



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

MAESTRÍA EN CIENCIA DE LOS ALIMENTOS

TESIS

**APLICACIÓN DE NÍQUEL Y QUITOSANO EN LA
CALIDAD DE UVA DE LA VARIEDAD 'SAN EMILION'
(*Vitis vinifera* L.)**

**Para obtener el grado de
Maestra en Ciencia de los Alimentos**

P R E S E N T A

GUADALUPE ALFARO GUILLÉN

Director

Dr. Sergio Soto Simental

Co director

Dr. José Manuel Pinedo Espinoza

Comité tutorial

Dra. Alma Delia Hernández Fuentes

Dr. César Uriel López Palestina

Dr. Benito Flores Chávez

Tulancingo de Bravo, Hgo., México, agosto 2026



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Instituto de Ciencias Agropecuarias

Institute of Agricultural Sciences

Área Académica de Ingeniería Agroindustrial e Ingeniería en Alimentos

Academic Area of Agroindustrial Engineering and Food Engineering

Asunto: Autorización de impresión de tesis

El Comité Tutorial de la Tesis titulada **"Aplicación de níquel y quitosano en la calidad de uva de la variedad 'San Emilion' (*Vitis vinífera* L.)"**, realizada por la sustentante **Guadalupe Alfaro Guillén** con **número de cuenta 295695** perteneciente al programa de **Maestría en Ciencia de los Alimentos**, una vez que ha revisado, analizado y evaluado el documento recepcional, y de acuerdo con lo estipulado en el Artículo 110 del Reglamento de Estudios de Posgrado, tiene a bien extender la presente:

AUTORIZACIÓN DE IMPRESIÓN

Por lo que la sustentante deberá cumplir los requisitos establecidos en el Reglamento de Estudios de Posgrado para la defensa oral en el examen de grado correspondiente.

Atentamente

"Amor, Orden y Progreso"

Tulancingo de Bravo, Hidalgo, a 08 de julio de 2026

El Comité Tutorial


Dr. Sergio Soto Simental
Director


Dr. José Manuel Pinedo Espinoza
Codirector


Dra. Alma Delia Hernández Fuentes
Miembro del comité


Dr. César Uriel López Palestina
Miembro del comité


Dr. Benito Flores Chávez
Miembro del comité

"Amor, Orden y Progreso"



WORLD
UNIVERSITY
RANKINGS

2025



Times
Higher
Education



Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo,
Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo,
México. C.P. 43775
Teléfono 7717172000 Ext.42021
maestria_alimentos@uaeh.edu.mx
uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por la beca otorgada durante mi estancia en el posgrado.

Al laboratorio de tecnología postcosecha por el apoyo brindado durante la experimentación de la presente investigación.

Al Centro de Investigación de Química Aplicada (CIQA) por su contribución a este trabajo.

Al Dr. Sergio Soto Simental, Dr. Cesar Uriel López Palestina y Dra. Alma Delia Hernández Fuentes por su guía y enseñanzas durante la elaboración de esta investigación.

Al Dr. José Manuel Pinedo Espinoza por compartir su conocimiento en la fase experimental en campo

A Mariana, César, Ricardo, Fernanda y Janet por su compañía y trabajo en equipo.

DEDICATORIA

A mis papás María de Jesús y José por su amor incondicional, por su confianza y por el tiempo de calidad que me regalan.

A Elena, Damián y Lizeth por mantener siempre activa la imaginación y por enseñarme que nunca se deja de aprender.

A Magdalena y Daniela, las grandes amigas que me regalo la maestría quienes hicieron de este recorrido más ligero y significativo, ustedes son parte de los retos y satisfacciones de esta etapa.

A Ricardo y Murphy por acompañarme en las desveladas y en las noches de estudio.

Su apoyo y cariño han sido fundamentales para alcanzar esta meta.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	6
ÍNDICE DE FIGURAS.....	7
RESUMEN	8
ABSTRACT	9
INTRODUCCIÓN	11
OBJETIVOS	13
OBJETIVO GENERAL	13
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	13
HIPÓTESIS	13
JUSTIFICACIÓN	14
REVISIÓN DE LITERATURA.....	16
Importancia de la vid	16
Morfología de la vid.....	16
Variedades de uva para la elaboración de vino.....	19
Compuestos bioactivos	20
Quitosano	23
Níquel.....	24
MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
Localización del experimento.....	26
Material vegetal.....	26
Establecimiento del experimento.....	26
Variables de estudio	27
Color	27
Compuestos bioactivos	28
Actividad antioxidante no enzimática.....	30
Actividad antioxidante enzimática	31

Marcadores de estrés oxidativo	33
ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	35
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
Longitud, diámetro y peso	36
Color	37
pH, sólidos solubles totales (°Brix), acidez titulable	39
Compuestos bioactivos	41
Actividad antioxidante no enzimática	44
Actividad del sistema antioxidante enzimático	49
Marcadores de estrés oxidativo	52
CONCLUSIONES	54
REFERENCIAS	¡Error! Marcador no definido.

ÍNDICE DE CUADROS

	Pagina
Cuadro 1. Longitud, diámetro y peso en frutos de uva variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación de níquel y quitosano.....	30
Cuadro 2. Color en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación de níquel y de quitosano	32
Cuadro 3. Efecto del pH, °Bx (sólidos solubles totales) y de la acidez titulable en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por la aplicación de níquel y quitosano.....	34
Cuadro 4. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre los compuestos bioactivos de uvas de la variedad 'Saint-Émilion'	36
Cuadro 5. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre los compuestos bioactivos y la actividad antioxidante en uva blanca 'Saint-Émilion' en 100 gramos de peso fresco	39
Cuadro 6. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre la actividad enzimática en uva de la variedad 'Saint-Émilion'	42
Cuadro 7. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre marcadores de estrés oxidativo en uva de la variedad 'Saint-Émilion'	44

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Croma y ángulo hue en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación foliar de níquel y quitosano.....	31
-----------	--	----

RESUMEN

La vid (*Vitis vinifera* L.) es un cultivo importante en el estado de Zacatecas, ya que las condiciones climáticas y edáficas favorecen la producción de uvas de alta calidad para la elaboración de vino. Por lo anterior, el objetivo del trabajo fue evaluar el efecto de la aplicación foliar de níquel y quitosano sobre la calidad fisicoquímica y antioxidante de uvas de la variedad 'Saint-Émilion'. Se tuvieron seis tratamientos; T1, testigo; T2, quitosano 5000 ppm; T3, Ni 60 ppm; T4, Ni 90 ppm; T5, quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm y T6; quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm. Las variables evaluadas fueron; color, peso, pH, acidez titulable, sólidos solubles totales o °Brix, fenoles totales, flavonoides, ácido ascórbico, taninos condensados e hidrolizables, carotenoides, clorofilas, actividad antioxidante no enzimática por DPPH• y ABTS•+, actividad antioxidante enzimática por superóxido dismutasa, catalasa, ascorbato peroxidasa, guayacol peroxidasa, polifenol oxidasa y marcadores de estrés oxidativo (peróxido de hidrógeno y peroxidación lipídica). Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con tres repeticiones por tratamiento. Se analizaron con el programa estadístico SAS, y se compararon las medias mediante la prueba de comparación múltiple de Tukey ($P \leq 0.05$). Los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm presentaron los valores más altos en sólidos solubles totales, ácido ascórbico, fenoles totales, carotenoides, clorofila total, actividad antioxidante frente al radical DPPH, superóxido dismutasa y polifenol oxidasa, mientras que los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm presentaron la mayor actividad en ABTS, guayacol peroxidasa y taninos condensados. En los frutos de las plantas con aplicación de quitosano y níquel a diferentes concentraciones se redujo la peroxidación lipídica en comparación con el testigo. Se concluye que la aspersión foliar de

quitosano 5000 ppm combinado con níquel a 60 ppm es la dosis más adecuada para mejorar la calidad fisicoquímica y antioxidante de uvas de la variedad 'Saint-Émilion'.

Palabras clave: *Vitis vinifera*, bioestimulantes, quitosano, níquel, capacidad antioxidante, calidad del fruto.

ABSTRACT

Grapevine (*Vitis vinifera* L.) is an important crop in the state of Zacatecas, as the climatic and soil conditions favor the production of high-quality grapes for winemaking. Therefore, the objective of this study was to evaluate the effect of foliar application of nickel and chitosan on the physicochemical and antioxidant quality of 'Saint-Émilion' grapes. Six treatments were used: T1, control; T2, chitosan 5000 ppm; T3, Ni 60 ppm; T4, Ni 90 ppm; T5, chitosan 5000 ppm + Ni 60 ppm; and T6, chitosan 5000 ppm + Ni 90 ppm. The variables evaluated were: Color, weight, pH, titratable acidity, total soluble solids or °Brix, total phenols, flavonoids, ascorbic acid, condensed and hydrolyzable tannins, carotenoids, chlorophylls, non-enzymatic antioxidant activity by DPPH• and ABTS•+, enzymatic antioxidant activity by superoxide dismutase, catalase, ascorbate peroxidase, guaiacol peroxidase, polyphenol oxidase, and oxidative stress markers (hydrogen peroxide and lipid peroxidation). A randomized complete block design with three replicates per treatment was used. Data were analyzed using the SAS statistical software, and means were compared using Tukey's multiple comparison test ($P \leq 0.05$). Grapes from plants treated with chitosan at 5000 ppm and nickel at 60 ppm showed the highest values for total soluble solids, ascorbic acid, total phenols, carotenoids, total chlorophyll, antioxidant activity against the DPPH radical, superoxide dismutase, and polyphenol oxidase. Grapes from

plants treated with nickel at 90 ppm showed the highest activity in ABTS, guaiacol peroxidase, and condensed tannins. Lipid peroxidation was reduced in the fruit from plants treated with chitosan and nickel at different concentrations compared to the control. It is concluded that foliar spraying of chitosan at 5000 ppm combined with nickel at 60 ppm is the most suitable dose to improve the physicochemical and antioxidant quality of 'Saint-Émilion' grapes.

Keywords: *Vitis vinifera*, biostimulants, chitosan, nickel, antioxidant capacity, fruit quality.

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de la vid es fundamental a escala global debido a su gran impacto económico, produciendo 72,7 millones de toneladas, de las cuales se destinaron 34,1 millones de toneladas para la elaboración de vino, destacando a España, Francia, China e Italia como los principales países productores (FAO, 2022).

Según datos de la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural de México de 2022, México cuenta con 36 mil hectáreas dedicadas al cultivo de uva, ubicándose en el lugar 23 a nivel mundial en producción. Los estados que destacan por su producción de variedades de uva destinadas a la vinificación son Baja California, Coahuila, Guanajuato, Querétaro, Aguascalientes y Zacatecas (SIAP, 2023).

Los cultivos de uva están constantemente expuestos a diversas formas de estrés, tanto biótico como abiótico, que pueden afectar su desarrollo y rendimiento (Ortega et al., 2022). El estrés biótico proviene de organismos vivos como insectos, hongos, bacterias y virus que pueden atacar la planta, causando enfermedades, plagas y competencia por recursos (Tardif et al., 2023). El estrés abiótico está relacionado con factores ambientales no vivos, como la temperatura, la humedad, la disponibilidad de agua y los niveles de nutrientes en el suelo, la sequía, las heladas, el calor extremo y la salinidad del suelo, estos factores pueden afectar negativamente el crecimiento, la floración y la calidad de la producción lo que representa para los viticultores retos significativos (Tardif et al., 2023).

Una de las vías por la que las plantas pueden aprovechar de mejor manera los nutrientes agregados es la fertilización foliar, esta ha demostrado que ofrece una serie de ventajas para la entrega de nutrientes a las plantas, así como un aumento de la resistencia ante factores de estrés

biótico y abiótico lo que conlleva a un mayor rendimiento y mejor calidad de los frutos (Elsheery et al., 2020).

Investigaciones previas destacan resultados positivos utilizando aplicaciones foliares de níquel y quitosano como estimulantes para la mejora del rendimiento y calidad en plantas frutales como lo son el banano (Wang et al., 2021), pera (Hernández-Fuentes et al., 2023), manzana (Montañó-herrera et al., 2022), mango (Elsheery et al., 2020), entre otros. Por ello, se propone en este estudio realizar una comparativa de la aplicación de estos compuestos a distintas concentraciones en plantas de vid de la variedad 'Saint-Émilion'.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de la aplicación foliar de níquel y quitosano sobre la calidad fisicoquímica y antioxidante de uvas de la variedad 'Saint-Émilion'.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Analizar las propiedades fisicoquímicas de uvas de la variedad 'Saint-Émilion' tratadas con aplicación foliar de níquel y quitosano.

Determinar los compuestos bioactivos, la actividad antioxidante no enzimática in vitro y la del sistema antioxidante enzimático en uva 'Saint-Émilion' por el efecto de la aplicación foliar de níquel y quitosano.

