

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



EFFECTOS DE LA APLICACIÓN FOLIAR CON QUITOSANO–SELENATO
SOBRE COMPUESTOS BIOACTIVOS Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA EN
GERMINADOS DE TRIGO (*Triticum* spp.)

Tesis

Que presenta CRISTIAN OSWALDO SOLIS LOPEZ

como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA

Torreón, Coahuila

Noviembre 2025

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



EFFECTOS DE LA APLICACIÓN FOLIAR CON QUITOSANO–SELENATO
SOBRE COMPUESTOS BIOACTIVOS Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA EN
GERMINADOS DE TRIGO (*Triticum* spp.)

Tesis

Que presenta CRISTIAN OSWALDO SOLIS LOPEZ
como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA

Dra. Viridiana Contreras Villarreal
Director (UAAAN)

Dra. Jazmin Monserrat Gaucin Delgado
Co-Director (UPGP)

Torreón, Coahuila

Noviembre 2025

EFFECTOS DE LA APLICACIÓN FOLIAR CON QUITOSANO-SELENATO
SOBRE COMPUESTOS BIOACTIVOS Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA EN
GERMINADOS DE TRIGO (*Triticum* spp.).

Tesis

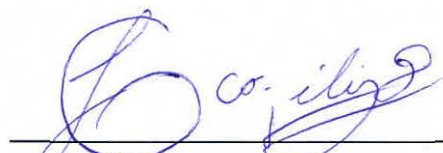
Elaborada por CRISTIAN OSWALDO SOLIS LOPEZ como requisito
parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Producción
Agropecuaria con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



Dra. Viridiana Contreras Villarreal
Director de Tesis



Dra. Jazmin Monserrat Gaucin Delgado
Asesor



Dr. Francisco Gerardo Véliz Deras
Asesor



Dr. José Luis Reyes Carrillo
Asesor



Dra. Dalia Ivette Carrillo Moreno
Jefe del Departamento de Postgrado



Dr. Antonio Flores Naveda
Subdirector de Postgrado

AGRADECIMIENTOS

A mi familia, Por apoyarme siempre y darme las herramientas para seguir con mis estudios.

A mi Alma Mater, Porque ahí pasé momentos inolvidables, donde conocí gente importante de la cual aprendí muchas cosas.

A mis asesores, En especial a la Dra. Jazmín Monserrat Gaucin Delgado por tenerme paciencia en la conducción y revisión de este trabajo, por brindarme sus conocimientos teóricos y prácticos y al Dr. Ricardo Israel Ramírez Gottfried por invitarnos a unirnos en este trabajo de investigación, a la Dra. Viridiana Contreras Villarreal, Dr. Francisco Gerardo Véliz Deras, Dr. José Luis Reyes Carrillo y al Dr. Pedro Cano Ríos por aceptarme como su asesorado.

!!!GRACIAS!!!

DEDICATORIA

Esta tesis es dedicada con gran sentimiento a mi familia que en estos años me apoyaron incondicional y moralmente para culminar mi maestría.

A mi mamá **Ma. Félix López Villarreal** y mis hermanas (**Gabriela, Camila y Fernanda**) que de una u otra forma me dan su apoyo y de igual manera para que ellas vean que se puede llegar hasta donde uno se lo proponga y que sigan adelante con sus estudios.

A mis suegros y cuñados que siempre me apoyaron en todo momento hasta culminar este paso escolar.

A mis hijos **Yaelí Guadalupe y Cristian Mateo Solís Cervantes** que fueron mi motivación para seguir preparándome cada vez más.

A mis compañeros que siempre estuvieron ahí para brindarme su apoyo incondicional y ayudarme en lo que estuviera en sus manos.

A **Erika Guadalupe Cervantes Padrón** quien me ha acompañado y hemos culminado los dos este grado académico.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
ÍNDICE GENERAL	iii
ÍNDICE DE CUADROS.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vi
RESUMEN	vii
ABSTRACT.....	viii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Origen del trigo.....	3
2.2 Clasificación taxonómica	4
2.3 Principales variedades de trigo para el uso del germinado en el consumo humano.....	5
2.4 Diferentes usos del trigo	5
2.4.1 Germinados	5
2.4.2 Clasificación de los germinados	6
2.4.2.1 Germinado de legumbres.....	6
2.4.2.2 Germinado de verduras.....	7
2.4.2.3 Germinado de cereales.....	7
2.4.3 Tipos y propiedades de los germinados.....	7
2.4.4 Manejo en la producción de germinado de trigo	8
2.4.4.1 Fase de germinación	9
2.4.4.2 Fase de hidratación	9
2.4.4.3 Fase de crecimiento	9
2.4.4.4 Fase de cosecha.....	10
2.5 Consumo de germinados.....	10
2.7 Control de calidad de los germinados	10
2.8 Producción de germinado de trigo a nivel mundial y nacional	11
2.8.1 Producción Mundial de Germinado de Trigo	11
2.8.2 Contexto Nacional: La Producción e Importación de Trigo en México	13
2.8.3 Producción de Germinado de Trigo en México	13
2.9 Nanopartículas.....	14
2.9.1 Uso de nanopartículas en la agricultura	14
2.9.2 Nanobiofortificación en cultivos	15
2.10 Importancia del selenato agricultura.....	16
2.10.3 Selenato en las plantas.....	16
2.11 Quitosano	17

2.11.1	Quitosano en la agricultura.....	17
2.11.2	Características del quitosano.....	17
2.11.3	Quitosano en las patatas.....	18
2.12	Compuestos bioactivos	18
2.13	Radicales libres	19
2.14	Antioxidantes	19
2.15	Compuestos fenólicos y flavonoides	20
2.16	Vitamina C	20
2.17	Actividad Enzimática	20
2.18	Glutación	21
2.19	Catalasa	21
2.20	Peroxidasa	22
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
3.1	Ubicación del experimento y material vegetal.....	23
3.2.	Síntesis de nanopartículas de selenio	23
3.3.-	Ensayo de germinación y medición del crecimiento.....	23
3.4.	Parámetros evaluados en el bioensayo	24
3.4.1.	Porcentaje de germinación (G%)	24
3.4.2.	Vigor semilla (VS%)	25
3.4.3.	Peso fresco, brote (PFB) y raíz (PFR)	25
3.4.4.	Pigmentos fotosintéticos (PG).....	25
3.4.5.	Preparación de extractos calidad bioactiva	26
3.4.6.	Contenido total de fenoles.....	26
3.4.7.	Flavonoides totales	26
3.4.8.	Capacidad antioxidante DPPH.....	27
3.4.9.-	Vitamina C	27
3.4.10.	Glutación.....	27
3.4.12.	Superóxido dismutasa (SOD)	28
3.4.13.	Catalasa (CAT).....	28
3.4.14.	Glutación peroxidasa (GPX).....	28
3.4.15.	Acumulación de Se en germinados de trigo.....	28
3.5.	Análisis estadístico.....	28
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	30
4.1-	Producción de biomasa.....	30
4.2-	Germinación de Semillas	31
4.3	Compuestos bioactivos	32
V.	CONCLUSIONES.....	37
VI.	REFERENCIAS	38

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del trigo.....	4
Cuadro 2. Principales Productores Mundiales de Germinados y Contexto del Producción.	12
Cuadro 3. Tratamientos establecidos con selenato (SeO_2^{-4}) y selenato-quitosano (CS- SeO_4^{2-}).	24
Cuadro 4. Efecto de Selenato y nanopartículas de quitosano-selenato (CS-SeO_4^{2-}) sobre la germinación, vigor y plúmula en germinados de trigo.....	30
Cuadro 5. Efecto de Selenato y nanopartículas de quitosano-selenato (CS-SeO_4^{2-}) sobre compuestos bioactivos (Vitamina C, Fenoles, Flavonoides y Capacidad antioxidante), actividad enzimática (SOD, CAT y GXP) y contenido de Selenio en germinados de trigo.	33

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Comparación de medias para SOD (a), CAT (b) y GXP (c) en germinados de trigo tratados con SeO_2^{-4} y SeO_2^{-4} -CS.....	35
Figura 2. Efecto de SeO_2^{-4} y SeO_2^{-4} CS sobre el contenido de Selenato en germinados de trigo.....	36

RESUMEN

Efectos de la aplicación foliar con quitosano–selenato sobre compuestos bioactivos y actividad enzimática en germinados de trigo (*Triticum* spp.)

Cristian Oswaldo Solis Lopez
Maestría en Ciencias en Producción Agropecuaria
Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

Dra. Viridiana Contreras Villarreal
Director de tesis

Las nanopartículas de quitosano (CS-NPs) han demostrado ser herramientas valiosas en la agricultura, ya que favorecen el crecimiento vegetal y mejoran la calidad bioactiva de los frutos. Este estudio evaluó el efecto conjunto de selenato (SeO_4^{2-}) y quitosano (CS), formulados como nanopartículas de quitosano-selenato (CS-SeO_4^{2-}), en la biofortificación, perfil antioxidante y desarrollo de germinados de trigo (*Triticum* spp.). Se analizaron la acumulación de selenio, el incremento de biomasa, la producción de compuestos no enzimáticos (fenólicos y flavonoides), la capacidad antioxidante total y la actividad de enzimas antioxidantes (SOD y POD). El quitosano mejoró la absorción de selenio en un 30% respecto al selenato convencional. La mejor dosis para aumentar la biomasa fue 0.15 mg L^{-1} de CS-SeO_4^{2-} (+40% vs control), mientras que 0.25 mg mL^{-1} maximizó los compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante. Además, el CS ayudó a reducir la fitotoxicidad del selenio en dosis igual o superiores a 1.5 mg L^{-1} , funcionando como vehículo de entrega y protector celular. Estos hallazgos confirman que el sistema CS-SeO_4^{2-} es una alternativa viable para obtener germinados biofortificados con aplicaciones potenciales en la industria de alimentos funcionales.

Palabras clave: Biofortificación, Germinados, Quitosano-selenato y Antioxidantes

ABSTRACT

Effects of foliar application with chitosan-selenate on bioactive compounds and enzymatic activity in wheat sprouts (*Triticum* spp.)

Cristian Oswaldo Solis Lopez
Maestría en Ciencias en Producción Agropecuaria
Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

Dra. Viridiana Contreras Villarreal
Director de tesis

Chitosan nanoparticles (CS-NPs) have proven to be valuable tools in agriculture, promoting plant growth and enhancing the bioactive quality of fruits. This study evaluated the combined effect of selenate (SeO_4^{2-}) and chitosan (CS), formulated as chitosan-selenate nanoparticles (CS-SeO_4^{2-}), on the biofortification, antioxidant profile, and development of wheat sprouts (*Triticum* spp.). Selenium accumulation, biomass increase, production of non-enzymatic compounds (phenolics and flavonoids), total antioxidant capacity, and the activity of antioxidant enzymes (SOD and POD) were analyzed. Chitosan improved selenium absorption by 30% compared to conventional selenate. The optimal dose to increase biomass was 0.15 mg L^{-1} of CS-SeO_4^{2-} (+40% vs. control), while 0.25 mg mL^{-1} maximized bioactive compounds and antioxidant capacity. Additionally, CS helped reduce selenium phytotoxicity at doses of 1.5 mg L^{-1} or greater, acting as a delivery vehicle and cellular protector. These findings confirm that the CS-SeO_4^{2-} system is a viable alternative for obtaining biofortified sprouts with potential applications in the functional food industry.

Keywords: Biofortification, Sprouts, Chitosan-selenate, and Antioxidants

I. INTRODUCCIÓN

La nanotecnología tiene el potencial de transformar diversos aspectos de la agricultura, desde la mejora de la nutrición de las plantas hasta la protección de los cultivos y la mejora de la calidad de los productos agrícolas (Y. Wang *et al.*, 2024). En este contexto, la nanobiofortificación foliar emerge como una estrategia innovadora que emplea nanopartículas para incrementar el contenido de nutrientes esenciales en las plantas, lo que beneficia tanto su crecimiento como la calidad nutricional de los cultivos. Este enfoque ofrece una serie de beneficios significativos tanto para la agricultura como para la nutrición humana (Sariñana-Navarrete *et al.*, 2023).

En este contexto, las nanopartículas de quitosano (CS-NPs), un polisacárido natural obtenido por desacetilación de la quitina, presente en los exoesqueletos de crustáceos, insectos y en las paredes celulares de hongos, han destacado por sus múltiples aplicaciones agrícolas. Se reconocen por sus propiedades bioestimulantes, las cuales promueven el crecimiento vegetal y activan mecanismos de defensa contra factores bióticos y abióticos (Arias-Andrade, Veloza, & Sepúlveda-Arias, 2020).

Por otro lado, el selenato (SeO_2^{-4}), aunque no es esencial para la mayoría de las plantas, puede tener efectos significativos cuando está presente en niveles adecuados. Su incorporación a las plantas favorece el crecimiento y la resistencia a diversas condiciones, aunque su concentración excesiva puede resultar tóxica (Hernández *et al.*, 2024).

El trigo (*Triticum spp.*), por su parte, es uno de los cultivos más importantes a nivel mundial debido a su valor nutricional y su papel como fuente básica de alimento para millones de personas (Estrada Santana, Zúñiga-González, Hernández-Rueda, & Marinero-Orantes, 2016). Los germinados de trigo, obtenidos mediante la germinación de las semillas de este cultivo, se están popularizando cada vez más debido a sus beneficios nutricionales y terapéuticos

(Sharma *et al.*, 2015). Estos germinados son una excelente fuente de nutrientes esenciales, como vitaminas, minerales (hierro, zinc, magnesio) y proteínas (Shi *et al.*, 2022), y están ganando aceptación en la población por su alto valor nutricional y sus propiedades funcionales (Khan *et al.*, 2022). La incorporación de germinados en la dieta diaria es una opción atractiva para mejorar la salud general y prevenir enfermedades, especialmente dentro del contexto de dietas saludables y preventivas (Sayed *et al.*, 2022).

