

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Efecto en Germinación y Calidad de Plántula con Bioestimulantes, en Dos
Ecotipos de Chile Piquín (*Capsicum annum L. var. glabriusculum*).

Por:

REBECA GUADALUPE GOMEZ IZQUIERDO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México

Noviembre 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Efecto en Germinación y Calidad de Plántula con Bioestimulantes, en Dos
Ecotipos de Chile Piquín (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*).

Por:

REBECA GUADALUPE GOMEZ IZQUIERDO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dr. José Rafael Paredes Jácome
Asesor Principal



M.C. Nayelli Azucena Sigala Aguilar
Asesor Principal Externo



Dra. Laura Raquel Luna García
Coasesor



Dr. Armando Hernández Pérez
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Rangel
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México

Noviembre 2024

DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.



Rebeca Guadalupe Gómez Izquierdo

DEDICATORIA

A Dios

Por haberme permitido concluir mis estudios satisfactoriamente y con salud, darme la fuerza que necesite no solo en cada momento difícil de la escuela, sino en cada momento en mi vida.

A mis padres

Rosalinda Izquierdo Arriaga y Martin Gómez Escobedo, por darme la vida, cuidar de mí, y el amor incondicional que me dan. Por la valentía que han tenido y el empeño que hacen todos los días.

Representa un verdadero honor para mí poder agradecer el esfuerzo que con cariño me han brindado, anhelando que siempre me preparara para enfrentarme a la vida. Deseo de todo corazón que mi triunfo como mujer y profesionalista lo sientan como el suyo propio. Aspirando sea este solo uno de tantos logros que pueda tener para ustedes y poder gratificarles por absolutamente todo. Iniciándose así una nueva etapa en mi vida en la que siempre estarán en mi corazón.

A mis hermanos

Dalia, Maricela, Edgar, Isela, Samuel, Saúl y Efraín por confiar en mí, brindarme su cariño y apoyo incondicional, por ser un pilar en mi vida y mantenernos siempre unidos para lograr nuestras metas.

A mis sobrinos

Sagris, Alexia, Emmanuel, Victoria, Sofía y Katerine por todo el amor que me dan y por traer a mi vida alegría, inspirándome a ser una mejor persona.

AGRADECIMIENTOS

A mi ALMA MATER

Por darme la oportunidad de formar parte de sus profesionistas llevando en alto el nombre de la institución y conmigo grandes experiencias y aprendizajes.

Al Dr. José Rafael Paredes Jácome

Por todas sus enseñanzas, conocimientos, la paciencia y el apoyo que me brindó. Por persistir en mi aprendizaje e impulsarme a querer sobresalir en mi formación académica y el aprecio siempre mostrado.

Dra. Laura Raquel Luna García

Gracias por la confianza y el afecto que me brindó, por ser una guía, una excelente persona, fuente de inspiración para las mujeres y un gran ejemplo a seguir.

A mis maestros y al Dpto. de Horticultura

Sin duda por el esfuerzo que hacen día a día por dejar huella en cada uno de sus estudiantes, y aportar a la sociedad. Dejando generaciones preparadas y con ganas de siempre seguir aprendiendo. Dra. Laura Raquel Luna García, Dr. José Rafael Paredes Jácome, Dr. Armando Hernández Pérez, Dra. Fabiola Aureoles Rodríguez. ...

A mis compañeros y amigos durante la universidad

Mi amigo Isma, a Jime, Gera, Román, Azra a Dani y Dulce. A Lezly, y Sergio, Borre, Carlitos, Pacheco, Juanpa, Lemus, al Doc. Lalo y a Nancy. Ustedes influyeron a lo largo de este periodo dejando alegres recuerdos, gracias por estar siempre presentes, les deseo éxito y salud siempre. A mi mejor amiga Zahira Álvarez por acompañarme siempre en todos los momentos difíciles e importantes desde que llego a mi vida, aun en la distancia. Al ing. Alejandro Por haber contribuido en esta etapa, orientarme cuando lo necesité. A mi

amigo y maestro Juan Sánchez, por haberme apoyado al inicio de esta etapa, motivándome y ayudándome a desenvolver mis capacidades y conocimientos para poder comenzar mi sueño universitario.

INDICE GENERAL

DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTOS.....	v
INDICE GENERAL.....	vii
INDICE DE TABLAS.....	x
INDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	12
1. INTRODUCCIÓN	13
1.1 OBJETIVOS.....	15
1.1.1 OBJETIVO GENERAL	15
1.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	15
1.2 HIPÓTESIS.....	15
2. REVISIÓN DE LITERATURA	16
2.1. <i>Caracterización botánica del cultivo de chile piquín</i>	16
2.2. <i>Caracterización taxonómica del chile piquín.....</i>	17
2.3. <i>Origen e historia del cultivo de Chile piquín.....</i>	18
2.4. <i>Importancia del cultivo junto a la producción nacional y mundial.....</i>	19
2.5 <i>Calidad de plántula de chile piquín</i>	20
2.6. <i>Requerimientos edafoclimaticos del cultivo</i>	21
2.7. <i>Plagas y enfermedades en el cultivo de chile piquín</i>	22

2.8 <i>Limitantes para la explotación comercial del chile piquin, como germinación de semillas y latencia de semillas</i>	24
Latencia en semillas.....	25
Tipos de latencia	26
Latencia exógena.....	26
Latencia endógena.....	27
2.9 <i>Tratamientos pregerminativos</i>	27
Tratamientos mecánicos	28
Tratamientos físicos	28
Tratamientos sintéticos	28
2.1 <i>Bioestimulantes de crecimiento</i>	29
Bioestimulantes.....	29
Ácido giberèlico.....	30
Biozyme TF	30
2.11 <i>Nanotecnología en la agricultura</i>	31
2.11.1 <i>Nanopartículas en la germinación</i>	32
2.11.2 <i>Nanopartículas de Plata</i>	33
3. MATERIALES Y MÉTODOS	35
3.1 <i>Ubicación del experimento</i>	35
3.2 <i>Material vegetal</i>	35
3.3 <i>Extracción de semillas</i>	35
3.4 <i>Características de los tratamientos</i>	36
3.6 <i>Aplicación de tratamientos</i>	38
3.7 <i>Método de siembra</i>	40
3.8 <i>Cuidado y manejo de plántula</i>	40
3.9 <i>Preparación de los tratamientos</i>	42

3.10. Variables agronómicas evaluadas	43
Porcentaje de germinación.....	43
Altura de plántula y longitud de raíz	43
Diámetro del tallo	43
Número de hojas.....	43
Área foliar	44
Peso fresco y seco de plántula	44
3.11. Análisis estadístico	45
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	46
4.1 Porcentaje de germinación	46
4.2 Altura de plántula (ADP)	47
4.3 Longitud de raíz.....	49
4.4 Diámetro de tallo.....	50
4.5 Peso fresco de biomasa	51
4.6 Peso seco de biomasa (PSB).....	53
4.7 Número de hojas	54
4.8 Área foliar	56
5. CONCLUSIONES	58
6. LITERATURA CITADA	59
7. ANEXOS	73

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Principales plagas que atacan el cultivo de chile piquín.....	23
Tabla 2. Principales enfermedades que atacan al cultivo de chile piquín.	24
Tabla 3. Descripción de los tratamientos evaluados en semilla de chile piquín	42
Tabla 4. Porcentaje de germinación obtenido en los ecotipos de chile piquín con diferentes tratamientos.....	46

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Capsicum annuum var, annuum g.</i> a, rama con hojas, flores y frutos; b, hojas; c, flor; d, corola abierta mostrando los estambres; e, pistilo sobre el pedicelo; f, anteras; g, fruto; h, corte transversal del fruto; i, semilla.....	17
Figura 2. Ubicación del experimento, Departamento de Horticultura UAAAN.	35
Figura 4. Clasificación de los tratamientos.....	38
Figura 5. Prueba de imbibición en semilla de chile piquín.....	39
Figura 6. Agitación orbital de los tratamientos.....	39
Figura 7. Plántulas de 20 días después de la siembra (dds).....	41
Figura 8. Plántulas de 34 dds.....	41
Figura 9. Tratamientos pregerminativos.....	42
Figura 10. Medición del diámetro de tallo.....	43
Figura 11. Evaluación del número de hojas de las plántulas.	44
Figura 13. Obtención del peso seco.....	45

Figura 14. Altura de plántula (cm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos.	48
Figura 15. Longitud de raíz (cm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos	50
Figura 16. Diámetro de tallo (mm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos	51
Figura 17. Peso fresco de biomasa (g) en los ecotipos Coahila y Sonora con tratamientos pregerminativos	53
Figura 18. Peso seco de biomasa (radicular y aérea) en plántula de chile piquín.	54
Figura 19. Numero de hojas obtenido en ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminivos.	56
Figura 20. Área foliar (cm ²) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos.....	57

RESUMEN

La germinación es el primer agente limitante para la explotación comercial del chile piquín, debido a la latencia que presenta la semilla, provocando una baja germinación, la cual en condiciones naturales es inferior al <20% por la dureza de la capa externa e inhibidores naturales que presenta. Sin embargo, actualmente en el mercado existen agentes químicos, físicos y biológicos que son capaces de romper con la latencia de las semillas. Dentro del presente trabajo se evaluaron cuatro tratamientos y un testigo, los cuales fueron: T1 (agua), T2 (Ácido Giberélico 1000 ppm), T3 (Byozime TF), T4 (Nanopartículas de plata 50 ppm) y T5 (Nanopartículas de plata 100 ppm), aplicados a dos ecotipos, Coahuila y Sonora. El diseño experimental fue bloques completos al azar con cuatro repeticiones, y consistió en imbibir las semillas en cada uno de los tratamientos durante 24 horas para poder realizar la siembra. Las variables evaluadas fueron, porcentaje de germinación, altura de plántula, longitud de raíz, diámetro de tallo, peso fresco, peso seco, número de hojas y área foliar; las cuales mostraron diferencias significativas favorables con los tratamientos, T3, T4 y T5 en comparación con el testigo (agua). Lo cual indicó que el uso de nanopartículas de plata y el uso de hormonas vegetales son una alternativa para aumentar la germinación de esta especie y por ende la producción deseada. Además, se aprecia notablemente que los resultados del ecotipo Coahuila fueron mejores que en el ecotipo Sonora, a lo cual se le atribuye la importancia de la adaptación de cada especie a un hábitat diferente al propio.

Palabras clave: Nanopartículas de Plata, latencia, giberélico.

1. INTRODUCCIÓN

El chile piquín conocido como “chiltepin”, “quipin”, “de monte”, “silvestre” entre otros, es clasificado como una de las mejores variedades, debido a sus características organolépticas en sus diferentes presentaciones (Reyna-Alvizo, 2005). Este recurso silvestre contiene compuestos nutracéuticos, como fenoles, alcaloides, carotenoides y compuestos volátiles, que pueden brindar beneficios a la salud humana. No obstante, a nivel nacional, el chile silvestre no se utiliza como un cultivo intensivo a escala comercial, en comparación con otras variedades, debido a la presencia de mecanismos limitantes inherentes a esta variedad (Moreno-Ramírez et al., 2018).

Una de las limitantes que manifiesta el cultivo, es la latencia en las semillas, la cual se refiere a la capacidad para retrasar la germinación, incluso cuando las condiciones son favorables; al menos dos tipos de latencia son que afectan las semillas: exógena y endógena. La primera consiste en la presencia de una cubierta o pericarpio impermeable que impide la entrada de agua y oxígeno al embrión, dificultando la germinación, mientras que la segunda, se base en la presencia de factores internos (sustancias inhibidoras en el endosperma) que impiden la germinación (Varela y Arana, 2014).

Por otra parte, algunos autores mencionan que la forma natural de propagación es cuando el fruto maduro de este chile es ingerido principalmente por el pájaro “pistoque” *Pintangus sulphuratus*, y luego de pasar por el tracto digestivo, las semillas son distribuidas a través de las deposiciones (Araiza et al., 2011).

Respecto a las cuestionables teorías, existen técnicas de escarificación que facilitan la germinación de semillas con cubierta dura o impermeable, estas técnicas se clasifican en químicas y física. Los tratamientos químicos, consisten en la inmersión de semillas en agua o soluciones osmóticas durante cierto tiempo, favoreciendo a la semilla alcanzar un nivel de humedad deseada. Los tratamientos físicos consisten en estimular a la semilla a través de movimientos, impactos, sonicaciones, laser, etc. en donde sea posible

deteriorar la testa dura, y/o activar mecanismos inactivos en el interior de la semilla (Rodríguez-Beraud et al., 2017).

En la inmersión de semillas, se pueden utilizar diversos compuestos, incluyendo bioestimulantes como nanopartículas y fitohormonas, con el objetivo de asegurar y aumentar el porcentaje de germinación, así como mejorar las condiciones iniciales de las plántulas. Los bioestimulantes se definen como productos que, al aplicarse en cantidades adecuadas, mejoran una o más de las siguientes características: germinación de semillas, eficiencia en el uso de nutrientes, tolerancia al estrés (biótico o abiótico), rasgos de calidad, o disponibilidad de nutrientes confinados en el suelo o la rizósfera.

