

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



NANOPARTÍCULAS DE SiO₂ PARA INDUCIR TOLERANCIA AL ESTRÉS
ABIÓTICO EN PLANTAS DE TOMATE Y PEPINO

Tesis

Que presenta ZEUS HUITZILOPOCHTLI PINEDO GUERRERO
como requisito parcial para obtener el Grado de
DOCTOR EN CIENCIAS EN AGRICULTURA PROTEGIDA

Saltillo, Coahuila

Septiembre 2020

NANOPARTÍCULAS DE SiO₂ PARA INDUCIR TOLERANCIA AL ESTRÉS
ABIÓTICO EN PLANTAS DE TOMATE Y PEPINO

Tesis

Elaborada por ZEUS HUITZILOPOCHTLI PINEDO GUERRERO como requisito
parcial para obtener el grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN AGRICULTURA
PROTEGIDA con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría

Dr. Antonio Juárez Maldonado

Asesor Principal

Dra. Susana González Morales

Asesor

Dr. Adalberto Benavides Mendoza

Asesor

Dra. Hortensia Ortega Ortiz

Asesor

Dr. Gregorio Cadenas Pliego

Asesor

Dr. Marcelino Cabrera De la Fuente

Subdirector de Postgrado UAAAN

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



NANOPARTÍCULAS DE SiO₂ PARA INDUCIR TOLERANCIA AL ESTRÉS
ABIÓTICO EN PLANTAS DE TOMATE Y PEPINO

Tesis

Que presenta ZEUS HUITZILOPOCHTLI PINEDO GUERRERO
Como requisito parcial para obtener el Grado de:
DOCTOR EN CIENCIAS EN AGRICULTURA PROTEGIDA

Dr. Antonio Juárez Maldonado
Director UAAAN

Dr. Gregorio Cadenas Pliego
Director Externo

Saltillo, Coahuila

Septiembre 2020

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico para realizar mis estudios de posgrado.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por haberme abierto sus puertas.

Al programa del Doctorado en Ciencias en Horticultura.

Al Dr. Antonio Juárez Maldonado por brindarme todo su apoyo, asesoría y tiempo para el desarrollo de este trabajo.

Al Dra. Susana González Morales por su tiempo y asesoría.

Al Dr. Adalberto Benavides Mendoza por su tiempo y asesoría.

A la Dra. Hortensia Ortega Ortiz por su tiempo y asesoría.

A la Dr. Gregorio Cadenas Pliego por su tiempo y asesoría.

A todos los profesores del programa del Doctorado en Ciencias en Agricultura Protegida por sus enseñanzas y orientación durante mi estancia en el Doctorado.

A todos los compañeros y trabajadores que colaboraron para el desarrollo de este trabajo.

Dedicatorias

A mi esposa Valeria por estar siempre a mi lado apoyando, empujándome sin importar que tan abrupto fuera el camino.

A mi Caty por darme todo su amor y enseñarme a nunca rendirme bajo ninguna circunstancia
Requiescat in pace.

A mis padres por todo su apoyo.

Cartas de Aceptación

25/8/2020

Gmail - [Agriculture] Manuscript ID: agriculture-893328; doi: 10.3390/agriculture10090367. Paper has been published.



zeus.pinedo <ing.zeuspinedo@gmail.com>

[Agriculture] Manuscript ID: agriculture-893328; doi: 10.3390/agriculture10090367. Paper has been published.

agriculture@mdpi.com <agriculture@mdpi.com>

19 de agosto de 2020 a las 04:48

Responder a: nisavic@mdpi.com, agriculture@mdpi.com

Para: ing.zeuspinedo@gmail.com, gregorio.cadenas@ciqa.edu.mx, hortensia.ortega@ciqa.edu.mx, qfb_sgm@hotmail.com,

abenmen@gmail.com, jvaldes.reyna@gmail.com, antonio.juarez@uaaa.edu.mx

CC: billing@mdpi.com, website@mdpi.com, agriculture@mdpi.com, nisavic@mdpi.com

Dear Authors,

We are pleased to inform you that your article "Form of Silica Improves Yield, Fruit Quality and Antioxidant Defense System of Tomato Plants under Salt Stress" has been published in *Agriculture* and is available online:

Abstract: <https://www.mdpi.com/2077-0472/10/9/367>

PDF Version: <https://www.mdpi.com/2077-0472/10/9/367/pdf>

The meta data of your article, the manuscript files and a publication certificate are available here (only available to corresponding authors after login):

https://susy.mdpi.com/user/manuscripts/review_info/8f6e3d6cbf9f03e586804d20cbe11399

Please note that this is an early access version. The complete PDF, HTML, and XML versions will be available soon. You can reply to this email or send an email to production team (production@mdpi.com) if there is a problem. Note that at this stage we will not accept further changes to the manuscript text.

To encourage open scientific discussions and increase the visibility of published articles, MDPI recently implemented interactive commenting and recommendation functionalities on all article webpages (side bar on the right). We encourage you to forward the article link to your colleagues and peers.

We encourage you to set up your profile at www.SciProfiles.com, MDPI's researcher network platform. Articles you publish with MDPI will be linked to your SciProfiles page, where colleagues and peers will be able to see all of your publications, citations, as well as your other academic contributions. Please also feel free to send us feedback on the platform that we can improve it quickly and make it useful for scientific communities.

You can also share the paper on various social networks by clicking the links on the article webpage. Alternatively, MDPI can post an announcement of your article on our Twitter channel (<https://twitter.com/MDPIOpenAccess>), please provide the doi number of the manuscript and a text of up to 117 characters with spaces to socialmedia@mdpi.com. Please note that our service Scitations.net will automatically notify authors cited in your article. For further paper promotion guidelines, please refer to the following link: https://res.mdpi.com/data/paper_promotion_tips.pdf

We would be happy to keep you updated about new issue releases of *Agriculture*. Please enter your e-mail address in the box at <https://www.mdpi.com/journal/agriculture/toc-alert/> to receive notifications. After issue release, a version of your paper including the issue cover will be available to download from the article abstract page.

To order high quality reprints of your article in quantities of 25-1000, visit: <https://www.mdpi.com/2077-0472/10/9/367/reprints>

<https://mail.google.com/mail/u/0/?ik=c223f9b410&view=pt&search=all&permmsgid=msg-f%3A1675446730149048646&siml=msg-f%3A16754467301...> 1/2

We support the multidisciplinary preprint platform /Preprints/, which permanently archives full text documents and datasets of working papers in all subject areas. Posting on the platform is entirely free of charge, and full details can be viewed at <http://www.preprints.org>.

We are dedicated to providing an outstanding publishing service, and we invite you to complete our author satisfaction survey <https://www.surveymonkey.com/r/authorfeedbackmdpi>. The survey contains 20 short questions and will only take a couple of minutes to complete.

Thank you for choosing Agriculture to publish your work, we look forward to receiving further contributions from your research group in the future.

Kind regards,

--

MDPI
Postfach, CH - 4020 Basel, Switzerland
Office: St. Alban-Anlage 66, 4052 Basel, Switzerland
Tel. +41 61 683 77 34
Fax: +41 61 302 89 18
E-mail: website@mdpi.com
<https://www.mdpi.com/>



Antonio Juárez Maldonado <juma841025@gmail.com>

[Rev Bio Ciencias] Acuse de recibo de envío

1 mensaje

Dr. Manuel Iván Girón Pérez <revistabiociencias2@gmail.com>
Para: "Dr. Antonio Juárez Maldonado" <juma841025@gmail.com>

14 de agosto de 2020, 11:53

Dr. Antonio Juárez Maldonado:

Estimado Autor, por este medio hago constar que recibimos el manuscrito titulado, "La aplicación de silicio en forma iónica y nano impacta en el rendimiento, calidad de fruto y capacidad antioxidante de plantas de pepino" en la oficina editorial de la Revista Bio Ciencias. La cual actualmente está indexada en la base de datos de Revistas CONACyT, así como en la Web of Science (Emerging sources)-Thomson Reuters.

Con nuestro sistema de gestión de revistas en línea, podrá iniciar sesión en el sitio web de la revista y hacer un seguimiento de su progreso a través del proceso editorial:

URL del manuscrito:

<http://revistabiociencias.uan.edu.mx/index.php/BIOCIENCIAS/author/submission/1048>

Nombre de usuario/a: ajuarezmaldonado

Es importante que los autores estén conscientes, que a partir de este momento, el manuscrito remitido iniciará un proceso que consta en los siguientes pasos:

1) La oficina Editorial revisará que su manuscrito esté en el formato conforme a lo establecido en las instrucciones para autor. En caso de que no cumpla con los requisitos, el artículo no pasará al proceso de arbitraje. Lo cual se le comunicará en breve.

2) UNA VEZ QUE EL ARTÍCULO SEA ACEPTADO (aplica para los artículos recibidos a partir del 15 de marzo de 2018). Los autores complementarán el envío en los dos idiomas (español/inglés), o bien deberán declarar que desean la realización de traducción de un idioma a otro por parte de nuestros peritos certificados, los cuales mantendrán contacto directo con los autores para el proceso de traducción, mismo que tendrá un costo aproximado de \$100 USD. NOTA: Es importante mencionar que Revista Bio Ciencias es un foro de Acceso Abierto, no se realizan cargos por el procesamiento de artículos (APC por sus siglas en inglés) ni por publicar. La cuota antes mencionada corresponde únicamente al pago de traducción.

En caso de dudas, contacte conmigo a través del correo revistabiociencias@gmail.com

Dr. Manuel Iván Girón-Pérez
Sistema Nacional de Investigadores, Nivel III (CONACyT, México)
Miembro de la Academia Mexicana de Ciencias A.C.
Editor en Jefe, Revista Bio Ciencias (ISSN:2007-3380)
índice de Revistas CONACyT y Web of Science (Emerging Sources)

Dr. Manuel Iván Girón Pérez
Revista Bio Ciencias
Revista Bio Ciencias (ISSN: 2007-3380)

INTRODUCCIÓN

El tomate y el pepino son cultivos muy importantes por diferentes características. El cultivo de tomate es valioso en todo el mundo gracias a su valor comercial y nutricional. Además, es una buena fuente de vitaminas, minerales y antioxidantes como los carotenoides (licopeno y β -caroteno), compuestos fenólicos, entre otros, con efectos positivos en la salud humana. Su consumo se ha asociado con la reducción de riesgo de procesos inflamatorios, cáncer y enfermedades crónicas no transmisibles, incluidas enfermedades cardiovasculares como enfermedades coronarias, hipertensión, diabetes y obesidad (Canene-Adams *et al.*, 2005; Frusciante *et al.*, 2007). El pepino es una hortaliza que se cultiva alrededor del mundo, los frutos se consideran una buena fuente de minerales y vitaminas, se pueden consumir de forma fresca o como encurtidos (Sarhan y Ismael, 2014).

Ambos cultivos se pueden encontrar en zonas áridas con problemas de salinidad (Murillo-Amador *et al.*, 2017). La salinidad es un problema importante para la agricultura, ya que disminuye la productividad, afectando la economía y además origina la erosión del suelo, lo que afecta las propiedades fisicoquímicas del suelo y la ecología del área. Se estima que el 7% de la tierra en el planeta y el 20% de la tierra cultivable son afectados por la salinidad. Se proyecta que el porcentaje de tierra afectada por la salinidad sea casi el 50% a mediados del siglo XXI (Hu *et al.*, 2004). El uso indiscriminado de fertilizantes, el riego no supervisado, la baja precipitación, mayor erosión de la superficie y la contaminación industrial son razones que pueden asociarse a la aparición de salinidad (Shrivastava y Kumar, 2015). Bajo condiciones de salinidad, las plantas tienen dos fases de respuesta; la primera es la denominada fase rápida que es el déficit de agua, mientras que la segunda es la acumulación de sal y toxicidad denominada la fase lenta (Machado y Serralheiro, 2017). En ambas fases la transpiración, conductancia estomática y disponibilidad de CO₂ disminuyen alterando el proceso fotosintético. Causando estrés oxidativo por la generación de especies reactivas de oxígeno y/o especies reactivas de nitrógeno (Ashraf y Harris, 2013).

El silicio (Si) puede ser un componente estructural celular y participar en muchos procesos fisiológicos, así como brindar protección contra estímulos externos (Tripathi *et al.*, 2012). En forma de nanopartículas (NPs), el Si aumentan el crecimiento de las plantas (Yuvakkumar *et al.*, 2011). Además, mejoran la acumulación de aminoácidos libres, el contenido de nutrientes, proteínas, componentes fenólicos, el ácido ascórbico, α -tocoferol, clorofila, mejora el intercambio de gases y la eficiencia energética (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018; Suriyaprabha *et al.*, 2012; Xie *et al.*, 2012). También tiene un efecto en la actividad enzimática generando un aumento en la actividad de las enzimas antioxidantes como SOD, CAT, POX y APX (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018; Gowayed *et al.*, 2017). Por su parte el Si en forma de nanopartículas (NPs) aumenta el crecimiento de las plantas (Yuvakkumar *et al.*, 2011). En plantas bajo estrés salino se ha observado una mayor expresión de genes asociados con la respuesta a estrés salino (Almutairi, 2016; Gowayed *et al.*, 2017), inhiben el efecto negativo causado por la salinidad en el crecimiento, aumentando la concentración de K^+ y la relación K^+/Na^+ (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018). Mejora la acumulación de prolina, aminoácidos libres, contenido de nutrientes, proteínas, componentes fenólicos, ácido ascórbico, α -tocoferol, clorofila, mejora el intercambio de gases y la eficiencia energética (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018; Suriyaprabha *et al.*, 2012; Xie *et al.*, 2012). También genera un aumento en la actividad de las enzimas antioxidantes como SOD, CAT, POX, APX (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018; Gowayed *et al.*, 2017). Todas estas respuestas en su conjunto pueden incrementar la tolerancia al estrés salino en los cultivos y disminuir el impacto negativo. Por esta razón, los objetivos del presente estudio fueron:

Objetivo general

Estudiar el efecto de la aplicación de silicato de potasio (K_2SiO_3) y NPs de dióxido de silicio (SiO_2) sobre el crecimiento, contenido de antioxidantes y tolerancia al estrés en plantas de tomate y pepino.

Objetivos específicos

- Determinar el efecto de K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 sobre las características morfológicas.
- Estudiar la concentración de los compuestos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos en planta de tomate y pepino.
- Evaluar el efecto de K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 en la tolerancia al estrés salino en plantas de tomate.

Hipótesis

El K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 modifican la capacidad antioxidante y de defensa de las plantas, aumentando la generación de compuestos bioactivos y la tolerancia al estrés.

REVISIÓN DE LITERATURA

Tomate

El origen del género *Lycopersicum* se localiza en la región andina que se extiende desde el sur de Colombia al norte de Chile. En la actualidad todavía crecen silvestres las diversas especies del género en algunas de las zonas de la región antes mencionada (Esquinas y Nuez, 2001; Rodríguez *et al.*, 2001). La planta fue llevada por los distintos pobladores de un extremo a otro, extendiéndose por todo el continente (Rodríguez *et al.*, 2001). Se cree que el origen de su domesticación es México. A la llegada de los españoles a América el tomate estaba integrado a la cultura azteca. Además, el nombre moderno tiene su origen en la lengua náhuatl de México donde se le llamaba "tomatl" (Esquinas y Nuez, 2001; Rodríguez *et al.*, 2001).

El tomate se introdujo en Europa en el siglo XVI, se cultivaba como planta de ornato. A partir de 1900, se empezó a utilizar como alimento humano. La planta es muy sensible a heladas y sequías, aunque es potencialmente perenne esto determina su ciclo como anual (Rodríguez *et al.*, 2001). Se cultiva en zonas templadas y cálidas, en un amplio rango de latitudes, temperaturas, tipo de suelos y métodos de cultivo (Chamarro, 2001).

Descripción botánica

Las hojas de las plantas de tomate son pinnadas con 2-6 pares de folíolos opuestos o sub-opuestos, sésiles, subsésiles o pecioladas. La inflorescencia básica es una cima con diferentes patrones de ramificación (mono, di y policotómico), y con o sin brácteas axiales, con aproximadamente tres nudos entre cada inflorescencia. Las flores son típicamente amarillas, las anteras están unidas lateralmente para formar un cono en forma de botella con una punta alargada estéril en el ápice (excepto en *S. pennellii*). Los sistemas de polinización han jugado un papel importante en la evolución de la naturaleza especies de tomate, que van desde alógama auto-incompatible, a facultativos alógamas, y de auto-compatible, a autógamas y auto-compatible. El tamaño color y pubescencia del fruto son variables, así como el

tamaño de las semillas. Los frutos son bayas generalmente biloculares en las especies silvestres, y bilocular o multiloculares en las variedades cultivadas. Se pueden distinguir dos tipos distintos de crecimiento: los determinados y los indeterminados. La planta de crecimiento determinado es de tipo arbustivo, de porte bajo, pequeño y de producción precoz. Se caracteriza por la formación de las inflorescencias en el extremo del ápice. El tomate de tipo indeterminado crece hasta alturas de dos metros o más. El crecimiento vegetativo es continuo. Unas seis semanas después de la siembra inicia su comportamiento generativo, produciendo flores en forma continua y de acuerdo a la velocidad de su desarrollo. La inflorescencia no es apical sino lateral. Este tipo de tomate tiene tallos axilares de gran desarrollo. Según las técnicas culturales, se eliminan todos o se dejan algunos de éstos (Hernández, 2011).

Importancia económica

El cultivo del tomate en el año 2018 tuvo una producción de 182,256,458 t con una superficie cosechada de 4,762,457 ha, Asia se posiciona como el primer productor seguido por América. China se posiciona como el principal productor seguido por la India mientras que México se posiciona en el noveno lugar con una producción de 4,559,375 t y un área cosechada de 90,323 ha (FAOSTAT, 2018).

En México, el tomate es el cultivo hortícola de mayor importancia económica y social, por la superficie sembrada, el volumen en el mercado nacional, y las divisas generadas. Su popularidad se debe al aceptable sabor y disponibilidad del fruto en una amplia gama de ambientes, así como a su relativa facilidad para ser cultivado. El cultivo del tomate en México tiene una trascendencia social muy importante, puesto que una parte considerable de la población económicamente activa se encuentra relacionada directa o indirectamente con el cultivo del tomate. El cultivo del tomate es una importante fuente de empleo para un considerable número de familias en México. Se estima que para la producción de 75,000 ha de tomate se emplean a 172 mil trabajadores de campo (Cruz, 2007).

Pepino

El pepino pertenece a las hortalizas más cosmopolitas, se coloca entre los principales cultivos en superficie plantada, cantidad de producción y valor monetario, se adaptan a regiones cálidas y se envían a regiones templadas y frías. Cada vez son más reconocidas como parte importante de una dieta equilibrada en muchos países ya que proporcionan vitaminas minerales antioxidantes y fibra dietética (Paris, 2016).

Es nativo de Asia, se han encontrado pepinos silvestres en varias localidades del subcontinente indio (Sebastian *et al.*, 2010; Bisht *et al.*, 2004). Los pepinos cultivados se dispersaron a China hace poco más de 2,000 años, expandiéndose por primera vez al oeste desde la India a través de Persia, llegando a Europa a principios de la época medieval (Paris *et al.*, 2012).

Las plantas son herbáceas, anual, rastrera con un ciclo vegetativo que oscila entre los 45–75 días. El sistema radicular consta de raíz principal, que se ramifica rápidamente en raíces secundarias muy finas alargadas y de color blanco. El tallo principal es anguloso y espinoso, de porte rastrero y trepador, en cada nudo parte una hoja y un zarcillo, en la axila de cada hoja se emite un brote lateral y una o varias flores. Las hojas son de peciolo largo, gran limbo acorazonado, con tres lóbulos, de color verde oscuro y recubierto. Las flores presentan pétalos amarillos y pedúnculos vellosos, pueden ser hermafroditas o unisexuales, en la actualidad todas las variedades comerciales que se cultivan son plantas monoicas (Huerres y Caraballo, 2006). Los frutos son pepónides de textura áspera o lisa dependiendo de la variedad, el color vira desde un color verde claro a verde oscuro hasta alcanzar un color amarillento cuando está totalmente mauro, la cosecha se realiza antes de su madurez fisiológica (Rodríguez *et al.*, 2007).

Importancia económica

El cultivo de pepino en el año 2018 tuvo una producción de 75,219,440 t a nivel mundial, con un área cosechada de 1,984,518 ha, Asia se posiciona como el primer productor seguido de Europa y América, siendo China el primer productor a nivel mundial posicionando a México en el puesto número 5. En México se tiene un área cosechada de 19,597 ha con una producción de 1,072,048 t (FAOSTAT 2018).

Salinidad

Entre las condiciones adversas que afectan los sistemas agrícolas se encuentra el estrés por salinidad, la salinidad es el factor que más influye en el establecimiento de las poblaciones humanas y existen registros históricos de migraciones provocadas por la salinización del suelo cultivable (Wicke *et al.*, 2011). La salinidad es un problema para la agricultura especialmente para las regiones áridas y semiáridas, con un contenido alto de salinidad en el suelo y con precipitaciones insuficientes para su lixiviación (Carrillo *et al.*, 2011).

La causa de la salinidad se puede deber a dos vías, la primera es natural, puede ser a la cercanía y la altura sobre el nivel del mar, la intemperización y la existencia de sales también son causas primarias, estas se agudizan en condiciones heterogéneas de micro topografía y las propiedades físicoquímicas del perfil del suelo, como son la textura, la estructura, la porosidad, la permeabilidad, la capacidad de retención de humedad y de intercambio catiónico tienen un papel importante (Smith, 2007). En las regiones áridas y semiáridas esta situación es predominante, incluso, en áreas con promedios anuales altos de precipitación, como en los climas trópicos secos y templados a secos, la presencia de períodos secos más largos condiciona la ocurrencia de procesos de salinización (Manchanda y Garg, 2008). Otro factor que se debe considerar en la salinidad, son las aguas salinas subterráneas, los pantanos, las lagunas litorales, áreas cercanas a minas y bóvedas salinas. La segunda causa son las prácticas agrícolas incorrectas y un mal manejo del agua de riego, lo que propicia la movilidad de las sales dentro del suelo y el transporte de las mismas a nuevos sitios. Esto es conocido como proceso de salinidad antrópica o secundaria convirtiéndose la salinización de los suelos en una consecuencia del desarrollo de la sociedad humana (Porcel *et al.*, 2012).

Efectos de la salinidad en las plantas

La salinidad afecta cada aspecto del metabolismo y la fisiología de la planta ocasionando un desequilibrio iónico y un estrés osmótico, cuando el estrés salino es alto rompe la homeostasis del potencial hídrico y la distribución de iones. La salinidad provoca un exceso tóxico de sodio (Na^+) en el citoplasma y deficiencia de iones

como el potasio (K^+), una vez en el citoplasma el Na^+ inhibe muchas enzimas, los sistemas enzimáticos de la glucólisis, fotofosforilación y ciclo de Krebs son especialmente sensibles a la salinidad ocasionando una disponibilidad menor de energía, adquisición de nutrientes y crecimiento de la planta, en las semillas disminuyen la germinación (Alcaraz-Ariza, 2012).

El efecto osmótico generado por la salinidad en los suelos consiste en que las concentraciones altas de sales que incrementan las fuerzas potenciales que retienen el agua en la solución del suelo dificultando la extracción de agua por las raíces. Las sales se acumulan en la zona radicular, disminuyendo el crecimiento, ocasionando pérdidas en la producción, el efecto del estrés depende de la etapa fenológica del cultivo, en etapas iniciales el efecto del estrés más notable (Ben-Amor *et al.*, 2010). La toxicidad de las sales causa alteraciones en el metabolismo, ocasionando un desbalance energético y acumulación de productos tóxicos. Al aumentar la presión osmótica de la solución, las células se adaptan para tratar de absorber agua, causando un incremento en el consumo energético que lleva a un menor crecimiento (Aiazzi *et al.*, 2005).

