

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Germinación de semilla de chile chiltepín (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*) sometido a diferentes concentraciones de ácido giberélico.

POR
JOSÉ EDUARDO TORRES TOVAR

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

TORREÓN, COAHUILA, MEXICO

NOVIEMBRE 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE

Germinación de semilla de chile chiltepín (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*) sometido a diferentes concentraciones de ácido giberélico.

Por:


JOSÉ EDUARDO TORRES TOVAR


TESIS


Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito
parcial para obtener el título de:


INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

Aprobada por:


Ph. D VICENTE DE PAUL ALVAREZ REYNA
Presidente


M.C. EDGARDO CERVANTES ALVAREZ
Vocal


DR. FEDERICO VEGA SOTELO
Vocal


M.C. RICARDO ISRAEL RAMÍREZ GOTTFRIED
Vocal Suplente


Coordinación de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México



Noviembre, 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE

Germinación de semilla de chile chiltepin (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*) sometido a diferentes concentraciones de ácido giberélico.

Por:

JOSÉ EDUARDO TORRES TOVAR

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Ph. D VICENTE DE PAUL ALVAREZ REYNA
Asesor Principal



M.C. EDGARDO CERVANTES ALVAREZ
Coasesor



DR. FEDERICO VEGA SOTELO
Coasesor



Coordinación de la División de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México



Noviembre. 2019

AGRADECIMIENTOS.

A Dios: porque nunca me abandona, y darme la oportunidad de venir a esta vida con una familia maravillosa.

A mis padres: por todo su apoyo, moral, económico, su entrega día a día, sus desvelos, sus valores, sus sacrificios y esfuerzos por ser mejor cada día.

A mis hermanos: Joseph Jair Torres Tovar, José Ramón Torres Tovar por seguir sus pasos, no rendirme hasta ser una buena persona y un buen profesionalista, los amo mucho.

A mis tíos: Laura Beatriz Torres Piña y Cesar Alonso Flores por su incondicional apoyo en todo momento.

A mis abuelos: Esteban Torres Jiménez y Alicia Piña Benavides por sus consejos y valores.

A mi novia: Ximena Salazar Maldonado por su apoyo y motivación en todo momento, por estar en todos los momentos difíciles a mi lado.

A mis compañeros: Edgar Genaro, Andrés Fonseca, Andrés Hernández, Hermelinda García, Moisés Hernández por su gran amistad, apoyo incondicional y buenos momentos que no se olvidaran.

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”: por ponerme en frente a buenos exponentes en las materias y darme las herramientas para ser un buen profesionalista.

DEDICATORIA

Al Ph. D. Vicente De Paul Álvarez Reyna: Por su valioso apoyo, tiempo y esfuerzo que dedicó en la realización de esta investigación, por sus buenos consejos y su gran ejemplo.

Al MC. Carlos Efrén Ramírez Contreras: Por su gran apoyo, tiempo que me dedicó y aporte de sus conocimientos durante la carrera en el aula y trabajo de campo.

Al Dr. Jorge Luis Villalobos Romero: Por sus enseñanzas en clase, sus valores y consejos, apoyo e interés demostrado en todo momento.

Al Dr. Federico Vega Sotelo: Por su tiempo y dedicación para la elaboración de esta investigación.

Al Ing. Eliseo Raygoza Sánchez (†): Por su gran ejemplo, humildad y profesionalismo. Descanse en paz.

RESUMEN

La semilla de chile chiltepín requiere de un proceso de escarificación para romper la latencia de la semilla, por lo que la acción natural que existe para este proceso es cuando un ave se alimenta del fruto con semilla de chile chiltepín, la semilla pasa por los jugos gástricos del ave logrando así que la cutícula de la semilla se ablande para su germinación.

La aplicación de ácido giberélico es una de las estrategias más utilizadas para la germinación de semilla de chile chiltepín en nuestro país. El ácido giberélico se suministra en la dosis requerida por la semilla para romper su latencia, ablandando la capa exterior permitiendo así el paso de agua y oxígeno para su posterior germinación. La semilla de chile chiltepín presenta baja germinación por lo que el presente trabajo se realizó con el objetivo de encontrar la concentración y tiempo de remojo más adecuados para romper la latencia de la semilla de chile chiltepín. El presente trabajo se realizó en el laboratorio de Riego y Drenaje de la Universidad Autónoma Agraria Antonino de la Torre. El producto utilizado en este estudio fue Gibiotin 101 el cual contiene 8.20% de ácido giberélico como compuesto activo, utilizando dosis de 2000 ppm, 5000 ppm, 7500 ppm, 10000 ppm y un tiempo de remojo de la semilla en la solución de 12, 24 y 36 horas.

La más alta germinación de la semilla se obtuvo aplicando una dosis de 5000 ppm y un tiempo de 36 horas de remojo de la semilla en de la solución obteniendo un porcentaje de germinación de 73.3 %.