Las fitohormonas, como ácido giberélico, las auxinas y las citoquininas, son compuestos que regulan el crecimiento y desarrollo de las plantas. Al ser aplicadas durante la inmersión de semillas, pueden estimular procesos clave en la germinación, como la activación de enzimas que rompen la dormancia y promueven el crecimiento radicular.

Por otro lado, las nanopartículas, debido a su tamaño y propiedades únicas, han demostrado ser herramientas prometedoras en la mejora de la germinación de semillas. Estas partículas pueden facilitar la absorción de nutrientes esenciales (Du Jardin, 2015).

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto de diferentes bioestimulantes en dos ecotipos de chile piquín silvestre, en la germinación y calidad de plántula obtenida.

1.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el porcentaje de germinación en dos ecotipos de chile piquín con la aplicación de bioestimulantes.
- Evaluar la calidad de plántula obtenida en la germinación de dos ecotipos de chile piquín.

1.2 HIPÓTESIS

Al menos uno de los tratamientos aplicados tendrá efecto positivo en la germinación y calidad de plántula en alguno de los dos ecotipos de chile piquín silvestre.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Caracterización botánica del cultivo de chile piquín

Es una planta herbácea, arbustiva a o trepadora, anual o perenne y pertenece a la familia de las solanáceas (Molina *et al.*, 2009). La planta puede llegar a obtener 2 m altura, tiene tallo delgado que, con frecuencia, se trepan en otros arbustos cercanos a la planta de forma silvestre (Torres, 2019). Sus principales estructuras constan de una raíz pivotante, primaria, subterránea, leñosa, perenne y presenta crecimiento secundario (Ramírez-Ojeda, 2017). Sus hojas solitarias o pares de forma lanceolada a ovalada, de 2 a 8 cm de largo y 1 a 3 cm de ancho, de pecíolos delgados de 1 a 2.5 centímetros de largo, esparcidamente pubescentes en ambas superficies, con ápice y base acuminados (Coronado *et al.*, 2013). Flores solitarias con cáliz de 1.5 a 2 milímetros de largo, corola blanca de 6 a 9 milímetros de diámetro. La floración en condiciones naturales ocurre del mes de julio a septiembre (Molina *et al.*, 2009). Los frutos son bayas globosas o elipsoidales, de 6 a 8 milímetros de diámetro, rojos al madurar (Coronado *et al.*, 2013), las semillas son de color pardo-amarillentas, comprimidas, de 2.5 mm de largo, presentan una testa muy dura, lo que complica el proceso de germinación; los frutos son comidos por las aves silvestres, y al momento que la semilla pasa por el tracto digestivo se da un proceso de escarificación, el cual desgasta la testa facilitando el proceso de germinación (Montes *et al.*, 2010; Paz., 2021).



Figura 1. *Capsicum annuum* var. *annuum* g. a, rama con hojas, flores y frutos; b, hojas; c, flor; d, corola abierta mostrando los estambres; e, pistilo sobre el pedicelo; f, anteras; g, fruto; h, corte transversal del fruto; i, semilla.

Ilustración por Edmundo Saavedra, basada en los ejemplares Dorantes 3179 y Calzada 3238.

2.2. Caracterización taxonómica del chile piquín

La denominación de la variedad de la forma silvestre ha presentado muchas discrepancias entre investigadores a lo largo del tiempo, por ejemplo, Shinnors (1956) presentó el nombre de *C. annuum* var. *minus*, mientras que Smith y Heiser (1957) la denominaron *C. annuum* var. *Baccatum*; Heiser (1964) propuso el nombre de *C. annuum* var. *minimum*, en 1973 (D'Arcy y

Eshbaugh) la nombraron *C. annuum* var. *aviculare* y finalmente en 1975 (Heiser y Pickersgill) le denominaron *C. annuum* var. *glabriusculum*, siendo este último el más común en la actualidad, sin embargo, algunos investigadores se refieren a esta especie como *C. annuum* var. *aviculare*.

Cabe mencionar que el Sistema Integrado de Información Taxonómica de la Comisión Nacional de Biodiversidad (CONABIO 2006) y la Red de Información de Recursos de Germoplasma (GRIN 1997) definen que *Capsicum annuum* var. *glabriusculum* otorgado por (Dunal) Heiser y Pickersgill es el nombre taxonómico aceptado para esta especie.

El chile piquín (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum* (Dunai) Heiser & Pickersgill) presenta la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Plantae

Subphylum: Euphyllophytina

Subclase: Magnoliidae

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Tribu: Solaneae

Género: *Capsicum*

Especie: *C. annuum*

Variedad: *glabriusculum*

2.3. Origen e historia del cultivo de Chile piquín

El chile (*Capsicum annuum* L) tiene su origen y domesticación en Mesoamérica, de manera exacta México y Guatemala. Se reconoce como el ancestro más cercano de la variedad cultivada a (*C. annuum* var. *glabriusculum*) conocido como "chile piquín", "chiltepin", "quipín",

"timpinchile", "de monte", "silvestre", entre otros, distribuido en todo el país principalmente en la zona costera desde Sonora a Chiapas por el Pacífico, y de Tamaulipas a Yucatán y Quintana Roo por el Golfo de México (Medina-Martínez *et al*, 2014).

La forma natural de propagación se origina cuando el fruto maduro de chile es ingerido principalmente por el pájaro "pistoque" *Pintangus sulphuratus*, posteriormente de pasar por el tracto digestivo, las semillas son distribuidas a través de las deposiciones (Araiza *et al.*, 2011).

El chile piquín presenta una germinación insuficiente, esto debido a la dureza de la capa externa y la presencia de inhibidores naturales como el ácido abscísico (ABA), o bien ausencia de ácido giberélico (AG), lo cual representa una principal limitante para poder ser explotado en siembras comerciales. Por tal motivo la producción total de chile piquín consumida en el noreste del país proviene de colectas naturales-silvestres que provocan a menudo la extinción gradual de la especie (Ramírez-Meraz, 2008).

2.4. Importancia del cultivo junto a la producción nacional y mundial

El chile forma parte importante en la dieta diaria de los mexicanos, teniendo una gran diversidad de usos y presentaciones como son, en verde, seco, polvo, encurtidos, salsas, ensaladas, moles, chiles rellenos, dulces y otras. (Reyna-Alvizo, 2005). Respecto al chile silvestre "piquín" o "del monte" (*Capsicum annuum var. glabriusculum*) y su principal venta en fresco y seco en puestos y mercados regionales ha mostrado un incremento de producción, además su comercialización de subproductos como salsas, deshidratados, etc. (Sandoval *et al.*, 2018).

En la temporada de mejor oferta llega a desplazar a otros tipos de chile alcanzando hasta 40 veces el valor de los chiles serranos y jalapeños, esto en virtud de su agradable sabor y grado de pungencia; además no irrita el sistema digestivo (Reyna-Alvizo, 2005).

Esta especie se encuentra distribuida principalmente en zonas costeras dentro del país, lugares que alcanzan los 1300 msnm como Veracruz, Tabasco, Campeche, Quintana Roo, Yucatán, Chiapas, Oaxaca, Guerrero, Michoacán, Tamaulipas, e Hidalgo, donde crecen naturalmente bajo la sombra de otros árboles (Ramírez *et al.*, 2018; Quezada *et al.*, 2023).

Se sabe que, en algunos municipios como Guadalupe y Calvo, Urique, Batopilas y Morelos en el estado de Chihuahua esta hortaliza se desarrolla de forma silvestre con una producción de 3.91 ton/ha

En México el 65 % de lo cosechado es para consumo local y el 35 % se comercializa para exportación, sin embargo, se han reportado estadísticas de cosechas ilegales que pueden llegar a triplicar las ganancias de una producción legal (Ramírez *et al.*, 2018; Martínez *et al.*, 2018).

De acuerdo al SIAP (2022), en Michoacán se registró una superficie sembrada de chile piquín de 49 hectáreas con una producción de 181.30 t ha⁻¹. Así mismo, el estado de Veracruz contaba con 1,193 hectáreas de superficie sembrada donde se obtuvieron 1,216.25 t ha⁻¹.

Con respecto a los países productores de chile, China se reportó para 2018 como el principal productor a nivel mundial con el 49.45% de la producción, seguido por México (9.19%), Turquía (6.95%), Indonesia (6.91%) y España (3.47%). Estos 5 países en 2018 reunieron poco más del 75% de la producción mundial de chile y el 67.67% de la superficie cosechada (INTAGRI, 2020).

2.5 Calidad de plántula de chile piquín

Una adecuada calidad de las plántulas deberá portar una apariencia de tallo grueso y recto con hojas bien desarrolladas, que no muestren deformidades. El enchinamiento de las hojas puede indicar que la planta ha sido sometida a restricción de agua para controlar su crecimiento en el invernadero, lo cual puede retrasar su establecimiento en campo. El fruncido de hojas en el trasplante de chile puede indicar que han sido expuestos a temperaturas de

congelación que también pueden reducir el desarrollo temprano (Garton, 1995; Reyna, 2005).

2.6. Requerimientos edafoclimaticos del cultivo

Rodríguez del Bosque et al. (2004) mencionan que el chile piquín generalmente crece en suelos de tipo vertisol y rendzina, en texturas migajón-arcillosa, así mismo, agregan que los suelos deben ser profundos y bien drenados, con alto porcentaje de materia orgánica y con pendientes menores a 5%. El suelo debe ser una mezcla de arena-arcilla (loam) con buen drenaje con un pH entre 7.0-8.5. El sustrato en el que se desarrolla la especie puede ser una combinación de mantillo, tierra negra y algo de piedra suelta (Martínez, 2007). En cuanto a las condiciones climáticas como temperaturas y humedad relativa, la especie se desarrolla principalmente en zonas con baja probabilidad de heladas, donde las temperaturas máximas anuales oscilan entre 24.7 a 30.9 °C, la mínima anual varía de 7.8 a 19.9 °C y temperaturas medias anuales entre 21 y 24 °C, asimismo con precipitaciones anuales promedio mayor a 500 mm, (Rodríguez del Bosque *et al.*, 2004). Al tratarse de una especie silvestre, este tipo de chile está sujeto a ciertos cambios estacionales, y por ende sus etapas fenológicas dependen del temporal de lluvias. Por otra parte, el chile piquín en condiciones controladas reduce el periodo vegetativo y el periodo de floración aumenta hasta 80% aunque presenta baja producción de frutos (Martínez, 2007).

La planta de chiltepín crece bajo condiciones de escasez de agua, pero si se quiere elevar la producción se recomiendan riegos pesados cada 15 o 20 días. La manera de distribuir el riego puede ser vía rodado o si se desea optimizar el gasto de agua un sistema presurizado es la mejor opción. La demanda de agua más crítica es en floración y fructificación, pues una deficiencia de humedad en este periodo provoca seriamente el aborto de flores y frutos, afectando directamente el rendimiento; si por el contrario se tienen excesos de humedad, también puede haber pérdida de flores y frutos

pequeños, amarillamiento de la planta y en casos extremos, la muerte de la misma (Sandoval-Rangel, 2011).

Cuando se cuenta con riego rodado, se sugiere regar cada 20 o 30 días, con una lámina de 5 a 7 cm. En caso de riego por goteo es necesario hacer los ajustes necesarios debido a que el suministro de agua es diferente si el cultivo se desarrolla en el monte, con estructura de malla-sombra o a campo abierto. En este último sistema, los riegos deberán ser más frecuentes y/o de una lámina mayor, debido a la mayor evaporación (Sandoval-Rangel, 2011). La nutrición en base a las etapas del cultivo resulta útil, las plántulas tiernas en las dos primeras etapas se desarrollarán bien con niveles bajos, (25 — 50 ppm) de fertilizante una vez por semana. La etapa tres involucra un desarrollo más activo, puede entonces aplicarse niveles moderados (50 — 100 ppm) de nitrato de potasio, amonio y calcio, con elementos menores, en la medida necesaria, evitando la sobre-fertilización. Si se usa un fertilizante a base de nitrato de amonio y nitrato de potasio, se promueve un desarrollo más rápido y succulento; si se usa nitrato de calcio y de potasio, las plantas serán más firmes y resistentes. (Sandoval-Rangel, 2011).

2.7. Plagas y enfermedades en el cultivo de chile piquín

Rodríguez *et al.* (2003) mencionan, normalmente el chile piquín no presenta problemas fitosanitarios serios en su hábitat natural a excepción de la presencia circunstancial de algunos insectos que dañan el follaje (Tabla 1).

Sin embargo, el dilema de las plagas se puede intensificar en siembras comerciales de chile piquín, al igual que ocurre con explotación intensiva de otros tipos de chiles. Las especies de insectos que potencialmente pueden dañar económicamente al chile piquín son las siguientes:

Tabla 1. Principales plagas que atacan el cultivo de chile piquín.

Nombre común	Nombre científico	Daño-síntoma:
Gallina ciega	<i>Phyllophaga spp</i>	Larvas de tercer estadio, se alimentan de raíces principales y secundarias, causando marchitez de la planta (Polanco 2008).
Gusano trozador	<i>Agrotis spp y Prodenia spp</i>	Consume tallo y raíz, cortan el cuello de la planta y consumen hojas tiernas, especialmente perjudiciales en plantas jóvenes (García, González y Cortez, 2012).
Pulgones	<i>Myzus persicae y Aphis gossypii</i>	Extraen nutrientes, deformación de hojas, necrosis en plantas jóvenes, retraso de crecimiento. (Koppert, 2018).
Mosquita blanca	<i>Bemisia tabaci y B. argentifolii</i>	Extracción de nutrientes debilitando la planta, generando daños por hongos y transmisión de enfermedades virales (Morales, 2006 y Ramírez, 2015).