La toxicidad metabólica asociada al Na^+ son perturbaciones en la membrana celular y con la competencia por los sitios de enlace del K^+ esencial para el metabolismo. Una concentración alta de Na^+ desplaza los iones de calcio (Ca^+) de los sitios de enlace de la membrana celular de la raíz y altera su permeabilidad, lo que causa una salida de K^+ de las células y favorece la entrada de Na^+ (Porcel *et al.*, 2012). Por su parte el cloro (Cl^-) aunque es un elemento esencial para el crecimiento de las plantas, las concentraciones altas en el tejido vegetal se genera una toxicidad, causando quemaduras en las hojas, llevando a una disminución de la fotosíntesis y una inhibición en la absorción de nitratos (Zuccarini y Okurowska, 2008).

Tolerancia a la salinidad

La tolerancia a la salinidad es un fenómeno complejo que involucra cambios morfológicos, en procesos fisiológicos y bioquímicos de las plantas (Lamz-Piedra *et al.*, 2013). Los mecanismos que emplean las plantas para tolerar el estrés salino son; el ajuste osmótico, al estar en un medio con salinidad disminuyen el potencial

osmótico interno, para compensar el potencial osmótico externo, mantener la actividad enzimática, el transporte del floema y evitar la deshidratación, el ajuste osmótico está ligado a la síntesis de solutos orgánicos, como la betaína, glicina-betaína, prolina y sacarosa y/o a la acumulación de iones inorgánicos (Bargmann *et al.*, 2009). Otro mecanismo es la exclusión de iones a nivel radicular y la retención de iones en las vacuolas de las raíces en crecimiento y en los diferentes órganos, permitiendo que las plantas toleren concentraciones celulares o extracelulares muy elevadas de Na^+ , algunas plantas responden a la salinidad mediante la exclusión del Na^+ y/o Cl^- de las hojas, otras limitan la entrada de iones a la raíz, otras absorben translocan y acumulan los iones a las partes aéreas (De Boer y Volkov, 2003; Flowers y Colmer, 2008). La absorción por las raíces de iones Na^+ y Cl^- provoca una alteración en la absorción especialmente el K^+ y Ca^+ (Medina-García, 2016). Otro mecanismo es la capacidad de reparación del daño de secuestrar ROS y de proteger estructuras celulares sensibles mediante el incremento de la síntesis de proteínas con función antioxidante. En general, la complejidad en el grado de tolerancia y en el modelo de respuesta de las plantas al estrés salino, evidencian la diversidad de estrategias que desarrollan las plantas a través de su curso evolutivo (Tarchoune *et al.*, 2013).

Sistema de defensa antioxidante

La salinidad afecta la transpiración, el intercambio de gases y altera el proceso fotosintético, esto ocasiona estrés oxidativo en la célula generando especies reactivas de oxígeno (ROS) (Ashraf y Harris, 2013).

Las plantas pueden mantener la homeostasis mediante dos líneas de defensa, la primera involucra antioxidantes enzimáticos (Sytar *et al.*, 2013; Wu *et al.*, 2017), la superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y ascorbato peroxidasa (APX) son los principales (Asada, 1999). La SOD existe en varias formas, como Cu / ZnSOD, MnSOD y FeSOD. Dependiendo de su afinidad con los otros iones en las plantas, cada SOD se distribuye de una forma diferente en varios órganos de la planta, como los cloroplastos (Cu / ZnSOD, FeSOD), el citosol (Cu / ZnSOD) y las mitocondrias (MnSOD), principalmente cataliza la eliminación eficiente de los radicales libres

superóxido en los cloroplastos, estos se generan principalmente en el fotosistema I durante la reacción a la luz. La CAT se encuentra en los peroxisomas de las células vegetales, su función principal es la eliminación del peróxido de hidrógeno (H_2O_2), producido por la reacción de SOD. La APX, también puede eliminar H_2O_2 , ésta se distribuye en los peroxisomas, así como en los cloroplastos, el citosol y la mitocondria. Por lo que la APX se puede encontrar en diferentes formas, como cAPX (citosol), mitAPX (mitocondrias), sAPX (estroma de cloroplasto), mAPX (peroxisomas y glioxisomas) y tAPX (tilacoides de cloroplasto) según su ubicación (Racchi, 2013). En el cloroplasto, la APX existe como sAPX y tAPX; la proporción de sAPX y tAPX en el cloroplasto difiere según la especie de planta y la senescencia de la hoja, y revela diferentes tamaños de planta (Sun et al., 2010). El cAPX se encuentra en el citosol; por lo tanto, juega un papel en la eliminación de H_2O_2 que se genera en el citosol. Por lo tanto, todas las APX son diferentes en características tales como tamaño, ubicación, función y secuencias de aminoácidos (Caverzan et al., 2012).

La segunda línea de defensa son los antioxidantes no enzimáticos estos se dividen en moléculas hidrofílicas (ascorbato, glutatión) y lipofílicas (carotenoides, α -tocoferol) (Racchi, 2013; Suzuki et al., 2014; Gowayed et al., 2017). El ascorbato puede eliminar ROS directamente en la célula, además está conectado con la enzima de-epoxidasa de la violaxantina y actúa como matriz de respuesta de APX (Szarka et al., 2013). Debido a sus diversas funciones, el ascorbato se considera el antioxidante más poderoso en la célula vegetal (Gill y Tuteja, 2010; Racchi, 2013; Suzuki et al., 2014). El glutatión también es un importante antioxidante soluble en agua y juega un papel importante en la eliminación de $\cdot O_2$ y OH de los cloroplastos (Sharma et al., 2012). Protege los grupos tiol de las enzimas ubicadas en el estroma del cloroplasto y participa en la producción de α -tocoferol y ascorbato (Xiang y Oliver, 1998; Hicks et al., 2007; Sharma et al., 2012; Racchi, 2013). También induce respuestas fisiológicas como la regulación del transporte de azufre y la expresión de genes de defensa del estrés (Noctor et al., 2002; Racchi, 2013). Los carotenoides son una clase de compuestos fenólicos distribuidos en diversas frutas y verduras (Racchi, 2013). Pueden prevenir la peroxidación de lípidos eliminando un solo radical óxido de los cloroplastos (Kühlbrandt et al., 1994). Los carotenoides se sintetizan en plástidos y

consisten en isoprenoides de 40 carbonos. El α -tocoferol puede eliminar los radicales libres $\cdot\text{O}_2$ y OH, que se generan en las membranas tilacoides; por lo tanto, puede prevenir la peroxidación lipídica (Fryer, 1992; Kataria, 2017). Tiene una fluidez adecuada, lo que le permite moverse fácilmente dentro de la membrana lipídica (Faltin *et al.*, 2010; Racchi, 2013)

Silicio

El Si es el segundo elemento más abundante en la litosfera (27.7%), solo detrás del oxígeno (O_2) (47,4%). Los compuestos de Si constituyen más del 60% de los compuestos del suelo y su concentración en forma soluble, como ácido silícico, está entre 35 y 40 mg L^{-1} o 0.1 a 0.6 mM L^{-1} (Epstein, 1999; Ma *et al.*, 2004; Fauteux *et al.*, 2005). A pesar de ser el segundo elemento más abundante en la litosfera, el Si se combina con el O_2 y forma silicatos insolubles en agua o redes de polímeros de dióxido de Si (cuarzo) por lo que tiende a salir de la circulación en un ambiente aeróbico. La forma más abundante de Si en la corteza terrestre, se intemperiza de forma muy lenta por lo que no es una fuente apreciable de ácido silícico para la biota (Exley, 1998). La solubilidad del Si, es afectada por factores como: pH, temperatura, potencial redox, contenido de materia orgánica, tamaño de partículas y principalmente su composición química (Cotton *et al.*, 1998).

El dióxido de silicio (sílice) SiO_2 se puede asociar con otros elementos, como el K^+ y Na^+ , lo que forma silicatos de potasio y sodio solubles en agua (Matinchenkov, 2004). En ecosistemas terrestres, el ciclo biogeoquímico del Si es más intenso que el ciclo del P^+ y del K^+ . Las raíces de las plantas pueden liberar enzimas (Silicazas y Silicateinas) y compuestos orgánicos (ácido cítrico y protones hidrógeno) para solubilizar el Si presente en las arcillas, proveniente de rocas y minerales intemperados. Por lo que las raíces con alta capacidad de extraer Si del suelo promoverán el mejor desarrollo de la planta (Pautot, 1991).

Silicio en la planta

El Si no es considerado como un elemento esencial para las plantas, por lo que no está incluido en las formulaciones de uso rutinario. Existen evidencias de que las

plantas con deficiencia de Si frecuentemente son más débiles, con un crecimiento, desarrollo, viabilidad y reproducción anormal y son más susceptibles al estrés abióticos, como toxicidad por metales, pueden ser invadidas fácilmente por microorganismos patógenos, insectos fitófagos y mamíferos herbívoros (Matichenkov, 2004).

El Si se absorbe por las raíces en forma de ácido silícico $[\text{Si}(\text{OH})_4]$, esto cuando el pH es menor a 9, después de la absorción por las raíces se transloca a las hojas a través del xilema mediante el flujo de transpiración aquí sucede un proceso de polimerización donde el ácido silícico se convierte en ácido silícico coloidal y finalmente en gel de sílice esto sucede cuando el ácido silícico excede una concentración de 2 mM. Este se acumula más en hojas viejas ya que dentro de la planta no es móvil. El Si forma una capa de 2.5 μm inmediatamente debajo de la capa de la cutícula, formando una doble capa de cutícula-Si además de las láminas foliares también se pueden encontrar células silificadas en la epidermis y en tejidos vasculares del tallo (Ma y Takahashi, 2002). Se ha observado que el Si es depositado preferencialmente en sitios de penetración, también es depositado a tasas más altas después de que la penetración ha ocurrido (Chérif *et al.*, 1992). Esta capa puede impedir mecánicamente la penetración de hongos interrumpiendo el proceso de infección (Ma y Takahashi, 2002).

Se ha observado que el Si hace más eficiente a la planta en responder a estímulos exógenos, activando el estado metabólico de la planta, preparando las respuestas de defensa, para desplegarlas completamente al comienzo del estrés (Lyuckx *et al.*, 2017). El Si desempeña un papel como segundo mensajero uniéndose a grupos hidroxilo de proteínas involucradas en la señalización celular, participando en la transducción de señales (Fauteux *et al.*, 2005). Regula al alza la expresión de una quinasa similar a un receptor repetido rico en leucina (LRR-RLK) en arroz (Fleck *et al.*, 2011), que es una proteína implicada en la transducción de señales intracelulares (Lyuckx *et al.*, 2017).

En tomates con problemas de infección por patógenos, provoca una regulación positiva de genes involucrados en etileno y señalización de ácido jasmónico (JERF3, TRSF1, ACCO) así como genes implicados en la respuesta al estrés, es decir,

trehalosa fosfatasa, proteína abundante en embriogénesis tardía, ferritina, también genera una mayor expresión de un regulador negativo de la señal de ácido jasmónico, JAZ1, junto con una ubiquitina proteína-ligasa: los autores proponen que JAZ1 ayuda a prevenir el daño eventual causado por la estimulación de compuestos de defensa y que la ubiquitina proteína ligasa puede degradar JAZ1 así como un regulación al alza una MAPK (MAPK19), un factor de transcripción WRKY e histonas enlazador (H1 y H5) (Ghareeb et al., 2011). Lo que prepararía a la planta para combatir una infección por hongos patógenos.

Mecanismos del silicio en plantas bajo estrés por salinidad

La suplementación con Si en plantas afectadas por estrés por salinidad ocasiona un incremento en la regulación de 40 proteínas de las cuales el 17% de las proteínas identificadas estaban relacionadas con las respuestas al estrés, el 11% con las hormonas vegetales, el 11% con la biosíntesis celular, y las proteínas restantes estaban relacionadas con la regulación transcripcional, la unión al ARN y metabolismos secundarios. Se identificaron proteínas relacionadas con el estrés, a saber, la proteína Os02g0282000, la proteína de la familia COPINE 1 y la proteína dedo de zinc A20/AN1 proteína que confiere tolerancia al estrés abiótico en muchas plantas, la cafeína-CoA O-metiltransferasa, la proteína de resistencia a la enfermedad NBSLRR y la proteína 10 relacionada con la patogénesis. Así como proteínas relacionadas con la regulación transcripcional como el factor de alargamiento de la transcripción y el homólogo del factor de alargamiento de la transcripción SPT4. Se descubrió que las proteínas como el canal de potasio AKT2, el canal de potasio similar a AKT2/3 y la giberelina 20-oxidasa están relacionadas con las hormonas vegetales (Pandey et al, 2006; Bhushan et al., 2006).

El Si se integra al ciclo como el de Calvin, el del ácido tricarbóxico, de la pentosa fosfato y provoca la estimulación de proteínas relacionadas con la fotosíntesis. En plantas tratadas con Si se encontraron proteínas como la RuBisCo y Ycf4 (proteínas fotosintéticas) en mayores cantidades (Soundararajan *et al.*, 2017).

Otro efecto es el aumento en la expresión de las enzimas β -glucosidasas, β -galactosidasas y glucosa-1-fosfato adenililtransferasa subunidad grande, lo que

implica su efecto sobre el metabolismo del almidón y la sacarosa, del mismo modo, la acetil-CoA carboxilasa, enzima precursora con papel importante en la síntesis de ácidos grasos, también el Si mostró un aumento de la glicerol-3-fosfato deshidrogenasa (GPDH) (NAD^+), que generalmente mantiene el rendimiento de NADH y el potencial redox de las mitocondrias bajo estrés salino (Muneer y Jeong, 2015). Las proteínas como el factor de reciclaje de ribosomas y la tRNA (Ile) -lisidina sintasa, asociadas con la biosíntesis de aminoácidos. La enzima conjugadora de ubiquitina E2 8 y E2 36, que se vieron afectadas por el estrés de salinidad pero mejoraron su actividad con la aplicación de Si (Muneer y Jeong, 2015).

La aplicación de Si puede reducir la absorción de Na^+ y Cl^- y mantener los niveles de K^+/Na^+ (Tuna et al., 2008) y aumentar los niveles de K^+ al estimular la actividad de la H^+ -ATPasa de la membrana plasmática y la actividad de H^+ -PPasa del tonoplasto y, por lo tanto, reduce el nivel de Na^+ y aumenta el nivel de K^+ en el citoplasma (Liang et al., 2005; Liang y Ding, 2002; Mali y Aery, 2008; Li et al., 2015).

El estrés por salinidad causa un exceso de ROS en forma de peróxido de hidrógeno (H_2O_2), superóxido (O_2^-) y radical hidroxilo (OH) en una cantidad superior a la requerida por la planta llevando a un daño oxidativo a orgánulos y membranas. Para contrarrestar esto se ha observado que el Si aumenta la actividad enzimática de SOD, POD, CAR, APX, GR, GPX causando una disminución en el estrés oxidativo (Abbas et al., 2015; Wang et al., 2011; Muneer y Jeong, 2015).

Nanotecnología

Es un término usado para identificar la tecnología en el campo nano. La escala de nano es usualmente de 1 a 100 nm (Bernard-Mantel et al., 2010; Wickson et al., 2010). La primera idea de la nanotecnología apareció en 1959 (donde la tecnología aún no se identificaba con algún nombre en específico) donde Richard Feynman propuso la idea de que "Hay un montón de espacio en el fondo" en esta hipótesis Feynman argumenta que en el futuro cercano las moléculas y átomos pueden ser directamente manipulados. La palabra "nanotecnología" primero vino a la existencia por el Profesor Norio Taniguchi en 1974, y usó la palabra para materiales precisos con alta tolerancia en los límites nanométricos (Quandt y Ozdugan, 2010; Grimes y

Kobrin, 2008). En la nanotecnología, una partícula es definida como objeto pequeño que se comporta como una unidad entera en cuanto a su transporte y propiedades, sin embargo, el diámetro de la partícula es una variable usada para clasificar esas partículas, por convenio, partículas gruesas son aquellas que cubren un rango de 10,000 a 2,500 nm, partículas finas son aquellas que cubren un rango de 2,500 a 100 nm y nano partículas (NP's) (o partículas ultra finas) son aquellas que van de 1 a 100 nm, si son dispersas en un medios gaseosos, líquidos o sólidos (Ghosh y Pal, 2007; Buzea *et al.*, 2007). Son partículas ultra finas que sus dimensiones están en el rango de uno a 100 nanómetros, debido a sus propiedades físicas y químicas, los nanomateriales han sido estudio en varios capos de la ciencia y la ingeniería (Ghormade *et al.*, 2011; Cheng y wang, 2011). Un nanómetro es una mil millonésima parte de un metro (10^{-9} m) alrededor de cien mil veces más pequeño que el diámetro de un pelo humano, mil veces más pequeño que un glóbulo rojo, alrededor de la mitad del diámetro del ADN (Neuman, 2010).

La nanotecnología es un área que se encuentra en crecimiento donde la manufacturación de nanopartículas puede ser controlada en el tamaño, forma y distribución (Nadagouda *et al.*, 2009). Es un área de interés científico intenso impulsada por el deseo de fabricar materiales con propiedades nuevas y mejoradas debido a una amplia variedad de aplicaciones potenciales en las áreas como: la física, química, biológica, la salud y otros campos interdisciplinarios de la ciencia y la ingeniería (Ghosh y Pal, 2007; Taylor *et al.*, 2013). La nanotecnología permite la investigación avanzada en muchas áreas, los descubrimientos nanotecnológicos podrían abrir nuevas aplicaciones en el campo de la biotecnología y la agricultura (Carmen *et al.*, 2003; Nair *et al.*, 2010).

Nanopartículas de Si en el crecimiento y desarrollo de plantas

Se ha encontrado que las nanopartículas de silicio (NPs Si) exhibían propiedades físicas y químicas diferentes a las de su material a granel (O'Farrell *et al.*, 2006). Por lo tanto, es importante saber cuán diferente interactúan las NPs Si dentro del medio ambiente. Debido a sus propiedades únicas, las NPs Si exhiben un gran potencial en la agricultura y pueden funcionar mejor para aliviar diferentes tensiones abióticas que

el material a granel (Tripathi et al., 2015, 2017; Cui et al., 2017; Abdel-Haliem et al., 2017). La respuesta de las plantas a las nanopartículas depende de varios factores, incluido el tamaño, la forma, el método de aplicación, las propiedades químicas y las propiedades físicas de las nanopartículas (Rastogi et al., 2017).

Las NPs de Si ayudaron a mejorar la germinación y un mayor peso fresco y seco en plántulas de tomate (Siddiqui y Al-Whaibi 2014). En avena mejoró la expresión de PAL y las lignificaciones en hojas y raíces, así como una mejora en el crecimiento (Asgari et al., 2018). En *Astragalus fridae* aumentó el grosor de las hojas y el desarrollo del sistema vascular (Moghanloo et al., 2019). En papa aumento la masa promedio del tubérculo, la longitud de raíz y brotes, así como un aumento en el contenido de clorofila y carotenoides (Mushinskiy et al., 2018). En trigo mejoró el crecimiento, desarrollo, germinación de semillas, biomasa vegetal, clorofila total y actividad fotosintética sin causar daño oxidativo (Sun et al., 2016). En plántulas de fenogreco se observó un aumento la lignificación de la pared celular del xilema, el grosor de la pared celular, la actividad PAL y la concentración de proteínas (Nazaralian et al., 2017). En haba se aumentó la floración (Roohizadeh et al., 2015).

Nanopartículas de Si contra infección por patógenos

Se ha demostrado que las NPs de Si actúan como agentes antifúngicos fuertes en el maíz contra varios fitopatógenos como *Fusarium oxysporum* y *Aspergillus niger*, al inducir una mayor expresión de compuestos fenólicos y una menor expresión de enzimas que responden al estrés como la PAL, peroxidasa y polifenol oxidasa (Suriyaprabha et al., 2014). La aplicación de NPs de Si y nanocompuestos de quitosán-Si mostraron un enfoque ecológico para el control del moho gris en uvas de mesa al observar que podrían preservar los racimos de la pérdida de masa ocasionada por el patógeno (Youssef et al., 2019). Nanoesferas de SiO₂ cargadas con NPs de Ag mostraron un efecto antibacteriano en arroz al controlar el tizón bacteriano de las hojas causado por *Xanthomonas oryzae*, actuando como bactericida al inducir la producción de especies reactivas de oxígeno e inhibir la replicación del ADN (Cui et al., 2016).

Nanopartículas de Si contra estrés abiótico

La áspersión foliar de las NPs de SiO₂ mitigan el efecto del estrés salino en pepino al aumentar el crecimiento y el rendimiento, junto con el aumento del contenido de nitrógeno y fósforo (Abdelazim *et al.*, 2017) En plántulas de soya alivió el estrés salino al aumentar la concentración de K⁺, las actividades antioxidantes de compuestos no enzimáticos y la disminución de la concentración de Na⁺, la peroxidación de lípidos y la producción de ROS (Farhangi-Abriz y Torabian, 2018). Las NPs de Si mejoraron la germinación y el crecimiento vegetativo de plántulas de pepino bajo estrés salino elevado mediante el mantenimiento adecuado de la homeostasis de K⁺/Na⁺ (Alsaeedi *et al.*, 2018). De manera similar se observó que las NPs de Si aumentaron el crecimiento y la productividad de las plántulas de pepino bajo déficit hídrico y estrés salino al aumentar la altura de la planta, el rendimiento y el contenido de clorofila, manteniendo la homeostasis iónica y el equilibrio osmótico al regular el alto contenido de K⁺ y controlar la apertura de los estomas (Alsaeedi *et al.*, 2019). En frijol común (*Phaseolus vulgaris*), las NPs de Si demostraron ser altamente efectivas para mejorar los efectos perjudiciales de los iones Na⁺ al causar un aumento en el porcentaje de germinación, el índice de vigor y la tasa de germinación de las semillas (Alsaeedi *et al.*, 2017). En tomate el alivio del estrés fue reportado por varios autores (Haghighi *et al.*, 2012; Haghighi y Pessarakli, 2013). En *Crataegus aronia* se observó un alivio del estrés por sequía mediante aumentos en el crecimiento de las plantas y aumento de las concentraciones de pigmentos fotosintéticos y disminuciones en el potencial hídrico del xilema y el contenido de MDA (Ashkavand *et al.*, 2015). La capa que pueden formar las NPs de Si puede reducir la transpiración de las plantas, gracias a esto, hacer que las plantas sean más resistentes a la sequía, las altas temperaturas y la humedad (Strout *et al.*, 2013). En plántulas de trigo se observó una protección contra el estrés UV-B a través de la activación de sistemas antioxidantes mediada por óxido nítrico que contrarrestaban los daños de la fotosíntesis inducidos por ROS (Tripathi *et al.*, 2017). En plántulas de arroz alivió la toxicidad de cadmio (Cd) y plomo (Pb) en plántulas de arroz al reducir la concentración de metales endógenos y mejorar el crecimiento, la biomasa, el rendimiento de grano y la calidad nutricional (Hussain *et al.*, 2020). De manera

similar en plántulas de trigo expuestas a estrés por Cd las NPs de Si redujeron el estrés oxidativo al reducir el peróxido de hidrógeno, la fuga de electrolitos y la peroxidación de lípidos, junto con una mayor actividad de enzimas antioxidantes como la superóxido dismutasa y peroxidasa. Además, la acumulación de Cd dentro de los granos también se redujo, el efecto fue más pronunciado con la concentración más alta de NPs (Khan *et al.*, 2020). Resultados similares fueron encontrados por Ali *et al.* (2019) en plántulas de trigo estresadas con Cd y tratadas con NPs de Si donde se mejoró la biomasa tisular, la clorofila, los atributos de intercambio de gases de las hojas al reducir los daños, la fuga de electrolitos y la acumulación de Cd, y al activar las enzimas superóxido dismutasa y peroxidasa. Estos beneficios se pudieron deber a la expresión de OsLsi1, responsable de la absorción de Si y OsHMA3, responsable del transporte vacuolar de Cd, estaban reguladas al alza, mientras que la expresión de genes de absorción de Cd como OsLCT1 y OsNRAMP5 se regulan negativamente aplicando NPs de Si (Cui *et al.*, 2017). La aplicación de NPs de Si en semillas de trigo afectó positivamente el crecimiento de plántulas de trigo al disminuir el estrés oxidativo, disminuir la concentración de Cd en los granos y mejorar la biomasa vegetal y el contenido de clorofila (Cui *et al.*, 2017). La aplicación de NPs de SiO₂, aminoraron el estrés por aluminio (Al) en plantas de maíz al reducir la actividad de las enzimas fotorrespiratorias y NADPH oxidasa, estimulando los sistemas de defensa antioxidante a nivel enzimático (ascorbato y glutatión peroxidases, catalasa, superóxido dismutasa) y no enzimático (ascorbato, glutatión, flavonoides, polifenoles, tocoferoles) y desintoxicación de metales a través de la actividad glutatión-S-transferasa (De Sousa *et al.*, 2019). La aplicación de NPs de Si ayudó a reducir la fitotoxicidad del cromo (Cr) en plantas de arveja al reducir la acumulación de Cr y el estrés oxidativo y regular al alza el sistema de defensa antioxidante y los elementos nutritivos (Tripathi *et al.*, 2015).