Palabras clave: Germinación, Giberélico, Latencia, Concentraciones

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	<i>i</i>
DEDICATORIA.....	<i>ii</i>
RESUMEN.....	<i>iii</i>
ÍNDICE DE CUADROS.....	<i>viii</i>
ÍNDICE DE FIGURAS	<i>ix</i>
I. Introducción.....	<i>1</i>
1.1 Objetivo general.....	<i>2</i>
1.3 Hipótesis.....	<i>2</i>
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	<i>3</i>
2.1 El chile.	<i>3</i>
2.2 Descripción botánica y clasificación del chile.....	<i>3</i>
2.3 Origen e importancia del cultivo de chile.....	<i>4</i>
2.4 El chile en México.....	<i>6</i>
2.5 El chiltepín (<i>Capsicum annum L. var. Glabriusculum</i>)	<i>6</i>
2.6 Taxonomía del chiltepín (<i>Capsicum annum L. var. Glabriusculum</i>).....	<i>7</i>
2.7 Características morfológicas.	<i>8</i>
2.7.1 La semilla.	<i>9</i>
2.7.1.1 Germinación.....	<i>9</i>

2.7.1.2 Germinación epigea	10
2.7.1.3 Germinación hipogea.....	11
2.7.1.4 Germinación de la semilla en el suelo.....	12
2.7.1.5 Latencia	13
2.7.1.5.1 Latencia innata o endógena.....	15
2.7.1.5.2 Latencia inducida o secundaria.....	15
2.7.1.5.3 Latencia impuesta o exógena.	15
2.7.1.5.4 Germinación retardada por una testa impermeable	15
2.7.1.6 Tratamientos para inducir la germinación.....	16
Cuadro 6. Medio de germinación.....	18
Cuadro 7. Causas por las que la semilla no germina.....	19
2.7.1.7 Estímulos físicos para la germinación.	20
2.7.1.7.1 Escarificación a mano	20
2.7.1.7.2 Escarificación Mecánica.....	21
2.7.1.8 Tratamientos secos para la germinación.....	21
2.7.1.8.1 Calor seco.	21
2.7.1.8.1 Energía de microondas.....	22
2.7.1.9 Tratamientos con agua.....	22
2.7.1.9.1 Agua fría o tibia.	22
2.7.1.9.2 Agua hirviendo.	22

2.7.1.9 Agua caliente.....	23
2.7.1.10 Estímulos químicos para la germinación.	23
2.7.1.11 Efecto del ácido giberélico.....	25
2.7.2 La hoja.	25
2.7.3 La flor.....	26
2.7.4 El fruto.	27
III. MATERIALES Y MÉTODOS.	30
3.1 Localización del sitio experimental.....	30
3.2 Material biológico.	30
3.3 Materiales y equipos.	30
3.4 Tratamientos de la semilla.....	31
3.5 Soluciones de ácido giberélico.	31
3.5 Preparación de la semilla.....	33
3.7 Preparación del sustrato.....	34
3.8 Llenado de charolas.	34
3.9 Siembra.....	34
3.10 Diseño y tratamiento estadístico.....	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES.	36
4.1 Germinación de la semilla.....	36
4.2 Porcentaje de germinación.	37

V. CONCLUSIÓN.....	40
VI. BIBLIOGRAFIA.....	41

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Especies de chile fresco y seco y su picor.	4
Cuadro 2. Taxonomía del chile chiltepín.....	7
Cuadro 3. Pasos en el desarrollo del reposo en la semilla.	14
Cuadro 4. Clasificación de los tipos de latencia de acuerdo con diferentes autores citados por Koslowski en 1972.	14
Cuadro 5. Como germinar semilla.....	17
Cuadro 6. Medio de germinación.....	18
Cuadro 7. Causas por las que la semilla no germina.	19
Cuadro 8. Tratamiento, concentración y tiempo de inoculación.....	31
Cuadro 9. Semilla germinada bajo diferente concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo. UAAAN - UL, 2019.	37
Cuadro 10. Porcentaje de semilla germinada bajo diferente concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo. UAAAN - UL, 2019.....	39

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Agricultura en la época prehispánica.....	5
Figura 2. Flor, hoja, fruto (inmaduro y maduro).....	8
Figura 3. Etapas de la germinación que conducen a la emergencia de la radícula. Se inician con la absorción de agua y la activación metabólica del embrión.	10
Figura 4. <i>Germinación epigea</i>	11
Figura 5. <i>Germinación hipogea</i>	11
Figura 6. <i>Tejidos internos de la hoja</i>	26
Figura 7. <i>Flor de chile chiltepín</i>	27
Figura 8. <i>Evolución de la flor del peral al fruto</i>	29

I. Introducción.

La producción de chile es una actividad de gran importancia en México ya que se ve reflejado en la economía de distintas regiones, esto se debe a la gran demanda del producto en todo el país.

En 1982 el área sembrada de chile en el país fluctuó entre 70,000 y 80,000 ha., produciendo más de 500, 000 ton de fruto fresco y 30, 000 ton de fruto seco. Los chiles de mayor importancia a nivel nacional son: el ancho, serrano, mirasol y jalapeño que cubren el 75% del área total cultivada con este género, siendo el 80% del terreno manejado con riego y el restante de temporal.

En el periodo 1986-87, la exportación de chile fue de 104,489 ton, correspondiendo 7, 442 ton al chile jalapeño. En México existen básicamente tres zonas productoras de chile jalapeño: 1) la cuenca del río Papaloapan (Veracruz y Oaxaca); 2) el norte del estado de Veracruz (municipios de Papantla, Espinal y Cazonas) y 3) la región de Delicias, Chihuahua, con 3, 000 ha de riego, aproximadamente. Otras zonas con menor producción son: Jalisco, Sonora, Sinaloa y Chiapas (Juárez, 2000).

El chiltepín, (*Capsicum annum L. var. glabriusculum*), es una especie silvestre que se encuentra distribuida en diferentes tipos de vegetación, encontrándose en algunas regiones de la República Mexicana y otras partes del mundo. Se le clasifica como (*Capsicum annum L. var. Glabriussculm*), el chiltepín silvestre se localiza entre arbustos en las zonas tropicales bajas de Sonora, México., sur de Arizona y Texas, en E. U., y sur de América del Sur (Morales, 1986).