El chile piquín es una planta bastante tolerante a enfermedades provocadas por hongos y bacterias, debido a que ha coexistido durante mucho tiempo con éstas en su estado natural. Si bien, se pueden presentar problemas (Tabla 2) con alguna enfermedad.

Tabla 2. Principales enfermedades que atacan al cultivo de chile piquín.

Nombre común	Nombre científico	Daño-síntoma:
Ahogamiento o "damping off"	Complejo de <i>Phytium</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Rhizoctonia solani</i> y <i>Phytophthora</i> spp.	Tallo de color café oscuro antes de emerger, flacidez, marchitamiento y estrangulamiento de la plántula (Agrios y Sandoval, 2011).
Enchinamiento	Virus	Ataques graves al grado de acabar con el cultivo (Agrios y Sandoval, 2011).

2.8 Limitantes para la explotación comercial del chile piquín, como germinación de semillas y latencia de semillas

El proceso de germinación consiste en la reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla y la emergencia de la radícula (raíz) y de la plúmula (tallo), que conducen a la producción de una planta (Reyna *et al.*, 2005).

La semilla absorbe agua, lo que resulta en expansión y elongación del embrión. Cuando la radícula crece fuera de la testa el proceso de germinación ha terminado (Hermann *et al.*, 2007).

La germinación de semillas de *C. annuum* es variable y a menudo lenta, además de no ser uniforme ante condiciones de estrés abióticos, tales como salinidad alta, toxicidad producida por agroquímicos o debido a bajas temperaturas; de la misma manera aspectos genéticos, condiciones del suelo y el estado físico de la semilla influye en la germinación (Bewley y Black,

2012; Barchenger y Bosland, 2016). Por lo cual, conocer la condición fisiológica de la semilla resulta relevante; y, por consiguiente, evaluar el potencial fisiológico y vigor de la semilla, tiene implicación en la producción agrícola; siendo una herramienta valiosa para seleccionar semillas con calidad óptima, buscando cubrir las necesidades de los productores (Salazar-Mercado y Botello-Delgado, 2019).

La germinación es el primer agente limitante para la explotación comercial del chile piquín, debido a la latencia que presenta la semilla, que ocasiona una baja germinación, la cual en condiciones naturales es inferior al 5% por la dureza de la capa externa e inhibidores naturales que presenta (Rodríguez *et al.*, 2003) y 60 a 80% en pruebas con ácido giberélico a 5000 ppm (Ramírez-Meraz, 2001).

El bajo porcentaje de germinación del chile piquín (<20%), a pesar de que las semillas alcancen la madurez total y las condiciones ambientales sean las óptimas, es atribuido a la latencia de la semilla, sin embargo, no existe una limitante que impida la absorción de agua, (Cano-Vázquez *et al.*, 2015; Brondo *et al.*, 2020). Investigaciones en distintas variedades de chile se han aplicado tratamientos de acondicionamiento para la semilla, escarificación química y física, inmersión con nitrato de potasio (KNO_3), peróxido de hidrogeno (H_2O_2), y el más común ácido giberélico (AG_3), con el objetivo de romper la latencia e incrementar la cantidad de plántulas (Sandoval-Rangel *et al.*, 2018).

Para resolver este problema se reportan diferentes técnicas, entre ellas, escarificación química y física, acondicionamiento o tratamiento de la semilla previo a la siembra con ácido giberélico, nitrato de potasio, peróxido de hidrogeno (Rodríguez del Bosque *et al.*, 2003; Cano-Vázquez *et al.*, 2015).

Latencia en semillas

El estado de dormancia, latencia o letargo se define como la incapacidad de una semilla intacta y viable, de germinar en condiciones de humedad, temperatura y concentración de gases que sean óptimas para germinación,

esta característica se establece durante la formación de la semilla y posee una función importante que consiste en restringir la germinación en la planta antes de ser dispersada en el campo; es decir, es un estado de la semilla en cual no se puede comenzar el proceso de germinación debido a limitaciones fisiológicas presentadas como la incapacidad de realizar la respiración celular (Varela y Arana, 2011).

El grado de latencia varía con el proceder de la semilla, con el año de cosecha e incluso dentro de un mismo lote de semilla, de manera que, en condiciones naturales, la emergencia de plántulas ocurre de forma espontánea, en un rango de espacio y tiempo, favoreciendo el desarrollo de nuevos individuos en ambientes ligeramente distintos, fomentando así las posibilidades de regeneración y supervivencia de la especie (Varela y Arana, 2011).

Tipos de latencia

Las semillas pueden mantenerse en periodo de latencia durante días, meses e inclusive años, dependiendo el tipo de especie (Megías *et al.*, 2018); entre los tipos de latencia se encuentran dos: latencia exógena la cual es dada por las características físicas de la cubierta, y latencia endógena causada por el embrión.

Latencia exógena

- a) Latencia física:** es aquella en la cual los tejidos que rodean el embrión bloquean: el intercambio de gases, la absorción de agua, provocando limitaciones sobre la emergencia de la radícula, protagonizando el papel de una barrera contra el escape de inhibidores químicos del embrión. La primera línea de impermeabilidad es la cutícula de la cubierta seminal, y debajo de esta, se hallan líneas de células de macroesclereidas que envuelven completamente al embrión, además la capa hipodermis evita que ingrese el agua (Congcong *et al.*, 2018; Hernández *et al.*, 2021).
- b) Latencia mecánica:** se refiere a semillas que presentan pericarpio dura, por la resistencia mecánica impide que el embrión pueda romper las cubiertas y comience el proceso de germinación (Lallana *et al.*, 2005).

- c) Latencia química:** hace referencia a la acumulación de sustancias químicas presentes en el fruto o en la cubierta de las semillas que impiden el crecimiento de las mismas; estas sustancias que frenan la germinación de las semillas son denominados inhibidores (Sánchez, 2017).

Latencia endógena

- a) Latencia morfológica:** esta es provocada por el subdesarrollo del embrión o al estado inmaduro, la germinación no tiene lugar y es necesario un periodo de tiempo hasta que el embrión se desarrolle completamente (Lallana *et al.*, 2005).

Latencia fisiológica: se origina a partir de los inhibidores de la germinación en las testas, imponiendo latencia fisiológica en las semillas, ya que las coloca en un estado de poca actividad metabólica disminuyendo su deterioro, es decir, que aseguran la viabilidad de las semillas, pero en épocas invernales esto resulta perjudicial para la germinación de las semillas (Apodaca *et al.*, 2019).

2.9 Tratamientos pregerminativos

El creciente campo de estudio de la bioestimulación, abarca no solamente estudios con plantas y con los bioestimulantes agrícolas tradicionales, sino que incluye el uso de procesos de bioestimulación y priming de semillas con bioestimulantes no tradicionales como el láser, magnetismo, radiación UV y nanopartículas (Benavides y Fuentes, 2022).

Los tratamientos consisten en la inmersión de semillas en agua o soluciones osmóticas durante cierto tiempo, con deshidratación previa a la siembra, o sin ella, permitiendo que una gran proporción de semillas alcance rápidamente el nivel de humedad y estado metabólico deseado; como resultado de activación de procesos bioquímicos-fisiológicos relacionados con la germinación, tolerancia a estrés ambiental y reparación de daño celular (Bailly *et al.*, 2000). Acondicionar las semillas provoca la revigorización,

acelera y uniforma la germinación en condiciones óptimas y adversas (Hacisalihoglu y Ross, 2010).

Tratamientos mecánicos

Son procesos donde se ejerce fuerza en el endocarpio de la semilla para debilitarlo y permitir el ingreso de la humedad, provocando la activación de mecanismos germinativos, ejemplo de estos son el limado y la escarificación en semillas, la cual puede ser con papel lija o corte de la testa para hacerlas permeables al agua y gases (Sánchez *et al.*, 2017).

Tratamientos físicos

Son aquellos que se aplican de forma gradual con intensidad lumínica, dependiendo de la especie y las características del medio ambiente necesarias para una correcta propagación. También se incluyen aquellos tratamientos con el aumento o disminución de temperatura que son utilizados para la germinación de semillas con el fin de volverla permeable sin afectar al embrión, de acuerdo a los requerimientos específicos de cada variedad (Solano, 2020).

Tratamientos sintéticos

En el mercado existen productos sintetizados (químicos) artificialmente (cloruro de calcio, nitrato de potasio), que han sido diseñados y utilizados para la germinación de especies. Así mismo existen, las hormonas vegetales como las giberelinas y citoquininas que son moléculas sintetizadas por las plantas y que intervienen en procesos fisiológicos y bioquímicos, como la división celular, el crecimiento, la diferenciación de órganos aéreos y radiculares, sistematizando la embriogénesis y la germinación de semillas (Porta y Jiménez, 2019).

2.1 Bioestimulantes de crecimiento

Bioestimulantes

Que es un bioestimulante y como se clasifican

En la literatura menciona que hasta el momento no se tiene una única definición, con aceptación unánime, de lo que se considera un bioestimulante, sin embargo, se dispone de algunas de ellas en cuanto a la regulación legal sobre los bioestimulantes, la de la Unión Europea y la de los Estados Unidos de América; que nos dicen lo siguiente.

“Se entenderá por «bioestimulante de plantas» un producto fertilizante UE cuya función consista en estimular los procesos de nutrición de las plantas con independencia del contenido de nutrientes del producto, con el único objetivo de mejorar una o varias de las siguientes características de las plantas y su rizosfera: a) eficiencia en el uso de los nutrientes, b) tolerancia al estrés abiótico, c) características de calidad, o d) disponibilidad de nutrientes inmovilizados en el suelo y la rizosfera.” Regulation (EU) 2019/1009.

Un bioestimulante vegetal es una sustancia natural, o su equivalente sintético, o microorganismos que se utiliza con el propósito de estimular los procesos naturales de las plantas o del suelo para, entre otras cosas: mejorar la eficiencia del uso de los nutrientes y del agua por las plantas, aumentar la tolerancia de las plantas frente al estrés abiótico, o mejorar las características físicas, químicas y biológicas del suelo como medio de crecimiento para las plantas. Los bioestimulantes de plantas pueden utilizarse en forma individual o en combinación con otras sustancias o microorganismos para estos propósitos (2019 USDA Report Alternative Definition).

Se pueden clasificar a los bioestimulantes por su origen químico en función de su composición y de los procesos (du Jardin, 2015).

- Ácidos húmicos y fúlvicos.

- Hidrolizatos de proteínas con péptidos, aminoácidos y otros compuestos con N.
- Extractos de algas y de plantas.
- Biopolímeros como el quitosán, poliácido acrílico, oligómeros de celulosa.
- Elementos benéficos y sus sales (Si, Se, Co, Na, I).
- Hongos benéficos (ejemplo, micorrizas).
- Bacterias benéficas (PGPR5) y bacterias endofíticas.

Ácido giberèlico

Uno de los productos biológicos sintetizados, se encuentran las giberelinas, que incitas la síntesis de enzimas hidrolíticas de amilasa en la capa de aleurona; las amilasas degradan el almidón y los productos de la digestión almacenados en la aleurona y el endospermo almidonoso, los cuales después son reclutados al escutelo para iniciar el crecimiento de las plántulas, además el ácido giberélico puede romper la latencia de semillas y suplir la necesidad de estímulos ambientales (Montilla, 2019).

El Ácido giberélico tiene como función básica modificar el mensaje genético que lleva el RNA. Induce la hidrólisis de almidón (α -amilasa) y sacarosa para formar glucosa y fructosa, favoreciendo la liberación de energía y haciendo negativo el potencial hídrico permitiendo el ingreso de agua y el aumento de plasticidad de la pared celular, provocando el crecimiento celular, de tejidos y órganos (Pimentel, 2020).

Biozyme TF

Biozyme TF es un regulador de crecimiento de origen natural compuesto por un complejo de hormonas vegetales como giberelinas, auxinas y citocininas, el cual uno de sus principales usos es el tratamiento de semillas en diferentes especies, activando procesos bioquímicos, como lo son las reacciones

enzimáticas, lo cual permite mejorar y acelerar la conversión de las reservas energéticas para el crecimiento y desarrollo del embrión cuando recibe el estímulo de humedad, favoreciendo a una germinación más rápida y uniforme (Bioenzymas & Hernandez, 2016).

2.11 Nanotecnología en la agricultura

La nanotecnología se define como la fabricación, diseño, manipulación y aplicación de estructuras pequeñas (nanoestructuras) o pequeños materiales (nanomateriales), cuyas dimensiones van desde 1 a 100 nanómetros (Benelmekki, 2019). Los materiales que se encuentran en nanoescala presentan propiedades completamente diferentes a sus homólogos en tamaño normal; dichas propiedades están en función de la estructura, tamaño, forma y composición de la partícula. Por ejemplo, el mismo material presenta propiedades ópticas-eléctricas diferentes en tamaño nanométrico en contraste con la macro escala (Thangadurai *et al.*, 2020).