ARTÍCULOS

**Form of Silica Improves Yield, Fruit Quality and Antioxidant Defense System of
Tomato Plants under Salt Stress**

Article

Form of Silica Improves Yield, Fruit Quality and Antioxidant Defense System of Tomato Plants under Salt Stress

Zeus H. Pinedo-Guerrero ¹, Gregorio Cadenas-Pliego ², Hortensia Ortega-Ortiz ², Susana González-Morales ³, Adalberto Benavides-Mendoza ⁴, Jesús Valdés-Reyna ⁵ and Antonio Juárez-Maldonado ^{5,*}

¹ Doctorado en Agricultura Protegida, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila, 25315, México; ing.zeuspinedo@gmail.com (Z.H.P.-G.)

² Centro de Investigación en Química Aplicada, Saltillo, Coahuila, 25294, México; gregorio.cadenas@ciqa.edu.mx (G.C.-P.), hortensia.ortega@ciqa.edu.mx (H.O.-O.)

³ CONACYT-Departamento de Horticultura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila 25315, México; qfb_sgm@hotmail.com (S.G.-M.)

⁴ Departamento de Horticultura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila 25315, México; abenmen@gmail.com (A.B.-M.)

⁵ Departamento de Botánica, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila, 25315, México; jvaldes.reyna@gmail.com (J.V.-R.)

* Correspondence: antonio.juarez@uaaan.edu.mx; Tel.: +52-844-411-0317

Received: date; Accepted: date; Published: date

Abstract: Tomato crop is valuable worldwide thanks to its commercial and nutritional value, which plays a very important role in the human diet. However, tomato crop can be found in arid areas with high salt content. Salinity is a major problem for agriculture, as it decreases productivity, lowers economic yields, and induces soil erosion. The application of silicon has been observed to increase tolerance to abiotic stress, and specifically to salt stress. Therefore, the aim of this study is to evaluate the application of K_2SiO_3 and SiO_2 nanoparticles (SiO_2 NPs) on the growth, antioxidant content and tolerance to saline stress of tomato plants. Plant growth, fruit quality parameters (pH, AT, SST, firmness), antioxidant capacity (ABTS, DPPH), enzymatic (SOD, PAL, APX, CAT, GPX) and non-enzymatic (flavonoids, phenols, Vitamin C, β -carotene, lycopene) antioxidant compounds, chlorophylls, proteins and H_2O_2 were evaluated. The application of SiO_2 NPs at 500 mg L^{-1} had positive effects on the plants that were not subjected to stress, increasing the average fruit weight, fruit yield and chlorophyll, phenol, GSH and GPX activity. While in plants under salt stress, it helped to maintain the concentration of chlorophylls, GSH, PAL activity and Vitamin C. The application of SiO_2 NPs is more effective than K_2SiO_3 at inducing positive responses in tomato plants subjected to stress by NaCl.

Keywords: nanotechnology; environmental stress; antioxidants; biocompounds; reactive oxygen species

1. Introduction

Tomato crop is valuable worldwide thanks to its commercial and nutritional value. Furthermore, it is a good source of vitamins, minerals and antioxidants, such as carotenoids (lycopene and β -carotene) and phenolic compounds, with positive effects on human health. The consumption of these fruits has been associated with the reduction in risks related to various diseases, such as cancer and non-communicable and chronic cardiovascular diseases [1,2]. However, tomato crop can be found in

arid areas with salinity problems [3]. Salinity is an important problem for agriculture, since it decreases productivity, affecting the economy and also causing soil erosion, which affects the properties of the soil's electrical conductivity, moisture retention, permeability, cation exchange capacity, etc., and also impacts ecological aspects. It is estimated that a large area of the soil on the planet is affected by salinity, estimating up to 20% of the land area available for agriculture, which may reach up to 50% in the middle of this century [4]. The indiscriminate use of fertilizers, unsupervised irrigation, low precipitation, increased surface erosion and industrial pollution are reasons that can be associated with the appearance of salinity [5]. Under salinity conditions, plants have two response phases; the first is the so-called fast phase, which is the water deficit, while the second is the accumulation of salt and toxicity, called the slow phase [6]. In both phases, transpiration and gas exchange (H_2O , CO_2), alter the photosynthetic process, causing oxidative stress by the generation of reactive species of oxygen and/or nitrogen [7].

Silicon (Si) is the second most abundant element in the lithosphere (27.7%), only behind oxygen (O_2) (47.4%) [8]. Despite being the second most abundant element in the lithosphere, Si combines with O_2 to form water-insoluble silicates or networks of Si dioxide polymers (quartz) and tends to exit circulation in an aerobic environment. The most abundant form of Si in the Earth's crust weathers so slowly that it is not an appreciable source of silicic acid for biota [9]. Silicon has shown several positive mechanical and physiological effects in plants, such as increased resistance to pathogens and insects, increased resistance to strong wind and rain, the alleviation of drought, alleviation of salt stress through the inhibition of Na^+ and Cl^- , alleviation of P deficiency, improvement of K, P and Ca intake, reduction in the excess absorption of nutrients, such as P, y and N, and the alleviation of Mn, Cd, As, Al and Zn toxicity [10–13]. Applications of nanotechnology in agriculture have grown in recent years, especially with the use of nanoparticles (NPs) since they have different characteristics from their bulk form due to their size of less than 100 nm [14]. Silicon in the form of nanoparticles (Si NPs) increases the growth of plants [15]. Si NPs can also diminish the negative effects of oxidative stress caused by environmental factors, such as with heavy metals, through antioxidant compounds, and can also improve the osmotic potential of the cell plant system [16]. In plants under salt stress, the increased expression of genes associated with the response to salt stress has been observed [17,18]. This also inhibits the negative effect caused by salinity on growth, increasing the K^+ concentration and the K^+/Na^+ ratio [19] and improves the accumulation of proline, free amino acids, the content of nutrients, proteins, phenolic components, ascorbic acid, α -tocopherol and chlorophyll and also improves gas exchange and energy efficiency [19–21]. This also induces an increase in the activity of antioxidant enzymes, such as superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT), glutathione peroxidase (GPX), peroxidases (POX) and ascorbate peroxidase (APX) [17,19]. All these responses taken together can increase tolerance to salt stress in crops and lessen the negative impact. For this reason, the aim of the present study is to determine the effect of the application of K_2SiO_3 and SiO_2 NPs on growth, antioxidant content and salt stress tolerance in tomatoes.

2. Materials and Methods

2.1. Crop Growth

An indeterminate tomato crop variety "El Cid" (Harris Moran, Davis, CA, USA) of the saladette type was established under greenhouse conditions. The seeds were sown in trays of 200 cavities, and the substrate was a mixture of peat moss and perlite (70:30). Once the seedlings had four true leaves, they were transplanted in polyethylene bags with a capacity of 12 L with a mixture of perlite and peat moss (1:1) as substrate. The nutrition of the crop was done with Steiner solution [22] applied with a directed irrigation system using drippers. The concentration applied was 25% for the first two weeks

after the transplantation, 50% for the third and fourth weeks, 75% for the fifth and sixth weeks, and 100% for the rest of the crop cycle. The following micronutrients were used in chelated form in the nutrient solution: EDTA (2,2',2'',2'''-[Ethane-1,2-diyldinitrilo] tetraacetic acid)/Fe EDTA = 3.75 mg L⁻¹; Mn EDTA = 1.85 mg L⁻¹; B = 0.35 mg L⁻¹; Zn EDTA = 0.30 mg L⁻¹; Cu EDTA = 0.15 mg L⁻¹; Mo = 0.10 mg L⁻¹. The pH of the nutritive solution was adjusted to 6.5 with sulfuric acid each time it was prepared. The crop was managed to a single stem and, when there were between 10 and 11 clusters, the apex was cut to stop the growth of the plant at 18 weeks after transplantation. The tomato crop was developed by 21 weeks after transplantation.

2.2. Application of Treatments

Different doses of potassium silicate (K₂SiO₃) (250, 500 mg L⁻¹) and silicon dioxide nanoparticles (SiO₂ NPs) (250, 500 mg L⁻¹) were applied on the surface of the substrate 15 days after transplantation, applying 10 mL per plant every 15 days. The total number of applications was five, with a total of 50 mL of solution per plant. The application of salt stress in plants of treatments with stress was carried out with refined sea salt (NaCl) at a concentration of 50 mM. The salt was mixed with the nutritive solution and applied from transplanting and throughout the crop cycle. The electrical conductivities of the nutritive solutions were up to 3.4 dS m⁻¹ and 11 dS m⁻¹ without and with salt, respectively when the nutrient solution was applied at 100% concentration. The substrate reached an electrical conductivity of 14 dS m⁻¹ at that point. A total of 10 treatments were applied, five without salt stress and five with salt stress. The SiO₂ NPs used were 10–20 nm in size, with a spherical morphology, a surface area of 160 m² g⁻¹, and a bulk density of 0.08–0.1 g cm⁻³ (SkySpring Nanomaterials Inc., Houston, TX, USA) as described by González-Moscoso et al. [23].

2.3. Crop Growth Variables

To determine the effect of the treatments on the growth of the tomato crop at 21 weeks after transplantation, the height of the plant, shoot fresh weight, stem diameter, number of clusters and number of leaves were measured. In addition, the number of fruits per plant, the average weight of the fruits and the yield of fruits per plant were quantified.

2.4. Sampling

Samples of fully developed young leaves were taken only once at 17 weeks after transplantation, were placed in a freezer at -20 °C and then lyophilized in a freeze dryer (Yamato Scientific Co. Ltd. freeze dryer, Model D401, Santa Clara, CA, USA). After this, samples were ground with a porcelain mortar and the biochemical variables were carried out.

Tomatoes between the fourth and fifth bunches of the same size that were not damaged were selected; they were harvested in full red, according to the USDA scale (more than 90 percent of the surface in a red color sample). Six fruits were selected per treatment—each one from a different plant—washed and used immediately for quality variables. The samples were taken once at 17 weeks after transplantation.

2.5. Fruit Quality

The parameters that describe the quality of the fruit, such as hydrogen potential (pH), total soluble solids (SST), titratable acidity (AT) and firmness, were determined as described by López-Vargas et al. [24].

2.6. Biochemical Analysis

The biochemical analyses are fully described by González-Moscoso et al. [23] and López-Vargas et al. [24]. The chlorophyll content ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) was determined according to the method of Nagata and Yamashita [25]. Phenols ($\text{mg } \text{g}^{-1} \text{ DW}$) were determined using the Folin–Ciocalteu reagent, as described in [26]. Flavonoids ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) were determined with the method of Arvouet-Grand et al. [27]. Total protein ($\text{mg } \text{g}^{-1}$ of DW) determination was performed using Bradford's colorimetric technique [28]. Vitamin C ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) content was determined as described by Padayatt et al. [29]. The glutathione (GSH) content ($\text{mmol } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) was determined using the method of Xue et al. [30]. Lycopene and β -carotene content were determined according to the method of Nagata and Yamashita [25]. Antioxidant capacity by ABTS (2,2'-azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)) radical was determined using the spectrophotometric method of Re et al. [31]. Antioxidant capacity by the DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) radical was determined according to the method of Brand-Williams et al. [32]. The hydrophilic compounds were determined using a phosphate buffer for extraction and for, the lipophilic compounds, a hexane:acetone solution was used. The total antioxidant capacity was obtained by the sum of the hydrophilic and lipophilic compounds [33]. The antioxidant capacity was expressed as Vitamin C equivalents ($\mu\text{g } \text{g}^{-1} \text{ DW}$). Hydrogen peroxide was carried out according to the methodology of Patterson et al. [34]. Ascorbate peroxidase (EC 1.11.1.11) was determined by the method of Nakano and Asada [35] and is expressed as U per gram of total proteins ($\text{U } \text{g}^{-1} \text{ TP}$), where U is equal to the μmol of oxidized ascorbate per milliliter per minute. Glutathione peroxidase (EC 1.11.1.9) (U per gram of total proteins ($\text{U } \text{TP}^{-1}$), where U is equal to the mM equivalent of reduced glutathione (GSH) per milliliter per minute) was determined by the method of Flohé and Günzler [30,36]. Catalase (EC 1.11.1.6) ($\text{U } \text{TP}^{-1}$, where U is equal to the mM equivalent of H_2O_2 consumed per milliliter per minute) was quantified by the method of Dhindsa et al. [37]. Phenylalanine ammonia lyase (PAL) (EC 4.3.1.5) was determined according to the method of Sykłowska-Baranek et al. [38]. Superoxide dismutase (SOD) (EC 1.15.1.1) ($\text{U } \text{mL}^{-1}$, where U is defined as the amount of enzyme needed to exhibit 50% dismutation of the superoxide radical) was carried out using the Cayman kit (SOD Assay Kit 706002, Cayman Chemical, Ann Arbor, Michigan, USA).

2.7. Statistical Analysis

The variables of tomato growth were assessed using 10 replicates, where a plant represented a replicate. For each of the evaluated biochemical variables, five replicates per treatment were used. A completely random design was used. An analysis of variance and Fisher's least significant difference (LSD) mean test ($\alpha = 0.05$) were performed. All statistical procedures were performed using the software Infostat 2018 (<http://www.infostat.com.ar>).

3. Results

Statistically significant differences in plant height, fresh weight, stem diameter and the number of clusters were observed (Figure 1). However, in fresh weight and stem diameter, the significant difference was between treatments with and without saline stress only. The plants under salinity conditions showed a lower height, with the exception of those subjected to the A250 + NaCl treatment. In the number of clusters, a significant difference was only observed in the N250 treatment with and without salt stress, while the rest of the treatments were the same. The salinity affected the plants negatively, decreasing plant height, fresh weight and stem diameter.

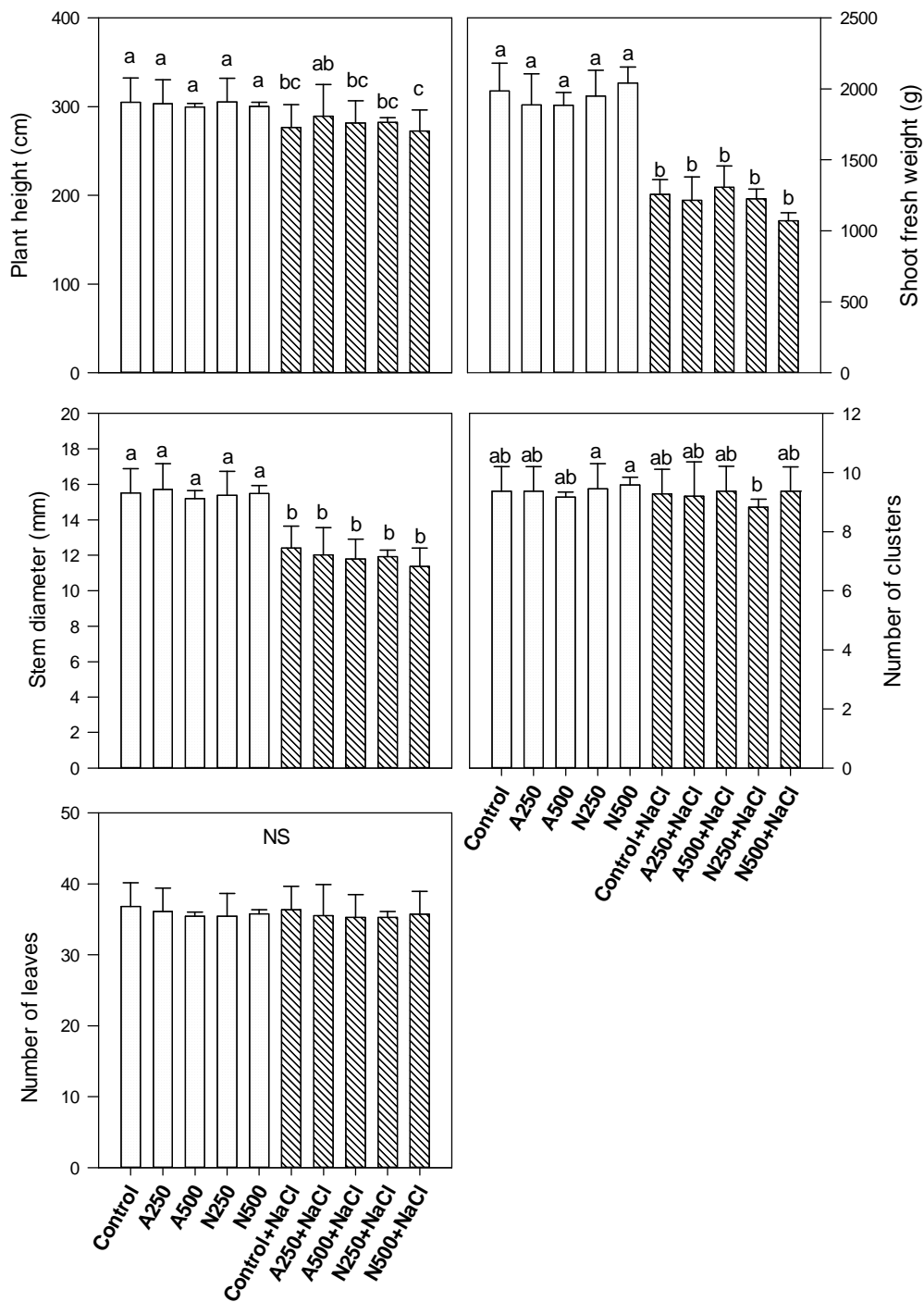


Figure 1. Plant height, shoot fresh weight, stem diameter, number of clusters and number of leaves in tomato plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 10 \pm$ standard error. NS: No significant difference. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 $mg L^{-1}$. N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 $mg L^{-1}$. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences were observed in the average weight of fruits and in the fruit yield per plant (Figure 2). The application of SiO₂ NPs showed a positive effect when there was no salt stress increasing the average weight of the tomato fruits. The N500 treatment registered 17.8% more weight than the control, while salinity decreased the average weight of the fruits in all treatments. In this condition, the application of SiO₂ NPs at 500 mg L⁻¹ also seems to induce a favorable response; however, it was not significantly different from its respective control.

The SiO₂ NPs positively impacted the fruit yield by inducing larger fruits; the treatment with 500 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs registered 18.8% more fruit yield than the control. On the other hand, salinity decreased the yield in all treatments; the application of NaCl decreased the yield by 24.7%, while in the treatment with 500 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs and NaCl it only decreased by 18.38%.

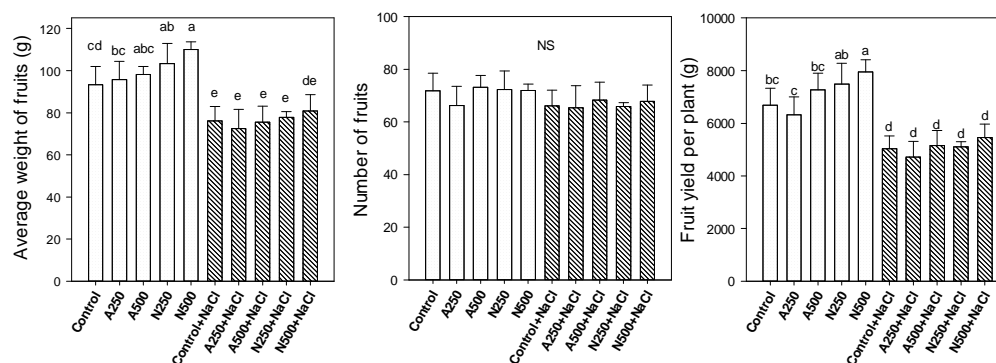


Figure 2. Average weight of fruits, number of fruits and fruit yield in tomato plants treated with K₂SiO₃ and SiO₂ NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). n = 10 \pm standard error. NS: No significant difference. A250, A500: K₂SiO₃ at 250 and 500 mg L⁻¹. N250, N500: SiO₂ NPs at 250 and 500 mg L⁻¹. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences were observed in the content of chlorophyll *a*, chlorophyll *b* and total chlorophyll (Figure 3). The application of SiO₂ NPs positively affected the chlorophyll content regardless of whether the plants were under salt stress or not. Without salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs increased the content of chlorophyll *a* by 12.5%, chlorophyll *b* by 16.8% and total chlorophyll by 15%. This same treatment under salinity increased the content of chlorophyll *a* by 17.3%, chlorophyll *b* by 15.1% and total chlorophyll by 11.4%, compared to the control with salinity.

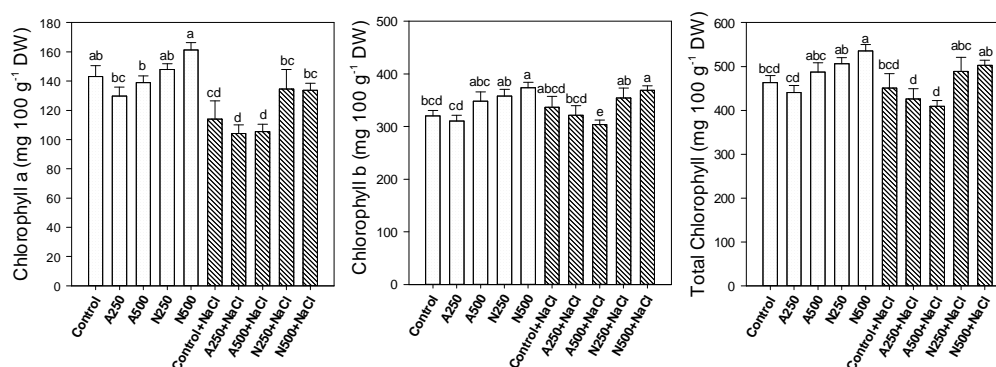


Figure 3. Chlorophyll *a*, chlorophyll *b* and total chlorophyll in the leaves of tomato plants treated with K₂SiO₃ and SiO₂ NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant

differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 mg L⁻¹. N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 mg L⁻¹. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences were observed in the content of flavonoids, phenols, Vitamin C, total proteins, glutathione and H_2O_2 (Figure 4). The flavonoid content was increased by 17.9% with the application of 500 mg L⁻¹ SiO_2 NPs when there was no salt stress; however, under salt stress the application of 250 mg L⁻¹ of K_2SiO_3 presented the highest content of these compounds—8.99% more than their respective control.

The phenol content showed a different behavior since the salinity decreased the content. However, regardless of the stress condition, the application of SiO_2 NPs significantly increased the content of these compounds. Without salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs increased the content of phenols by 25.19%, while under salinity the same treatment increased the content by 23.42% compared to its respective control.

Vitamin C was positively stimulated by salinity since the application of NaCl alone increased this compound by 72.67%. Without salt stress, only the application of 500 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs increased the Vitamin C content by 25.91%, while under stress the application of SiO_2 NPs did not induce changes regarding its control. However, regardless of the stress condition, the application of K_2SiO_3 decreased the Vitamin C content in the leaves.

SiO_2 NPs had a positive effect on total protein content only when there was no salt stress, while under stress there was no difference between treatments. Without salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs presented 26.27% more proteins than the control.