El chiltepín es una especie silvestre que se encuentra asociada a diferentes tipos de vegetación. Al Matorral Arborescente y Selva Baja Caducifolia (Morales, 1986).

El uso y manejo del chile en México y principalmente en Mesoamérica, ha sido muy importante para el hombre y su cultura. No se puede desligar la figura de un mexicano con toda la cultura del chile que existe en nuestro país. El manejo del fruto es muy antiguo, ha sido usado por todas las culturas que han pisado este suelo. La forma en que fue tomando importancia en nuestra base alimenticia, fue dada poco a poco al igual que la domesticación de esta planta, todo enfocado al beneficio del hombre. Actualmente, el chile está difundido por todo el mundo, desde sazonador, como base de pigmentos, recursos alimenticios con fuentes de vitaminas, etc., (Martinez, 2014).

La germinación de la semilla de chile chiltepín en su forma natural es porcentualmente baja por lo que en virtud de lo anterior en este proyecto se tratará de acelerar el proceso de germinación a través de la aplicación de ácido giberélico para elevar el porcentaje de germinación de chile chiltepín.

1.1 Objetivo general.

Incrementar el porcentaje de germinación de la semilla de chile chiltepín con la aplicación de ácido giberélico y diferentes tiempos de remojo.

1.3 Hipótesis.

La germinación de la semilla de chile chiltepín se incrementará con la aplicación de ácido giberélico y tiempo de remojo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 El chile.

En México, el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) es una especie hortícola de gran importancia por el valor de su producción. Se cultiva en todos los estados de la República Mexicana, desde el nivel del mar, hasta 2500 m de altura; y por ser el centro de origen, se han generado una gran diversidad de tipos, principalmente de la especie *C. annuum*, lo que constituye un recurso valioso para el mejoramiento genético. La importancia de este cultivo reside en el hecho que, al ser un cultivo intensivo, requiere una elevada cantidad de mano de obra, de 120 a 200 jornales por hectárea cosechada, aproximadamente (Arroyo, 2012).

2.2 Descripción botánica y clasificación del chile.

Todos los chiles son del género *Capsicum* de la familia de las Solanáceas. El género *Capsicum* se conforma por 31 especies, pero sólo cinco han sido domesticadas: *C. baccatum*, *C. chinense*, *C. pubescens*, *C. frutescens* y *C. annuum*. Esta última es la más importante, pues agrupa la mayor diversidad de chile, cultivado o silvestre. El fruto, en donde se encuentra la semilla, es una baya hueca carnosa o semicartilaginosa, puede alcanzar distintos tamaños, desde poco menos de 1 cm hasta 30 cm de largo, y su forma va de lo redondo a lo alargado, en colores que oscilan de distintos tonos de amarillo y verde en estado inmaduro, a rojo y café al madurar (Montes, 2010).

Cuadro 1. Especies de chile fresco y seco y su picor.

Fresco	Seco	Especie (Capsicum)	Grado de picor (Unidades Scoville)
Habanero.	Habanero	C.chinense	100,000 a 350,000
Tabasco.		C. frutescens	30,000 a 50,000
Chiltepín.		C. annum	100,000
Serrano.	Chiltepe o serrano	C. annum	40,000
Chile de árbol.	Chile de árbol	C. annum	32,000
Piquín.		C. annum	32,000
Jalapeño o cuaresmeño.	Chipotle	C. annum	24,000
Jalapeño chico.	Morita	C. annum	22,000
Manzano.	Cascabel	C. pubescens	22,000
Poblano.	Ancho	C. annum	18,000
Mirasol o puya o Catarino.	Guajillo o cascabel	C. annum	16,000
	Chilcostle	C. annum	16,000
Chilaca o chilacate.	Pasilla o chile negro	C. annum	12,000
Poblano verde.	Mora o mulato	C. annum	4,000
Güero o de agua.	Chilhuacle negro, rojo y amarillo	C. annum	700
Catarina.	Catarina	C. annum	500
Pimiento morrón.		C. annum	100 – 500

2.3 Origen e importancia del cultivo de chile.

Todas las especies del género *Capsicum* son originarias de América. La distribución precolombina de este género se extendió probablemente desde el

borde más meridional de Estados Unidos a la zona templada cálida del sur de Sudamérica. Respecto a su procedencia, la hipótesis más aceptada sugiere que una porción importante del género *Capsicum* se originó en un “área núcleo” en Bolivia Surcentral, con la subsiguiente migración a los Andes y tierras bajas de la Amazonia, acompañada por radiación adaptativa y especiación. Junto con la calabaza, maíz y frijol, el chile conformó la base de la alimentación de las culturas de Mesoamérica. De acuerdo a los especialistas, el chile es originario de México. Evidencias arqueológicas han permitido estimar que este producto fue cultivado desde el año 7000 al 2555 a. de C. en las regiones de Tehuacán, Puebla, y en Ocampo, Tamaulipas. Además, en opinión de los naturalistas, el chile era originario de América, y Alejandro de Humboldt, durante su viaje a México en 1803, lo consideraba como planta nacional mexicana, según lo expresa en su obra titulada *Ensayo político sobre el reino de la Nueva España*, donde dice: “Las diferentes especies de pimientos, que los mexicanos llaman Chilli, son un fruto indispensable y necesario para los indígenas como la sal a los blancos” (Aguirre et al.,2015).