La nanobiofortificación de germinados con micronutrientes como el selenio, zinc y hierro puede aumentar significativamente su contenido de nutrientes. Esto representa una solución accesible y sostenible para combatir la deficiencia de micronutrientes a nivel global (Sayed *et al.*, 2022). Por lo tanto, el objetivo de esta investigación es evaluar los efectos de las nanopartículas de quitosano con selenato (CS-SeO_2^{-4}) sobre el rendimiento, los compuestos bioactivos, la actividad antioxidante y la acumulación de selenato en germinados de trigo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen del trigo

Trigo, término derivado del antiguo "Bläd" de Baja Franconia (producto de la tierra), designa varios cultivos de cereales pertenecientes al género *Triticum* (Hassen, Hacini, Djelloul, Bencherif, & Azizi, 2024). El trigo ha sido el alimento básico de las principales civilizaciones de Europa, Asia occidental y el norte de África durante 8.000 años. En las últimas cuatro décadas el cultivo ha experimentado cambios históricos. El trigo se cultiva en diversas condiciones climáticas, desde tierras secas con humedad limitada durante la temporada de crecimiento (por ejemplo, en gran parte de los EE. UU., Australia, la CEI, Asia occidental y el norte de África); y tierras con agua adecuada durante toda la temporada, como los países de Europa occidental (Baloch, 1999). Desde 1940, el rendimiento del trigo ha mejorado notablemente, pasando de apenas 740 kg por hectárea a niveles mucho más altos. Entre 2004 y 2017, este rendimiento aumentó de 4480 a 5241 kg por hectárea, con un potencial de producción que podría alcanzar hasta 10 Mg por hectárea. Se proyecta que, para el año 2050, la demanda de trigo crecerá un 70 % en comparación con los niveles actuales, impulsada por el incremento poblacional y los cambios en los hábitos alimenticios (Flores-Marges, Corral-Díaz, Osuna-Ávila, & Hernández-Escamilla, 2021).

En México, las entidades con mayor producción de trigo son: Sonora (43%), Baja California (11%), Guanajuato (9.3%), Sinaloa (8.2%), Michoacán (9.3%) y Chihuahua (2.3%), obteniendo una superficie de 669 948 ha a nivel nacional, donde se han obtenido poco mas de 3 511 192 toneladas y un mostrando rendimiento promedio de 5.241 Mg ha⁻¹ (Flores-Marges *et al.*, 2021),(SAGARPA-SIAP, 2018).

En el norte de Coahuila algunas localidades han mostrado un impacto negativo debido al cambio climático, esto ha llevado a que el llenado del grano tenga una disminución de tamaño, derivado de la antesis tardía, en comparación con el resto de las localidades (datos no mostrados). Se estima que los estados del noroeste de México, donde se produce más del 75 % del trigo bajo riego, serán de las zonas más impactadas, debido a que las proyecciones de aumento

de temperatura en esta región superan a las de los estados del sur del país (Hernandez-Ochoa *et al.*, 2018).

2.2 Clasificación taxonómica

El trigo es una planta herbácea de la familia de las Poaceae; el nombre científico de la planta de trigo es *Triticum*. El trigo es uno de los cultivos de cereales más antiguos y esenciales del mundo, que se cultiva en una amplia gama de climas y tipos de suelos. Las partes principales de la planta del trigo son la espiga, el tallo, las hojas y las raíces. Las plantas de trigo crecen de 2 a 4 pies de altura. La parte que cubre el grano y lo protege se llama barba; al igual que todas las plantas herbáceas, las plantas de trigo se sostienen sobre el tallo (Mohammed, Omran, Hasan, Ilyas, & Sapuan, 2021).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del trigo

Clasificación taxonómica	
Reino	Plantae
Subreino	Viridiplantae
Infrareino	Estreptofita
Superdivisión	Embriofita
División	Traqueofita
Subdivisión	Espermarofita
Clase	Magnoliopsida
Superorden	Lilianae
Orden	Pooles
Familia	Poáceas
Género	<i>Triticum L.</i>

Recuperada de (ITIS, 2010).

2.3 Principales variedades de trigo para el uso del germinado en el consumo humano

El cultivo incluye la siembra de los trigos harineros (*Triticum aestivum* L.) y cristalinos (*Triticum durum* L.). De los primeros se reconocen tres grupos: Grupo 1 de Gluten Fuerte, adecuado para la producción de pan mecanizado de caja; Grupo 2 de Gluten Medio, para la elaboración de pan a mano tipo bolillo o telera; y Grupo 3 de Gluten Suave, para la producción de galletas y pasteles. Los segundos se utilizan para la elaboración de pastas, macarrones, entre otros (Villaseñor-Mir *et al.*, 2022).

2.4 Diferentes usos del trigo

En la actualidad se cultivan dos especies principales de trigo: el trigo común o panificable (*Triticum aestivum* ssp. *vulgare*), que ocupa alrededor del 93% de la superficie total cultivada de trigo, y el trigo duro (*Triticum turgidum* ssp. *durum*), que cubre el 7% restante. El éxito del trigo no se puede explicar sin tener en cuenta las propiedades únicas de la masa hecha con harina de trigo y sémola, que permiten procesarla en una variedad de productos (por ejemplo, pan, pasta, galletas y fideos) y otros alimentos procesados (Carlos Guzmán, 2019). El trigo duro (*Triticum turgidum* ssp. *durum*) está más adaptado al clima seco mediterráneo que el trigo panificable y a menudo se le llama trigo para pasta para reflejar su principal uso final (Shewry, 2009).

2.4.1 Germinados

La germinación es una práctica antigua que mejora las propiedades nutricionales de los granos (Xiao *et al.*, 2022), aumentando el contenido de nutrientes simples después de la degradación macromolecular,(Chang *et al.*, 2023) adema disminuye los niveles de componentes antinutricionales y aumenta la digestibilidad y los atributos sensoriales de los brotes (Xiao *et al.*, 2022). Son organolépticamente agradables; proporcionan cantidades importantes de

proteína, minerales, vitaminas y fibra (Aliaga Zeballos, Mamani Reynoso, & Mamani Cruz, 2017). El uso de brotes como ingrediente culinario puede ser una buena opción para aumentar el valor nutricional de los productos alimenticios y al mismo tiempo disminuir el riesgo de enfermedades transmitidas por los alimentos (Miyahira, Lopes, & Antunes, 2021).

El término “semillas germinadas” incluye diferentes tipos de productos obtenidos a partir de semillas, dependiendo de la parte de la planta recolectada y consumida, en particular si la semilla está incluida o eliminada, y del sustrato de crecimiento y las condiciones ambientales durante la germinación. Para cada uno de estos productos existen varias definiciones comerciales ambiguas (es decir, microvegetales, brotes, brotes tiernos, berros, pasto de trigo), ampliamente difundidas incluso en la literatura científica, y el mismo término podría referirse a diferentes tipos de productos (Benincasa, Falcinelli, Stagnari, & Galieni, 2019).

En general, los brotes de trigo se refieren a los brotes jóvenes de *Triticum aestivum* L. antes de la formación de nudos durante la germinación del trigo. Se utilizan principalmente brotes jóvenes de 7 a 20 días después de la germinación del trigo. Los brotes de trigo son eficaces contra diversas enfermedades de los adultos y a menudo se consumen en jugo fresco, jugo congelado, tabletas y polvos. Se ha informado que los niveles de calcio, potasio y sodio en los brotes de trigo aumentan cuando el trigo germina y crece (Chang *et al.*, 2023).

2.4.2 Clasificación de los germinados

Los germinados los podemos clasificar o encontrar en las siguientes presentaciones germinado de legumbres, germinado de verduras y germinado de cereales.

2.4.2.1 Germinado de legumbres

Se cree que ya hacia el año 3000 A.C antiguas civilizaciones orientales ya utilizaban los germinados de legumbres y cereales como parte de su dieta diaria

y también utilizando estos como medicina tradicional. Actualmente estos brotes o germinados han demostrado ser una buena fuente de melatonina, una hormona que disminuye con la edad y que, al no estar muy presente en el cuerpo humano, se asocia con enfermedades crónicas tales como diabetes tipo 2 y enfermedades cardiovasculares. El proceso de germinación excluye gran cantidad de los “anti-nutrientes”, lo cual nos ayuda a procesar de mejor manera las proteínas contenidas en las legumbres, al igual que las vitaminas y minerales. Además son excelente fuente de vitaminas A, C, E y complejo B, los cuales se ven en mayor cantidad cuando se comparan con legumbres secas (Nutreduca, 2018).

2.4.2.2 Germinado de verduras

“Microgreens” o microplantas, nos referimos a verduras muy jóvenes colectadas en su fase de desarrollo. Al estar esta semilla en su fase desarrollo genera toda una cascada nutritiva de vitaminas, enzimas, ácidos grasos, aminoácidos (CONASI, 2022).

2.4.2.3 Germinado de cereales

Cuando un grano brota, esas enzimas se activan y comienzan a convertir los nutrientes almacenados de la semilla en formas más utilizables. Los granos germinados integrales son más nutritivos y más fáciles de procesar. Aumentando la biodisponibilidad de vitaminas y minerales como zinc, hierro, magnesio, fósforo y vitaminas B2, para que el cuerpo pueda absorberlos (ODO, 2025).

2.4.3 Tipos y propiedades de los germinados

En la actualidad, el estilo de vida del consumidor ha mirado hacia una “vida sana y alimentos más saludables”, en consecuencia, la demanda de alimentos está más orientada hacia dietas ricas en frutas y verduras, caracterizadas por un alto contenido de moléculas bioactivas. Un papel especial lo desempeñan las verduras listas para el consumo, cosechadas en las primeras fases de crecimiento de la planta y que comúnmente son conocidas como semillas germinadas (Benincasa *et al.*, 2019).

Durante la década de 1990, las semillas germinadas se convirtieron en un componente alimentario más común. Hubo cada vez más informes en la literatura científica sobre enfermedades bacterianas transmitidas por los alimentos asociadas con el consumo de semillas germinadas, lo que generó inquietudes en las agencias de salud pública y los consumidores sobre la seguridad de estos productos (Hazards, 2011).

Se han descrito diversas propiedades en los germinados, los cuales ofrecen beneficios al organismo, entre los principales podemos mencionar su función de regular y alcalinizar el pH de la sangre, contribuyen a la asimilación de nutrientes por lo que se mejora el trabajo enzimático. También contribuyen en los procesos de desintoxicación, depuración y eliminación de residuos en la sangre, las células y en los tejidos. Además de fortalecer el sistema inmunológico (Zeballos, Reynoso, & Cruz, 2017).

Los brotes se obtienen de germinar diversas semillas de cereales (como trigo, avena, cebada, arroz) así como de legumbres (soja, alfalfa, porotos mungo o aduki, lentejas, arvejas, garbanzos). De igual manera se pueden obtener de semillas de chía, sésamo y girasol, la cebolla y plantas de la familia de las crucíferas entre ellas (rábano, rabanito, brócoli, coliflor) (CASSAN, 2024).

2.4.4 Manejo en la producción de germinado de trigo

Los brotes son granos germinados que se producen mediante un proceso de germinación simple que, en general, no requiere ni luz solar ni tierra (Miyahira *et al.*, 2021). Para que se lleve a cabo el proceso de germinación deben de existir condiciones favorables para la semilla, incluyendo la temperatura, humedad y la cantidad de oxígeno, ya que el proceso de germinación transforma las semillas duras y secas en brotes, que serán tiernos y fáciles de digerir. En estas circunstancias, el germen pone en marcha numerosas reacciones químicas y enzimáticas que darán origen a una nueva planta; es decir, deja de estar en estado latente y comienza la germinación (CASSAN, 2024). Así, aunque el proceso de germinación es fácil de llevar a cabo, se deben abordar algunas

estrategias para prevenir el crecimiento microbiano, como adoptar intervenciones físicas, biológicas y químicas (Miyahira *et al.*, 2021).

2.4.4.1 Fase de germinación

La germinación es un proceso biológico en el cual una semilla se convierte en una planta teniendo las condiciones adecuadas de temperatura, humedad y luz. La semilla considerada la unidad biológica de las plantas, estas están constituidas por episperma, endospermo y un embrión. En su proceso de germinación suceden una serie de procesos y transformaciones que se generan en la semilla para dar origen a la planta; para culminar con un germinado exitoso se requieren tanto condiciones en el interior de las semillas como en el medio ambiente y para esto depende de varias fases o etapas. (Castro Ortiz & Rodríguez Chia, 2021).

2.4.4.2 Fase de hidratación

La primer etapa en el proceso de la germinación de la semilla empieza por la absorción de agua. Esta ocurre debido a la diferencia del potencial hídrico entre la semilla seca y la solución hídrica con la que valla a entrar en contacto (Suárez & Melgarejo, 2010). Esta primer fase es conocida como imbibición, esta es muy rápida provocando alteraciones temporales en la permeabilidad diferencial de las membranas de la semilla y, dando como resultado, la liberación de compuestos de bajo peso molecular como son (azúcares, ácidos orgánicos, iones, aminoácidos, péptidos, etc.) (Matilla, 2008).

