

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Efecto de Tratamientos Químicos y Mecánicos Sobre la Germinación, Vigor y  
Calidad de Plántulas de Okra (*Abelmoschus esculentus* L.)

Por:

**JESÚS IGUANERO GIL**

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

Efecto de Tratamientos Químicos y Mecánicos Sobre la Germinación, Vigor y  
Calidad de Plántulas de Okra (*Abelmoschus esculentus* L.)

Por:

**JESÚS IGUANERO GIL**

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. Victor Manuel Reyes Salas  
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Ramírez  
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México  
Octubre, 2025

## **DEDICATORIAS**

### **A Dios**

Por permitir sonreír en este logro de haber concluido mi carrera universitaria, dándome la fuerza y sabiduría para alcanzar siempre mi meta de mis sueños. Por siempre estar presente en cada momento de mi vida, aprendiendo de cada tropiezo y guiándome para ir por el bien y lo mejor para mí.

### **A mis padres**

#### **Sr. Gilberto Iguanero Barreto y Sra. Beatriz Gil Sandoval**

A ustedes que a lo largo de mi vida han brindado su amor, su cariño, al cuidar de mí y por el esfuerzo que hacen día a día, anhelando siempre mi preparación para enfrentarme a la vida y convertirme en una persona de provecho. Por compartir tristezas, alegrías, éxitos y fracasos, por siempre confiar en mí y hacer de mí lo que soy.

Me siento muy contento por este logro en mi vida que también es suyo, les agradeceré siempre, por esto y más, gracias papas los amo.

### **A mi hermana**

#### **Yoselin Iguanero Gil**

A ti hermana por ser mi amiga de toda la vida, cuidar uno del otro creciendo juntos y por siempre darme tu apoyo incondicional. Por compartir los recuerdos de la infancia y nuestros sueños de grandes, sé que siempre vamos a lograr todo lo soñado y lo que queremos ser. Gracias por tu amor y alegría que me das, te quiero mucho.

### **A mi abuela materna**

#### **Sra. Isabel Sandoval Tacaleño**

Por el cariño que siempre me brindo, por siempre tener a la familia unida y por los momentos compartidos que ahora son bonitos recuerdos. Le agradezco por darme una mama tan buena, fuerte y tierna.

#### **A mis amigos de la universidad**

Daniela, Ana, Daniel, Monse, Diego, Alondra, Andrea, Diana, América, Yuliana, Jimena y Cesar, doy gracias a la vida por juntarnos y formar una amistad bonita, como la que ahora tenemos, por ser como cada uno lo es, por saber escuchar y estar para cuando los necesite. Por consejos, logros, apoyo y por todas esas aventuras que vivimos durante toda la carrera, las risas y lágrimas compartidas.

Simplemente muchas gracias por demostrar que la amistad es real, los quiero mucho.

#### **A mi mejor amiga**

##### **Goretty España**

Por siempre estar para mí y apoyarme en todo, que ha sido mi familia la cual me lleno de amor y valentía cuando extrañaba mi hogar. Por estar siempre conmigo a pesar de la distancia, por compartir momentos de risas, tristezas, complicidad y mis desesperaciones, te adoro mucha amiga. Gracias por demostrarme que si existe la amistad a distancia.

##### **A Alejandro Soto Domínguez**

Por siempre darme ánimos y apoyarme en todo, por siempre escucharme y por esos consejos que me daba cada que quería abandonar la carrera, gracias por siempre estar conmigo cuando más te necesite, siempre estaré agradecido por tu amor y tu amistad, te quiero mucho.

## **AGRADECIMIENTOS**

### **A mi Alma Terra Mater**

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por darme la oportunidad de haberme formado profesionalmente en esta casa de estudios, al ser parte de ella logre cumplir una meta más en mi vida, además de superarme de manera personal y profesional, egresando muy orgullosamente como Ingeniero de la Narro, te agradezco por ser mi segunda casa, llevándome muchos recuerdos bonitos y grandes experiencias y aprendizajes. Muchas gracias Narrito.

### **A la Dra. Laura Raquel Luna García**

Por brindarme su apoyo con la mejor disposición y el conocimiento para esta investigación, por su tiempo y enseñanzas, impulsado así la pasión por la agronomía.

### **A mis coasesores**

Quienes con sus conocimientos me ayudaron a lograr mi objetivo con éxito, por su aportación, sus sugerencias y por su atención prestada.

### **Al Departamento de Horticultura y maestros**

Quienes formaron parte de mi preparación académica, por compartir sus conocimientos que me ayudaran en las prácticas de campo laboral, el apoyo brindado y enseñanzas.

### **A mis amigos**

Berenice, Edith, Carmen, Airam, a ustedes que influyeron en esta etapa de mi vida, dejando recuerdos muy bonitos, agradezco por su amistad, por el apoyo que me brindaron durante y fuera de la universidad. Les deseo éxito siempre, los quiero.

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIAS.....	iv
AGRADECIMIENTOS .....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS .....	x
ÍNDICE DE CUADROS .....	x
DERECHOS DE AUTOR Y DECLARACIÓN DE NO PLAGIO.....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>
RESUMEN.....	xii
I. INTRODUCCION .....	1
1.1 Objetivo general.....	3
1.2 Objetivos específicos .....	3
1.3 Hipótesis .....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
2.1 Aspectos generales del cultivo .....	4
2.1.1 Origen e historia .....	4
2.1.2 Producción Mundial.....	5
2.1.3 Producción Nacional.....	6
2.2 Clasificación taxonómica del cultivo .....	7
2.3 Características botánicas del cultivo .....	7
2.3.1 Sistema radicular.....	8
2.3.2 Tallo.....	8
2.3.3 Hoja .....	8
2.3.4 Flor.....	9
2.3.5 Fruto .....	9
2.3.6 Semilla .....	10
2.4 Requerimientos edafológicos .....	10
2.4.1 Suelo .....	10
2.4.2 Temperatura.....	11
2.4.3 Riego .....	11

2.4.4 Nutrición.....	12
2.5 Principales plagas y enfermedades.....	13
2.6 Fases de la germinación de una semilla.....	15
2.7 Germinación de semilla de Okra: Puntos a considerar .....	17
2.8 Latencia y dormición en semillas .....	18
2.8.1 Causas de la latencia y dormición en semillas.....	18
2.9 Mecanismos de estimulación de la germinación .....	19
2.9.1 Estimulación hormonal .....	19
2.9.2 Estimulación mecánica.....	19
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	21
3.1 Ubicación del experimento.....	21
3.2 Material vegetativo .....	22
3.3 Diseño experimental y tratamientos a evaluar.....	22
3.3.1 Siembra de semilla.....	25
3.3.2 Cuidado y manejo de plántula.....	25
3.4 Variables agronómicas evaluadas .....	26
Días a germinar (DAG).....	26
Porcentaje de germinación (PG).....	26
Altura de plántula (ADP) .....	27
Diámetro del tallo (DDT).....	27
Longitud de raíz (LDR) .....	27
Número de hojas verdaderas (NHV).....	27
Peso fresco (PFA) y seco (PSA) de la parte aérea .....	27
Peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PSR).....	27
3.5 Análisis estadístico.....	28
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	29
V. CONCLUSIONES.....	38
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	40

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Diagrama de las fases de germinación de la semilla.....	16
<b>Figura 2.</b> Área de experimentación, Departamento de Horticultura, UAAAN-Salttillo. ..	21
<b>Figura 3.</b> Porcentaje de germinación obtenido en diferentes tratamientos pregerminativos.....	29

## ÍNDICE DE CUADROS


<b>Cuadro 1.</b> Tratamientos aplicados para incrementar la germinación en semillas de <i>Abelmoschus esculentus</i> . .....	23
<b>Cuadro 2.</b> Cuadros medios del ANOVA ( $P \leq 0.05$ ) para variables de crecimiento de estructuras de la plántula.....	32
<b>Cuadro 3.</b> Cuadros medios del ANOVA ( $P \leq 0.05$ ) para variables de acumulación de biomasa en plántula.....	33
<b>Cuadro 4.</b> Comparación de medias (LSD de Fisher ( $p \leq 0.05$ )) de las variables de crecimiento de estructuras de plántulas de Okra.....	35
<b>Cuadro 5.</b> Comparación de medias (LSD de Fisher ( $p \leq 0.05$ )) de las variables de acumulación de biomasa fresca y seca en plántulas de Okra.....	37

## DERECHOS DE AUTOR Y DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

Todo material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor de los Estados Unidos Mexicanos, y pertenece al autor principal quien es el responsable directo y 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, gráficas, 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 el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo no ha sido previamente presentado en ninguna otra institución educativa, organización, medio público o privado.

  
\_\_\_\_\_  
Jesús Iguanero Gil

Autor Principal

## RESUMEN

El cultivo de la Okra se ha incrementado en los últimos años, constituyendo una fuente de ingresos y formando parte importante de la actividad económica de algunas regiones de México. Uno de los problemas más importantes en el eslabón de producción, es la germinación baja e irregular de sus semillas. Se cree que el origen de este problema lo genera una capa poco permeable, que bloquea de forma mecánica la entrada de agua y por ende el inicio del proceso germinativo. Sin embargo, muchas investigaciones sugieren métodos enfocados a generar un desbalance hormonal que rompa la dormancia. Por lo anterior, el presente trabajo de investigación consistió en evaluar diversos métodos (químicos y mecánicos) enfocados en estimular la germinación de la semilla de Okra. Se evaluaron 10 tratamientos, nueve tratamientos consistentes en diversas estrategias de estimulación de la germinación, desde el uso de corrosivos para eliminar la dormición mecánica, hasta tratamientos más enfocados a generar un desbalance en favor de la ruta del AG<sub>3</sub>. Los resultados, permiten observar que los tratamientos hormonales, o aquellos relacionados a alterar el balance entre ABA y AG<sub>3</sub> presentaron mejor desarrollo de las estructuras de la planta. Mientras que los tratamientos enfocados a reducir el efecto impermeable de la cubierta de la semilla no mostraron diferencias. Esto sugiere una posible dormición de tipo hormonal y desecha la idea de una dormancia mecánica de la semilla de Okra, por lo que es recomendable indagar sobre otras dosis, moléculas o compuestos que modifiquen el balance hormonal de la semilla. El tratamiento con mejor germinación fue el sonicado, que obtuvo los mayores porcentajes de germinación (85.0-87.5%) y el que logró menos porcentaje de germinación fue el ácido clorhídrico, incluso resultó ser fitotóxico, logrando solo 35.0% de germinación.

**Palabras clave:** *Abelmoschus esculentus*, Ácidos, Agua Caliente, KNO<sub>3</sub>, Peróxido de Hidrogeno, Lijado, Sonicado.

## I. INTRODUCCION

El cultivo de Okra (*Abelmoschus esculentus*) en la actualidad, ha abierto un mercado en pleno desarrollo, debido a su rápida integración a la dieta de población demandante como Estados Unidos (Tridge, 2025). Su producción ha incrementado en los últimos años, buscando mercados de exportación. Aunque su origen no está bien definido en la literatura de estudio, se cree que el cultivo surgió en un ambiente de trópico húmedo, en las zonas de Asia y África, además, se sugiere que su llegada a América fue producto de las constantes migraciones de barcos mercantes y esclavos que partían de las zonas de origen (Lamont, 1999).