Figura 1. Agricultura en la época prehispánica.

2.4 El chile en México.

En México existen más de 100 variedades de chile de los cuales los más comunes son el chile verde, habanero, pimiento morrón, jalapeño y chile poblano, los cuales se producen en más de 150 mil hectáreas divididas a lo largo de casi de toda la República, donde estados como Chihuahua, Zacatecas, San Luis Potosí y Michoacán son los principales productores con un total de más de dos millones de toneladas de chile al año, equivalentes al 77 por ciento del volumen total a nivel nacional, mientras que el resto se produce en Quintana Roo y Yucatán, entre otros.

La producción de chile en el país es considerada una de las actividades económicas primarias más importantes, ya que cada año su producción genera más de 22 mil millones de pesos, lo cual además de beneficiar la economía de los más de 12 mil productores que hay en México, ayuda a generar trabajo para más de 30 millones de jornaleros los cuales se encuentran distribuidos a lo largo de todo el territorio nacional (Conoce Hidroponía, 2017).

2.5 El chiltepín (*Capsicum annuum L. var. Glabriusculum*)

El cultivo del chile en nuestro país tiene gran importancia, porque juntamente con maíz y frijol constituyen la base de la alimentación del pueblo mexicano, su consumo en sus diversas variantes data desde los tiempos prehispánicos y actualmente está arraigada en todos los estratos socioeconómicos de nuestro país. Se estima que el 25% de la población mundial consume algún tipo de chile (Rodríguez et al., 2003).

2.6 Taxonomía del chiltepín (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*).

Cuadro 2. Taxonomía del chile chiltepín.

Reino:	Plantae: En biología, se denominan plantas a los seres vivos fotosintéticos sin capacidad locomotora que cuyas paredes celulares se componen principalmente de celulosa.
División:	Magnoliophyta: Las angiospermas comúnmente llamadas plantas con flores, son las plantas con semilla cuyas flores tienen verticilos o espirales ordenados de sépalos, pétalos, estambres y carpelos,
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Asteridae: Las astéridas son un gran grupo de eudicotiledóneas .
Orden:	Solanales
Familia:	Solanaceae: Las solanáceas (Solanaceae Juss.) son una familia de plantas herbáceas con las hojas alternas, simples y sin estípulas pertenecientes al orden Solanales.
Género:	<i>Capsicum</i> : (ají o pimiento)
Especie:	<i>C. annuum</i> : comúnmente pimiento, chile, ají o morrón

(Eguiarte, 2018)

2.7 Características morfológicas.

El chiltepín deriva de un arbusto anual o perenne, muy ramificado, que alcanza una altura de hasta 2 metros. Es de tallos delgados que con frecuencia se trepan en otros arbustos. Las hojas tienen pecíolos delgados de 1.0 a 2.5 centímetros de largo, estrechamente alados. La lámina foliar es ovalada o lanceolada-ovalada de 1 a 4 centímetros de ancho, y de 2 a 6 centímetros de largo.

Las flores son solitarias, con cáliz de 1.5 a 2 milímetros de largo, corola de color blanca, de 6 a 9 milímetros de diámetro. Los frutos son bayas globosas o elipsoidales de 6 a 8 milímetros de diámetro, rojos al madurar. La semilla es de color blanco a amarillenta, de 2.5 a 3 milímetros. La floración en condiciones naturales es de julio a septiembre (Molina et al., 2009).



Figura 2. Flor, hoja, fruto (inmaduro y maduro).

2.7.1 La semilla.

La semilla es una unidad reproductiva compleja, característica de las plantas vasculares superiores, que se forma a partir del óvulo vegetal, generalmente después de la fertilización. Se encuentra en las plantas con flores (angiospermas) y en las gimnospermas. En las angiospermas los óvulos se desarrollan dentro de un ovario; en tanto que en las gimnospermas la estructura que los contiene es muy diferente, pues no constituye una verdadera flor; sin embargo, la estructura de la semilla de estas plantas es básicamente similar a la de las plantas con flores (Vázquez, 1992).

2.7.1.1 Germinación.

La germinación de la semilla comprende tres etapas sucesivas que se superponen parcialmente: 1) Absorción de agua por imbibición, causando su hinchamiento y ruptura final de la testa figura 3; 2) Inicio de la actividad enzimática y del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de las reservas alimentarias en las regiones en crecimiento del embrión, y 3) Crecimiento y la división celular que provoca la emergencia de la radícula y posteriormente de la plúmula. En la mayoría de la semilla el agua penetra inicialmente por el micrópilo y la primera manifestación de la germinación exitosa es la emergencia de la radícula figura 3.

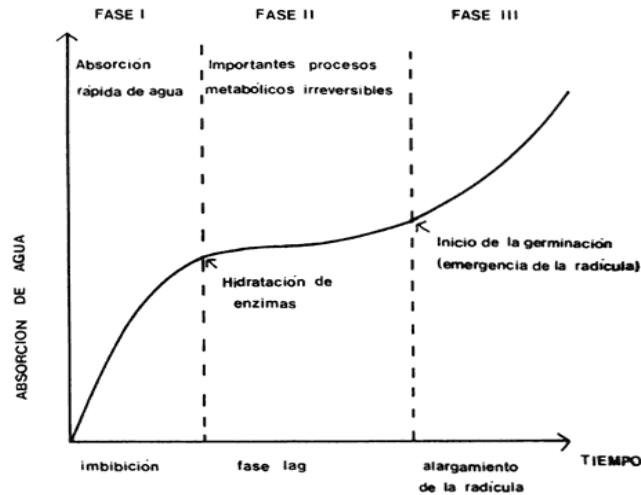


Figura 3. Etapas de la germinación que conducen a la emergencia de la radícula. Se inician con la absorción de agua y la activación metabólica del embrión.