Las nanopartículas (NPs) se componen de tres capas (a) la capa superficial, que puede fusionarse con una variedad de moléculas pequeñas, iones metálicos, tensioactivos y polímeros; (b) la capa del caparazón, que es un material químicamente diferente del núcleo, y (c) el núcleo (Joudeh & Linke, 2022). Estas estructuras incluyen sustancias de diferente forma, estado de aglomeración, área, carga superficial y tamaño, lo que les permite ser más solubles, así como tener una mejor difusión, absorción y disponibilidad (del Rocío *et al.*, 2017).

En la producción agrícola moderna sustentable la nanotecnología apunta a proveer soluciones usando NPs, las cuales poseen al menos tres mecanismos de acción: 1. Generación de especies reactivas de oxígeno, 2. Liberación de iones, y 3. Acumulación o penetración en la membrana celular (Resham *et al.*, 2015).

La aplicación de la nanotecnología ofrece amplias oportunidades para producir productos agrícolas, como: nanofertilizantes, nanoplaguicidas, nanoherbicidas y nanosensores, entre otros (Lira *et al.*, 2018). Investigaciones han reportado que las aplicaciones de estos nanoprodutos pueden minimizar la pérdida de nutrientes, aumentar la biodisponibilidad, mejorar la actividad biológica, incrementar y mejorar la germinación de semillas, ayudar en el manejo del agua y reducir la cantidad de agroquímicos aplicados, aumentar la producción de alimentos y disminuir el impacto ambiental de forma sostenible (Konappa *et al.*, 2021).

2.11.1 Nanopartículas en la germinación

El pretratamiento de semillas es un tratamiento previo a la siembra, que coloca las semillas en una concentración específica de una solución definida (remojo en agua, sales inorgánicas, en soluciones de materia orgánica, y en nanomateriales) durante un periodo específico; creando un estado fisiológico en la semilla que fortalece su capacidad de crecimiento con estrés biótico y abiótico (Abbasi Khalaki *et al.*, 2019). El pretratado puede acelerar la tasa de germinación, la velocidad de germinación, el índice de vigor de las plántulas, el alargamiento de raíces y brotes, el peso húmedo y seco de las plántulas, la tasa fotosintética y otros rasgos de crecimiento de las plantas (Anaytullah y Bosé 2007; Conrath, 2011).

El propósito de pretratar la semilla es que el agua en conjunto con algún agente disuelto, activen los procesos fisiológicos de la semilla; y esto puede presentar tres fases: 1. Imbibición, representa el ingreso de agua a la semilla, mediante la adsorción; 2. Activación: inician los procesos bioquímicos, permite la imbibición controlada y la inducción del metabolismo pregerminativo, pero se restringe la emergencia de la radícula; y 3. Crecimiento: muestra la fase de germinación y posgerminación que provoca el consumo de glucosa por parte del embrión y el crecimiento de la radícula (Rajjou *et al.*, 2012).

Diversos estudios demuestran que las nanopartículas tienen la capacidad de infiltrarse en la cubierta de las semillas debido a su diminuto tamaño y aumentar la absorción de agua, lo que se traduce en mayor germinación y crecimiento de las plántulas (Maroufpoor *et al.*, 2019).

El tipo y magnitud del efecto de las nanopartículas en la germinación de plantas dependen de la especie de planta, la concentración de nanopartículas en el medio, el tiempo de contacto, las propiedades intrínsecas del nanomaterial y la interacción entre el entorno y la planta (Ma *et al.*, 2010; Miralles *et al.*, 2012).

2.11.2 Nanopartículas de Plata

El mecanismo de acción de las NPs en el proceso de la germinación consiste en la penetración de nanomateriales en la semilla, que permiten aumentar la imbibición de agua y micronutrientes, acelerando la degradación de reservas, favoreciendo a una mayor emergencia y uniformidad (Ruiz *et al.*, 2016).

Las nanopartículas de plata (Ag NPs) se encuentran entre los nanomateriales más utilizados, y se encuentran entre las nanopartículas más utilizadas después de los nanotubos de carbono. La capacidad de las nanopartículas de Plata para proteger las semillas de bacterias y hongos las vuelve potencialmente útiles en jardinería y otras actividades agrícolas (Parveen y Rao, 2015).

Además de sus propiedades antimicrobianas e inhibición de los síntomas de etileno en cultivos *in vitro*, recientemente se ha demostrado que las Ag NPs tienen gran influencia en la germinación, crecimiento y desarrollo de las plantas (Tung *et al.*, 2021).

Se ha demostrado que las Ag NPs poseen efectos tanto positivos como negativos sobre los parámetros de calidad en semillas de diferentes cultivos, dependiendo del método, la duración del tratamiento, el tamaño, la forma, la

concentración, las condiciones experimentales y el enfoque de síntesis (Da Costa y Sharma, 2016; Tripathi *et al.*, 2017).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del experimento

El experimento se realizó en el Laboratorio e Invernadero del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), ubicada en Buenavista, Saltillo Coahuila. El trabajo se estableció en el periodo de enero a junio del 2023.



Figura 2. Ubicación del experimento, Departamento de Horticultura UAAAN.

3.2 Material vegetal

Se evaluaron dos ecotipos de semillas de chile piquín de las regiones de Coahuila E1 (alargado) y Sonora E2 (bolita).

3.3 Extracción de semillas

Las semillas de ambos ecotipos fueron retiradas del fruto en seco, siendo separadas y seleccionadas en cinco grupos de 40 semillas teniendo 200 semillas exactas para cada cavidad de la charola.

3.4 Características de los tratamientos

Como tratamientos se utilizaron 3 bioestimulantes de germinación: Acido giberélico, un producto comercial Biozyme TF®, Ag NPs y un tratamiento control.

Para el tratamiento 2 (T2) se utilizó Ácido Giberélico (AG₃) comercial (Activol 40%), preparando únicamente la cantidad requerida para las muestras. Respecto a que 1.0 gr de Activol contiene 40% de AG₃ que es igual a 400 ppm y 60% de aditivos. Para 500 ppm se ocuparon 1250 mg de Activol en 1 litro de agua. Este proceso fue introducido en un sonicador por 20 minutos para homogenizar el producto.

Cálculo del producto para 250 ml de agua:

1.0 gr Activol - 40% de AG₃

1000 mg - 400 ppm Activol

1250 mg - 500 ppm Activol en 1 Litro de agua.

$$\frac{1000 \text{ mg} \times 500 \text{ ppm}}{400 \text{ ppm}} = 1250 \text{ mg Activol en 1 litro de agua}$$

1250 mg - 1000 ml Agua desionizada

312.5 mg - 250 ml Agua desionizada.

$$\frac{1250 \text{ mg} \times 250 \text{ ml}}{1000 \text{ ml}} = 312.5 \text{ mg de Activol}$$

Para el tratamiento 3 (T3), se agregaron 25 ml del producto comercial Biozyme en 500 ml de agua desionizada y fue agitado manualmente. Este producto presenta extractos de origen vegetal, que contiene tres fitohormonas biológicamente activas: giberelinas (Ácido Giberélico, 31 ppm), auxinas (Ácido Indol Acético, 31 ppm) y Citoquininas (Zeatina, 83 ppm),

además contiene micro elementos como: Azufre (0.44%); Magnesio (0.14%); Boro (0.30%); Fierro (0.49%); Manganeso (0.12%) y Zinc (0.37%).

Como tratamiento 4 (T4), se utilizaron Ag NPs a una concentración de 100 PPM. Primeramente, se pesaron 100 mg de Ag NPs para diluirse en 1000 ml de agua desionizada, dando resultado a una concentración de 100 ppm de Ag NPs, posteriormente fue sometida al proceso de sonicación durante 30 minutos. El tratamiento 5 (T5) (50 ppm de Ag NPs) se obtuvo a partir de la solución madre del T4, para ello se tomaron 100 ml de la suspensión y se aforo a 500 ml con agua desionizada.

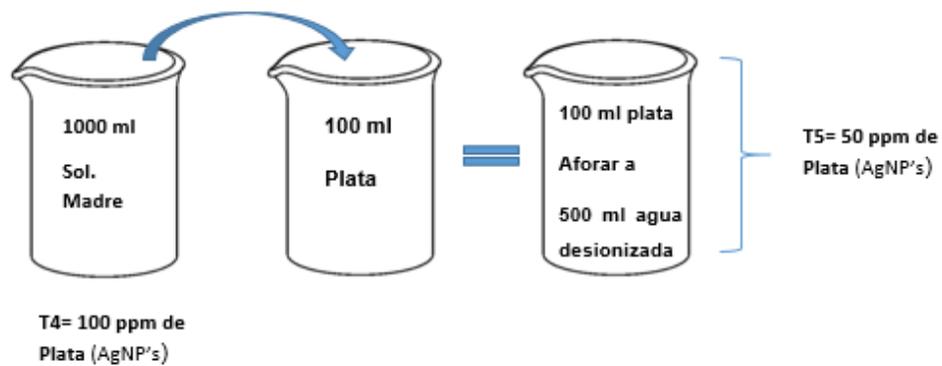


Figura 3. Preparación de tratamientos T4 y T5.



Figura 4. Clasificación de los tratamientos.

3.6 Aplicación de tratamientos

La imbibición de semillas de chile piquín se realizó en vasos de precipitado de 50 ml una vez etiquetadas se colocaron las semillas y se agregaron los respectivos tratamientos hasta 20 ml para cubrir las semillas y realizar la prueba de imbibición de esta manera retirar las semillas vanas para asegurar un mayor porcentaje de germinación.

Una vez colocados los tratamientos en cada ecotipo, los vasos fueron sometidos en agitación orbital por 10 minutos, esto con el objetivo de distribuir las soluciones de los tratamientos de manera uniforme. Finalmente se dejaron imbibir por 24 horas a temperatura ambiente de laboratorio, para posteriormente realizar la siembra.



Figura 5. Prueba de imbibición en semilla de chile piquín.



Figura 6. Agitación orbital de los tratamientos.

3.7 Método de siembra

La siembra se realizó en charolas de poliestireno de 200 cavidades, previamente desinfectadas con cloro y agua; como sustrato se utilizó una mezcla de perlita mineral y Turba de sphagnum peat moss en proporción 1:1, el cual se humedeció a capacidad de campo, con el fin de proporcionar humedad adecuada.

Se utilizaron también pinzas previamente desinfectadas con alcohol para una mayor facilidad y colocación de las semillas; una vez sembradas, las charolas se colocaron en bolsas de plástico negras y se mantuvieron dentro del invernadero a una temperatura de 30-35 ° C.

3.8 Cuidado y manejo de plántula

Se realizó un muestreo diario para determinar la frecuencia de riego, en donde se mostró durante la primera semana una humedad ideal regando cada tercer día. Una vez que emergieron las semillas, los riegos fueron distribuidos diariamente con moderadas cantidades de agua de tal manera no crear presencia de hongos.

Durante el desarrollo de las plántulas, se llevaron a cabo dos aplicaciones preventivas de fungicida de forma foliar con diferentes productos: Captan 1 ml/L de agua y Ridomil 1 ml/L de agua, las aplicaciones se realizaron debido a las condiciones de humedad del invernadero.

Una vez emergidas las plántulas, se inició la fertilización de las mismas, basándose en la solución nutritiva propuesta por Steiner (1964) al 10%, utilizando los siguientes elementos en Meq/L; nitrato de potasio (KNO_3) 0.3 Meq/L, nitrato de calcio $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ 0.9Meq/L, sulfato de potasio K_2SO_4 0.4 Meq/L, sulfato de magnesio MgSO_4 0.4 Meq/L y ácido fosfórico H_3PO_4 0.1 Meq/L, ajustándose previamente de acuerdo al análisis de agua.



Figura 7. Plántulas de 20 días después de la siembra (dds).



Figura 8. Plántulas de chile piquín a 34 dds.

3.9 Preparación de los tratamientos

Como anteriormente se ha mencionado, se utilizaron distintos inductores de germinación en dos ecotipos de chile piquín, generando cinco tratamientos (Tabla 3) para la evaluación.

Tabla 3. Descripción de los tratamientos evaluados en semilla de chile piquín

Tratamiento	Descripción
T1	Agua (Testigo)
T2	Ácido Giberélico 1000 ppm
T3	Biozyme TF® (100 ppm)
T4	Ag NPs 50 ppm
T5	Ag NPs 100 ppm



Figura 9. Tratamientos pregerminativos.

3.10. Variables agronómicas evaluadas

Porcentaje de germinación (PDG): se contabilizaron las semillas que lograron emerger al final del experimento y en base a las semillas utilizadas determino el porcentaje con la siguiente fórmula:

$$(N^{\circ} \text{ semillas germinadas}) \times (100) / (N^{\circ} \text{ semillas sembradas}).$$

Altura de plántula y longitud de raíz (ADP) (LDR): con una regla se midió la altura en cm desde la base del tallo hasta la punta apical, y desde la base del tallo hasta la punta radical, los datos se reportaron en cm.

Diámetro del tallo (DDT): se utilizó un vernier digital marca Autotec, midiendo en el cuello de la raíz, donde el tallo se une con el sistema radical y se reporta en (mm).



Figura 10. Medición del diámetro de tallo.

Número de hojas (NDH): fueron retiradas del resto de la plántula para facilitar el conteo y se registraron como el total de hojas verdaderas por plántula desde las más desarrolladas a las más pequeñas ubicadas en el ápice.



Figura 11. Evaluación del número de hojas de las plántulas.

