

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Tratamientos de Pre-siembra y su Efecto en Germinación, Vigor y Calidad de Plántula de Dos Ecotipos de Chile Piquín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*)

Por:

ANA GLORIA RENDÓN GONZÁLEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México
Octubre 2025

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Tratamientos de Pre-siembra y su Efecto en Germinación, Vigor y Calidad de
Plántula de Dos Ecotipos de Chile Piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*)

Por:

ANA GLORIA RENDÓN GONZÁLEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

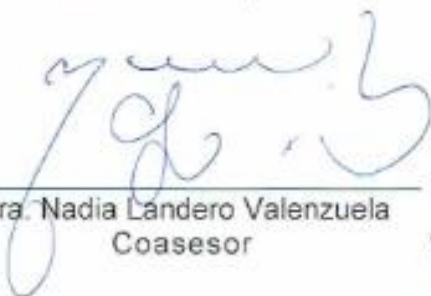
Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dra. Laura Raquel Luna García
Asesor Principal




Dra. Areli González Cortés
Asesor Principal Externo



Dra. Nadia Landero Valenzuela
Coasesor



Dr. Valentín Robledo Torres
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Munguía
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México
Octubre 2025

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.

Pasante



Ana Gloria Rendón González

Nombre y firma

DEDICATORIAS

A Dios

Por guiarme por un buen camino, por darme fuerza, sabiduría y salud en cada paso de mi vida para poder concluir con esta etapa.

A mis padres

María Gloria González y Alfonso Rendón, mi mayor orgullo, gracias por cada sacrificio silencioso, por cada día de trabajo que me permitió llegar hasta aquí. Esta tesis no es solo mía, es también de ustedes, por todo el esfuerzo que siempre me han brindado, gracias por enseñarme a nunca rendirme, y por darme todo, incluso cuando ustedes no tenían tanto, ustedes son mi mayor motivación y la razón por la que este sueño se volvió realidad. Este logro es tan suyo como mío, porque sin su apoyo incondicional, sin su amor, yo no estaría aquí. Los amo con todo mi corazón.

Mis hermanas

Ceci, Lulis, Regina y Sofía, mis cómplices de vida, gracias por siempre estar para mí, por motivarme a seguir adelante, por no dejar que me rinda en cada momento difícil, por crecer conmigo, por creer en mí, por reír cuando todo iba bien y abrazarme cuando las cosas se ponían mal. Esta tesis también es de ustedes, porque en cada paso que di sentí su apoyo, amor y orgullo. Las amo demasiado.

A mis sobrinos

Juan Alfonso, Sebastián, Julián, Frida y Dulce María, por darme momentos de alegría cuando más los necesito con cada ocurrencia, por sus abrazos tan reconfortantes cada que llegaba a Gto que me motivaban a terminar esta etapa.

AGRADECIMIENTOS

A mi Alma Terra Mater

Por darme la oportunidad de formarme académicamente, gracias por ser mi segunda casa, en mi estancia aquí he recibido no solo conocimientos sino también valores que me han hecho crecer personal y profesionalmente, me llevo tantos recuerdos y experiencias muy bonitas.

A la Dra. Laura

Ella me brindo orientación, compromiso y paciencia a lo largo de este proceso, su experiencia, dedicación y conocimientos fueron muy importantes para el despeño de este experimento. Gracias por creer en este proyecto y por guiarme en esta etapa, gracias por sus consejos tanto académicos como personales.

A mis coasesores

Por brindarme conocimientos que contribuyeron a terminar mi meta con victoria y por sugerencias a lo largo del camino.

A mis maestros y maestras

Quienes a lo largo de mi formación académica me guiaron con dedicación, vocación y compromiso, cada uno contribuyó significativamente a mi desarrollo profesional y personal. Gracias por inspirarme a seguir aprendiendo.

A mis amigos

A Jime, Salma, Yuli, Andrea, Shescid y Dianita, le agradezco a Dios por tenerlas, gracias por su amor sincero, por estar en días difíciles, por escucharme, por sus consejos, por su apoyo, gracias por cada aventura, por cada momento compartido de risas y lágrimas, por celebrar cada uno de mis éxitos como si fueran suyos, ustedes siempre hicieron que todo doliera menos. Las quiero mucho. Más que amigas son mi familia elegida.

A mis amigos de la carrera, mis maniwis; Jesús y Dani, compartimos salón, trabajos, desvelos, risas, logros y aventuras que siempre llevare en mi corazón, gracias por su apoyo y motivación en este viaje, más allá de clases compartidas construimos una amistad verdadera y me siento afortunada por. Los quiero mucho.

A mis amigos de la uni; mi roomie Cesar, Oscar, Arreola, Andy, Daniel, Joshua, gracias por todos los momentos compartidos, las risas, el apoyo y las anécdotas que hicieron esta etapa más divertida, me alegra haber coincido con ustedes. Los tqm.

Al primito César, por su apoyo e inspiración para seguir adelante, por siempre estar a lo largo de esta etapa y por brindarme su ayuda y consejos cuando lo necesitaba. Le deseo salud y éxito siempre.

A Romo porque siempre estuviste ahí animándome, escuchándome y ayudándome sin esperar nada a cambio, gracias por creer en mi incluso cuando yo dudaba.

INDICE GENERAL

DEDICATORIAS	1
AGRADECIMIENTOS	2
INDICE DE FIGURAS	7
INDICE DE CUADROS	8
RESUMEN	9
INTRODUCCION	10
OBJETIVO GENERAL	12
OBJETIVOS ESPECIFICOS	12
HIPOTESIS	12
REVISIÓN DE LITERATURA	13
1.1 Origen e historia del cultivo	13
1.2 Importancia del cultivo	13
1.2.1 Producción Mundial	14
1.2.2 Producción Nacional	15
1.3. Características botánicas del cultivo	16
Hoja	17
Flor	17
Semilla	17
Fruto	17
Sistema radicular	17
1.4 Calidad de plántula	18
1.5 Clasificación taxonómica del cultivo	18
1.6 Requerimientos edafoclimáticos	19

Suelo	19
Climáticos (Temperatura y Humedad Relativa).....	19
Riego.....	19
Nutrición	19
1.7 Plagas y enfermedades en el cultivo	20
Principales plagas	20
Principales enfermedades	20
1.8 Germinación de semillas en general	20
Tipos de germinación.....	22
Fases de la germinación	22
Problemas de germinación	23
Tipos de latencias.....	25
1.9 Estimulantes de la germinación: Sonicación	26
1.9.1 Tratamiento pre-germinativo: imbibición de semilla	26
1.9.2 Sustancias que estimulan la germinación: KNO ₃	27
MATERIALES Y METODOS.....	27
2.1 Ubicación del experimento.....	27
2.2 Material vegetal	28
2.3 Tasa de Imbibición	28
2.4 Descripción y preparación de los tratamientos (soluciones)	29
2.5 Siembra de la semilla.....	30
2.6 Cuidado y manejo de plántula	30
2.7 Variables agronómicas evaluadas.....	31
Porcentaje de germinación (PG)	31
Altura de plántula (ADP).....	31

Diámetro del tallo (DDT)	31
Longitud de raíz (LDR)	31
Numero de hojas verdaderas (NHV).....	32
<u>Área foliar (AF)</u>	32
Peso fresco y seco de la parte foliar.....	32
Peso fresco y seco de la raíz.....	32
2.8 Análisis estadístico.....	32
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
Porcentaje de germinación (PG).....	33
Altura de plántula (ADP).....	35
Diámetro de tallo (DDT)	36
Longitud de raíz (LDR).....	37
Numero de hojas verdaderas (NHV).....	38
Área foliar (AF)	38
Peso fresco y seco de plántula (PFP y PSP)	40
CONCLUSIÓN	41
REFERENCIAS.....	42

INDICE DE FIGURAS

Figura 1: Anatomía de la semilla de chiltepín.....	21
Figura 2: Instalaciones donde se implementó el experimento. UAAAN-Saltillo....	28

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Explicación de los tratamientos aplicados en los dos ecotipos en semilla de chiltepín.....	29
Cuadro 2: Porcentajes de germinación obtenidos en cada ecotipo con diferentes tratamientos.....	33
Cuadro 3. Análisis de promedio de variables por factor tratamiento x ecotipo y factor ecotipo.....	35
Cuadro 4. Valores medios de variable Área Foliar por tratamiento x ecotipo en chile piquín	39
Cuadro 5: Medias obtenidas de PF y PS de la plántula de chile piquín.	40

RESUMEN

El chile piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*) es una especie silvestre de gran importancia dentro de la flora mexicana. Sin embargo, presenta problemas de germinación, principalmente asociados al bajo nivel de semilla, la cual puede verse perjudicada por elementos como condiciones inadecuadas de colecta (frutos dañados o inmaduros), que repercuten negativamente en la germinación y desempeño de la planta emergente. Adicionalmente, las semillas también presentan latencia física debido a la dureza de la testa, lo que limita la imbibición y en consecuencia, retrasa el inicio de germinación. Con el propósito de atender esta problemática, se evaluó el efecto de distintos tratamientos pre-germinativos sobre dos ecotipos de (Sonora y Coahuila), con la finalidad de elevar el porcentaje de germinación e incrementar el desarrollo de las plántulas. Se establecieron siete tratamientos: T1 = testigo (semillas en seco); T2 = imbibición en agua por 36 h; T3 = imbibición en agua por 48 h; T4 = imbibición en agua por 36 h + sonicación 15 min; T5 = imbibición en agua por 48 h + sonicación 15 min; T6 = imbibición en KNO_3 por 36 h + sonicación 15 min; y T7 = imbibición en KNO_3 por 36 h. En promedio el ecotipo de Coahuila registro el mayor porcentaje (55.23%), mientras que Sonora alcanzo únicamente 18.09%, lo que sugiere una adaptación diferencial entre ecotipos. El T6 mostró los mejores resultados en todas las variables evaluadas, con diferencias significativas respecto al testigo. Estos resultados indican que la combinación de KNO_3 y sonicación, constituyen una alternativa eficaz como tratamiento pre-germinativo en semillas de chile piquín, al favorecer la germinación y producir plántulas de mejor calidad.

Palabras clave: Imbibición, Chile Piquín, Germinación, KNO_3 , Sonicación.

