roots, shoots and leaves of alfalfa. *African Journal of Biotechnology*, 10(4), 545–549. <https://doi.org/10.5897/AJB10.1353>
- Waśkiewicz, A., Gładysz, O., Szentner, K., & Goliński, P. (2014). Role of Glutathione in Abiotic Stress Tolerance. *Oxidative Damage to Plants*, 149–181. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-799963-0.00005-8>
- White, P. J. (2018). Selenium metabolism in plants. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - General Subjects*, 1862(11), 2333–2342. <https://doi.org/10.1016/J.BBAGEN.2018.05.006>
- Wong, V. N. L., Greene, R. S. B., Dalal, R. C., & Murphy, B. W. (2010). Soil carbon dynamics in saline and sodic soils: a review. *Soil Use and Management*, 26(1), 2–11. <https://doi.org/10.1111/j.1475-2743.2009.00251.x>
- Wubs, A. M., Heuvelink, E., & Marcelis, L. F. M. (2009). Abortion of reproductive organs in sweet pepper (*Capsicum annuum* L.): A review. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 84(5), 467–475. <https://doi.org/10.1080/14620316.2009.11512550>
- Xiong, T., Dumat, C., Dappe, V., Vezin, H., Schreck, E., Shahid, M., ... Sobanska, S. (2017). *Copper Oxide Nanoparticle Foliar Uptake , Phytotoxicity , and Consequences for Sustainable Urban Agriculture*. <https://doi.org/10.1021/acs.est.6b05546>
- Xue, T., Hartikainen, H., & Piironen, V. (2001). Antioxidative and growth-promoting effect of selenium on senescing lettuce. *Plant and Soil*, 237(1), 55–61. <https://doi.org/10.1023/A:1013369804867>
- Yao, X., Chu, J., & Ba, C. (2009). Antioxidant Responses of Wheat Seedlings to Exogenous Selenium Supply Under Enhanced Ultraviolet-B. *Biological Trace Element Research*, 136(1), 96–105. <https://doi.org/10.1007/s12011-009-8520-9>
- Yasmeen, F., Raja, N. I., Ilyas, N., & Komatsu, S. (2018). Quantitative Proteomic Analysis of Shoot in Stress Tolerant Wheat Varieties on Copper Nanoparticle Exposure. *Plant Molecular Biology Reporter*, 36(2), 326–340. <https://doi.org/10.1007/s11105-018-1082-2>
- Yi, Z., Yu, S. H. I., Hai-jun, G., Hai-liang, Z., Huan-li, L. I., Yan-hong, H. U., & Yi-chao, W. (2018). Beneficial effects of silicon on photosynthesis of tomato seedlings under water stress. *Journal of Integrative Agriculture*, 17(10), 2151–2159. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(18\)62038-6](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(18)62038-6)
- Yruela, I. (2005). Copper in plants. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 17(1),

145–156. <https://doi.org/10.1590/S1677-04202005000100012>

- Yu, Z., & Dahlgren, R. A. (2000). Evaluation of Methods for Measuring Polyphenols in Conifer Foliage. *Journal of Chemical Ecology*, 26(9), 2119–2140. <https://doi.org/10.1023/A:1005568416040>
- Zahedi, S. M., Hosseini, M. S., Daneshvar Hakimi Meybodi, N., & Teixeira da Silva, J. A. (2019). Foliar application of selenium and nano-selenium affects pomegranate (*Punica granatum* cv. Malase Saveh) fruit yield and quality. *South African Journal of Botany*, 124, 350–358. <https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2019.05.019>
- Zhai, X., Zhang, C., Zhao, G., Stoll, S., Ren, F., & Leng, X. (2017). Antioxidant capacities of the selenium nanoparticles stabilized by chitosan. *Journal of Nanobiotechnology*, 15(1), 1–12. <https://doi.org/10.1186/s12951-016-0243-4>
- Zhang, Z., Zhang, Q., Wu, J., Zheng, X., Zheng, S., Sun, X., ... Lu, T. (2013). Gene Knockout Study Reveals That Cytosolic Ascorbate Peroxidase 2(OsAPX2) Plays a Critical Role in Growth and Reproduction in Rice under Drought, Salt and Cold Stresses. *PLoS ONE*, 8(2), e57472. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0057472>
- Zhu, J.-K. (2016). Abiotic Stress Signaling and Responses in Plants. *Cell*, 167(2), 313–324. <https://doi.org/10.1016/J.CELL.2016.08.029>
- Zhu, Y.-X., Xu, X.-B., Hu, Y.-H., Han, W.-H., Yin, J.-L., Li, H.-L., & Gong, H.-J. (2015). Silicon improves salt tolerance by increasing root water uptake in *Cucumis sativus* L. *Plant Cell Reports*, 34(9), 1629–1646. <https://doi.org/10.1007/s00299-015-1814-9>
- Zhu, Z., Wei, G., Li, J., Qian, Q., & Yu, J. (2004). Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plant Science*, 167(3), 527–533. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2004.04.020>