Área foliar (AF): el área de la superficie de cada una de las hojas se midió mediante el software Image J, se tomaron fotografías de cada foliolo junto a una regla milimétrica, calibrando en el programa el valor equivalente a 1 cm lineal de la regla, y señalando el perímetro del foliolo evaluado.



Figura 12. Evaluación de área foliar.

Peso fresco y seco de plántula (PFP) (PSP): inmediatamente después de tomar las medidas, cada planta (hojas y tallo) se pesaron dentro de bolsas de papel en una balanza analítica. La raíz fue pesada por separado, para el peso seco, fueron sometidas a un proceso de deshidratación en una estufa de secado en laboratorio.



Figura 13. Obtención del peso seco.

3.11. Análisis estadístico

Los datos obtenidos son el promedio de 10 réplicas por tratamiento, los promedios fueron analizados por ANOVA, utilizando el programa estadístico INFOSTAT.

Se empleó el diseño experimental completamente al azar, con cuatro repeticiones. El programa estadístico utilizado para realizar el análisis de varianza (ANOVA) fue INFOSTAT y se realizó la prueba de comparación de medias Tukey ($P \leq 0.05$).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Porcentaje de germinación

En la variable porcentaje de germinación podemos observar diferencias porcentuales en cada uno de los ecotipos y tratamientos evaluados (Tabla 4). Para el ecotipo 1, el 100% de germinación se alcanza 45 días después de siembra con la aplicación de Ag NPs (50 ppm), en ese periodo de tiempo el tratamiento testigo solo alcanza el 61.1%. Para el ecotipo 2, se logra un 95% de germinación con el T4 (Ag NPs a 50 ppm), en un periodo de 30 días después de siembra, siendo 15% más alto que el porcentaje obtenido en el tratamiento testigo.

Tabla 4. Porcentaje de germinación obtenido en los ecotipos de chile piquín con diferentes tratamientos

Tratamiento	Ecotipo 1 Coahuila (%)			Ecotipo 2 Sonora (%)		
	15 dds	30 dds	45 dds	10 dds	20 dds	30 dds
T1 H ₂ O	19.4	50.0	61.1	12.5	80.0	80.0
T2 AG ₃ (1000 ppm)	96.2	97.2	98.2	37.5	62.5	77.5
T3 Biozyme TF	30.6	44.4	75.0	12.5	80.0	80.0
T4 Ag NPs (50 ppm)	77.8	86.1	100.0	15.0	87.5	95.0
T5 Ag NPs (100 ppm)	44.4	69.4	77.8	25.0	82.5	87.5

H₂O, agua; AG₃: ácido giberélico; Ag NPs, nanopartículas de plata; dds: días después de siembra.

La aplicación de Ácido Giberélico es una de las estrategias más utilizadas para la germinación de semilla de chile piquín en nuestro país. Torres (2019), menciona que, durante el experimento realizado para aumentar la germinación en chiltepín, el mayor porcentaje se obtuvo aplicando dosis de 5000 ppm en un tiempo de 36 horas alcanzando una germinación del 73.3 %.

Los resultados obtenidos en la presente investigación son congruentes con lo reportado por (Almutairi, 2016), quien ha probado los efectos del tratamiento de semillas de tomate con Ag NPs bajo estrés salino, revelando que las nanopartículas mitigaron el estrés salino durante la germinación, y estimularon mayor tasa de germinación, longitud de plántula, peso fresco y seco de las plántulas.

En plantas de chile (*Capsicum annuum* L.) se ha reportado que el tratamiento con Ag NPs, Cobre (Cu) y la combinación de ambas (Ag-Cu), se obtuvieron aumentos significativos ($p < 0.05$), con un 96.6% de germinación, en comparación con el control (90%) promoviendo la germinación de las semillas y el crecimiento de las plantas en condiciones de invernadero (Mawale *et al.*, 2024).

4.2 Altura de plántula (ADP)

De acuerdo con el análisis de varianza (Anexo 1) la aplicación de tratamientos mostró diferencias significativas. La prueba de comparación de medias (Tukey $p < 0.05$), indicó que todos los tratamientos superan al testigo (Fig. 14) en los ecotipos Coahuila y Sonora. En el ecotipo 1 Coahuila el T2, T3, T4 y T5 se comportaron estadísticamente iguales. En este ecotipo, el T2 supera con 17.08% en altura al tratamiento testigo; mientras que en el ecotipo Sonora el mismo tratamiento supera en 27.39% al T1

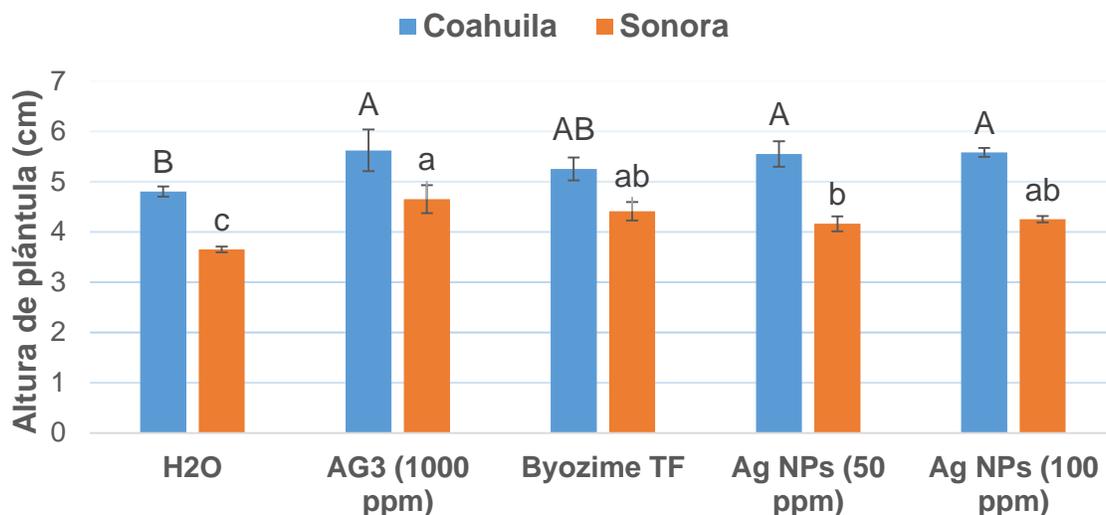


Figura 14. Altura de plántula (cm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos. Las letras diferentes entre tratamientos indican diferencias significativas con base en la prueba estadística de Tukey ($p < 0.05$).

Investigaciones como la de González-Cortés, *et al.* (2015) explican que el Ácido Giberélico puede inducir en semillas de chile amashito hidrólisis de almidón y sacarosa, a glucosa y fructosa, promoviendo la liberación de energía y se convierte en potencial negativo que permite la entrada de agua, aumentando la plasticidad de la pared celular y el crecimiento celular. Al igual Serna *et al.*, (2017) reportan un crecimiento más acelerado en plantas de tomate a las que se aplicó diferentes concentraciones de AG₃, evidenciando una relación proporcional con la mayor dosis aplicada (150 ppm), presentando mayor altura de planta, seguido de las dosis de 100 ppm, 50 ppm y por último el testigo (0 ppm).

Las NPs pueden presentar efectos negativos y/o positivos en la germinación, dependiendo de la respuesta de la especie, los efectos a favor de las NPs podrían atribuirse a una mayor producción de enzimas responsables de las reacciones metabólicas. Por otra parte, podrían incrementar los niveles de 'ácido indolacético (AIA), en las raíces o brotes, sintetizándose generalmente en los meristemos apicales, hojas tiernas y frutos en desarrollo controlando

diversos procesos como elongación y división celular que a su vez pueden incrementar el vigor de las semillas y por ende el crecimiento de plántulas (Ruiz *et al.*, 2016).

El tratamiento de semillas con Ag NPs, en *Boswellia ovalifoliolata* ha duplicado la altura de plántula, la velocidad de germinación, además que la emergencia de semillas aumentó en un 28% respecto al testigo (Savithamma *et al.*, 2012).

4.3 Longitud de raíz

En base al análisis estadístico (Anexo 1), se mostraron diferencias significativas entre los tratamientos para el ecotipo de Coahuila, en donde indica que el mejor desarrollo de raíz se obtuvo del T3 (Byozime TF) con un 22.6% más en comparación con el testigo, permitiendo una mejor absorción de agua y nutrientes (Fig.15), mientras que para el ecotipo de Sonora los tratamientos son estadísticamente iguales. A estos resultados se le atribuye la teoría de Charles Darwin, en su libro el Poder de Movimiento en las Plantas, donde al tratarse de auxinas una de las tres fitohormonas componentes del producto comercial Biozyme, las auxinas juegan un papel central en la regulación del crecimiento de las raíces, promueven la elongación del tallo, tropismo entre otros (Salisbury, 1994).

Por su parte, Hernández-Gómez (2002) evaluó cinco productos a base de hormonas de crecimiento en maíz, de los cuales dos de ellos (GBM044 y Biozyme PP), manifestaron su acción estimulante positiva para la variable longitud de raíz al superar a los testigos, el GBM044 en dosis de 100 ppm sobresalió del resto de los tratamientos al presentar 14.03 cm, seguido por el Biozyme PP en su dosis de 1 g, al presentar 13.79 cm.

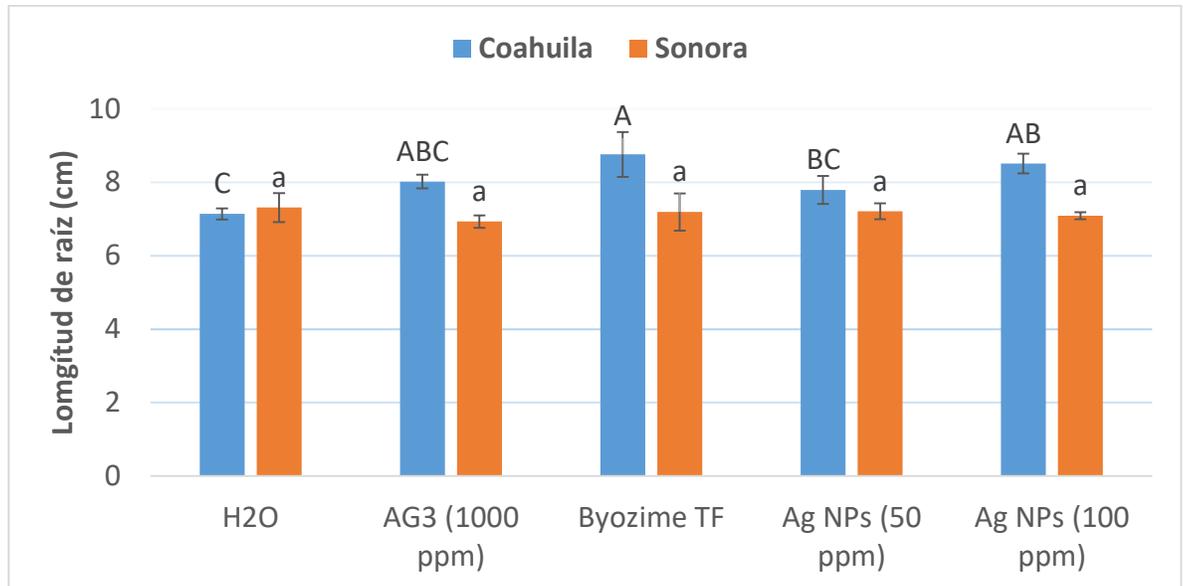


Figura 15. Longitud de raíz (cm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos

4.4 Diámetro de tallo

Para la variable diámetro de tallo, de acuerdo con el análisis de varianza, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos para ninguno de los ecotipos. La figura 16 muestra los valores medios más altos, mismos que fueron obtenidos con los T5 y T3. Estos resultados difieren con Ucan-Tucuch (2019) al evaluar los productos Byozime TF y Optifert presentaron los valores más altos con 10.5 mm y 10.4 mm en grosor de tallo en el cultivo de pepino. Por otra parte, Reyna y Sandoval (2005) mencionan que esta característica es atribuible al tiempo de desarrollo de la planta que al ecotipo, dado que esta lignificación de los tallos se da también en las plantas de especies cultivadas que duran más de 40 días en producción para alcanzar el desarrollo de raíces y el grosor de tallo deseado.