INTRODUCCION

El chile (*Capsicum annuum* L.) representa un capítulo importante en la historia, cultura y gastronomía de México. Su consumo en diversas formas (verde, seco, en polvo, encurtidos, salsas, ensaladas, moles, chiles rellenos, dulces, entre otros), (Rodríguez *et al.*, 2002). Esta especie destaca por su gran diversidad morfológica, sensorial y funcional, con más de 200 variedades reconocidas adaptadas a diferentes condiciones agroclimáticas (CABI, 2023).

Entre las variedades más representativas de se encuentran los pimientos dulces, como el morrón y los picantes, como jalapeño, serrano, cayenne, guajillo, chile de árbol, y piquín, cuyos niveles de pungencia oscilan entre 1,000 y más de 50,000 unidades Scoville (Cayenne Diane, 2024). Así mismo, existen variedades tradicionales, con fuerte identidad regional y gastronómica (como cascabel, chilhuacle, pasilla, mulato o tepín) que forman parte del patrimonio culinario de México y Mesoamérica (Hernández-Verdugo, 2017). Entre ellas, chiltepín, se reconoce como el ancestro silvestre más cercano de las variedades cultivadas, esta especie se distribuye de forma natural en gran parte del territorio mexicano, donde su fruto es recolectado y comercializado, generando ingresos significativos para comunidades rurales, no obstante, los esfuerzos por establecer sistemas productivos formales, han enfrentado limitaciones agronómicas derivadas de su alta variabilidad fenotípica y genotípica, que dificultan el cultivo, (Ramírez-Meraz *et al.*, 2003; Rodríguez del Bosque *et al.*, 2003).

El nombre común “piquín” o “del monte” predomina en el noreste de México (Coah. NL. y Tamps.), aunque existen múltiples denominaciones locales según la región: chiltepín (Son.), chiltepiquín, chilpaya, tilchile, pico de pájaro, mosquito, amash (Tabasco), tichusni (Oaxaca), guindilla, entre otros (Laborde y Pozo, 1984). En los últimos años, la demanda ha crecido de manera sostenida, pasando de su comercialización tradicional en mercados locales —fresco o seco— a su integración

en cadenas de valor más amplias mediante productos procesados como escabeches, salsas y presentaciones deshidratadas (Sandoval-Rangel *et al.*, 2018).

A pesar de su alto valor gastronómico y comercial, apreciada pungencia y sabor, el aprovechamiento agrícola se ve limitado por la baja viabilidad y germinación irregular de las semillas. La germinación natural rara vez supera el 15 % y en algunas poblaciones silvestres pueden caer por debajo del 5 %. Esta baja capacidad germinativa se relaciona a factores como: dormancia fisiológica, cubierta epidérmica rígida, embrión inmaduro o incompletamente desarrollado (Sandoval-Rangel, 2011), situación que pone en riesgo de extinción la riqueza genética del chile silvestre (Lara *et al.*, 2024). Debido a esta problemática, es necesario llevar a cabo estrategias que ayuden a reducir la pérdida de la especie, la cual ha aumentado de manera progresiva. Por ellos, la finalidad de este estudio es abordar el principal obstáculo para el establecimiento del cultivo —la baja germinación— con el propósito de aumentar la producción de plántulas y mejorar la conservación de la especie. En un periodo intermedio, esto permitirá establecer programas de producción intensiva que reduzcan la presión sobre las poblaciones silvestres y, en consecuencia, disminuyan la necesidad de recolectas masivas. Mejorar las condiciones de germinación resulta un paso importante para impulsar su domesticación, conservación y producción sostenible.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar diferentes tratamientos pre germinativos en semillas de chile piquín obtenidas de dos ecotipos, con la finalidad de aumentar la tasa de germinación y calidad de la plántula.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Evaluar el tiempo óptimo de imbibición de la semilla.
- Determinar el tratamiento que mejora el porcentaje de germinación.
- Evaluar calidad de plántula obtenida para trasplante.

HIPOTESIS

Uno o más de los tratamientos pre-germinativos lograra aumentar el porcentaje de germinación a un 80% con plántulas de buena calidad.

REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Origen e historia del cultivo

La domesticación y origen del chile (*Capsicum annuum L*) es en Mesoamérica, principalmente, México y Guatemala. También existe su pariente silvestre más cercano, (*Capsicum annuum var. Glabriusculum*) apodado, "chile piquín", "chiltepin", "quipín", "timpinchile", "de monte", "silvestre". (Medina *et al.*, 2010).

En la gastronomía tradicional mexicana, se utiliza en diversas presentaciones: fresco, seco, en polvo o como ingrediente de salsas, escabeches, moles y guisos. Su sabor intenso, picor elevado y aroma ahumado-cítrico lo convierten en un condimento muy valorado en diversas regiones del país (Ovando-Martínez *et al.*, 2018). Además, estudios recientes han explorado su incorporación en aceites comestibles, como el de cártamo, aumentando su capacidad antioxidante y mejorando su perfil nutracéutico (Herrera-Aguilar *et al.*, 2020).

El chile piquín contiene compuestos bioactivos como la capsaicina, carotenoides, flavonoides y ácido ascórbico, los cuales poseen propiedades antioxidantes, antimicrobianas y antiinflamatorias. Tradicionalmente se ha utilizado en comunidades rurales para tratar afecciones como tos, dolor de garganta, problemas digestivos, reumatismo y gripa (Balderas Quezada *et al.*, 2021).

Capsicum annuum var. annuum es la especie que presenta la mayor variabilidad en las características vegetativas y en forma, tamaño y color de los frutos. En México, la *var. aviculare*, es considerada como el progenitor silvestre de la especie domesticada (Medina *et al.*, 2010).

1.2 Importancia del cultivo

El chiltepin es consumido en todos los estratos de la sociedad mexicana. Su preferencia se debe a su agradable sabor y mayor picor, comparado con otros chiles como el Jalapeño y Serrano (Villalón-Mendoza *et al.*, 2014; Ramírez-Meráz *et al.*, 2015).

La demanda aumenta cada vez más, debido a que es comercializado en diversas presentaciones; como fruto fresco o seco disponible en mercados locales, o bien preparados como escabeches, salsas y deshidratados en cadenas de tiendas comerciales. Actualmente no existen muchas evidencias de su producción comercial, sino solamente de su cultivo en traspatio para autoconsumo, por ello, este mercado se abastece casi en su totalidad de la recolecta de frutos silvestres. (Latournerie *et al.*, 2002; Pedraza y Gómez, 2008).

Es una fuente importante de ingresos para los habitantes de las comunidades que se dedican a la recolección de sus frutos. Debido a la dificultad para hacer germinar la semilla, la recolección de frutos de esta variedad se ha hecho más intensa y agresiva, ya que los recolectores en su afán por cosechar una mayor cantidad no cortan sólo los frutos, también las ramas productivas e incluso arrancan la planta completa, limitando sus posibilidades de regeneración (Latourniere *et al.*, 2010; Villalón-Mendoza *et al.*, 2015).

1.2.1 Producción Mundial

Se ubica entre las siete hortalizas más cultivadas en el mundo, con una producción mundial estimada en 24 millones de toneladas (Latournerie *et al.*, 2015).

La producción mundial presentó una variación promedio anual de +2.0% durante 2011-2020, aunque en 2020 tuvo un incremento de 0.3% con respecto a 2019, según FAOSTAT, al pasar de 36,026,386 a 36,136,996 toneladas métricas, siendo México el 2° mayor productor y el mayor exportador con 2,818,443 y 1,138,288 toneladas métricas, respectivamente. (FAOSTAT, 2023).

La India es el primer competidor directo de México para la exportación hacia Estados Unidos de América, pero China es el principal competidor de producción dentro del mercado interno. Donde la mayoría de la población prefiere la compra del producto en fresco, aunque para las industrias existe la opción de conservarlo en seco (Maiti y Gonzales, 2017).

1.2.2 Producción Nacional

A nivel nacional esta especie se distribuye principalmente en zonas costeras que alcanzan los 1300 msnm tales como Veracruz, Tabasco, Campeche, Quintana Roo, Yucatán, Chiapas, Oaxaca, Guerrero, Michoacán, Tamaulipas, e Hidalgo, donde crecen de forma natural bajo la sombra de otros árboles en forma silvestre. En Chihuahua esta hortaliza también crece de manera silvestre en municipios como Guadalupe y Calvo, Urique, Batopilas y Morelos con una producción de 3.91 ton/ha (Rivas, 2018). Actualmente se ha incrementado la demanda comercial ya que este tipo de chile es considerado exótico llegando a promover su exhibición en los supermercados nacionales e internacionales (Ramírez *et al.*, 2018).

También se encuentra ampliamente distribuido en el norte de México, incluyendo Coahuila. Se ubica principalmente en zonas montañosas, serranas, y aledaños a arroyos, bajo sombra arbórea y en vegetación secundaria (Alcalá Rico, 2019).

En Coahuila, estudios etnobotánicos e inspecciones de campo han identificado poblaciones naturales en al menos dos municipios:

- Monclova: Con presencia confirmada de especies silvestres, las cuales han sido analizadas por su calidad de semilla y atributos fenotípicos (Villallón Mendoza *et al.*, 2018).
- Saltillo: En el área de Saltillo y sus alrededores, la UAAAN, ha colectado múltiples genotipos; destacan ecotipos que han servido para estudiar morfología y germinación (Cerdeza Martínez, 2020; García Gordillo, 2019).

Adicionalmente, en la región noreste, incluidas zonas serranas como Ramos Arizpe y Saltillo, se reporta la presencia de poblaciones adaptadas a desarrollarse bajo condiciones de vegetación de bosque caducifolio y subcaducifolio, entre los 15 °C y 30 °C de temperatura (Alcalá Rico, 2019)

En el estado de Sonora, se adapta particularmente en ecosistemas de selva baja caducifolia, matorral espinoso y bosques tropicales subcaducifolios. Esta especie crece comúnmente bajo la sombra de árboles en ambientes serranos, tropicales y semidesérticos, (Bañuelos *et al.*, 2020).