En México, aunque no existe un registro sobre los primeros cultivos de Okra, esta representa un cultivo redituable, con una superficie sembrada de cerca de 2000 hectáreas y un volumen de producción de aproximadamente 21,000 toneladas (t), siendo Tamaulipas, Morelos y Guerrero los principales estados productores (SIAP, 2025). A pesar de su éxito y crecimiento constante, este cultivo presenta problemáticas en el eslabón productivo, específicamente en el proceso germinativo de la semilla como método de propagación más empleado y económicamente más viable (Lozano y Artinian, 2018). Dentro de las condiciones mayormente encontradas como factores condicionantes de la germinación de la semilla se encuentran las temperaturas del suelo y la presencia de una cubierta rígida que dificulta la absorción de agua y por ende limita el inicio del proceso germinativo (*Barupal et al., 2023*).

Algunos trabajos de investigación han encontrado respuestas positivas del cultivo a la aplicación de tratamientos en pre-siembra, mediante el cebado o priming, empleando algunas hormonas, tratamientos salinos e incluso mediante tratamientos mecánicos que permitan ablandar o fracturar la testa de la semilla (*Fomekong et al., 2025*). Debido a que la mayoría de los autores sugieren como principal factor de la reducción de la germinación en semillas de Okra a la

resistencia de la cubierta seminal a la hidratación, los métodos más económicos y de fácil replica pueden enfocarse en degradar o generar alguna ruptura de la testa para mejorar la hidratación de la semilla (primera fase de la germinación).

Por ello, el presente trabajo de investigación pretende encontrar el método de estimulación de la germinación de la semilla de Okra, proponiendo algunos tratamientos que bajo un principio mecánico, faciliten la hidratación de la semilla y en consecuencia mejore su germinación, se incluyen algunos tratamientos considerados hormonales-nutricionales que pudieran servir de análisis ante una posible causa hormonal de la dormición de semillas de Okra y además se realizó una comparativa con un tratamiento testigo, el cual permite comparar el método tradicional de sembrado contra los métodos estudiados. Para lograr lo anterior, se desarrolló dicha investigación, la cual se enfoca en el logro de los siguientes objetivos y la comprobación de la siguiente hipótesis:

## 1.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de diferentes métodos y bioestimulantes en la germinación de semillas de Okra (*Abelmoschus esculentus*), identificando las condiciones y dosis que optimicen su desempeño.

## 1.2 Objetivos específicos

- Medir cuantitativamente la mejora en el porcentaje de germinación dados los métodos considerados en la prueba.
- Evaluar la calidad de la plántula, en función del desarrollo de sus estructuras primarias.
- Evaluar la eficiencia en el crecimiento de la planta, basado en la acumulación de biomasa fresca y seca de sus estructuras.

## 1.3 Hipótesis

**Hipótesis nula:** Ningún método y bioestimulante evaluado, generó un incremento significativo en el porcentaje de germinación, calidad de plántula y crecimiento de estructuras de la plántula en función de la biomasa acumulada en el proceso germinativo de la semilla de Okra.

**Hipótesis alternativa:** Al menos un método o un bioestimulante empleado, generó un incremento en la germinación, calidad de plántula o crecimiento de estructuras de la plántula de Okra.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Aspectos generales del cultivo

El cultivo de Okra es de gran importancia en múltiples dimensiones. Su valor agronómico, económico, nutricional y cultural subraya su relevancia en la agricultura global. A medida que enfrentamos desafíos como el cambio climático y la demanda creciente, es esencial continuar innovando y promoviendo prácticas sostenibles para maximizar los beneficios del cultivo de Okra.

La Okra representa en la actualidad un elemento importante en la cocina y dieta de países como Estados Unidos, en la cual, corrientes alimenticias de moda como la *Soul food* han generado la integración de estos alimentos en la cocina americana (Medrano, 2022).

#### 2.1.1 Origen e historia

Se sugiere que el cultivo se originó en África, específicamente en el área que hoy pertenecen a Etiopía. Durante algunos siglos, este cultivo fue dispersado por el Medio Oriente, norte de África y sur de Asia. De este modo, en el siglo XVIII mediante el tráfico de esclavos de África a América, se transportaron frutos y semillas del cultivo (Medrano, 2022).

Los primeros reportes conocidos sobre el cultivo de Okra lo elaboraron los egipcios en el 1216 d.C., sin embargo, el explorador Vavilov afirmó que existían pruebas contundentes de la existencia del cultivo desde años anteriores, bajo el clima tropical de Etiopía, mientras que otros sugieren su posible origen en la India. Así, el cultivo pudo haber llegado a América en barcos a inicios del siglo XVIII, por esclavos africanos y colonos franceses de Louisiana. Thomas Jefferson identificó el cultivo en 1748, además, se dispersó en más territorios siendo reportado en Filadelfia en 1781, y en 1800 su identificación fue común para

diversos botánicos (Lamont, 1999). Para el caso de México no existe un dato exacto sobre su ingreso al país como cultivo para su aprovechamiento, debido a que no forma parte importante de la ingesta diaria de la población y la mayoría de la producción se destina a la exportación a USA (Díaz Franco *et al.*, 2007).

### **2.1.2 Producción Mundial**

El principal importador y consumidor a nivel mundial de Okra es Estados Unidos, sus principales proveedores son México, Honduras y Nicaragua (Lozano y Artinian, 2018). En el 2004 a nivel mundial se comercializaron alrededor de 3 mil toneladas, tanto fresca como congelada, el 90 % de la comercialización se distribuye congelada por su larga duración y conservación, ya que es un vegetal altamente perecedero y necesita un manejo postcosecha adecuado. Sin embargo, los consumidores lo prefieren fresco esto se entiende como una limitante a la hora de comercializar el producto, en los supermercados se puede encontrar en diferentes presentaciones como picada, congelada, empanizada o en salmuera, con el objetivo de llenar y satisfacer los gustos del consumidor. Hasta el momento los destinos importadores de Okra son Estados Unidos, Europa y Canadá (Lozano y Artinian, 2018). Según FAOSTAT, la producción de Okra es muy variable entre países y a lo largo de los años, siendo la India y Nigeria los mayores productores en los años 2007, 2008, 2009 y 2013 (FAOSTAT, 2013).

De acuerdo con los datos presentados por la plataforma Tridge (2025), se observa una reducción en el valor de la exportación de Okra desde mayo de 2022 con \$363.97 millones de dólares mientras que, en diciembre de 2024, este valor se redujo a \$8.42 millones de dólares. Del valor de la exportación global, USA exporta el 75.69%, seguido de Nueva Zelanda con 10.98% y Japón con 9.83%.

Respecto a las importaciones, el valor de las mismas asciende a \$327.86 millones de dólares a nivel global para mayo de 2022 mientras que, para diciembre de 2024, este valor es de \$113.3 millones de dólares. De forma

general, USA importa el 65.34%, mientras que Japón participa con el 31.08% y Nueva Zelanda con el 1.34% (Tridge, 2025).

### 2.1.3 Producción Nacional

Debido al bajo consumo del producto en la dieta de la población mexicana, además de los bajos volúmenes de producción, hasta hace poco más de una década no se tenía mucha información sobre aspectos económicos del cultivo. Díaz-Franco *et al.*, (2007), reportan que los estados con mayor producción en México son: Morelos, Michoacán, Guerrero y Tamaulipas, siendo Tamaulipas el estado con mayor superficie sembrada (5000 hectáreas). La superficie sembrada a nivel nacional fluctúa anualmente de 4000 a 7000 hectáreas, obteniendo un volumen de producción de 50,000 toneladas, siendo Clemson Spineless y Clemson Spineless 80 las variedades más cultivadas. Por su parte Escalante *et al.*, (1995) reportan que para el estado de Guerrero (segundo productor nacional), la superficie sembrada es de apenas 414 hectáreas, con un rendimiento promedio de 7.5 t ha<sup>-1</sup>.

En la actualidad, de acuerdo con los valores reportados por SIAP (2025), la producción nacional en 2023, fue de 20,595.97 toneladas, con una superficie sembrada de 1,957.69 hectáreas generando un valor de la producción de \$138,361,680. Los estados que reportan producción de este cultivo son: Tamaulipas con 1,380.5 hectáreas sembradas y una producción de 13,760.79 t (\$97,749,240), Morelos con 377 hectáreas y producción de 4,490.75 t (\$23,380,090), Guerrero con 112.59 hectáreas y producción de 955.95 t (\$9,753,000), Sinaloa con 59.6 hectáreas y producción de 1,025.12 t (\$4,714,020) y Nayarit con 28 hectáreas y producción de 363.36 t (\$2,765,330). A nivel nacional, el rendimiento más alto se obtiene en Sinaloa, con 17.2 t ha<sup>-1</sup>, en tanto que el rendimiento medio nacional es de 10.52 t ha<sup>-1</sup>, el precio medio rural (PMR) más alto se ubica en Guerrero con \$10,202.41 por tonelada mientras que el PMR nacional es de \$6,717.90 por tonelada.

## 2.2 Clasificación taxonómica del cultivo

Originalmente la Okra se incluyó en el género *Hibiscus*, en la sección *Abelmoschus* de la familia *Malvaceae* (Linnaeus, 1753), sin embargo, en 1787 Medikus sugirió elevar *Abelmoschus* a género, posterior a la propuesta, en literatura científica *Abelmoschus* fue usado de forma más amplia (Hochreutiner, 1924).

Algunas características morfológicas que permitieron separar el género *Abelmoschus* del género *Hibiscus* son cáliz espatulado, con cinco dientes cortos, connado a la corola y caduco después de la floración (Kundu y Biswas, 1973; Terrell y Winters, 1974). Después de estos cambios y consideraciones, una diversidad de especies ha sido descritas en el género *Abelmoschus*, así, en 1990, durante el Taller Internacional sobre Okra celebrado en la Oficina Nacional de Recursos Fitogenéticos (NBPGR), se determinó la clasificación taxonómica del cultivo, basándose en la clasificación de van Borssum Waalkes, definiéndose la clasificación más actualizada, como sigue (Tripathi *et al.*, 2011):

Reino.... Plantae

División.... Magnoliophyta

Clase...Magnoliopsida

Orden...Malvales

Familia...Malvaceae

Género...*Abelmoschus*

Especie...*esculentus*

## 2.3 Características botánicas del cultivo

De forma general, la planta de Okra presenta similitud morfológica con la planta de algodón al estar emparentados. Es una planta herbácea anual (cíclica),

de tallo fibroso y semi leñoso, generalmente presenta un hábito de crecimiento indeterminado, pudiendo alcanzar alturas de hasta 1.8 m (Lamont, 1999).

### **2.3.1 Sistema radicular**

El sistema radicular es ramificado, bien desarrollado, de color blanquecino. Es una raíz típica, con abundancia de raíces secundarias y llega a alcanzar una profundidad de hasta un metro, lo que le proporciona buen anclaje (Lozano y Artinian, 2018). Morfológicamente la raíz es de tipo pivotante, el pivote radicular es altamente penetrante, las raíces secundarias se concentran de forma superficial en los primeros 46 cm (Lamont, 1999).