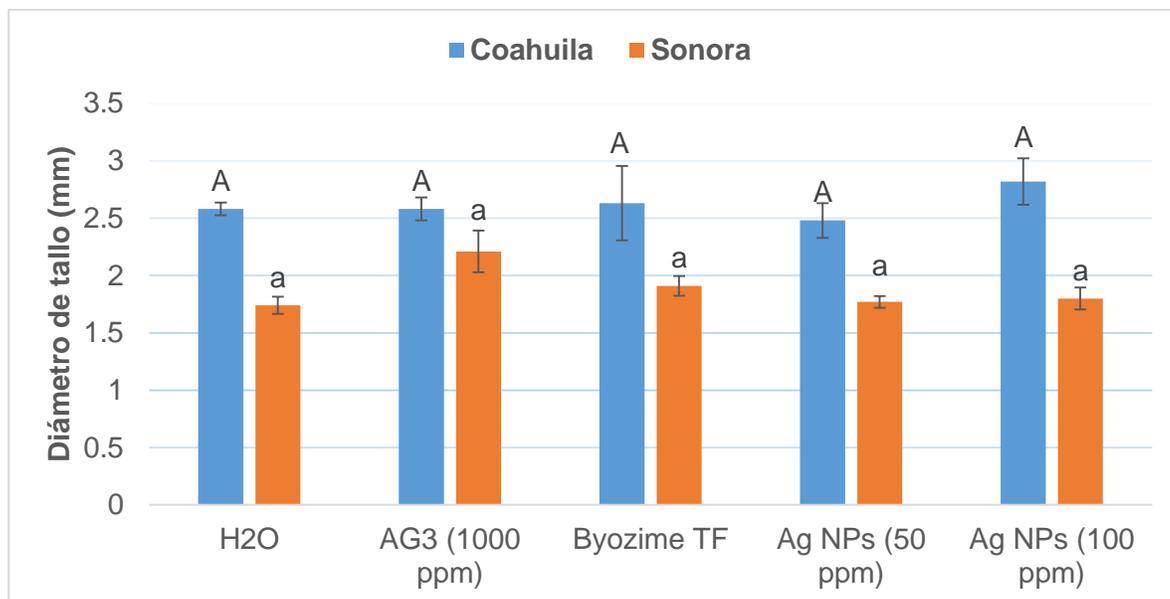


Figura 16. Diámetro de tallo (mm) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos

4.5 Peso fresco de biomasa

Los resultados obtenidos en el análisis de varianza (Anexo 1) para esta variable, indican que existen diferencias significativas entre los tratamientos para ambos ecotipos. De acuerdo con la prueba de medias (Tukey $p < 0.05$), el T5 (Ag NPs 100 ppm) incrementó en 106.57% la biomasa fresca en comparación con el testigo para el E1 (Coahuila); mientras que, para el E2, de igual manera el T5 supera con 100% de biomasa al testigo (Fig. 17).

Nuestro estudio difiere a lo reportado por Bello y Spinoso (2023), quienes mencionan que el efecto hormético o también llamado hormesis se caracteriza por estimular el desarrollo a concentraciones bajas e inhibición a concentraciones altas; lo cual coincide en especies como vainilla (*V. planifolia*), caña de azúcar (*Saccharum* spp.) y estevia (*S. rebaudiana*), en las cuales se encontró el efecto para estimular el desarrollo en concentraciones de 25 a 50 mg L⁻¹ de NPs Ag; mientras que el efecto de inhibición del desarrollo ocurrió en un rango de 100 a 200 mg L⁻¹ de Ag NPs

(Spinoso-Castillo *et al.*, 2017; Bello-Bello *et al.*, 2017; Castro-González *et al.*, 2019). En cuanto al chile piquín la concentración de 100 ppm no muestra efecto negativo para esta variable.

El tratamiento de semillas con Ag NPs, en *Boswellia ovalifoliolata* ha duplicado la altura de plántula, la velocidad de germinación, además que la emergencia de semillas aumentó en un 28% respecto al testigo (Savithramma *et al.*, 2012). Así mismo, se ha probado los efectos del tratamiento de semillas de tomate con Ag NPs bajo estrés salino, revelando que las NPs mitigaron el estrés salino durante la germinación, y una mayor tasa de germinación, longitud de plántula, peso fresco y seco de las plántulas (Almutairi, 2016).

Las Ag NPs en bajas concentraciones estimulan el crecimiento de raíces, brotes y mayor longitud de plúmula en garbanzo, se les atribuye incrementos en los niveles de AIA dando como resultado mayor acumulación de peso fresco y seco, por ende, una mejora en indicadores de vigor (Buu *et al.*, 2014).

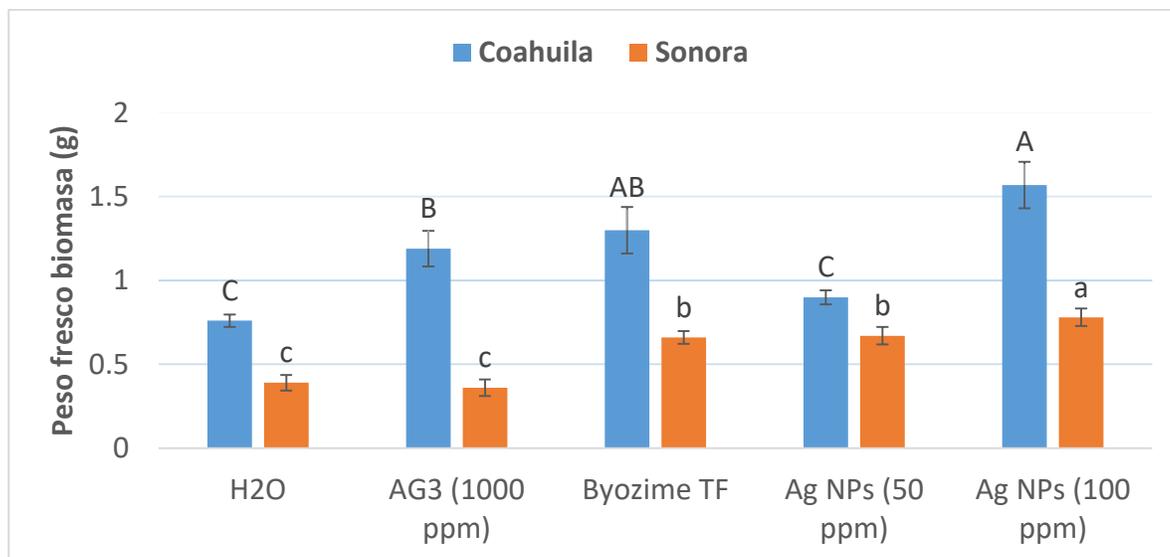


Figura 17. Peso fresco de biomasa (g) en los ecotipos Coahila y Sonora con tratamientos pregerminativos

4.6 Peso seco de biomasa (PSB)

Para esta variable los resultados muestran que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos (Anexo 1), para el E1 Coahuila (Fig.18). Por lo contrario, los resultados para el E2 Sonora mostraron que los tratamientos 3, 4 y 5 superan con el 100%, 85.7% y 114.2% respectivamente en biomasa seca al T1 (agua). Esta respuesta rápida puede atribuirse a los componentes que contiene el Byozime TF como: auxinas, giberelinas, citocininas y algunos minerales que en conjunto con Carbono e Hidrogeno componen la biomasa seca. Además, por la consistencia liquida, el Biozime TF incrementa otras variables como germinación, índice de velocidad de emergencia, longitud de raíz etc. El Biozime TF en una mayor concentración incremento el peso fresco tanto como el peso seco, ya que al germinar más rápido la semilla puede incrementar su biomasa al tiempo de evaluación en moringa (Hernández, 2016).

En relación con estos resultados, en estudios sobre el efecto de las Ag NPs en germinación y acumulación de biomasa en arroz, Salama (2012)

menciona que se ha reportado que las Ag NPs inducen un incremento de la longitud de la raíz, biomasa seca, mayor contenido de proteína, clorofila y carbohidratos; asimismo que inducen la activación de enzimas antioxidantes, dando como resultado una reducción de los niveles de especies reactivas de oxígeno (Salama, 2012).

Por otra parte, la aplicación al follaje de NPs de Óxido de Zinc dopadas con Plata promovió significativamente el crecimiento y producción de biomasa en las plántulas de chile (Méndez *et al.*,2015).

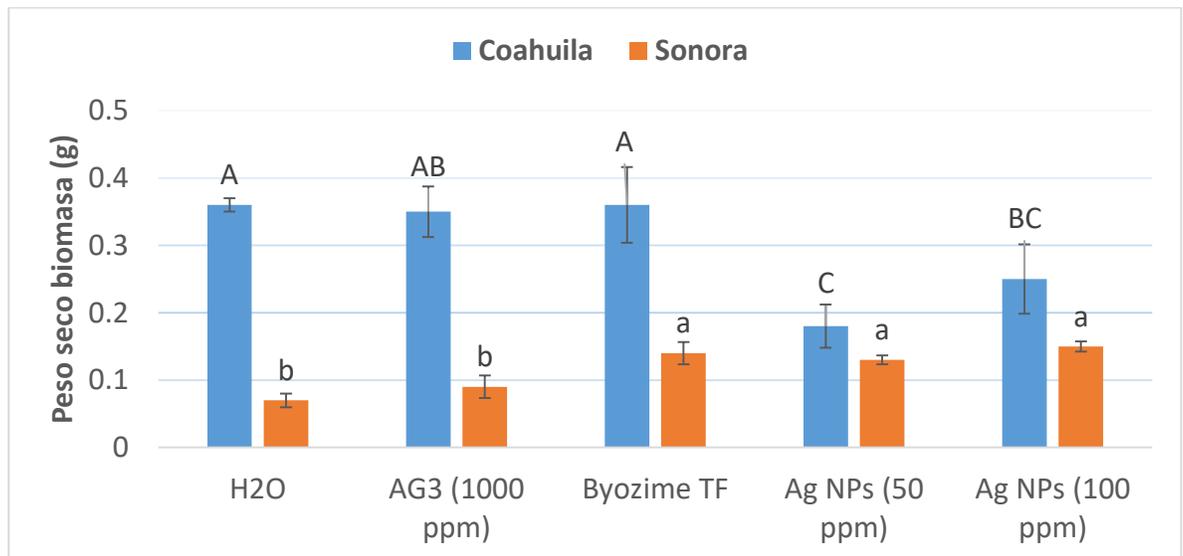


Figura 18. Peso seco de biomasa (radicular y aérea) en plántula de chile piquín.

4.7 Número de hojas

De acuerdo con el análisis de varianza, esta variable presento diferencias significativas entre los tratamientos. La prueba de comparación de medias, nos indica que los tratamientos con Ag NPs mostraron efectos positivos, siendo T5 y T4 estadísticamente iguales y superando con 21.5% y 19.9% al testigo, esto para el ecotipo Coahuila. En cambio, para el ecotipo Sonora se mostraron diferencias significativas en tratamientos diferentes, siendo T3 y T4

estadísticamente iguales mostrando una diferencia del 43.5% y 28.9% de diferencia en comparación con el testigo en el número de hojas (Fig. 19).

La estimulación de la germinación en semillas con la aplicación de NPs es el comienzo del efecto de este material, reflejándose en una mayor emergencia, y uniformidad que se observa al finalizar este proceso debido principalmente a la penetración de nanomateriales, que permiten aumentar el suministro de agua y micronutrientes, beneficiando a las primeras etapas de la planta (Ruiz y García, 2016).

De acuerdo con lo anterior se atribuye la capacidad de las Ag NPs para eficientizar la absorción de nutrientes de la solución que se aplicó y dio como resultado características específicas como un mayor número de hojas. Abbasi *et al.* (2016) indican que las NPs de Plata y Sílice pueden tener un efecto positivo sobre la germinación de semillas y rasgos iniciales de crecimiento.

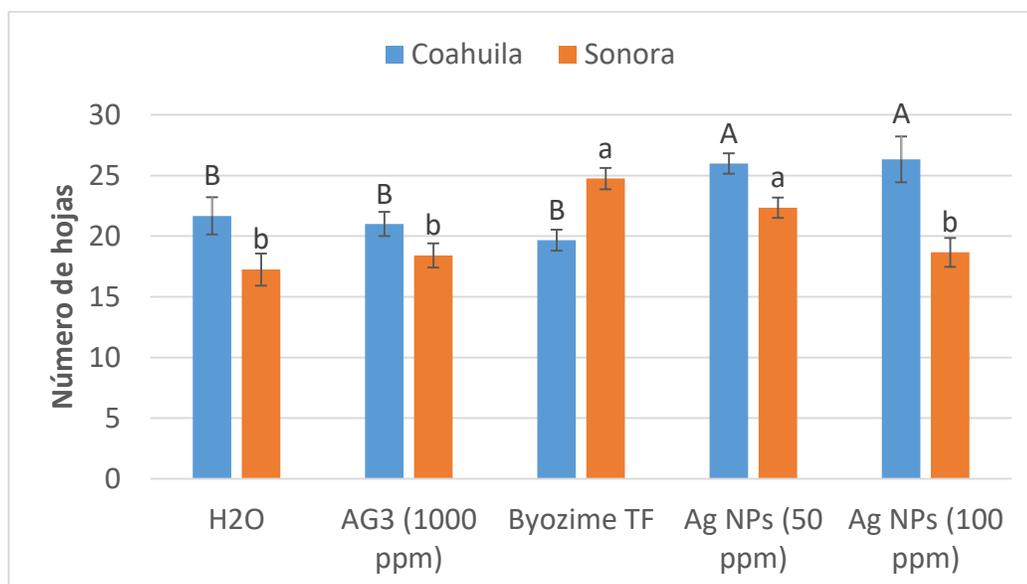


Figura 19. Numero de hojas obtenido en ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminivos.

4.8 Área foliar

En cuanto a la variable de área foliar, los resultados del análisis de varianza y de acuerdo a la prueba de comparación de medias (Tukey $p < 0.05$), indican que existen diferencias significativas entre los tratamientos (Fig. 20), mostrando que el uso de Ácido Giberélico, Ag NPs y Byozime TF como priming de las semillas tienen efecto positivo mejorando las condiciones de la planta, señalando que T2, T3, T4 y T5 son estadísticamente iguales y que superan con 13.5%, 16%, 6.5% y 10% respectivamente, al testigo agua para el ecotipo Coahuila. Mientras que, para el ecotipo Sonora, el T3 supera 83.6% de área foliar en comparación con el testigo agua.