HIPÓTESIS

La aplicación foliar de níquel y quitosano en concentraciones adecuadas incrementa el contenido de compuestos bioactivos y la actividad del sistema antioxidante en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion', sin afectar comprometer sus propiedades fisicoquímicas. La respuesta depende de la concentración aplicada, por lo que existe una dosis en la que la combinación de ambos compuestos supera a su aplicación individual.

2. JUSTIFICACIÓN

La vitivinicultura mexicana enfrenta el reto de mantener la calidad de la uva destinada a la vinificación en un contexto de creciente presión por factores de estrés bióticos y abióticos, situación que se ha intensificado con el avance del cambio climático (Hernández-Fuentes et al., 2023). En Zacatecas, uno de los estados productores de uva para vino (SIAP, 2023), las condiciones climáticas y edáficas favorecen el cultivo, pero la variabilidad ambiental incide directamente en la concentración de compuestos bioactivos y en la capacidad antioxidante del fruto, atributos que determinan el potencial enológico de la materia prima (Ćorković et al., 2024).

La fertilización foliar con bioestimulantes representa una alternativa de bajo costo y rápida asimilación para mejorar la calidad del fruto sin incrementar las dosis de fertilizantes aplicados al suelo (Martínez-Alcantara & Quiñones, 2017). El quitosano actúa como elicitor natural que induce respuestas de defensa y estimula la síntesis de compuestos fenólicos (Reyes-Pérez et al., 2020; Treviño López et al., 2019), mientras que el níquel, en su carácter de micronutriente esencial, participa en rutas metabólicas asociadas al metabolismo del nitrógeno y a la modulación del sistema antioxidante (Sobati-Nasab et al., 2021; Kondak et al., 2024). Estudios previos han documentado efectos favorables de ambos compuestos en frutales como banano (Wang et al., 2021), pera (Hernández-Fuentes et al., 2023), manzana (Montaño-herrera et al., 2022) y mango (Elsheery et al., 2020); sin embargo, la información sobre su aplicación conjunta en vid es escasa y prácticamente inexistente en la variedad 'Saint-Émilion'.

Por lo anterior, resulta necesario determinar la dosis foliar de níquel y quitosano que optimice la calidad fisicoquímica y antioxidante de la uva, así como identificar el umbral a partir del cual

el níquel deja de actuar como bioestimulante y predomina su componente de estrés oxidativo (Kondak et al., 2024). Los resultados de este trabajo aportarán información aplicable al manejo agronómico del viñedo, ya que permiten recomendar una dosis específica para obtener frutos con una mayor concentración de compuestos bioactivos y un menor daño oxidativo, en beneficio tanto del productor como de la calidad del vino elaborado.

El interés por estos compuestos no es únicamente agronómico. Los fenoles totales, los flavonoides y los taninos determinan atributos sensoriales decisivos del vino blanco, como el color, la astringencia y la estabilidad oxidativa durante la guarda (Clarke et al., 2023; Ju et al., 2021), y se asocian además con la capacidad antioxidante que se atribuye al consumo moderado de vino (Burns et al., 2000). Por su parte, la actividad de las enzimas del sistema antioxidante y la concentración de marcadores de estrés oxidativo funcionan como indicadores tempranos del grado de tolerancia de la planta a las condiciones ambientales adversas (Anić et al., 2024), por lo que evaluarlas en conjunto permite distinguir cuándo una aplicación foliar realmente fortalece al fruto y cuándo solo genera una respuesta de defensa ante un daño.

A esto se suma que la mayor parte de la evidencia disponible sobre bioestimulantes en fruticultura se ha generado en especies distintas a la vid o en variedades tintas, mientras que las variedades blancas destinadas a vinificación han recibido mucha menos atención, pese a que su perfil fenólico es más limitado y, por lo tanto, más sensible a cualquier modificación del manejo (González-Centeno et al., 2013). Evaluar la respuesta de 'Saint-Émilion' bajo las condiciones edafoclimáticas de la región aporta información propia en lugar de extrapolarla de otros cultivos.

Finalmente, se trata de una alternativa viable en términos económicos: la aspersión foliar utiliza volúmenes reducidos de producto, se integra a las labores que el viticultor ya realiza y no exige

inversión en infraestructura, de modo que una recomendación de dosis respaldada experimentalmente puede adoptarse de inmediato en el viñedo (Apáez-Barrios et al., 2021).

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Importancia de la vid

La Organización para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 2022) reporta 7.3 millones de hectáreas dedicados al cultivo de uva en el mundo, destacando a España con 964 mil hectáreas de viñedo, Francia con 798 mil hectáreas y China con 783 mil hectáreas (SIAP, 2022).

En México, de acuerdo con la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural en 2022 se reportan 36 mil hectáreas, lo que posiciona a México en el 23° lugar de producción mundial. Los principales estados productores de variedades de uva utilizadas para vino son Baja California, Coahuila, Guanajuato, Querétaro, Aguascalientes y Zacatecas (SIAP, 2023).

3.2 Morfología de la vid

Raíz

Entre las funciones del sistema radical se encuentran el anclaje de la planta al suelo, la absorción de agua y elementos minerales, la acumulación de sustancias de reserva, entre otros. Dentro de la vid se pueden obtener dos tipos de sistemas radicales, el primero es de origen radicular, procedente de la semilla, se suelen utilizar para obtención de nuevas variedades o para mejora genética (Martínez de Toda, 1991). El segundo sistema es de origen adventicio, este viene de la capa rizogena, se origina principalmente a nivel de los nudos del tallo y se utilizan para generar nuevas plantas mediante el crecimiento de raíces adventicias en los esquejes. Las raíces estructurales varían en diámetro de 6 a 100 mm, dependiendo de la edad de la planta, de estas

raíces estructurales se general pequeñas raíces permanentes con un diámetro aproximado de 2 a 6 mm, estas son las que crecen de manera horizontal y vertical (Callejas-Rodríguez et al., 2012).

La distribución de las raíces en el suelo se da de manera horizontal mientras no encuentren competencia con otras plantas, de ser así crecen en forma vertical, ahí crecen de 15 a 75 cm de profundidad y su distribución depende de factores como las condiciones del suelo y subsuelo, así como el mantenimiento de este, la variedad y el clima (Martínez de Toda, 1991).

Tronco

El tronco de la vid es sinuoso y está revestido de una corteza que fácilmente se puede desprender. Sus funciones son almacenar sustancias de reserva, la sujeción de los brazos y pámpanos y la conducción tanto de agua como de savia (Martínez de Toda, 1991)

Brazo

Son las ramas de la vid; bifurcaciones del tronco procedentes de los sarmientos, de estos emergen los nuevos brotes (Buendía & Melero, 2013).

Brotes

Son los tallos que se formaron en el último año, estos portan a las hojas, racimos y zarcillos.

Los brotes se pueden clasificar en productivos que son los pámpanos que brotan de la madera del año anterior, con el paso del tiempo se endurecen y dan lugar a los sarmientos. Y los improductivos, estos son un número mayor de brotes que se corrigen durante la poda (Martínez de Toda, 1991).

Pámpanos

Los pámpanos son brotes que se originan de las yemas situadas en la madera del año anterior, su tamaño depende de diversos factores como lo son la variedad, el tipo de suelo y cuidados de este, disponibilidad de agua, etc (Buendía & Melero, 2013).

Hojas

Aparece una hoja por nudo de forma alterna. Son grandes, crecen de forma opuesta, acorazadas y las inflorescencias pueden crecer a través de ellas. El tamaño y color específico dependen de la variedad. Responsables de la fotosíntesis de la vid, es de esta manera que la planta obtendrá oxígeno y energía (Callejas-Rodríguez et al., 2012).

Inflorescencias

Estas se pueden localizar a partir del tercer nudo y se encuentran aproximadamente tres inflorescencias por pámpano, afloran al contrario de las hojas y su distribución suele dejar un nudo con solamente hoja por cada dos inflorescencias seguidas (Buendía & Melero, 2013)

Zarcillos

Estos se disponen en el pámpano, se consideran inflorescencias que no crecieron o bien, abortadas. Aportan soporte a la planta (Buendía & Melero, 2013).

Yemas

Son el punto de conexión entre el peciolo y los brotes. Se describen como yemas axilares pues se encuentran en las axilas de las hojas, tienen forma de cono abultado, son indispensables para la producción del fruto. Existen dos tipos de yema, la yema principal o latente que está compuesta por una yema ubicada en el centro denominada primaria y dos secundarias ubicadas a los lados de la yema primaria. Y la yema pronta que es única, más pequeña y ubicada de lado,

esta brota el mismo año de su formación dando lugar a un brote conocido como feminela (Martínez de Toda, 1991).

Fruto

El fruto es una baya de forma esférica con un tamaño promedio de 12 a 18mm de diámetro. Esta se conforma por tres partes:

Hollejo

El hollejo, que es la parte externa de la uva, sirve como barrera física del fruto; en su exterior se observa una capa llamada pruina.

Pulpa

También conocido como mesocarpio, estructura translúcida, rica en agua, azúcares, ácido málico, ácido tartárico, aromas, etc (Martínez de Toda, 1991).

Pepitas

Semillas rodeadas por una fina capa que las protege, ricas en aceites y taninos. A la baya sin semillas se le denomina baya apirena (Buendía & Melero, 2013).

3.3 Variedades de uva para la elaboración de vino

De acuerdo con la Organización Internacional del Vino, hay alrededor de 10.000 variedades de uva en el mundo, aunque el 50% de ellas se concentra en solo 33 variedades principales. La uva más cultivada específicamente para la producción de vino es la *Cabernet Sauvignon*, con aproximadamente 340.000 hectáreas plantadas, seguida de la Sultanina (300.000 ha), Merlot (266.000 ha), Tempranillo (231.000 ha) y Airen (218.000 ha).

Las variedades principales para la elaboración de vino tinto son Cabernet Sauvignon con un 22% de la producción nacional, Salvador con un 16%, Carignan 15%, Merlot 8%, Tempranillo 5% y Syrah 5%. Para elaboración de vino blanco las principales variedades son Chenin blanc con 19%, chardonnay 18%, 'Saint-Émilion' 17% Sauvignon blanc 12% y Moscatel 3% (SIAP, 2023).

3.4 Variedad 'Saint-Émilion'

Presente en México desde 1973, de racimos largos y bayas blancas que pasan de verde amarillenta a tonos dorados con la maduración y un alto porcentaje de acidez, de tamaño pequeño a mediano representa al 17% del cultivo de uvas blancas en el país, destacando el municipio de Fresnillo, Zacatecas donde se cultivan 3,710 toneladas anuales de distintas variedades (SIAP, 2023) como uno de sus principales productores, por las características de su clima semidesértico, su suelo y por su ubicación a 2,900 metros sobre el nivel del mar.

3.5 Compuestos bioactivos

Fenoles

Estas moléculas desempeñan un papel fundamental en las uvas durante la maduración y en su capacidad antioxidante (Sobati-Nasab et al., 2021). Son responsables del color en las variedades tintas, del sabor amargo, de la sensación astringente y de su acción antioxidante. Los compuestos fenólicos, originados del metabolismo secundario de la planta, se caracterizan por la presencia de un grupo fenol con estructura aromática (Burns et al., 2000)

Flavonoides

El término flavonoides se refiere a un amplio grupo de compuestos polifenólicos con una estructura benzo- γ -pirana, presentes de manera generalizada en el reino vegetal, especialmente

en las plantas vasculares, donde suelen encontrarse como glicósidos. Estos compuestos desempeñan un papel clave en el crecimiento y funcionamiento de las plantas, ya que pueden actuar como atrayentes de animales para la oviposición, como protectores frente a la radiación UV y como defensores ante infecciones por patógenos vegetales (Cartaya & Reynaldo, 2001).

En las uvas blancas, los flavonoides predominantes pertenecen al grupo de los flavonoles, entre los que destacan la quercetina y el kaempferol (Ćorković et al., 2024). Estos compuestos contribuyen al tono amarillento característico de la piel de las uvas blancas, lo que influye directamente en la coloración del vino blanco. Además, poseen una notable capacidad antioxidante, que les permite proteger las células vegetales frente al daño oxidativo inducido por especies reactivas de oxígeno (Apáez-Barrios et al., 2021)

Taninos

Las uvas blancas contienen taninos, compuestos fenólicos entre los que destacan los taninos condensados, constituidos por polímeros de flavan-3-oles, siendo la catequina su unidad monomérica principal (Ju et al., 2021). Aunque su presencia es menor en comparación con las uvas tintas, estos taninos influyen en las propiedades sensoriales del vino blanco, aportando notas de astringencia y complejidad. La cantidad y naturaleza de estos compuestos varían según la cepa, el estado de madurez y las condiciones del cultivo. Además de su papel en la percepción organoléptica, los taninos poseen actividad antioxidante, lo que contribuye a la protección del vino frente a procesos oxidativos (Crozier et al., 2006).

Los taninos hidrolizables son compuestos fenólicos presentes en las uvas blancas, aunque menos abundantes que los taninos condensados. Están formados por polímeros de ácidos fenólicos como el gálico, enlazados a una molécula comúnmente de glucosa (Ćorković et al., 2024). Estos compuestos se localizan principalmente en las partes sólidas de la uva como la piel y semillas.