2.4.4.3 Fase de crecimiento

Los cambios bioquímicos ocurren dependiendo de las condiciones de germinación así como de los tratamientos de “vigorización de semillas” aplicados a los granos para optimizar la germinación y el crecimiento de las plántulas post-germinativas (Benincasa *et al.*, 2019). En esta fase la embriogénesis también constituye la preparación para la germinación (Matilla, 2008). durante esta etapa el alargamiento celular se muestra rompimiento el tegumento, lo que es la primer

señal visual de que la semilla esta germinando (Castro Ortiz & Rodríguez Chia, 2021).

2.4.4.4 Fase de cosecha

En esta etapa se recolectan los brotes maduros. Se caracterizan por remover y desechar las cáscaras para obtener un mejor sabor, aproximadamente al cuarto día las hojas empiezan a salir, se retira la malla del frasco y se deja que le dé la luz, al abrirse las hojas toman un verde fuerte por la formación de la clorofila (Jensen, 2012).

2.5 Consumo de germinados

Los brotes se consideran “alimentos funcionales”, que son aquellos alimentos que, además de su valor nutricional normal, Poseen cualidades que benefician la salud o previenen las enfermedades. De esta manera, el uso de brotes como ingrediente culinario puede ser una buena opción para aumentar el valor nutricional de los productos alimenticios y al mismo tiempo disminuir el riesgo de enfermedades transmitidas por los alimentos (Miyahira et al., 2021).

2.6 Riesgos microbiológicos de los germinados

Se debe considerar que las condiciones necesarias para la germinación, como lo son la temperatura y humedad son condiciones idóneas para la proliferación de microorganismos patógenos, al igual que los alimentos frescos, los brotes o germinados podrían tener microorganismos patógenos (por factores externos en la cadena de producción o durante el cultivo y/o almacenamiento). Entre los principales patógenos se reportan están *Salmonella* y *Escherichia coli* (CASSAN, 2024).

2.7 Control de calidad de los germinados

La capacidad de germinación de las semillas tiene una relación con el crecimiento rápido y ordenado de los brotes. Por lo tanto, la problemática más frecuente a la que se enfrenta la industria de los germinados es cómo mejorar la

capacidad de germinación de las semillas para conseguir una rápida obtención de brotes. De esta manera, podemos maximizar el contenido nutricional de los brotes controlando la germinación de las semillas. Así que, era necesario desarrollar técnicas de desinfección eficaces para controlar los contaminantes microbianos (HongKai Liu *et al.*, 2021).

2.8 Producción de germinado de trigo a nivel mundial y nacional

El germinado de trigo, valorado por su alta densidad nutricional (rico en vitaminas, minerales, enzimas y antioxidantes), es un producto que ha obtenido gran aceptación en los mercados de alimentos saludables a nivel global. Su producción, aunque especializada y de menor escala comparada con el trigo grano, representa un nicho de alto valor agregado dentro de la agricultura y la agroindustria.

2.8.1 Producción Mundial de Germinado de Trigo

La producción mundial de germinados y brotes es un mercado liderado por empresas con tecnología avanzada y procesos de alta calidad, situadas principalmente en países desarrollados.

2.8.1.2 Liderazgo Asiático y Norteamericano

La empresa japonesa Tomohori Nakadas Cress Cultivation Company es una reconocida líder global en el sector de brotes y germinados, destacándose por sus técnicas de cultivo de precisión y control de calidad. De manera similar, en Estados Unidos, la Kitazawa Seed Co. no solo es productora, sino también una destacada proveedora de semillas especializadas para germinados, incluyendo variedades específicas de trigo, sirviendo a un mercado interno y de exportación con altos estándares de inocuidad alimentaria (Celestin, 2018).

2.8.1.3 Contexto del Trigo como Materia Prima

La producción de germinado depende del suministro de trigo grano. Según la FAO, se proyecta que la producción mundial de cereales (incluyendo el trigo) alcance un récord de 2.925 millones de toneladas en 2025, con un crecimiento del 2.3% impulsado por mejores perspectivas para el trigo, maíz y arroz (Nunes, 2025).

2.8.1.4 Tendencias de Consumo

La demanda global por alimentos funcionales y saludables es el principal motor de este mercado. Los consumidores en Norteamérica, Europa y partes de Asia buscan cada vez más productos frescos, orgánicos y nutritivos, lo que impulsa la innovación y expansión de empresas productoras de germinados.

Cuadro 2. Principales Productores Mundiales de Germinados y Contexto del Producción.

Región/País	Principales Empresas/Características	Contexto de Producción de Trigo Grano
Japón	Tomohori Nakadas Cress Cultivation Company (Líder en tecnología y calidad).	Gran importador. Depende del mercado internacional (Lian <i>et al.</i> , 2020).
Estados Unidos	Kitazawa Seed Co. (Líder en producción y venta de semillas especializadas).	Producción interna grande (Karlson <i>et al.</i> , 2022)
Unión Europea	Numerosas empresas medianas y pequeñas, con fuerte enfoque en orgánicos.	Expectativa de recuperación en el sur, (Lahuta <i>et al.</i> , 2022)
Latinoamérica	Colombia, Brasil, Ecuador, Argentina (empresas más pequeñas y de nicho).	Producción variable. Argentina es potencia exportadora; Brasil, Colombia y Ecuador son importadores (Abril-Saltos <i>et al.</i> , 2022)

2.8.2 Contexto Nacional: La Producción e Importación de Trigo en México

La producción de germinado de trigo depende por completo del suministro de materia prima. Por ello, es crucial entender la situación del trigo en México. Crisis Productiva y Dependencia de Importaciones: México enfrenta una severa reducción en su producción de trigo. Para el 2025, se estima una caída del 25% en la producción, alcanzando apenas 2.6 millones de toneladas, como consecuencia de sequías prolongadas y niveles históricamente bajos en las presas del norte y noroeste del país. Esta situación eleva la dependencia de las importaciones a un 80% para cubrir la demanda interna. Se proyecta importar 5.7 millones de toneladas, principalmente de Estados Unidos (65%), seguido de Rusia (18%) y Canadá (11%) (Foroughbakhch Pournavab *et al.*, 2019)

2.8.3 Producción de Germinado de Trigo en México

A diferencia de la producción de trigo grano, la de germinado es un sector de pequeña escala y alto valor (CIMMYT, 2025).

2.8.3.1 Características de la Producción:

- **Escala y Enfoque:** La producción de germinado de trigo en México está dominada por microempresas, emprendimientos locales y cooperativas. Su enfoque suele estar en la calidad, la frescura y los atributos orgánicos o naturales, más que en la producción masiva.
- **Mercado de Destino:** Estos productores abastecen principalmente a mercados de especialidad, tiendas naturistas, ferias orgánicas y restaurantes que priorizan ingredientes frescos, nutritivos y de origen local. El consumidor objetivo es aquel con conciencia sobre alimentación saludable.

2.8.3.2 Logística y Desafíos:

- **Acceso a Materia Prima:** Los productores deben competir por el trigo de la más alta calidad (grado alimenticio) con la poderosa industria molinera nacional, que procesa los millones de toneladas importadas. Esto

puede representar un desafío logístico y de costos para los pequeños productores.

- **Tecnología e Inocuidad:** Un desafío constante es la inversión en tecnología para controlar factores como la humedad y temperatura durante la germinación, y, sobre todo, para garantizar la inocuidad alimentaria (evitando contaminación por bacterias como *E. coli* o *Salmonella*), lo cual requiere prácticas de manejo rigurosas (Pérez Galeano & Zapata Valencia, 2015).

2.9 Nanopartículas

El término “nano” significa “enano” y en el ámbito científico se refiere a estructuras sumamente pequeñas las cuales equivalen a la mil millonésima parte de algo. La manipulación de la materia a un nivel nanométrico se le atribuye al físico Richard Feynman, quien recibiera el Premio Nobel en 1965, esta premisa se expone en la reunión anual de la Sociedad Americana de Física en 1959, en su conferencia “Hay muchísimo espacio en el fondo”, al plantear: “La mayoría de las células son diminutas, pero están muy activas, fabrican sustancias, se mueven, se contorsionan y hacen multitud de cosas maravillosas, todo ello a pequeña escala”. Por lo tanto, a la nanotecnología se le conoce como la disciplina cuyo objetivo es el estudio, diseño, síntesis, manipulación y aplicación de materiales, aparatos y sistemas funcionales, mediante el control de la materia a nano escala, por lo tanto, las nanopartículas son estructuras con tamaños inferiores a 100 nanómetros (es decir 1×10^{-7} metros), que pueden ser sintetizadas a partir de diversos materiales, incluidos metales (Gómez-Garzón, 2018).

2.9.1 Uso de nanopartículas en la agricultura

Uno de los criterios más importantes de la nanotecnología es el desarrollo de procedimientos no tóxicos y limpios. Por lo tanto, la biosíntesis de nanopartículas basado en el uso de plantas ofrece un enfoque limpio y respetuoso con el medio ambiente (Coello, 2023). La nanotecnología ha dado acceso al uso de las NP como una alternativa ecológica y para el manejo

sustentable de enfermedades fitopatógenas, lo que se busca con esta tecnología es tratar de sustituir los plaguicidas químicos que dañan tanto al medio ambiente como a la salud humana (Uriel *et al.*, 2024). Sin embargo, la producción sostenible a partir de plantas utilizando tecnología de cultivo in vitro para optimizar la composición y las condiciones del medio de crecimiento enfrenta desafíos importantes (Ali *et al.*, 2023). A menudo las plantas se enfrentan a limitaciones ambientales adversas, que en su mayoría son resultado de actividades antropogénicas y cambios climáticos globales (Schiavon, Nardi, dalla Vecchia, & Ertani, 2020). En los últimos años, la agricultura es uno de los campos donde las nanopartículas metálicas tienen posibilidades de aplicación como fertilizantes, herbicidas, fotocatalizadores para la degradación de pesticidas y fungicidas/bactericidas (Pariona *et al.*, 2018).

2.9.2 Nanobiofortificación en cultivos

La biofortificación abarca diferentes procesos/métodos para incrementar la densidad de las vitaminas y minerales de las partes comestibles de los cultivos, o reducir los antinutrientes, de manera que mejore la calidad nutricional del abastecimiento de alimentos (ACH, 2022). En los cultivos la biofortificación se usa como una estrategia para subir al contenido nutrimental de micronutrientes en los frutos de las plantas. Lo cual permite que la planta tenga un aumento en el sistema antioxidante (Schiavon *et al.*, 2020). La biofortificación con SeO_2^{-4} se ha aplicado diferentes cultivos teniendo éxito en muchos de estos, afectando la calidad y el rendimiento de la cosecha (Gaucin-Delgado *et al.*, 2020).

Por ejemplo, la biofortificación en cultivos como maíz (*Zea mays* L.) con zinc representa una estrategia eficaz para reducir la deficiencia de este micronutriente, sobre todo en estados donde se observa una importante producción y un alto consumo per capita del grano (cerca de 200 kg/año) (Ramírez-Jaspeado, Palacios Rojas, Funes, Perez, & Donnet, 2018).

2.10 Importancia del selenato agricultura

En ambientes de suelo, el selenito (SeO_2^{-3}) y el selenato (SeO_2^{-4}) son las dos principales especies de Se las plantas pueden absorber de mejor manera a través de las raíces (K. Wang *et al.*, 2021). Además de estas interacciones directas entre el selenato y el material sólido, los procesos de reducción podrían transformar el selenato en un estado de oxidación más bajo, Se, lo que genera estabilización en el suelo (Loffredo, Mounier, Thiry, & Coppin, 2011). El selenito y el selenato en su forma natural de Se son solubles en agua, pero tienen diferente comportamiento en el suelo: el selenato es móvil y es una fuente de Se que está fácilmente disponible para los cultivos, mientras que el selenito es retenido en el suelo disminuyendo su solubilidad y disponibilidad para las plantas (Hernández-Hernández, León-Morales, López-Bibiano, Saldaña-Sánchez, & García-Morales, 2018).

2.10.3 Selenato en las plantas

Las plantas pueden absorber una variedad de compuestos de selenio, pero las formas más abundantes de selenio en el suelo son el selenato en ambientes alcalinos y óxicos. Una alta concentración de selenio en los tejidos vegetales se asocia en general a una alta concentración de azufre. En términos de absorción de selenio, las plantas pueden dividirse en no acumuladoras, acumuladoras secundarias e hiperacumuladoras (Verstegen & Günther, 2023). El selenato mantiene una fácil traslocación de las raíces a los brotes, mientras que la mayor parte del selenito permanece en las raíces y es rápidamente convertido a formas orgánicas (Hernández-Hernández *et al.*, 2018). Sin embargo, se han realizado unos pocos estudios sobre el selenato, a pesar de que es potencialmente la forma más móvil, probablemente porque no es la forma principal de Se para mediciones *in situ* (Loffredo *et al.*, 2011).

2.11 Quitosano

Se ha descrito que el quitosano es el segundo polímero natural más abundante, lo que lo coloca únicamente por debajo de la celulosa, dicho compuesto es parte fundamental del exoesqueleto de muchos artrópodos (arácnidos, crustáceos e insectos) además de estar presente en la pared celular de algunos tipos de hongos y algas. Para sintetizar al quitosano se necesita suprimir el grupo acetilo de los monómeros de N-acetilglucosamina lo que genera glucosamina, proceso conocido como desacetilización alcalina total o parcial de la quitina (Laiz, Martín-Ramos, Casado, & Martín-Gil, 2017).