Respecto a los resultados obtenidos de esta variable, indican que el uso del Biozyme TF pudiera aportar beneficios en algunos procesos fisiológicos importantes en las hojas, como, crecimiento vegetal, captación de luz, eficiencia fotosintética, respiración, transpiración etc. En el estudio “Biozyme en la producción de petunia mexicana” al aplicar Biozyme 1 mL^{-1} cada 15 días, Biozyme 2 mL^{-1} cada 8 días y Biozyme 1 mL^{-1} cada 8 días para el largo de hoja indica que las dosis de Biozyme aplicadas tanto a los 8 como a los

15 días superaron estadísticamente al testigo, El uso de Biozyme favoreció considerablemente en variables como largo y ancho de la hoja consiguiendo los valores más altos superando al testigo, sin embargo en esta ocasión, la aplicación de Biozyme redujo el diámetro de flor (De los santos *et al.*, 2018).

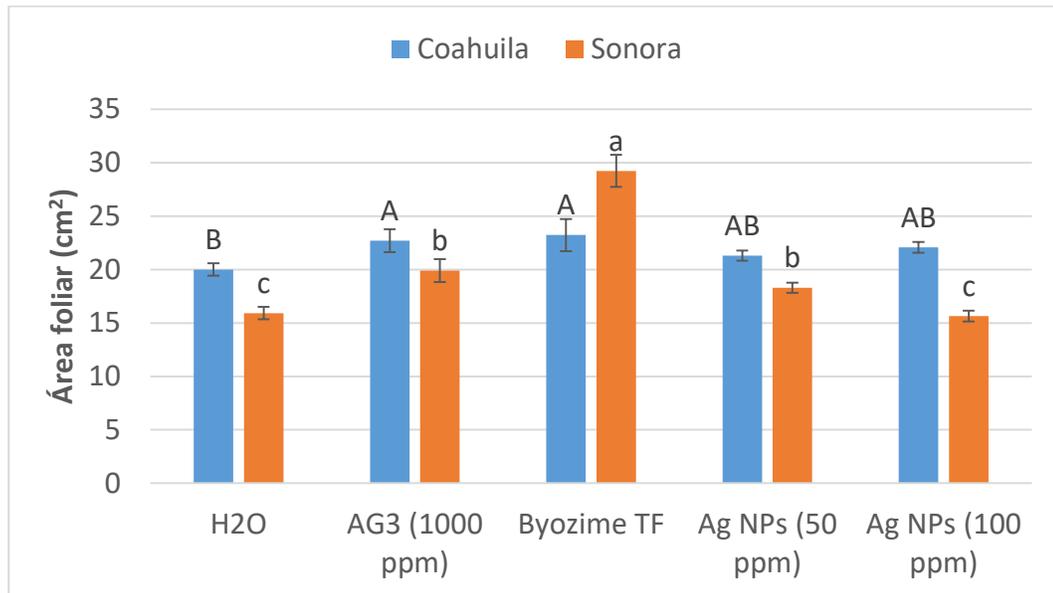


Figura 20. Área foliar (cm²) en los ecotipos Coahuila y Sonora con tratamientos pregerminativos

5. CONCLUSIONES

La aplicación de Ag NPs mostró un efecto positivo al tener los valores medios y estadísticamente más altos en 7 de las 8 variables evaluadas, principalmente a una concentración de 100 ppm, siendo este nanomaterial una alternativa para el desarrollo de nuevas tecnologías accesibles garantizando un porcentaje uniforme en la germinación y calidad de este cultivo, y poder ser explotado a nivel comercial, consiguiendo así evitar el declive de esta especie en zonas silvestres.

Cabe resaltar que el ecotipo Coahuila presentó mejores valores que el ecotipo Sonora, esto debido a que se encontraba en su entorno nativo, mientras que el ecotipo Sonora sufrió cambios de adaptabilidad en su ecosistema que pudieron afectar a la brevedad en sus procesos fisiológicos.

No obstante, es indispensable realizar más estudios donde se evalué el efecto colateral de los Ag NPs en ecosistemas.

6. LITERATURA CITADA

1. Abbasi, M., Ghorbani A., & Moameri M. (2016). Effects of silica and silver nanoparticles on seed germination traits of thymus kotschyanus in laboratory conditions. *Journal of Rangeland Science* 6(3):222-231.
2. Abbasi Khalaki M., Ghorbani A., & Dadjou F. (2019) Influence of nanoprimer on *Festuca ovina* seed germination and early seedling traits under drought stress, in Laboratory condition. *Ecopersia*. 7:133–139.
3. Acosta, M. (2015). ¿Qué es la latencia? Obtenido de <https://www.gruposacsa.com.mx/quees-la-latencia/>
4. Agrios, G. N. (2009). Fitopatología, 2ª Ed. Limusa, México. pp. 273 – 530.
5. Almutairi Z. M. (2016). Influence of silver nano-particles on the salt resistance of tomato (*Solanum lycopersicum*) during germination. *Int J. Agric Biol* 18(2):449–457
6. Reyna-Alvizo, J. (2005). Producción de planta de Chile piquín (*C. annuum L var. aviculare Dierb.*). Tesis de licenciatura. UAAAN. Saltillo, Coahuila. 41 p.
7. Anaytullah, B. B., & Bose, B. (2007). Nitrate-hardened seeds increase germination, amylase activity and proline content in wheat seedlings at low temperature. *Physiol Mol Biol Plants*, 13, 199-207.
8. Apodaca M., Cetina V., Mata J., López M., González H., Uscanga E., & García A. (2019). Ruptura de la latencia física y germinación de semillas de *Chiranthodendron pentadactylon* (Malvaceae). *Botanical Sciences*, 97(2), 214-215. <https://www.scielo.org.mx/pdf/bs/v97n2/2007-4476-bs-97-02-211.pdf>.

9. Araiza-Lizarde, N., Araiza-Lizarde, E., & Martínez-Martínez, J. G. (2011). Evaluación de la germinación y crecimiento de Plántula de Chiltepín (*Capsicum annuum L variedad glabriusculum*) en invernadero. *Revista colombiana de Biotecnología*, XIII 13(2),170-175.
10. Bailly, C., Benamar, A., Corbineau, F., & Côme, D. (2000). Antioxidant systems in sunflower (*Helianthus annuus L.*) seeds as affected by priming. *Seed Science Research*, 10(01), 35-42.
11. Barchenger, D. W., & Bosland, P. W. (2016). Exogenous applications of capsaicin inhibits seed germination of *Capsicum annuum*. *Scientia horticulturae*, 203, 29-31.
12. Bello-Bello, J. J., & Spinoso-Castillo, J. L. (2023). Utilización de nanopartículas de plata en la micropropagación de plantas. *Mundo nano. Revista interdisciplinaria en nanociencias y nanotecnología*, 16(30).
13. Bello-Bello, J. J., Chávez-Santoscoy, R. A., Lecona-Guzmán, C. A., Bogdanchikova, N., Salinas-Ruiz, J., Gomez-Merino, F. C., & Pestryakov, A. (2017). Hormetic response by silver nanoparticles on in vitro multiplication of sugarcane (*Saccharum spp. Cv. Mex 69-290*) using a temporary immersion system. *Dose-Response*, <https://doi.org/10.1177/1559325817744945>.
14. Benavides & Fuentes. 2022. Introducción a los Bioestimulantes Agrícolas. *Independently Published*. 1º. España. Pp 20-23.
15. Benelmekki, M. (2019). *Nanomaterials: the original product of nanotechnology*. Morgan & Claypool Publishers.

16. Bewley, J. D., & Black, M. (2012). Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination: volume 2: viability, dormancy, and environmental control. *Springer Science & Business Media*.
17. Brondo, R. R, Angulo, D. S, Hernández, P.I. & Barceló, A.A. (2020). Tratamientos pregerminativos a semillas y desarrollo inicial de plántulas de chile amashito (*Capsicum annum*L. var. *Glabriusculum*). *Agro productividad*. 2(13): 53-59.
18. Buu, Q., Hien, T., Chau, H. Tin, X. Van, T. Duong, T. & Ha T. (2014). Effects of nano crystalline powders (Fe, Co and Cu) on the germination, growth, crop yield and 78 79 product quality of soybean (Vietnamese species DT-51). Vietnam Academy of Science and Technology, 5,1-7.
19. Castro-González, C. G., Sánchez-Segura, L., Gómez-Merino, F. C. & Bello-Bello, J. J. (2019). Exposure of stevia (*Stevia rebaudiana* B) to silver nanoparticles in vitro: transport and accumulation. *Scientific Reports*, 9: 10372. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-46828-y>.
20. Cano-Vázquez, A., López-Peralta, M. C., Zavaleta-Mancera, H. A., Cruz-Huerta, N., Ramírez-Ramírez, I., Gardea-Béjar, A., & González-Hernández, V. A. (2015). Variación en grados de latencia en semillas entre colectas de chile piquín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*). *Botanical Sciences*, 93(1), 175-184.
21. Catalán, C., De Los Santos, F., De Jesús Correa, A., & Manuel, J. (2019). Biozyme en la producción de “petunia mexicana” *Ruellia brittoniana* Leonar

- ex Fernald en condiciones de cubierta plástica. *Foro de estudios sobre guerrero*. 6(1), 642-651.
22. CONABIO. (2006). Sistema Integrado de Información Taxonómica (SIIT). Género *Capsicum*.
23. Congcong, G., Yongbao, S., & Fenghou, S. (2018). Investigating seed dormancy in *Pinus bungeana* Zucc. ex Endl.: Understanding the Contributions of Enclosing Tissues and Temperature on Germination. *Forests*, 9(401), 2-3.
24. Conrath, U. (2011) Molecular aspects of defense priming. *Trends Plant Sci* 16(10):524–531.
25. Coronado Garcia, M. A., Córdova Yáñez, A., Garcia Porchas, M., Santiago Hernandez, V. G., & Vasquez Navarro, R. A. (2013). Estrategias de mercado para productos elaborados a base de chiltepín en la sierra de Sonora. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 32(1345-2016-104345), 359-370.
26. Cuellar M. E. & Morales F. J. (2006). La mosca blanca *Bemisia tabaci* (*Gennadius*) como plaga y vector de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Rev. Col. Entomol.* 32(1):1-9.
27. Del Rocío, E., Ávila, L., & Arroyo, O. (2017). Nanopartículas de plata: Mecanismos de entrada, toxicidad y estrés oxidativo. *Revista de Educación Bioquímica*, 36(2), 39–54.
28. Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia horticultrae*, 196, 3-14.

29. García, C., González, M. & Cortez, E. (2012). Uso de enemigos naturales y biorracionales para el control de plagas de maíz. *Ra Ximhai*, 8(3), 57–70.
30. Garton. (1995). El manejo cuidadoso mejora las eras de transplante, Productores de Hortalizas, Agosto, pp. 38-40. México.
31. González-Cortés, N., Jiménez Vera, R., Guerra Baños, E. C., Silos Espino, H., & Payro de la Cruz, E. (2015). Germinación del chile amashito (*Capsicum annum L. var. Glabriusculum*) en el sureste mexicano. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(SPE11), 2211-2218.
32. Hacisalihoglu, G. & Ross, Z. (2010). The influence of priming on germination and soil emergence of non-aged and aged annual ryegrass seeds. *Seed Sci. Technol.* 38: 214-217.
33. Hernández Hernández, S. A. (2016). Efecto de la aplicación de Biozyme TF sobre la germinación de semilla de moringa oleífera Lam.
34. Hernández Epigmenio, S., Rodríguez-Trejo, D. A., Granados Sánchez, D., & Cadena Meneses, J. A. (2021). Latencia física, morfoanatomía y análisis proximal de la semilla de *Enterolobium cyclocarpum (Jacq.) Griseb.* *Entreciencias: diálogos en la sociedad del conocimiento*, 9(23).
35. Hernández Hernández, S. A. (2016). Efecto de la aplicación de Biozyme TF sobre la germinación de semilla de moringa oleífera Lam.
36. Hernández-Gómez, G. A. (2002). Estimulación de la germinación de la semilla de maíz (*Zea mays L.*) y trigo (*Triticum aestivum L.*) mediante biorreguladores sintéticos.