Los municipios de Cucurpe, Arivechi, San Miguel de Horcasitas, Baviácora, Rayón, Banámichi y Ures son reconocidos por la participación natural de poblaciones de chile piquín. En estas regiones, las plantas se encuentran principalmente a lo largo de cañadas, márgenes de arroyos y laderas sombreadas, donde las condiciones microclimáticas permiten su desarrollo y fructificación. Estas zonas presentan climas cálidos semisecos, ideales para la especie (Kraft *et al.*, 2013).

Con respecto a Baviácora, tiene una alta importancia económica, al ser recolectado por familias campesinas durante los meses de septiembre a noviembre. La actividad representa una fuente de ingresos importante, ya que el precio de venta en mercados locales y especializados puede alcanzar hasta los 2,000 pesos por kilogramo. Debido a este valor comercial, ha sido denominado localmente como “oro rojo” (Valenzuela, 2024).

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 (Martínez *et al.*, 2018).

1.3. Características botánicas del cultivo

Es una planta herbácea o trepadora, que puede encontrarse de manera arbustiva, llegando a alcanzar los 4 m de altura y 1.5 m de diámetro, perenne o de

vida corta, glabra o raramente pubescente, con tallos delgados. (Coronado *et al.*, 2013).

Hoja

Son solitarias o en pares, con forma lanceolada-ovalada, de 2 a 8 cm de largo y 1 a 3 cm de ancho, esparcidamente pubescentes en ambas superficies o lisas, el ápice acuminado, la base cuneada y abruptamente acuminada en el pecíolo con medida de 5-20 mm de largo (Paz, 2021).

Flor

Las flores son solitarias, axilares, con corola blanca de 6–8 mm de largo, cáliz de 1.5–3 mm, y anteras azuladas o violáceas. Son hermafroditas y se orientan hacia abajo o erectas dependiendo del estado del fruto, (World Flora Online, 2024).

Semilla

Tiene un color crema-amarillo, textura lisa y diámetro aproximado de 2.9 cm. Por kilo de fruto fresco maduro se puede obtener de 80 a 120 g de semilla y cada gramo contiene de 200 a 300 semillas (González-Cortes *et al.*, 2015).

Fruto

El fruto es una baya erecta, de forma globosa u ovoide, de 6–10 mm de diámetro, que cambia de verde a rojo brillante al madurar. Posee un pedicelo rígido de hasta 30 mm y paredes delgadas. Es una de las formas más primitivas del género *Capsicum*, (Hernández-Verdugo, Dávila y Oyama, 1999).

Sistema radicular

Esta especie desarrolla un sistema radicular de tipo fasciculado-pivotante, originado desde la base del tallo. Presenta pocas raíces principales de grosor considerable que se dirigen hacia el subsuelo en forma oblicua, a partir de las cuales se generan numerosas raíces secundarias y terciarias más delgadas. Estas raíces finas se distribuyen ampliamente y alcanzan una notable profundidad, ocupando gran parte del perfil del suelo (Maiti y Gonzales, 2017).

1.4 Calidad de plántula

La calidad de plántula se refiere al conjunto de características morfo-fisiológicas que permiten a un plantín sobrevivir, establecerse y crecer eficazmente tras su trasplante al campo. Por ejemplo, estudios en vivero demuestran que la calidad está determinada por atributos tales como un sistema radicular bien desarrollado, un buen equilibrio entre la parte aérea y la raíz, vigor adecuado, resistencia al estrés y una buena condición nutricional (Grossnickle & MacDonald, 2018).

El éxito en la producción de plántulas implica varios factores, pero dos de los más importantes, lo constituyen el sustrato o medio de crecimiento y la nutrición, que se aplique a la planta (Gaytán-Ruelas *et al.*, 2016). Las características fisicoquímicas de los sustratos son importantes para la producción de plántulas e influyen en el crecimiento y desarrollo de estas, por lo que debe tener buenas propiedades que permitan su uso, además con anterioridad deben ser evaluados para identificar aquéllos que presenten características mejorables (López *et al.*, 2013).

1.5 Clasificación taxonómica del cultivo

Según (Heiser y Pickersgill, 1975) es la siguiente:

- Reino: Plantae
- Subphylum: Euphyllophytina
- Infraphylum: Radiatopses
- Subclase: Magnoliidae
- Superorden: Asteranae
- Orden: Solanales
- Familia: Solanaceae
- Tribu: Solaneae
- Género: *Capsicum*
- Especie: *C. annuum* L.

- Variedad: glabriusculum (Dunal)

1.6 Requerimientos edafoclimáticos

Suelo

El chile piquín requiere suelos profundamente desarrollados y bien drenados, preferiblemente con textura franca a franca-arenosa o franco-limosa, para asegurar una adecuada aireación y crecimiento radicular. Estudios agronómicos indican que esta variedad se adapta mejor cuando el sustrato permite un rápido drenaje del exceso de agua, evitando la saturación del perfil del suelo y favoreciendo el establecimiento de un sistema radicular extenso. Además, este cultivo se beneficia de rotaciones previas con gramíneas o leguminosas para mejorar la estructura del suelo y reducir problemas edáficos como degradación o enfermedad del suelo. (Mohamed *et al.*, 2019)

Climáticos (Temperatura y Humedad Relativa)

Temperaturas entre 21 y 24 °C con poca posibilidad de heladas y le favorece el rango de 55 a 90% de humedad relativa (Valadez, 1994).

Riego

Estudios realizados indican que una frecuencia de riego diaria favorece la producción y el desarrollo vegetativo cuando se combina con niveles moderados de sombra (~35 % de interceptación de luz), lo que sugiere que estas plantas se benefician de un aporte constante de agua en ambientes controlados (Valiente-Banuet & Gutiérrez-Ochoa, 2016).

Nutrición

Se recomienda realizar una fertilización inicial equivalente a 5 g de fósforo (P_2O_5) por planta, lo cual corresponde a la aplicación aproximada de 10 g de fosfato monoamónico (MAP, 11-52-0). Además, debe incorporarse una dosis de 2.5 g de nitrógeno por planta, que puede suministrarse mediante 5.5 g de urea o 7.4 g de nitrato de amonio. Posteriormente, es aconsejable aportar nitrógeno a razón de 2.5 g por planta cada mes, manteniendo la humedad del suelo en niveles adecuados para favorecer la absorción del fertilizante. En sistemas de producción intensiva, la

fertilización puede realizarse a través del riego por goteo, aplicando de 180 a 200 unidades de nitrógeno y de 80 a 100 unidades de fósforo durante el ciclo de cultivo. (Rodríguez *et al.*, 2003).

1.7 Plagas y enfermedades en el cultivo

En general, no presenta problemas serios de plagas en su hábitat natural, con la excepción de la presencia ocasional de algunos insectos que dañan el follaje. Sin embargo, los problemas de plagas se pueden agudizar en las siembras comerciales de chile piquín, tal como ocurre con explotación intensiva de otros tipos de chiles (Rodríguez *et al.*, 2003)

Principales plagas

Las especies de insectos que potencialmente pueden dañar económicamente al chile piquín en la región son las siguientes: gallina ciega, gusano trozador, minador de la hoja, araña roja, pulgones, mosquita blanca (Rodríguez *et al.*, 2003).

Principales enfermedades

Entre las principales enfermedades que afectan al cultivo se encuentra el ahogamiento o “damping off”, causado por diversos hongos del suelo, como *Pythium spp.*, *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia solani* y *Phytophthora spp.*, los cuales pueden actuar de manera conjunta formando un complejo patogénico. (Agrios, 1985).

1.8 Germinación de semillas en general

En el ciclo de vida de las plantas, las semillas constituyen la principal unidad de dispersión y aseguran la continuidad de la especie. En aquellas plantas que se reproducen sexualmente, la semilla se origina tras la fecundación de los gametos masculinos y femeninos. Desde el punto de vista estructural, la semilla está formada por tres componentes fundamentales: el embrión, que se desarrollará en una nueva planta; el endospermo, encargado de proporcionar los nutrientes necesarios durante las primeras etapas del crecimiento del embrión; y la testa, que cumple una función protectora sobre la semilla (Imagen 1) (Blasiak *et al.*, 2006).



Figura 1: Anatomía de la semilla de chiltepín (Blasiak *et al.*, 2006)

El chiltepín presenta un bajo porcentaje de germinación aun cuando sus semillas están completamente maduras y las condiciones ambientales son óptimas, debido a un fenómeno conocido como dormancia fisiológica. Esta característica representa una de las principales limitantes para su aprovechamiento comercial, ya que la latencia de la semilla provoca que, en condiciones naturales, la germinación sea extremadamente baja, generalmente menor al 5% (Brondo *et al.*, 2020; Rodríguez *et al.*, 2003).

Tipos de germinación

Germinación Epigea: En este tipo, los cotiledones emergen por encima del nivel del suelo debido al alargamiento del hipocótilo. Este tipo de germinación es común en muchas especies de plantas dicotiledóneas, como las leguminosas, donde los cotiledones se transforman en órganos capaces de realizar la fotosíntesis (Doria, 2010).

Germinación Hipogea: En este caso, los cotiledones permanecen bajo tierra, y la plúmula (el brote embrionario) es la que emerge hacia la superficie. Este tipo de germinación es característico de muchas monocotiledóneas y algunas dicotiledóneas, como los cereales, donde las hojas verdaderas son los primeros órganos fotosintetizadores (Doria, 2010).

Fases de la germinación

Imbibición. La primera etapa de la germinación se inicia con la entrada de agua en la semilla desde el medio exterior (imbibición). La hidratación de los tejidos de la semilla es un proceso físico con una duración variable según la especie considerada, (Romero, 1989).

Una vez que la semilla se ha hidratado adecuadamente, se entra en una segunda etapa del proceso de germinación, la denominada fase de germinación "sensu stricto" (en sentido estricto), que se caracteriza. entre otros hechos, porque se produce una disminución en la absorción de agua por las semillas. Durante esta etapa tiene lugar una activación generalizada del metabolismo de la semilla, lo cual es esencial para que se desarrolle la última fase del proceso de germinación. la fase de crecimiento, (Romero, 1989).