The glutathione content increased with the application of 500 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs when there was no salt stress; it presented 16.55% more than the control. Under salt stress, the glutathione content decreased by 26.99% compared to the control. However, the application of SiO_2 NPs reversed the negative effect of salinity on glutathione content. Under salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs increased the glutathione content by 60.49% compared to its respective control, while the application of 250 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs increased the glutathione content by 30.15%.

Treatments did not have a significant effect on H_2O_2 content. The content of this compound was only affected by the application of salt stress, with the lowest content being observed in treatments with NaCl application.

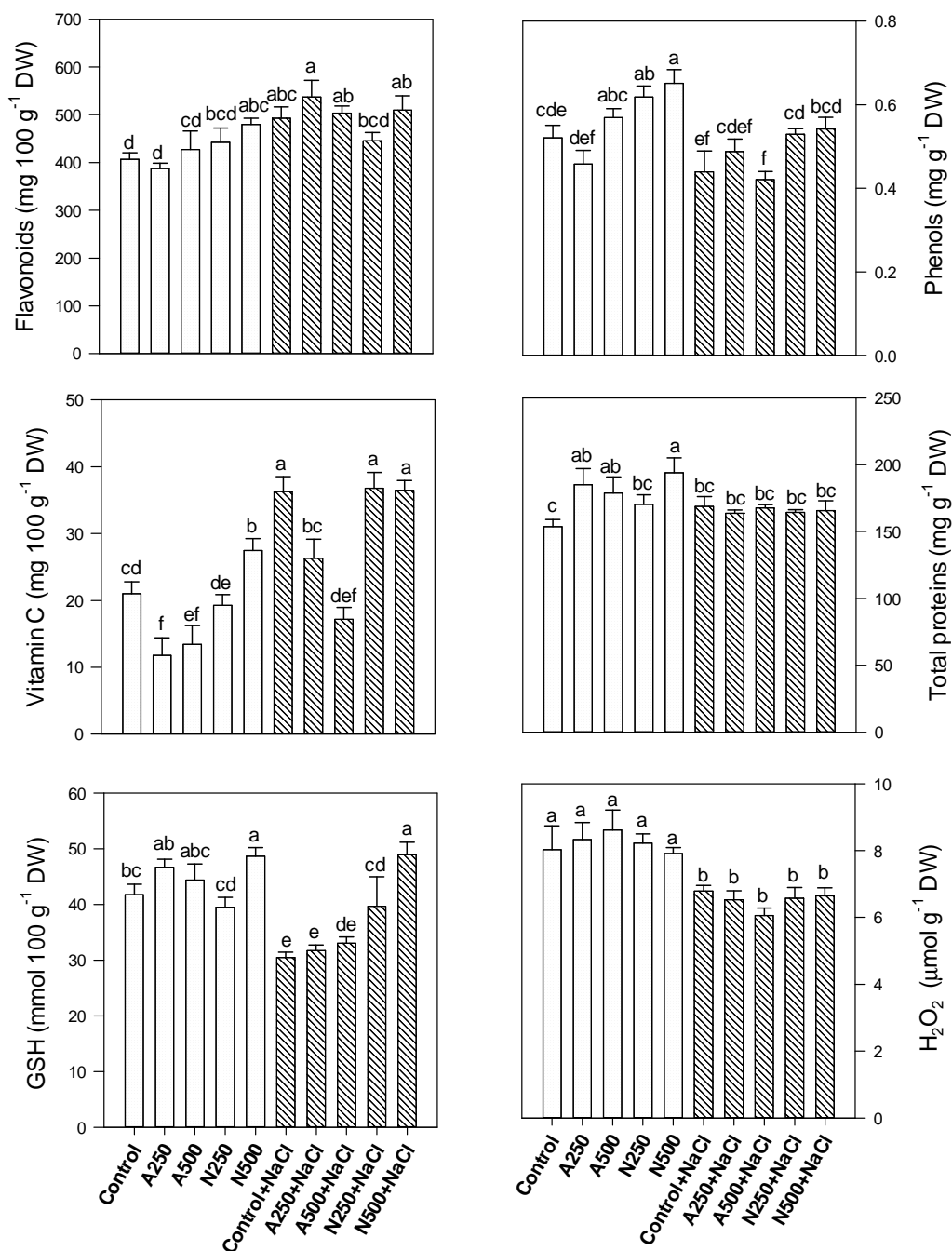


Figure 4. Flavonoids, phenols, Vitamin C, total proteins, glutathione (GSH) and hydrogen peroxide (H₂O₂) in the leaves of tomato plants treated with K₂SiO₃ and SiO₂ NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. A250, A500: K₂SiO₃ at 250 and 500 mg L⁻¹. N250, N500: SiO₂ NPs at 250 and 500 mg L⁻¹. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences in leaves' enzymatic activity were observed (Figure 5). The enzymatic activity of SOD was affected by the application of the treatments, where the highest enzymatic activity was observed with the application of 250 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs in the absence of salt stress, although it was not different from the control. The application of 500 mg L⁻¹ SiO₂ NPs decreased SOD activity by 17.85% under the same condition. Under salt stress conditions, there was an increasing trend in SOD activity due to the application of the treatments; however, the difference was not significant compared to its respective control.

PAL activity was increased with the application of SiO₂ NPs regardless of the stress condition, although it was greater under salt stress. Without stress, the application of 500 mg L⁻¹ SiO₂ NPs increased PAL activity by 94.48% compared to the control. Under saline stress conditions, both doses of SiO₂ NPs increased PAL activities, these being 81.20% more with 250 mg L⁻¹, and 77.48% more with 500 mg L⁻¹ compared to their respective controls.

The enzymatic activity of APX showed differences between treatments; under salt stress the application of 500 mg L⁻¹ of K₂SiO₃ and 250 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs significantly increased the activities of this enzyme, these being 60.06% and 53.27% more than their respective controls.

Catalase activity was decreased both by salt stress and by the application of silicon in both forms (K₂SiO₃ and SiO₂ NPs). The GPX activity was due to both the high doses of silicon (regardless of the form) and the application of NaCl. In the absence of salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ of K₂SiO₃ and SiO₂ NPs increased GPX activity by 251% and 265% compared to the control. Under salt stress conditions, all silicon treatments decreased GPX activity compared to only NaCl application.

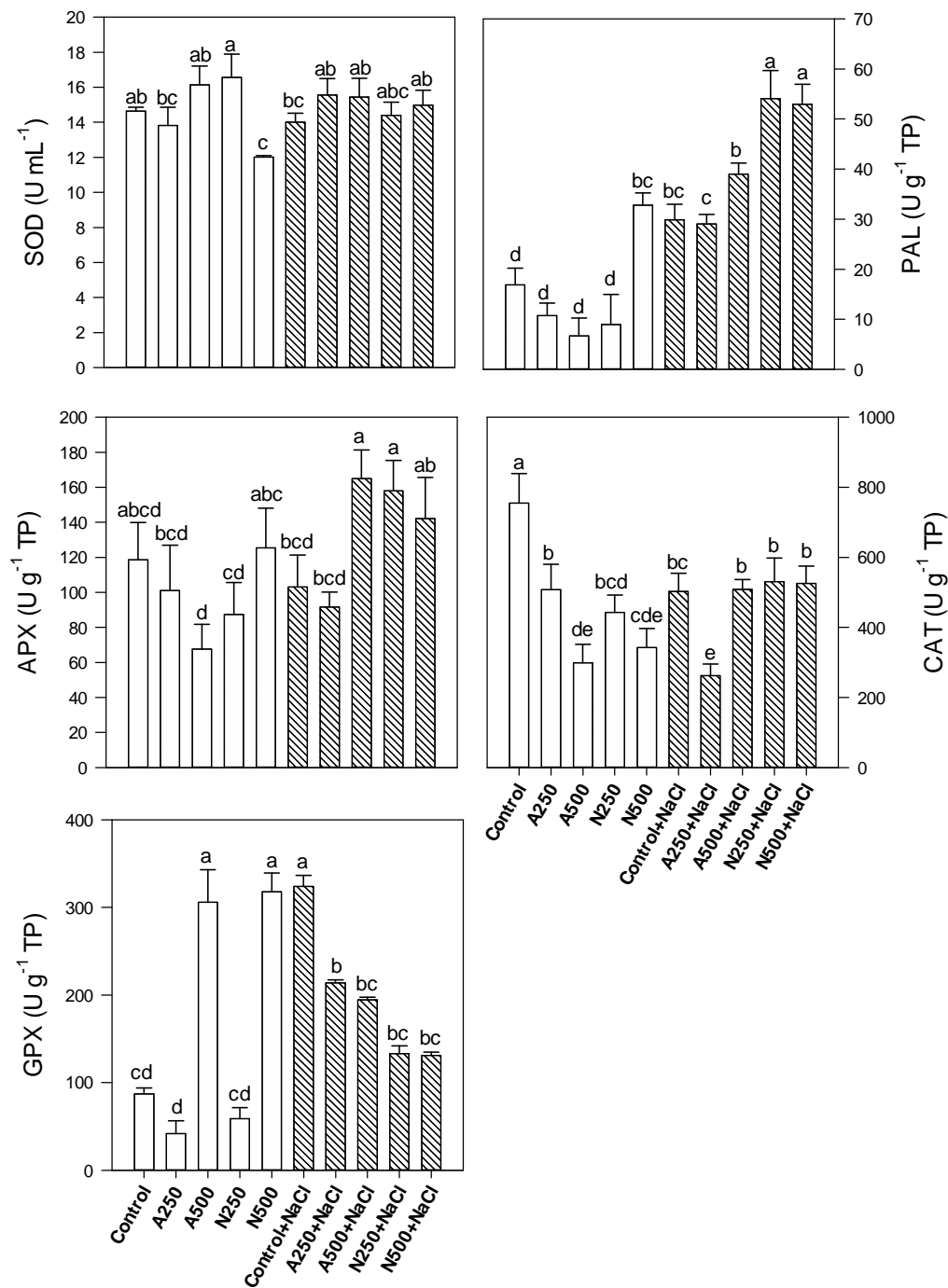


Figure 5. Enzymatic activity of superoxide dismutase (SOD), phenylalanine ammonia lyase (PAL), ascorbate peroxidase (APX), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX) in the leaves of tomato plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$

standard error. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 mg L⁻¹. N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 mg L⁻¹. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

The antioxidant capacity evaluated in the leaves showed significant differences between treatments in both radicals studied (ABTS and DPPH) (Figure 6). Similar behaviors were not observed among the radicals; in the ABTS radical, the highest antioxidant activity of hydrophilic compounds and total antioxidant activity was observed in the control, while the antioxidant activity for lipophilic compounds was better in the treatment of 250 mg L⁻¹ of K_2SiO_3 and in the control under salinity. With the DPPH radical, the treatment with 250 mg L⁻¹ of SiO_2 NPs in hydrophilic compounds presented 3.5% more antioxidant activity than the control without stress. Also the treatment with 500 mg L⁻¹ of K_2SiO_3 showed an activity of 6.3% more than the control in hydrophilic compounds when there was no salt stress. However, under salinity conditions, there were no treatments better than the control; in contrast, the application of 500 mg L⁻¹ of K_2SiO_3 decreased the antioxidant capacity compared to the control.

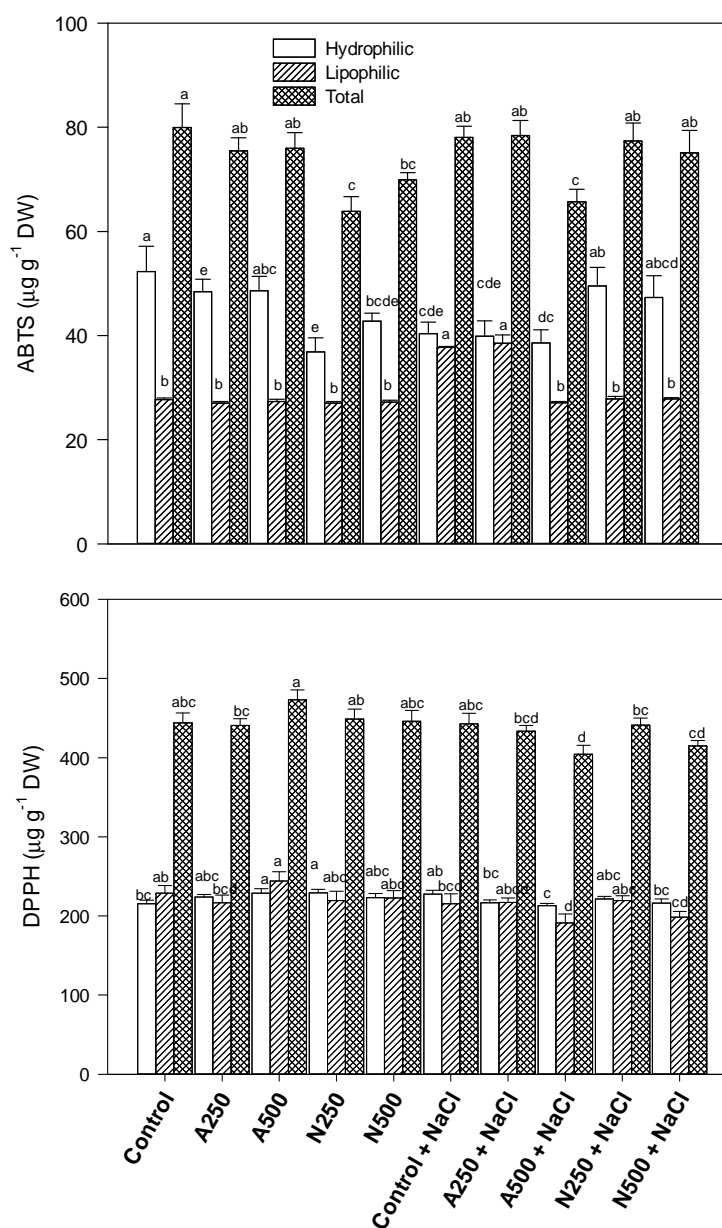


Figure 6. Antioxidant activity with the ABTS and DPPH in the leaves of tomato plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 mg L^{-1} . N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 mg L^{-1} . NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

In the antioxidants in tomato fruits, significant differences between treatments were observed in the content of flavonoids, phenols, Vitamin C and β -carotene. The GSH and lycopene were not affected by the treatments or salinity, as they did not show significant differences (Figure 7). The contents of the flavonoids in fruit showed a different behavior from those found in the leaves, since these were decreased by salinity. In the absence of salt stress, the highest flavonoid content was found in the

control. Phenols were not modified by the salt stress condition, while the application of silicon in both forms induced a positive effect. In the absence of salt stress, an increase in phenols was observed with the application of 500 mg L⁻¹ of K₂SiO₃, this being 70.3% more than the control. Under stress conditions, the application of 250 mg L⁻¹ SiO₂ NPs induced the highest phenol content, although it was not significantly different from its respective control.

Vitamin C showed a different behavior from that found in the leaves; the fruit was not directly affected by salinity. In the absence of salt stress, the application of 250 mg L⁻¹ of SiO₂ NPs induced the highest content of this compound, this being 11.3% more than the control. Under salt stress, the application of 500 mg L⁻¹ SiO₂ NPs induced the highest content of Vitamin C; however, it was not different from its respective control.

β-carotene was stimulated by silicon in both forms in the absence of salt stress, increasing in a range 371%–492% due to the effect of the treatments. However, salinity also induced an increase in this compound, this being 402% higher compared to the control. Under salt stress, the treatments did not show differences compared to the application of NaCl.

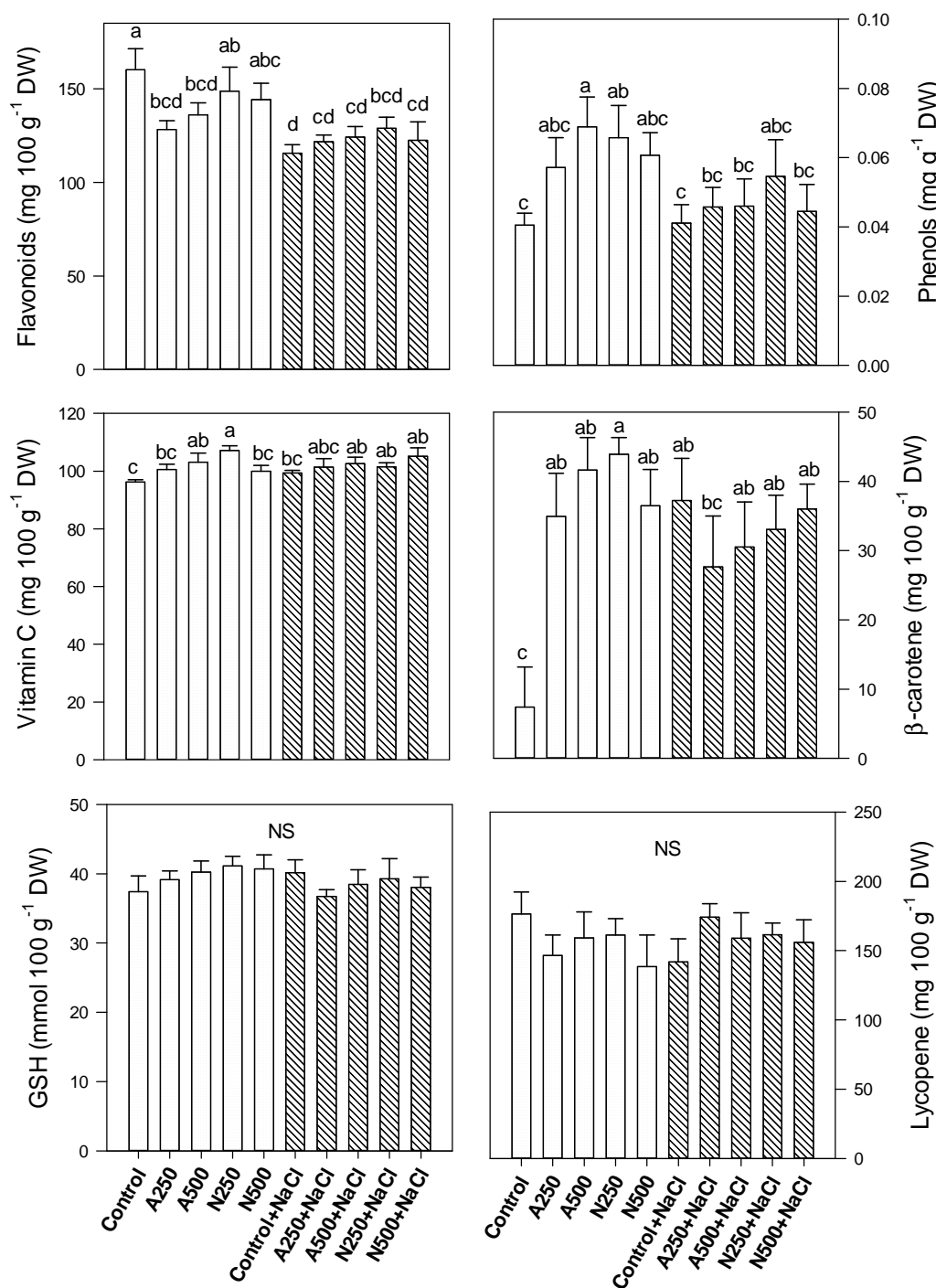


Figure 7. Flavonoids, phenols, Vitamin C, β-carotene, glutathione (GSH) and lycopene in tomato fruits of plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. NS: No significant difference. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 mg L⁻¹. N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 mg L⁻¹. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences in the antioxidant capacity of the fruit were observed in both radicals ABTS and DPPH (Figure 8). In the ABTS radical, the control showed the highest total antioxidant and lipophilic compound activity in the absence of salt stress. Under stress conditions, the application of 250 mg L⁻¹ of K₂SiO₃ induced the highest total antioxidant and hydrophilic compound activity compared to the respective controls.

In the DPPH radical, the highest total antioxidant activity and lipophilic compounds were found in the control and with the application of 250 mg L⁻¹ of K₂SiO₃, while in hydrophilic compounds, the highest antioxidant activity was obtained with the application of only NaCl.

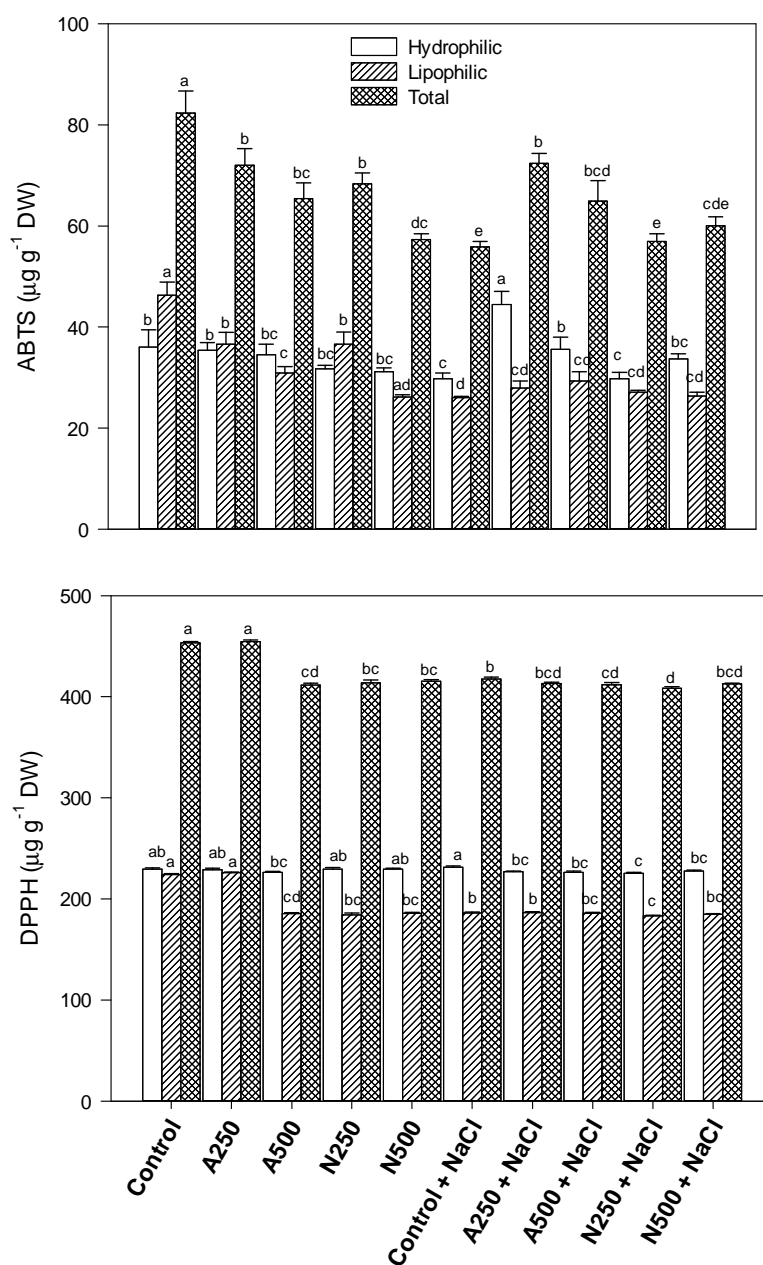


Figure 8. ABTS and DPPH antioxidant activity in tomato fruits of plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 mg L^{-1} . N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 mg L^{-1} . NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

Differences in fruit quality were observed (Figure 9). The highest pH was found in the A250 treatment, which was 1.1% higher than the control, while the lowest pH was shown by the N500 + NaCl treatment, having a pH 3.89% lower than the control. In firmness, a slight increase was observed in fruits of plants without salt stress and treated with NPs. Under salt stress, the greatest firmness improvements in treatments were found with the application of K_2SiO_3 , these being 8.4% greater than the control. The highest titratable acidity in plants without saline stress was found in the control treatment; under saline conditions, the highest titratable acidity was observed in the 250 mg L^{-1} of K_2SiO_3 treatment. The lowest titratable acidity was shown in the 250 mg L^{-1} of SiO_2 NPs treatment with and without salt stress. The TSS content was directly affected by salinity since the treatments under salt stress had the highest contents.