### **2.3.2 Tallo**

Es una estructura formada por entrenudos cortos, de color verde, alcanza diámetros de hasta 5 cm, presenta una forma cónica. Generalmente desarrolla ramas que nacen de las axilas de las hojas del tallo central. El diámetro de la copa puede medir entre 0.50 m y 1.00 m. El tallo y el follaje son hispídos, a menudo coloreados por antocianinas (Lozano y Artinian, 2018). El tallo es semileñoso, con pigmentaciones que van del verde a matices rojizos, su ramificación es variable, con ramas cortas unidas al tallo principal (Tripathi *et al.*, 2011).

### **2.3.3 Hoja**

Las hojas son grandes, alternas y palmeadas, con pequeñas estípulas. Los márgenes de sus hojas son ondulados, aunque pueden variar a hojas lobuladas (Lamont, 1991). Tripathi *et al.*, (2011) mencionan que las hojas pueden alcanzar 30 cm de longitud, desarrollan tricomas, son hojas cordadas (forma de

corazón), simples, palmadas y con nervaduras en los 5-7 lóbulos. Las hojas se sujetan al tallo por medio de dos estípulas estrechas.

#### **2.3.4 Flor**

Los primordios florales son axilares, en la base de la hoja, su aparición se inicia cuando la planta presenta de seis a ocho hojas bien desarrolladas, la estructura floral se forma por 5 pétalos de amaño grande, de color amarillo y tonalidades púrpuras en la base (Lamont, 1999). El androceo se compone de anteras y estambres numerosos, unidos formando un tubo alrededor del ovario, el gineceo, principalmente el estilo, está envuelto en un tubo compuesto por más de 100 estambres, puede fecundarse por polinización cruzada o autopolinización, las flores permanecen activas y fértiles por un día, produciéndose de dos a tres flores diarias (Lozano y Artinian, 2018).

Presenta un pedúnculo de 2 a 2.5 cm, con un diámetro de aproximadamente 2 pulgadas. El perianto se forma de 5 sépalos, connados en la base y 5 pétalos distintos que suelen estar adheridos en la base a los estambres. El androceo consta de varios estambres unidos, presentando filamentos divergentes en el ápice los cuales sostienen anteras unicelulares. El gineceo se conforma de un pistilo compuesto de más de dos carpelos, un número igual de estilos o ramas estilizadas y un ovario súpero con dos a muchos lóculos, cada uno con uno a numerosos óvulos. El cáliz completamente fusionado protege el capullo floral. El cáliz, la corola y los estambres están fusionados en la base y se caen como una sola pieza después de la antesis (Triphati *et al.*, 2011).

#### **2.3.5 Fruto**

Se asemeja a una capsula alargada, pudiendo presentar forma cónica o cilíndrica, con cinco cavidades que contienen óvulos. De otra manera pudiera

describirse como una vaina acanalada, de color verde a verde amarillento, en otras ocasiones de color violeta, se consideran la parte comestible del cultivo en su estado inmaduro. En etapas avanzadas de desarrollo, forma una vaina de entre 10-30 cm de longitud y 1-4 cm de diámetro (Triphati *et al.*, 2011). Esta vaina madura tiende a abrirse en cinco secciones a través de 5 ranuras longitudinales (Lozano y Artinian, 2018).

### **2.3.6 Semilla**

La semilla madura puede ser de color gris oscuro a marrón oscuro, mientras que, en estado inmaduro, que corresponde al corte del fruto para consumo, estas son blancas, pudiendo haber en un fruto cosechado de 60 a 80 semillas, tiene forma esférica de 3 mm de diámetro. En un gramo puede haber en promedio 150 semillas (Lozano y Artinian, 2011.) La semilla madura es de color verde oscuro a marrón oscuro, de forma ovalada, pudiendo ser lisas o estriadas (Triphati *et al.*, 2011).

## **2.4 Requerimientos edafológicos**

### **2.4.1 Suelo**

El cultivo prefiere suelos franco arenosos y suelos ricos en materia orgánica. Son ideales los suelos bien drenados y que no sean susceptibles de encharcamiento, el cultivo difícilmente prospera en suelos arcillosos y pesados. Es sensible a suelos ácidos, siendo óptimos los rangos de pH de 6 a 7. El uso de cal dolomita para regular pH ha mostrado buenos resultados. Además, se sugiere la rotación de cultivos y el uso de suelos sin presencia de nematodos, el suelo debe presentar temperaturas a partir de 20 °C, ya que temperaturas bajas en suelo reducen su germinación (Lamont, 1999; Díaz-Franco *et al.*, 2007). No tolera

la salinidad alta, por lo que una CE de 3 dS m<sup>-1</sup> resulta en una afectación al rendimiento (Lozano y Artinian, 2011).

### **2.4.2 Temperatura**

El cultivo de la Okra puede ser sensible de forma positiva a los días cortos, aunque solamente en variedades específicas es particularmente notorio. En su mayoría son neutras al fotoperiodo. Por su parte, la temperatura en conjunto al fotoperiodo sí influye sobre el proceso de floración, así, la inducción floral y floración pueden retrasarse por altas temperaturas, además, altas temperaturas durante la noche incrementan la longitud de la planta (Tenga y Ormrod, 1985). Una temperatura de 20 °C es óptima para su crecimiento y desarrollo, por debajo de 15 °C en periodos prolongados afecta su crecimiento y por encima de 42 °C se produce aborto floral (Lamont, 1999).

Otros autores consideran un rango de 24-28 °C para una óptima floración del cultivo, a 24 °C la primera flor puede brotar en la axila de la tercera hoja, mientras que con 28 °C esta se ve retardada, surgiendo en la axila de la sexta hoja. Respecto al proceso germinativo, se reportan temperaturas de 25-35 °C como rango óptimo, siendo más favorable a 35 °C (Tripathi *et al.*, 2011).

### **2.4.3 Riego**

Algunos autores sugieren la aplicación de tres riegos de auxilio en sistemas con riego por gravedad, con estos riegos se proyecta una lámina de riego que va de 30-35 cm por ciclo de cultivo (Singh, 1987; Alvarado, 1995).

El cultivo es sensible a estrés hídrico, algunas variedades de porte alto son más tolerables, debido a que son más antiguas, mientras que variedades recientes de porte alto son menos resistentes a dichas condiciones. El estrés hídrico en etapa de floración y desarrollo de fruto puede reducir hasta el 70% de

rendimiento. Mediante riego por goteo, se sugiere la aplicación de láminas de riegos de hasta 38 mm semanales (Lamont, 1999).

Otros autores sugieren, en condiciones de temporal, un aproximado de 500 a 800 mm anuales de precipitación pluvial, un parámetro importante en riegos localizados es calcular el volumen de agua en función de la evapotranspiración del cultivo considerando un  $k_c$  de 0.45 en etapas iniciales hasta 1.15 en plena producción. Se debe evitar en lo máximo el encharcamiento y mantener el suelo a capacidad de campo (Lozano y Artinian, 2011).

#### **2.4.4 Nutrición**

La nutrición mineral aportada debe considerar el contenido mineral del suelo, para evitar el incremento de la CE y, además, para no hacer un efecto vigorizante en la planta, manteniéndola en estado vegetativo, reduciendo el rendimiento. Si no se cuenta con análisis de suelo, una formula sugerida se integra por un aporte de N a 34 kg ha<sup>-1</sup>, P de 29 a 38 kg ha<sup>-1</sup> y K de 55 a 74 kg ha<sup>-1</sup>, aplicados como fertilización de base o en banda, se recomienda la aplicación de 28 kg de N por hectárea cuando la planta alcanza los 15 cm de altura y repetir a las 3 semanas. La relación 1:1:1 para NPK ha reportado buenos resultados. Se recomienda ampliamente la dosificación estratégica de N durante el ciclo para no generar plantas vegetativas (Lamont, 1999).

Para zonas productoras de Tamaulipas, una formula NPK de 120-50-00 parece completar el requerimiento del cultivo (Díaz Franco *et al.*, 2007). Para la zona de Iguala, Guerrero se ha empleado una fórmula de NPK con 120-60-00 por hectárea, empleando sulfato de amonio y superfosfato de calcio simple como fuentes, la primera aplicación se realizó a los 16 días de siembra (Escalante *et al.*, 2000). Un estudio reciente, realizado en una zona diferente a Tamaulipas (Iguala, Guerrero), propone el uso de una formula NPK de 80-60-00, aplicando el 50% del N al momento de la siembra y el resto a los 35 días (Escalante *et al.*, 2023).

En otros casos, se encuentran recomendaciones de fertilización con 100-120 kg ha<sup>-1</sup> de N y 50 kg ha<sup>-1</sup> de P. Realizando la primera aplicación antes o durante la siembra, incorporando el 50% de N y el 100% de P, después, el restante 50% de N se incorpora en las primeras 4 semanas de cosecha, únicamente se realizan aplicaciones foliares si hay deficiencias de microelementos, además, en los casos de fertilizantes líquidos, se sugiere el uso de 5-35-0 a dosis de 168 L ha<sup>-1</sup>, a 10 cm de profundidad y a 2.5 cm del surco son semillas (Lozano y Artinian, 2011).

## 2.5 Principales plagas y enfermedades

El cultivo de Okra tiene, al igual que todos los cultivos intensivos, enemigos naturales que pueden afectar su desarrollo, desde insectos hasta microorganismos patógenos. Respecto a las plagas más comunes que atacan al cultivo, Sreenivas (2021) considera al gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* (Saunders)) (Lepidóptero: *Gelichiidae*) como plaga para el cultivo de Okra, causando daño principal en fruto. Esta plaga completa su ciclo en 32-37 días, desarrolla las etapas de huevo, larva (12-15 días), pupa (7-8 días) y adulto. El adulto presenta comportamiento nocturno, la hembra es poliándrica, puede ovipositar de 150 a 400 huevos.

Chauhan *et al.*, (2021) consideran a la chicharrita (*Amrasca biguttula biguttula*) Ishida, también citada como *Empoasca devastans* (Dist.), genera daño en el crecimiento de la planta, reduciendo según un estudio realizado, 47.6% en altura de planta, 50% en el número de frutos y 57.2% en el peso de los frutos, estos autores mencionan que el uso de plaguicidas como tiametoxam en semilla, aplicaciones de tiametoxam + abamectina, spinosad y fipronil de forma foliar ofrecen un control efectivo sobre el insecto.

Triphati *et al.*, (2011) clasifican además al barrenador de brotes y frutos (*Earias sp.*) como otra plaga de interés económico para el cultivo, este insecto genera el principal daño en brotes tiernos, realizando perforaciones y galerías

internas, además, puede dañar frutos, flores y yemas en desarrollo, estas últimas terminan por caerse mientras que los frutos se deforman. El insecto adulto es de color blanco pálido y presenta una amplia banda verde horizontal en forma de cuña en el centro, en tanto que las larvas adultas son robustas, de color marrón con manchas blanco lechoso.

Por su parte Manju *et al.*, (2021) estudiaron el daño de *Bemisia tabaci* Gennadius, este insecto chupador, absorbe la savia del floema, lo que genera contaminación en hojas y frutos, además del desarrollo de fumagina en infestaciones más severas. Sin embargo, el principal daño de la plaga es la transmisión del virus del mosaico de las venas amarillas de la Okra (OYVMV), lo que genera una reducción del 24,9% en altura de la planta, 15,5% en longitud de la raíz y 32,1% en el número de frutos por planta, mientras que la circunferencia del tallo se redujo en un 16,3%.