Ejercen una función antioxidante y pueden contribuir al perfil sensorial del vino. A pesar de su menor concentración, influyen significativamente en la estabilidad del vino, así como en la percepción de su cuerpo y textura (Clarke et al., 2023).

Clorofila

En las uvas blancas predominan los pigmentos fotosintéticos clorofila a y clorofila b, cuya suma se denomina clorofila total (Kondak et al., 2024). La clorofila a desempeña el papel principal en la absorción de luz y en la transformación de la energía solar en energía química durante el proceso fotosintético, mientras que la clorofila b complementa esta función al ampliar el espectro de luz utilizable por la planta (Reyes-Pérez et al., 2020). Ambos pigmentos se encuentran en los cloroplastos, y su concentración varía en función de la variedad de uva, el estadio de desarrollo, la intensidad lumínica y factores ambientales como la temperatura y la disponibilidad de nutrientes (Anić et al., 2024). La proporción entre clorofila a y b ofrece información relevante sobre la eficiencia fotosintética y el estado fisiológico del vegetal, mientras que el contenido total de clorofila sirve como indicador de la madurez y del estado sanitario del tejido. Además de su papel en la fotosíntesis, las clorofilas poseen propiedades antioxidantes que ayudan a proteger las células vegetales frente al estrés oxidativo causado por especies reactivas de oxígeno (Taiz & Zeiger, 2006).

Carotenoides

Los carotenoides son compuestos característicos del reino vegetal que desempeñan funciones esenciales en el metabolismo y en la adaptación de las plantas a condiciones de salinidad, considerándose indispensables para la vida (Bunea et al., 2012). Estos pigmentos se encuentran en el interior de las células vegetales, específicamente en orgánulos especializados como

cloroplastos y cromoplastos. Su relevancia se debe principalmente a su papel en la fotosíntesis, donde intervienen en la captación de luz y en la fitoprotección (González-Centeno et al., 2013).

3.6 Quitosano

El quitosano, un polisacárido presente de forma natural en las paredes celulares de ciertos hongos, así como en los caparazones de los crustáceos, se obtiene principalmente mediante la hidrólisis de la quitina en un entorno alcalino, comúnmente utilizando hidróxido de sodio o potasio, y a elevadas temperaturas (Lárez Velásquez, 2003).

El quitosano presenta insolubilidad en entornos de pH neutro o alcalino; no obstante, genera sales solubles en agua al reaccionar con ácidos inorgánicos e inorgánicos débiles, como el ácido glutámico, clorhídrico, láctico y acético, dando lugar a soluciones viscosas.

Dentro de sus principales efectos está a aplicación de quitosano de manera foliar en la tolerancia al estrés por frío en las plantas (Wang et al., 2021), así como también la actividad antimicrobiana (Martínez-Alcantara & Quiñones, 2017), también posee propiedades que le permiten la formación de películas y revestimientos comestibles (Martínez-Alcantara & Quiñones, 2017) lo que lo hace también un potente protector ante hongos y plagas.

Aplicación de quitosano

Los resultados de la aplicación foliar de quitosano para la producción y calidad de uva para vino tinto de la variedad cabernet Sauvignon mostraron que el rendimiento tuvo un aumento significativo de un 18%, el aumento de producción de racimos en un 16% y el tamaño de la baya tuvo un crecimiento del 42% con respecto a su control (Treviño López et al., 2019).

En estudios realizados sobre los cambios bioquímicos de los frutos de vid mediante la aplicación de complejos de quitosano se encontró que existió un incremento en el contenido de

vitamina C, mejorando la calidad del jugo de la baya, así como un incremento en el contenido mineral de Ca, Mg, y K (Treviño López et al., 2019).

En otro estudio, se evaluaron el crecimiento y resistencia al estrés por frío en plantas de banano por medio de aplicación foliar de quitosano, encontrando que tuvo impacto positivo, aumentado los parámetros de crecimiento y el contenido de nutrientes, así como la eficiencia de las plantas al encontrarse en estrés por frío (Wang et al., 2021).

Los resultados de un estudio realizado sobre el efecto de la aplicación foliar de quitosano en pistache indicaron que tuvo efectos positivos en su calidad en fresco, redujo el oscurecimiento en cáscara y minimizó las pérdidas poscosecha (Taghipour et al., 2024).

3.7 Níquel

El níquel (Ni) figura entre los metales pesados clave y elementos esenciales reconocidos por su papel fundamental en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Sobati-Nasab et al., 2021). Desde el año 2004, la Asociación Americana oficial de Control de Nutrientes Vegetales ha identificado el níquel como un elemento esencial en las plantas (Sobati-Nasab et al., 2021).

Se ha dado a conocer que el níquel en cantidades excesivas tiende a disminuir Fe, Cu, Zn y Mn en algunas plantas (Sobati-Nasab et al., 2021). Además de esto puede generar la división celular en los meristemas radiculares, así como la clorosis y necrosis en hojas, deformación de diversos órganos vegetales y acortamiento de tallos y raíces. Pero aplicado en concentraciones menores puede ser un estimulante que mejora las características fisiológicas y fitoquímicas en las plantas (J. Singh et al., 2013).

Aplicación de Níquel

Un estudio realizado por (Sobati-Nasab et al., 2021) que evalúa la aplicación de Níquel en caléndula, demostró en sus resultados que en optimas concentraciones de níquel se generaron impactos positivos en los aspectos fisiológicos y fitoquímicos.

Los resultados de un estudio dónde se evalúa la efectividad de la aplicación foliar de Níquel en el crecimiento y peso fresco en lechuga tuvieron como resultado un índice de crecimiento mayor que en el mostrado en su control, así como una mejora sobre el crecimiento de los brotes de las plantas de lechuga (Hosseini & Khoshgoftarmanesh, 2013).

En otro estudio se evaluó la aplicación foliar de Níquel en diferentes concentraciones para corregir “oreja de ratón” condición que afecta a las hojas y por consiguiente al rendimiento de árboles de Nogal. Los resultados obtenidos muestran que la absorción de níquel corrige esta condición por lo que aumenta el rendimiento de nuez por árbol y aumenta también área de las hojas (Hernández-López et al., 2020).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización del experimento

El experimento se estableció con un productor cooperante en la comunidad de El Salto, perteneciente al municipio de Fresnillo, Zacatecas, la cual se localiza a 23°10'19"N, 102°51'39"O, ubicado a 2080 msnm. Su clima se caracteriza por ser semiseco en la mayor parte de su territorio, con lluvias marcadas en verano. La vegetación predominante es pastizal con un 28.7%, bosque 14.2%, matorral 9.6%. El suelo dominante es phazoem con un 35% del territorio, aunque también se encuentran en menor cantidad suelos como lo son leptosol, kastañozem, calcisol, entre otros (INEGI, 2010).

4.2 Material vegetal

Se utilizaron plantas de vid para la elaboración de vino blanco de la variedad 'Saint-Émilion', de 10 años, de 1.2 m de alto y 1.5 m de longitud de brazos.

4.3 Establecimiento del experimento

Se aplicaron vía foliar, complejos de quitosano y níquel, los cuales fueron proporcionados por el Centro de Investigación de Química Avanzada (CIQA) Saltillo, Coahuila.

Para el establecimiento del experimento, se seleccionaron nueve plantas por tratamiento, con diámetro de tallo y área foliar similares, y se distribuyeron en un diseño de bloques completos al azar, con seis tratamientos: T₁: Testigo, T₂: quitosano 5000 ppm, T₃: Ni 60 ppm, T₄: Ni 90 ppm, T₅: quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm, T₆: quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm.

Se iniciaron las aplicaciones foliares del inicio de la fecundación cada mes hasta llegar al enero, respecto a las feminelas (crecimientos vegetativos, sarcillos y hojas) de un metro de longitud.

4.4 Variables de estudio

Parámetros fisicoquímicos

Color

Se determinó mediante un colorímetro marca r, CM-508

Peso

Se pesaron los frutos en una báscula digital Ohaus Pro, modelo Scout pro SP2001

pH

Se determinó mediante un potenciómetro digital marca Hanna Instruments, modelo HI 2211

(Association of official analytical chemists. et al., 2006).

Acidez titulable

Se determinó por la metodología (Association of official analytical chemists. et al., 2006)

expresando los datos como porcentaje de ácido tartárico, utilizando la siguiente ecuación:

$$\% = \left(\frac{(\text{ml NaOH})(N\text{NaOH})(P_{\text{meq}})(V_t)}{(P_m)(V_{\text{alícuota}})} \right) 100$$

Donde:

ml NaOH: gasto de hidróxido de sodio (ml)

N NaOH: Normalidad de hidróxido de sodio

P_{meq}: miliequivalentes del ácido tartárico

V_t: Volumen total de la muestra

P_m: Peso de la muestra

V alícuota: Volumen de la alícuota

Solidos solubles totales

Se utilizó por medio de un refractómetro digital marca Atago palette pr-101 expresado en °Brix (Association of official analytical chemists. et al., 2006).

Compuestos bioactivos

Fenoles totales

Se evaluaron por el método de Folin- Ciocalteau (Franco-Bañuelos et al., 2017) de la siguiente manera: se tomaron 250 µL de cada disolución patrón del sobrenadante obtenido de la extracción de los compuestos polifenólicos en la muestra, y se colocaron en matraces aforados de 25 mL. Luego, se añadieron 15 mL de agua destilada y 1,25 mL de reactivo de Folin-Ciocalteau. Después de homogeneizar el contenido se dejó reposar durante 8 minutos en oscuridad. Pasado este tiempo, se adicionaron 3,75 mL de la disolución de carbonato sódico al 7,5 % y se llevó a un volumen de 25 mL con agua destilada. Posteriormente, se homogeneizaron los matraces y se mantuvieron en oscuridad a temperatura ambiente durante 2 horas. Finalmente se midió la absorbancia a 765 nm.

Flavonoides

El contenido total de flavonoides se calculó utilizando el método descrito (Sánchez-Rodríguez et al., 2012) Se tomaron 0.5 ml del extracto y se mezclaron con 2 ml de agua desionizada y 0.15 ml de NaNO₂ al 5%. Después de dejar reposar las muestras en oscuridad durante 5 minutos, se añadió 0.15 ml de AlCl₃ • H₂O al 10% y 1 ml de NaOH 1M. Luego, se dejaron reposar las muestras durante 15 minutos antes de medir la absorbancia a 415 nm. Los datos se expresaron en mg EQ/100 g PF.

Ácido ascórbico

Por medio del método de Klein y Perry con algunas modificaciones, la muestra se mezcló con 10 mL de ácido metafosfórico y se mantuvo en agitación constante a 4°C durante 45 minutos. Posteriormente, se centrifugó a 5000 x g y se tomó 1 mL del sobrenadante. Este sobrenadante se mezcló con ácido 2,6-diclorofenol-indofenol y se midió la absorbancia a 515 nm (Montañó-herrera et al., 2022). Los resultados se expresaron como mg equivalentes de ácido ascórbico por cada 100 g de peso fresco.

Taninos

La determinación de taninos se realizó de acuerdo con la metodología (Feregrino-Pérez et al., 2008) mediante el método de vainillina-ácido sulfúrico. En una placa se añadieron 0.025 mL de extracto de la muestra, 0.15 mL de solución de vainillina y 0.025 mL de ácido sulfúrico al 32 %, y la mezcla se incubó durante 15 minutos a 25 °C en oscuridad. Se utilizó catequina (0-1 mg/mL) para la curva de calibración y el blanco. La absorbancia se midió a 500 nm y la concentración se reportó como mg equivalentes de catequina por cada 100 g de peso fresco.

Taninos hidrolizables

Los taninos hidrolizables se determinaron de acuerdo con el método propuesto por (Willis & Allen, 1998). Se mezcló una muestra conocida del extracto con 5 mL de KIO₃ al 2.5 %. La absorbancia máxima se alcanzó a los 4 minutos, tanto en la solución estándar de ácido tánico como en el extracto, momento en el que la reacción alcanzó su punto óptimo. La absorbancia se midió a 550 nm en un espectrofotómetro. Los resultados se expresaron como mg de ácido tánico por cada 100 g de peso fresco, utilizando una curva de calibración elaborada con concentraciones de ácido tánico entre 100 y 2000 µg/mL.

Carotenoides

Los carotenoides se determinaron de acuerdo con la metodología propuesta por (Fish et al., 2002). En un vial ámbar se agregaron 5 mL de butilhidroxitolueno (BHT) al 0.05 % (p/v) en acetona, 5 mL de etanol al 95 % y 10 mL de hexano. Después, se añadieron 0.1 g de muestra liofilizada y se mezclaron mediante agitación a 180 rpm durante 15 minutos. Posteriormente, se agregaron 3 mL de agua destilada y las muestras se agitaron nuevamente durante 5 minutos. Finalmente, se dejaron en reposo durante 5 minutos a temperatura ambiente. La absorbancia se midió a 508 nm para carotenoides rojos y a 475 nm para carotenoides amarillos (espectrofotómetro UV-Vis, Jenway, 6715, EUA). Los resultados se expresaron como carotenoides totales en μg por cada 100 g de peso fresco ($\mu\text{g}/100 \text{ g PF}$).