37. INTAGRI. (2020). Cultivo de Chile en México. *Serie Hortalizas*, Núm. 21. Artículos Técnicos de INTAGRI. México. 6 p.
38. Joudeh, N., & Linke, D. (2022). Nanoparticle classification, physicochemical properties, characterization, and applications: a comprehensive review for biologists. *Journal of Nanobiotechnology* 2022 20:1, 20(1), 1–29. <https://doi.org/10.1186/S12951-022-01477-8>.
39. Konappa, N., Krishnamurthy, S., Arakere, U. C., Chowdappa, S., Akbarbasha, R., & Ramachandrappa, N. S. (2021). Nanofertilizers and nanopesticides: Recent trends, future prospects in agriculture. *Advances in nano-fertilizers and nano-pesticides in agriculture*, 281-330.
40. Koppert, (2018). Qué son los pulgones. *Koppert Copyright*. <https://www.koppert.mx/retos/control-de-plagas/pulgones/> . (29, enero, 2024).
41. Lallana, V. H., Elizalde, J. H., & García, L. F. (2005). Germinación y latencia de semillas y yemas. *Unidad Temática*, 11.
42. Lira Saldivar, R. H., Méndez Argüello, B., Santos Villarreal, G. D. L., & Vera Reyes, I. (2018). Potencial de la nanotecnología en la agricultura. *Acta universitaria*, 28(2), 9-24.
43. Ma, X., Geiser-Lee, J., Deng, Y., & Kolmakov, A. (2010). Interactions between engineered nanoparticles (ENPs) and plants: phytotoxicity, uptake and accumulation. *Science of the total environment*, 408(16), 3053-3061.
44. Maroufpoor, N., Mousavi, M., Hatami, M., Rasoulnia, A., & Lajayer, B. A. (2019). Mechanisms involved in stimulatory and toxicity effects of

- nanomaterials on seed germination and early seedling growth. *Advances in Phytotechnology*, 153-181.
45. Martínez-Ávalos, J. G., Venegas-Barrera, C. S., Martínez-Gallegos, R., Torres-Castillo, J. A., Santibáñez, F. E. O., Mora-Olivo, A. & Ocañas, F. G. (2018). A review on the geographical distribution, fruit production and concentration of capsaicinoids in *Capsicum annum* var. *glabriusculum* in the northeastern region of Mexico.
46. Martínez T., H. L. (2007). *Etnobotánica del chile piquín (Capsicum annum var. Glabriusculum)* en la sierra Gorda y semidesierto de Querétaro. Tesis para obtener grado de Maestro en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Campus de Montecillo. Texcoco, Edo. de México. 127 p.
47. Mawale, K. S., Nandini, B. & Giridhar, P. (2024). Copper and Silver Nanoparticle Seed Priming and Foliar Spray Modulate Plant Growth and Thrips Infestation in *Capsicum spp.* *ACS omega*, 9(3), 3430-3444.
48. Medina-Martínez, T., Villalón-Mendoza, H., Hernández, J. M. P., Sánchez-Ramos, G. & Salinas-Hernández, S. (2014). Avances y perspectivas de investigación del chile piquín en Tamaulipas, México. *Ciencia UAT*. 4(4):16-21.
49. Megías, M., Molist, P. & Pombal, M. (2018). Órganos vegetales Semilla. España: Facultad de Biología: Universidad de Vigo. <https://mmegias.webs.uvigo.es/descargas/o-v-semilla.pdf>
50. Méndez-Argüello, B., Lira-Saldívar, R. H., Ruíz-Torres, N. A., Cárdenas-Flores, A., Ponce-Zambrano, R., Vera-Reyes, I. & De los Santos, G. (2015).

Influencia de nanopartículas de óxido de zinc puras y dopadas con plata en el crecimiento y producción de biomasa en plántulas de Chile. In XVI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería. Guadalajara, Jalisco, México.

51. Miralles, P., Church, T. L. & Harris, A. T. (2012). Toxicity, uptake, and translocation of engineered nanomaterials in vascular plants. *Environ Sci Technol* 46(17):9224–9239.
52. Morales, F., Cardona, C., Bueno, J. & Rodríguez I. (2006). Manejo de integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. *CIAT, DFID Y Tropical White Fly IPM Project*.
53. Molina Maldonado, C., Morales Cuen A. & Márquez, Castillo, A. (2009). Técnicas Para el Establecimiento y Producción de Chiltepín Silvestre Bajo un Sistema Agroforestal en Sonora, México. *CONAFORT. México, D.F.* 38 p.
54. Montilla, V. (2019). Efecto De Hormonas Vegetales En La Germinación De Semillas De Sombrero (*Clitoria fairchildiana* R. A. Howard). *Academia*, 18(42), 49-63.
55. Moreno-Ramírez, Y. D. R., Martínez-Ávila, G. C., González-Hernández, V. A., Castro-López, C., & Torres-Castillo, J. A. (2018). Free radical-scavenging capacities, phenolics and capsaicinoids in wild piquin chili (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*). *Molecules*, 23(10), 2655.
56. Parveen A, & Rao S. (2015) Effect of nanosilver on seed germination and seedling growth in *Pennisetum glaucum*. *J Clust Sci.* 26(3):693–701.

57. Paz L. (2021). *Enciclovida*. Obtenido de Chiltepín *Capsicum annum var. Glabriusculum*: <https://enciclovida.mx/especies/211589-capsicum-annuum-varglabriusculum>.
58. Pimentel Cáceres, J. R. (2021). Efecto de biozyme tf en el rendimiento y crecimiento del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), en el valle de CAÑETE, 2020.
59. Polanco, M. (2008). Patogenicidad de aislamientos nativos de hongos entomopatógenos sobre el complejo "gallina ciega" (*Coleoptera: Melolonthidae*) de Los Altos de Chiapas, México (*Tesis de maestría*). *Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas*.
60. Porta, H., & Jiménez, N. (2019). Papel de las hormonas vegetales en la regulación de la autofagia en plantas. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 22, 2.
61. Prado-Urbina, G., Lagunes-Espinoza, L. D. C., García-López, E., Bautista-Muñoz, C. D. C., Camacho-Chiu, W., Mirafuentes, F., & Aguilar-Rincón, V. H. (2015). Germinación de semillas de chiles silvestres en respuesta a tratamientos pre-germinativos. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 2(5), 139-149.
62. Quezada, K. I. B., Ramírez, F. J. P., Muñoz, S. A. G., Parra, J. M. S., & Muñoz, R. M. Y. (2023). Chile Piquín (*Capsicum annum var. Glabriusculum*) Tesoro Picante de la Naturaleza. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 11(2), 18-23.
63. Rajjou, L., Duval, M., Gallardo, K., Catusse, J., Bally, J., Job, C & Job D. (2012). Seed germination and vigor. *Annu Rev Plant Biol* 63:507–533.

64. Ramírez-Meraz, M. (2008). Chile piquín. 1. Tecnología para incrementar germinación y conservar especies silvestres de Chile piquín. *Ficha Tecnológica por Sistema Producto. Secretaría de Agricultura. Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, INIFAP/CIRNE.*
65. Ramírez, N.U., Cervantes, O.F., Montes, H.S., Raya, P.J., Cibrián J.A. & Andrio, E.E. (2018). Diversidad morfológica del Chile piquín (*Capsicum annum L. var. Glabriusculum*) de Querétaro y Guanajuato, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas.* 6(9):1159-1170.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v9i6.1581>
66. Ramírez-Ojeda, G. (2017). Diversidad morfológica, fisiológica y climática en colectas de Chile piquín (*Capsicum annum var. glabriusculum*) en México (Master's thesis).
67. Resham, S., Khalid, M., & Kazi, A. G. (2015). Nanobiotechnology in agricultural development. *Plantomics: the omics of plant science*, 683-698.
68. Rodríguez-Beraud, M., Tampe-Pérez, J., Hormazábal-Vásquez, N., Araneda Durán, X., Tighe Neira, R., & Cárcamo-Fincheira, P. (2017). Efecto de la escarificación y estratificación sobre la germinación in vitro de *Aristotelia chilensis* (Molina) Stuntz. *Gayana. Botánica*, 74(2), 282-287.
69. Rodríguez del Bosque, L. A. (2003). Memoria del 1er Simposio Regional Sobre Chile Piquín. Avances de Investigación en Tecnología de Producción y Uso Racional del Recurso Silvestre. *INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Rio Bravo. Publicación Especial No. 26. México. 45 p.*

70. Rodríguez del Bosque, L. A., Ramírez-Meraz, M., & Pozo-Campodónico, O. (2004). Tecnología de producción de chile piquín en el noreste de México. *INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Rio Bravo. Folleto técnico, 1, 29.*
71. Ruiz, N. A. T., García, J. I. L., Lira, H. R. S., Vera, I. R., & Méndez, B. A. (2016). Efecto de nanopartículas metálicas y derivadas del carbón en la fisiología de semillas.
72. Salisbury F. 1994. *Fisiología Vegetal. Editorial Iberoamericana. México. pp 759.*
73. Salama, H.M.H. (2012). Effects of silver nanoparticles in some crop plants, common bean (*Phaseolus vulgaris L.*) and corn (*Zea mays L.*). *International Research Journal Biotechnology, 3, 10, 190-197.*
74. Salazar-Mercado, S. A., & Botello-Delgado, E. A. (2018). Viabilidad de semillas de *Glycine max (L.)* utilizando la prueba de tetrazolio. *Revista de investigación Agraria y Ambiental, 9(2 (2018)), 89-98.*
75. Sánchez, B., Pacheco, E., Lugo, G., Reyes, A., & García, E. (2017). Métodos de Escarificación en Semillas de *Guaiaicum coulteri*, Especie Amenazada del Bosque Tropical Caducifolio del Norte de Sinaloa, México. *Gayana Bor, 74(2), 262-268.*
76. Sánchez, D. (2017). Ensayos de germinación de semillas de especies arbóreas nativas del refugio de vida silvestre Pasochoa. *[Tesis de Grado, Udla].* <https://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/7357/1/UDLA-EC-TIAM-2017-12.pdf>

77. Sandoval-Rangel, A. (2011). El cultivo del chile piquín y la influencia de los ácidos orgánicos en el crecimiento, productividad y calidad nutricional (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
78. Sandoval-Rangel, A., Tapia González, A., González Fuentes, J. A., & Benavides-Mendoza, A. (2018). Edad, beneficio y ácido giberélico afectan la germinación y producción de planta de chile piquín. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 9(SPE20), 4199-4209.
79. Sandoval-Rangel, A., Tapia-González, A., González-Fuentes, J. A., & Benavides-Mendoza, A. (2018). Edad, beneficio y ácido giberélico afectan la germinación y producción de planta de chile piquín. *REMEXCA*. 9(SPE20), 4199-4209.
80. Savithramma, N., Ankanna, S. & Bhumi, G. (2012) Effect of nanoparticles on seed germination and seedling growth of *Boswellia ovalifoliolata* an endemic and endangered medicinal tree taxon. *Nano Vision* 2(1):2.
81. Serna, A., Hurtado-Salazar, A., & Ceballos-Aguirre, N. (2017). Efecto del ácido giberélico en el crecimiento, rendimiento y calidad del tomate bajo condiciones controladas.
82. Solano, K. (2020). Tratamientos pregerminativos en semillas de “*Lagenaria Siceraria* (Molina) Standl”. [Tesis de Grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena]. <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/5819/1/UPSE-TIA-2021-0021.pdf>.
83. Spinoso-Castillo, J. L., Chávez-Santoscoy, R. A., Bogdanchikova, N., Pérez-Sato, J. A., Morales-Ramos, V. y Bello-Bello, J. J. (2017). Antimicrobial and

- hormetic effects of silver nanoparticles on in vitro regeneration of vanilla (*Vanilla planifolia* Jacks. ex Andrews) using a temporary immersion system. *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, 129: 195-207. <https://doi.org/10.1007/s11240-017-1169-8>.
84. Thangadurai, D., Sangeetha, J., & Prasad, R. (Eds.). (2020). *Nanotechnology for food, agriculture, and environment*. Berlin/Heidelberg, Germany: Springer.
85. Torres Tovar, J. E., & Álvarez Reyna, V. D. P. (2019). Germinación de semilla de chile chiltepín (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*) sometido a diferentes concentraciones de ácido giberélico.
86. Torres, N. A. R., Lopez, J. I. G., Ricardo, H. L. S., Reyes, I. V., & Arguello, B. M. (2016). Efecto de nanopartículas metálicas y derivadas del carbón en la fisiología de semillas.
87. Ucan-Tucuch, O. (2019). Efecto de tres bioestimulantes sobre la producción de pepino europeo (*Cucumis sativus* L.) bajo invernadero en Saltillo, Coahuila.
88. Varela, S. A., & Arana, M. V. (2014). Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos [Informe técnico]. EEA Bariloche, INTA. [Consulta: 16 febrero 2024]. Disponible en: <https://repositorio.inta.gob.ar/xmlui/handle/20.500.12123/11393>
89. Wijnhoven, S. W., Peijnenburg, W. J., Herberts, C. A., Hagens, W. I., Oomen, A. G., Heugens, E. H., Roszek, B., Bisschops, J., Gosenes, I., Van de Meent, D., Dekkers, W., Van Zijverden, M., Sips, A., & Geertsma, R. E. (2017). Nano-silver-a review of available data and knowledge gaps in human and

environmental risk assessment. *Nanotoxicology*, 3(2), 109-138. doi:
<https://doi.org/10.1080/17435390902725914>.

90. Zimuta, R. V., Merino, F. C. G., Olvera, S. M. R., & Téllez, L. I. T. Las nanopartículas de plata afectan germinación y acumulación de biomasa en arroz. *2do.*, 14(4), 64.

7. ANEXOS

1. Resultado del análisis de varianza de las variables evaluadas.

Variable	Cuadrado medio	F	p-valor
Altura de planta	0.36	5.87	0.0107
Diámetro de tallo	0.05	1.33	0.3247
Peso fresco biomasa	0.02	13.94	0.0004
Peso seco biomasa	0.10	48.96	<0.0001
Longitud de raíz	1.20	9.57	0.0019
Número de hojas	27.73	15.41	0.0003
Área foliar	4.81	6.07	0.0096