Abang *et al.*, (2020) han estudiado el efecto negativo de *Aphis gossypii* Glover, sobre el crecimiento y desarrollo de variedades de Okra, se ha descubierto que el cultivo presenta cierta resistencia al áfido, siempre que sean variedades precoces. Por su parte Triphathi *et al.*, (2011) también mencionan al áfido *Mizus persicae* como causal de marchitez y estrés hídrico en la planta, al generar heridas en tejido joven, los insectos son de color verde claro, con cuerpo blando en forma de pera, con un par de cornículos oscuros y una cauda que sobresale del abdomen; la ninfa de es de color verde amarillento, esta puede ser alada o áptera (las formas ápteras son las más comunes) en función de la reproducción realizada (sexual o asexual).

Respecto a las enfermedades de la Okra, se ha documentado en estudios recientes el grado de afectación de algunos patógenos en el cultivo. Así, Davis y Thompson (2024) han estudiado a la enfermedad del mosaico de las venas amarillas de la Okra, causada por el virus del mosaico de las venas amarillas de la Okra (OYVMD), este virus es propagado por insectos chupadores, principalmente por mosca blanca. Amiteye *et al.*, (2021) mencionan que este virus afecta el desarrollo de la planta, principalmente generando retrasos de

hasta el 50% en cuanto a altura de planta, así como en el tiempo para alcanzar la floración y el desarrollo de vainas.

La marchitez por fusarium causada por el patógeno *Fusarium oxysporum* f. sp. Vasinfectum, se presenta en todas las áreas donde se produzca Okra de forma intensiva, causa amarillamiento y marchitez de plantas, puede observarse en la base del tallo una necrosis de los haces vasculares y del sistema radicular, restringiendo el transporte de agua y nutrientes (Tripathi *et al.*, 2011).

Dentro de las enfermedades foliares, se encuentra el oídio causado por *Erysiphe cichoracearum* y *Sphaerotheca fuliginea*, dicha enfermedad se caracteriza por se manifiestan como manchas de una capa blanca y polvorienta en el envés de las hojas, pero también pueden aparecer en el haz (Tripathi *et al.*, 2011). Recientemente se ha reportado a *Podosphaera xanthii* como otro agente causal de la enfermedad, generando síntomas similares para el cultivo (Soylu *et al.*, 2023).

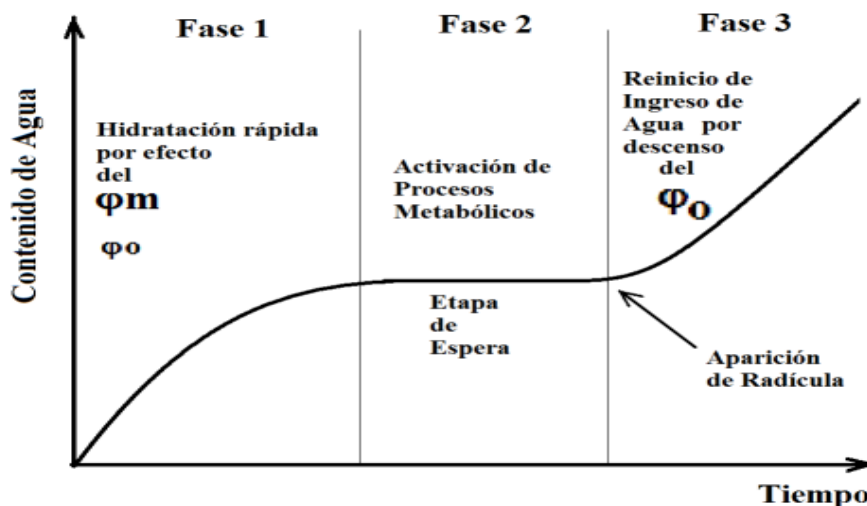
## **2.6 Fases de la germinación de una semilla**

La germinación es un proceso para el cual, se requiere de una semilla completa y madura, es decir, que la semilla presente todas sus estructuras completas y en buen estado, y que, además, todas sus estructuras estén completamente maduras. Para ello, previamente se habrá llevado a cabo el proceso de maduración fisiológica, consistente en la acumulación de reservas en órganos especializados, además, se reduce el flujo de nutrientes, agua y demás asimilados a la semilla, mediante la desconexión de la semilla con los tejidos de conducción de tallo y pedúnculo del fruto (Cardinali y Murcia, 2020).

La germinación se compone de tres fases, la primera es la hidratación de la semilla o imbibición, esta etapa presenta tres fases: absorción rápida, meseta y reincremento de absorción de agua (Figura 1) (Ascon-Bieto y Talon, 2000). En la primera etapa el ingreso de agua es rápido, incentivado por el potencial mátrico

el cual es negativo, la absorción se ve limitada en función de la cubierta y especie de la semilla, esta primera fase se lleva a cabo en semillas viables y no viables y es reversible (Cardinali y Murcia, 2020). La segunda fase de la imbibición corresponde a un proceso metabólico de desdoblamiento de moléculas de almacenamiento como almidón, además de la generación de moléculas de ATP, se lleva a cabo activación de enzimas y la respiración celular se considera necesaria en esta fase, es importante aclarar que, si se trata de una semilla no viable, este proceso no se lleva a cabo (Ascon-Bieto y Talon, 2000). La tercera fase de imbibición culmina con un incremento en la absorción de agua debido a la formación y crecimiento del ápice radicular, este proceso requiere de la hidrólisis de moléculas de reserva por enzimas hidrolíticas que se activan o se sintetizan en la segunda fase (Cardinali y Murcia, 2020).

El siguiente paso en el proceso de germinación se lleva a cabo una vez que el ápice radicular, protegida por la coleorriza, atraviesa la cubierta o testa de la semilla a través del micropilo, denominándose esta etapa como emergencia, después de la cual, la semilla pasa a ser solo un órgano de reserva inicial en algunas especies (monocotiledóneas), en otras, los cotiledones adoptan esta función (dicotiledóneas) (Cardinali y Murcia, 2020).



Fuente: Cardinali y Murcia, 2020

**Figura 1.** Diagrama de las fases de germinación de la semilla

## 2.7 Germinación de semilla de Okra: Puntos a considerar

Barupal *et al.*, (2023) afirman que el principal problema para la germinación de la semilla de Okra es la presencia de una cubierta dura, es decir un tipo de latencia mecánica, ante esto, las prácticas de hidrocebado, halocebado, osmo cebado y cebado con matriz sólida parecen dar buenos resultados. Bereded (2023) encontró una respuesta significativa de la semilla de Okra a tratamientos basados en seed priming con ácido giberélico a 200 ppm, con incrementos de hasta el 78.28% en germinación y 25.29% de incremento en velocidad de germinación, sin embargo, el resultado obtenido resultó de la interacción del tratamiento y genotipos evaluados, lo que sugiere que el genotipo es un factor que afecta la germinación de la semilla de Okra.

La semilla de Okra presenta cierta sensibilidad a su establecimiento en suelos salinos, debido a una afectación en la fase metabólica de la imbibición. El pre tratamiento con soluciones salinas (halo priming) ha resultado favorable para la germinación y establecimiento de plántulas en ciertos genotipos, así, Fomekong *et al.*, (2025) encontraron que un pretratamiento con una solución de NaCl a 50 mM, independiente del tiempo de duración del tratamiento (máximo 9 horas), generaron un incremento en la germinación de semillas de Okra, además de un mejor establecimiento de plántula en campo e incremento de pigmentos fotosintéticos como clorofila y carotenoides.

Como recomendación técnica, se sugiere de forma práctica a los productores la imbibición de la semilla en un periodo de 12 horas en agua corriente, además, un factor abiótico que puede afectar la germinación de la semilla además de la salinidad del suelo es la temperatura del mismo, temperaturas menores a 16 °C, reducen significativamente su germinación mientras que a 20 °C la germinación tarda en promedio 17 días, a 25 °C tarda 13 días y a 30 °C tarda 7 días (Lozano y Artinian, 2018).

## **2.8 Latencia y dormición en semillas**

Es necesario definir en primer lugar la terminología y en que difiere cada uno de los conceptos, de esta manera, se afirma que la latencia es la incapacidad de la semilla de germinar debido a condiciones limitantes en el medio que la rodea, es decir, la existencia de factores abióticos como temperatura, luminosidad, calidad de agua (electroconductividad) (Ascon-Bieto y Talon, 2013). Por el contrario, la dormición se refiere a la incapacidad de la semilla de germinar debido a condiciones propias de la semilla, como presencia de estructuras impermeables, desbalance hormonal, inmadurez de órganos (De la Cuadra, 1993).

### **2.8.1 Causas de la latencia y dormición en semillas**

Para describir las causales de la latencia o dormición según sea el caso, es necesario citar el tipo de latencia o dormición. Para el caso de latencia, pueden existir dos tipos, termo inhibición y fotoinhibición, la primera, se generará cuando la semilla sea termosensible y requiera rangos de temperatura específicos para llevar a cabo el proceso germinativo, mientras que el segundo tipo corresponde a una respuesta fotoblástica positiva o negativa de la semilla que limita o promueve su germinación (De La Cuadra, 1993).

Respecto a la dormición de la semilla, la clasificación de sus causales puede agruparse en los siguientes tipos: 1) dormición por cubiertas seminales, en este tipo de dormición, las cubiertas o testas pueden ser muy poco permeables al agua y a oxígeno, limitando la hidratación de la semilla y el proceso de respiración, pueden contener o retener inhibidores de la germinación o simplemente estar formadas por material duro. 2) dormición embrionaria, debido a una inmadurez o falta de desarrollo del embrión o a un desbalance hormonal del mismo (Pérez y Pita, 1999).

## **2.9 Mecanismos de estimulación de la germinación**

### **2.9.1 Estimulación hormonal**

Su objetivo es incrementar la cantidad de hormonas promotoras de la germinación como el Ácido Giberélico, de tal manera que se rompa el desbalance hormonal y la dominancia del Ácido Abscísico. En este caso, algunos estudios demuestran que el tratamiento con productos comerciales a base de Ácido Giberélico incrementa la germinación de la semilla de Okra, mediante imbibición por periodos de 4 a 8 horas previo a la siembra (Moreira *et al.*, 2024).

La germinación de semillas de chile piquín es un ejemplo claro de los beneficios de la estimulación hormonal para la germinación, ya que, según estudios, la dormición es causada de forma endógena por la semilla, aun existiendo condiciones óptimas de ambiente y aun cuando la semilla ha alcanzado la madurez fisiológica (Balderas *et al.*, 2023). En este caso, se ha usado con éxito el priming en soluciones con Ácido Giberélico obteniendo incremento de la germinación de hasta 40% (Herrera *et al.*, 2018).

### **2.9.2 Estimulación mecánica**

Este método tiene como objetivo reducir o eliminar la barrera mecánica que representa la cubierta seminal o testa, mediante métodos de lijado, térmica, escarificación acida u oxidativa o simplemente la ruptura de la testa mediante aplicación de presión. En especies como *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb el rompimiento de la testa (escarificación mecánica) y escarificación térmica (agua caliente) permitió incrementar la germinación hasta en 90% (Botello *et al.*, 2022).