Clorofila

El contenido de clorofila a, clorofila b y clorofila total se determinó de acuerdo con la metodología descrita por (Feung et al., 1971). Para la preparación de la muestra se utilizó acetona al 80 %. La absorbancia se midió a 645 y 663 nm (espectrofotómetro UV-Vis, Jenway, 6715, EUA). Los resultados se expresaron en μg de clorofila por cada 100 g de peso fresco ($\mu\text{g}/100 \text{ g PF}$).

Actividad antioxidante no enzimática

DPPH (2,2-difenil-1-picrihidrazilo)

La capacidad antioxidante se evaluó mediante el método DPPH, siguiendo el protocolo propuesto por (Brand-Williams et al., 1995). En primer lugar, se preparó una solución etanólica de DPPH con una concentración de $6 \times 10^{-5} \text{ M}$, que se agitó constantemente durante 2 horas en

completa oscuridad. Luego, se añadió una cantidad conocida de esta solución al sobrenadante de la muestra, seguido de una breve agitación durante 15 segundos. La mezcla resultante se dejó reposar en oscuridad a 4°C durante 1 hora. Finalmente, se midió la absorbancia a 517 nm utilizando un espectrofotómetro UV-Vis (Jenway, 6715, EUA).

ABTS⁺ [2,2'-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)]

La capacidad antioxidante utilizando el radical *ABTS*⁺ fue evaluada siguiendo el procedimiento descrito por (Re et al., 1999). Se generó el radical *ABTS*⁺ combinando una solución de *ABTS*⁺ 7 mM con persulfato de potasio 2.45 mM. Esta mezcla se mantuvo en agitación constante a temperatura ambiente y en completa oscuridad durante 16 horas. Luego, la mezcla se diluyó en metanol absoluto hasta alcanzar una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a 734 nm utilizando un espectrofotómetro UV/Visible (modelo 6715, Jenway, Techne Inc., EUA).

Actividad antioxidante enzimática

Superóxido dismutasa

La capacidad antioxidante a través de la superóxido dismutasa fue evaluada según el método propuesto por (Balois-Morales et al., 2007). Se inició mezclando una muestra fresca conocida con 5 mL de una solución extractora de buffer de fosfatos a pH 7.8 y concentración 0.05 M. Posteriormente, la mezcla se centrifugó a $10,000 \times g$ durante 15 minutos a 4 °C. La combinación utilizada para determinar la actividad de la SOD incluyó el sobrenadante, buffer de fosfatos a pH 7.8 (0.05 M), EDTA (0.1 mM), L-metionina (12 mM), NBT (0.075 mM) y riboflavina (0.002 mM). Esta mezcla se expuso a una lámpara fluorescente de 20 vatios durante 15 minutos, tras lo cual se midió la absorbancia a 560 nm.

Catalasa

La actividad de la catalasa se determinó utilizando el método descrito por (Proietti et al., 2013). Se añadió una solución tampón de fosfato de sodio a 25 mM, con un pH de 7.8, a una muestra liofilizada. Posteriormente, esta mezcla se centrifugó a $10.000 \times g$ a 4 °C durante 15 minutos. La mezcla de reacción estuvo compuesta por buffer de fosfatos 25 mM a pH 7.8, extracto enzimático (sobrenadante), EDTA 0.8 mM, y H₂O₂ a 20 mM. Se registró el cambio de absorbancia a 240 nm durante un periodo de 3 minutos. Los resultados obtenidos se expresaron en unidades internacionales por miligramo de proteína (U mg⁻¹ de proteína).

Ascorbato peroxidasa

La actividad se determinó mediante el método propuesto por Proietti et al. (2013). Para extraer la enzima, se utilizó un buffer de potasio de 50 mM a pH 7.0, que se combinó con una muestra liofilizada conocida y luego se centrifugó a $12\,000 \times g$ durante 20 minutos a 4 °C. Para la reacción, se mezclaron el buffer de potasio (50 mM, pH 7.0), ascorbato sódico (10 mM), el extracto enzimático y H₂O₂ (30 mM). Se observó el cambio de absorbancia a 290 nm durante 2 minutos a 25 °C utilizando un espectrofotómetro (modelo 6715 UV/Visible, Jenway, Techne Inc., EUA). La actividad de la ascorbato peroxidasa se calculó utilizando el coeficiente de extinción molar del ascorbato de 2.8 mM⁻¹ cm⁻¹. Los resultados se expresaron como unidades internacionales por gramo de proteína (U mg⁻¹ de proteína).

Guayacol peroxidasa

La determinación de la actividad de la peroxidasa se llevó a cabo mediante la oxidación del guayacol a tetraguayacol, siguiendo el protocolo descrito por (Vanegas Cano et al., 2022). La mezcla de reacción contenía un buffer de fosfatos a 100 mM y pH 5.0, guayacol a 40 mM,

peróxido de hidrógeno (H_2O_2) a 40 mM y el extracto enzimático. La formación de tetraguayacol se monitoreó cada 10 segundos durante un periodo de 3 minutos a una longitud de onda de 470 nm. Los resultados se expresaron en unidades internacionales por gramo de proteína (U mg^{-1} de proteína).

Polifenol oxidasa

La actividad de la polifenol oxidasa se determinó de acuerdo con el método propuesto por (Vanegas Cano et al., 2022). Para la reacción, se mezcló una muestra conocida del sobrenadante con 2.2 mL de catecol a 100 mM en buffer de fosfatos de sodio a 100 mM a pH 6.5. La actividad se siguió mediante la oxidación del catecol a o-diquinona a una longitud de onda de 470 nm durante 3 minutos. Los resultados se expresaron en unidades internacionales por miligramo de proteína (U mg^{-1} de proteína).

Marcadores de estrés oxidativo

Peróxido de hidrógeno (H_2O_2)

Se cuantificó con el método descrito por (Junglee et al., 2014). Usando una solución de extracción-reacción, se combinó una muestra liofilizada con un buffer de fosfatos de sodio a 10 mM y pH 7, ácido tricloroacético al 0.1%, y yoduro de potasio al 1 M. Esta mezcla se sometió a un baño ultrasónico (modelo 08895-09, Cole-Parmer, EUA) durante 10 minutos a una frecuencia de 40 kHz, luego se centrifugó a 10000 x g durante 10 minutos. Las muestras se dejaron reaccionar durante 20 minutos a temperatura de incubación de 20-22 °C, tras lo cual se midieron las absorbancias a una longitud de onda de 390 nm. Los resultados obtenidos se expresaron en nanomoles de H_2O_2 por gramo de peso fresco (nmol g^{-1} PF).

Peroxidación lipídica

La evaluación se llevó a cabo mediante la cuantificación de la concentración de malondialdehído (MDA), siguiendo el método que se describe Pasquariello et al., (2015) con algunas adaptaciones. Se mezclaron muestras liofilizadas conocidas con ácido tricloroacético al 10% (p/v). Esta solución se calentó en un baño de agua en ebullición durante 10 minutos, luego se enfrió a temperatura ambiente y se centrifugó a $15\,000 \times g$ durante 10 minutos a 4 °C. El sobrenadante resultante se combinó con una solución de ácido tricloroacético al 15% y con 0.5% de ácido tiobarbitúrico ($C_4H_4N_2O_2S$). La absorbancia se midió a 535 nm. La concentración de MDA se calculó utilizando el coeficiente de extinción molar de $1.56\text{ mM}^{-1}\text{ cm}^{-1}$. Los resultados obtenidos se expresaron en micromoles de malondialdehído por gramo de peso fresco ($\mu\text{mol MDA g}^{-1}\text{ PF}$).

4.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con tres repeticiones por cada tratamiento de quitosano y de níquel. Los datos se analizaron con el programa estadístico SAS para Windows, versión 9.4. Se compararon las medias mediante la prueba de comparación múltiple de Tukey, con un nivel de significancia de $p \leq 0.05$.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Longitud, diámetro y peso

Se observaron diferencias significativas en peso, longitud y diámetro del fruto de uva, excepto en la longitud del fruto con aplicaciones de níquel a 60, 90 ppm y con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 60 ppm (Cuadro 1). Los frutos de uva de las plantas con la aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 90 ppm presentaron los valores más altos, con 3.8 % en longitud, 8.0 % en diámetro y 9.3 % en peso con respecto a los frutos de las plantas sin aplicación de quitosano y sin aplicación de níquel. Esto puede deberse a que las aplicaciones foliares de níquel y quitosano favorecieron el crecimiento y desarrollo de los frutos. La interacción de estos compuestos puede contribuir a un aumento de la absorción de nutrientes y a una mejor respuesta fisiológica de las plantas, lo que se traduce en un mayor tamaño y peso de las uvas. En un estudio previo se evaluó el crecimiento de plantas de tomate mediante la aplicación de quitosano, y se observó que se promovió el crecimiento de las plantas al aumentar su altura en comparación con la dosis más baja de quitosano (Reyes-Pérez et al., 2020). El níquel puede actuar como un cofactor que potencia la actividad de ciertas enzimas involucradas en el metabolismo del nitrógeno, lo que facilita el crecimiento de los frutos (Hosseini & Khoshgoftarmanesh, 2013).

Cuadro 1. Longitud, diámetro y peso en frutos de uva variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación de níquel y quitosano

Quitosano y Níquel	Longitud (mm)	Diámetro (mm)	Peso (g)
Control	14.04 ± 0.95 ^{ab}	13.60 ± 0.90 ^{bcd}	2.16 ± 0.26 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm	13.27 ± 0.95 ^c	13.01 ± 0.81 ^d	1.85 ± 0.14 ^c
Níquel 60 ppm	13.57 ± 1.01 ^{bc}	13.54 ± 0.92 ^{cd}	2.02 ± 0.26 ^{bc}
Níquel 90 ppm	13.78 ± 1.06 ^{bc}	14.19 ± 1.00 ^{ab}	2.18 ± 0.28 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	13.72 ± 1.05 ^{bc}	14.00 ± 0.62 ^{bc}	2.11 ± 0.25 ^b
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	14.57 ± 0.67 ^a	14.69 ± 0.62 ^a	2.36 ± 0.29 ^a

Los valores se presentan como media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

Color

En la figura 1, se presentan los parámetros de color, croma y ángulo hue, y no se observaron diferencias significativas en los frutos de uva por la aplicación de quitosano y níquel en las diferentes concentraciones. El ángulo hue presentó un promedio de 174.42°, un valor que ubica a los frutos de uva en la gama de los colores verdes. La ausencia de diferencias en croma y ángulo hue indicó que la aplicación foliar de níquel y quitosano no modificó la tonalidad ni la saturación del color externo, lo que resulta favorable en uva destinada a vinificación porque se conservó la apariencia característica de la variedad sin signos visibles de fitotoxicidad.

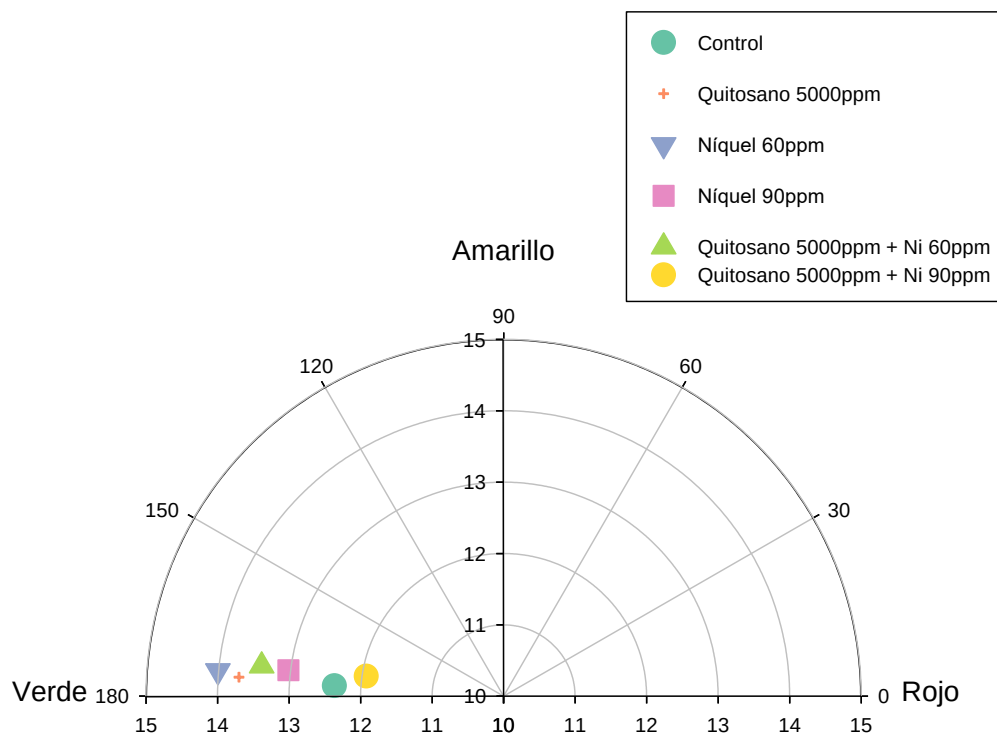


Figura 1. Croma y ángulo hue en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación foliar de níquel y quitosano. Los valores se presentan como media $\pm$ desviación estándar (n = 9).