Existen varias etapas de desarrollo de la plántula cuyas características varían, dependiendo del tipo de germinación que presenta cada especie. Básicamente existen dos tipos de germinación (que a veces presentan algunas variantes), la germinación epigea e hipogea (Rodríguez et al., 1992).

2.7.1.2 Germinación epigea.

En la germinación epigea el hipocótilo se alarga y aleja a los cotiledones del suelo. La testa de la semilla epigea se desprende, lo cual permite la expansión de las hojas cotiledonarias. En tanto que las hojas también tienen con frecuencia color verde y realizan funciones fotosintéticas durante el crecimiento temprano de la plántula Figura 4 (Rodríguez et al., 1992).

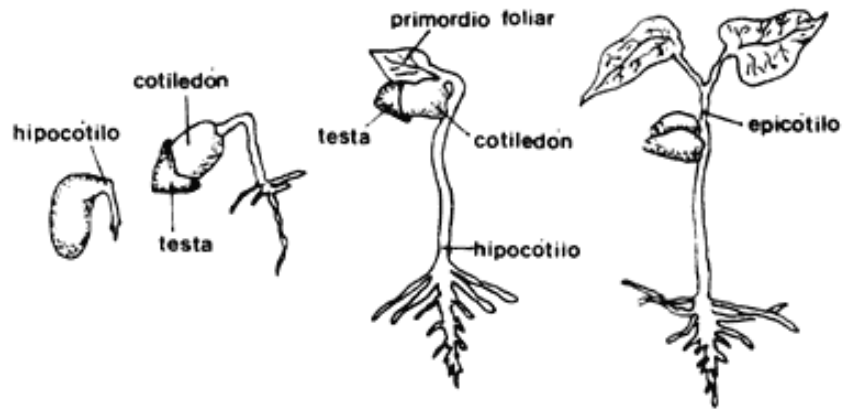


Figura 4. *Germinación epigea.*

2.7.1.3 Germinación hipogea

En la germinación hipogea el hipocótilo no se desarrolla y los cotiledones permanecen bajo el suelo o ligeramente sobre éste. La testa de la semilla puede permanecer cubriendo los cotiledones en el caso de la germinación hipogea.

En este caso las hojas cotiledonarias tienen sólo una función almacenadora de nutrientes Figura 5 (Rodríguez et al., 1992).

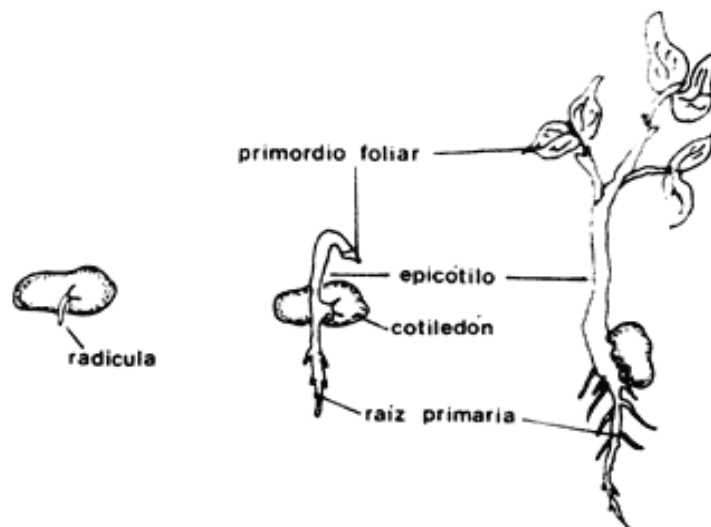


Figura 5. *Germinación hipogea.*

2.7.1.4 Germinación de la semilla en el suelo.

La gran diversidad de las plantas se refleja en la multitud de posibilidades del desarrollo y temporalidad de la germinación de la semilla de diferentes especies. Existen plantas que diseminan su semilla cuando ya han germinado en el fruto; en el otro extremo, alguna semilla que es dispersada está provista de una dura testa impermeable que sólo permite la germinación después de muchos meses de desgaste.

Cuando llega la semilla al suelo, el recurso clave para iniciar los cambios fisiológicos que conducen a la germinación es el agua, que resulta indispensable para activar el metabolismo y crecimiento de las células vivas de los tejidos de la semilla. La cantidad de agua que absorbe una semilla y velocidad a la que lo hace no sólo dependen de las características de la semilla, como la permeabilidad de sus cubiertas, composición química de sus reservas, su tamaño y su contenido de humedad, sino que también están determinadas por condiciones ambientales como la humedad del suelo, humedad del aire y temperatura.

Por otra parte, alguna semilla puede tolerar cierto grado de sequía cuando se encuentran en el suelo, perdiendo humedad y entrando en un estado quiescente (de reposo) hasta que se incrementa la humedad del suelo, al inicio de la estación de lluvia. (Rodríguez et al., 1992).