En especies como el mezquite (*Prosopis sp.*), la escarificación por lijado con lija T80 y su posterior hidratación, junto con la escarificación ácida con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, permitieron alcanzar el 100% de germinación (González-Domínguez *et al.*, 2024).

### **Sonicación de semillas**

La sonicación de semillas es una técnica física utilizada para mejorar la germinación y el crecimiento inicial de las plantas. Consiste en aplicar ondas ultrasónicas de alta frecuencia en un medio líquido donde se encuentran las semillas, generando cavitación y microburbujas que favorecen la permeabilidad de la testa y la absorción de agua. Este proceso puede inducir cambios fisiológicos positivos, como el aumento de la actividad enzimática y una mayor velocidad de germinación. Según García-Morales *et al.* (2020), la sonicación promueve una germinación más rápida y uniforme al reducir las barreras mecánicas de la cubierta seminal, facilitando así la imbibición y la activación metabólica de las semillas

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Ubicación del experimento

El experimento se realizó en los meses de mayo y junio del año 2024, en las instalaciones del departamento de Horticultura en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en Buenavista Saltillo, Coahuila, México. La región presenta 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 se realizó en un invernadero de mediana tecnología, ubicado a 25°21'2" N y 101°02'06" W y una altitud de 1762 msnm, dentro del área de invernadero de prácticas del departamento de Horticultura-UAAAN (Figura 2). Las condiciones de temperatura durante el desarrollo del cultivo oscilaron entre los 21 °C y 34 °C con un promedio de 28 °C, de acuerdo con el Servicio Meteorológico Nacional (SMN, 2024).



**Figura 2.** Área de experimentación, Departamento de Horticultura, UAAAN-Salttillo.

### **3.2 Material vegetativo**

Se emplearon semillas de Okra (*Abelmoschus esculentus*) de la variedad Clemson Spineless, la cual corresponde a una variedad de polinización abierta (OP), con ciclo de vida anual. Dentro de las especificaciones técnicas, se sugiere una temperatura de 27-32 °C y una profundidad máxima de siembra de ½ pulgada, para acelerar germinación.

Esta variedad produce frutos sin espinas, acanaladas de un color de verde claro a oscuro, con un promedio de 10 a 20 cm de longitud. Las plantas pueden alcanzar alturas de 1.2 m, se considera una variedad precoz debido a que puede alcanzar madurez de cosecha a los 56 días en función del clima.

### **3.3 Diseño experimental y tratamientos a evaluar**

Los tratamientos se establecieron bajo un diseño bloques completamente al azar, con cuatro repeticiones. Se evaluaron 10 tratamientos (Cuadro 1), utilizando una muestra de 10 semillas por repetición, con un total de 40 semillas de Okra por tratamiento, lo que dio como resultado 400 semillas en todo el experimento, las cuales se desinfectaron antes de la aplicación de los tratamientos. El tratamiento de desinfección consistió en un lavado con hipoclorito de sodio al 4% por 30 segundos, posteriormente se realizaron enjuagues con agua corriente y por último con agua destilada. Se dejó secar la semilla a temperatura ambiente y en seguida se aplicaron los tratamientos.

**Cuadro 1.** Tratamientos aplicados para incrementar la germinación en semillas de *Abelmoschus esculentus*.

Tratamiento	Tipo de estimulación	Dosis/Intensidad
1. Agua caliente	Mecánica	24 horas
2. Ácido Clorhídrico	Mecánica	Concentración al 10%
3. Ácido Giberélico (AG <sub>3</sub> )	Hormonal	1000 ppm
4. Nitrato de Potasio KNO <sub>3</sub>	Hormonal	Concentración al 3%
5. Peróxido de Hidrógeno	Mecánica	Concentración al 3%
6. Lijado/escarificado	Mecánico	Sin determinar
7. Sonicado	Mecánico	5 minutos
8. Sonicado	Mecánico	10 minutos
9. Sonicado	Mecánico	15 minutos
10. Testigo Absoluto	Siembra en seco	Sin determinar

De forma general, se contabilizaron 40 semillas para cada tratamiento y se colocaron en frascos de vidrio, a los que se les agregó el tratamiento correspondiente. A continuación, se explican de forma detallada los tratamientos aplicados.

**1. Agua caliente:** Se colocaron 200 ml de agua en un calentador de plato redondo hasta alcanzar ebullición. Posteriormente, el agua fue transferida a un frasco y se dejó enfriar a 80°C. Posteriormente, la solución fue transferida al frasco que contenía las semillas correspondientes, las cuales se mantuvieron en proceso de imbibición durante un periodo de 24 horas.

**2. Ácido Clorhídrico al 10%:** Se tomaron 10 ml de ácido clorhídrico (HCl) y se diluyeron en un matraz aforado de 100 ml con agua destilada. La solución resultante se mezcló cuidadosa y posteriormente se vertió en el frasco que contenía las semillas correspondientes, asegurando que estas quedaran completamente sumergidas en la solución, y se dejó por un periodo de 24 horas

**3. Ácido Giberélico (1000 ppm):** Se empleó Ácido Giberélico 3 (Alfa Aesar) al 90%, para lo cual se realizó el siguiente procedimiento:

1 g de Producto = 1000 mg de los cuales 900 mg son de AG<sub>3</sub>

Se requieren 1000 ppm o 1000 mg de AG<sub>3</sub>

1 g de Producto= 900 mg de AG<sub>3</sub>= 1 L de agua (solvente)

X g de producto= 1000 mg de AG<sub>3</sub>= 1 L de agua (solvente)

X= 1.1111 g de Producto en 1L de agua

Pero solo ocupábamos preparar 100 ml de solución, entonces:

1.1111 g de Producto= 1 L de agua = 1000 ppm

X g de producto= 100 ml de agua

0.1111g de Producto= 111 mg de Producto por 100 ml de agua.

Por lo tanto, se utilizaron 111 mg de Ácido Giberélico (AG<sub>3</sub>) al 90 % de pureza, los cuales se disolvieron inicialmente en una pequeña cantidad de alcohol para favorecer una disolución homogénea, y posteriormente se aforaron a un volumen final de 100 ml con agua destilada. Una vez preparada la solución, se aplicó a las semillas previamente acondicionadas para este tratamiento, manteniéndolas en reposo durante 24 horas para su adecuada imbibición.

**4. Imbibición en KNO<sub>3</sub> al 3%:** Se pesaron 3 g de Nitrato de Potasio (KNO<sub>3</sub>) y se disolvieron en 97 ml de agua destilada. La disolución se colocó en un vaso de precipitados sobre una parrilla de agitación y se mezcló durante 5 minutos hasta lograr una solución homogénea. Posteriormente, la solución se vertió sobre las semillas correspondientes, asegurando su completa imbibición por 24 horas

**5. Peróxido de Hidrógeno al 3%:** Se midieron 3 ml de Peróxido de Hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) y se transfirieron a un matraz de aforación, llevándolo a un volumen final de 100 ml con agua destilada. La solución resultante se aplicó al tratamiento correspondiente, asegurando que el contenido se distribuyera uniformemente y dejándolo reposar 24 horas.

**6. Lijado/escarificado:** Se utilizó un tubo de lijado equipado con una lija de grano 180 para metal. Se lijó cuidadosamente la zona del micrópilo de cada semilla hasta que el embrión se volviera visible, asegurando no dañar otras partes de la semilla.

**7, 8 y 9. Sonicado a 5, 10 y 15 minutos:** se realizó a través de un sonicador Branson 1800 con frecuencia 40 kHz al cual se le agrego agua de la llave en la

parte de la bandeja, para posteriormente, poner los vasos de precipitado con la semilla correspondiente a cada tratamiento y se pusieron a sonicar en diferentes tiempos. El objetivo de este tratamiento fue provocar rupturas en la testa de las semillas, favoreciendo una hidratación más rápida.

**10. Testigo absoluto:** Las semillas del testigo absoluto no recibieron ningún tratamiento previo y se sembraron el mismo día que las semillas de los demás tratamientos, como referencia para evaluar el efecto de los tratamientos aplicados.

### **3.3.1 Siembra de semilla**

Se prepararon dos charolas de poliestireno expandido, cada una con 200 cavidades. Las charolas se lavaron y desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio al 5%, y posteriormente se enjuagaron con agua corriente para eliminar residuos. Una vez secas y desinfectadas, el 14 de mayo de 2024 se preparó una mezcla de musgo de *Sphagnum* y perlita hortícola en una proporción de 60/40 (v/v). Con esta mezcla se llenaron las cavidades, asegurando que el sustrato se encontrara hidratado a capacidad de campo. Se sembró una semilla por cavidad, colocándola a una profundidad de 1 cm, cuidando de no dañar la semilla ni comprimir excesivamente el sustrato.

### **3.3.2 Cuidado y manejo de plántula**

Una vez establecidas las semillas en las charolas, se realizó el riego diario empleando un volumen de 1 a 2 L de agua por charola. El riego se llevó a cabo con un atomizador, asegurando que todas las cavidades se humectaran de manera uniforme. Cuando las plántulas emitieron el primer par de hojas verdaderas, se aplicó fertilización. La solución nutritiva utilizada se basó en la formulación propuesta por Steiner (1966) al 25%, usando los siguientes fertilizantes y dosis por litro de agua:

- 0.32 g de  $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$
- 0.13 g de  $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2$
- 0.37 g de  $\text{K}_2\text{SO}_4$
- 0.02 ml de  $\text{H}_3\text{PO}_4$
- 0.08 ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$

Para la prevención de plagas, se aplicó preventivamente el ingrediente activo Imidacloprid a una concentración de 1 ml por litro de agua, asegurando una cobertura adecuada sobre las plántulas. Para prevención de enfermedades, se aplicó preventivamente Captan a una dosis de 1gr por litro de agua.

### **3.4 Variables agronómicas evaluadas**

#### **Días a germinar (DAG)**

La germinación se evaluó de manera visual, contabilizando las plántulas emergidas en las cavidades de las charolas. El seguimiento comenzó con la aparición de la primera plántula y continuó hasta que se alcanzó el mayor número de plántulas emergidas a los 30 días después de la siembra (dds). Se registraron los días transcurridos desde la emergencia de la primera hasta la última plántula, permitiendo determinar la velocidad y el porcentaje de germinación.

#### **Porcentaje de germinación (PG)**

El porcentaje de germinación se obtuvo mediante la fórmula:

$$\text{PG} = [(\text{No. de semillas germinadas}) / (\text{No. de semillas sembradas})] \times 100$$

Para la evaluación de las siguientes variables, se seleccionaron al azar tres plántulas por repetición, obteniendo un total de 12 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)**

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

#### **Diámetro del tallo (DDT)**

Para medir esta variable se utilizó un vernier digital marca Autotec®. Midiendo la base del tallo, todas las mediciones se realizaron a la misma altura, los datos se reportaron en milímetros (mm)

#### **Longitud de raíz (LDR)**

La raíz fresca se colocó sobre una superficie plana y se procedió a medirla desde la base del tallo hasta el ápice de la misma, esto se realizó con una cinta métrica graduada, registrando los datos en centímetros (cm).