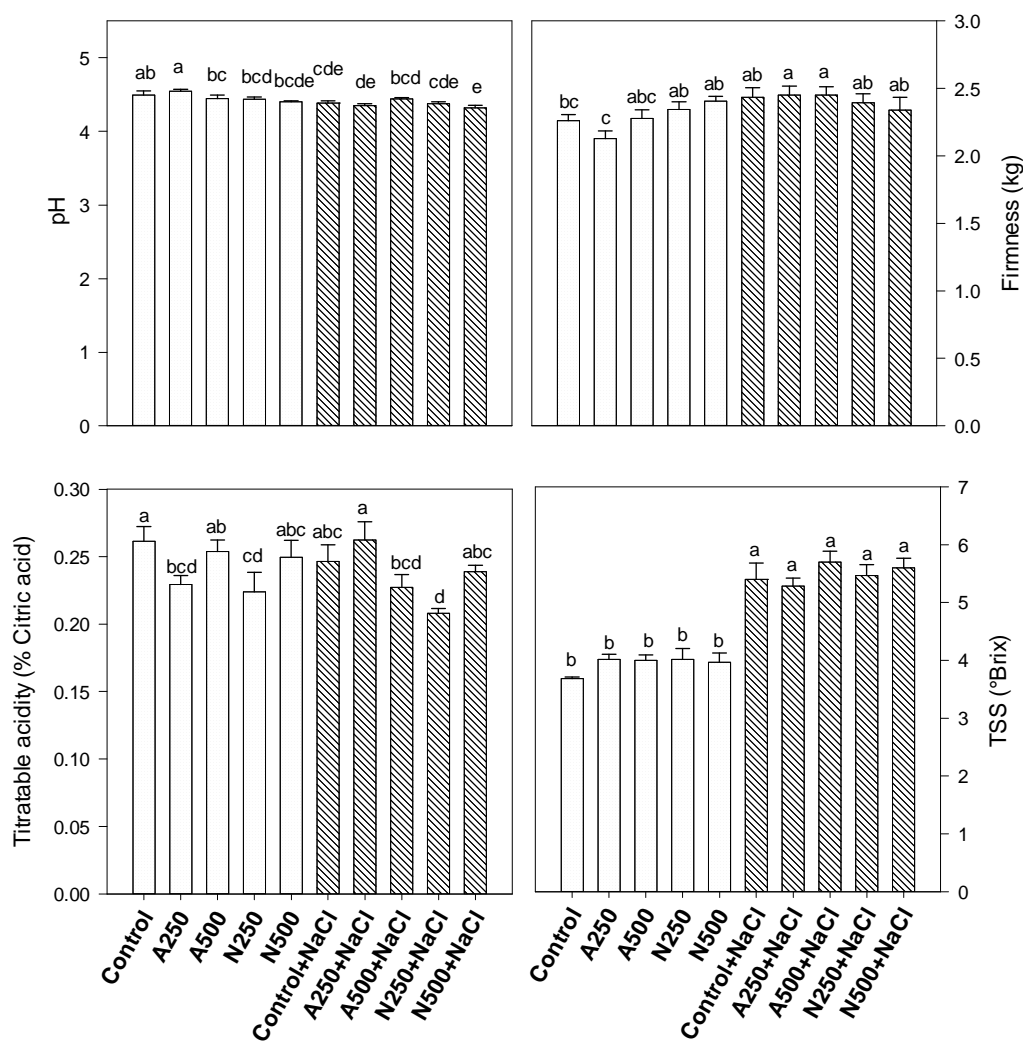


Figure 9. pH, firmness, titratable acidity and total soluble solids (TSS) in tomato fruits of plants treated with K_2SiO_3 and SiO_2 NPs under salt (NaCl) stress. Different letters on the bars indicate significant differences according to the Fisher's least significant difference test ($\alpha = 0.05$). $n = 5 \pm$ standard error. A250, A500: K_2SiO_3 at 250 and 500 $mg\ L^{-1}$. N250, N500: SiO_2 NPs at 250 and 500 $mg\ L^{-1}$. NaCl: Plants developed under salt stress at 50 mM of NaCl applied via nutritive solution throughout the crop cycle.

4. Discussion

High concentrations of salt in the soil solution decrease the acquisition of water by plants, induce the toxicity of specific ions and nutritional imbalances, affecting growth [6,39]. A decrease in biomass, leaf area and growth has been observed in several crops [40,41]. Salinity causes an increase in the osmotic potential of plants, causing a reduction in water absorption and a decrease in water import to the fruit, reducing the weight of the fruits [42,43]. The yield was diminished due to the weight of the fruits and not to the number of fruits, similar to that reported by Sakamoto et al. [43]. Contrary to this, silicon nanoparticles improve water use efficiency, relative water content and turgor pressure [44], which can increase the import of water to the fruit, increasing the weight of and, therefore, the fruit yield.

Reducing the chlorophyll content is the fastest response to salinity [45] and it is a symptom of damage to plant growth and development. The decrease in chlorophyll is attributed to the inhibition of synthesis, together with its degradation by the enzyme chlorophyll [46], being a photoprotection mechanism to reduce the absorbance of light [47]. Matichenkov and Kosobrukhov [48] noticed an increase in the activity of the photosynthetic system with the application of silicon. Kalthé et al. [42] reported a decrease in the chlorophylls in basil plants under salt stress in the control treatment and in plants treated with Si; however, the application of SiO_2 NPs increased the concentration of chlorophylls. Haghghi and Pessaraklib [49] also found an increase in the chlorophyll with the application of Si and Si NPs in cherry tomato under salt stress—results similar to those found in the present investigation. Silicon is integrated into cycles, such as Calvin's, tricarboxylic acid's, pentose phosphate's, causing the stimulation of proteins related to photosynthesis and guaranteeing the photoprotection of plants [50].

Salt stress results in oxidative stress due to the generation of reactive oxygen species and/or reactive nitrogen species [7]. Furthermore, as a response to unfavorable environmental factors, secondary metabolites, such as phenolic compounds, are synthesized, which are crucial for the growth and reproduction of plants [51]. Flavonoids show antioxidant activity as they belong to phenolic compounds. Found in the leaves, flowers and pollen, they generally accumulate in the vacuole as glycosides, although they also occur as exudates on the leaves and other parts of plants [52]. They play a role as signaling or protective molecules against reactive oxygen species. Therefore, it is common to observe an increase in phenolic compounds with salt stress [53,54]. Telesiński et al. [55] demonstrated an increase in flavonoid content and a decrease in phenols, similar to what happened in the leaves, while in the fruit both were diminished by salinity.

Vitamin C is the most abundant antioxidant and has the greatest reducing potential; it is considered the most powerful reactive oxygen species (ROS) detoxifier. It can directly quench reactive oxygen radicals (superoxide, hydroxyl, singlet oxygen) and can reduce the H_2O_2 to H_2O through activity of the ascorbate peroxidase enzyme. It can protect the membranes by regenerating tocopherols from tocopherol radicals. It is necessary to have high levels to compensate for oxidative stress and regulate metabolic processes [56–58]. It is also essential in the human diet, since the human body cannot produce it—the only way to obtain it is by ingesting it from fruits [29]. In the plant, it works as an antioxidant and cofactor in redox reactions; its levels can vary due to stress factors [59,60]. Telesiński et al. [55] positively correlate ascorbate with Cl^- content in plants. This can be attributed to the increase in Vitamin C content in plants that were subjected to NaCl stress. Farhangi-Abriz and Torabian [19]

reported similar results, finding an increase in the content of Vitamin C in soybeans under salt stress conditions with the application of SiO₂ NPs. On the part of the SiO₂ NPs, the increase in the content of Vitamin C could be due to the fact that Si under saline conditions increases the activity of the enzymes monodehydroascorbate reductase (MDHAR) and dehydroascorbate reductase (DHAR), related to the cycle of ascorbic acid–glutathione, recycling Vitamin C in an important way [61].

Proteins play an important role in tomato development and quality [62]. They are involved in the electron transport chain, Krebs cycle, carbon metabolism and stress response [63]. The highest protein contents were observed in the treatment of SiO₂ NPs in plants without salt stress; however, it has been observed that silicon has very little impact on the metabolism of non-stressed plants [64]. Nwugo and Huerta [65] found that, in rice, silicon alters only four proteins in the absence of stress, compared to 57 proteins in plants stressed with cadmium. The stimulus could be due to the application of silicon in the form of NPs, since NPs can induce oxidative stress [66], and not silicon in its ionic form. Nazaralian et al. [67] also found an increase of 25% in the proteins when sodium silicate and Si NPs were added, which is different from the present work since only an increase was found in the application of Si NPs.

Hydrogen peroxide (H₂O₂) is a free radical derived from oxygen. It is the result of the reduction of O²⁻ electrons and it has the highest half-life of ROS and smallest molecule size, allowing it to cross cell membranes and function as a signaling agent, particularly for acclimatization processes of stress and antioxidant defense [68]. It has been observed that the presence of H₂O₂ in the apoplast plays an active role in the transcription of resistance genes and, being toxic to pathogens, plays a positive role, limiting the spread of invading organisms by cell death around the infection [56,69]. It is common to observe an increase in H₂O₂ under salt stress; however, in the present work, a decrease in its content was observed in plants under salinity, which could be due to the observed increase in Vitamin C content and the activity of the enzymes SOD and APX, the latter being dependent on Vitamin C.

Glutathione (GSH) is necessary to maintain a normal state in the cells and to compensate for the harmful effects of stress. It can remove ¹O₂, H₂O₂ and the hydroxyl radical. GSH is the substrate for glutathione S-transferase and it plays an important role in the detoxification of dehydroascorbate reductase and xenobiotics. In combination with its oxidized form, glutathione maintains a redox balance in the cells, being important to maintain the redox state under normal or stressful conditions. When stress increases, the concentration of GSH decreases, oxidizing the redox state [70–72]. Pérez-Labrada et al. [73] reported an increase in tomato GSH content under salinity with Cu NPs. The increase was observed in plants with and without salt stress. This is similar to what was found in the present study, which tells us that the increase in GSH may be due to NPs. One of the forms of action of the NPs is the stimulation and modulation of ROS [74]. Moreover, silicon improves the activity of glutathione reductase, an enzyme involved in the GSH recovery cycle, which can improve the levels of this compound [61].

There are different types of carotenoids in plants, such as β-carotene and β-cryptoxanthin, and non-provitamin A carotenoids, such as lutein and lycopene [75]. They are lipophilic organic compounds found in chloroplasts that perform many functions in plant metabolism, including a role in tolerance to oxidative stress. Carotenoids have different functions as light energy collectors and chlorophyll and O₂ triplet extinguishers, and are essential elements of the xanthophyll cycle, among others [76]. In this work, a clear trend in the behavior of β-carotene was not observed, since an increase was shown in both forms of silicon with and without salinity, even by NaCl alone, which may indicate that all treatments induce this compound, which may allow for more stress tolerance.

The antioxidant enzymes through various chemical reactions eliminate intracellular ROS from organs, such as chloroplast, cytosol, apoplast, peroxisomes and mitochondria [77,78]. Prolonged salinity stress causes oxidative stress, generating ROS harmful to biomolecules, such as proteins, nucleic acids and membrane lipids. [79]. One reaction to protect against excessive Na ion growth in tissues is to improve the activity of antioxidant enzymes [80]. SOD acts as the first line of defense

against ROS, catalyzing the conversion of the superoxide or singlet oxygen radical into hydrogen peroxide (which is less harmful) and molecular oxygen [81]. It is one of the most important enzymes in the defense system against oxidative stress and is found in all the cells of the plant. The increase in SOD activity at the cellular level, when there is environmental stress, is a clear indicator of its function in the defense system in charge of neutralizing oxidative stress [52]. CAT plays an important role in the defense system of plants against oxidative stress. CAT plays a positive role by cooperating with SOD to eliminate ROS, degrading H_2O_2 into water and oxygen [82]. Similarly, APX transforms H_2O_2 into H_2O using ascorbate as a hydrogen donor, producing monodehydroascorbate, which is found in various cellular compartments. It is the key enzyme to remove hydrogen peroxide in the chloroplast and cytosol from plant cells [83]. GPX is a class of enzymes in the antioxidant defense system that catalyzes reactions in the ascorbate–glutathione cycle, contributing to the elimination of ROS and using glutathione as a reducing agent from H_2O_2 to H_2O through processes mediated by a thiol group independent of ascorbate [84,85]. The activities of glutathione reductase (GR) and GPX maintain a balanced state of reduced glutathione/glutathione oxidized (GSH/GSSG) [86]. An increase in the activity of enzymes, such as SOD, APX and GPX, has been reported in plants with the application of Si in dill, barley, cucumber and tomato plants [87–90]. PAL catalyzes the non-oxidative deamination of L-phenylalanine to form trans-cinnamic acid and a free ammonium ion. The conversion of phenylalanine into trans-cinnamic acid is the step to channel the carbon input from primary metabolism to secondary phenylpropanoid metabolism. Its importance in metabolism is due to the large amounts of phenylpropanoid products found in plants [91]. The general metabolism of phenylpropanoid generates an enormous variety of secondary metabolites, and phenylpropanoids contribute to the responses to biotic and abiotic factors [92]. PAL catalyzes the velocity-determining step in the phenylpropanoid pathway responsible for phenolic compounds [93]. PAL activity mediates the discouragement of phenylalanine and, together with trans-cinnamic acid, they are precursors of phenolic compounds, such as lignin [94]. Lignin is a complex mixture of phenolic compounds and is essential in the structure of the vascular cell wall and the mechanical support of the plant and water transport [95]. Silicon regulates the expression of many genes, including the activity of enzymes such as PAL, although there is still no clarity on the specific mechanisms [67]. Furthermore, silicon, by improving the ascorbic acid–glutathione cycle and improving the activity of enzymes related to it, significantly improves the activity of antioxidant enzymes, such as APX and GPX [61]. The increase in SOD enzyme activity may be related to the fact that silicon positively regulates the expression of mRNA [Cu=Zn] SOD [96]. Nazaralian et al. [67] found an increment of 60% PAL by the application of sodium silicate and Si NPs in fenugreek.

There are different methods to measure antioxidant capacity—the two most used are ABTS (2,2'-azino-bis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) and DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) [97]. The total antioxidant activity in tomato is commonly classified as hydrophilic and lipophilic. Hydrophilic compounds are mainly phenolic compounds and Vitamin C, comprising 83% of the total antioxidant activity, while lipophilic compounds are conferred by carotenoids, Vitamin E and lipophilic phenols, comprising 17% of total antioxidant capacity [98]. No clear trend was observed in the ABTS radical, in which a greater antioxidant activity was observed in the control. However, for the DPPH radical, an increase in antioxidant capacity was observed by K_2SiO_3 . That being said, it is clear that the application of silicon in both forms can influence the antioxidant capacity of tomato plants by modifying the different enzymatic and non-enzymatic antioxidants.

The pH was kept between 4 and 4.5; its changes are due to the transformation of organic acids into simple sugars [24]. Costan et al. [99] point out that the titratable acidity of tomato fruit increases when there is saline stress; however, in the present work this does not happen. A clear trend is not observed, nor is an effect marked either by salinity or the application of treatments. Salinity causes an increase in the osmotic potential of plants, causing a reduction in water absorption and a decrease in

water flux into the fruit [43]. This causes an increase in the concentration of TSS and an accumulation of solutes and organic molecules typically generated in plants under salt stress [100]. In tomato fruits under salinity, Sakamoto et al. [43] reported less water in the fruit and a higher dry weight, thus modifying the firmness of the fruit, since an increase in firmness was observed in the fruits that were under stress due to salinity.

5. Conclusions

The application of SiO₂ NPs at 500 mg L⁻¹ had positive effects on the plants that were not subjected to salt stress, increasing the weight of the fruits and, therefore, increasing the fruit yield. In addition, the concentration of chlorophylls, phenols, GSH and GPX activity was increased. In plants subjected to salt stress, the application of SiO₂ NPs helped to maintain the concentration of chlorophylls and the content of GSH, PAL and Vitamin C. In addition to this, the application helped to maintain fruit size and fruit quality.

The results showed that the application of silicon in both forms (SiO₂ NPs and K₂SiO₃) induced positive responses in tomato plants under salt stress. However, SiO₂ NPs showed more favorable results in tomato plants under this stress condition.

Author Contributions: Conceptualization, A.J.-M., A.B.-M. and G.C.-P.; methodology, Z.H.P.-G. and H.O.-O.; formal analysis, Z.H.P.-G. and S.G.-M.; writing—original draft preparation, Z.H.P.-G. and S.G.-M.; writing—review and editing, A.J.-M. and J.V.-R. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research received no external funding.

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Canene-Adams, K.; Campbell, J. K.; Zaripheh, S.; Jeffery, E. H.; Erdman, J. W. The Tomato As a Functional Food. *J. Nutr.* **2005**, *135*, 1226–1230, doi:10.1093/jn/135.5.1226.
2. Frusciante, L.; Carli, P.; Ercolano, M. R.; Pernice, R.; Di Matteo, A.; Fogliano, V.; Pellegrini, N. Antioxidant nutritional quality of tomato. *Mol. Nutr. Food Res.* **2007**, *51*, 609–617, doi:10.1002/mnfr.200600158.
3. Murillo-Amador, B.; Reyes-Pérez, J. J.; Hernández-Montiel, L. G.; Rueda-Puente, E. O.; De Lucia, B.; Beltrán-Morales, F. A.; Ruiz-Espinoza, F. H. Physiological responses to salinity in *Solanum lycopersicum* L. varieties. *Pakistan J. Bot.* **2017**, *49*, 809–818.
4. Hu, Y.; Schmidhalter, U. Limitation of Salt Stress to Plant Growth. In *Plant Toxicology*; Hock, B., Elstner, E. F., Eds.; CRC Press, **2004**; pp. 205–238.
5. Shrivastava, P.; Kumar, R. Soil salinity: A serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. *Saudi J. Biol. Sci.* **2015**, *22*, 123–131, doi:10.1016/j.sjbs.2014.12.001.
6. Machado, R.; Serralheiro, R. Soil Salinity: Effect on Vegetable Crop Growth. Management Practices to Prevent and Mitigate Soil Salinization. *Horticulturae* **2017**, *3*, 30, doi:10.3390/horticulturae3020030.
7. Ashraf, M.; Harris, P. J. C. Photosynthesis under stressful environments: An overview. *Photosynthetica* **2013**, *51*, 163–190, doi:10.1007/s11099-013-0021-6.
8. Epstein, E. Silicon: Its manifold roles in plants. *Ann. Appl. Biol.* **2009**, *155*, 155–160, doi:10.1111/j.1744-7348.2009.00343.x.
9. Exley, C. Silicon in life: A bioinorganic solution to bioorganic essentiality. *Inorg. Biochem.* **1998**, *69*, 139–144, doi:10.1016/S0162-0134(97)10010-1.
10. Guntzer, F.; Keller, C.; Meunier, J. D. Benefits of plant silicon for crops: A review. *Agron. Sustain. Dev.* **2012**, *32*, 201–213.
11. Zhu, Y.; Gong, H. Beneficial effects of silicon on salt and drought tolerance in plants. *Agron. Sustain. Dev.* **2014**, *34*, 455–472.

12. Shi, Y.; Wang, Y.; Flowers, T. J.; Gong, H. Silicon decreases chloride transport in rice (*Oryza sativa* L.) in saline conditions. *J. Plant Physiol.* **2013**, *170*, 847–853, doi:10.1016/j.jplph.2013.01.018.
13. Savvas, D.; Ntatsi, G. Biostimulant activity of silicon in horticulture. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2015**, *196*, 66–81.
14. Juárez-Maldonado, A.; Ortega-Ortiz, H.; González-Morales, S.; Morelos-Moreno, Á.; Cabrera-de la Fuente, M.; Sandoval-Rangel, A.; Cadenas-Pliego, G.; Benavides-Mendoza, A. Nanoparticles and Nanomaterials as Plant Biostimulants. *Int. J. Mol. Sci.* **2019**, *20*, 1–19, doi:10.3390/ijms20010162.
15. Yuvakkumar, R.; Elango, V.; Rajendran, V.; Kannan, N. S.; Prabu, P. Influence of nanosilica powder on the growth of maize crop (*Zea Mays* L.). *Int. J. Green Nanotechnol. Biomed.* **2011**, *3*, 180–190, doi:10.1080/19430892.2011.628581.
16. Sanglard, L. M. V. P.; Martins, S. C. V.; Detmann, K. C.; Silva, P. E. M.; Lavinsky, A. O.; Silva, M. M.; Detmann, E.; Araújo, W. L.; DaMatta, F. M. Silicon nutrition alleviates the negative impacts of arsenic on the photosynthetic apparatus of rice leaves: An analysis of the key limitations of photosynthesis. *Physiol. Plant.* **2014**, *152*, 355–366, doi:10.1111/ppl.12178.
17. Gowayed, S. M. H.; Al-Zahrani, H. S. M.; Metwali, E. M. R. Improving the Salinity Tolerance in Potato (*Solanum tuberosum*) by Exogenous Application of Silicon Dioxide Nanoparticles. *Int. J. Agric. Biol.* **2017**, *19*, 183–192, doi:10.17957/IJAB/15.0262.
18. Almutairi, Z. M. Effect of nano-silicon application on the expression of salt tolerance genes in germinating tomato (*Solanum lycopersicum* L.) seedlings under salt stress. *Plant Omics* **2016**, *9*, 106–114.
19. Farhangi-Abriz, S.; Torabian, S. Nano-silicon alters antioxidant activities of soybean seedlings under salt toxicity. *Protoplasma* **2018**, *255*, 953–962, doi:10.1007/s00709-017-1202-0.
20. Xie, Y.; Li, B.; Tao, G.; Zhang, Q.; Zhang, C. Effects of nano-silicon dioxide on photosynthetic fluorescence characteristics of *Indocalamus barbatus* McClure. *J. Nanjing For. Univ. (Natural Sci. Ed.)* **2012**, *36*, 59–63.
21. Suriyaprabha, R.; Karunakaran, G.; Yuvakkumar, R.; Prabu, P.; Rajendran, V.; Kannan, N. Growth and physiological responses of maize (*Zea mays* L.) to porous silica nanoparticles in soil. *J. Nanoparticle Res.* **2012**, *14*, 1–14, doi:10.1007/S11051-012-1294-6.
22. Steiner, A. A. A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant Soil* **1961**, *15*, 134–154, doi:10.1007/BF01347224.
23. González-Moscoso, M.; Martínez-Villegas, N. V.; Cadenas-Pliego, G.; Benavides-Mendoza, A.; Del Carmen Rivera-Cruz, M.; González-Morales, S.; Juárez-Maldonado, A. Impact of silicon nanoparticles on the antioxidant compounds of tomato fruits stressed by arsenic. *Foods* **2019**, *8*, 1–18, doi:10.3390/foods8120612.
24. Lopez-Vargas, E. R.; Ortega-ortiz, H.; Cadenas-pliego, G.; De-Alba-Romenus, K.; Cabrera-De-La-Fuente, M.; Benavides-Mendoza, A.; Juarez-Maldonado, A. Foliar Application of Copper Nanoparticles Increases the Fruit Quality and the Content of Bioactive Compounds in Tomatoes. *Appl. Sci.* **2018**, *8*, 1–15, doi:10.3390/app8071020.
25. Nagata, M.; Yamashita, I. Simple Method for Simultaneous Determination of Chlorophyll and Carotenoids in Tomato Fruit. *J. Japanese Soc. Food Sci. Technol. Shokuhin Kagaku Kogaku Kaishi* **1992**, *39*, 925–928, doi:10.3136/nskkk1962.39.925.
26. Singleton, V. L.; Orthofer, R.; Lamuela-Raventos, R. M. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin Ciocalteu reagent. *Methods Enzymol.* **1999**, *299*, 152–178.
27. Arvouet-Grand, A.; Vennat, B.; Pourrat, A.; Legret, P. Standardization of a propolis extract and identification of the main constituents. *J. Pharm. Belg.* **1994**, *49*, 462–468.
28. Bradford, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* **1976**, *72*, 248–254, doi:10.1016/0003-2697(76)90527-3.
29. Padayatty, S. J.; Katz, A.; Wang, Y.; Eck, P.; Kwon, O.; Lee, J.-H.; Chen, S.; Corpe, C.; Dutta, A.; Dutta, S. K.; Levine, M. Vitamin C as an Antioxidant: Evaluation of Its Role in Disease Prevention. *J. Am. Coll. Nutr.* **2003**, *22*, 18–35, doi:10.1080/07315724.2003.10719272.
30. Xue, T.; Hartikainen, H.; Piironen, V. Antioxidative and growth-promoting effect of selenium on senescing lettuce. *Plant Soil* **2001**, *237*, 55–61, doi:10.1023/A:1013369804867.
31. Re, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical

- cation decolorization assay. *Free Radic. Biol.* **1999**.
32. Brand-Williams; Cuvelier, M. E.; Berset, C. Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *Food Sci. Technol.* **1995**, *28*, 25–30, doi:10.1016/S0023-6438(95)80008-5.
 33. Arnao, M. B.; Cano, A.; Acosta, M. The hydrophilic and lipophilic contribution to total antioxidant activity. *Food Chem.* **2001**, *73*, 239–244, doi:10.1016/S0308-8146(00)00324-1.
 34. Patterson, B. D.; MacRae, E. A.; Ferguson, I. B. Estimation of hydrogen peroxide in plant extracts using titanium(IV). *Anal. Biochem.* **1984**, *139*, 487–492, doi:10.1016/0003-2697(84)90039-3.
 35. Nakano, Y.; Asada, K. Purification of ascorbate peroxidase in spinach chloroplasts; its inactivation in ascorbate-depleted medium and reactivation by monodehydroascorbate radical. *Plant Cell Physiol.* **1987**, *28*, 131–140, doi:10.1093/oxfordjournals.pcp.a077268.
 36. Flohé, L.; Günzler, W. A. Assays of glutathione peroxidase. *Methods Enzymol.* **1984**, *105*, 114–120, doi:10.1016/S0076-6879(84)05015-1.
 37. Dhindsa, R. S.; Plumb-dhindsa, P.; Thorpe, T. a. Leaf senescence: Correlated with increased levels of membrane permeability and lipid peroxidation, and decreased levels of superoxide dismutase and catalase. *J. Exp. Bot.* **1981**, *32*, 93–101, doi:10.1093/jxb/32.1.93.
 38. Sykłowska-Baranek, K.; Pietrosiuk, A.; Naliwajski, M. R.; Kawiak, A.; Jeziorek, M.; Wyderska, S.; Łojkowska, E.; Chinou, I. Effect of l-phenylalanine on PAL activity and production of naphthoquinone pigments in suspension cultures of *Arnebia euchroma* (Royle) Johnst. *Vitr. Cell. Dev. Biol. - Plant* **2012**, *48*, 555–564, doi:10.1007/s11627-012-9443-2.
 39. Hossain, Z.; Mustafa, G.; Komatsu, S. Plant Responses to Nanoparticle Stress. *Int. J. Mol. Sci.* **2015**, *16*, 26644–26653, doi:10.3390/ijms161125980.
 40. Zribi, L.; Fatma, G.; Fatma, R.; Salwa, R.; Hassan, N.; Néjib, R. M. Application of chlorophyll fluorescence for the diagnosis of salt stress in tomato “*Solanum lycopersicum* (variety Rio Grande).” *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2009**, *120*, 367–372, doi:10.1016/j.scienta.2008.11.025.
 41. Giuffrida, F.; Scuderi, D.; Giurato, R.; Leonardi, C. Physiological response of broccoli and cauliflower as affected by NaCl salinity. *Acta Hort.* **2013**, 435–441, doi:10.17660/ActaHortic.2013.1005.52.
 42. Kalteh, M.; Alipour, Z. T.; Ashraf, S.; Aliabadi, M. M.; Nosratabadi, A. F. Effect of silica nanoparticles on basil (*Ocimum basilicum*) under salinity stress. *J. Chem. Heal. Risks* **2014**, *4*, 49–55, doi:10.22034/JCHR.2018.544075.
 43. Sakamoto, Y.; Watanabe, S.; Nakashima, T.; Okano, K. Effects of salinity at two ripening stages on the fruit quality of single-truss tomato grown in hydroponics. *J. Hortic. Sci. Biotechnol.* **1999**, *74*, 690–693, doi:10.1080/14620316.1999.11511174.
 44. Rawson, H.; Long, M.; Munns, R. Growth and Development in NaCl-Treated Plants. I. Leaf Na⁺ and Cl⁻ Concentrations Do Not Determine Gas Exchange of Leaf Blades in Barley. *Funct. Plant Biol.* **1988**, *15*, 519, doi:10.1071/pp9880519.
 45. Munns, R.; Termaat, A. Whole-plant responses to salinity. *Aust. J. Plant Physiol.* **1986**, *13*, 143–160, doi:10.1071/PP9860143.
 46. Santos, C. V. Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2004**, *103*, 93–99, doi:10.1016/j.scienta.2004.04.009.
 47. Elsheery, N. I.; Cao, K. F. Gas exchange, chlorophyll fluorescence, and osmotic adjustment in two mango cultivars under drought stress. *Acta Physiol. Plant.* **2008**, *30*, 769–777, doi:10.1007/s11738-008-0179-x.
 48. Matichenkov, V. V.; Kosobrukhov, A. A. Si effect on the plant resistance to salt toxicity. *Conserv. Soil Water Soc. Shar. Solut.* **2004**, *2*, 1–4.
 49. Haghghi, M.; Pessarakli, M. Influence of silicon and nano-silicon on salinity tolerance of cherry tomatoes (*Solanum lycopersicum* L.) at early growth stage. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2013**, *161*, 111–117, doi:10.1016/j.scienta.2013.06.034.
 50. Soundararajan, P.; Manivannan, A.; Ko, C. H.; Jeong, B. R. Silicon Enhanced Redox Homeostasis and Protein Expression to Mitigate the Salinity Stress in *Rosa hybrida* ‘Rock Fire.’ *J. Plant Growth Regul.* **2018**, *37*, 16–34, doi:10.1007/s00344-017-9705-7.
 51. I.K. Valentine; V.K. Maria; B. Bruno Phenolic Cycle in Plants and Environment. In *Mechanisms of Landscape Rehabilitation and Sustainability*; Palavan-Unsal, N., Kefeli, V., Blum, W., Eds.; BENTHAM SCIENCE

PUBLISHERS, 2012; Vol. 13, pp. 75–78.

52. Ashraf, M. Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. *Biotechnol. Adv.* **2009**, *27*, 84–93, doi:10.1016/j.biotechadv.2008.09.003.
53. Petropoulos, S. A.; Levizou, E.; Ntatsi, G.; Fernandes, Â.; Petrotos, K.; Akoumianakis, K.; Barros, L.; Ferreira, I. C. F. R. Salinity effect on nutritional value, chemical composition and bioactive compounds content of *Cichorium spinosum* L. *Food Chem.* **2017**, *214*, 129–136, doi:10.1016/j.foodchem.2016.07.080.
54. Ahmed, I. M.; Cao, F.; Han, Y.; Nadira, U. A.; Zhang, G.; Wu, F. Differential changes in grain ultrastructure, amylase, protein and amino acid profiles between Tibetan wild and cultivated barleys under drought and salinity alone and combined stress. *Food Chem.* **2013**, *141*, 2743–2750, doi:10.1016/j.foodchem.2013.05.101.
55. Telesiński, A.; Nowak, J.; Smolik, B.; Dubowska, A.; Skrzypiec, N. Effect of soil salinity on activity of antioxidant enzymes and content of ascorbic acid and phenols in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants. *J. Elem.* **2008**, *13*, 401–409.
56. Smirnoff, N. Ascorbic acid: metabolism and functions of a multi-faceted molecule. *Curr. Opin. Plant Biol.* **2000**, *3*, 229–235, doi:10.1016/s1369-5266(00)80070-9.
57. Yamamoto, A.; Bhuiyan, M. N. H.; Waditee, R.; Tanaka, Y.; Esaka, M.; Oba, K.; Jagendorf, A. T.; Takabe, T. Suppressed expression of the apoplastic ascorbate oxidase gene increases salt tolerance in tobacco and Arabidopsis plants. *J. Exp. Bot.* **2005**, *56*, 1785–1796, doi:10.1093/jxb/eri167.
58. Athar, H. ur R.; Khan, A.; Ashraf, M. Exogenously applied ascorbic acid alleviates salt-induced oxidative stress in wheat. *Environ. Exp. Bot.* **2008**, *63*, 224–231, doi:10.1016/j.envexpbot.2007.10.018.
59. Fenech, M.; Amaya, I.; Valpuesta, V.; Botella, M. A. Vitamin C Content in Fruits: Biosynthesis and Regulation. *Front. Plant Sci.* **2019**, *9*, 1–21, doi:10.3389/fpls.2018.02006.
60. Leiva-Brondo, M.; Valcárcel, M.; Cortés-Olmos, C.; Roselló, S.; Cebolla-Cornejo, J.; Nuez, F. Exploring alternative germplasm for the development of stable high vitamin C content in tomato varieties. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2012**, *133*, 84–88, doi:10.1016/j.scienta.2011.10.013.
61. Hasanuzzaman, M.; Nahar, K.; Rohman, M. M.; Anee, T. I.; Huang, Y.; Fujita, M. Exogenous Silicon Protects Brassica napus Plants from Salinity-Induced Oxidative Stress Through the Modulation of AsA-GSH Pathway, Thiol-Dependent Antioxidant Enzymes and Glyoxalase Systems. *Gesunde Pflanz.* **2018**, *70*, 185–194, doi:10.1007/s10343-018-0430-3.
62. Cai, J.; Wang, P.; Tian, S.; Qin, G. Quantitative proteomic analysis reveals the involvement of mitochondrial proteins in tomato fruit ripening. *Postharvest Biol. Technol.* **2018**, *145*, 213–221, doi:10.1016/j.postharvbio.2018.07.012.
63. Qin, G.; Wang, Q.; Liu, J.; Li, B.; Tian, S. Proteomic analysis of changes in mitochondrial protein expression during fruit senescence. *Proteomics* **2009**, *9*, 4241–4253, doi:10.1002/pmic.200900133.
64. Van Bockhaven, J.; De Vleeschauwer, D.; Höfte, M. Towards establishing broad-spectrum disease resistance in plants: silicon leads the way. *J. Exp. Bot.* **2013**, *64*, 1281–1293, doi:10.1093/jxb/ers329.
65. Nwugo, C. C.; Huerta, A. J. The effect of silicon on the leaf proteome of rice (*Oryza sativa* L.) plants under cadmium-stress. *J. Proteome Res.* **2011**, *10*, 518–528, doi:10.1021/pr100716h.
66. Mosa, K. A.; El-Naggar, M.; Ramamoorthy, K.; Alawadhi, H.; Elnaggar, A.; Wartanian, S.; Ibrahim, E.; Hani, H. Copper Nanoparticles Induced Genotoxicity, Oxidative Stress, and Changes in Superoxide Dismutase (SOD) Gene Expression in Cucumber (*Cucumis sativus*) Plants. *Front. Plant Sci.* **2018**, *9*, 1–13, doi:10.3389/fpls.2018.00872.
67. Nazaralian, S.; Majd, A.; Irian, S.; Najafi, F.; Ghahremaninejad, F.; Landberg, T.; Greger, M. Comparison of silicon nanoparticles and silicate treatments in fenugreek. *Plant Physiol. Biochem.* **2017**, *115*, 25–33, doi:10.1016/j.plaphy.2017.03.009.
68. Hossain, M. A.; Bhattacharjee, S.; Armin, S.-M.; Qian, P.; Xin, W.; Li, H.-Y.; Burritt, D. J.; Fujita, M.; Tran, L.-S. P. Hydrogen peroxide priming modulates abiotic oxidative stress tolerance: insights from ROS detoxification and scavenging. *Front. Plant Sci.* **2015**, *6*, 1–19, doi:10.3389/fpls.2015.00420.
69. Horemans, N.; Foyer, C. H.; Asard, H. Transport and action of ascorbate at the plant plasma membrane. *Trends Plant Sci.* **2000**, *5*, 263–267, doi:10.1016/S1360-1385(00)01649-6.
70. May, M. J.; Vernoux, T.; Leaver, C.; Montagu, M. V.; Inze, D. Glutathione homeostasis in plants: implications

- for environmental sensing and plant development. *J. Exp. Bot.* **1998**, *49*, 649–667, doi:10.1093/jxb/49.321.649.
71. Tausz, M. The glutathione system as a stress marker in plant ecophysiology: is a stress-response concept valid? *J. Exp. Bot.* **2004**, *55*, 1955–1962, doi:10.1093/jxb/erh194.
 72. Noctor, G.; Foyer, C. H. Ascorbate and glutathione: Keeping active oxygen under control. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* **1998**, *49*, 249–279, doi:10.1146/annurev.arplant.49.1.249.
 73. Pérez-Labrada, F.; López-Vargas, E. R.; Ortega-Ortiz, H.; Cadenas-Pliego, G.; Benavides-Mendoza, A.; Juárez-Maldonado, A. Responses of Tomato Plants under Saline Stress to Foliar Application of Copper Nanoparticles. *Plants* **2019**, *8*, 1–17, doi:10.3390/plants8060151.
 74. Abdel-Halim, M. E. F.; Hegazy, H. S.; Hassan, N. S.; Naguib, D. M. Effect of silica ions and nano silica on rice plants under salinity stress. *Ecol. Eng.* **2017**, *99*, 282–289, doi:10.1016/j.ecoleng.2016.11.060.
 75. RAO, A.; RAO, L. Carotenoids and human health. *Pharmacol. Res.* **2007**, *55*, 207–216, doi:10.1016/j.phrs.2007.01.012.
 76. Demmig-Adams, B. Antioxidants in Photosynthesis and Human Nutrition. *Science (80-.)*. **2002**, *298*, 2149–2153, doi:10.1126/science.1078002.
 77. Foyer, C. H.; Noctor, G. Ascorbate and glutathione: The heart of the redox hub. *Plant Physiol.* **2011**, *155*, 2–18, doi:10.1104/pp.110.167569.
 78. Hasanuzzaman, M.; Fujita, M. Selenium pretreatment upregulates the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system and confers enhanced tolerance to drought stress in rapeseed seedlings. *Biol. Trace Elem. Res.* **2011**, *143*, 1758–1776, doi:10.1007/s12011-011-8998-9.
 79. Ahmad, P.; Jaleel, C. A.; Sharma, S. Antioxidant defense system, lipid peroxidation, proline-metabolizing enzymes, and biochemical activities in two *Morus alba* genotypes subjected to NaCl stress. *Russ. J. Plant Physiol.* **2010**, *57*, 509–517, doi:10.1134/S1021443710040084.
 80. Torabian, S.; Farhangi-Abriz, S.; Zahedi, M. Efficacy of FeSO₄ nano formulations on osmolytes and antioxidative enzymes of sunflower under salt stress. *Indian J. Plant Physiol.* **2018**, *23*, 305–315, doi:10.1007/s40502-018-0366-8.
 81. Mittler, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends Plant Sci.* **2002**, *7*, 405–410, doi:10.1016/S1360-1385(02)02312-9.
 82. Che, Y.; Zhang, N.; Zhu, X.; Li, S.; Wang, S.; Si, H. Enhanced tolerance of the transgenic potato plants overexpressing Cu/Zn superoxide dismutase to low temperature. *Sci. Hortic. (Amsterdam)*. **2020**, *261*, 108949, doi:10.1016/j.scienta.2019.108949.
 83. Asada, K. The water–water cycle as alternative photon and electron sinks. *Philos. Trans. R. Soc. London. Ser. B Biol. Sci.* **2000**, *355*, 1419–1431, doi:10.1098/rstb.2000.0703.
 84. Hossain, M. S.; Dietz, K.-J. Tuning of Redox Regulatory Mechanisms, Reactive Oxygen Species and Redox Homeostasis under Salinity Stress. *Front. Plant Sci.* **2016**, *7*, doi:10.3389/fpls.2016.00548.
 85. Gill, S. S.; Tuteja, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiol. Biochem.* **2010**, *48*, 909–930, doi:10.1016/j.plaphy.2010.08.016.
 86. Ghasemnezhad, M.; Sherafati, M.; Payvast, G. A. Variation in phenolic compounds, ascorbic acid and antioxidant activity of five coloured bell pepper (*Capsicum annuum*) fruits at two different harvest times. *J. Funct. Foods* **2011**, *3*, 44–49, doi:10.1016/j.jff.2011.02.002.
 87. Shekari, F.; Abbasi, A.; Mustafavi, S. H. Effect of silicon and selenium on enzymatic changes and productivity of dill in saline condition. *J. Saudi Soc. Agric. Sci.* **2017**, *16*, 367–374, doi:10.1016/j.jssas.2015.11.006.
 88. Al-aghabary, K.; Zhu, Z.; Shi, Q. Influence of silicon supply on chlorophyll content, chlorophyll fluorescence, and antioxidative enzyme activities in tomato plants under salt stress. *J. Plant Nutr.* **2004**, *27*, 2101–2115, doi:10.1081/LPLA-200034641.
 89. Liang, Y.; Chen, Q.; Liu, Q.; Zhang, W.; Ding, R. Exogenous silicon (Si) increases antioxidant enzyme activity and reduces lipid peroxidation in roots of salt-stressed barley (*Hordeum vulgare* L.). *J. Plant Physiol.* **2003**, *160*, 1157–1164, doi:10.1078/0176-1617-01065.
 90. Zhu, Z.; Wei, G.; Li, J.; Qian, Q.; Yu, J. Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Plant Sci.* **2004**, *167*, 527–533,

- doi:10.1016/j.plantsci.2004.04.020.
91. Hyun, M. W.; Yun, Y. H.; Kim, J. Y.; Kim, S. H. Fungal and Plant Phenylalanine Ammonia-lyase. *Mycobiology* **2011**, *39*, 257–265, doi:10.5941/MYCO.2011.39.4.257.
 92. Vogt, T. Phenylpropanoid Biosynthesis. *Mol. Plant* **2010**, *3*, 2–20, doi:10.1093/mp/ssp106.
 93. Wanner, L. A.; Li, G.; Ware, D.; Somssich, I. E.; Davis, K. R. The phenylalanine ammonia-lyase gene family in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Mol. Biol.* **1995**, *27*, 327–338, doi:10.1007/BF00020187.
 94. Weng, J.-K.; Chapple, C. The origin and evolution of lignin biosynthesis. *New Phytol.* **2010**, *187*, 273–285, doi:10.1111/j.1469-8137.2010.03327.x.
 95. Boerjan, W.; Ralph, J.; Baucher, M. Lignin biosynthesis. *Annu. Rev. Plant Biol.* **2003**, *54*, 519–546, doi:10.1146/annurev.arplant.54.031902.134938.
 96. Khan, A.; Bilal, S.; Khan, A. L.; Imran, M.; Al-Harrasi, A.; Al-Rawahi, A.; Lee, I. J. Silicon-mediated alleviation of combined salinity and cadmium stress in date palm (*Phoenix dactylifera* L.) by regulating physio-hormonal alteration. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* **2020**, *188*, 109885, doi:10.1016/j.ecoenv.2019.109885.
 97. Vinha, A. F.; Alves, R. C.; Barreira, S. V. P.; Castro, A.; Costa, A. S. G.; Oliveira, M. B. P. P. Effect of peel and seed removal on the nutritional value and antioxidant activity of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) fruits. *LWT - Food Sci. Technol.* **2014**, *55*, 197–202, doi:10.1016/j.lwt.2013.07.016.
 98. Kotíková, Z.; Lachman, J.; Hejtmánková, A.; Hejtmánková, K. Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. *LWT - Food Sci. Technol.* **2011**, *44*, 1703–1710, doi:10.1016/j.lwt.2011.03.015.
 99. Costan, A.; Stamatakis, A.; Chrysargyris, A.; Petropoulos, S. A.; Tzortzakis, N. Interactive effects of salinity and silicon application on *Solanum lycopersicum* growth, physiology and shelf-life of fruit produced hydroponically. *J. Sci. Food Agric.* **2020**, *100*, 732–743, doi:10.1002/jsfa.10076.
 100. Munns, R. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell Environ.* **2002**, *25*, 239–250, doi:10.1046/j.0016-8025.2001.00808.x.



© 2020 by the authors. Submitted for possible open access publication under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

Artículo

La aplicación de silicio en forma iónica y nano impacta en el rendimiento, calidad de fruto y capacidad antioxidante de plantas de pepino

La aplicación de silicio en forma iónica y nano impacta en el rendimiento, calidad de fruto y capacidad antioxidante de plantas de pepino

The application of silicon in ionic and nano form impacts the yield, fruit quality and antioxidant capacity of cucumber plants

Título corto:

Impacto del silicio en el cultivo de pepino

Running title:

Impact of silicon on cucumber crop

Zeus H. Pinedo Guerrero ¹, Gregorio Cadenas-Pliego ², Hortensia Ortega-Ortíz ², Antonio Juárez-Maldonado ^{3*}

¹ Doctorado en Ciencias en Agricultura Protegida, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Calzada Antonio Narro 1923, Saltillo, Coahuila.

² Centro de Investigación en Química Aplicada, Enrique Reyna H. No. 140, San José de los Cerritos, 25294 Saltillo, Coahuila.

³ Departamento de Botánica, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Calzada Antonio Narro 1923, Saltillo, Coahuila.

* Autor para correspondencia: antonio.juarez@uaaan.edu.mx

Resumen

El pepino es una hortaliza que se cultiva alrededor del mundo. Se ha encontrado que el pepino tiene una capacidad relativamente alta para acumular silicio (Si). El Si puede ser un componente estructural y participar en muchos procesos fisiológicos, así como brindar protección contra algún tipo de estrés. Por su parte las nanopartículas (NPs) de Si pueden aumentar el crecimiento de las plantas y mejorar las características a nivel bioquímico. Por esta razón, el objetivo del presente estudio fue determinar el efecto del silicio en forma de K_2SiO_3 y de nanopartículas de dióxido de silicio en el rendimiento y actividad antioxidante de plantas de pepino. Se determinaron el contenido de clorofilas, rendimiento, compuestos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos, capacidad antioxidante por los radicales ABTS y DPPH, y la calidad de fruto. Se encontró que la aplicación de NPs de SiO_2 mejoró el rendimiento de las plantas, el contenido de clorofilas. Se mejoró la actividad de APX y GPX, el contenido de compuestos antioxidantes como los flavonoides, y la capacidad antioxidante. Se incrementó la calidad de los frutos y la firmeza, esta última muy importante ya que mejorara el tiempo de anaquel de los frutos. La aplicación de silicio en forma de nanopartículas impacta positivamente en el cultivo de pepino.

Palabras clave: nanotecnología, bioestimulación, estrés oxidativo, compuestos bioactivos.

Abstract

Cucumber is a vegetable that is grown around the world. Cucumber has been found to have a relatively high capacity to accumulate silicon (Si). Si can be a structural component and participate in many physiological processes, as well as provide protection against some type of stress. On the other hand, the nanoparticles (NPs) of Si can increase the growth of plants and improve the characteristics at the biochemical level. For this reason, the objective of the present study was to determine the effect of silicon in the form of K_2SiO_3 and of silicon dioxide nanoparticles on the performance and antioxidant activity of cucumber plants. The chlorophyll content,

yield, enzymatic and non-enzymatic antioxidant compounds, antioxidant capacity by radicals ABTS and DPPH, and fruit quality were determined. It was found that the application of SiO₂ NPs improved the performance of the plants, the chlorophyll content. The activity of APX and GPX, the content of antioxidant compounds such as flavonoids, and the antioxidant capacity were improved. The quality of the fruits and the firmness were increased, the latter very important as it improved the shelf life of the fruits. The application of silicon in the form of nanoparticles has a positive impact on cucumber cultivation.

Keywords: nanotechnology, biostimulation, oxidative stress, bioactive compounds.