Fase de crecimiento, en esta última fase de la germinación, paralelamente al incremento de la actividad metabólica, se produce el crecimiento y emergencia de la radícula a través de las cubiertas seminales. Las semillas que han alcanzado la fase de crecimiento no pueden volver a etapas anteriores y en el caso de que las condiciones del medio no permitan que esta fase pueda seguir adelante, la semilla morirá. Una vez que la radícula ha roto las cubiertas seminales, se inicia el desarrollo de la plántula, proceso complejo y variable según las especies, que

implica un elevado gasto de energía que se obtiene mediante la movilización de las reservas nutritivas de la semilla. (Romero, 1989).

Problemas de germinación

Los problemas que afectan la germinación de las semillas pueden clasificarse en internos y externos. Entre los factores internos, la madurez de la semilla es fundamental, pues solo cuando la semilla ha alcanzado su desarrollo completo, tanto morfológico como fisiológico, puede germinar. La madurez morfológica se considera lograda cuando las estructuras de la semilla están completamente formadas y el embrión alcanza su máximo desarrollo; sin embargo, algunas especies dispersan sus semillas antes de alcanzar este punto. Aun así, las semillas morfológicamente maduras pueden requerir transformaciones fisiológicas adicionales para poder germinar (Alzugaray *et al.*, 2007).

Otro factor interno es la viabilidad de la semilla, definida como el período durante el cual conserva su capacidad de germinar. La longevidad de la semilla depende de su tipo y de las condiciones de almacenamiento; semillas con cubiertas duras, como las de algunas leguminosas, pueden permanecer viables durante décadas o incluso siglos. La viabilidad se favorece en condiciones de bajas temperaturas y baja humedad, ya que estas condiciones reducen la actividad metabólica y limitan la acumulación de compuestos tóxicos que podrían dañar al embrión. Sin embargo, la desecación extrema por debajo del 2-5 % de humedad puede afectar negativamente la semilla, alterando el agua de constitución (Alzugaray *et al.*, 2007).

Entre los factores externos, la humedad es el primer paso crítico para la germinación, ya que la rehidratación de los tejidos permite reactivar el metabolismo de la semilla. La absorción de agua ocurre gracias a un gradiente de potencial hídrico entre la semilla y el medio circundante. No obstante, un exceso de agua puede dificultar la llegada de oxígeno al embrión y, por lo tanto, inhibir la germinación (Ramón & Mendoza, 2002).

La temperatura es otro factor externo decisivo, dado que regula la actividad enzimática que controla las reacciones bioquímicas durante la germinación. Cada enzima posee un rango de temperatura óptimo, por lo que las semillas germinan solo dentro de un margen específico; temperaturas demasiado altas o bajas impiden el proceso incluso si los demás factores son favorables (Ramón & Mendoza, 2002).

Tipos de latencias

Latencia fisiológica: Este tipo de latencia ocurre cuando factores internos de la semilla, como hormonas o inhibidores, impiden la germinación. Aunque la semilla esté completamente desarrollada y expuesta a condiciones óptimas de luz, temperatura y humedad, no germinará hasta que estas restricciones internas se eliminen o modifiquen. Por ejemplo, muchas semillas de especies silvestres requieren un período de after-ripening (maduración postcosecha) antes de que pueda iniciarse la germinación (Brondo *et al.*, 2020).

Latencia física: En este caso, la imposibilidad de germinar se debe a barreras mecánicas en la cubierta de la semilla, como testas muy duras o impermeables al agua y al oxígeno. La germinación solo puede producirse tras la ruptura o debilitamiento de la cubierta, proceso que puede ser inducido por factores ambientales como cambios de temperatura, abrasión o acción microbiana (Baskin & Baskin, 2014).

Latencia combinada o doble: Algunas semillas presentan latencia simultáneamente fisiológica y física, lo que significa que necesitan superar tanto restricciones internas como externas para germinar. Este tipo de latencia es común en muchas leguminosas y especies de climas extremos, donde la combinación de barreras asegura que la germinación ocurra únicamente en condiciones realmente favorables (Bewley *et al.*, 2013).

Latencia inducida por inhibidores químicos: Algunas semillas contienen compuestos químicos que inhiben la germinación mientras permanecen en la semilla o en el fruto. Estos inhibidores se pueden eliminar naturalmente con el lavado por lluvia, la digestión por animales o el secado durante el almacenamiento, permitiendo que la semilla pueda germinar posteriormente (Baskin & Baskin, 2014).

1.9 Estimulantes de la germinación: Sonicación

La sonicación de alta frecuencia utiliza ondas sonoras superiores al rango audible por el oído humano, es decir, mayores a 20 kHz o 20 000 ciclos por segundo. Cuando estas ondas se propagan en una solución, las partículas presentes vibran debido a los ciclos alternantes de presión alta y baja. Este fenómeno genera burbujas microscópicas de vacío que colapsan posteriormente dentro del líquido, en un proceso conocido como cavitación, (Mosquera, 2021).

La sonicación es un tratamiento físico basado en ondas ultrasónicas que genera cavitación y fuerzas mecánicas capaces de alterar la cubierta de las semillas, mejorando la absorción de agua, oxígeno y nutrientes, lo que favorece la germinación (Gong *et al.*, 2024). Además, estimula enzimas como α -amilasa y deshidrogenasa, acelerando el desarrollo temprano de las plántulas y mejorando la germinación de semillas envejecidas al reparar parcialmente daños fisiológicos (Liu *et al.*, 2016). La efectividad de la sonicación depende de factores como frecuencia, duración, temperatura y características de la semilla, por lo que se recomienda optimizar estos parámetros según la especie (Heberle *et al.*, 2025).

1.9.1 Tratamiento pre-germinativo: imbibición de semilla

La imbibición de semillas es un proceso físico fundamental en la germinación, mediante el cual la semilla absorbe agua desde el medio externo, reactivando su metabolismo y preparando al embrión para el desarrollo de la radícula y la plúmula. Este tratamiento pre-germinativo puede realizarse de forma controlada, utilizando agua o soluciones nutritivas, con el objetivo de mejorar la velocidad y uniformidad de germinación (Bewley *et al.*, 2013).

Durante la imbibición, la entrada de agua provoca la rehidratación de las estructuras celulares, la activación de enzimas clave para la movilización de reservas y el inicio de la respiración celular. Una imbibición adecuada favorece el vigor y la viabilidad de las plántulas, mientras que un exceso de agua o condiciones inadecuadas pueden inducir daños por hipoxia o promover infecciones fúngicas (Taiz *et al.*, 2020).

1.9.2 Sustancias que estimulan la germinación: KNO₃

Fontana *et al.*, (2002) consideran que el efecto del nitrato de potasio sobre la latencia se asocia con su comportamiento como aceptor electrónico, lo cual disminuye el consumo de oxígeno y estimula de esta manera la vía pentosa fosfato.

Batak *et al.*, (2002) explica que la relación entre aplicación exógena de nitrato de potasio y germinación es explicada por la acción de los nitratos sobre la ruta metabólica relacionada con el fitocromo.

Con respecto al KNO₃, una de sus funciones principales es que favorece la reparación metabólica de tejidos y el incremento de la respiración; por lo tanto, mejora la tasa de crecimiento y la germinación (Shim *et al.*, 2008).

MATERIALES Y METODOS

2.1 Ubicación del experimento

El experimento fue desarrollado en los meses de junio-agosto, en las instalaciones del departamento de Horticultura en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, localizada en Buenavista Saltillo, Coahuila, México, estado que representa el 7.7% de la superficie total del país. La zona se distingue por un clima seco, con una temperatura promedio de 18 a casi 22° C y una precipitación total anual es alrededor de 400 mm.

La producción de plántula fue realizada en un invernadero de mediana tecnología, situado a 25°21'2" N y 101°02'06" W y a una altitud de 1762 msnm (Figura 2). Durante el desarrollo del cultivo, las temperaturas se mantuvieron entre los 21°C y 34°C con un promedio de 28°C, conforme al Sistema Meteorológico Nacional (SNM, 2024)



Figura 2: Instalaciones donde se implementó el experimento. UAAN-Salttillo.

2.2 Material vegetal

Se usaron semillas silvestres de 2 ecotipos; un ecotipo correspondió a Coahuila (E1), que se caracteriza por frutos ovalado-alargados de color naranja rojizo, mientras que el otro al de Sonora (E2), con frutos esféricos de tono rojo quemado. Luego de la recolección, los frutos se colocaron bajo el sol para su secado y finalmente se extrajeron las semillas. La siembra se realizó en tres charolas de poliestireno con 200 cavidades cada una, usando como sustrato una mezcla de peat moss y perlita en proporción 60:40 (v/v).

2.3 Tasa de Imbibición

Se determinó siguiendo la metodología propuesta por Alcocer (2000), implementando mediciones con intervalos de 12 horas durante un periodo de tiempo prolongado que permitió observar el comportamiento de absorción de agua en la semilla. Para cada uno de los ecotipo, se llevaron a cabo cuatro repeticiones de 100 semillas, con lo cual se asegura una valoración precisa del proceso.

Se tomó el peso inicial de la semilla en una balanza analítica de 0.0001 g de precisión y se colocaron en vasos de plástico de 300 ml de capacidad, a los cuales

se les agregaron 10ml de agua por vaso. Las semillas se dejaron en imbibición durante 12 horas a temperatura ambiente. Transcurrido este tiempo, se determinó la cantidad de agua absorbida midiendo la diferencia de volumen retenido en el vaso utilizando micropipetas de 1 y 5 ml. Posteriormente, las semillas se retiraron cuidadosamente, se eliminó el exceso de humedad con papel absorbente tipo servitoalla y se pesaron en una balanza analítica de precisión. Por último, las semillas se sometieron a un segundo periodo de imbibición siguiendo el mismo procedimiento.

Dos de las repeticiones se sometieron a imbibición durante 36 horas y las otras dos durante 48 horas. Cada 12 horas se recopilaron los datos de absorción de agua y el peso de las semillas. Además, en otros dos vasos se colocaron 100 semillas por ecotipo, las cuales se imbibieron en una solución de KNO_3 al 1.5% durante 36 horas.

2.4 Descripción y preparación de los tratamientos (soluciones)

De acuerdo con los datos obtenidos en imbibición de semillas, se establecieron siete tratamientos pre-germinativos (Cuadro 1), donde se les realizó una desinfección, que consistió en un lavado con hipoclorito de sodio al 4% por 30 segundos, luego se realizaron enjuagues con agua corriente y por último con agua destilada. Se dejó secar la semilla a temperatura ambiente y después se aplicaron los tratamientos pre-germinativos, los cuales se describen a continuación:

Cuadro 1: Descripción de los tratamientos aplicados en los dos ecotipos en semilla de chile piquín.