#### **Número de hojas verdaderas (NHV)**

Se desprendieron todas las hojas formadas del tallo y se contabilizaron en hojas por planta.

#### **Peso fresco (PFA) y seco (PSA) de la parte aérea**

Una vez obtenidas las variables anteriormente mencionadas, se pesó el tallo y las hojas en una balanza analítica de precisión VELAB VE 1000, de esta manera se obtuvo el peso fresco de la biomasa aérea y los datos se reportaron en gramos (g). Posteriormente se pasaron a una bolsa de papel estraza con perforaciones y se colocaron en una estufa de secado MAPSA MODELO HDP 334, durante 72 horas con una temperatura constante de 60°C. Pasado el tiempo especificado se retiró la biomasa de la bolsa para volver a pesar y de esa manera registrar el peso seco en g.

#### **Peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PSR)**

Teniendo la raíz separada de la parte aérea se procedió a retirar manualmente todo el sustrato pegado al cepellón y se enjuago repetidamente

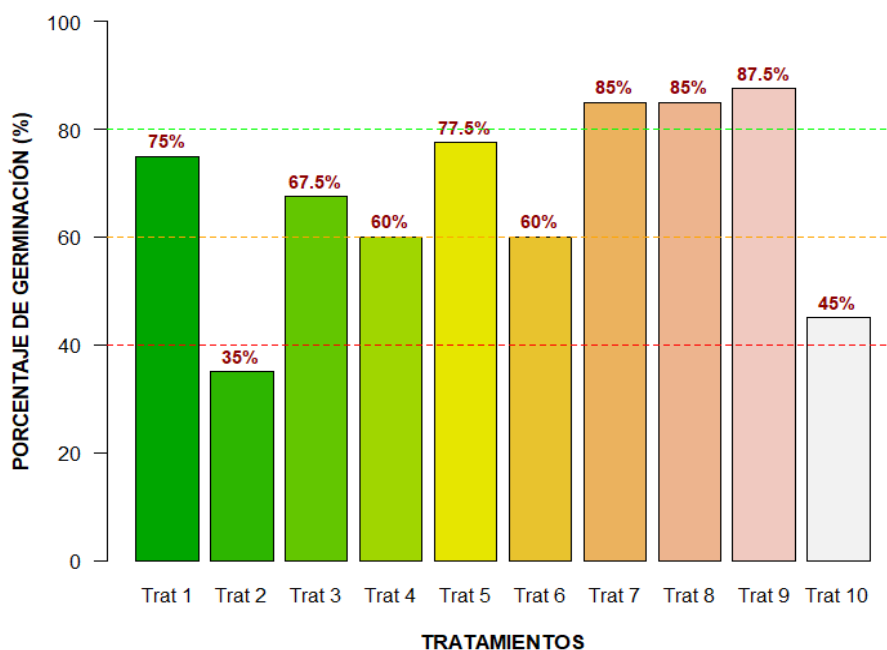
hasta que esta quedó totalmente limpia, posteriormente se pesó en la balanza analítica de precisión VELAB VE 1000 registrando datos en gramos (g). Las raíces se colocaron en bolsas de papel estraza para introducirlas a la estufa de secado MAPSA MODELO HDP 334 durante 72 horas a una temperatura constante de 60°C. Pasando este tiempo se retiraron de la estufa y se pesaron en la misma balanza y de esa manera obtener peso seco de la raíz reportado en g.

### **3.5 Análisis estadístico**

Para el análisis estadístico se utilizó un diseño de bloques completamente al azar con 10 tratamientos y cuatro repeticiones por tratamiento. Los datos obtenidos de las variables estudiadas se registraron y ordenaron en una hoja de cálculo de Microsoft Office Excel y se analizaron mediante el programa de software estadístico SAS (Versión 9.0). Además, se realizó la prueba de comparación de medias de LSD de Fisher ( $P \leq 0.05$ ).

#### IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos demostraron una amplia variabilidad en la respuesta germinativa de las semillas de Okra a los diferentes tratamientos pre germinativos aplicados. Como se observa en la Fig. 3, los porcentajes de germinación oscilaron entre 35% y 87.5%, evidenciando la efectividad diferencial de los métodos evaluados.



**Figura 3.** Porcentaje de germinación obtenido en diferentes tratamientos pregerminativos.

La Figura 3, ilustra la distribución de los porcentajes de germinación, donde se destaca la superioridad de los tratamientos de sonicado (7, 8 y 9) sobre los demás métodos evaluados. El testigo (Trat 10) con 45% de germinación, confirmó la presencia de latencia natural en las semillas de Okra, justificando la necesidad de aplicar tratamientos pregerminativos.

### **Clasificación de tratamientos por eficiencia:**

- Excelente (>80%): Sonicado (85.0-87.5%)
- Bueno (70-80%): Peróxido de hidrógeno (77.5%), Agua caliente (75.0%)
- Aceptable (60-70%): Ácido Giberélico (67.5%)
- Moderado (60%): KNO<sub>3</sub> (60.0%), Lijado (60.0%)
- Deficiente (<50%): Ácido clorhídrico (35.0%)

Los tratamientos físicos demostraron ser los más efectivos para superar la latencia en semillas de Okra. El sonicado obtuvo los mayores porcentajes de germinación (85.0-87.5%), superando significativamente al testigo (45%). Este resultado puede atribuirse a la capacidad de las ondas sonoras para romper los mucílagos endurecidos característicos de las semillas de Okra, facilitando la imbibición sin dañar el embrión (Bewley *et al.*, 2013).

El agua caliente (75.0%) mostró una efectividad consistente con lo reportado en la literatura para especies de la familia Malváceas. Este método actúa expandiendo los microporos de la cubierta seminal mediante choque térmico, mecanismo particularmente efectivo en semillas con cubiertas semipermeables como las de Okra (Copeland & McDonald, 2001).

### **Respuesta a los tratamientos químicos**

Entre los tratamientos químicos, el Peróxido de Hidrógeno destacó con 77.5% de germinación. Su efectividad puede explicarse por la acción oxidante controlada que elimina inhibidores naturales de la cubierta sin afectar la viabilidad embrionaria (Noodén & Leopold, 2014). Este resultado coincide con estudios previos donde el H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> mostró alta compatibilidad con especies de rápido metabolismo germinativo.

El Ácido Giberélico (67.5%) presentó una respuesta moderada, posiblemente debido a que la latencia de la Okra es predominantemente física más que fisiológica. Aunque las giberelinas estimulan la movilización de reservas,

su efectividad está limitada por la impermeabilidad de la cubierta seminal (Khan, 1971).

El  $\text{KNO}_3$  (60.0%) mostró un efecto osmótico moderado, consistentemente con su rol como facilitador de la imbibición controlada. Sin embargo, su efectividad parece ser especie-específica y dependiente de la concentración aplicada (Baskin & Baskin, 2014).

El lijado mecánico (60.0%) mostró efectividad limitada, probablemente debido a la dificultad de aplicar un escarificado uniforme en semillas de forma redondeada como las de Okra, con riesgo de dañar el embrión

### **Tratamientos con baja efectividad**

El Ácido Clorhídrico resultó ser fitotóxico, obteniendo el menor porcentaje de germinación (35.0%), incluso inferior al testigo. Este efecto negativo sugiere que la concentración aplicada fue excesivamente agresiva para los tejidos embrionarios de la Okra, causando daños irreversibles. Resultados similares fueron reportados por Cox (2018) en especies con cubiertas seminales delgadas.

### **Análisis estadístico y variabilidad**

El análisis de varianza reveló diferencias significativas ( $p < 0.01$ ) entre tratamientos, con un coeficiente de variación del 26.3%, indicando alta heterogeneidad en la respuesta germinativa. La agrupación de LSD de Fisher separó los tratamientos en tres grupos homogéneos: a) sonificado; b) peróxido de hidrógeno y agua caliente; c) demás tratamientos.

La consistencia observada en las réplicas de sonificado (85.0-87.5%) sugiere alta reproducibilidad de este método, ventaja importante para su aplicación a escala comercial.

### **Implicaciones fisiológicas**

Los resultados confirman que la latencia en semillas de Okra es predominantemente física, relacionada con la impermeabilidad de la cubierta seminal. La efectividad de los métodos físicos (sonicado, agua caliente) sobre los químicos apoya esta hipótesis, coincidiendo con lo reportado por Bradford & Nonogaki (2007) para especies con cubiertas duras. La respuesta positiva al sonicado sugiere que las vibraciones ultrasónicas pueden superar limitaciones de métodos tradicionales, representando una alternativa tecnológicamente avanzada para el manejo de latencia en especies comerciales.

### Calidad de plántula

El análisis de varianza ( $p \leq 0.05$ ) no detectó diferencia significativa para los bloques establecidos, pero si se encontraron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre tratamientos para las variables ADP y LDR, mientras que para NHV se detectó diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) y para DDT no se presentaron diferencias estadísticas entre tratamientos (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Cuadrados medios del ANOVA ( $P \leq 0.05$ ) para variables de crecimiento de estructuras de la plántula.

F. V.	GL	ADP (cm)	DDT (mm)	LDR (cm)	NHV (n)
Bloque	3	2.1 NS	2.09 NS	0.11 NS	0.45 NS
Tratamiento	9	201.2 **	2.08 NS	1.84 **	0.6 *
Error	27	10.41	2.3	0.36	0.25
Total	39				
CV		26.18	47.75	7.74	12.32
Media		12.32	3.18	7.8	4.1

F.V.: Fuentes de variación; GL: Grados de libertad; ADP: Altura de planta; DDT: Diámetro de tallo; LDR: Longitud de radícula; NHV: Número de hojas verdaderas; NS: No significativo; \*\*: Diferencia altamente significativa; \*: Diferencia significativa.

El mismo análisis, aplicado a variables que explican la acumulación de biomasa fresca y seca, permitió observar que no existe diferencia significativa

entre los bloques formados para estas variables. Sin embargo, para tratamientos se detectó diferencia altamente significativa ( $p \leq 0.01$ ) para PSA y PFR, mientras que para PFA y PSR no se presentaron diferencias significativas entre tratamientos (Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Cuadrados medios del ANOVA ( $P \leq 0.05$ ) para variables de acumulación de biomasa en plántula.

F. V.	GL	PFA (g planta <sup>-1</sup> )	PSA (g planta <sup>-1</sup> )	PFR (g planta <sup>-1</sup> )	PSR (g planta <sup>-1</sup> )
Bloque	3	0.23 NS	0.0004 NS	0.02 NS	0.0002 NS
Tratamiento	9	0.29 NS	0.0037 **	0.06 **	0.0004 NS
Error	27	0.23	0.001	0.014	0.0003
Total	39				
CV		42.51	16.1	18.48	30.49
Media		1.14	0.2	0.64	0.057

F.V.: Fuentes de variación; GL: Grados de libertad; PFA: Peso fresco aéreo; PSA: Peso seco aéreo; PFR: Peso fresco de raíz; PSR: Peso seco de raíz; NS: No significativo; \*\*: Diferencia altamente significativa; \*: Diferencia significativa.