2.7.1.5 Latencia.

Una vez que la semilla ha completado su desarrollo se inician los cambios que darán lugar al establecimiento del reposo en la semilla Cuadro 3. Este reposo o reducción del metabolismo se denomina quiescencia cuando la causa de que no ocurra la germinación es fundamentalmente la falta de agua, como es el caso de la semilla almacenada en condiciones artificiales, por ejemplo, un frasco con frijoles en la alacena o la semilla que permanece en los frutos unidos a la planta madre por largo tiempo. En cambio, el reposo de la semilla se denomina latencia cuando la semilla no germina a pesar de encontrarse en un lugar óptimo en cuanto a la temperatura y humedad. Las causas por las que no germinan pueden deberse a la existencia de un periodo cronológicamente regulado de interrupción del crecimiento y disminución del metabolismo durante el ciclo vital. Ésta es una estrategia adaptativa de supervivencia frente a condiciones ambientales desfavorables que se presenta en algunos seres vivientes. En las plantas superiores puede existir latencia o interrupción del crecimiento en el tejido meristemático, por ejemplo, en las yemas de crecimiento de las ramas, así como en la semilla. El establecimiento de la latencia está regulado por factores hereditarios que determinan los mecanismos fisiológicos endógenos de las plantas, los cuales interactúan con factores del ambiente en el que las plantas crecen; esto da lugar, a la larga, a cambios evolutivos en las plantas (Farías et al., 1977).

Cuadro 3. Pasos en el desarrollo del reposo en la semilla.

1)	Perdida de agua (Deshidratación)
2)	Diferenciación de la cubierta de la semilla
3)	Interrupción de la transpiración genética de la síntesis de proteínas
4)	Reducción de la respiración y de otras actividades del metabolismo intermedio.

Se han definido varios tipos de latencia que en síntesis se presentan en el Cuadro 4. Nos ajustaremos aquí a la clasificación que el ecólogo británico John Harper presentó en 1957, que toma en cuenta principalmente el comportamiento de este mecanismo fisiológico en la naturaleza. Existen clasificaciones más modernas, o con otro enfoque, que pueden consultarse en diversas obras.

Cuadro 4. Clasificación de los tipos de latencia de acuerdo con diferentes autores citados por Koslowski en 1972.

Crocker (1916)	Brenchley Warrington (1930)	Bibbey (1948)	Harper (1957)	Sussman Halvorson (1966)	N Kolaeva (1969) Schafer Chilocote (1969)
Primaria Secundaria	Natural Inducida	Inherente Ambiental	Innata Forzada u obligada inducida	Constitutiva Exógena	Endógena Exógena

2.7.1.5.1 Latencia innata o endógena.

Se presenta en el momento en el que el embrión cesa de crecer (cuando la semilla aún está en la planta madre) y continúa hasta que el impedimento endógeno cesa, en ese momento la semilla está en condiciones de germinar en cuanto se presentan las condiciones ambientales adecuadas (Farías et al., 1977).

2.7.1.5.2 Latencia inducida o secundaria.

Este tipo de latencia se produce cuando la semilla está en condiciones fisiológicas para germinar y se encuentran en un medio que presenta alguna característica muy desfavorable, como poco oxígeno, concentraciones de CO₂ mayor a la de la atmósfera, temperatura alta, etc., lo que puede producir alteraciones fisiológicas reversibles en la semilla (Farías et al., 1977).

2.7.1.5.3 Latencia impuesta o exógena.

En la naturaleza esta latencia se presenta en semilla apta para germinar en condiciones adecuadas de humedad y temperatura media, es decir, adecuadas al hábitat que ocupan, pero que continúan latentes por falta de luz, requerimientos especiales de temperatura, oxígeno o de otro factor (Farías et al., 1977).

2.7.1.5.4 Germinación retardada por una testa impermeable.

Muchas plantas producen semilla cuyo tegumento externo es duro impermeable al agua o a los gases, e incluso el micrópilo está provisto de una barrera que impide la penetración de agua al embrión. Esta característica es frecuente en varias familias de plantas, particularmente en las fabáceas o leguminosas, las malváceas y bombacáceas.

Frecuentemente se dice que el tránsito a través del tubo digestivo de animales es uno de los factores principales que rompen este tipo de latencia entre la semilla que son dispersadas por animales. Sin embargo, muchas de las especies que presentan testa dura no son ingeridas por animales; otras, aunque sí sean ingeridas, son destruidas o no muestran mucha diferencia en su germinación antes y después de haber sido ingeridas por animales (Farías et al., 1977).

2.7.1.6 Tratamientos para inducir la germinación.

El número de investigaciones dirigidas al estudio de los factores que inducen la germinación de la semilla de diferentes especies es inmenso y se han propuesto numerosas alternativas para romper la latencia de la semilla, abreviar su duración, e inducir la germinación de la semilla afectada fisiológicamente, envejecida o aun inmadura. Los cuadros que se presentan en este capítulo intentan sintetizar lo que se ha escrito al respecto. Proponemos el orden siguiente para hacer uso de esta información Cuadro 5. Si se desconoce totalmente los requerimientos de la semilla debe efectuarse una simple prueba de germinación a una temperatura media (20-27°C), favorable para la mayoría de las semillas, en un sustrato húmedo apropiado y a la luz Cuadro 6. De no germinar en esta condición entonces puede haber varios factores que estén impidiendo el proceso. En Cuadro 7 se resumen las causas más comunes por las que una semilla no germina.

Cuadro 5. Como germinar semilla.