2.11.1 Quitosano en la agricultura

Este compuesto se ha utilizado en la agricultura como un acelerador de la germinación, además que participa como agente fungicida y modificador de suelos (Rodríguez-Pedroso, Bautista-Baños, Ramírez-Arrebato, Plascencia-Jatomea, & Hernández-Ferrer, 2021). La obtención de este polisacárido es principalmente como un subproducto de la industria de la pesca, ya que forma parte del exoesqueleto de los crustáceos. Se ha descrito que es un copolímero lineal formado por unidades de glucosamina con actividad bioestimulante, sobre todo en los procesos de desarrollo y rendimiento en las hortalizas (Ramírez, Rodríguez, Alfonso, & Peniche, 2010). También se ha descrito su capacidad de protección contra virus de las plantas y otros organismos, sobre todo en cultivos de importancia económica. Por lo tanto, es una sustancia prometedora que aunado a los beneficios anteriormente mencionados, ofrece protección superficial en las frutas y verduras durante el proceso de almacenamiento y transporte, lo que disminuye el deterioro de estos alimentos (Laiz *et al.*, 2017).

2.11.2 Características del quitosano

Una de sus características químicas más interesantes es que tiene la capacidad de ser disuelto en soluciones acidas debido a que tiene una carga

positiva muy ligera lo que lo hace diferente del resto de los polisacáridos existentes (Laiz *et al.*, 2017).

Este polímero tiene una estructura química definida, que puede ser sometida a modificaciones químicas y enzimáticas. Es funcional física y biológicamente, además de ser compatible con una gran cantidad de células, tejidos y órganos. Se ha descrito también que es biodegradable. La versatilidad de este polímero hace que tenga una gran cantidad de presentaciones, lo podemos encontrar como: copos, polvo, perlas, membranas, esponjas, algodones, fibras y geles (Badawy & Rabea, 2011).

La superficie y el tamaño de las partículas son dos de las características más importantes del quitosano. La porosidad del quitosano está relacionada con la distribución del tamaño de los poros y el volumen de los mismos, que a su vez dependen de la fuente y del proceso de extracción (Román-Doval, Torres-Arellanes, Tenorio-Barajas, Gómez-Sánchez, & Valencia-Lazcano, 2023).

2.11.3 Quitosano en las platas

El quitosano aplicado tópicamente mejora la conductancia estomática, aumenta el contenido de ácido abscísico (ABA) y reduce la transpiración en las plantas sin alterar su altura, área foliar, altura de la raíz o biomasa. También se puede utilizar para recubrir semillas de frutas, verduras, frutos secos y cereales (Román-Doval *et al.*, 2023). En las plantas, el quitosano se utiliza en gran medida para imitar el estrés biótico y abiótico (Sharif *et al.*, 2018). Se ha demostrado que el quitosano es una molécula natural que induce numerosas respuestas biológicas en las plantas, dependiendo de su estructura y concentración y de la especie y etapa de desarrollo de la planta (Malerba & Cerana, 2016).

2.12 Compuestos bioactivos

Los compuestos bioactivos son aquellos componentes que están presentes en los alimentos e influyen en las actividades celulares y fisiológicas obteniendo, tras su ingesta, un efecto beneficioso para la salud (Muñoz, 2015).

Existe una constante generación de información científica sobre los bioactivos o sustancias con efecto fisiológico en la salud humana, por lo que en un futuro puede ser que se describan más propiedades saludables aprobadas y autorizadas, incluso bajo el artículo 14 del Reglamento 1924/2006 (Urrialde, Gómez-Cifuentes, Pintos, Gómez-Garay, & Cifuentes, 2022).

2.13 Radicales libres

Los radicales libres son especies moleculares mayormente reactivas que poseen un electrón desapareado. Los radicales libres oxigenados son especialmente importantes en los tejidos biológicos, ya que el metabolismo depende de la transferencia de electrones, reacciones de oxidación/reducción y oxígeno molecular. Por lo tanto, la actividad de los radicales libres es una característica normal tanto en las células vegetales como en los animales (Benson, 1990). Las reacciones de radicales libres tienen lugar en la mayor parte de las células del cuerpo humano. Estos producidos en exceso ejercen efectos destructivos directos sobre los componentes celulares (Michalak, 2022).

2.14 Antioxidantes

Un antioxidante es una sustancia cuya presencia en concentraciones bajas en relación con el sustrato susceptible a la oxidación reduce significativamente o previene los efectos nocivos de los radicales libres sobre los tejidos humanos. Los antioxidantes son un grupo químicamente heterogéneo de compuestos que pueden clasificarse según su estructura, solubilidad (en agua o grasa) y la cinética de las reacciones en las que participan (Michalak, 2022). La función de un sistema de defensa antioxidante en las plantas es crucial para las plantas en ambientes estresantes ya que aplaza la muerte celular programada (Fujita & Hasanuzzaman, 2022).

2.15 Compuestos fenólicos y flavonoides

El origen de los compuestos fenólicos en el mundo vegetal. Son unos de los principales metabolitos secundarios de las plantas y su presencia en el reino animal se debe a la ingestión de éstas. Los fenoles son sintetizados de nuevo por las plantas y son regulados genéticamente, tanto a nivel cualitativo como cuantitativo, aunque a este nivel también existen factores ambientales (Creus, 2004). Los fenólicos se encuentran principalmente en frutas, legumbres, verduras, té, vino, café y son responsables de las características organolépticas de los alimentos vegetales. Asimismo, los compuestos fenólicos son responsables del amargor de las frutas debido a su interacción con la glicoproteína salival. Los flavonoides son los principales polifenoles presentes en la dieta humana. Estructuralmente, están compuestos por un núcleo de flavano con 15 átomos de carbono dispuestos en 3 anillos, como C6-C3-C6, denominados A, B y C (Alara, Abdurahman, & Ukaegbu, 2021).

2.16 Vitamina C

La vitamina C se acumula en concentraciones muy altas en muchos órganos de las plantas, especialmente en las hojas y los frutos (Foyer, Kyndt, & Hancock, 2019). La vitamina C es un antioxidante soluble en agua importante y muy eficaz (Michalak, 2022). Considerando la amplia gama de funciones del AsA en los tejidos de la fruta, es de gran importancia entender por qué esta molécula se acumula en altas concentraciones en algunas especies y cultivares particulares. La ubicuidad de AsA en los tejidos vegetales es, a su vez, responsable de la notable diversidad de su función en las plantas (Mellidou, Koukounaras, Kostas, Patelou, & Kanellis, 2021).

2.17 Actividad Enzimática

La propiedad fundamental de las enzimas es la capacidad de aumentar la velocidad de las reacciones que se producen en los organismos vivos. Determinar la velocidad con la que se produce una reacción enzimática es una

medida de la actividad enzimática (o catalítica). Dado que la mayoría de las enzimas son proteínas, su actividad se ve afectada por factores que alteran la estructura de las proteínas, así como por factores que afectan a los catalizadores en general. Estos factores incluyen la concentración, el pH del entorno y la temperatura (Osbone, 2024).

2.18 Glutación

El glutatión (GSH) es una molécula fundamental que participa en aspectos esenciales de la homeostasis celular. Fue descubierta en 1888 por Joseph de Rey-Pailhade en Francia (Vulcano, Soraci, & Tapia, 2013). El glutatión (L-g-glutamyl-L-cisteinyl-glicina) también conocido como tripéptido hidrosoluble formado por los aminoácidos ácido glutámico, cisteína y glicina (Meister, 1988). También actúa como antioxidante endógeno que afecta muchas funciones celulares (Iskusnykh, Zakharova, & Pathak, 2022). Curiosamente, diferentes tipos de estrés ejercen diferentes efectos sobre los genes que codifican las enzimas responsables de la producción de glutatión en las plantas. Aunque las plantas, como la mayoría de los demás organismos, producen glutatión a través de una vía química conservada, las investigaciones sobre el GCL (ligasa de glutamato-cisteína) y el GS (glutatión sintetasa) en las plantas revelan nuevos conocimientos sobre los mecanismos reguladores bioquímicos que controlan la síntesis de esta molécula crítica y la base estructural para la diversificación de los análogos del glutatión en las plantas. (Galant, Preuss, Cameron, & Jez, 2011).

2.19 Catalasa

La catalasa (CAT) es una enzima antioxidante fundamental mayormente presente en los organismos que cataliza la descomposición del peróxido de hidrógeno (H_2O_2), controlando así la abundancia de esta molécula esencial de señalización celular (Baker *et al.*, 2023). Este estrecho vínculo entre la catalasa y los peroxisomas, respaldado por la composición de la secuencia del extremo C del polipéptido y el diverso número de métodos utilizados para localizar esta enzima dentro de la célula, ha llevado a la comunidad científica a considerar a la

catalasa como la enzima marcadora típica de estos orgánulos (Palma *et al.*, 2020).

2.20 Peroxidasa

Las enzimas llamadas peroxidasas son aquellas que catalizan la oxido-reducción de H_2O_2 y una gran variedad de donadores de hidrógeno (Pérez Anaya, Regalado González, & Rodríguez Cabrera, 2010). Estas están ampliamente distribuidas entre las plantas superiores, parte de su importancia se debe a que catalizan la oxidación de varios fenoles proveedores de electrones en presencia de peróxido de hidrógeno, generando radicales libres que reaccionan entre sí y producen dímeros (Montes, Arenas, Molina, & García-Figueroa, 2007). Las peroxidasas de clase III en las plantas, son glicoproteínas que contienen el grupo prostético hemo, un complejo formado entre un ión de hierro y una molécula de protoporfirina IX (Pérez Anaya *et al.*, 2010).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del experimento y material vegetal

El estudio se realizó en el laboratorio de Biotecnología de la Universidad Politécnica de Gómez Palacio, ubicada en la ciudad de Gómez Palacio, Durango (25°34'11.5" N, 103°29'53.5" O), a una altitud de 1120 msnm. Se utilizaron semillas de trigo (*Triticum spp.* - Sprouts - Nature Jim's ®) de tamaño uniforme, que fueron desinfectadas con etanol al 75% durante 5 minutos y luego lavadas cuatro veces con agua destilada (Li *et al.*, 2019).

3.2. Síntesis de nanopartículas de selenio

La síntesis de las CS-SeO₂⁻⁴, se llevó a cabo en el Laboratorio de Biotecnología de la Universidad Politécnica de Gómez Palacio (UPGOP), en un reactor de vidrio (RAC-2000) provisto de agitación mecánica, control de temperatura y sistema de atmósfera inerte en medio acuoso empleando selenato (SeO₂⁻⁴) marca (Thermo Scientific) y una solución de CS.

3.3.- Ensayo de germinación y medición del crecimiento

Las semillas fueron distribuidas en catorce tratamientos, cada uno compuesto por diez semillas Tabla 2, bajo la metodología de (Ramírez-Rodríguez *et al.*, 2021). Los tratamientos se aplicaron por cebado una sola vez a las semillas durante la etapa de imbibición, sumergiéndolas en las soluciones correspondientes durante 8 horas en oscuridad en una incubadora de crecimiento artificial (HGZ-150) con un ciclo día/noche de 12 h, a 25 ± 2 °C respectivamente, con 60% de humedad relativa (Li *et al.*, 2019).

Cuadro 3. Tratamientos establecidos con selenato (SeO_2^{-4}) y selenato-quitosano (CS- SeO_4^{2-}).

Tratamiento	Descripción
1	Control=Agua destilada
2	CS (50 mg mL^{-1})
3	SeO_2^{-4} (0.10 mg mL^{-1})
4	SeO_2^{-4} (0.50 mg mL^{-1})
5	SeO_2^{-4} (1.00 mg mL^{-1})
6	SeO_2^{-4} (1.50 mg mL^{-1})
7	SeO_2^{-4} (2.00 mg mL^{-1})
8	SeO_2^{-4} (2.50 mg mL^{-1})
9	SeO_2^{-4} -CS (0.10 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})
10	SeO_2^{-4} -CS (0.50 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})
11	SeO_2^{-4} -CS (1.00 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})
12	SeO_2^{-4} -CS (1.50 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})
13	SeO_2^{-4} -CS (2.00 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})
14	SeO_2^{-4} -CS (2.50 mg mL^{-1} - 50 mg mL^{-1})

La germinación de las semillas se monitoreo diariamente siguiendo los lineamientos de la Asociación Internacional de Pruebas de Semillas (ISTA) y se registraron los parámetros de crecimiento durante siete días. La germinación de la semilla se verificó cuando la longitud del germen alcanzó la mitad de la longitud de la semilla (Faraji & Sepehri, 2018).