La prueba de comparación de medias de LSD ( $p \leq 0.05$ ) para las variables de crecimiento de estructuras de la plántula, permitió determinar la efectividad de los tratamientos. Para ADP la prueba determinó que el mejor resultado se obtuvo con el T3 al aplicar AG<sub>3</sub> a 1000 ppm alcanzando 30.65cm, superando por 394.5% al testigo absoluto (6.2 cm). Estos resultados pueden considerarse como un indicador de que además de una dormancia mecánica, puede existir una dormancia de tipo hormonal. Al respecto, Moreira *et al.*, (2024) encontraron un efecto positivo de la imbibición en Ácido Giberélico a 100% durante 12 horas sobre esta variable, alcanzando una altura máxima de 12.71 cm. De esta manera, se refuerza la hipótesis de una posible dormición hormonal en la semilla de Okra. La altura de la plántula puede verse mejorada por el Ácido Giberélico debido a una estimulación en la división celular. Por su parte, Mukhtar *et al.*, (2024) encontraron resultados favorables para ADP, en semillas de Okra tratadas con

osmoprining en una solución de polietilenglicol (PEG) al 20%, durante 6 horas, sin embargo, no se observó diferencia entre el testigo sin tratar y otro tratamiento con osmoprining de  $\text{KNO}_3$  al 2%. El desarrollo lento de la plántula en etapas tempranas puede estar influenciado por la disponibilidad de nutrientes, el desarrollo radicular de la misma, además de la disponibilidad de luz y control de la humedad del suelo (Mukhtar *et al.*, 2024).

Para esta misma variable (ADP), los valores medios son similares a los reportados por Olowolaju *et al.*, (2023) quienes descubrieron que la imbibición de las semillas de Okra a una solución de  $\text{KNO}_3$  a 1 mM por 6 horas, responden de manera favorable generando alturas medias de 30.4 cm. La longitud de plántula, la cual puede ser considerada del mismo modo que la altura de plántula, puede estar determinada directamente por el genotipo (Rima, 2021).

Respecto a la variable DDT, el tratamiento con mayor grosor de tallo, fue el T7 mientras que los tratamientos T6 y T10 presentaron los calibres más bajos. De esta manera, el T7 supero por 119.6% y 82.3% a T10 y T6 respectivamente. De forma general, se ha documentado mejoras en indicadores de crecimiento de plántulas de algunas especies como tomate, nabo y maíz, por efecto de la aplicación de sonicado a 19.8 kHz y con una potencia de salida de 200 w (Nogueira *et al.*, 2024). Por su parte Mukhtar *et al.*, (2024) sugieren un efecto positivo de tratamientos a base de osmoprining en PEG (20%) y  $\text{KNO}_3$  al 2%, los cuales presentan resultados estadísticamente similares para semillas tratadas, alcanzando un diámetro de tallo de 0.95 y 0.91 mm respectivamente. Las condiciones de humedad del suelo y disponibilidad de luz parecen ser los principales factores que inciden sobre esta variable.

Para LDR, el tratamiento consistente en la imbibición en  $\text{KNO}_3$  al 3% generó los mejores valores mientras que el testigo absoluto presentó los valores más bajos. En términos porcentuales, T4 superó por 13.44% a T10. Estos valores contradicen lo expuesto por Balchhaudi (2023) quien observó un mayor efecto de tratamientos de priming con  $\text{H}_2\text{SO}_4$  al 80% por tres minutos y  $\text{GA}_3$  a 200 ppm por 24 horas, obteniéndose medias de 11.95 y 11.45 cm respectivamente, para esta

variable. Este autor sugiere que el GA<sub>3</sub> incrementa la actividad de la α-amilasa, generando más azúcares reductores, los cuales al ser metabolizados permiten una rápida generación de estructuras embrionarias y un mejor crecimiento temprano de la plántula. A su vez, este mismo autor sugiere que el AG<sub>3</sub> puede estar involucrado en la síntesis de proteínas y ARN, generando expansión celular tanto de estructuras aéreas como radiculares. Rima (2021) sugiere que la longitud de raíz puede estar influenciado por el genotipo directamente, sin embargo, en ese experimento no se aplicaron tratamientos pre germinativos, únicamente se realizó imbibición en agua.

Para NHV, el T8 reportó los valores más altos, mientras que T2 y T3 generaron los peores resultados, los valores de T8 superaron por 27.93% tanto a T2 y T3 respectivamente, estos resultados difieren de lo expuesto por Olowolaju *et al.*, (2023) quienes reportaron una mejor respuesta en el número de hojas de Okra por efecto de la imbibición de la semilla en una solución de KNO<sub>3</sub> a 1 mM por un periodo de 6 horas. Mukhtar *et al.*, (2024) no encontró diferencia estadística entre tratamientos de osmoprimering de PEG (20%) y CaCl<sub>2</sub> al 3% por un periodo de 3 horas sobre esta variable, sin embargo, numéricamente los valores presentaron un ligero incremento, alcanzando medias de 3.46 en ambos tratamientos, mientras que, para un periodo de 6 horas, los tratamientos de PEG al 20%, KCl al 4%, KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> al 3% y CaCl al 3% presentaron valores medios de 3.6, 3.5, 3.5 y 3.5 hojas, respectivamente. (Cuadro 4).

**Cuadro 4.** Comparación de medias (LSD de Fisher (p≤0.05)) de las variables de crecimiento de estructuras de plántulas de Okra.

Tratamiento	ADP (cm)	DDT (mm)	LDR (cm)	NHV (n)
T1. Agua caliente	7.89 cd	2.94 ab	7.77 abc	3.83 bc
T2. Ácido clorhídrico	14.98 b	3.19 ab	8.54 ab	3.58 c
T3. Ácido giberélico (AG <sub>3</sub> )	<b>30.65 a</b>	3.67 ab	7.82 abc	3.58 c
T4. Imbibición en KNO <sub>3</sub>	15.61 b	3.13 ab	<b>8.61 a</b>	4.42 ab

T5. Peróxido de hidrógeno	11.07 cb	2.77 ab	7.75 abc	4.08 abc
T6. Lijado/escarificado	8.47 cd	2.71 b	7.70 bc	4.00 abc
T7. Sonicado 5 minutos	8.93 cd	4.94 a	7.93 abc	4.50 ab
T8. Sonicado 10 minutos	10.20 cd	3.12 ab	7.59 c	4.58 a
T9. Sonicado 15 minutos	9.25 cd	3.04 ab	8.09 abc	4.50 ab
T10. Testigo Absoluto	6.2 d	2.25 b	6.14 d	3.84 bc
DMS	4.68	2.2	0.88	0.73

ADP: Altura de planta; DDT: Diámetro de tallo; LDR: Longitud de radícula; NHV: Número de hojas verdaderas; DMS: Diferencia mínima significativa; Tratamientos con una misma literal pertenecen a un mismo grupo estadístico.

La prueba de comparación de medias permitió observar que para PFA el mejor valor se obtuvo mediante la imbibición en Ácido Clorhídrico al 3%, mientras que la imbibición con agua caliente, peróxido de hidrógeno al 3%, lijado/escarificado y el testigo absoluto comparten un mismo grupo estadístico siendo este el que presenta los resultados más bajos. De esta manera T2 supero por 107.05%, 104.65%, 93.4% y 83.33% a T1, T5, T6 y al testigo absoluto, respectivamente. Para PSA los tratamientos T4, T8 y T9 presentaron los mejores resultados, mientras que T1 generó el peor resultado. Estos tratamientos superaron a T1 por 50%, 50% y 56.25%, respectivamente. Para PFR el tratamiento con Sonicado durante 5 minutos permitió obtener los valores más altos, mientras que T3 generó los valores más bajos. Así, T7 superó por 102.63% a T3. Para PSR el tratamiento con agua caliente permitió obtener los valores más altos, mientras que el testigo absoluto fue el peor tratamiento evaluado. Las medias obtenidas permiten reportar que T1 superó por 87.5% a T10.

Bereded (2023) por ejemplo, encontró un incremento en el peso seco de plántulas de Okra, alcanzando valores de 39.67 mg plántula<sup>-1</sup>, específicamente para el genotipo Clemsson, se encontró un valor de 28.49 mg plántula<sup>-1</sup> resultado de la aplicación de priming con AG<sub>3</sub> a 200 ppm. El autor sugiere que una germinación temprana, permite alcanzar mayor longitud de plántula y mayor peso fresco lo que se traduce en mayor peso seco además de que el genotipo determina esta variable. Esto coincide con lo reportado por Rima (2021), quien

encontró una relación directa entre el porcentaje de germinación, longitud de plántula, peso seco de la plántula y la longitud de raíz a 5, 8, 11 y 15 días. Sin embargo, en el presente experimento no se observó alguna relación directa entre el peso fresco y seco en los tratamientos evaluados.

Por otro lado, en una prueba realizada por Ullah y Jan (2024) orientada a evaluar los efectos de la salinidad en semillas de Okra, se observó que condiciones salinas pueden reducir la germinación y el PFA y PFR en plántula de Okra. Estos autores encontraron valores medios de la relación entre peso fresco y seco en raíz (0.043 y 0.002 g plántula<sup>-1</sup>) respectivamente, mientras que para el brote (aéreo), no se observó una relación directa entre PF y PS, observándose valores de 0.168 g en GEN-MALAV 27 mientras que el mayor peso seco del brote se encontró con valores de 0.023 en GEN-A. Anamika.

**Cuadro 5.** Comparación de medias (LSD de Fisher ( $p \leq 0.05$ )) de las variables de acumulación de biomasa fresca y seca en plántulas de Okra.

Tratamiento	PFA (g planta <sup>-1</sup> )	PSA (g planta <sup>-1</sup> )	PFR (g planta <sup>-1</sup> )	PSR (g planta <sup>-1</sup> )
T1. Agua caliente	0.85 b	0.16 c	0.63 abc	<b>0.075 a</b>
T2. Ácido clorhídrico	<b>1.76 a</b>	0.18 bc	0.64 abc	0.058 abc
T3. Ácido giberélico (AG <sub>3</sub> )	1.22 ab	0.20 abc	0.38 d	0.048 bc
T4. Imbibición en KNO <sub>3</sub>	1.19 ab	<b>0.24 a</b>	0.75 ab	0.065 abc
T5. Peróxido de hidrógeno	0.86 b	0.19 bc	0.76 ab	0.055 abc
T6. Lijado/escarificado	0.91 b	0.18 bc	0.55 c	0.055 abc
T7. Sonicado 5 minutos	1.17 ab	0.21 ab	<b>0.77 a</b>	0.063 abc
T8. Sonicado 10 minutos	1.23 ab	<b>0.24 a</b>	0.65 abc	0.048 bc
T9. Sonicado 15 minutos	1.25 ab	<b>0.25 a</b>	0.70 abc	0.068 ab
T10. Testigo Absoluto	0.96 b	0.18 bc	0.59 bc	0.040 c
DMS	0.7	0.05	0.17	0.025

PFA: Peso fresco aéreo; PSA: Peso seco aéreo; PFR: Peso fresco de raíz; PSR: Peso seco de raíz; DMS: Diferencia mínima significativa; Tratamientos con una misma literal pertenecen a un mismo grupo estadístico.