1)	° Seleccionar una muestra de semilla de origen y edad conocida colectada y almacenada de manera adecuada.
2)	° Determinar si el tamaño de la muestra disponible es suficiente para diseñar una secuencia breve o amplia de experimentos.
3)	° Inmediatamente después de la colecta, investigar si hay la disponibilidad de germinación inmediata en un medio de germinación adecuado en una o varias condiciones de luz y temperatura que deben ser seleccionados de acuerdo con las características del hábitat de donde provienen la semilla.
	De no haber germinación:
A)	° Verificar si la semilla se embebió. Si la respuesta es negativa proseguir con tratamientos de escarificación.
b)	° Verificar si hubo solubilización de compuestos en el medio. Si la respuesta es positiva lavar la semilla con agua abundante.
c)	° Realizar tratamientos con estímulos químicos y cambios de hidratación.
d)	° Probar nuevas condiciones de temperatura.
e)	° Hacer pruebas de viabilidad.
f)	° Almacenar la semilla a baja temperatura (semillas de filiación templada) o a temperatura ambiente para esperar el fin de la latencia. Repetir pruebas de germinación con regularidad a intervalos de tiempos conocidos.

Cuadro 6. Medio de germinación.

Medio.	Observaciones.
Agar-Agar 1%	Es un medio con humedad estable y baja contaminación. En Condiciones de sombra es muy útil en el campo, ya que conserva humedad por un tiempo prolongado, pero en condiciones de insolación directa se deshidrata y el agua condensada anega la caja Petri. Permite ver con facilidad la emergencia de la radícula y facilita el trasplante de las plántulas.
Papel Filtro	La humedad se debe controlar constantemente para evitar su deshidratación.
Toallas de papel	Es barato, pero presenta limitaciones similares a las del papel filtro.
Vermiculita y Agrolita	Son más bien un medio de crecimiento, pero pueden ser útil medio de germinación para las semillas grandes; sin embargo, se dificulta la localización de semillas pequeñas, a menos de que se coloque encima un disco de papel filtro conserva más tiempo la humedad que el papel, pero es necesario regular la humedad. También se puede regular la profundidad.
Suelo	La misma observación que para el medio anterior. Además se debe considerar que puede proveer estímulos de naturaleza compleja, por ejemplo, presencia de compuestos nitrogenados.
Arena	Debe ser lavado cuidadosamente para eliminar la presencia de sales. Las mismas observaciones que para la vermiculita y la agrolita.

Cuadro 7. Causas por las que la semilla no germina.

Causa.	Forma de romper el reposo.	Latencia (harper, 1957).
<p>Testa dura.</p> <p>Impermeable al agua. Impermeable a gases. Barrera física a la expansión del embrión.</p> <p>Inmadurez al embrión.</p> <p>Anatómica. Fisiológica.</p> <p>Crecimiento embrionario inhibido.</p> <p>Inhibidor en la semilla. Falta de estímulo externo. Semilla quiescente.</p> <p>Combinación de las causas anteriores.</p> <p>Embrión dañado. Muerte total. Muerte parcial. Alteración fisiológica irreversible.</p> <p>Alteración fisiológica reversible</p>	<p>Abrasion, ataque microbiano, factores del suelo como saponinas, tratamientos con calor.</p> <p>Tiempo. Tiempo, frio hormonas.</p> <p>Tiempo, lavados. Luz, temperatura, cambios de humedad. Agua y medio adecuado.</p> <p>Tiempo, hormonas, otros estimulantes, luz, temperatura, cambios de hidratación, etcétera.</p>	<p>Innata.</p> <p>Innata</p> <p>Innata forzada</p> <p>Inducida.</p>

Esta información nos da una idea de los factores que pueden estar regulando el proceso a un nivel fisiológico, a partir de lo cual se procedería a efectuar el tratamiento más adecuado de los que se indican en los Cuadros 5 y 6. Varios de estos tratamientos simulan efectos del ambiente que se dan en la naturaleza, por lo que una combinación del conocimiento de los factores que regulan la germinación de la semilla, de bases informativas sobre el ambiente en que viven las especies que se están estudiando y de una buena dosis de sentido común seguramente conducirán al éxito para lograr la germinación, a no ser que la muestra de semilla tenga embriones inmaduros, o que no sea viable a causa de los procedimientos de recolecta y de manejo previo, o por causas endógenas; en este último caso se procede a aplicar alguna de las pruebas de viabilidad que están sintetizadas en el Cuadro 5. (Arriaga, et al., 1994)

2.7.1.7 Estímulos físicos para la germinación.

2.7.1.7.1 Escarificación a mano

Perforar, astillar, mellar o lijar la testa de la semilla individual con aguja montada, cuchillo y lima de mano o papel de lija es una técnica especialmente adaptada para pequeñas cantidades de semilla. Es suficiente escarificar el dorso de la semilla a un cuarto de la distancia desde el micrópilo a lo largo de la circunferencia o remover un milímetro cuadrado del tegumento de la semilla en la extremidad del cotiledón. Generalmente se considera que éste es el método más confiable de pretratamiento y el porcentaje de germinación posterior a esta operación se aproxima probablemente mucho a la capacidad germinativa. Se recomienda la escarificación manual como método para el pretratamiento de la

semilla de acacia antes de los ensayos de germinación. Sin embargo, se han registrado casos en los cuales el labrado o escamadura del tegumento de la semilla ha sido perjudicial a la germinación (Magini, 1962).

2.7.1.7.2 Escarificación Mecánica

Existen en el mercado una cantidad de máquinas comerciales que funcionan según el principio de revolver o aventar la semilla contra una superficie abrasiva dentro de un tambor o mezclador. Hay modelos de máquinas que pueden ser portátiles operadas a mano o máquinas más grandes menos transportables que funcionan con un motor eléctrico. Las firmas de máquinas para semilla anuncian varios modelos, por ejemplo, el esscarificador Forsberg.