3.4. Parámetros evaluados en el bioensayo

3.4.1. Porcentaje de germinación (G%)

La evaluación se realizó a los siete días después de la siembra en el segundo conteo, para lo cual se consideró el conteo total de semillas germinadas y el resultado se expresó como se muestra en la siguiente ecuación:

$$G\% = \left(\frac{\# \text{ semillas germinadas}}{\# \text{ semillas incubadas}} \right) * 100$$

(1)

3.4.2. Vigor semilla (VS%)

Al cuarto día transcurrido posterior a la siembra, se procedió a realizar el conteo uno para la toma de datos de semillas germinadas (plántulas que tienen bien desarrolladas la raíz y la plúmula, con desarrollo total de 2cm en promedio). Para determinar el vigor de la semilla, expresando el resultado en porcentaje según la fórmula:

$$VS(\%) = \left(\frac{\text{plantulas desarrolladas}}{\# \text{ semillas incubadas}} \right) * 100$$

(2)

3.4.3. Peso fresco, brote (PFB) y raíz (PFR)

Se registró el peso fresco del brote (PFB) y la raíz (PFR) en una balanza analítica (Acculab modelo AC-110®) para la determinación del valor de la biomasa fresca la cual se reportó en miligramos por germinado (Diaz-Mendoza, Diaz, & Martinez, 2019)

3.4.4. Pigmentos fotosintéticos (PG)

El contenido de clorofila (Chl) en germinados de trigo se determinó siguiendo el método descrito por (Hang Liu *et al.*, 2013). Para lo cual se pesaron 0.5 g de germinados, que fueron homogenizados en un mortero con 10 mL de etanol al 95%. El homogeneizado se centrifugó a 1500 rpm durante 20 min y se recogió el sobrenadante, para luego medir la absorbancia a 665 y 649 nm, respectivamente. El contenido de Chl (a, b y a+b) se calcularon de acuerdo con las siguientes formulas:

$$Chl(a) = 1395_{A665} - 6.88_{A649}$$

$$Chl(b) = 24.95_{A649} - 7.32_{A665}$$

$$Chl(a + b) = Chl(a) + Chl(b)$$

$$Chl(mg\ g^{-1}PF) = \frac{Chl(a + b) * vol(retracción\ mL) * tiempo\ dilución}{Peso\ fresco\ (g)}$$

3.4.5. Preparación de extractos calidad bioactiva

En la obtención de extractos se mezclaron 2 g de muestra fresca en 10 ml de etanol al 80%, con agitación orbital constante por 24 h a 70 rpm y 5 °C. Después los extractos fueron centrifugados a 3 000 rpm durante 5 min y el sobrenadante fue extraído para su análisis (Salas-Pérez *et al.*, 2016).

3.4.6. Contenido total de fenoles

Se determinó mediante una modificación del método Folin-Ciocaltea (Singleton, Orthofer, & Lamuela-Raventós, 1999), se tomaron 50 µL del extracto etanoico, diluidos en 3 ml de agua destilada y se añadieron 250 µl del reactivo Folin-Ciocalteau (1N), se agitó y dejó reaccionar durante 3 min. A continuación se añadieron 750 µl de Na₂CO₃ (20%) y 950 µl de agua destilada fueron añadidos, la solución se dejó reposar durante 2 h, para luego ser cuantificadas en un espectrofotómetro UV -Vis a 760 nm. Se usaron soluciones de ácido gálico para construir la curva de calibración. Los resultados se expresaron como mg equivalentes de ácido gálico (AGE 100 g⁻¹ PF).

3.4.7. Flavonoides totales

Fueron determinados por método colorimétrico (Pérez-García *et al.*, 2023), se tomaron 250 µl de extracto etanólico, se mezclaron con 1.25 ml de agua destilada y 75 µl de NaNO₂ (5%). Después de 5 min de reposo, se agregaron 150 µl de AlCl₃ (cloruro de aluminio-1-etil-3-metilimidazolio cloruro (Sigma-Aldrich, St. Louis, MO, EE. UU.). Posteriormente 500 µL de NaOH (1M) y 275 µl de agua destilada. se añadieron las muestras se agitaron vigorosamente, para luego ser

cuantificadas en un espectrofotómetro UV-Vis a 510 nm. El estándar se disolviendo quercetina en etanol absoluto para obtener la curva de calibración. Los resultados se expresaron en mg QE 100 g⁻¹ PF.

3.4.8. Capacidad antioxidante DPPH

Se determinó por el método DPPH+ in vitro (Brand-Williams, Cuvelier, & Berset, 1995). Se elaboró una solución de DPPH+ (Aldrich) con etanol, a una concentración de 0.025 mg mL⁻¹. Posteriormente, Se añadieron 50 µL del extracto etanólico con 1.950 µL de solución DPPH+, habiendo pasado 30 min se analizaron las muestras en un espectrofotómetro UV-Vis (CGOLDENWALL, rango de longitud de onda a 340-1000 nm y un ancho de banda espectral: 5nm) a 517 nm. Los resultados se reportaron en uM equivalente Trolox 100 g⁻¹ PF.

3.4.9.- Vitamina C

Se determinó por el método de titulación. Se tomaron 10 g de muestra de fruto fresco para posteriormente triturarse con 10 mL de ácido clorhídrico al 2%. Después se filtró y se aforó a 100 mL con agua destilada. Con una muestra de 10 mL del diluido, se tituló con 2,6 diclorofenolindofenol (1x10⁻³ N) y se determinó el contenido de vitamina C con la fórmula:

$$Vit\ C = \left(\frac{(\text{mL de 2.6 diclorofenolindofenol})(0.088)(\text{volumen total})(100)}{(\text{volumen de la alícuota})(\text{peso de la muestra})} \right)$$

los resultados se expresaron en mg*100 (PF)

3.4.10. Glutación

La cuantificación de glutación se realizó mediante la técnica espectrofotométrica de (Xue, Hartikainen, & Piironen, 2001)., mediante una reacción de ácido 5,5-ditio-bis-2 nitrobenzoico (DTNB). Se colocó una mezcla de 0,480 mL del extracto, 2,2 mL de fosfato dibásico de sodio (Na₂HPO₄ a 0,32 M) y 0,32 mL del colorante DTNB (1 mM) en un tubo de ensayo. Luego, la mezcla se agitó en vórtex y se leyó en un espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fisher

Scientific, modelo G10S, MA, EE. UU.) a 412 nm utilizando una celda de cuarzo. Los resultados se presentaron en mM equivalentes de GSH mL⁻¹ min⁻¹ proteína total⁻¹.

3.4.12. Superóxido dismutasa (SOD)

La actividad de superóxido dismutasa (SOD) (EC 1.15.1.1) fue determinada utilizando un kit comercial (706002 SOD Cayman®). La actividad se midió en una microplaca, siguiendo el protocolo descrito en el kit.

3.4.13. Catalasa (CAT)

La actividad de catalasa (CAT) (EC 1.11.1.6) se cuantificó siguiendo el método de (Pérez-García *et al.*, 2023). El procedimiento detallado se realiza en dos pasos, evaluando la diferencia en la absorbancia entre los tiempos T0 y T1.

3.4.14. Glutación peroxidasa (GPX)

La actividad de glutación peroxidasa (GPX) (EC 1.11.1.9) se determinó según el método de (Costa, Faria, José, Ligterink, & Hilhorst, 2016), midiendo la cantidad de glutación reducido (GSH) consumido. Los detalles del procedimiento se encuentran descritos previamente en el texto.

3.4.15. Acumulación de Se en germinados de trigo

La concentración de selenato en los germinados de trigo se determinó mediante espectrofotometría de absorción atómica (EAA) con flama de aire-acetileno, siguiendo el método AOAC (1990). Los resultados se expresaron en µg de selenio por kg de peso seco.

3.5. Análisis estadístico

El experimento se realizó con un diseño completamente al azar, utilizando cinco tratamientos y diez repeticiones. Los resultados se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) y se compararon las medias con la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$) utilizando el paquete estadístico Statistical Analysis System

(SAS) versión 9.3. La normalidad de los datos se verificó con el test de Kolmogorov-Smirnov. Los datos de porcentaje de germinación y las variables de capacidad antioxidante (expresadas como porcentaje) se normalizaron aplicando las transformaciones de arcoseno y raíz cuadrada.

IV.RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1- Producción de biomasa

El estudio analiza cómo las semillas tratadas mediante cebado (priming) de selenato y quitosano (CS-SeO_4^{2-}) en el estudio factorial presentan un aumento significativo en la biomasa en comparación con las no tratadas (control) (Cuadro 2). Estas diferencias significativas se pueden deber a las diferentes concentraciones utilizadas durante el proceso. El mejor resultado se obtuvo al usar 0.15 mg mL^{-1} de quitosano-selenato (CS-SeO_2^{-4}), lo que indica que esta concentración es efectiva ante su aplicación. Algunos estudios han mostrado que el método de cebado de semillas incrementa significativamente en la biomasa de especies seleccionadas poniendo en remojo las semillas recubiertas (Hernández *et al.*, 2024). Además, el selenato aplicado en dosis apropiadas puede llegar a aumentar la producción de biomasa de las plantas (Zhang, Gao, Chen, & Li, 2015). Por otro lado, se ha reportado que el uso de quitosano puede acelerar la germinación y mejorar el vigor de las plántulas. (Molina Zerpa, Colina Rincón, Rincón, & Vargas Colina, 2017) observaron resultados positivos en el crecimiento y rendimiento de semillas de arroz (*Oryza sativa* L.) tratadas con quitosano.

Cuadro 4. Efecto de Selenato y nanopartículas de quitosano-selenato (CS-SeO_4^{2-}) sobre la germinación, vigor y plúmula en germinados de trigo.

Factor	Biomasa	Germinación %	Vigor	Plúmula cm	Radícula cm
SeO_2^{-4}					
0	1.84 c	98.70 b	97.70 a	4.85 a	4.41 de
0.1	1.88 bc	94.80 d	92.00 e	4.20 c	4.64 cd
0.5	1.86 c	96.45 c	94.50 c	4.50 b	4.58 cde
1	1.91 bc	99.00 b	88.00 f	3.94 d	4.34 e
1.5	1.95 b	99.00 b	96.00 b	4.76 a	5.08 b
2	1.89 bc	99.00 b	94.00 d	4.40 b	4.71 c
2.5	2.05 a	100.00 a	94.00 d	4.16 c	5.77 a

		CS				
Sin CS	B1	1.89 b	97.48 b	92.34 b	4.36 b	4.66 b
Con CS	B2	1.92 a	98.78 a	95.15 a	4.43 a	4.91 a
SeO ₂ ⁻⁴ X CS						
		ns	*	**	**	ns

4.2- Germinación de Semillas

Los resultados del estudio factorial demostraron que la aplicación combinada de selenato y quitosano (CS-SeO₄²⁻), indican que las variables de porcentaje de germinación y viabilidad no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre las distintas concentraciones de CS-SeO₂⁻⁴ cebadas. Sin embargo, se observó una diferencia significativa en la dosis de 0.15 mg mL⁻¹ de CS-SeO₂⁻⁴, que incrementó en un 52.36% la longitud de la plúmula, y en la dosis de 0.25 mg mL⁻¹, donde la radícula aumentó en un 38.39% (Cuadro 2). La longitud de la radícula y la plúmula puede depender de la concentración aplicada, mostrando efectos dosis-dependientes bajo ciertas condiciones. Diversos estudios han demostrado que el quitosano (CS) mejora las respuestas de las plantas al estrés abiótico, induciendo una resistencia multifacética frente a estos ataques (Rabea, Badawy, Stevens, Smagghe, & Steurbaut, 2003). Esto se debe a que el CS, gracias a sus propiedades catiónicas, se adhiere fácilmente a las superficies de las plantas, prolongando el tiempo de contacto, lo que le permite ser un excelente acelerador del crecimiento vegetal (Reyes Pérez, 2020). Además, el selenato, un elemento con un amplio ciclo de acción, influye en los mecanismos fisiológicos de las plantas (Hernández-Hernández *et al.*, 2018), que actúa como un elemento vital, alterando varios procesos fisiológicos y bioquímicos (Yang *et al.*, 2022). Se ha demostrado que el selenato, en bajas concentraciones, mejora el crecimiento de las plantas (Shekari, Aroiee, Mirshekari, & Nemati, 2019), ya que funciona como un agente antisenescente, ayudando a mantener los componentes y actividades celulares (Hasanuzzaman *et al.*, 2020). Por lo que el uso de CS-SeO₂⁻⁴, puede funcionar como promotor del

crecimiento de las plantas. Esto gracias a que el cebado con el quitosano puede facilitar el ingreso de biomoléculas a las semillas y mejora el índice de germinación, acorta el tiempo de germinación y floración, aumenta el desarrollo de la planta y produce más biomasa como resultado de la interacción entre la semilla y el quitosano (Sangerman-Jarquín *et al.*, 2023).

4.3 Compuestos bioactivos

El experimento factorial evaluó el efecto sinérgico de selenato (SeO_4^{2-}) y quitosano (CS) en compuestos bioactivos de germinados de trigo. Los resultados mostraron que la interacción $\text{SeO}_4^{2-} \times \text{CS}$ tuvo efectos significativos ($p < 0.05$) en fenoles totales, flavonoides y capacidad antioxidante (Cuadro 3). La dosis óptima de 0.25 mg mL^{-1} CS- SeO_4^{2-} generó los mayores incrementos en fenoles totales (+95.6% vs control), flavonoides (+74.4%) y capacidad antioxidante (123.87 μM Trolox 100 g^{-1} PF). Estudios previos han demostrado que la aplicación de selenato puede incrementar la producción de compuestos bioactivos (Puccinelli, Malorgio, Rosellini, & Pezzarossa, 2019). Este efecto se atribuye a que el cebado ejerce una influencia amplia en los metabolitos secundarios, abarcando desde azúcares simples hasta proteínas complejas, desempeñando un papel crucial en el potencial de germinación (Allam, El-Darier, Ghattass, Fakhry, & Elghobashy, 2024). Por otra parte, el quitosano, combinado con micronutrientes como Zn a 25 ppm, ha mostrado un aumento en el contenido bioactivo en semillas de *Phaseolus vulgaris* L. (Valencia-Vázquez *et al.*, 2024). Resultados similares se han observado en *Triticosecale Wittmack*, donde la aplicación de CS- SeO_2^{-4} incrementó los niveles de fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante (Ramírez-Acosta *et al.*, 2022).