## V. CONCLUSIONES

Para germinación el sonicado fue el método más efectivo para superar la latencia en semillas de Okra, alcanzando porcentajes de germinación del 85.0-87.5%. Los tratamientos físicos (sonicado, agua caliente) demostraron mayor efectividad que los químicos, con excepción del peróxido de hidrógeno. El ácido clorhídrico mostró efecto fitotóxico, reduciendo la germinación por debajo del testigo absoluto. La consistencia de los resultados de sonicado sugiere su potencial para aplicación comercial en la producción de Okra. Se confirma la naturaleza predominantemente física de la latencia en semillas de Okra, justificando el uso de métodos que modifiquen la permeabilidad de la cubierta seminal.

Los incrementos en las variables de crecimiento de plántula están más relacionados a tratamientos que tienen un efecto hormonal sobre la semilla, específicamente  $AG_3$  y  $KNO_3$ . Lo anterior sugiere que además de la dormición mecánica de la semilla de Okra, puede existir una dormición de tipo hormonal, la cual se ve inhibida por el efecto de tratamientos estimulantes hormonales.

Respecto del peso fresco y seco, no se encontró una línea causal que genere los valores más bajos o altos en ambas variables, para las dos estructuras evaluadas (parte aérea y raíz). Lo que sugiere que existieron factores no medidos que pudieron afectar el desarrollo de dichas estructuras. Dentro de estos factores destaca la disponibilidad de luz y la humedad del sustrato, los cuales en exceso pueden limitar el desarrollo armónico de las estructuras y en consecuencia se obtiene una mayor relación entre el PF y PS.

Los tratamientos evaluados no consideran, a excepción del sonicado, diversas dosis, ya que se encontró literatura en la que se han empleado algunos tratamientos similares, pero con diferente concentración del activo. Del mismo modo, se pueden integrar otros tratamientos como  $Ca(Cl)_2$  y  $K(H_2PO_4)$ , PEG y otros que han dado buenos resultados en el incremento de la germinación de semillas de Okra.

Se sugiere el tratamiento por imbibición en  $AG_3$  a 1000 ppm o en su defecto,  $KNO_3$  al 3% para asegurar mejores estructuras de plántula, lo que puede incrementar el establecimiento de la planta en campo, además, se sugiere realizar pruebas con otras concentraciones e incorporar algunos otros ingredientes.

## VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abang, A. F., Srinivasan, R., Hanna, R., Fotso, A. K., Kekeunou, S., Tenkouano, A., & Bilong, C. B. (2020). Productivity and resistance of okra (*Abelmoschus spp.*) to the cotton aphid *Aphis gossypii* glover (Hemiptera: *Aphididae*) under tropical conditions. *International Journal of Tropical Insect Science*, 41(2021), 197-208. doi:10.1007/s42690-020-00193-w
- Botello Montoya, A., Alanís Rodríguez, E., Sigala-Rodríguez, J. A., Gonzáles Tagle, M. A., Treviño Garza, E. J., y Ruiz Carranza, L. D. (2022). Rompimiento de la latencia física en semillas de *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb: efecto combinado del tratamiento de escarificación y medio de crecimiento. *E-CUCBA*, (18), 95–101. <https://doi.org/10.32870/ecucba.vi18.245>
- Alvarado C., M. (1995). Influencia de los riego y densidades de plantas en la producción de oca. In: I Reunión Sobre Resultados y Avances de Investigación en Oca. Díaz F., A.; Ortegón M., A.; Alvarado C., M. y Loera G., J. (eds.). Campo Experimental Río Bravo, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Río Bravo, Tamaulipas, México. p. 23-27. (Memoria Técnica No. 1).
- Amiteye, S., Appiah, A. S., Boateng, F., Kutufam, J.T. and Amoatey, H. M. (2021). Physiological changes associated with Okra mosaic virus infection in field grown okra plants. *Asian Journal of Agriculture & Biology*, 2021(4), 1-10. DOI: <https://doi.org/10.35495/ajab.2021.02.097>
- Azcon-Bieto, J. & Talon, M. (2013). Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw-Hill - Interamericana de España, S. L. Madrid, España.
- Balchhaudi, A. (2023). Enhancement of Okra (*Abelmoschus esculentus* L.) Germination through Seed Priming Techniques. *Indonesian Journal of Agricultural Research*, 6(2), 137–146. <https://doi.org/10.32734/injar.v6i2.13660>

- Balderas Quezada, K. I., Piña Ramírez, F. J., García Muñoz, S. A., Soto Parra, J. M., y Yáñez Muñoz, R. M. (2023). Chile Piquín (*Capsicum annum* var. *Glabriusculum*) Tesoro Picante de la Naturaleza. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 11(2), 18–23.  
<https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v11i2.485>
- Barupal, S., Sharma, R., Kumar, M., Dilita, B. S., & Sharma, C. L., Verma, R. & Kumar Singh, A. (2022). Seed priming: A effective method for enhancing seed quality and plant stand establishment in okra (*Abelmoschus esculentus* L.). *The Pharma Innovation Journal*, 11(2), 1359-1364.
- Bereded Sheferie, M. (2023). Effect of Seed Priming Methods on Seed Quality of Okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) Genotypes. *Hindawi: Advances in Agriculture*, 2023, 3951752, 9 p.  
<https://doi.org/10.1155/2023/3951752>
- Baskin, C. C. & Baskin, J. M. (2014). Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination. (1-1586pp)  
<https://doi.org/10.1016/C2013-0-00597-X>
- Bewley, J. D., Bradford, K. J., Hilhorst, H. W. M. & Nonogaki, H. (2013). Seeds: Physiology of Development, Germination and Dormancy. Springer New York, NY.
- Bradford, K. J. & Nonogaki, H. (2007). Annual Plant Review Vol. 27: Seed Development, Dormancy and Germination. Blackwell Publishing Ltd.
- Cardinali, F.J. y Murcia, M.L. (2020). Fundamentos fisiológicos de la germinación. Editorial EUEM.
- Chauhan, V., Vashisht, S. D., Sharma, L. & Gandhi, V. (2021). Assessment of leaf hopper, management of *Earias vittella* and population dynamics of sucking pests of okra: A review. *The Pharma Innovation Journal*, 10 (8), 95-100.
- Copeland, L. O. & McDonald, M. B. (2001). Principles of Seed Science and Technology. Springer New York.

- De la Cuadra, C. (1993). Germinación, latencia y dormición de semillas, dormición en las avenas locas. *Hojas divulgadoras*, 3 (92). Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Fomekong, M.K., Tetang, E. F. T., Temegne, C.N., Atabong, P. A., Ntsomboh, G. N., Mir, B. A., Youmbi, E. & Tonfack, L. B. (2025). Effect of halopriming on seed germination performance and early seedling establishment in okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) under saline conditions. *Plant Physiology Reports*, 30, 146–159. <https://doi.org/10.1007/s40502-024-00818-z>
- González-Domínguez, J. G., Pérez Álvarez, S., Rivas-Lucero, B. A., Pérez, J. A., & Triana Anzures, D. (2024). Escarificación y establecimiento in vitro de semilla de mezquite. *Revista Biológico-Agropecuaria Tuxpan*, 12(2), 61-68.
- Cox, D. A. (2018). Hartmann & Kester's Plant Propagation: Principles and Practices. 9th Edition. *HortScience*, 53(5), 741–741. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI535bkrev-17>
- Herrera Aguilar, A., Cervantes Ortiz, F., Antuna Grijalva, O., García Rodríguez, J. G., Rodríguez Mercado, D., Rodríguez Herrera, S. A., Andrio Enríquez, E., y Mendoza Elos, M. (2018). Deterioro de la calidad de la semilla de chile piquín de cuatro colectas en Querétaro y Guanajuato. *Revista mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(8), 1627-1638. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i8.1719>
- Hochreutimer, B.P.G. (1924). Centres of origin for family *Malvaceae*. *Candolla* 2(79).
- Kundu, B.C. & Biswas, C. (1973). Anatomical characters for distinguishing *Abelmoschus* spp. and *Hibiscus* spp. *Proceedings of Indian Science Congress*, 60, 295-298.
- Lamont, W.J. (1999). Okra-A versatile vegetable crop. *HortTechnology*, 9, 179–184

- Linnaeus, C. (1753). *Species Plantarum*. (1.<sup>a</sup> ed.). Estocolmo: Impensis Laurentii Salvii.
- Medrano Castro, A. E. (2022). La Cultura Hecha Comida: Soul Food, Historia Y Relevancia. *Bloch Revista Estudiantil De Historia*, 1(5),119-28.
- Moreira, D. S., Arruda, N., Silva, C. C., Silva Benett, K. S., Sabin Benett, C. G., & Jerônimo Filho, L. (2024). Qualidade fisiológica de sementes de quiabo submetidas a solução de ácido giberélico. *Revista Caribeña De Ciencias Sociales*, 13(12). <https://doi.org/10.55905/rcssv13n12-008>.
- Mukhtar, N. K., Shamsudin, N. N. M., Zain, N. M., Naher, L., Rahman, K. A. M. A., & Sidek, N. (2024). Enhancing okra (*Abelmoschus esculentus*) growth performance through seed priming. *BIO Web of Conferences*, 131.
- Olowolaju, E. D., Afolabi, A. M., Popoola, K. M., & Ologundudu, A. F. (2023). Vegetative growth, yield quality, and phytochemical accumulation of *Abelmoschus esculentus* L.(Moench) influenced by priming with potassium nitrate. *Ife Journal of Science*, 25(1), 59-67.
- Pérez, F. y Pita, J.M. (1999). Dormición de semillas. Hojas Divulgadoras, 2103. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Rima, R. (2021). Seed priming significantly affects germination and post germination early seedling growth in okra. *Malaysian. Journal of Halal Research Journal*, 4, (1), 11-13.
- Servicio Meteorológico Nacional. 2024. Climatología. Disponible en [https://smn.conagua.gob.mx/tools/RECURSOS/Normales\\_Climatologicas/Mensuales/coah/mes05034.txt](https://smn.conagua.gob.mx/tools/RECURSOS/Normales_Climatologicas/Mensuales/coah/mes05034.txt)
- SIAP. (2025). Cierre de producción agrícola 2023. Secretaria de Desarrollo Rural
- Singh, B. P. (1987). Effect of irrigation on the growth and yield of okra. *HortScience*, 22 (5), 879-880.

- Soylu, S., Kara, M., Soylu, E.M., Uysal, A. & Kurt S. (2023). First report of powdery mildew caused by *Podosphaera xanthii* on okra in Türkiye. *Journal of Plant Pathology*, 105, 1231. <https://doi.org/10.1007/s42161-023-01453-7>
- Sreenivas, A. G. (2021). Biología del gusano rosado de la cápsula, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidóptero: Gelichiidae). In The ICAC Recorder (p. 36).
- Steiner, A. A. (1966). The influence of the chemical composition of a nutrient solution on the production of tomato plants. *Plant and Soil*, 24(3), 454-466.
- Terrell, E.E and Winters, H.F. (1974). Change in scientific names for certain crop plants. *HortScience*, 9, 324-325.
- Tridge. (2025). Producción global de Okra.
- Tripathi, K.K., Warriar, R., Govila, O.P., & Ahuja, V. (2011). Biology of *Abelmoschus esculentus* L. (Okra). Department of Biotechnology Ministry of Science & Technology Government of India- Ministry of Environment and Forest Government of India.