Se observaron diferencias significativas en los valores de L^* , excepto entre los frutos de las plantas sin aplicación de quitosano y sin aplicación de níquel, níquel 60 ppm y quitosano 5000 ppm + níquel 90 ppm y entre los frutos de las plantas con aplicación de quitosano 5000 ppm y quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm (Cuadro 2). Los valores más altos del parámetro L^* se observaron en los frutos de uva con aplicación de Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm, lo cual indica que presentaron mayor brillantez.

Con respecto a los valores de a^* , se observaron diferencias significativas, pero no entre los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm y níquel 60 ppm y los valores más altos se observaron en los frutos de las plantas con aplicación de níquel 90 ppm, quitosano 5000

ppm + níquel 60 ppm y quitosano 5000 ppm + níquel 90 ppm y no se observaron diferencias significativas entre ellos, estos frutos presentaron una coloración más verde.

Cuadro 2. Color en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por efecto de la aplicación de níquel y de quitosano.

Quitosano y Níquel	Parámetros de color		
	L*	a*	b*
Control	38.71 ± 10.63 ^{ab}	-0.75 ± 1.28 ^a	12.40 ± 1.32 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm	39.64 ± 2.44 ^a	-0.98 ± 0.99 ^{ab}	13.60 ± 2.32 ^a
Níquel 60 ppm	39.20 ± 3.48 ^{ab}	-1.24 ± 1.43 ^{ab}	13.40 ± 2.19 ^a
Níquel 90 ppm	36.70 ± 9.47 ^b	-1.56 ± 1.29 ^b	13.20 ± 1.66 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	39.78 ± 2.39 ^a	-1.67 ± 0.58 ^b	13.33 ± 1.94 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	38.90 ± 2.12 ^{ab}	-1.71 ± 0.85 ^b	11.85 ± 3.40 ^b

Los valores se presentan como media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

pH, sólidos solubles totales (°Brix), acidez titulable

En relación al pH se observaron diferencias significativas pero no entre los frutos de las plantas de uva sin aplicación de quitosano y níquel, con aplicación de níquel 60 ppm y Quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm y entre los frutos de níquel 90 ppm y quitosano 5000 ppm + níquel 90 ppm (Cuadro 3). Se observa la relación entre el níquel y el quitosano, esto debido a que al disminuir la cantidad de ácidos orgánicos el pH tiende a subir, así como se puede apreciar en ellos frutos de las plantas con aplicación de níquel 90 ppm en los cuales se mantuvo un pH de 3.63 y 1.46% de ácido tartárico.

Con respecto al pH, se ha reportado que los valores esperados para obtener un vino de calidad oscilan entre 3 y 4 (Suárez, 2021), lo cual coincide con los valores obtenidos en esta investigación, que se sitúan entre 3.29 y 3.63. El níquel puede aumentar el pH en frutos no

climatéricos al influir en el metabolismo de ácidos orgánicos, mejorar la transpiración y la absorción de nutrientes (Taghipour et al., 2024).

Los cambios en el contenido de sólidos solubles totales en los frutos de uva por la aplicación foliar de quitosano y níquel a distintas concentraciones se muestran en el cuadro 3, donde se observaron diferencias significativas excepto en los frutos de las plantas sin aplicación de quitosano y níquel, Quitosano 5000 ppm y Quitosano 5000 ppm + níquel 90 ppm con 22.61 °Bx. El contenido de sólidos solubles mayor se observó en los frutos de uva de las plantas con aplicación de Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm. Al respecto se ha reportado en uva destinada para vinificación de 20 a 24 °Brix, y únicamente los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel 60 ppm y de quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm alcanzaron dicho intervalo. Los frutos de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm mostraron los valores más bajos; esto puede ser debido a que el níquel a esta concentración generó cierto nivel de toxicidad, lo que pudo haber interferido directamente con la acumulación de sólidos solubles totales (Parwez et al., 2021). Por otro lado, los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel 60 ppm presentaron una mayor concentración, lo que puede indicar que el níquel a esta concentración es ideal para su acumulación (Parwez et al., 2021) y que el quitosano pudo haber actuado como un elicitor para el mejor aprovechamiento de este micronutriente (Bautista-Baños et al., 2017)

Con respecto al contenido de acidez titulable, se observaron diferencias significativas excepto en los frutos de uva de las plantas sin aplicación de quitosano y níquel y con aplicación de Níquel 60 ppm. Los valores más altos se observaron en los frutos de uva de las plantas con aplicación de Quitosano 5000 ppm, Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm y Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm y no se observaron diferencias significativas entre ellos.

Al respecto el quitosano pudo haber actuado como fitoprotector en el antagonismo del níquel. Puede apreciarse que al aplicar níquel en una cantidad más elevada se reduce la síntesis de ácidos orgánicos, específicamente del ácido tartárico, lo que se traduce en una disminución de su producción. Es importante destacar que factores como la temperatura, la luz solar y la disponibilidad de agua pueden influir en la síntesis de ácido tartárico (Molina, 2023).

Cuadro 3. Efecto del pH, °Bx (sólidos solubles totales) y de la acidez titulable en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por la aplicación de níquel y quitosano.

Quitosano y Níquel	pH	°Bx (%)	Acidez titulable (%)
Control	3.41 ± 0.07 ^{ab}	17.20 ± 0.89 ^c	1.55 ± 0.07 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm	3.29 ± 0.24 ^b	18.57 ± 0.72 ^c	1.54 ± 0.07 ^a
Níquel 60 ppm	3.45 ± 0.09 ^{ab}	21.10 ± 1.55 ^b	1.57 ± 0.09 ^{ab}
Níquel 90 ppm	3.63 ± 0.34 ^a	15.79 ± 0.79 ^d	1.46 ± 0.09 ^b
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	3.54 ± 0.12 ^{ab}	22.61 ± 1.01 ^a	1.62 ± 0.08 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	3.58 ± 0.15 ^a	17.67 ± 0.57 ^c	1.58 ± 0.07 ^a

Los valores se presentan como media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

Compuestos bioactivos

En el Cuadro 4 se observó que la acumulación de carotenoides totales en los frutos de uva de las plantas sin aplicación de quitosano y níquel fue mínima. La aplicación de quitosano a 5000 ppm produjo un incremento moderado de 17 % respecto al testigo. El níquel incrementó su contenido en 44 % (60 ppm) y 63 % (90 ppm) respecto al testigo, mientras que la combinación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 60 ppm registró la mayor acumulación, con un incremento de 131 %; este comportamiento se explica por la participación del níquel en el metabolismo del

nitrógeno mediante la activación de la ureasa (Bunea et al., 2012). Una mayor disponibilidad de nitrógeno estimula la síntesis de pigmentos, dado que la formación de carotenoides y clorofilas depende de los mismos intermediarios metabólicos y de los recursos energéticos celulares (Reyes-Pérez et al., 2020).

Se observaron diferencias significativas en el contenido de clorofila a, clorofila b y clorofila total en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' por la aplicación foliar de quitosano y níquel a distintas concentraciones (Cuadro 4). El contenido de clorofila a en los frutos de uva con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm y de níquel 60 ppm fueron los que presentaron los mayores valores, con incrementos de 74 % y 73 % respecto al testigo. La clorofila a es el pigmento principal de la fotosíntesis, ya que convierte la energía lumínica en energía química, utilizada para el crecimiento de la planta (Medina-Velo et al., 2017). Por esta razón, se considera un pigmento activo.

Para el contenido de clorofila b, se observó la menor concentración en los frutos de uva de las plantas sin aplicación de quitosano y níquel, mientras que en los frutos de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm y de quitosano a 5000 ppm + níquel a 60 ppm se incrementó en un 120 % respecto a este. En este sentido se menciona que la clorofila b es la que se encarga de absorber la luz en longitudes de onda distintas a la clorofila a y de transferir esa energía a esta última. Por su función de apoyo, se considera un pigmento accesorio y forma parte de las antenas colectoras, que mejoran la captación de luz (Tanaka & Tanaka, 2011).

En el contenido de clorofila total, es la cantidad total de pigmentos fotosintéticos presentes en el fruto, obtenido como la suma de la clorofila a y la clorofila b (Tanaka & Tanaka, 2011). Los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm y de quitosano a 5000 ppm + níquel a 60 ppm fueron los que presentaron el mayor contenido, con incrementos de 84 % y 92

% respecto al testigo, respectivamente. Esto puede deberse a que el níquel participa en funciones fisiológicas como la eficiencia fotosintética (Hernández-López et al., 2020) por lo que puede mejorar la acumulación de clorofila en frutos (Kondak et al., 2024), puede proteger contra el estrés oxidativo ayudando a estabilizar los pigmentos fotosintéticos y el quitosano puede inducir la síntesis de clorofila y carotenoides mediante la estimulación de genes fotosintéticos, mejorar la absorción de nutrientes y modular la senescencia del fruto (Reyes-Pérez et al., 2020).

El contenido de ácido ascórbico en los frutos de uva fue mayor con la aplicación de quitosano y níquel en sus diferentes concentraciones respecto al testigo, lo que evidenció una respuesta muy marcada de la ruta de biosíntesis de la vitamina C con la aplicación foliar. Los frutos de uva de las plantas con aplicación foliar de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm presentaron el mayor contenido, lo que puede deberse a que el quitosano favorece la disponibilidad y el aprovechamiento de nutrientes en las plantas (Costales-Menéndez et al., 2021). Sin embargo, los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm + quitosano a 5000 ppm presentaron una concentración menor, aunque superior a la del testigo, esto se puede deber a que el níquel a esta concentración pudo haber provocado algún tipo de estrés oxidativo que puede inhibir enzimas que convierten la glucosa en ácido ascórbico afectando su disponibilidad (De Jesús Rodríguez-Jiménez et al., 2016).

Cuadro 4. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre los compuestos bioactivos de uvas de la variedad 'Saint-Émilion'.

Tratamientos	Carotenoides totales (µg/100g PF)	Clorofila a (µg/100g PF)	Clorofila b (µg/100g PF)	Clorofila total (µg/100g PF)	Ácido Ascórbico (mg/100g PF AA)
Control	27.47 ± 11.25 ^c	36.34 ± 17.77 ^b	23.10 ± 8.41 ^c	59.44 ± 25.82 ^b	7.47 ± 1.44 ^c
Quitosano 5000 ppm	32.08 ± 5.79 ^{bc}	42.26 ± 11.85 ^b	41.46 ± 8.11 ^{abc}	83.72 ± 12.24 ^{ab}	88.18 ± 8.78 ^b
Níquel 60 ppm	39.5 ± 5.35 ^{bc}	62.97 ± 15.71 ^a	32.74 ± 4.44 ^{bc}	95.72 ± 19.58 ^{ab}	62.59 ± 11.75 ^d
Níquel 90 ppm	44.76 ± 8.8 ^b	58.53 ± 13.89 ^{ab}	50.88 ± 15.85 ^a	109.41 ± 29.51 ^a	79.91 ± 10.34 ^{bc}
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	63.59 ± 19.57 ^a	63.34 ± 16.76 ^a	50.8 ± 14.77 ^a	114.14 ± 30.11 ^a	105.65 ± 12.94 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	43.28 ± 14.77 ^b	51.61 ± 18.14 ^{ab}	48.85 ± 24.21 ^{ab}	100.45 ± 42.3 ^{ab}	72.43 ± 14.57 ^{cd}

Los valores se presentan como media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

Actividad antioxidante no enzimática

Se observaron diferencias significativas en el contenido de fenoles totales de los frutos de uva de las plantas con aplicación foliar de quitosano y níquel a distintas concentraciones (Cuadro 5). Los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm presentaron el contenido más alto de fenoles totales, con el 225 % respecto al testigo, esto puede deberse a que el estrés provocado por la aplicación del níquel en concentraciones adecuadas puede activar vías metabólicas que aumentan la producción de antioxidantes y compuestos fenólicos (Sobati-Nasab et al., 2021).

En el contenido de flavonoides de los frutos de uva de las plantas con aplicación foliar de quitosano y níquel a distintas concentraciones, se observaron diferencias significativas (Cuadro 5). La interacción entre estos compuestos puede provocar cambios en la concentración de flavonoides (Apáez-Barrios et al., 2019). Al respecto el níquel puede actuar como un micronutriente esencial; participa en rutas metabólicas y procesos de fijación, como el del nitrógeno, que pueden mejorar la eficiencia fisiológica de la planta y, con ello, favorecer la síntesis de compuestos fenólicos (Gabriel et al., 2015). No obstante, el quitosano puede actuar como un elicitador natural que, al simular condiciones de estrés reguladas, induce en la planta la síntesis de compuestos fenólicos (Bautista-Baños et al., 2017).