Además, el uso de CS puede mejorar las respuestas de las plantas al estrés abiótico gracias a su biodegradabilidad, no toxicidad y capacidad para mejorar la absorción de nutrientes y estimular los mecanismos de defensa, convirtiéndolo en una alternativa sostenible a los productos químicos sintéticos (Riseh, Vazvani, Vatankhah, & Kennedy, 2024). El quitosano también puede interactuar con

células vivas, provocando la síntesis de biomoléculas que actúan como inductores, lo que lleva a una mayor producción de metabolitos secundarios (Mohan, Pal, & Saharan, 2024). Este efecto ha sido documentado en germinados de *Zea mays* (Zungu *et al.*, 2023), trigo tratado con nanopartículas de quitosano-selenio (Mohan, Pal, Saharan, *et al.*, 2024) y *Phaseolus vulgaris* (Mirbolook, Rasouli-Sadaghiani, Sepehr, Lakzian, & Hakimi, 2021). Por lo que este comportamiento se le puede atribuir al efecto sinérgico donde el quitosano al actuar como un transportador nanométrico que mejora la biodisponibilidad del selenio mediante complejos electrostáticos, y un inductor metabólico que activa las rutas fenilpropanoides (PAL, CHS) y el ciclo ascorbato-glutación (Schiavon *et al.* (2020).

Cuadro 5. Efecto de Selenato y nanopartículas de quitosano-selenato (CS-SeO₄²⁻) sobre compuestos bioactivos (Vitamina C, Fenoles, Flavonoides y Capacidad antioxidante), actividad enzimática (SOD, CAT y GXP) y contenido de Selenio en germinados de trigo.

Factor	Vitamina C Mg 100 g ⁻¹ PF	Fenoles mg AGE/100 g PF	Flavonoides mg QE/100 g PF	Glutación mg 100 g ⁻¹ PF	Antioxidantes uM Trolox 100 g ⁻¹ (PF)	SOD (superóxido dismutasa) U g ⁻¹ TP	CAT U g ⁻¹ TP	GPX (glutación peroxidasa) U g ⁻¹ TP	Selenio ug kg ⁻¹
SeO ₂ ⁻⁴									
0	1.84 c	90.42 g	86.04 g	11.10 f	84.95 g	81.31 f	151.13 g	94.54 g	76.05 f
0.1	1.88 bc	98.80 f	96.70 f	12.26 e	94.21 f	82.94 e	169.39 f	97.52 f	85.55 e
0.5	1.86 c	131.17 e	102.13 e	13.68 d	106.71 e	86.01 d	179.33 e	108.49 e	93.15 d
1	1.91 bc	145.76 c	128.33 c	15.34 c	119.54 b	91.44 c	185.22 d	114.09 d	96.50 c
1.5	1.95 b	141 d	115.42 d	17.00 a	114.86 c	93.75 b	191.37 b	136.16 a	97.55 c
2	1.89 bc	151.05 b	132.07 b	13.71 d	112.57 d	93.64 b	188.49 c	115.82 c	98.70 b
2.5	2.02 a	176.90 a	150.03 a	16.15 b	123.87 a	102.66 a	195.42 a	134.01 b	104.45 a

	CS								
Sin CS B1	1.89 b	129.46 b	114.94 b	13.39 b	104.68 b	89.48 b	177.70 b	111.63 b	93.05 a
Con CS B2	1.92 a	137.82 a	116.77 a	14.96 a	111.52 a	91.01 a	182.39 a	117.11 a	93.21 a
	SeO₄²⁻ X CS								
	ns	**	**	ns	**	**	**	**	**

4.4 Actividad enzimática

Los resultados del diseño factorial demostraron que la interacción selenato-quitosano ($\text{SeO}_4^{2-} \times \text{CS}$) modificó significativamente ($p < 0.05$) la actividad de las enzimas antioxidantes en germinados de trigo. La dosis óptima de 0.25 mg mL^{-1} CS- SeO_4^{2-} incrementó la actividad de SOD ($102.66 \text{ U g}^{-1} \text{ TP}$, +26.2% vs control), CAT ($195.42 \text{ U g}^{-1} \text{ TP}$, +29.3%) y GPX ($136.16 \text{ U g}^{-1} \text{ TP}$, +36.95%), evidenciando un efecto sinérgico donde el quitosano potencia la acción del selenio (Cuadro 4 y Figura 1). Estos hallazgos coinciden con Allam *et al.* (2024), quienes reportaron que el CS activa sistemas enzimáticos de defensa en *P. grandiflorus* mediante la regulación de genes SOD2 y CAT1. La mayor eficiencia enzimática se atribuye a la capacidad del quitosano para formar nanocomplejos que protegen las enzimas de la inactivación oxidativa, y el rol del selenio como cofactor de GPX, catalizando la reducción de peróxidos a nivel celular (D'Amato *et al.*, 2018). Adicionalmente, se observó que altas dosis de SeO_4^{2-} ($\geq 2 \text{ mg mL}^{-1}$) sin CS redujeron la actividad de CAT en un 15% (Liu *et al.*, 2023), corroborando estudios en *Zea mays* donde el CS mitigó el estrés por metales pesados al preservar la integridad de las enzimas (Zungu *et al.*, 2023). Estos resultados sustentan que el sistema CS- SeO_4^{2-} optimiza la respuesta antioxidante vegetal, siendo prometedor para aplicaciones en biofortificación y manejo de estrés abiótico en cereales.

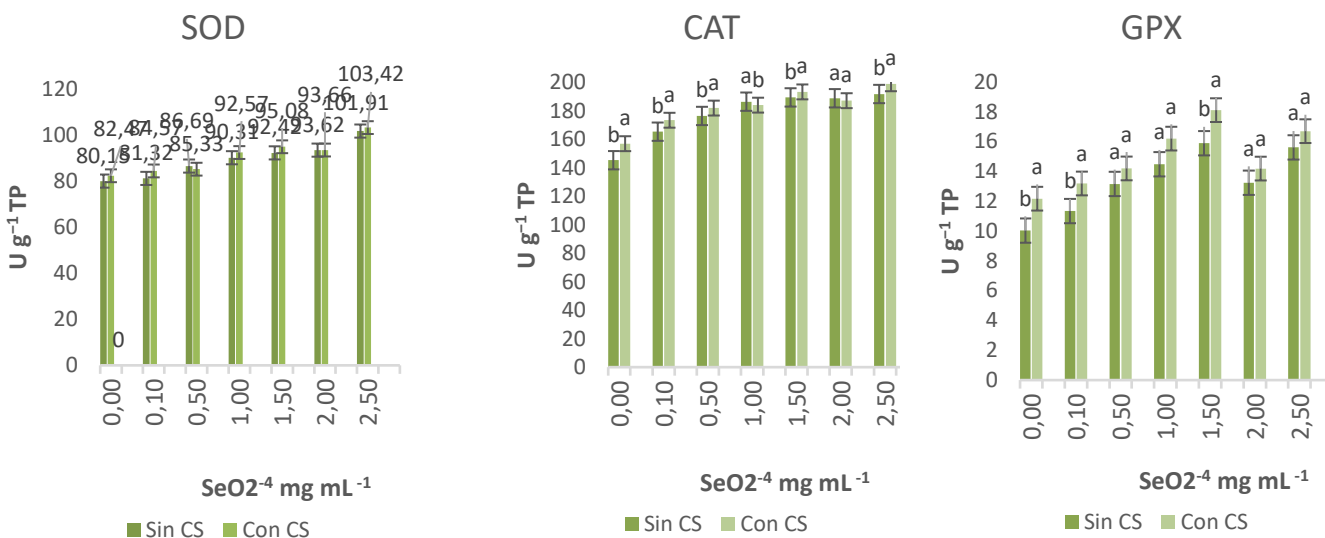


Figura 1. Comparación de medias para SOD (a), CAT (b) y GXP (c) en germinados de trigo tratados con SeO₄²⁻ y SeO₄²⁻-CS. *Valores con letras iguales en cada columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Los valores son el promedio de cinco repeticiones. Medias (n=5) \pm desviación estándar.

4.5 Contenido de Selenio

Los resultados del diseño factorial demostraron que la aplicación de SeO₄²⁻ incrementó significativamente ($p < 0.01$) la acumulación de selenio en germinados de trigo, mostrando un patrón dosis-dependiente desde 76.05 $\mu\text{g kg}^{-1}$ (control) hasta 104.45 $\mu\text{g kg}^{-1}$ con 2.5 mg mL⁻¹ SeO₄²⁻. La interacción con quitosano (CS) potenció este efecto, alcanzando el máximo factor de transferencia (69%) con 0.25 mg mL⁻¹ CS-SeO₄²⁻, valor que supera en un 40% a los tratamientos con selenato solo. Estos hallazgos coinciden con Wang *et al.* (2021), quienes reportaron que los niveles basales de selenio en trigo (64.6 $\mu\text{g kg}^{-1}$) son nutricionalmente insuficientes. La sinergia observada se explica por la capacidad del quitosano para activar los transportadores de sulfato (SULTR1;2) en membranas celulares, facilitando la entrada de SeO₄²⁻ (Schiavon *et al.*, 2020), y su rol como estabilizador nanométrico que previene la precipitación del selenio en medios acuosos (ζ -potencial +32 mV). A nivel metabólico, la enzima ATP sulfurilasa (APS) mostró mayor actividad en presencia de CS, catalizando la conversión de SeO₄²⁻ a adenosina 5'-fosfoselenato (APSe) - metabolito clave

para su translocación vascular (D'Amato *et al.*, 2018). Estos resultados sustentan el uso combinado de CS- SeO_4^{2-} como estrategia de biofortificación eficiente, capaz de incrementar el contenido de selenio hasta niveles óptimos ($\geq 100 \mu\text{g kg}^{-1}$) mientras reduce en un 80% las dosis requeridas respecto a aplicaciones convencionales (Xu *et al.*, 2020). La técnica presenta potencial para implementarse en programas de seguridad alimentaria, particularmente en regiones con suelos pobres en selenio.

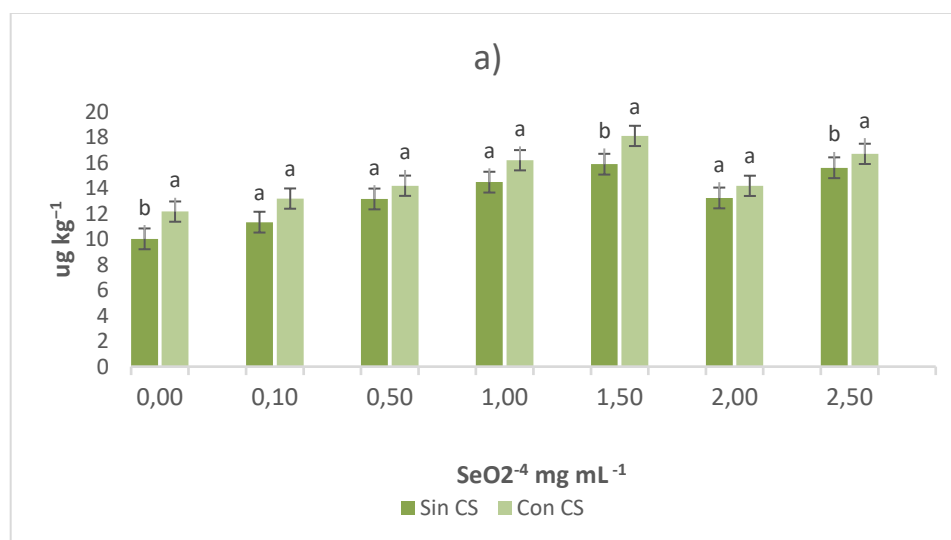


Figura 2. Efecto de SeO_2^{-4} y $\text{SeO}_2^{-4}\text{CS}$ sobre el contenido de Selenato en germinados de trigo. *Los valores promedio en columnas con letras diferentes difieren estadísticamente entre ellas (p de Tukey $\leq 0,05$).

V. CONCLUSIONES

La biofortificación de germinados de trigo mediante la aplicación combinada de selenato y quitosano (CS- SeO_4^{2-}) en dosis de 0.25 mg mL^{-1} constituye una estrategia nutricionalmente eficiente y sostenible. Los resultados revelaron incrementos significativos en el contenido de selenio ($97.55 \text{ } \mu\text{g kg}^{-1}$). Simultáneamente, se potenció la acumulación de compuestos bioactivos, la actividad enzimática antioxidante y actividad enzimática, evidenciando el efecto sinérgico del sistema. Así mismo el quitosano actuó como transportador nanométrico mejorando la biodisponibilidad del selenio, logrando una eficiencia de transferencia del 69% con dosis 80% menores que los métodos convencionales. Estos hallazgos posicionan a la tecnología CS- SeO_4^{2-} como una alternativa viable para fortalecer la seguridad alimentaria en regiones con suelos pobres en selenio, reducir la dependencia de suplementos sintéticos y desarrollar alimentos funcionales basados en germinados. Futuras investigaciones deberán evaluar el impacto del procesamiento culinario en la retención de selenio, validar su biodisponibilidad en estudios clínicos y optimizar estrategias de escalamiento comercial, sentando así las bases para una agricultura de precisión alineada con los Objetivos de Desarrollo Sostenible.