No. de Tratamiento	Descripción del tratamiento
T1	Testigo en seco
T2	Imbibición en agua por 36 hrs
T3	Imbibición en agua por 48 hrs
T4	Imbibición en agua por 36 hrs + sonicada por 15 min

T5	Imbibición en agua por 48 hrs + sonicada por 15 min
T6	Imbibición en KNO ₃ al 1.5% por 36 hrs + sonicada por 15 min
T7	Imbibición en KNO ₃ al 1.5% por 36 hrs

La sonicación se llevó a cabo a través de un sonicador Branson 1800 con frecuencia 40 kHz en el que se le agrego agua de la llave en la parte de la bandeja, para luego, poner los vasos de precipitado con la semilla correspondiente a los tratamientos T4, T5 y T6. El objetivo de este proceso fue provocar rupturas en la testa de las semillas, favoreciendo una hidratación más rápida.

En la Imbibición en KNO₃ al 1.5% se pesaron 1.5 g de Nitrato de Potasio (KNO₃) y se disolvieron en 98.5 ml de agua destilada. La disolución se colocó en un vaso de precipitado encima de una parrilla de agitación y se mezcló durante 5 minutos para lograr una solución homogénea. A continuación, la solución se añadió sobre las semillas correspondientes, asegurando su completa imbibición por 36 horas.

2.5 Siembra de la semilla

Se utilizaron charolas de poliestireno de 200 cavidades, a las cuales se les agrego una mezcla de sustrato perlita y turba peat moss en una proporción del 60/40% (v/v) y se humedeció a capacidad de campo. Para evitar el desarrollo de hongos se aplicó Captan al 0.2%.

Se depositó una semilla en cada cavidad, con un total de 30 semillas por tratamiento, 210 semillas por ecotipo, posteriormente las charolas se llevaron al invernadero a una temperatura de 30° a 35°. Se envolvieron en bolsas de plástico negras para mantener la temperatura y humedad y así acelerar el proceso de germinación.

2.6 Cuidado y manejo de plántula

Se hizo un muestreo diario de las charolas con el fin de monitorear el desarrollo de las plántulas. A los 13 días después de la siembra, cuando se observó la

emergencia del epicótilo, las charolas se sacaron de las bolsas negras para evitar la etiolación. A partir de esta etapa, se estableció un régimen de riegos diarios con atomizador, sin embargo, estos se fueron moderando, tomando en cuenta las condiciones del invernadero. De igual manera, se aplicó una solución nutritiva Steiner al 10% para favorecer un crecimiento y desarrollo óptimo de las plántulas.

Debido a las condiciones del invernadero se presentaron hongos, por lo tanto, se aplicó Captan 1ml/L de agua y extracto de ajo para prevención de plagas.

2.7 Variables agronómicas evaluadas

Porcentaje de germinación (PG)

Se contó la emergencia de las plántulas al final del experimento de los dos ecotipos y tomando en cuenta las semillas sembradas al inicio. El porcentaje de germinación se generó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{PG} = \left[\frac{\text{N.º de semillas germinadas}}{\text{N.º de semillas sembradas}} \right] \times 100.$$

Para la evaluación de las siguientes variables, se consideraron al azar tres plántulas por repetición, obteniendo un total de 9 plántulas por tratamiento. A cada una de ellas se le realizaron las mediciones correspondientes, efectuando a partir de este punto mediciones destructivas.

Altura de plántula (ADP)

La plántula se extrajo de la charola, se separó de la raíz y se midió con una regla desde la base del tallo hasta el ápice de la planta, los datos se reportaron en centímetros (cm).

Diámetro del tallo (DDT)

Se utilizó un vernier digital marca Autotec®. Midiendo la base del tallo, los datos se expresaron en milímetros (mm).

Longitud de raíz (LDR)

La raíz fresca se puso en una superficie plana y se midió con una regla, documentando los resultados en centímetros (cm).

Numero de hojas verdaderas (NHV)

Se quitaron las hojas formadas del tallo para hacer conteo.

Área foliar (AF)

La zona superficial de la hoja se midió con una cinta, midiendo el largo y ancho de la hoja, utilizando la hoja más grande, reportando los datos en cm.

Peso fresco y seco de la parte foliar

Ya que que se obtuvieron los resultados, se utilizó una balanza analítica de alta precisión, para medir el peso del tallo y las hojas, expresado en gramos (g).

Luego, se introdujeron en una bolsa de papel estraza y se metieron en una estufa de secado MAPSA MODELO HDP 334 por 72hrs a una temperatura constante de 60°C. Al transcurrir el tiempo indicado, procedimos a sacar la biomasa de la bolsa para pesarlo de nuevo, registrando así el PS en gramos (g).

Peso fresco y seco de la raíz

Una vez teniendo la raíz separada de la parte aérea, se empezó a quitar el sustrato y se lavó con agua para quitar el mayor sustrato posible del cepellón. Después, se pesó utilizando la balanza analítica de precisión VELAB VE 1000, los datos se registraron en gramos (g). Las raíz se metieron en bolsas de papel estraza y se pusieron dentro de la estufa de secado MAPSA MODELO HDP 334 en el laboratorio por un tiempo de 72 hrs a una temperatura de 60°C. Luego de ese tiempo, se sacaron de la estufa y se registro, logrando así el peso seco de la raíz el cual se registró en gramos (g).

2.8 Análisis estadístico

En este diseño, la parcela grande correspondió al factor Ecotipo (Coahuila y Sonora), mientras que la parcela pequeña representó el factor Tratamiento que son 7 en total. Se hizo un análisis de varianza (ANOVA) y una comparación de medias mediante la prueba de comparación de medias significativa (LSD) de Fisher, en un diseño factorial de parcelas divididas.

En el cuadro de análisis de varianza, la significancia estadística de los factores y sus interacciones se determina a partir del valor de probabilidad (p). Un $p < 0.05$ indica la presencia de diferencias significativas, mientras que valores inferiores ($p <$

0.01) señalan diferencias altamente significativas. El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando el software InfoStat versión 2016 (Córdoba, Argentina).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Porcentaje de germinación (PG)

El PG promedio del ecotipo Coahuila (E1) fue de 55%, mientras que el ecotipo Sonora (E2) registró un PG significativamente menor (18%). Entre los tratamientos aplicados, el T6 (imbibición en KNO_3 al 1.5% durante 36 h + sonicación por 15 min) mostró el mayor porcentaje de germinación para el ecotipo Coahuila (93%), seguido del T4 (66%) y T3 (56%). En cambio, el ecotipo Sonora presentó su mejor resultado con el T2 (26%), aunque sin superar el 30% en ningún tratamiento (Cuadro 2). Estos hallazgos nos indican una gran diferencia en la capacidad de germinación entre ecotipos, que podría estar relacionada con su adaptación eco fisiológica y a la calidad fisiológica inicial de las semillas.

Cuadro 2: Porcentajes de germinación obtenidos en cada ecotipo con diferentes tratamientos.

TRATAMIENTOS	E1	E2
	COAHUILA (%)	SONORA (%)
T1	33	13
T2	46	26
T3	56	3
T4	66	20
T5	40	20
T6	93	23
T7	50	20

Por otro lado, la sonicación contribuye a la ruptura física de las cubiertas seminales, facilitando la entrada de agua y oxígeno, lo que acelera los procesos fisiológicos que conducen a la germinación (Cromtek, 2021).

Por otro lado, (De Souza, 2006), demostró que la semilla de tomate cuando es sumergida en Nitrato de Potasio (KNO_3), mejora su porcentaje de germinación y el crecimiento inicial, ya que tanto, el Nitrógeno como el Potasio son dos elementos esenciales para el crecimiento de la planta. Sin embargo, estos porcentajes bajos pueden ser porque la germinación pudo verse inhibida por dormancia ya que aun cuando las semillas eran viables, no germinaron (Delanoy *et al.*, 2006).

Los tratamientos que pasaron por el proceso de sonicación y ambos mostraron resultados significativos, se relaciona con la literatura que nos indica que con este proceso mejora el crecimiento celular al estimular varios mecanismos fisiológicos (Liu *et al.*, 2021). Así mismo se ha informado que, con la frecuencia, el tiempo de sonicación y la temperatura del agua adecuados, hay un aumento significativo en los porcentajes de semillas germinadas en comparación con las semillas no tratadas (Ampofo y Ngadi 2020; Chiu, 2021).

No obstante, los resultados de la eficacia del tratamiento están limitados en las técnicas de ultrasonido aplicadas (frecuencia, duración de la sonicación y temperatura del agua), debido a su diversa influencia sobre la germinación (Venâncio y Martins, 2019).

Guillén Castillo (2017), reportó aumentos en el porcentaje de germinación desde menos del 10 % hasta cerca del 60 % utilizando soluciones de KNO_3 a -15 atm durante 48 a 72 horas. Además, al combinarse con ácido Giberélico (GA_3), la

germinación superó el 75 % y se obtuvo una emergencia más homogénea y vigorosa (Quintero Castellanos *et al.*, 2018).

Altura de plántula (ADP)

El análisis de varianza y la prueba de comparación de medias, mostraron que el factor ecotipo tuvo un impacto muy significativo en la ADP ($p < 0.01$). En este sentido, el ecotipo Coahuila mostró una altura promedio de 8.62 cm, lo que representa un aumento del 50.44 % en relación con el ecotipo Sonora 5.73 cm (cuadro 3). Además, se detectaron diferencias significativas en la interacción Tratamiento \times Ecotipo ($p < 0.05$), destacando el T6 con semillas del ecotipo Coahuila, el cual logró obtener plántulas con una altura foliar de 11.17 cm, lo que resultó en medidas significativamente más altas comparando con los tratamientos; T5-Coahuila, T7-Sonora, T5-Sonora, T3-Sonora, T7-Coahuila y T4-Sonora (Cuadro 3).

En otro aspecto, el factor Tratamiento no presentó impactos significativos en la altura foliar, ya que no se observaron diferencias estadísticas entre los tratamientos analizados ($p < 0.05$).