La composición química de los taninos puede diferir tanto cualitativamente como cuantitativamente entre distintas especies de plantas y de frutos. Si bien ciertos taninos se encuentran de forma común en diversos vegetales, algunos son propios de determinados frutos o exclusivos de especies vegetales específicas, por ejemplo, en las uvas (Vázquez-Flores & Alma A, 2012).

Las plantas y los frutos tienen la capacidad de almacenar taninos en todas sus partes, como en semillas, frutos, madera, raíces y hojas. En condiciones ordinarias, los taninos vegetales constituyen entre el 2 % y el 7 % del peso fresco de la planta, lo que incluye la suma de los distintos tipos de tanino presentes. Sin embargo, esta proporción puede aumentar cuando la planta está bajo estrés, por ejemplo, debido a la infección por patógenos (Haslam, 2007).

En el contenido de taninos hidrolizables por la aplicación de quitosano y níquel a distintas concentraciones destacó que la mayor cantidad de taninos se encontró en el tratamiento testigo (sin aplicación de quitosano y níquel) y en los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano y níquel en las diferentes concentraciones disminuyó entre 75 % y 85 % respecto al testigo, sin un patrón asociado a la dosis, lo que puede deberse a una interacción entre estos compuestos en el metabolismo fenólico de la planta y sus respuestas de defensa, estimulando los sistemas antioxidantes de las plantas, actuando como reguladores de la respuesta frente al estrés oxidativo (Singh et al., 2013). El quitosano tiene la capacidad de activar las respuestas de ciertas enzimas, lo que refuerza la capacidad de defensa frente a condiciones bióticas y abióticas (De Bona et al., 2021). Asimismo, el níquel puede actuar de manera similar, induciendo una actividad antioxidante compensatoria y reduciendo el daño oxidativo (Yan et al., 2008). En conjunto, estos efectos reducen la necesidad de que la planta produzca taninos hidrolizables como defensa, ya que la actividad antioxidante se mantiene gracias a la acción de las enzimas y de compuestos fenólicos que pudieron ser estimulados (Gajewska & Skłodowska, 2007).

En cuanto a los taninos condensados, su comportamiento fue inverso al de los hidrolizables. Los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm y con quitosano a 5000 ppm incrementaron su acumulación en 239 % y 177 % respecto al testigo, respectivamente, mientras que en los frutos de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 90 se redujo,

al 12 % por debajo del testigo. Esta diferencia sugiere que ambos grupos de taninos siguen rutas metabólicas fenólicas distintas y que la dosis más alta de la aplicación conjunta deja de favorecer su acumulación.

La actividad antioxidante in vitro en frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' tras la aplicación foliar de quitosano y níquel a distintas concentraciones se presenta en el cuadro 5. Para el radical DPPH, los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + Ni 60 ppm, presentaron la mayor actividad, mientras que para el ensayo ABTS fueron los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm y superó al testigo en 145 %, esto sugiere que la mejora de la actividad antioxidante no enzimática in vitro dependió del ensayo y de la dosis, ya que el quitosano 5000 ppm combinado con níquel 60 ppm favoreció la captación del radical DPPH y el níquel a 90 ppm aplicado de forma individual la del ABTS, el aumento observado podría estar relacionado con una mayor concentración de flavonoides y polifenoles (Sobati Nasabet al., 2021), junto con una mejor retención de clorofilas y carotenoides. Asimismo, en DPPH, esto favorecería la capacidad antioxidante (Tan et al., 2025) mientras que en ABTS mejoraría la neutralización de radicales (Kuskoski et al., 2004).

Cuadro 5. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre los compuestos bioactivos y la actividad antioxidante en uva blanca 'Saint-Émilion' en 100 gramos de peso fresco

Tratamientos	Fenoles (mg EAG/100g PF)	Flavonoides (mg EQ/100g PF)	Taninos Condensados (mg EC/100g PF)	Taninos hidrolizables (mg EAT/100g PF)	DPPH (μ mol Trolox/100g PF)	ABTS (μ mol Trolox/100g PF)
Control	206.36 $\pm$ 70.91 ^c	354.11 $\pm$ 42.22 ^b	3.02 $\pm$ 0.77 ^{bc}	8.44 $\pm$ 2.04 ^{bc}	2571.85 $\pm$ 838.6 ^c	11724.19 $\pm$ 2366.09 ^c
Quitosano 5000 ppm	457.97 $\pm$ 74.18 ^b	553.69 $\pm$ 57.37 ^a	8.38 $\pm$ 1.14 ^a	1.54 $\pm$ 0.18 ^{bc}	3646.83 $\pm$ 223.01 ^{ab}	17192.51 $\pm$ 1856.76 ^b
Níquel 60 ppm	247.54 $\pm$ 52.3 ^c	591.17 $\pm$ 13.61 ^a	4.9 $\pm$ 1.16 ^b	1.67 $\pm$ 0.33 ^b	3188.55 $\pm$ 498.08 ^{bc}	13564.57 $\pm$ 1741.57 ^{bc}
Níquel 90 ppm	444.05 $\pm$ 181.83 ^b	546.59 $\pm$ 97.13 ^a	10.24 $\pm$ 2.69 ^a	2.11 $\pm$ 0.57 ^a	3709.12 $\pm$ 1137.54 ^{ab}	28762.09 $\pm$ 3391.09 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	671.06 $\pm$ 91.74 ^a	202.97 $\pm$ 54.83 ^c	5.98 $\pm$ 2.62 ^b	1.49 $\pm$ 0.26 ^{bc}	4064.5 $\pm$ 163.29 ^a	24722.59 $\pm$ 6246.01 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	266.91 $\pm$ 109.47 ^c	176.02 $\pm$ 22.44 ^c	2.65 $\pm$ 0.66 ^c	1.27 $\pm$ 0.06 ^c	3498.06 $\pm$ 597.32 ^{ab}	14596.58 $\pm$ 4003.39 ^{bc}

Los valores son la media $\pm$ desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

Actividad del sistema antioxidante enzimático

El cuadro 6 presenta los valores de la actividad del sistema antioxidante enzimático, para la actividad antioxidante enzimática del superóxido dismutasa. Cabe destacar que los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 60 ppm presentaron la mayor actividad. En este sentido la superóxido dismutasa (SOD) constituye la primera barrera de defensa antioxidante en las células vegetales, ya que convierte las especies reactivas de oxígeno (ROS) en peróxido de hidrógeno y oxígeno molecular (Peralta-Pérez & Volke-Sepúlveda, 2011b). En este contexto, la aplicación foliar de níquel junto con quitosano, funcionó como una señal bioquímica que indujo un estrés controlado en las plantas. Este estrés, sin alcanzar niveles dañinos, promovió la activación del sistema enzimático antioxidante.

Con respecto a la enzima catalasa, se observó que los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm, quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm y quitosano 5000 ppm, presentaron la mayor actividad, sin diferencias significativas entre ellos. El incremento en la actividad de la catalasa (CAT) tras la aplicación foliar indica que estos compuestos favorecen la respuesta antioxidante sin generar un estrés significativo en la planta. En contraste, la disminución de la actividad en los frutos de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel a 90 ppm podría estar relacionada con un estrés oxidativo elevado, que habría sobrepasado la capacidad del sistema de defensa o comprometido la estabilidad de la enzima (Parvez et al., 2021).

Para la enzima ascorbato peroxidasa (APX,) se observó que los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm y con aplicación de níquel a 90 ppm presentaron una mayor actividad, sin diferencias estadísticas entre ellos, esto puede relacionarse con que la APX, al igual que la CAT, elimina el H_2O_2 , pero a través del ciclo del ascorbato-

glutación (De La Cruz et al., 2012), utilizando ascorbato como sustrato. Su actividad es mayor bajo estrés moderado, pero puede inhibirse si el estrés es excesivo. A diferencia de la CAT, que se encuentra en peroxisomas, la APx actúa en cloroplastos y mitocondrias, lo que influye en su respuesta al níquel y quitosano (Peralta-Pérez & Volke-Sepúlveda, 2011b).

Esta enzima es clave en la detoxificación del peróxido de hidrógeno (H_2O_2) en las plantas, de manera similar a la CAT. Sin embargo, la APX utiliza ascorbato como donante de electrones en lugar de descomponer directamente el H_2O_2 (Anjum et al., 2016).

La manera en que la SOD actúa es convertir el radical superóxido en peróxido de hidrógeno, que luego es eliminado por la catalasa y la ascorbato peroxidasa. Si la actividad de CAT y APX aumenta con la aplicación de quitosano y níquel, la acumulación de H_2O_2 se reduce, lo que podría disminuir la necesidad de SOD. En otras palabras, la planta podría redistribuir la actividad antioxidante hacia APX y CAT, reduciendo la expresión o la actividad de SOD (Manna et al., 2021).

La actividad de la enzima guayacol peroxidasa (GPX) fue mayor en los frutos de uva de las plantas con aplicación de níquel a 90 ppm. La GPx utiliza el peróxido de hidrógeno como sustrato, oxidando los compuestos fenólicos para reducir las ROS, esta participa en la polimerización de la lignina, reforzando la pared celular ante el estrés mecánico y posibles patógenos (Alexander et al., 2006), su acción se realiza en conjunto con la CAT y la APX, pero a bajos niveles de H_2O_2 en la pared celular, vacuola y apoplasto (Peralta-Pérez & Volke-Sepúlveda, 2011). Nuevamente el estrés que pudo haber provocado el quitosano generó una alerta en la planta lo que pudo haber provocado mayor reacción de la GPX, debido a que este polímero genera una señal de estrés oxidativo que puede estimular la activación de las rutas de defensa de la planta como lo puede ser el sistema antioxidante enzimático (Serrano et al., 2022).

En relación a la enzima polifenol oxidasa (PPO), se observó una mayor actividad en los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm. En este sentido la función de esta enzima en el sistema antioxidante es catalizar la oxidación de compuestos fenólicos en quinonas para que después estas quinonas puedan reaccionar con radicales libres para neutralizar a las ROS (Taranto et al., 2017). La aplicación de quitosano puede generar estrés oxidativo, esto actúa como señal para que las plantas activen los mecanismos de defensa antioxidante, bajo estas condiciones de estrés, la PPO tiende a incrementarse, con esto se potencia la oxidación de fenoles para así reducir las ROS generadas por el estrés (Singh et al., 2019).

Cuadro 6. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre la actividad enzimática en uva de la variedad 'Saint-Émilion'.

Tratamientos	Catalasa (U mg ⁻¹ proteína)	Superóxido dismutasa (U mg ⁻¹ proteína)	Ascorbato peroxidasa (U mg ⁻¹ proteína)	Guayacol peroxidasa (U mg ⁻¹ proteína)	Polifenol oxidasa (U mg ⁻¹ proteína)
Control	10.46 ± 2.15 ^d	6.59 ± 4.79 ^b	231.74 ± 88.14 ^c	453.15 ± 84.81 ^c	0.65 ± 0.66 ^d
Quitosano 5000 ppm	300.07 ± 86.21 ^a	9.59 ± 3.31 ^a	5875.63 ± 1861.09 ^a	12417.68 ± 3871.16 ^{ab}	15.14 ± 7.27 ^{ab}
Níquel 60 ppm	167.37 ± 86.55 ^b	3.5 ± 1.26 ^{bc}	3166.2 ± 1225.03 ^b	7062.92 ± 4312.85 ^a	10.33 ± 5.21 ^{bc}
Níquel 90 ppm	340.64 ± 144.35 ^a	10.33 ± 3.74 ^a	6885.88 ± 3610.33 ^a	14028.15 ± 6107.58 ^a	17.12 ± 8.1 ^{ab}
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	330.06 ± 155.68 ^a	11.01 ± 3.35 ^a	7104.9 ± 3772.83 ^a	13892.92 ± 7377.38 ^a	23.84 ± 10.89 ^a
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	28.56 ± 24.65 ^c	2.09 ± 1.96 ^c	163.14 ± 124.98 ^d	487.08 ± 613.39 ^c	6.38 ± 9.14 ^c

Los valores son la media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

Marcadores de estrés oxidativo

Los marcadores de estrés oxidativo que se muestran en el cuadro 7, el peróxido de hidrógeno, que como se ha mencionado anteriormente es utilizado por las enzimas como un sustrato para poder oxidar otros compuestos y así poder disminuir las ROS, en este parámetro los frutos de uva de las plantas con aplicación de Quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm presentaron los valores más altos, esto puede relacionarse en el sentido de que cuando los valores de H_2O_2 son elevados puede significar que la planta está bajo estrés y una acumulación de este puede causar daño a las células al oxidar las membranas (de Paula Correia et al., 2024), la aplicación conjunta de quitosano y níquel podría estar generando este estrés, ya que los tratamientos combinados registraron los valores más altos de peróxido de hidrógeno.