VI.REFERENCIAS

- ACH. (2022). Recomendaciones Operativas Sobre Biofortificación de Acción Contra el Hambre. *ACCIÓN CONTRA EL HAMBRE*.
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, 4, 200-214. doi:<https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.03.011>
- Ali, A., Mashwani, Z.-u.-R., Raja, N. I., Mohammad, S., Luna-Arias, J. P., Ahmad, A., & Kaushik, P. (2023). Phytomediated selenium nanoparticles and light regimes elicited in vitro callus cultures for biomass accumulation and secondary metabolite production in *Caralluma tuberculata*. 14. doi:10.3389/fpls.2023.1253193
- Aliaga Zeballos, S., Mamani Reynoso, F., & Mamani Cruz, N. (2017). Potencial alimenticio de los germinados de Cañahua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen): Silvia Aliaga Zeballos, Félix Mamani Reynoso, Norma Mamani Cruz. *Apthapi*, 3(3), 634-638. doi:10.53287/cyew9647kd22a
- Allam, E., El-Darier, S., Ghattass, Z., Fakhry, A., & Elghobashy, R. M. (2024). Application of chitosan nanopriming on plant growth and secondary metabolites of *Pancreaticum maritimum* L. *BMC Plant Biology*, 24(1), 466. doi:10.1186/s12870-024-05148-8
- Arias-Andrade, Y. V., Veloza, L. A., & Sepúlveda-Arias, J. C. (2020). Nanocompuestos de quitosano aplicados al campo de la medicina regenerativa. Una revisión sistemática. *Scientia et Technica*, 25(4), 604-615. doi:10.22517/23447214.23411
- Badawy, M., & Rabea, E. (2011). A Biopolymer Chitosan and Its Derivatives as Promising Antimicrobial Agents against Plant Pathogens and Their Applications in Crop Protection. *Hindawi Publishing Corporation International Journal of Carbohydrate Chemistry Article ID*, 460381. doi:10.1155/2011/460381
- Baker, A., Lin, C.-C., Lett, C., Karpinska, B., Wright, M. H., & Foyer, C. H. (2023). Catalase: A critical node in the regulation of cell fate. *Free Radical Biology and Medicine*, 199, 56-66. doi:<https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2023.02.009>
- Baloch, U. K. (1999). WHEAT: Post-harvest Operations. *FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO)*, 1.
- Benincasa, P., Falcinelli, B., Stagnari, F., & Galieni, A. (2019). Sprouted Grains: A Comprehensive Review. *Nutrients*, 11, 421. doi:10.3390/nu11020421
- Benson, E. E. (1990). Free Radicals in Stressed and Aging Plant Tissue Cultures. In R. Rodríguez, R. S. Tamés, & D. J. Durzan (Eds.), *Plant Aging: Basic and Applied Approaches* (pp. 269-275). Boston, MA: Springer US.
- 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. doi:[https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Carlos Guzmán, K. A., Velu Govindan, Ravi Singh. (2019). Genetic improvement of wheat grain quality at CIMMYT. 6(3), 265-272. doi:10.15302/j-fase-2019260
- CASSAN. (2024). brotes o germinados. consejo argentino sobre seguridad de alimentos y nutrición. Retrieved from <https://infoalimentos.org.ar/temas/inocuidad-de-los-alimentos/292-brotes-o-germinados> (RECUPERADO 20 DE DICIEMBRE 2024)
- Castro Ortiz, J. P., & Rodríguez Chia, D. L. (2021). Evaluación del aporte nutricional y riesgos para la salud asociados al consumo de germinados.
- Chang, B., Bae, J., Yun, S., Kim, Y., Park, S., & Kim, S. (2023). Wheat sprouts (*Triticum aestivum* Linn.) cultured by a smart farm system ameliorate NAFLD through the

- AMPK-mediated SREBP signaling pathway. *Food Science and Biotechnology*, 32(11), 1585-1594. doi:10.1007/s10068-023-01289-y
- Coello, F. (2023). *SÍNTESIS VERDE DE NANOPARTÍCULAS DE COBRE (NPsCu) Y SU EFECTO ANTIMICROBIANO* SYNTHESIS OF GREEN COPPER NANOPARTICLES (NPsCu) AND THEIR ANTIMICROBIAL EFFECT.
- CONASI. (2022). Germinados, brotes y microgreens ¿son lo mismo? Retrieved from https://www.conasi.eu/blog/productos/germinados-alimentos-vivos/germinados-brotes-microgreens/?srsltid=AfmBOogbEFRbKotz-4p2xj8b_oKUYE_bjK-aNsY0raCMg-9-2diug9fN (RECUPERADO 6 DE ENERO 2025)
- Costa, M. C., Faria, J., José, A. C., Ligterink, W., & Hilhorst, H. (2016). Desiccation tolerance and longevity of germinated *Sesbania virgata* (Cav.) Pers.seeds. *Journal of Seed Science*, 38. doi:10.1590/2317-1545v38n1155510
- Creus, E. J. O. (2004). Compuestos fenólicos. 23(6), 80-84.
- Díaz-Mendoza, M., Díaz, I., & Martínez, M. (2019). Insights on the Proteases Involved in Barley and Wheat Grain Germination. 20(9), 2087.
- Estrada Santana, D. C., Zúniga-González, C. A., Hernández-Rueda, M. J., & Marinero-Orantes, E. A. (2016). Cultivo de Trigo harinero *Triticum aestivum*, una alternativa para la soberanía nutricional y adaptación ante el cambio climático, en el departamento de Jinotega. *Revista iberoamericana de bioeconomía y cambio climático*, 2(1), 346-362. doi:10.5377/ribcc.v2i1.5705
- Faraji, J., & Sepehri, A. (2018). Titanium Dioxide Nanoparticles and Sodium Nitroprusside Alleviate the Adverse Effects of Cadmium Stress on Germination and Seedling Growth of Wheat (*Triticum aestivum* L.). *Universitas Scientiarum*, 23(1), 61-87. doi:10.11144/Javeriana.SC23-1.tdna
- Flores-Marges, J. P., Corral-Díaz, B., Osuna-Ávila, P., & Hernández-Escamilla, J. A. (2021). Respuesta de variedades de trigo harinero en tres tipos de suelo del norte de México. *terra latinoamericana*, 39, 1-13. doi:<https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.817>
- Foyer, C. H., Kyndt, T., & Hancock, R. D. (2019). Vitamin C in Plants: Novel Concepts, New Perspectives, and Outstanding Issues. *Antioxidants & Redox Signaling*, 32(7), 463-485. doi:10.1089/ars.2019.7819
- Fujita, M., & Hasanuzzaman, M. (2022). Approaches to Enhancing Antioxidant Defense in Plants. 11(5), 925.
- Galant, A., Preuss, M. L., Cameron, J., & Jez, J. M. (2011). Plant Glutathione Biosynthesis: Diversity in Biochemical Regulation and Reaction Products. 2. doi:10.3389/fpls.2011.00045
- Gaucin-Delgado, J. M., Hernandez-Montiel, L. G., Sanchez-Chavez, E., Ortega-Ortiz, H., Fortis-Hernandez, M., Reyes-Pérez, J. J., & Preciado-Rangel, P. J. N. B. H. A. C.-N. (2020). Agronomic biofortification with selenium improves the yield and nutraceutical quality in tomato under soilless conditions. 48(3), 1221-1232.
- Gómez-Garzón, M. J. R. R. d. M. y. C. (2018). Nanomateriales, nanopartículas y síntesis verde. 27(2).
- Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. H. M. B., Raza, A., Hawrylak-Nowak, B., Matraszek-Gawron, R., Mahmud, J. A., . . . Fujita, M. (2020). Selenium in plants: Boon or bane? *Environmental and Experimental Botany*, 178, 104170. doi:<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2020.104170>
- Hassen, N. A., Hacini, N., Djelloul, R., Bencherif, K., & Azizi, N. N. (2024). EFFECTS OF DROUGHT STRESS ON THE BEHAVIOR OF SEVEN GENOTYPES OF DURUM WHEAT (*TRITICUM DURUM* DESF.) UNDER GREENHOUSE CONDITIONS. *Applied Ecology & Environmental Research*, 22(1), 341-354. doi:10.15666/aeer/2201_341354

- Hazards, E. P. o. B. (2011). Scientific Opinion on the risk posed by Shiga toxin-producing *Escherichia coli* (STEC) and other pathogenic bacteria in seeds and sprouted seeds. 9(11), 2424. doi:<https://doi.org/10.2903/j.efsa.2011.2424>
- Hernández-Hernández, M., León-Morales, J., López-Bibiano, Y., Saldaña-Sánchez, W. D., & García-Morales, S. (2018). Efecto comparativo del selenito y selenato en el crecimiento y contenido de pigmentos fotosintéticos en plantas de pimienta (*Capsicum annuum* L.). *Biotecnología y Sustentabilidad*, 3, 26-37.
- Hernandez-Ochoa, I. M., Asseng, S., Kassie, B. T., Xiong, W., Robertson, R., Luz Pequeno, D. N., . . . Hoogenboom, G. (2018). Climate change impact on Mexico wheat production. *Agricultural and Forest Meteorology*, 263, 373-387. doi:<https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2018.09.008>
- Hernández, L., Márquez-Quiroz, C., Sánchez, N., Alvarado-Lopez, C., Lázaro, E., & Morales-Morales, A. (2024). Selenium treatment enhances the germination and growth of corn seedlings: Selenium induced corn germination and growth. *Revista Bio Ciencias*. doi:10.15741/revbio.11.e1618
- Iskusnykh, I. Y., Zakharova, A. A., & Pathak, D. (2022). Glutathione in Brain Disorders and Aging. 27(1), 324.
- ITIS. (2010). Taxonomy and Nomenclature. Retrieved from https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=42236#null (recuperado 15 enero 2025)
- Jensen, B. (2012). *Semillas y Germinados* (Yug Ed. 3 ed.).
- Khan, S., Ullah, A., Ullah, S., Saleem, M. H., Okla, M. K., Al-Hashimi, A., . . . Ali, S. (2022). Quantifying Temperature and Osmotic Stress Impact on Seed Germination Rate and Seedling Growth of *Eruca sativa* Mill. via Hydrothermal Time Model. 12(3), 400.
- Laiz, P., Martín-Ramos, P., Casado, M., & Martín-Gil, J. (2017). *Síntesis de nanopartículas de cobre y oligómeros de quitosano y estudio in vitro de su acción fungicida frente a Trametes versicolor aislado y en madera de Populus sp.*
- Li, R., He, J., Xie, H., Wang, W., Bose, S. K., Sun, Y., . . . Yin, H. (2019). Effects of chitosan nanoparticles on seed germination and seedling growth of wheat (*Triticum aestivum* L.). *International Journal of Biological Macromolecules*, 126, 91-100. doi:<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.12.118>
- Liu, H., Li, Z., Zhang, X., Liu, Y., Hu, J., Yang, C., & Zhao, X. (2021). The effects of ultrasound on the growth, nutritional quality and microbiological quality of sprouts. *Trends in Food Science & Technology*, 111, 292-300. doi:<https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.02.065>
- Liu, H., Zhang, Y.-H., Yin, H., Wang, W.-X., Zhao, X.-M., & Du, Y.-G. (2013). Alginate oligosaccharides enhanced *Triticum aestivum* L. tolerance to drought stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 62, 33-40. doi:<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.10.012>
- Loffredo, N., Mounier, S., Thiry, Y., & Coppin, F. (2011). Sorption of selenate on soils and pure phases: kinetic parameters and stabilisation. *Journal of Environmental Radioactivity*, 102(9), 843-851. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jenvrad.2011.05.004>
- Malerba, M., & Cerana, R. (2016). Chitosan Effects on Plant Systems. *Int J Mol Sci*, 17(7). doi:10.3390/ijms17070996
- Matilla, A. (2008). Desarrollo y germinación de las semillas. In (pp. 537-558).
- Meister, A. (1988). On the discovery of glutathione. *Trends in Biochemical Sciences*, 13(5), 185-188. doi:[https://doi.org/10.1016/0968-0004\(88\)90148-X](https://doi.org/10.1016/0968-0004(88)90148-X)
- Mellidou, I., Koukounaras, A., Kostas, S., Patelou, E., & Kanellis, A. K. (2021). Regulation of Vitamin C Accumulation for Improved Tomato Fruit Quality and Alleviation of Abiotic Stress. 12(5), 694.