Cuadro 3. Análisis de promedio de variables por factor tratamiento x ecotipo y factor ecotipo

Trat./Ecot.	ADP (cm)		DDT (mm)		LDR (cm)		NHV	
	E1	E2	E1	E2	E1	E2	E1	E2
T1:	8.57 ab	4.47 d	1.38 a	0.20 d	6.36 abc	1.98 f	7.44 abc	2.17 f
T2:	9.01 ab	7.85 abc	1.37 a	0.61 bcd	7.11 ab	5.37 bcde	8.33 ab	5.92 abcde
T3:	9.49 ab	6.00 bcd	1.32 a	0.60 bcd	7.53 ab	5.00 bcde	8.00 abc	7.00 abcd
T4:	9.71 ab	5.02 cd	1.08 ab	0.18 d	6.03 bcd	3.58 ef	8.33 ab	4.33 def
T5:	7.08bcd	6.44 bcd	0.84 bc	0.49 cd	4.50 cdef	4.23 cdef	5.00 cdef	5.34 bcdef
T6:	11.17 a	5.02 cd	1.39 a	0.18 d	8.70 a	4.00 cdef	8.89 a	2.50 ef

T7: 5.32 cd 6.45 bcd 0.53 cd 0.68 bc 2.71 f 3.00 def 3.72 def 6.89 abcd

Ecotipos

Coahuila	8.62 a	1.13 a	6.13 a	7.10 a
Sonora	5.73 b	0.38 b	3.81 b	4.54 b

Según Ciampitti y García (2007), el potasio es el nutriente que las plantas absorben en mayor cantidad durante las primeras etapas de desarrollo. Se ha observado que las semillas sometidas a tratamientos pre-germinativos con soluciones de nitrato de potasio (KNO_3) en concentraciones de 25 a 150 mM presentan un mayor crecimiento, probablemente debido a que las formas oxidadas de nitrógeno inducen modificaciones en las vías respiratorias del metabolismo, favoreciendo la germinación y el vigor inicial de las plántulas (Farooq et al., 2005).

El KNO_3 proporciona nitrógeno (N) en forma de Nitrato y Potasio (K), ambos son nutrientes esenciales para el crecimiento vegetal. El nitrógeno forma parte de la estructura de aminoácidos, proteínas y hormonas vegetales como las auxinas, mientras que el potasio desempeña un papel en la regulación osmótica, apertura estomática y activación de enzimas relacionadas con la elongación celular (Marschner, 2012; Taiz et al., 2015).

Diámetro de tallo (DDT)

Según el análisis de varianza y la prueba de comparación de medias, se evidencio que el factor ecotipo presento diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) para DDT, siendo el ecotipo Coahuila el que genero un resultado favorable con una media de 1.13 mm, mientras que Sonora alcanzó una media de apenas 0.38 mm (Cuadro 3). Además, respecto al factor tratamiento x ecotipo hubo un impacto altamente significativo ($p < 0.01$), siendo los tratamientos T6, T1, T2 y T3 en el

ecotipo Coahuila, con valores entre 1.32 y 1.39 mm los que mostraron los mejores desempeños (Cuadro 3). Por otro lado, en el factor tratamiento no se identificaron diferencias significativas.

El incremento del diámetro del tallo está determinado tanto del potencial genético de la procedencia (ecotipo) como de los tratamientos de activación pre-germinativa. Estudios de proveniencias reportan diferencias sustanciales en área basal y diámetro entre ecotipos bajo condiciones similares, indicando una fuerte base genética (Liepe *et al.*, 2024). Por otro lado, el priming con KNO_3 mejora la germinación y el vigor inicial, lo que a menudo se traduce en un mayor diámetro del tallo en plántulas de diversas especies, aunque su efectividad depende de la concentración y duración del tratamiento (Nyandwi *et al.*, 2024; Okello *et al.*, 2022). De manera similar, la sonicación de semillas ha sido reportada como un tratamiento que incrementa la velocidad de germinación y el vigor, con efectos positivos sobre crecimiento y, en algunos casos incrementando el diámetro del tallo (Zeng, 2023).

Longitud de raíz (LDR)

En LDR, nos indicaron diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) para los ecotipos, ya que las semillas de Coahuila nos presentaron una longitud promedio de 6.13 cm, mientras que las semillas del ecotipo Sonora (3.81 cm), generaron un aumento del 60.89% (Cuadro 3). En cuanto al factor tratamiento x ecotipo nos dio un valor de $p < 0.05$, lo que indica diferencias significativas, destacando el T6 de Coahuila, con una medición de raíz de 8.70cm que a comparación con los otros tratamientos x ecotipo son medidas significativas, (cuadro 3).

Diversas investigaciones han documentado un efecto positivo del KNO_3 sobre la longitud de la raíz cuando se utiliza como tratamiento pre germinativo. Por ejemplo, Gashi *et al.*, (2012) descubrieron que el remojo de semillas de pimiento en soluciones de KNO_3 incrementaron notablemente la longitud de radicular en comparación con el tratamiento control, lo cual fue atribuido a una mayor actividad metabólica inducida por el nitrato. De manera semejante Farooq *et al.*, (2006)

observaron que el tratamiento con KNO_3 mejoró la longitud radicular en plántulas de arroz, favoreciendo una mayor exploración del suelo en etapas tempranas del desarrollo.

Numero de hojas verdaderas (NHV)

Para la variable NHV nos mostraron medias altamente significativas ($p < 0.01$) para los ecotipos, porque la semilla de Coahuila nos dio una media de 7.10 y para Sonora de 4.54, lo cual esto nos genera un incremento de 56.38%, (cuadro 3). Por lo tanto para el factor de tratamiento x ecotipo se observó un impacto muy significativo ($p < 0.01$) siendo el T6-Coahuila el tratamiento con mayor número de hojas (8.89) si lo comparamos con con el T4-Coahuila (8.33), T2-Coahuila (8.33), T3-Coahuila (8.00), T1-Coahuila (7.44) y T3-Sonora (7.00).

Choudhury *et al.*, (2013) reportaron un aumento significativo en el número de hojas y en el área foliar de plántulas de arroz tratadas con soluciones de KNO_3 , en comparación con semillas no tratadas. De forma similar, investigaciones realizadas por Shaban (2010) en semillas de algodón nos señalan que las plántulas provenientes de semillas tratadas con KNO_3 presentaron una mayor cantidad de hojas y una superficie foliar superior, lo cual sugiere una mejora en la capacidad fotosintética desde etapas iniciales de crecimiento.

Área foliar (AF)

Para AF, se registraron medias altamente significativas ($p < 0.01$) para la longitud de la hoja en el factor tratamiento x ecotipo, siendo el T6-Coahuila el más alto con 4.28 cm, en contraste con el testigo que obtuvo 3.16 cm, que representa un incremento del 35.44 % (Cuadro 4). En cuanto al ancho de la hoja, dentro del mismo factor, no nos indicaron medias altamente significativas, sin embargo el T6-Coahuila logró obtener 2.10 cm en promedio a comparación del testigo que obtuvo 1.62 cm, lo cual nos muestra un aumento de 29.62 % (Cuadro 4).

El efecto del KNO_3 como estimulante del desarrollo foliar se asocia a su efecto sobre el metabolismo del nitrógeno y en la mejora en la absorción de H_2O , lo que eleva la presión de turgencia en las células jóvenes, favoreciendo así una expansión foliar más rápida (Zhang *et al.*, 2014). No obstante, la concentración y el tiempo de exposición son factores críticos, ya que concentraciones elevadas pueden causar efectos fitotóxicos, reduciendo el crecimiento inicial (Epstein & Bloom, 2005).

Cuadro 4. Valores medios de variable Área Foliar por tratamiento x ecotipo en Chile piquín

Tratamientos/Ecotipos	Largo de hoja (cm)		Ancho de hoja (cm)	
	E1	E2	E1	E2
T1:	3.16bc	1.30e	1.62abc	1.23cde
T2:	3.43abc	1.99de	1.66abc	1.55abcd
T3:	3.67ab	2.10cde	1.86ab	1.50abdc
T4:	3.95ab	1.50e	1.90ab	1.07de
T5:	3.03bcd	2.01de	1.68abc	1.49bcd
T6:	4.28a	1.05e	2.10a	0.80e
T7:	1.70e	1.67e	0.80e	1.12de

Varios estudios han demostrado que la aplicación de KNO_3 puede elevar notablemente el área foliar en varias especies vegetales. Por ejemplo, investigaciones realizadas por Hafez *et al.*, (2016) en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum*) revelaron un incremento del área foliar con dosis moderadas de KNO_3 , vinculado al equilibrio nutricional que impulsa el desarrollo de hojas más grandes y saludables. Así mismo, Mohammadi *et al.*, (2017) confirmaron un efecto

positivo del KNO_3 en área foliar de plantas de girasol, indicando beneficios en la eficiencia fotosintética y en la tasa de expansión celular.

Peso fresco y seco de plántula (PFP y PSP)

Con base al análisis de varianza para las variables PFP y PSP, solo hubo diferencias altamente significativas en el factor ecotipo ($p < 0.01$), tanto en raíces como en el área foliar (Cuadro 5).

Cuadro 5: Medias obtenidas de PF y PS de la plántula de chile piquín.

	PESO FRESCO		PESO SECO	
	Raíz	Foliar	Raíz	Foliar
Coahuila	0.09g	0.41g	0.24g	0.07g
Sonora	0.01g	0.07g	0.13g	0.01g

Las semillas con tratamientos pre-germinativos nos dan un elevado porcentaje de germinación y mejor crecimiento de biomasa, que las semillas que no son tratadas (Thorton y Powell 1992). Gashi *et al.*, (2012) reconocieron un aumento en el PF así como también en el PS de plántulas de pimiento que fueron procesadas pre-germinativamente con KNO_3 . Del mismo modo, según Kaur *et al.*, (2015), las plántulas de maíz tratadas con este compuesto indicaron mayor acumulación de materia seca, lo cual resulta a una mayor eficiencia fotosintética y en la movilización de reservas durante la germinación.