Con respecto a la peroxidación lipídica, los frutos de uva de las plantas que presentaron más daño oxidativo fue el testigo sin aplicación de quitosano y níquel. Al respecto este tipo de marcador oxidativo es un proceso que afecta principalmente los lípidos de la membrana celular causado principalmente por la acumulación de ROS; los radicales libres atacan los ácidos grasos en los fosfolípidos presentes en la membrana celular y esto genera compuestos secundarios como lo es el malondialdehído (MDA) que es el marcador de daño celular, como consecuencia puede generar alteraciones de la fluidez de la membrana lo que afecta a la absorción de nutrientes, pérdida de la textura del fruto y afectaciones de la calidad organoléptica del fruto (Davey et al., 2005).

Aunque los tratamientos combinados de quitosano y níquel registraron los valores más altos de peróxido de hidrógeno, también presentaron la menor peroxidación lipídica. Esto indica que el H_2O_2 acumulado no alcanzó niveles citotóxicos y actuó principalmente como molécula señal

que activó el sistema antioxidante enzimático, sin comprometer la integridad de las membranas celulares.

En conjunto, los resultados indican que la aplicación foliar de quitosano 5000 ppm + níquel 60 ppm incrementaron los sólidos solubles totales, el ácido ascórbico, los fenoles totales y la actividad de superóxido dismutasa y catalasa, y redujo la peroxidación lipídica respecto al testigo. El aumento de la dosis de níquel a 90 ppm en la mezcla no mejoró estos parámetros y en varios casos los disminuyó, lo que sugiere que el efecto del níquel es dependiente de la dosis y que por encima de 60 ppm predomina un componente de estrés oxidativo sobre el efecto bioestimulante.

Cuadro 7. Efecto de la aplicación de níquel y quitosano sobre marcadores de estrés oxidativo en uva de la variedad 'Saint-Émilion'

Tratamientos	Peróxido de Hidrógeno (nmol g ⁻¹ PF)	Peroxidación lipídica (μmol MDA g ⁻¹ PF)
Control	556.92 ± 220.90 ^b	46.86 ± 11.92 ^a
Quitosano 5000 ppm	572.16 ± 581.45 ^b	15.89 ± 13.2 ^b
Níquel 60 ppm	171.18 ± 113.4 ^b	3.01 ± 0.89 ^c
Níquel 90 ppm	246.31 ± 169.83 ^b	2.65 ± 0.96 ^c
Quitosano 5000 ppm + Ni 60 ppm	1463.29 ± 575.75 ^a	1.52 ± 0.58 ^c
Quitosano 5000 ppm + Ni 90 ppm	1306.36 ± 618.37 ^a	2.89 ± 1.25 ^c

Los valores son la media ± desviación estándar (n=9). Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas según Tukey ($P \leq 0.05$)

CONCLUSIONES

La aplicación foliar de quitosano y níquel modificó la calidad fisicoquímica y el sistema antioxidante de los frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion'. Los frutos de uva de las plantas con aplicación de quitosano a 5000 ppm + níquel 60 ppm presentaron los valores más altos en el contenido de sólidos solubles totales, ácido ascórbico, fenoles totales, carotenoides, clorofila total y actividad antioxidante frente al radical DPPH, además de la mayor actividad de superóxido dismutasa y polifenol oxidasa.

La respuesta de los frutos a la aplicación de níquel dependió de la dosis. El níquel aplicado a 90 ppm, presentó los valores más altos de actividad antioxidante por ABTS, de guayacol peroxidasa y de taninos condensados, mientras que combinado con quitosano a 5000 ppm redujo la mayoría de las variables evaluadas, lo que indicó que por encima de 60 ppm predominó el componente de estrés oxidativo sobre el efecto bioestimulante.

La aplicación de quitosano y níquel en las diferentes concentraciones redujo la peroxidación lipídica respecto al testigo, lo que evidenció una menor oxidación de las membranas celulares y una mejor conservación de la integridad del fruto durante la maduración.

Se recomienda la aplicación foliar de quitosano a 5000 ppm, combinada con níquel a 60 ppm, para mejorar la calidad fisicoquímica y antioxidante de los frutos de uva de la variedad 'Saint-Émilion' destinadas a la elaboración de vino.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alexander, J., Rivera, C., Estrella, L., Duarte, B., & Narváez Cuenca, C. E. (2006). *CATALASA, PEROXIDASA Y POLIFENOLOXIDASA DE PITAYA AMARILLA (Acanthocereus pitajaya) CATALASE, PEROXIDASE AND POLYPHENOLOXIDASE FROM PITAYA AMARILLA FRUITS (Acanthocereus pitajaya)*.
- Anić, M., Kontić, J. K., Rendulić, N., Čarija, M., Osrečak, M., Karoglan, M., & Andabaka, Ž. (2024). Evolution of Leaf Chlorophylls, Carotenoids and Phenolic Compounds during Vegetation of Some Croatian Indigenous Red and White Grape Cultivars. *Plants*, 13(7). <https://doi.org/10.3390/plants13070971>
- Anjum, N. A., Sharma, P., Gill, S. S., Hasanuzzaman, M., Khan, E. A., Kachhap, K., Mohamed, A. A., Thangavel, P., Devi, G. D., Vasudhevan, P., Sofo, A., Khan, N. A., Misra, A. N., Lukatkin, A. S., Singh, H. P., Pereira, E., & Tuteja, N. (2016). Catalase and ascorbate peroxidase—representative H₂O₂-detoxifying heme enzymes in plants. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(19), 19002–19029. <https://doi.org/10.1007/s11356-016-7309-6>
- Apáez-Barrios, P., Blanca Nieves Lara-Chávez, M., Apáez-Barrios, M., Atenea Raya-Montaña, Y., Jiménez, M., & El Varillero, C. (2019). *Producción y rentabilidad de calabacita con aplicación de zeolita y fertilizante químico*.
- Association of official analytical chemists., Latimer, G. W., & Horwitz, William. (2006). *Official methods of analysis of AOAC international*. AOAC International.
- Balois-Morales, R., Colinas-León, ; M T, Peña-Valdivia, ; C B, Chávez-Franco, ; S H, & Alia-Tejcal, ; I. (2007). SISTEMA ENZIMÁTICO ANTISENESCENCIA, CATALASA-SUPERÓXIDO DISMUTASA, DE FRUTOS DE PITAHAYA (*Hylocereus undatus*) ALMACENADOS CON FRÍO. En *Revista Chapingo Serie Horticultura* (Vol. 14, Número 3).
- Bautista-Baños, S., Ventura-Aguilar, R. I., Correa-Pacheco, Z., & Corona-Rangel, M. L. (2017). Quitosano: Un polisacárido antimicrobiano versátil para frutas y hortalizas en poscosecha -una revisión. En *Revista Chapingo, Serie Horticultura* (Vol. 23, Número 2, pp. 103–121). Universidad Autónoma Chapingo. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2016.11.030>
- Benzie, I. F. F., & Strain, J. J. (1996). The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. En *ANALYTICAL BIOCHEMISTRY* (Vol. 239).
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). *Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity* (Vol. 28).
- Buendía, R., & Melero, J. (2013). *THE HISTORY OF WINE AND THE GROWING OF GRAPES; AS EXPRESSED IN THE BIBLE*. <http://www.revista.uclm.es/index.php/ensayos-Consultadaenfecha>

- Bunea, C. I., Pop, N., Babeş, A. C., Matea, C., Dulf, F. V., & Bunea, A. (2012a). Carotenoids, total polyphenols and antioxidant activity of grapes (*Vitis vinifera*) cultivated in organic and conventional systems. *Chemistry Central Journal*, 6(1). <https://doi.org/10.1186/1752-153X-6-66>
- Bunea, C. I., Pop, N., Babeş, A. C., Matea, C., Dulf, F. V., & Bunea, A. (2012b). Carotenoids, total polyphenols and antioxidant activity of grapes (*Vitis vinifera*) cultivated in organic and conventional systems. *Chemistry Central Journal*, 6(1). <https://doi.org/10.1186/1752-153X-6-66>
- Burns, J., Gardner, P. T., O'Neil, J., Crawford, S., Morecroft, I., McPhail, D. B., Lister, C., Matthews, D., MacLean, M. R., Lean, M. E. J., Duthie, G. G., & Crozier, A. (2000). Relationship among antioxidant activity, vasodilation capacity, and phenolic content of red wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(2), 220–230. <https://doi.org/10.1021/jf9909757>
- Callejas-Rodríguez, R., Rojo-Torres, E., Benavidez-Zabala, C., & Kania-Kuhl, E. (2012). Crecimiento y distribución de raíces y su relación con el potencial productivo de parrales de Vides de Mesa. *Agrociencia*, 46(1), 23–35. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952012000100003&lng=es&nrm=iso&tlng=es
- Cartaya, O., & Reynaldo, I. (2001). Cultivos Tropicales: CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS Y APLICACIONES. *Cultivos tropicales*. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193215009001>
- Clarke, S., Bosman, G., du Toit, W., & Aleixandre-Tudo, J. L. (2023). White wine phenolics: current methods of analysis. En *Journal of the Science of Food and Agriculture* (Vol. 103, Número 1, pp. 7–25). John Wiley and Sons Ltd. <https://doi.org/10.1002/jsfa.12120>
- Ćorković, I., Pichler, A., Šimunović, J., & Kopjar, M. (2024). A Comprehensive Review on Polyphenols of White Wine: Impact on Wine Quality and Potential Health Benefits. *Molecules*, 14, 738–754. <https://doi.org/10.3390/molecules>
- Costales-Menéndez, D., Nápoles-García, M. C., Travieso-Hernández, L., Cartaya-Rubio, O., & Falcón-Rodríguez, A. B. (2021). Chitosan-Bradyrhizobium compatibility applied to seeds and its effect in the vegetative development of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill). *Agronomia Mesoamericana*, 32(3), 869–887. <https://doi.org/10.15517/AM.V32I3.44020>
- Crozier, A., Jaganath, I. B., & Clifford, M. N. (2006). *Phenols, Polyphenols and Tannins: An Overview*.
- Davey, M. W., Stals, E., Panis, B., Keulemans, J., & Swennen, R. L. (2005). High-throughput determination of malondialdehyde in plant tissues. *Analytical Biochemistry*, 347(2), 201–207. <https://doi.org/10.1016/j.ab.2005.09.041>

- De Bona, G. S., Vincenzi, S., De Marchi, F., Angelini, E., & Bertazzon, N. (2021). Chitosan induces delayed grapevine defense mechanisms and protects grapevine against *Botrytis cinerea*. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 128(3), 715–724. <https://doi.org/10.1007/s41348-021-00432-3>
- De Jesús Rodríguez-Jiménez, T., Ojeda-Barrios, D. L., Blanco-Macías, F., Valdez-Cepeda, R. D., & Parra-Quezada, R. (2016). Ureasa y níquel en la fisiología de las plantas. En *Revista Chapingo, Serie Horticultura* (Vol. 22, Número 2, pp. 69–81). Universidad Autónoma Chapingo. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2014.11.051>
- De La Cruz, J., Moreno, L., & Magnitskiy, S. (2012). *Respuesta de las plantas a estrés por inundación*.
- de Paula Correia, D. V., Rodak, B. W., Machado, H. A., Lopes, G., & Freitas, D. S. (2024). Beneficial or detrimental? How nickel application alters the ionome of soybean plants. *Plant Science*, 349. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2024.112274>
- Elsheery, N. I., Helaly, M. N., El-Hoseiny, H. M., & Alam-Eldein, S. M. (2020). Zinc oxide and silicone nanoparticles to improve the resistance mechanism and annual productivity of salt-stressed mango trees. *Agronomy*, 10(4). <https://doi.org/10.3390/agronomy10040558>
- FAO. (2022). *JOINT FAO/WHO FOOD STANDARDS PROGRAMME FAO/WHO COORDINATING COMMITTEE FOR LATIN AMERICA AND THE CARIBBEAN 22nd Session*.
- Feregrino-Pérez, A. A., Berumen, L. C., García-Alcocer, G., Guevara-Gonzalez, R. G., Ramos-Gomez, M., Reynoso-Camacho, R., Acosta-Gallegos, J. A., & Loarca-Piña, G. (2008). Composition and chemopreventive effect of polysaccharides from common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) on azoxymethane-induced colon cancer. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(18), 8737–8744. <https://doi.org/10.1021/jf8007162>
- Franco-Bañuelos, A., Contreras-Martínez, C. S., Carranza-Téllez, J., & Carranza-Concha, J. (2017). *TOTAL PHENOLIC CONTENT AND ANTIOXIDANT CAPACITY OF NON-NATIVE WINE GRAPES GROWN IN ZACATECAS, MEXICO CONTENIDO DE FENOLES TOTALES Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE UVAS NO NATIVAS PARA VINO CULTIVADAS EN ZACATECAS, MEXICO*.
- Gabriel, O., Lilia, M., & Aguilar-cortes, P. (2015). Cobre y Níquel, microelementos esenciales en la nutrición vegetal. En *Artículo Revista de Ciencias Naturales y Agropecuarias Marzo* (Vol. 2, Número 2). www.ecorfan.org/bolivia
- Gajewska, E., & Skłodowska, M. (2007). Effect of nickel on ROS content and antioxidative enzyme activities in wheat leaves. *BioMetals*, 20(1), 27–36. <https://doi.org/10.1007/s10534-006-9011-5>