- Michalak, M. (2022). Plant-Derived Antioxidants: Significance in Skin Health and the Ageing Process. *23*(2), 585.
- Mirbolook, A., Rasouli-Sadaghiani, M., Sepehr, E., Lakzian, A., & Hakimi, M. (2021). Synthesized Zn(II)-Amino Acid and -Chitosan Chelates to Increase Zn Uptake by Bean (*Phaseolus vulgaris*) Plants. *Journal of Plant Growth Regulation*, *40*(2), 831-847. doi:10.1007/s00344-020-10151-y
- Miyahira, R. F., Lopes, J. d. O., & Antunes, A. E. C. (2021). The Use of Sprouts to Improve the Nutritional Value of Food Products: A Brief Review. *Plant Foods for Human Nutrition*, *76*(2), 143-152. doi:10.1007/s11130-021-00888-6
- Mohammed, A. A. B. A., Omran, A. A. B., Hasan, Z., Ilyas, R. A., & Sapuan, S. M. (2021). Wheat Biocomposite Extraction, Structure, Properties and Characterization: A Review. *13*(21), 3624.
- Mohan, N., Pal, A., & Saharan, V. (2024). Nano-armored Wheat: Enhancing Heat Stress Resilience and Yield via Zinc-Salicylic Acid-Chitosan Bionanoconjugates. *Journal of Polymers and the Environment*, *32*, 6725-6741. doi:10.1007/s10924-024-03383-6
- Mohan, N., Pal, A., Saharan, V., Kumar, A., Vashishth, R., & Prince, S. E. (2024). Development, characterization, and evaluation of Zn-SA-chitosan bionanoconjugates on wheat seed, experiencing chilling stress during germination. *Heliyon*, *10*(11). doi:10.1016/j.heliyon.2024.e31708
- Molina Zerpa, J. A., Colina Rincón, M., Rincón, D., & Vargas Colina, J. A. (2017). Efecto del uso de quitosano en el mejoramiento del cultivo del arroz (*Oryza sativa* L. variedad sd20a). *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, *8*(2), 151 - 165. doi:10.22490/21456453.2041
- Montes, J. R., Arenas, M. B., Molina, V. M., & García-Figueroa, L. S. (2007). DETERMINACIÓN DE ACTIVIDAD PEROXIDASA EN EXTRACTOS CRUDOS DE DIFERENTES VEGETALES. *RETORNO*, 1.
- Muñoz, E. M. D. V. (2015). COMPU ESTOS BIOACTIVO S: DE LA EVIDENCIA CIENTÍFICA A LAS ALEGACIONES DE SALUD EN LA PUBLICIDAD Y ETIQUETADO. *ALAN*, *65*, 42-44.
- Nutreduca. (2018). Brotes o germinados de legumbres (Sprouts). Retrieved from <https://nutreduca.com/recetas-familia/2312/> (RECUPERADO 6 DE ENERO 2025)
- ODO. (2025). Granos germinados: los beneficios de la germinación: todo lo que necesita saber. Retrieved from <https://onedegreeorganics.com/sprouted-grains-the-benefits-of-sprouting-everything-you-need-to-know/> (RECUPERADO 6 DE ENERO 2025)
- Osborne, T. (2024). 8.6: Enzyme Activity. In L. tm (Ed.), *CHEM 1152: SURVEY OF CHEMISTRY II* (pp. 8.6.1).
- Palma, J. M., Mateos, R. M., López-Jaramillo, J., Rodríguez-Ruiz, M., González-Gordo, S., Lechuga-Sancho, A. M., & Corpas, F. J. (2020). Plant catalases as NO and H₂S targets. *Redox Biology*, *34*, 101525. doi:<https://doi.org/10.1016/j.redox.2020.101525>
- Pariona, N., Hermida-Montero, L. A., Mtz-Enriquez, A. I., Sánchez-Rangel, D., Carrión, G., Lopez-Lima, D., . . . Duran-Barradas, Z. (2018). Síntesis de nanopartículas de cobre para el control de hongos fitopatógenos. *ECIPerú*, *15*, 109-111. doi:<https://doi.org/10.33017/RevECIPeru2018.0017/>
- Pérez-García, L.-A., Sáenz-Mata, J., Fortis-Hernández, M., Navarro-Muñoz, C. E., Palacio-Rodríguez, R., & Preciado-Rangel, P. (2023). Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria Improve Germination and Bioactive Compounds in Cucumber Seedlings. *13*(2), 315.

- Pérez Anaya, D. B., Regalado González, C., & Rodríguez Cabrera, N. A. (2010). "PURIFICACIÓN DE UNA PEROXIDASA RECOMBINANTE DE NABO MEDIANTE CROMATOGRFÍA DE AFINIDAD". UAQ.
- Pérez Galeano, A., & Zapata Valencia, S. (2015). *Evaluación del comportamiento comercial de los germinados y brotes tiernos en la ciudad de Medellín: posibles alternativas de comercialización*. Corporación Universitaria Lasallista,
- Puccinelli, M., Malorgio, F., Rosellini, I., & Pezzarossa, B. (2019). Production of selenium - biofortified microgreens from selenium - enriched seeds of basil. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99. doi:10.1002/jsfa.9826
- Rabea, E. I., Badawy, M. E.-T., Stevens, C. V., Smagghe, G., & Steurbaut, W. J. B. (2003). Chitosan as antimicrobial agent: applications and mode of action. 4(6), 1457-1465.
- Ramírez-Acosta, S., Selma-Royo, M., Collado, M. C., Navarro-Roldán, F., Abril, N., & García-Barrera, T. (2022). Selenium supplementation influences mice testicular selenoproteins driven by gut microbiota. *Scientific Reports*, 12(1), 4218. doi:10.1038/s41598-022-08121-3
- Ramírez-Jaspeado, R., Palacios Rojas, N., Funes, J., Perez, S., & Donnet, L. (2018). Identificación de áreas potenciales en Mexico para la intervención con maíz biofortificado con zinc. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 41, 327-337. doi:10.35196/rfm.2018.3.327-337
- Ramírez-Rodríguez, S., Ortega-Ortíz, H., Fortis-Hernández, M., Santos, J., Vidal, J., & Preciado-Rangel, P. (2021). Nanopartículas de quitosano mejoran la calidad nutracéutica de germinados de triticale. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12, 579-589. doi:10.29312/remexca.v12i4.2929
- Ramírez, M. Á., Rodríguez, A. T., Alfonso, L., & Peniche, C. (2010). Chitin and its derivatives as biopolymers with potential agricultural applications. *Biotechnol Apl [online]*, 27 n.4, 270-276.
- Reyes Pérez, D. J. J. (2020). Aplicación de quitosano incrementa la emergencia, crecimiento y rendimiento del cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en condiciones de invernadero. *Biotecnia*, 22(3), 156-163. doi:10.18633/biotecnia.v22i3.1338
- Riseh, R. S., Vazvani, M. G., Vatankhah, M., & Kennedy, J. F. (2024). Chitosan coating of seeds improves the germination and growth performance of plants: A Review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 278, 134750. doi:<https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.134750>
- Rodríguez-Pedroso, A. T., Bautista-Baños, S., Ramírez-Arrebató, M. Á., Plascencia-Jatomea, M., & Hernández-Ferrer, L. (2021). Quitosano y sus derivados, polímeros naturales con potencial para controlar a *Pyricularia oryzae* (Cav.). *Cultivos Tropicales*, 42(4).
- Román-Doval, R., Torres-Arellanes, S. P., Tenorio-Barajas, A. Y., Gómez-Sánchez, A., & Valencia-Lazcano, A. A. (2023). Chitosan: Properties and Its Application in Agriculture in Context of Molecular Weight. 15(13), 2867.
- SAGARPA-SIAP. (2018). Avance de siembras y cosechas, estadísticas de producción agrícola nacional en México. (*Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación-Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*).
- Salas-Pérez, L., Gaucín-Delgado, J. M., Preciado-Rangel, P., Fortis-Hernández, M., Valenzuela-García, J. R., & Ayala-Garay, A. V. J. R. M. d. C. A. (2016). Efecto del ácido benzoico en la capacidad antioxidante de germinados de trigo. (17), 3397-3404.

- Sariñana-Navarrete, M. d. I. Á., Morelos-Moreno, Á., Sánchez, E., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., & Preciado-Rangel, P. (2023). Selenium Nanoparticles Improve Quality, Bioactive Compounds and Enzymatic Activity in Jalapeño Pepper Fruits. *13*(3), 652.
- Sayed, M. A., Maurer, A., Schmutzer, T., Schnurbusch, T., Börner, A., Hansson, M., . . . Youssef, H. M. (2022). Genome-Wide Association Study of Salt Tolerance-Related Traits during Germination and Seedling Development in an Intermedium-Spike Barley Collection. *23*(19), 11060.
- Schiavon, M., Nardi, S., dalla Vecchia, F., & Ertani, A. (2020). Selenium biofortification in the 21st century: status and challenges for healthy human nutrition. *Plant and Soil*, *453*(1), 245-270. doi:10.1007/s11104-020-04635-9
- Sharif, R., Mujtaba, M., Ur Rahman, M., Shalmani, A., Ahmad, H., Anwar, T., . . . Wang, X. (2018). The Multifunctional Role of Chitosan in Horticultural Crops; A Review. *Molecules*, *23*(4). doi:10.3390/molecules23040872
- Sharma, V. K., McDonald, T. J., Sohn, M., Anquandah, G. A. K., Pettine, M., & Zboril, R. (2015). Biogeochemistry of selenium. A review. *Environmental Chemistry Letters*, *13*(1), 49-58. doi:10.1007/s10311-014-0487-x
- Shekari, L., Aroiee, H., Mirshekari, A., & Nemati, H. (2019). Protective role of selenium on cucumber (*Cucumis sativus* L.) exposed to cadmium and lead stress during reproductive stage role of selenium on heavy metals stress. *Journal of Plant Nutrition*, *42*, 1-14. doi:10.1080/01904167.2018.1554075
- Shewry, P. R. (2009). Wheat. *Journal of Experimental Botany*, *60*(6), 1537-1553. doi:10.1093/jxb/erp058 %J Journal of Experimental Botany
- Shi, H., Li, J., Zhang, Y., Ding, K., Zhao, G., Duan, X., & Hadiatullah, H. (2022). Effect of wheat germination on nutritional properties and the flavor of soy sauce. *Food Bioscience*, *48*, 101738. doi:<https://doi.org/10.1016/j.fbio.2022.101738>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. In *Methods in Enzymology* (Vol. 299, pp. 152-178): Academic Press.
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). BIOLOGÍA Y GERMINACIÓN DE SEMILLAS. In (pp. 13-24).
- Uriel, G.-L., José Jesús Espino, G., Isaac Almaráz, B., Antonio de Jesús, C.-G., Rafael German Campos, M., & Ana Karen, Z.-O. (2024). Nanopartículas de selenio en la agricultura para la alimentación de rumiantes y la disminución de gases de efecto invernadero. *Boletín de Ciencias Agropecuarias del ICAP*, *10*(19). doi:10.29057/icap.v10i19.8891
- Urrialde, R., Gómez-Cifuentes, A., Pintos, B., Gómez-Garay, M. A., & Cifuentes, B. (2022). Compuestos bioactivos de origen vegetal: desarrollo de nuevos alimentos %J Nutrición Hospitalaria. *39*, 8-11.
- Valencia-Vázquez, B., Palacio-Márquez, A., Ramírez-Estrada, C., Pérez Álvarez, S., Rivas-Lucero, B., & Sánchez, E. (2024). Nitrato de zinc más quitosano favorece la asimilación de carbono y el rendimiento en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agronomía Mesoamericana*, 58742. doi:10.15517/am.2024.58742
- Verstegen, J., & Günther, K. (2023). Biosynthesis of nano selenium in plants. *Artificial Cells, Nanomedicine, and Biotechnology*, *51*(1), 13-21. doi:10.1080/21691401.2022.2155660
- Villaseñor-Mir, H. E., Borbón-Gracia, A., Solís-Moya, E., Alvarado-Padilla, J. I., Cruz-Cruz, E., A., L. R.-M. Y., & Zamarripa-Colmenero. (2022). *Variedades de Trigo del INIFAP* (Vol. Libro Técnico No. 3. 93 p.): Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Ciudad de México.

- Vulcano, L. A. D., Soraci, A. L., & Tapia, M. O. (2013). Homeostasis del glutatión. *Bioquímica Clínica*, 3, 529-539.
- Wang, K., Linghu, J., Kong, L., Huang, S., Wang, Q., Li, H., & Wan, Y. (2021). Comparative responses of cadmium accumulation and subcellular distribution in wheat and rice supplied with selenite or selenate. *Environmental Science and Pollution Research*, 28(33), 45075-45086. doi:10.1007/s11356-021-13554-w
- Wang, Y., Deng, C., Zhao, L., Dimkpa, C. O., Elmer, W. H., Wang, B., . . . White, J. C. (2024). Reply to the Letter to the Editor: Nanotechnology Papers with an Agricultural Focus Are Too Frequently Published with a Superficial or Poor Understanding of Basic Plant and Soil Science—A Critical Comment to Recent Papers in ACS Nano. *ACS Nano*, 18(50), 33771-33774. doi:10.1021/acsnano.4c14632
- Xiao, Z., Pan, Y., Wang, C., Li, X., Lu, Y., Tian, Z., . . . Wang, H. (2022). Multi-Functional Development and Utilization of Rapeseed: Comprehensive Analysis of the Nutritional Value of Rapeseed Sprouts. 11(6), 778.
- Xue, T., Hartikainen, H., & Piironen, V. (2001). Antioxidative and growth-promoting effect of selenium on senescing lettuce. *Plant and Soil*, 237(1), 55-61. doi:10.1023/A:1013369804867
- Yang, H., Yang, X., Ning, Z., Kwon, S. Y., Li, M.-L., Tack, F. M. G., . . . Yin, R. (2022). The beneficial and hazardous effects of selenium on the health of the soil-plant-human system: An overview. *Journal of Hazardous Materials*, 422, 126876. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.126876>
- Zeballos, S. A., Reynoso, F. M., & Cruz, N. M. (2017). Food potential of the Cañahua sprouts (*Chenopodium pallidicaule* Aellen). *Revista de la Carrera de Ingeniería Agronómica - UMSA*, 634-638.
- Zhang, M., Gao, B., Chen, J., & Li, Y. (2015). Effects of graphene on seed germination and seedling growth. *Journal of Nanoparticle Research*, 17(2), 78. doi:10.1007/s11051-015-2885-9
- Zungu, B., Kamdem Paumo, H., Gaorongwe, J. L., Tsuene, G. N., Ruzvidzo, O., & Katata-Seru, L. (2023). Zn nutrients-loaded chitosan nanocomposites and their efficacy as nanoprimer agents for maize (*Zea mays*) seeds. 11. doi:10.3389/fchem.2023.1243884