INTRODUCCIÓN

El pepino es una hortaliza que se cultiva alrededor del mundo, los frutos se consideran una buena fuente de minerales y vitaminas, se pueden consumir de forma fresca o como encurtidos (Sarhan & Ismael, 2014). Se ha encontrado que el pepino tiene una capacidad relativamente alta para acumular silicio (Si) (Sun et al., 2017). El Si es el segundo elemento más abundante en la litosfera (27.7%), solo detrás del oxígeno (O₂) (47,4%) (Epstein, 2009). A pesar de ser el segundo elemento más abundante en la litosfera, combinándose con el O₂ forma silicatos insolubles en agua. La forma más abundante de Si en la corteza terrestre e intemperiza tan lento que no es una fuente apreciable de Si (Exley, 1998). El Si puede ser un componente estructural y participar en muchos procesos fisiológicos, así como brindar protección contra estímulos externos (Tripathi, Kumar, Pathak, Chauhan, & Rai, 2012). En forma de nanopartículas (NPs), el Si aumentan el crecimiento de las plantas (Yuvakkumar, Elango, Rajendran, Kannan, & Prabu, 2011). Además mejora la acumulación aminoácidos libres, contenido de nutrientes, proteínas, componentes fenólicos, ácido ascórbico, α -tocoferol, clorofila, mejora el intercambio de gases y eficiencia energética (Farhangi-Abriz & Torabian, 2018; Suriyaprabha et al., 2012; Xie, Li, Tao, Zhang, & Zhang, 2012). También tiene un efecto en la actividad enzimática generando un aumento en la actividad de enzimas antioxidantes como SOD, CAT,

POX, APX (Farhangi-Abriz & Torabian, 2018; Gowayed, Al-Zahrani, & Metwali, 2017). Por esta razón, el objetivo del presente estudio fue determinar el efecto del Si en forma iónica y NPs de Si en el rendimiento y actividad antioxidante de plantas de pepino.

MATERIALES Y METODOS

Desarrollo del cultivo

Para el experimento se estableció un cultivo de pepino variedad "Vitaly" (Syngenta, Basilea, Suiza) de tipo slicer, bajo condiciones de invernadero. Se realizó la siembra en bolsas de polietileno con una capacidad de 4 L, con una mezcla de perlita:peat moss (1:1), con un sistema de riego dirigido con ayuda de goteros. La nutrición del cultivo fue con solución Steiner (Steiner, 1961). Se usaron los siguientes micronutrientes en forma quelatada usando EDTA (2,2',2'',2'''-[Ethane-1,2-diylidinitrilo] tetraacetic acid)/Fe EDTA = 3.75 mg L⁻¹; Mn EDTA = 1.85 mg L⁻¹; B=0.35 mg L⁻¹; Zn EDTA = 0.30 mg L⁻¹; Cu EDTA = 0.15 mg L⁻¹; Mo = 0.10 mg L⁻¹, El pH de la solución fue ajustado a 6.5 con ácido sulfúrico cada vez que se preparó.

Se tomaron muestras de hojas jóvenes (a los 64 días después de la germinación) totalmente desarrolladas, que fueron colocadas en un ultra congelador a -87° C, para posteriormente liofilizarlas en un liofilizador (liofilizadora Yamato Scientific Co. Ltd., Model D401, Santa Clara, CA, USA), una vez liofilizadas se molieron con un mortero de porcelana, con esta muestra se realizaron a cabo las variables bioquímicas.

Se seleccionaron pepinos del mismo tamaño que no tuvieran daño a los 64 días después de la germinación. Se seleccionaron seis frutos por tratamiento de aproximadamente 25 cm, que no tuvieran daños físicos cada uno de diferente planta, se lavaron y fueron usados inmediatamente para las variables de calidad.

Aplicación de los tratamientos

Se aplicaron diferentes dosis de silicato de potasio (K_2SiO_3) (125, 250, 500 mg L⁻¹) y de nanopartículas de dióxido de silicio (SiO_2 NPs) (125, 250, 500 mg L⁻¹) se aplicaron a los 15 días después de la emergencia, aplicándose en forma foliar con ayuda de un aspersor cada 15 días, aplicando un total de 1L por tratamiento durante todo el ciclo. Las SiO_2 NPs tuvieron un tamaño de 10–20 nm, con una morfología esférica, una área de superficie de 160 m² g⁻¹ y una densidad aparente de 0.08–0.1 g cm⁻³ (SkySpring Nanomaterials Inc., Houston, TX, USA). Estas fueron puestas en solución y dispersadas con agrex (Agroenzymas, Tlalnepantla, Edo. de México), el silicato de potasio (K_2SiO_3) fue de un producto comercial ARMOR SI (General Hydroponics, Santa Rosa, Ca.).

Calidad de fruto

Los parámetros que describen la calidad del fruto como lo son potencial de hidrogeno (pH), sólidos solubles totales (SST), acidez titulable (AT) y firmeza fueron determinadas como lo describe López-Vargas et al. (Lopez-Vargas et al., 2018).

Análisis bioquímico

Para actividad enzimática, compuestos antioxidantes, se pesaron 200 mg de muestra junto a 20 mg de polivinilpirrolidona. Se agregaron 1.5 mL de buffer de fosfatos con un pH de 7-7.2 (0.1 M), se colocó en vortex y se microcentrifugo a 12,000 rpm por 10 min a 4 °C, el sobrenadante se filtró con una membrana de nylon. Con este extracto se realizó; Catalasa, ascorbato peroxidasa, fenilalanina amonio liasa, glutatión peroxidasa, superóxido dismutasa, proteínas totales, glutatión reducido y capacidad antioxidante para compuestos hidrofílicos.

La cuantificación de proteínas totales (mg g⁻¹ DW) se realizó usando la técnica colorimétrica de Bradford's (Bradford, 1976). En una microplaca, se colocaron 5 µL del extracto y 250 µL de reactivo de Bradford en cada pocillo. La mezcla se incubo por 10 min a temperatura ambiente (26 °C), para después leerlo a una longitud de onda de 630 nm en un lector de microplaca (Allsheng, AMR-100 model, Hangzhou, China).

Glutación reducido ($\text{mmol } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) se determinó usando el método de Xue et al. (Xue, Hartikainen, & Piironen, 2001). Por la reacción de 5,5-dithio-bis-2 ácido nitrobenzoico (DTNB). Se colocó en un tubo 480 μL de extracto, 2200 μL de fosfato de sodio dibásico (Na_2HPO_4 a 0.32 M), 320 μL de colorante DTNB (1mM). La mezcla se leyó a 412 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, 6700, OSA, UK), con una celdilla de cuarzo.

Los fenoles totales ($\text{mg EGA } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$) se determinaron de acuerdo con la metodología de Singleton et al. (Singleton, Orthofer, & Lamuela-Raventós, 1999) La muestra (0,2 g) se extrajo con 1 ml de una solución de agua: acetona (1: 1). La mezcla se sometió a vórtice durante 30 s. Los tubos se centrifugaron (centrífuga Thermo Scientific Mod. ST 16R, Langensfeld, Alemania) a $17.500 \times g$ durante 10 minutos a 4°C . En un tubo de ensayo, se agregaron 50 μL del sobrenadante, 200 μL del reactivo Folin-Ciocalteu, 500 μL de carbonato de sodio al 20% (Na_2CO_3) y 5 mL de agua destilada y luego se agitó en vórtice durante 30 s. Las muestras se colocaron en un baño de agua a 45°C durante 30 min. Finalmente, la lectura se tomó a una absorbancia de 750 nm utilizando una celda de plástico en un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, Waltham, MA, EE. UU.). Los resultados se expresaron en miligramos equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso seco.

La cuantificación de los flavonoides ($\text{mg EQ } 100 \text{ g}^{-1} \text{ DW}$). Se realizó utilizando el método de Dowd adaptado por Arvouet-Grand et al. (Arvouet-Grand, Vennat, Pourrat, & Legret, 1994) Para la extracción, se colocaron 100 mg de tejido liofilizado en un tubo de ensayo, donde se añadieron 10 ml de metanol de grado reactivo y se agitó durante 30 s hasta que la mezcla se homogeneizó. La mezcla se filtró usando papel Whatman No. 1. Para la cuantificación, se añadieron 2 ml del extracto y 2 ml de solución metanólica de tricloruro de aluminio (AlCl_3) al 2% en un tubo de ensayo y se dejó reposar durante 20 minutos en la oscuridad. La lectura se tomó en un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, MA, EE. UU.) A una longitud de onda de 415 nm utilizando una celda de cuarzo. El contenido de

flavonoides se expresó en miligramos equivalentes de quercetina por 100 g de peso seco

La actividad enzimática de la catalasa (QE 1.11.1.6) se cuantificó mediante el método espectrofotométrico utilizado por Dhindsa et al. (Dhindsa, Plumb-dhindsa, & Thorpe, 1981). La medición se llevó a cabo en dos pasos (en el tiempo 0 (T0) y en el tiempo 1 (T1)). A T0, 100 μ L de extracto y 1 mL de H₂O₂ (100 mM) a un tubo de 2 mL y se agitaron durante 30 s. La absorbancia se midió luego en un espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, 6700, OSA, UK) Con una celdilla de cuarzo a 270 nm. En T1, se agregaron 100 μ L de extracto y 1 mL de H₂O₂ (100 μ L) y se agitaron durante 1 min y se midió la absorbancia mediante un espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, 6700, OSA, UK) Con una celdilla de cuarzo a 270 nm. La determinación de la catalasa se basa en la cuantificación de la tasa de oxidación de H₂O₂ por diferencia de absorbancia (T0 – T1).

La medición de la actividad enzimática de la ascorbato peroxidasa se realizó de acuerdo con lo establecido por Nakano y Asada (Nakano & Asada, 1987). La medición se realizó en dos momentos (en el tiempo 0 (T0) y en el tiempo 1 (T1)). En T0, se colocó una mezcla de 100 μ L de extracto, 500 μ L de ascorbato (10 mg L⁻¹), 1 ml de H₂O₂ (100 mM) en un tubo de ensayo y luego se sometieron a vórtice. por 30 s. La absorbancia se midió en un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, MA, EE. UU.) A 266 nm con una celda de cuarzo. En T1, se añadieron 100 μ L de extracto, 500 μ L de ascorbato (10 mg L⁻¹) y 1 ml de H₂O₂ (100 mM) a la mezcla anterior y se agitó en vórtex durante 1 minuto a una temperatura de 26 ° C. y se midió la absorbancia. La determinación de la ascorbato peroxidasa se basa en la cuantificación de la velocidad de oxidación del ascorbato por medio de la diferencia de absorbancia (T0 - T1). La actividad enzimática se expresó como U por proteínas totales (mg g⁻¹), donde U es igual a μ mol QE de ascorbato oxidado por mililitro por minuto.

La enzima glutatión peroxidasa (QE 1.11.1.9) se determinó con el método modificado por Flohé y Günzler (Flohé & Günzler, 1984) y adaptado por Xue et al. (Xue et al., 2001) utilizando H₂O₂ como sustrato. Una mezcla de 200 μ L de extracto, 400 μ L de

GSH (0.1 mM) y 200 μ L de Na_2HPO_4 (0.067 M) se colocaron en un tubo de ensayo. La mezcla se precalentó en un baño de agua a 25 ° C durante 5 minutos, luego se agregaron 200 μ L de H_2O_2 (1.3 mM) para comenzar la reacción catalítica durante 10 minutos a una temperatura de 26 ° C. La reacción se detuvo mediante la adición de 1 ml de ácido tricloroacético al 1%. La mezcla se colocó en un baño de hielo durante 30 minutos y luego se centrifugó a 1008 \times g durante 10 minutos a 4°C. Para evaluar la glutatión peroxidasa, 480 μ L del sobrenadante, 2.2 mL de Na_2HPO_4 (0.32 M) y 320 μ L de colorante de ácido 5,5-ditio-bis-2-nitrobenzoico (DTNB) de 1 mM se colocaron en un tubo de ensayo. La absorbancia se midió mediante un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, MA, EE. UU.) A 412 nm con una celda de cuarzo. Los resultados se expresan en U por proteínas totales (mg g^{-1}), donde U es igual al equivalente mM de GSH por mililitro por minuto.

La actividad de la fenilalanina amoniaco liasa (PAL) (QE 4.3.1.5) se determinó de acuerdo con (Sykłowska-Baranek et al., 2012), con modificaciones. Se tomó un total de 0.1 mL de extracto enzimático y se agregaron 0,9 mL de L-fenilalanina (6 mM). Después de 30 minutos de incubación a 40 °C, la reacción se detuvo con 0.25 ml de HCl 5N. Las muestras se colocaron en un baño de hielo y se agregaron 5 ml de agua destilada. La absorbancia se determinó a 290 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, 6700, OSA, UK).

Para la determinación de la actividad antioxidante con el radical ABTS [2,2'-azino-bis(ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)] que se basa en la decoloración del catión radical ABTS (Re, Pellegrini, Proteggente, & Pannala, 1999). Este radical se obtuvo de la reacción de ABTS a 7 mM con persulfato de potasio a 2.45 mM (1: 1) en la oscuridad a 26 ° C durante 16 h, y luego se diluyó con etanol al 20% para obtener una absorbancia de 0.7 ± 0.01 a 754 nm. Luego, para determinar la capacidad antioxidante en los compuestos hidrofílicos, se colocaron en una celdilla de cuarzo 40 μ L de extracto y 1960 μ L de la dilución de radicales ABTS (7 mM) y se agitaron durante 5 segundos, y luego se dejaron reposar durante 7 minutos en la oscuridad. La absorbancia se midió con espectrofotómetro UV-Vis (JENWAY, 6700, OSA, UK) a una longitud de onda de 750 nm. El blanco se preparó con etanol. Para la

determinación del mismo en compuestos lipofílicos, la extracción se realizó con una solución de hexano: acetona. Los resultados se expresan como equivalentes de Trolox en μmol por gramo de peso seco ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW).

Para la determinación de la actividad antioxidante del radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) se realizó de acuerdo a la metodología descrita por Brand-Williams et al. (Brand-Williams, Cuvelier, & Berset, 1995), con algunas modificaciones. La solución madre se preparó mezclando 2.5 mg del radical DPPH con 100 ml de metanol. La absorbancia de la solución se ajustó a 0.7 ± 0.02 a 515 nm utilizando un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher Scientific, modelo G10S, Waltham, MA, EE. UU.). Después de esto, para los compuestos hidrofílicos, se tomaron 10 μL de extracto obtenido con tampón fosfato, y se agregaron 390 μL del radical DPPH diluido. El metanol se utilizó como blanco. La disminución de la absorbancia a 515 nm se midió después de 30 min. Para la determinación del mismo en compuestos lipofílicos, la extracción se realizó con una solución de hexano: acetona. Los resultados se expresan como equivalentes de Trolox en μmol por gramo de peso seco ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW)

Análisis estadísticos

Las variables de rendimiento se evaluaron mediante 10 repeticiones por tratamiento, considerándose una planta como unidad experimental. Para las variables de pigmentos fotosintéticos, antioxidantes no enzimáticos, actividad enzimática y capacidad antioxidante se utilizaron seis réplicas por tratamiento. Para cada una de las variables bioquímicas evaluadas se utilizaron seis réplicas por tratamiento. Se utilizó un diseño completamente al azar. Se realizó un análisis de varianza y la prueba de medias de la diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher ($\alpha = 0,05$). Todos los procedimientos estadísticos se realizaron utilizando el software Infostat 2018 (<http://www.infostat.com.ar>).

RESULTADOS Y DISCUSION

Se observaron diferencias en el contenido de clorofila, así como en el número de frutos y peso total por planta (Tabla 1). El tratamiento NSi 500 mostro un mayor

contenido de clorofila a, b y total con un contenido 48.9, 40.1 y 44.2% respectivamente mayor que el control. La clorofila captura y transmite energía luminosa, el primer paso en la fotosíntesis, la fotosíntesis incluye muchos procesos bioquímicos y fisiológicos, como la captura de luz, asimilación de carbono y transferencia de electrones, la clorofila a y b son importantes pigmentos fotosintéticos en los cloroplastos, relacionados directamente con el proceso de asimilación fotosintética (Song et al., 2020). El Si se puede integrar a ciclos como el de Calvin, pentosa fosfato y ácido tricarboxílico, estimulando la formación de proteínas relacionadas con la fotosíntesis (Soundararajan, Manivannan, Ko, & Jeong, 2018). Ocasionando un aumento en las clorofilas sobre todo con la aplicación de Si en forma de NPs (Kalteh, Alipour, Ashraf, Aliabadi, & Nosratabadi, 2014). La clorofila a y la clorofila b son importantes pigmentos fotosintéticos en los cloroplastos de las plantas superiores y están directamente relacionadas con el proceso de asimilación fotosintética de los cultivos.

El número de frutos y peso total por planta, se vio aumentado por la aplicación de las NPs encontrándose un 6.8% más frutos y un 9.2% rendimiento por planta que el control. Desde hace muchos años se sabe que el Si mejora el uso de agua, la presión de turgencia y el contenido relativo de agua en las plantas (Rawson, Long, & Munns, 1988). Al mejorar el uso de agua, la concentración de clorofilas y estimular el aparato fotosintético, se vio aumentado el número de frutos y por consiguiente el rendimiento por planta.

Tabla 1. Clorofila a, b y total, número de frutos y rendimiento en plantas de pepino tratadas con K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 .

| Tratamiento | Clorofila a (mg 100 g ⁻¹ DW) | Clorofila b (mg 100 g ⁻¹ DW) | Clorofila total (mg 100 g ⁻¹ DW) | No. de frutos | Peso | |
|-------------|---|---|---|------------------|--------------------------------------|------------------------------|
| | | | | | Peso promedio de frutos (g) | Peso total por planta (g) |
| Control | 396±77 bc | 454±122 abc | 851±223 bc | 12±0.43 abc | 394±5 a | 4939±166 ab |
| Asi 125 | 297±50 bcd | 450±74 abc | 747±125 bcd | 12±0.34 | 397±7 a | 4950±156 ab |

| | | | | | | |
|---------|-----------|-----------|-------------|---------|----------|-------------|
| Asi 250 | 454±68 ab | 548±75 ab | 1003±122 ab | 12±0.44 | 408±6 a | 4907±168 ab |
| Asi 500 | 229±59 cd | 363±90 bc | 593±150 cd | 12±0.38 | 394±7 a | 5073±153 ab |
| Nsi 125 | 432±45 ab | 556±23 ab | 989±48 ab | 11±0.39 | 402±10 a | 4684±241 b |
| Nsi 250 | 590±123 a | 637±123 a | 1227±239 a | 12±0.35 | 393±6 a | 4989±149 ab |
| Nsi 500 | 176±42 d | 272±60 c | 448±102 d | 13±0.35 | 403±5 a | 5396±166 a |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$.

Se observaron diferencias en el contenido de fenoles, flavonoides y glutatión. El mayor contenido de fenoles se observó en el tratamiento control y en el tratamiento Asi 500. El contenido de flavonoides se vio aumentado en el tratamiento Asi 125 siendo con una concentración 47.6% mayor que el control. Los flavonoides pertenecen a los compuestos fenólicos, son compuestos que contribuyen a la formación del color y la reproducción de la planta al atraer polinizadores, afectan la germinación del polen y el crecimiento del tubo, tienen actividad antioxidante, desempeñando un papel de moléculas de señalización o protector contra especies reactivas de oxígeno (Ashraf, 2009; Samanta, Das, & Das, 2011).

El contenido de glutatión se vio afectado de manera negativa mostrando una disminución en todos los tratamientos y teniendo la mayor concentración en el tratamiento control.

Tabla 2. Antioxidantes no enzimáticos en hojas de pepino tratadas con K_2SiO_3 y NPs SiO_2 .

| Tratamiento | Fenoles (mg EGA 100 g^{-1}) | Flavonoides (mg EQ 100 g^{-1} DW) | Glutatión (mmol 100 g^{-1} DW) |
|-------------|-----------------------------------|--|-------------------------------------|
|-------------|-----------------------------------|--|-------------------------------------|

| | DW) | | |
|---------|--------------|--------------|----------------|
| Control | 0.33±0.07 a | 2.92±0.27 b | 79.26±4.71 a |
| Asi 125 | 0.22±0.05 ab | 4.31±0.40 a | 60.59±5.66 b |
| Asi 250 | 0.12±0.06 b | 3.17±0.36 b | 74.86±3.61 ab |
| Asi 500 | 0.35±0.07 a | 3.42±0.76 ab | 67.42±12.74 ab |
| Nsi 125 | 0.14±0.04 b | 2.91±0.26 b | 59.73±6.25 b |
| Nsi 250 | 0.25±0.05 ab | 3.17±0.22 b | 61.09±6.64 b |
| Nsi 500 | 0.18±0.03 ab | 3.41± 0.36ab | 62.04±7.85 b |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NP de SiO_2 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹.

Se observaron diferencias en la actividad antioxidante hidrofílica, lipofílica y total para el radical ABTS en hoja y fruto (Tabla 3). En la hoja para los compuestos hidrofílicos la mayor capacidad se encontró en el tratamiento control y el tratamiento Asi 250, este tratamiento mostró al igual un mayor actividad antioxidante en los compuestos lipofílicos y total 14 y 2.7% mayor que el control. En los compuestos lipofílicos la aplicación de NPs mostró un aumento en la capacidad al igual que el tratamiento Asi250 con una actividad 10.9, 12 y 10.8% mayor que el control en los tratamientos Nsi 125, Nsi 250 y Nsi 500 respectivamente. En la actividad antioxidante en fruto para los compuestos hidrofílicos la mayor actividad se encontró en los tratamientos Asi 250 y Nsi 500 siendo estos 111 y 110% superiores al control. Mientras que en los compuestos lipofílicos los tratamientos control Asi 500 y Nsi 125 mostraron la mayor actividad. En la capacidad antioxidante total los tratamientos Asi 125, Nsi 125 y Nsi 500 tuvieron una capacidad antioxidante 32.7, 35.7 y 32.6% mayor que el control. La actividad antioxidante total se clasifica en hidrofílicas principalmente son compuestos fenólicos y vitamina C siendo estos un 83% de la capacidad antioxidante total y lipofílicos que son conferidos por los carotenoides, vitamina E y fenoles lipofílicos, dando estos un 17% de la capacidad antioxidante total (Kotíková, Lachman, Hejtmánková, & Hejtmánková, 2011). Las NPs están relacionadas con la inducción de la actividad antioxidante, estimulando la formación de especies reactivas de

oxígeno activando el sistema de defensa de las plantas (Fu, Xia, Hwang, Ray, & Yu, 2014).

Tabla 3. Actividad antioxidante por el radical ABTS ABTS [2,2'-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)] de compuestos hidrofílicos (H), lipofílicos (L) y total (T) en hojas y frutos de pepino tratadas con K_2SiO_3 y NPs de SiO_2

| | Tratamiento | ABTS H ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) | ABTS L ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) | ABTS T ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) |
|-------|-------------|-------------------------------------|-------------------------------------|-------------------------------------|
| Hoja | Control | 72.48±4.46 a | 27.82±1.02 b | 100.29±4.76 ab |
| | Asi 125 | 61.90±2.15 ab | 27.66±0.42 b | 89.56±2.18 b |
| | Asi 250 | 71.27±3.98 a | 31.73±1.01 a | 103.00±4.12 a |
| | Asi 500 | 66.24±3.90 ab | 27.31±0.24 b | 93.55±3.99 ab |
| | Nsi 125 | 59.35±3.51 b | 30.87±1.32 a | 90.22±3.76 b |
| | Nsi 250 | 61.88±5.08 ab | 31.18±0.64 a | 93.06±4.96 ab |
| | Nsi 500 | 65.90±4.47 ab | 30.83±0.45 a | 96.73±4.87 ab |
| Fruto | Control | 47.97±11.06 e | 68.43±2.63 a | 115.24±22.25 c |
| | Asi 125 | 91.10±2.36 b | 61.85±7.32 ab | 152.95±7.72 a |
| | Asi 250 | 101.24±1.26 a | 42.43±2.52 cd | 143.36±2.50 ab |
| | Asi 500 | 63.28±1.21 d | 69.50±12.97 a | 134.23±34.69 b |
| | Nsi 125 | 89.87±0.87 b | 66.54±3.81 a | 156.41±4.12 a |
| | Nsi 250 | 77.10±3.35 c | 34.45±0.99 d | 110.60±2.21 c |
| | Nsi 500 | 100.77±1.98 a | 52.04±2.22 bc | 152.82±2.28 a |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 mg L^{-1} . Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 mg L^{-1} , H: Compuestos hidrofílicos, L: Compuestos lipofílicos, T: Capacidad antioxidante total.