- González-Centeno, M. R., Jourdes, M., Femenia, A., Simal, S., Rosselló, C., & Teissedre, P. L. (2013). Characterization of polyphenols and antioxidant potential of white grape pomace byproducts (*Vitis vinifera* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(47), 11579–11587. <https://doi.org/10.1021/jf403168k>
- Haslam, E. (2007). Vegetable tannins - Lessons of a phytochemical lifetime. En *Phytochemistry* (Vol. 68, Números 22–24, pp. 2713–2721). <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2007.09.009>
- Hernández-Fuentes, A. D., Montaña-Herrera, A., Pinedo-Espinoza, J. M., Pinedo-Guerrero, Z. H., & López-Palestina, C. U. (2023). Changes of the antioxidant system in pear (*Pyrus communis* L.) fruits by foliar application of copper, selenium, iron, and zinc nanoparticles. *Journal of Agriculture and Food Research*, 14. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2023.100885>
- Hernández-López, M., Rodríguez-Ortiz, J. C., Hernández-Montiel, L. G., Figueroa-Viramontes, U., Zapata-Sifuentes, G., & Preciado-Rangel, P. (2020). Correction of “mouse ear” symptoms in pecan with foliar applications of nickel. *Terra Latinoamericana*, 38(4), 833–840. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i4.791>
- Hosseini, H., & Khoshgoftarmanesh, A. H. (2013). The effect of foliar application of nickel in the mineral form and urea-Ni complex on fresh weight and nitrogen metabolism of lettuce. *Scientia Horticulturae*, 164, 178–182. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.09.030>
- INEGI. (2010). *Compendio de información geográfica municipal 2010*. <http://mapserver.inegi.org.mx/mg>
- Ju, Y. lun, Yang, L., Yue, X. feng, He, R., Deng, S. lin, Yang, X., Liu, X., & Fang, Y. lin. (2021). The condensed tannin chemistry and astringency properties of fifteen *Vitis davidii* Foex grapes and wines. *Food Chemistry: X*, 11. <https://doi.org/10.1016/j.fochx.2021.100125>
- Junglee, S., Urban, L., Sallanon, H., & Lopez-Lauri, F. (2014). Optimized Assay for Hydrogen Peroxide Determination in Plant Tissue Using Potassium Iodide. *American Journal of Analytical Chemistry*, 05(11), 730–736. <https://doi.org/10.4236/ajac.2014.511081>
- Kondak, S., Kondak, D., Kabadayi, O., Erdei, L., Rónavári, A., Kónya, Z., Galbács, G., & Kolbert, Z. (2024a). Current insights into the green synthesis, in planta characterization and phytoeffects of nickel nanoparticles and their agricultural implications. En *Environmental Research* (Vol. 260). Academic Press Inc. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2024.119665>
- Kondak, S., Kondak, D., Kabadayi, O., Erdei, L., Rónavári, A., Kónya, Z., Galbács, G., & Kolbert, Z. (2024b). Current insights into the green synthesis, in planta characterization and phytoeffects of nickel nanoparticles and their agricultural implications. En *Environmental Research* (Vol. 260). Academic Press Inc. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2024.119665>

- Kuskoski, Marta., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., & Fett, R. (2004). *APLICACIÓN DE DIVERSOS MÉTODOS QUÍMICOS PARA DETERMINAR ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN PULPA DE FRUTOS*.
- Lárez Velásquez, C. (2003). *Revista Iberoamericana de Polímeros Volumen 4(2), Abril 2003*.
- Manna, I., Sahoo, S., & Bandyopadhyay, M. (2021). Effect of Engineered Nickel Oxide Nanoparticle on Reactive Oxygen Species–Nitric Oxide Interplay in the Roots of *Allium cepa* L. *Frontiers in Plant Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.586509>
- Martínez de Toda, F. (1991). *MORFOLOGÍA DE LA VID (Vitis vinifera L.)*.
- Martínez-Alcantara, B., & Quiñones, A. (2017). *Principales bioestimulantes*.
- Medina-Velo, I. A., Barrios, A. C., Zuverza-Mena, N., Hernandez-Viezcas, J. A., Chang, C. H., Ji, Z., Zink, J. I., Peralta-Videa, J. R., & Gardea-Torresdey, J. L. (2017). Comparison of the effects of commercial coated and uncoated ZnO nanomaterials and Zn compounds in kidney bean (*Phaseolus vulgaris*) plants. *Journal of Hazardous Materials*, 332, 214–222. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2017.03.008>
- Molina. (2023). *XLV JORNADAS DE VITICULTURA Y ENOLOGÍA*. www.univsantana.com
- Montaño-herrera, A., Santiago-saenz, Y. O., López-palestina, C. U., Cadenas-pliego, G., Pinedo-guerrero, Z. H., Hernández-Fuentes, A. D., & Pinedo-Espinoza, J. M. (2022). Effects of Edaphic Fertilization and Foliar Application of Se and Zn Nanoparticles on Yield and Bioactive Compounds in *Malus domestica* L. *Horticulturae*, 8(6). <https://doi.org/10.3390/horticulturae8060542>
- Ortega, P., Sánchez, E., Gil, E., & Matamoros, V. (2022). Use of cover crops in vineyards to prevent groundwater pollution by copper and organic fungicides. Soil column studies. *Chemosphere*, 303. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.134975>
- Parwez, R., Nabi, A., Mukarram, M., Aftab, T., Masroor, M., Khan, A., & Naeem, M. (2021). *níquel en el metabolismo del nitrógeno*.
- Pasquariello, M. S., Di Patre, D., Mastrobuoni, F., Zampella, L., Scortichini, M., & Petriccione, M. (2015). Influence of postharvest chitosan treatment on enzymatic browning and antioxidant enzyme activity in sweet cherry fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 109, 45–56. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2015.06.007>
- Peralta-Pérez, M. del R., & Volke-Sepúlveda, T. L. (2011a). La defensa antioxidante en las plantas: Una herramienta para la fitorremediación. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*. www.rmiq.org
- Peralta-Pérez, M. del R., & Volke-Sepúlveda, T. L. (2011b). *The antioxidant defense in plants: a key tool for phytoremediation*. www.rmiq.org

- Proietti, P., Nasini, L., Del Buono, D., D'Amato, R., Tedeschini, E., & Businelli, D. (2013). Selenium protects olive (*Olea europaea* L.) from drought stress. *Scientia Horticulturae*, 164, 165–171. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.09.034>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). *Original Contribution ANTIOXIDANT ACTIVITY APPLYING AN IMPROVED ABTS RADICAL CATION DECOLORIZATION ASSAY*.
- Reyes-Pérez, J., Enríquez-Acosta, E. A., Ramírez-Arrebato, M. Á., Zúñiga Valenzuela, E., Lara-Capistrán, L., & Hernández-Montiel, L. G. (2020). Efecto del quitosano sobre variables del crecimiento, rendimiento y contenido nutricional del tomate. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 11(3), 457–465. <https://doi.org/10.29312/remexca.v11i3.2392>
- Sánchez-Rodríguez, E., Leyva, R., Constán-Aguilar, C., Romero, L., & Ruiz, J. M. (2012). Grafting under water stress in tomato cherry: Improving the fruit yield and quality. *Annals of Applied Biology*, 161(3), 302–312. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2012.00574.x>
- Serrano, M., Duan, Y., & Bi, Y. (2022). *Post-harvest chitosan treatment suppresses oxidative stress by regulating reactive oxygen species metabolism in wounded apples*.
- SIAP. (2022). *Producción Uva en México (1)*.
- SIAP. (2023). *Agricultura regenerativa, la vía para un futuro sustentable*.
- Singh, J., Jain, A., Kumar Singh, D., & Bhushan Nehru, B. (2013). *An Introduction of Plant Nutrients and Foliar Fertilization: A Review*. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1629.3844>
- Singh, R. K., Soares, B., Goufo, P., Castro, I., Cosme, F., Pinto-Sintra, A. L., Inês, A., Oliveira, A. A., & Falco, V. (2019). Chitosan upregulates the genes of the ros pathway and enhances the antioxidant potential of grape (*Vitis vinifera* l. 'touriga franca' and 'tinto cão') tissues. *Antioxidants*, 8(11). <https://doi.org/10.3390/antiox8110525>
- Sobati-Nasab, Z., Alirezalu, A., & Noruzi, P. (2021). Effect of foliar application of nickel on physiological and phytochemical characteristics of pot marigold (*Calendula officinalis*). *Journal of Agriculture and Food Research*, 3. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2021.100108>
- Suárez, R. (2021). *MADURACIÓN ASINCRÓNICA DE BAYAS EN VIDES CV. CABERNET SAUVIGNON III: EFECTOS SOBRE LA COMPOSICIÓN DEL VINO MEMORIA DE TÍTULO*.
- Taghipour, S., Ehtesham Nia, A., Hokmabadi, H., & Martínez-Gómez, P. (2024). Physicochemical and quality characters of fresh pistachio (*Pistacia vera* L.) cultivars in response to chitosan/ZnO nanocomposite coating. *Food Chemistry*, 435. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.137136>
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal Volumen II español*.

- Tan, H., Zhang, M., Xie, Q., Shen, T., Xu, M., Fang, Y., & Ju, Y. (2025). Effects of regulated deficit irrigation at different times on organic acids, phenolics and antioxidant capacity of Cabernet Sauvignon grapes. *Scientia Horticulturae*, 345. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2025.114143>
- Tanaka, R., & Tanaka, A. (2011). Chlorophyll cycle regulates the construction and destruction of the light-harvesting complexes. En *Biochimica et Biophysica Acta - Bioenergetics* (Vol. 1807, Número 8, pp. 968–976). <https://doi.org/10.1016/j.bbabbio.2011.01.002>
- Taranto, F., Pasqualone, A., Mangini, G., Tripodi, P., Miazzi, M. M., Pavan, S., & Montemurro, C. (2017). Polyphenol oxidases in crops: Biochemical, physiological and genetic aspects. En *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 18, Número 2). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/ijms18020377>
- Tardif, M., Amri, A., Deshayes, A., Greven, M., Keresztes, B., Fontaine, G., Sicaud, L., Paulhac, L., Bentejac, S., & Da Costa, J. P. (2023). An expertized grapevine disease image database including five grape varieties focused on Flavescence dorée and its confounding diseases, biotic and abiotic stresses. *Data in Brief*, 48. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2023.109230>
- Treviño López, A., Ortega Ortiz, H., Lugo Cano, F., de Coty Ginez Meneses, D., Díaz Espinoza, A., & Espinoza Muñoz AJ. (2019). EFECTO DE LA APLICACIÓN DE COMPLEJOS DE QUITOSÁN SOBRE LOS CAMBIOS BIOQUÍMICOS DE FRUTOS DE VID (*Vitis vinifera* L.) VAR. CABERNET SUVIGNON. 11(8), 2953.
- Vanegas Cano, L. J., Martínez Peralta, S. T., Coy Barrera, E., & Ardila Barrantes, H. D. (2022). Early responses at symplastic stem level associated with the salicylic acid pathway in the interaction carnation (*Dianthus caryophyllus*, caryophyllaceae)-Fod (*Fusarium oxysporum* f. Sp. dianthi). *Acta Biologica Colombiana*, 27(2), 153–163. <https://doi.org/10.15446/ABC.V27N2.85778>
- Vázquez-Flores, & Alma A. (2012). *Taninos hidrolizables y condensados: naturaleza química, ventajas y desventajas de su consumo*.
- Wang, A., Li, J., AL-Huqail, A. A., AL-Harbi, M. S., Ali, E. F., Wang, J., Ding, Z., Rekaby, S. A., Ghoneim, A. M., & Eissa, M. A. (2021). Mechanisms of Chitosan Nanoparticles in the Regulation of Cold Stress Resistance in Banana Plants. *Nanomaterials*, 11(10), 2670. <https://doi.org/10.3390/nano11102670>
- Wootton-Beard, P. C., Moran, A., & Ryan, L. (2011). Stability of the total antioxidant capacity and total polyphenol content of 23 commercially available vegetable juices before and after in vitro digestion measured by FRAP, DPPH, ABTS and Folin-Ciocalteu methods. *Food Research International*, 44(1), 217–224. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.10.033>
- Yan, R., Gao, S., Yang, W., Cao, M., Wang, S., & Chen, F. (2008). Nickel toxicity induced antioxidant enzyme and phenylalanine ammonia-lyase activities in *Jatropha curcas* L. cotyledons. En *PLANT SOIL ENVIRON* (Vol. 54, Número 7).