CONCLUSIÓN

Los tratamientos pre-germinativos evaluados, particularmente la combinación de imbibición en KNO_3 al 1.5% durante 36 horas más sonicación por 15 minutos (T6), resultaron altamente efectivos para aumentar tanto la germinación como el desarrollo temprano de plántulas de chile piquín, principalmente en el ecotipo Coahuila. Este tratamiento no solo aumento significativamente el porcentaje de germinación (93%), sino que también mejoro las variables de crecimiento como la altura de plántula, el diámetro del tallo, la longitud radicular, el número de hojas y el área foliar. Los resultados confirman que la sonicación facilita la imbibición al generar microgrietas en la testa seminal, mientras que el KNO_3 actúa como estimulante metabólico y nutritivo, ayudando a superar en parte la dormancia que tiene como característica esta especie.

En cambio, el ecotipo Sonora mostró una respuesta germinativa menor en todos los tratamientos, lo que indica una mayor dormancia fisiológica y/o una adaptación diferencial a las condiciones del sitio de estudio. Esto nos indica la importancia de considerar el origen genético y el estado fisiológico de la semilla al diseñar estrategias de germinación que vayan a ser efectivas.

En conclusión, la combinación de KNO_3 con sonicación es una alternativa viable, económica y de bajo impacto ambiental para mejorar la producción de plántulas de chile piquín con mayor vigor y uniformidad, favoreciendo su aprovechamiento comercial sostenible.

REFERENCIAS

- Agrios N. G., (1985). Fitopatología. Editorial Limusa. México. pp 371-381.
- Alcalá Rico, J. S. G. J. (2019). Potencial fisiológico de la semilla y diversidad de fruto del chile piquín (*Capsicum annum var. glabriusculum*) [Tesis de doctorado, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro]. Repositorio UAAAN.
- Ampofo, J. O., & Ngadi, M. (2020). Ultrasonic assisted phenolic elicitation and antioxidant potential of common bean (*Phaseolus vulgaris*) sprouts. *Ultrasonics Sonochemistry*, 64, 104974.
- Balderas Quezada, K. I., Piña Ramírez, F. J., García Muñoz, S. A., Soto Parra, J. M., y Yáñez Muñoz, R. M. (2021). Chile piquín (*Capsicum annum var. glabriusculum*): tesoro picante de la naturaleza. *Revista Biológico Agropecuaria* Tuxpan, 11(2), 36–42. <https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v11i2.485>
- Bañuelos, N., Rueda-Puente, E. O., Preciado-Rangel, P., Murillo-Amador, B., & Pinedo-Espinoza, J. M. (2020). Propiedades fisicoquímicas y rendimiento de frutos de chile chiltepín (*Capsicum annum var. glabriusculum*) cultivados bajo diferentes condiciones de crecimiento. *Idesia*, 38(3), 77–84.
- Baskin, C. C., & Baskin, J. M. (2014). Seeds: Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination (2nd ed.). Academic Press.
- Batak, I., Devic, M., Gibal, Z., Grubisic, D., Poff, K. and Konjevic, R. (2002). The effects of potassium nitrate and NO-donors on phytochrome A- and phytochrome B- specific induced germination of *Arabidopsis thaliana* seeds. *Seed Science Research* 12:253-259.
- Besnier Romero, F. (1989). Semillas. Biología y Tecnología. Ed. Mundi-Prensa. Madrid. 637 p.

- Brondo, R.R, D.S. Angulo, P.I. Hernández y A.A. Barceló. (2020). Tratamientos pregerminativos a semillas y desarrollo inicial de plántulas de chile amashito (*Capsicum annum*L. var. *Glabriusculum*). *Agro productividad*. 2(13): 53-59.
- Brondo, J., Rodríguez, R., & Sánchez, E. (2020). Dormancy and germination characteristics of wild *Capsicum* species. *Journal of Seed Science*, 42(2), 101-112.
- Bewley, J. D., Bradford, K., Hilhorst, H., & Nonogaki, H. (2013). *Seeds: Physiology of development, germination and dormancy* (3rd ed.). Springer..
- CABI. (2023). *Capsicum annum* (bell pepper). *CABI Invasive Species Compendium*.
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.15784>
- Cayenne Diane. (2024). The big list of hot peppers.
<https://www.cayennediane.com/big-list-of-hot-peppers/>
- Cerda Martínez, D. F. (2020). Diversidad morfológica de cinco genotipos de chile piquín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) procedentes de diferentes zonas de México [Tesina, UAAAN]. Repositorio UAAAN.
- Chiu KY (2021) Changes in microstructure, germination, sprout growth, phytochemical and microbial quality of ultrasonication treated adzuki bean seeds. *Agronomy* 11: <https://doi.org/10.3390/agronomy11061093>
- Choudhury, B. U., Das, A., & Ngachan, S. V. (2013). Influence of seed priming with potassium nitrate on emergence and seedling growth of rice under different soil moisture regimes. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 59(4), 603–617.
- Ciampitti I, García F. (2007). Requerimientos nutricionales absorción y extracción de macronutrientes y nutrientes secundarios. *Archivo Agronómico*. [consultado 2025]. 12. eng.
file:///D:/Downloads/Requerimientos_nutricionales_Absorcion_y_extraccio.pdf.

- Coronado G.M.A., Córdova Y.A., García P.M., Santiago H.V.G., Vásquez N.R.A. (2013). Estrategias de Mercado para productos elaborados a base de Chiltepín en la sierra de Sonora. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 32: 359-370.
- Cromtek. (2021, agosto 20). Así funciona la sonicación en el laboratorio.
- De Souza F. (2006). Evolución de la Industria de Semillas de Pastos Tropicales en Brasil. X *Seminario de Pastos y Forrajes*. [consultado 2025]. 157-164 p. eng. http://www.avpa.ula.ve/congresos/seminario_pasto_X/Conferencias/A14Francisco%20Souza.pdf.
- Delanoy M, Van Damme P, Scheldeman X, Beltran J. (2006). Germination of *Passiflora mollissima* (Kunth) L.H.Bailey, *Passiflora tricuspidata* Mast. and *Passiflora nov sp.* seeds. *Scientia Horticulturae*. (110):198–203.
- Doria, J. (2010). Generalidades sobre las semillas. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 44(1), 1-10. Recuperado de https://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0258-59362010000100011&script=sci_arttext
- Epstein, E., & Bloom, A. J. (2005). *Mineral Nutrition of Plants: Principles and Perspectives* (2nd ed.). Sinauer Associates.
- Farooq, M., Basra, S. M. A., & Wahid, A. (2006). Priming of field-sown rice seed enhances germination, seedling establishment, allometry and yield. *Plant Growth Regulation*, 49(2), 285–294.
- Farroq M, Basra B, Nafees M, Chishti S. (2005). Enhancement of tomato seed germination and seedling vigor by osmopriming. *Pak. J. Agri. Sci.* [consultado 2025]. 42(3- 4):36-41. eng. <https://www.pakjas.com.pk/papers/430.pdf>
- Fontana, P., Riscalá, E., Rodríguez, R. y Gianfrancesco, S. (2002). Efecto de diferentes tratamientos sobre la germinación de afata (*Sida rhombifolia*). XIII Reunión de Comunicaciones Científicas y Técnicas de la Facultad de

Ciencias Agrarias. *Universidad Nacional del Nordeste*. Corrientes, Argentina. pp. 45-46.

García Gordillo, A. (2019). Efectos físicos y fisiológicos en semilla de cinco genotipos de chile piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*) sometidos a tratamientos pregerminativos [Tesis licenciatura, UAAAN]. Repositorio UAAAN.

Gashi, B., Abdullai, K., & Shala, M. (2012). The effect of potassium nitrate on seed germination and seedling growth of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Research Journal of Agricultural Science*, 44(2), 15–20.

Gong, M., Zhang, Y., & Liu, J. (2024). Ultrasonic treatment can improve maize seed germination and seedling development. *BMC Plant Biology*, 24(1), 1-12.

González-Cortés, N., Jiménez Vera, R., Guerra Baños, E. C., Silos Espino, H., & Payro de la Cruz, E. (2015). Germinación del chile amashito (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*) en el sureste mexicano. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(SPE11), 2211-2218.

Grossnickle, S. C., & MacDonald, J. E. (2018). *Seedling quality: History, application, and plant attributes*. *Forests*, 9(5), 283.

Guillén Castillo, O. I. (2017). Mejora de la germinación en chile piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*) mediante priming [Tesis de maestría, Universidad Autónoma de San Luis Potosí].

Hafez, M. M., Ahmed, A. A., & El Sabagh, A. (2016). Effect of potassium nitrate on growth, yield and quality of tomato under different irrigation levels. *Asian Journal of Agricultural Research*, 10(3), 109-117.

Heberle, T., Silva, A., & Souza, M. (2025). Ultrasound effect on the pre-germination soaking stage of rice seeds. *Science of The Total Environment*, 855, 158832.

Heiser, C. B., & Pickersgill, B. (1975). *Capsicum annuum* var. *glabriusculum* (Dunal) Heiser & Pickersgill. *Baileya*, 19(4), 156.