No se observaron diferencias en la actividad antioxidante de la hoja en compuestos hidrofílicos, lipofílicos y total con el radical DPPH. En el fruto se observaron diferencias en compuestos hidrofílicos, lipofílicos y total. Encontrándose la mayor actividad en el tratamiento control en ambos compuestos y la actividad total. Existen diferentes métodos para medir la capacidad antioxidante, los dos más usados son

ABTS (2,2'-azino-bis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) y DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) (Vinha et al., 2014). Los métodos se basan en diferentes mecanismos (Mareček et al., 2017). La ventaja del radical ABTS es su alta reactividad, (es probable que reaccione con una gama más amplia de antioxidantes). Sin embargo su preparación es más difícil y su estabilidad es menor en comparación con el DPPH (Pavel Stratil, Bořivoj Klejdus, & Kubáň*, 2006). Por su parte el método DPPH debido a la menor reactividad proporciona valores más bajos relacionados con Trolox (Mareček et al., 2017). Reacciona con los polifenoles (catequinas, proantocianidinas), pero no con los ácidos fenólicos y los azúcares (Kaneda, Kobayashi, ..., & 1995, 1995). Por lo que los espectros determinado por los dos métodos en parte son diferentes (Mareček et al., 2017). Esto puede explicar por qué las diferencias entre los resultados, ya que la actividad antioxidante por el radical DPPH no se vio afectada por los tratamientos y en el radical ABTS se encontró un aumento con la aplicación de NPs de Si.

Tabla 4. Actividad antioxidante por el radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) en hojas y frutos de pepino tratadas con K_2SiO_3 y NPs de SiO_2

| | Tratamiento | DPPH H ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) | DPPH L ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) | DPPH T ($\mu\text{mol g}^{-1}$ DW) |
|-------|-------------|--|--|--|
| Hoja | Control | 154.11±10.40 a | 171.90±4.77 a | 451.23±10.96 a |
| | Asi 125 | 162.92±14.61 a | 175.34±4.77 a | 460.04±17.08 a |
| | Asi 250 | 128.09±24.24 a | 169.27±3.89 a | 425.20±27.62 a |
| | Asi 500 | 170.92±12.74 a | 169.22±6.12 a | 467.53±14.69 a |
| | Nsi 125 | 166.07±20.62 a | 177.57±3.00 a | 463.19±18.94 a |
| | Nsi 250 | 170.59±16.19 a | 172.42± 8.75 a | 429.49±20.62 a |
| | Nsi 500 | 170.59±16.19 a | 168.36±3.56 a | 467.70±15.08 a |
| Fruto | Control | 214.46±4.82 a | 193.01±9.48 a | 407.47±11.43 a |
| | Asi 125 | 191.12±6.54 b | 173.84±5.17 ab | 364.97±5.59 b |
| | Asi 250 | 209.08±7.92 ab | 173.10±3.67 b | 382.18±6.79 ab |
| | Asi 500 | 194.44±4.17 ab | 177.28±4.59 ab | 371.72±5.64 b |
| | Nsi 125 | 192.95±6.86 b | 170.53±5.99 b | 363.48±3.75 b |

| | | | |
|---------|----------------|----------------|-----------------|
| Nsi 250 | 200.67±8.00 ab | 177.62±7.62 ab | 378.29±12.70 b |
| Nsi 500 | 202.90±9.59 ab | 185.23±8.81 ab | 388.13±15.58 ab |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$, H: Compuestos hidrofílicos, L: Compuestos lipofílicos, T: Capacidad antioxidante total.

Se observaron diferencias en la actividad enzimática de APX y GPX (Tabla 5). En la enzima APX se vio aumentada por la aplicación del Si en NPs observando la mayor actividad en los tratamientos Nsi 125 y Nsi 250 con una actividad 100 y 99.5% mayor que el control. En la enzima GPX la mayor actividad enzimática en los tratamientos control y Nsi 250. La enzima APX transforma el H_2O_2 en H_2O usando ascorbato como donante de hidrogeno produciendo monodehidroascorbato, este se encuentra en varios compartimientos celulares. Es una enzima clave para eliminar el H_2O_2 en el citosol y cloroplastos de las células (Asada, 2000). Al usar ascorbato como donante es dependiente de la vit C. De manera similar el GPX actúa en el sistema de defensa antioxidante que cataliza reacciones en el ciclo ascorbato-glutation contribuyendo a la eliminación de ROS, utilizando glutatión como agente reductor de H_2O_2 a H_2O a través de procesos mediados por un grupo tiol e independientes del ascorbato. (Gill & Tuteja, 2010; Hossain & Dietz, 2016). La aplicación de Si ha reportado un aumento en la actividad de enzimas como la APX y GPX en plantas con la aplicación de Si en platas de eneldo, cebada, pepino y tomate (Al-aghaby, Zhu, & Shi, 2004; Liang, Chen, Liu, Zhang, & Ding, 2003; Shekari, Abbasi, & Mustafavi, 2017; Zhu, Wei, Li, Qian, & Yu, 2004).

Tabla 5. Actividad de enzimas antioxidantes y contenido de proteínas en hojas pepino tratadas con K_2SiO_3 y NPs SiO_2 .

| Tratamiento | APX ($U g^{-1}$ PT) | CAT ($U g^{-1}$ PT) | GPX ($U g^{-1}$ PT) | PAL ($U g^{-1}$ PT) | Proteínas ($mg g^{-1}$ DW) |
|-------------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|-----------------------------------|
| Control | 58.74±15.34 ab | 50.34±14.45 a | 370.64±10.72 a | 50.34±14.45 a | 8.03±1.71 a |

| | | | | | |
|---------|--------------|-------------|--------------|-------------|-----------|
| Asi 125 | 44.99±8.44 b | 57.21±20.54 | 288.18±21.20 | 57.21±20. | 6.93±0.43 |
| | | a | ab | 54 a | a |
| Asi 250 | 98.25±28.76 | 57.87±10.08 | 185.94±19.17 | 57.87±10.08 | 7.80±0.50 |
| | ab | a | b | a | a |
| Asi 500 | 64.63±24.50 | 53.12±10.90 | 330.03±15.05 | 53.12±10.90 | 7.23±0.41 |
| | ab | a | ab | a | a |
| Nsi 125 | 117.67±19.54 | 43.95±13.49 | 213.61±22.13 | 43.95±13.49 | 7.84±1.01 |
| | a | a | b | a | |
| Nsi 250 | 117.23±34.78 | 88.42±21.49 | 381.75±49.65 | 88.42±21.49 | 6.06±0.87 |
| | a | a | a | a | a |
| Nsi 500 | 100.28±25.93 | 56.53±16.22 | 190.19±30.92 | 56.12±16.22 | 7.69±1.21 |
| | ab | a | bc | a | a |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹.

Se observaron diferencias en la concentración de flavonoides (Tabla 6), encontrándose la mayor concentración en el tratamiento Nsi 125 con una concentración 26.7% mayor que el tratamiento control. Los flavonoides al tener actividad antioxidante, desempeñando un papel de moléculas de señalización o protector contra especies reactivas de oxígeno (Ashraf, 2009; Samanta et al., 2011). Las NPs pueden estimular la formación de especies reactivas de oxígeno (Fu et al., 2014), aumentando de esta forma la concentración de flavonoides en los frutos, esto es positivo para el consumidor ya que se le atribuyen propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, antimutagénicas y anticancerígenas, junto con su capacidad para modular la función clave de la enzimas celulares (Panche, Diwan, & Chandra, 2016).

Tabla 6. Compuestos antioxidantes no enzimáticos en frutos de pepino tratados con K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 .

| Tratamiento | Fenoles (mg EGA 100 g ⁻¹ DW) | Flavonoides (mg EQ 100 g ⁻¹ DW) | Glutación (mmol 100 g ⁻¹ DW) |
|-------------|--|---|--|
| Control | 0.21±0.01 a | 126.20±8.45 b | 53.34±7.43 a |

| | | | |
|---------|-------------|-----------------|---------------|
| Asi 125 | 0.21±0.05 a | 153.92±11.36 ab | 63.47±6.93 a |
| Asi 250 | 0.20±0.01 a | 128.51±10.47 b | 75.41±21.24 a |
| Asi 500 | 0.19±0.03 a | 133.32±6.14 ab | 63.07±4.73 a |
| Nsi 125 | 0.23±0.03 a | 159.92±5.52 a | 66.33±7.38 a |
| Nsi 250 | 0.22±0.01 a | 153.64±8.51 ab | 48.09±6.47 a |
| Nsi 500 | 0.28±0.02 a | 141.35±15.73 ab | 57.43±8.11 a |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 mg L⁻¹.

Se observaron diferencias en las variables SST, acidez titulable y firmeza (Tabla 7). El contenido de SST se vieron aumentados por la aplicación del Si teniéndose la mayor concentración en el tratamiento Asi 125 con una concentración 8.5% mayor que el control. Este aumento mejora la calidad de los frutos ya que la acumulación de azúcares en frutas no climatéricas se asocia con el desarrollo de una calidad óptima para el consumo (Wills, R.; McGlasson, B.; Graham, D.; Jo, 1998)

La acidez titulable mostro un aumento con la aplicación de Si en forma de NPs teniendo la mayor acidez en los tratamientos Nsi 250 y Nsi 500 con una acidez 20% mayor que el control. Estos ácidos sirven como reserva de energía y participan en reacciones metabólicas para la síntesis de pigmentos, enzimas y otros materiales y la degradación de pectinas y celulosas que son esenciales para los procesos de maduración (Ghasemnezhad, Sherafati, & Payvast, 2011).

La firmeza de los frutos se vio aumentada por la aplicación de NPs teniendo una firmeza 22.2% mayor que el control en el tratamiento Nsi 250. El aumento en la firmeza de los frutos se pudo deber a que el Si se acumula en la epidermis, volviéndola más rígida (Zhang, Wang, Zhang, & Zhang, 2013).

Tabla 7. Calidad de frutos de pepino tratados con K_2SiO_3 y NPs de SiO_2 .

| Tratamiento | pH | SST (°Brix) | Acidez titulable %Ac. Citrico | Firmeza (kg m ⁻²) |
|-------------|-------------|-------------|----------------------------------|-------------------------------|
| Control | 5.32±0.04 a | 2.93±0.04 b | 0.10±0.009 ab | 4.40±0.10 cd |

| | | | | |
|---------|-------------|--------------|---------------|---------------|
| Asi 125 | 5.29±0.03 a | 3.18±0.16 a | 0.12±0.010 ab | 5.04±0.19 ab |
| Asi 250 | 5.26±0.02 a | 3.03±0.03 ab | 0.11±0.006 ab | 4.86±0.25 bc |
| Asi 500 | 5.29±0.03 a | 3.07±0.03 ab | 0.09±0.011 b | 4.32±0.09 d |
| Nsi 125 | 5.26±0.02 a | 3.07±0.03 ab | 0.10±0.011 ab | 4.62±0.12 bcd |
| Nsi 250 | 5.29±0.04 a | 3.00±0.03 ab | 0.12±0.008 a | 5.38±0.29 a |
| Nsi 500 | 5.22±0.08 a | 3.00±0.02 ab | 0.12 ±0.013 a | 4.41±0.13 cd |

Letras diferentes en las barras indican diferencias significativas de acuerdo con la prueba de diferencia mínima significativa de Fisher ($\alpha = 0.05$). Asi125, Asi250, Asi500: K_2SiO_3 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$. Nsi125, Nsi250, Nsi500: NPs de SiO_2 a 125, 250 y 500 $mg L^{-1}$.

CONCLUSIONES

La aplicación de NPs de SiO_2 mejoro el rendimiento, la capacidad antioxidante (ABTS), la actividad de APX y GPX, y el contenido de compuestos no enzimáticos como los flavonoides. Por su parte, la aplicación de K_2SiO_3 mejoro la capacidad antioxidante en compuestos lipofílicos en hoja, y la capacidad antioxidante total en hoja y fruto (ABTS), además incrementó el contenido de SST en los frutos. Además, se incrementó la calidad de los frutos, aumentó la acidez titulable y la firmeza de los frutos, que potencialmente se puede reflejar en mayor vida de anaquel de los frutos. La aplicación de silicio en el cultivo de pepino en forma de NPs de SiO_2 indujo mejores resultados que la aplicación de Si en forma de K_2SiO_3 .

REFERENCIAS

- Al-aghaby, K., Zhu, Z., & Shi, Q. (2004). Influence of silicon supply on chlorophyll content, chlorophyll fluorescence, and antioxidative enzyme activities in tomato plants under salt stress. *Journal of Plant Nutrition*, 27(12), 2101–2115. <https://doi.org/10.1081/LPLA-200034641>
- 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>

- Asada, K. (2000). The water–water cycle as alternative photon and electron sinks. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 355(1402), 1419–1431. <https://doi.org/10.1098/rstb.2000.0703>
- Ashraf, M. (2009). Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. *Biotechnology Advances*, 27(1), 84–93. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2008.09.003>
- 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)
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- 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>
- Epstein, E. (2009). Silicon: Its manifold roles in plants. *Annals of Applied Biology*, 155(2), 155–160. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2009.00343.x>
- Exley, C. (1998). Silicon in life: A bioinorganic solution to bioorganic essentiality 1JD Birchall memorial lecture.1. *Journal of Inorganic Biochemistry*, 69(3), 139–144. [https://doi.org/10.1016/S0162-0134\(97\)10010-1](https://doi.org/10.1016/S0162-0134(97)10010-1)
- 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>

- Flohé, L., & Günzler, W. A. (1984). Assays of glutathione peroxidase. *Methods in Enzymology*, 105(July), 114–120. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(84\)05015-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(84)05015-1)
- Fu, P. P., Xia, Q., Hwang, H.-M., Ray, P. C., & Yu, H. (2014). Mechanisms of nanotoxicity: generation of reactive oxygen species. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(1), 64–75. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2014.01.005>
- Ghasemnezhad, M., Sherafati, M., & Payvast, G. A. (2011). Variation in phenolic compounds, ascorbic acid and antioxidant activity of five coloured bell pepper (*Capsicum annum*) fruits at two different harvest times. *Journal of Functional Foods*, 3(1), 44–49. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2011.02.002>
- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- Gowayed, S. M. H., Al-Zahrani, H. S. M., & Metwali, E. M. R. (2017). Improving the Salinity Tolerance in Potato (*Solanum tuberosum*) by Exogenous Application of Silicon Dioxide Nanoparticles. *International Journal of Agriculture and Biology*, 19(1), 183–192. <https://doi.org/10.17957/IJAB/15.0262>
- Hossain, M. S., & Dietz, K.-J. (2016). Tuning of Redox Regulatory Mechanisms, Reactive Oxygen Species and Redox Homeostasis under Salinity Stress. *Frontiers in Plant Science*, 7(May). <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00548>
- Kalteh, M., Alipour, Z. T., Ashraf, S., Aliabadi, M. M., & Nosratabadi, A. F. (2014). Effect of silica nanoparticles on basil (*Ocimum basilicum*) under salinity stress. *Journal of Chemical Health Risks*, 4(3), 49–55. <https://doi.org/10.22034/JCHR.2018.544075>
- Kaneda, H., Kobayashi, N., ... S. F.-... A. of the, & 1995, U. (1995). Reducing activity and flavor stability of beer. *Pascal-Francis.Inist.Fr.*

- Kotíková, Z., Lachman, J., Hejtmánková, A., & Hejtmánková, K. (2011). Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. *LWT - Food Science and Technology*, *44*(8), 1703–1710. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2011.03.015>
- Liang, Y., Chen, Q., Liu, Q., Zhang, W., & Ding, R. (2003). Exogenous silicon (Si) increases antioxidant enzyme activity and reduces lipid peroxidation in roots of salt-stressed barley (*Hordeum vulgare* L.). *Journal of Plant Physiology*, *160*(10), 1157–1164. <https://doi.org/10.1078/0176-1617-01065>
- Lopez-Vargas, E. R., Ortega-ortiz, H., Cadenas-pliego, G., De-Alba-Romenus, K., Cabrera-De-La-Fuente, M., Benavides-Mendoza, A., & Juarez-Maldonado, A. (2018). Foliar Application of Copper Nanoparticles Increases the Fruit Quality and the Content of Bioactive Compounds in Tomatoes. *Applied Sciences*, *8*(1020), 1–15. <https://doi.org/10.3390/app8071020>
- Mareček, V., Mikyška, A., Hampel, D., Čejka, P., Neuwirthová, J., Malachová, A., & Cerkal, R. (2017). ABTS and DPPH methods as a tool for studying antioxidant capacity of spring barley and malt. *Journal of Cereal Science*, *73*, 40–45. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2016.11.004>
- Nakano, Y., & Asada, K. (1987). Purification of ascorbate peroxidase in spinach chloroplasts; its inactivation in ascorbate-depleted medium and reactivation by monodehydroascorbate radical. *Plant Cell Physiology*, *28*(1), 131–140. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a077268>
- Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S. R. (2016, January). Flavonoids: An overview. *Journal of Nutritional Science*. Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>
- Pavel Stratil, Bořivoj Klejdus, and, & Kubáň*, V. (2006). Determination of Total Content of Phenolic Compounds and Their Antioxidant Activity in Vegetables Evaluation of Spectrophotometric Methods. <https://doi.org/10.1021/JF052334J>

- Rawson, H., Long, M., & Munns, R. (1988). Growth and Development in NaCl-Treated Plants. I. Leaf Na⁺ and Cl⁻ Concentrations Do Not Determine Gas Exchange of Leaf Blades in Barley. *Functional Plant Biology*, 15(4), 519. <https://doi.org/10.1071/pp9880519>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., & Pannala, A. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology And. Retrieved from* <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0891584998003153>
- Samanta, A., Das, G., & Das, S. (2011). Roles of flavonoids in plants. *Carbon*, 100(1), 6.
- Sarhan, T. Z., & Ismael, S. F. (2014). Effect of Low Temperature and Seaweed Extracts on Flowering and Yield of Two Cucumber Cultivars (*Cucumis sativus* L.). *International Journal of Agricultural and Food Research*, 3(1). <https://doi.org/10.24102/ijafr.v3i1.277>
- Shekari, F., Abbasi, A., & Mustafavi, S. H. (2017). Effect of silicon and selenium on enzymatic changes and productivity of dill in saline condition. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 16(4), 367–374. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2015.11.006>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, 152–178. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(99\)99017-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(99)99017-1)
- Song, H., Li, Y., Xu, X., Zhang, J., Zheng, S., Hou, L., ... Li, M. (2020). Analysis of genes related to chlorophyll metabolism under elevated CO₂ in cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Scientia Horticulturae*, 261(October), 108988. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108988>
- Soundararajan, P., Manivannan, A., Ko, C. H., & Jeong, B. R. (2018). Silicon Enhanced Redox Homeostasis and Protein Expression to Mitigate the Salinity

- Stress in *Rosa hybrida* 'Rock Fire.' *Journal of Plant Growth Regulation*, 37(1), 16–34. <https://doi.org/10.1007/s00344-017-9705-7>
- Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil*, 15(2), 134–154. <https://doi.org/10.1007/BF01347224>
- Sun, H., Guo, J., Duan, Y., Zhang, T., Huo, H., & Gong, H. (2017). Isolation and functional characterization of CsLsi1, a silicon transporter gene in *Cucumis sativus*. *Physiologia Plantarum*, 159(2), 201–214. <https://doi.org/10.1111/ppl.12515>
- Suriyaprabha, R., Karunakaran, G., Yuvakkumar, R., Prabu, P., Rajendran, V., & Kannan, N. (2012). Growth and physiological responses of maize (*Zea mays* L.) to porous silica nanoparticles in soil. *Journal of Nanoparticle Research*, 14(12), 1–14. <https://doi.org/10.1007/S11051-012-1294-6>
- Syklowska-Baranek, K., Pietrosiuk, A., Naliwajski, M. R., Kawiak, A., Jeziorek, M., Wyderska, S., ... Chinou, I. (2012). Effect of L-phenylalanine on PAL activity and production of naphthoquinone pigments in suspension cultures of *Arnebia euchroma* (Royle) Johnston. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 48(5), 555–564. <https://doi.org/10.1007/s11627-012-9443-2>
- Tripathi, D. K., Kumar, R., Pathak, A. K., Chauhan, D. K., & Rai, A. K. (2012). Laser-Induced Breakdown Spectroscopy and Phytolith Analysis: An Approach to Study the Deposition and Distribution Pattern of Silicon in Different Parts of Wheat (*Triticum aestivum* L.) Plant. *Agricultural Research*, 1(4), 352–361. <https://doi.org/10.1007/s40003-012-0042-6>
- Vinha, A. F., Alves, R. C., Barreira, S. V. P., Castro, A., Costa, A. S. G., & Oliveira, M. B. P. P. (2014). Effect of peel and seed removal on the nutritional value and antioxidant activity of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) fruits. *LWT - Food Science and Technology*, 55(1), 197–202. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2013.07.016>

- Wills, R.; McGlasson, B.; Graham, D.; Jo, D. (1998). Postharvest: An Introduction to the Physiology & Handling of Fruit, Vegetable and Ornamentals. *CAB International: Oxfordshire, 4th ed*, 262.
- Xie, Y., Li, B., Tao, G., Zhang, Q., & Zhang, C. (2012). Effects of nano-silicon dioxide on photosynthetic fluorescence characteristics of *Indocalamus barbatus* McClure. *Journal of Nanjing Forestry University (Natural Sciences Edition)*, 36(2), 59–63.
- 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>
- Yuvakkumar, R., Elango, V., Rajendran, V., Kannan, N. S., & Prabu, P. (2011). Influence of nanosilica powder on the growth of maize crop (*Zea Mays* L.). *International Journal of Green Nanotechnology: Biomedicine*, 3(3), 180–190. <https://doi.org/10.1080/19430892.2011.628581>
- Zhang, C., Wang, L., Zhang, W., & Zhang, F. (2013). Do lignification and silicification of the cell wall precede silicon deposition in the silica cell of the rice (*Oryza sativa* L.) leaf epidermis? *Plant and Soil*, 372(1–2), 137–149. <https://doi.org/10.1007/s11104-013-1723-z>
- 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>

CONCLUSIONES GENERALES

La aplicación de NPs de SiO_2 impacta positivamente en el desarrollo de los cultivos estudiados, ya que mejoró el rendimiento de frutos tanto en pepino como en el tomate.

La aplicación de NPs de SiO_2 modificó la concentración de compuestos antioxidantes, aumentó la concentración de flavonoides, así como la actividad de ascorbato peroxidasa y glutatión peroxidasa en el cultivo de pepino. En el cultivo de tomate aumento la concentración de clorofilas, fenoles, glutatión y la actividad de glutatión peroxidasa. Por su parte, la aplicación de K_2SiO_3 en el cultivo de pepino mejoró la capacidad antioxidante en compuestos lipofílicos de las hojas, y la capacidad antioxidante total en hojas y frutos (ABTS), y aumentó el contenido de SST en los frutos. Además, incrementó la calidad de los frutos, aumentó la acidez titulable y la firmeza de los frutos, que potencialmente se puede reflejar en mayor vida de anaquel de los frutos.

En plantas de tomate sin salinidad la aplicación de K_2SiO_3 mostró un aumento en los fenoles y proteínas, así como un aumento en la actividad de las enzimas ascorbato peroxidasa y glutatión peroxidasa.

En plantas de tomate bajo condiciones de estrés salino la aplicación de NPs de SiO_2 aumento la concentración de glutatión, fenilalanina amonioliasa, vitamina C y logró mantener el tamaño y calidad de los frutos.

Ambas formas de aplicación mostraron efectos positivos, sin embargo, las NPs de SiO_2 mostraron resultados mejores al K_2SiO_3 .