- Hernández-Verdugo, S. (2017). Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del género (*Capsicum*). *Botanical Sciences*, 95(2), 183–198.
- Herrera-Aguilar, A., Mendoza-Wilson, A. M., & Gámez-Meza, N. (2020). Enriquecimiento de aceite de cártamo con extracto de chile piquín para mejorar su capacidad antioxidante. *Ciencia UAT*, 34(1), 15–22.
- <https://www.cromtek.cl/2021/08/20/asi-funciona-la-sonicacion-en-el-laboratorio/>
- ISTA. (2008). International Rules for Seed Testing. International Seed *Testing Association*, Bassersdorf.
- J. López-Baltazar, A. Méndez-Matías., L. Pliego-Marín., E. Aragón-Robles, M.L. Robles-Martínez. (2013). *Rev. Mex. Cienc. Agríc.*, 4: 1139-1150.
- Kaur, G., Singh, N., & Sharma, A. (2015). Impact of seed priming with potassium nitrate on germination and seedling growth of maize (*Zea mays L.*) under moisture stress. *Indian Journal of Plant Physiology*, 20(4), 406–410.
- Kraft, K. H., Brown, C. H., Nabhan, G. P., Luedeling, E., Luna Ruiz, J. D., D'Eeckenbrugge, G. C., Hijmans, R. J., & Gepts, P. (2013). Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, (*Capsicum annuum*), in Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 110(13), 4532–4537.
- Latournerie M. L., J. S. López V., G. Castañón N., J. O. Mijangos C., G. Espadas V., A. Pérez G. y E. Ruiz S. (2015). Evaluación agronómica de germoplasma de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). *Agroproductividad* 1: 24-29.
- Latournerie, M. L., J. L. Chávez., M. Pérez., G. Castañón, S. A. Rodríguez., L. M. Arias., P. Ramírez. (2002). Valoración in situ de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annuum L.* y *Capsicum chinense Jacq.*) en Yaxcabá, Yucatán, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 25: 25-33.
- <http://www.redalyc.org/pdf/610/61025104.pdf>
- Latournerie, M. L., V. H. Aguilar R., P. López L., S. Ramírez, M., T. Corona T., T. López S., y H. Villalón M. (2010). Los recursos genéticos del chile (*Capsicum*

- spp*). en México: estudio, conservación y utilización. *Resúmenes Ejecutivos Ejercicio*, SNICS. 157-159.
- Liepe, K. J., & colaboradores. (2024). Ecotypic variation in multiple traits of European beech. *Forest Ecology and Management*.
- Liu, J., Zhang, Y., & Wang, L. (2016). Effects of ultrasonication on increased germination and seedling growth of aged seeds. *Scientific Reports*, 6, 22403.
- Liu, H., Li, Z., Zhang, X., Liu, Y., Hu, J., Yang, C., & Zhao, X. (2021). The effects of ultrasound on the growth, nutritional quality and microbiological quality of sprouts. *Trends in Food Science & Technology*, 111, 292-300.
- M. Gaytán-Ruelas, E. Vargas-Espinoza, M. Rivera-Arredondo, V. de J. Morales-Félix. (2016). *Rev. Análisis Cuantitativo y Estadístico*, 3: 18-25.
- Maiti, R., y Gonzalez, H. (2017). Wild Native Chilli, Chile Piquin (*Capsicum annum* L. var. *aviculare* Dierb.) in Northeastern Mexico: *Research Progress. International Journal of Economic Plants*, 1(4), 037-040.
- Marschner, H. (2012). Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants (3rd ed.). *Academic Press*.
- Martínez, A.J.G.; Venegas, B.C.S.; Martínez, G.R.; Torres, C.J.A.; Olazarán, S.F.E.; Mora, O.A.; Guerra, P.A.; Arellano, M.L.U.; Garza, O.F. (2018). Review on the Geographical Distribution, Fruit Production and Concentration of Capsaicinoids in (*Capsicum annum* var. *Glabriusculumin*), the Northeastern Region of Mexico. Preprints.org, 2018110517.
- Medina-Martínez, T., Villalón-Mendoza, H., Pérez-Hernández, J. M., Sánchez Ramos, G., & Salinas-Hernández, S. (2010). *Avances y perspectivas de investigación del chile piquín en Tamaulipas, México. Ciencia UAT*, 4(4), 16-21.
- Mohammadi, M., Heidari, M., & Golezani, K. G. (2017). Influence of foliar application of potassium nitrate on growth and physiological characteristics of sunflower

- (*Helianthus annuus* L.) under water stress. *Journal of Plant Nutrition*, 40(15), 2130–2137.
- Mohamed, A., et al. (2019). Horticultural Aspects for the Cultivated Production of Piquin Peppers (*Capsicum annum* L. var. *glabriusculum*)—A Review. *HortScience*, 54 (1).
- Mosquera, J. (2021). Así funciona la Sonicación en el laboratorio. Cromtek. Recuperado de <https://www.cromtek.cl/2021/08/20/asi-funciona-la-sonicacion-en-el-laboratorio/>
- Nyandwi, J. (2024). Effect of Potassium Nitrate Priming in the Germination and Early Seedling Establishment (*Jales Journal / artículo de 2024*). Recuperado de <https://www.jales.org/articles/xml/D4RQ/>.
- Okello, D, (2022). Influence of various temperatures, seed priming treatments and durations on germination and seedling growth. *Scientific Reports / PLoS/PMC* (2022). Recuperado de <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC9391371/>.
- Ovando-Martínez, M., Gámez-Meza, N., Medina-Juárez, L. A., & Hayano-Kanashiro, C. (2018). Bioaccessibility and antioxidant capacity of polyphenols from red chiltepin (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) after simulated digestion. *Plant Foods for Human Nutrition*, 73(2), 116–121.
- Paz L. (Consultado 2025). *Enciclo vida*. Obtenido de Chiltepín (*Capsicum annum* var. *Glabriusculum*): <https://enciclovida.mx/especies/211589-capsicum-annuumvarglabriusculum>.
- Pedraza R, L. C., y A. A. Gómez G. (2008). Análisis exploratorio del mercado y la comercialización de chile piquín (*Capsicum annum* var. *aviculare* Dierb.) en México. *Tecsisotecatl: Economía y Sociedad de México* 1(5):1-8
- Quintero Castellanos, M. F., González-Rodríguez, H., García-Lara, S., & Hernández-Verdugo, S. (2018). Relieving dormancy and improving germination of Piquín chili pepper (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) by priming techniques. *Acta Horticulturae*, 1194, 345–350.

R. W. Cruz, D. J. M. Barrios, M. M. N. Rodríguez, V. D. Espinoza, T. J. L. Tirado
Rev. Mex. Cienc. Agríc., 7: 59-70, (2016).

Ramírez, M. M.; Pozo, C. O. y Rodríguez, del B. L. A. (2003). Tecnología para inducir la germinación en chile piquín. In:Rodríguez del Bosque, L. A. (Eds.). In: memoria del 1er. simposium regional de chile piquín: avances de investigación en tecnología de producción y uso racional del recurso silvestre. *INIFAP-CIRNE*. Campo Experimental Río Bravo, México. Publicación especial núm. 26. 35-36 pp.

Ramírez, M. M., G. Arcos C., H. Mata V., E. Vázquez G., y R. Méndez A. (2015). Variedades e híbridos de chile y su manejo para el sur de Tamaulipas. Campo Experimental Las Huastecas. *CIRNE-INIFAP. Folleto Técnico* Núm. MX-0-310701-11-03-14-09-40. 47 p. <https://docplayer.es/62689342-Variedades-e-hibridos-de-chile-para-el-sur-detamaulipas.html>

Ramírez, N.U., Cervantes,O.F.,Montes, H.S.,Raya, P.J.,CibriánJ.A.y 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.

Read more: <https://www.hielscher.com/es/ultrasonic-priming-of-seeds-how-sonication-improves-crop-germination.htm>

Rivas, V.M. (2018). Presentarán técnicas de germinación en planta de chiltepín. El heraldo de chihuahua.

Rodríguez del B. L. A; Ramírez M. y Pozo C, (2003). El cultivo del chile piquin bajo diferentes sistemas de producción en el noreste de México. In: Memoria del 1er. Simposio regional sobre chile piquin: Avances de investigación en tecnología de producción y uso racional del recurso silvestre. *INIFAP-CIRNE*. Campo experimental Río Bravo Tamaulipas. *Publicación especial núm. 26*. México. pp: 1-16 p.

Rodríguez, L. A., O. P. Campodonico; M. Ramírez; F. J. Silva; R. Zúñiga; R. Sánchez; T. Medina y H. Villalón. (2002). Effect of shading on growth and

- yield of 10 accessions of piquin pepper (*Capsicum annuum* L. var *aviculare*) in four locations of northeastern Mexico. Proceedings 16th International Pepper Conference. Nov. 10-12, (2002), Tampico, Tamps., México. p. 63.
- Sandoval-Rangel, G. (2011). Mejora de la germinación... *Tesis de Maestría, UASLP*.
- Shaban, M. (2010). Effect of water stress on seed germination and seedling growth of lentil (*Lens culinaris* Medik.) genotypes. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, 6(3), 13–24.
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). *Plant Physiology and Development* (6th ed.). Sinauer Associates.
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2020). *Plant physiology and development* (7th ed.). Oxford University Press.
- Thorton J, Powell A. (1992). Short term aerated hydration for the improvement of seed quality in *Brassica oleracea* L. *Seed Science Research*.
- Valadez L.A. (1994). *Producción de Hortalizas* Editorial Limusa.S.A de C.V. Grupo Noriega editores.
- Valenzuela, D. (2024). Chiltepín: el oro rojo de Sonora. *NORO.mx*. <https://noro.mx/agricultura/chiltepin-el-oro-rojo-del-estado-de-sonora/>
- Valiente-Banuet, J. I., & Gutiérrez-Ochoa, Á. (2016). Effect of irrigation frequency and shade levels on vegetative growth, yield, and fruit quality of piquin pepper (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*). *HortScience*, 51(5).
- Venâncio RS da S, Martins ACG (2019) Overcoming dormancy of *Senna multijuga* seeds with an ultrasonic probe the comparison with ultrasound and sulfuric acid baths. *Cienc Rural* 49.
- Villallón Mendoza, H., Medina Martínez, T., & Ramírez Meráz, M. (2018). Factores de calidad de la semilla de chile silvestre (*Capsicum annuum* var.

glabriusculum). *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 4(17), 182–187.
<https://doi.org/10.29298/rmcf.v4i17.431>

Villalón-Mendoza, H., A. C. Cruz-Hernández., y J. M. Soto-Ramos. (2015). Características morfológicas (*Capsicum annuum* L. var. *glabriusculum*) para determinar el tamaño de la muestra. In: *Memorias de la 12a Convención mundial del chile*". CONAPROCH. Guadalajara, Jal., México. pp. 151-156.

World Flora Online Consortium. (2024). *Capsicum annuum* var. *glabriusculum* (Dunal) Heiser & Pickersgill. World Flora Online. Recuperado de <https://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0001019999>

Zeng, Z. (2023). Transcriptome analysis revealed mechanisms involved in ultrasonic-enhanced seed germination and seedling growth. (*revisión/estudio sobre efectos de ultrasonido en semillas*). ScienceDirect.

Zhang, H., Irving, L. J., McGill, C., Matthew, C., Zhou, D., & Kemp, P. (2014). The effects of salinity and osmotic stress on barley germination rate: sodium as an osmotic regulator. *Annals of Botany*, 114(7), 1347–1355.