Ventajas: La esscarificación mecánica no requiere control de temperatura, es segura para el operador, la semilla se conserva seca de manera de estar en condiciones para la siembra mecánica, y con máquinas adecuadas pueden procesarse grandes cantidades de semilla.

Desventajas: Las máquinas más grandes son caras; la semilla esscarificadas a máquina soporta frecuentemente grandes daños y se reduce su vida de almacenamiento (Wolf & Tumbull, 1982).

2.7.1.8 Tratamientos secos para la germinación.

2.7.1.8.1 Calor seco.

La semilla de acacia ha sido pre tratada aplicando calor seco, frecuentemente colocándolas en un horno mantenido a una temperatura deseada. El calor seco ha sido generalmente menos eficaz que los tratamientos con agua caliente o por esscarificación, pero la experiencia con legumbres agrícolas sugiere que puede

mejorarse la germinación de la semilla expuesta durante tiempo breve a temperatura muy alta (por ejemplo, a 155°C durante 15 a 20 segundos) (Mott et al., 1982).

2.7.1.8.1 Energía de microondas.

Se trata de una técnica de reciente desarrollo por la cual la semilla se calienta con energía de microondas. Grandes cantidades de semilla pueden ser tratadas con tiempos de exposición desde 20 segundos hasta 4 minutos. La técnica tiene un efecto similar al del agua hirviendo, pero la semilla se mantiene seca. Tiene el inconveniente de que se necesitan equipos especiales. Esta técnica está en pleno proceso de evolución (Tran, 1979).

2.7.1.9 Tratamientos con agua.

2.7.1.9.1 Agua fría o tibia.

El empapado de la semilla de Acacia en agua a menos de alrededor de 40°C resulta eficiente en provocar la germinación sólo en aquella semilla que ya tiene un tegumento permeable (semilla blanda). Es común encontrar una pequeña proporción (< 10%) de semilla blanda en los lotes de semilla de acacia, pero algunas especies tienen una elevada proporción de semilla blanda si fue cosechada antes que la vaina se seque. Sin embargo, la mayoría de la semilla desarrolla la impermeabilidad a medida que maduran sobre el árbol o durante su almacenamiento posterior (Kaul & Manohar, 1966).

2.7.1.9.2 Agua hirviendo.

Una práctica frecuentemente seguida es la de sumergir la semilla en 4–10 veces su volumen de agua hirviendo (100°C), retirar el calentador, y dejar que la

semilla se embeba en el agua que va enfriándose progresivamente, durante 12 a 24 hrs. Este método es de uso generalizado, pero puede dar resultados erráticos. El volumen o la relación entre el peso de la semilla y del agua es crítico y la duración óptima de imbibición puede variar entre las especies. El ritmo de enfriamiento está muy influenciado por la magnitud de la operación y naturaleza del contenedor usado, de manera que es difícil obtener un control exacto.

El hervido en agua de la semilla de acacia separa la cutícula y a veces parte de la capa palizada del tegumento de la semilla y puede interrumpir con eficacia el reposo. Es dañino para muchas acacias la sumersión en agua hirviente por más de 30 segundos (Delwaulle , 1979).

2.7.1.9 Agua caliente.

El hervido provoca generalmente la germinación hasta un punto crítico que si es superado hace que el porcentaje de germinación final decaiga. La imbibición en agua dentro de 60–90°C es a menudo tan efectiva como embeberla a 100°C, pero con la temperatura menor hay riesgo menor de daño. Para varias acacias australianas es eficiente la sumersión de la semilla a 80°C durante 1–10 minutos (Clemens et al., 1977).

2.7.1.10 Estímulos químicos para la germinación.

Hormonas:

Semilla con bajo nivel de hormonas o con desequilibrio hormonal que se refleja en el requerimiento de un periodo de frio (estratificación) y/o periodos de luz para germinar.

a) Semilla de zonas templadas que requieren períodos de frío y/o luz para germinar.

Proporcionar giberelinas exóneas (ácido giberélico) en concentraciones de 500 a 1500 ppm o más, dependiendo de la profundidad de la latencia.

b) Semilla tropical y subtropical

Giberelinas en concentraciones de 250 a 1000 ppm.

Combinaciones (p.e.cinetina + etefón (etileno + ácido giberélico).Sales minerales: Producen alteraciones de la permeabilidad celular, sustituyendo por el ejemplo el papel de la luz en la germinación, Nitrato de potasio generalmente en concentraciones de 0.1 a 1 %). Soluciones hiperosmóticas. Modifican la permeabilidad interna de la semilla.

Polietilen-glicol (Carbowax 6000 en soluciones con potencial osmótico de -10 a 15 bars) (Aguirre & Muñoz, 2015).

La 6-bencilaminopurina (BAP) es un potente regulador del crecimiento con actividad citoquinina y ha mostrado buenos resultados en diferentes sistemas de cultivo de chile en germinación y organogénesis, entre otras (Ochoa, 2001).

Los oligogalacturónidos son oligosacáridos que son liberados de los polisacáridos pécticos, que componen la pared celular durante la degradación de estas estructuras por las enzimas pécticas de la propia planta o proveniente de los microorganismos que invaden los tejidos vegetales, posee capacidad para inducir y desarrollar el enraizamiento, estimular el crecimiento de los callos e incrementar de forma notable el desarrollo y vigor de las vitroplantas de diferentes cultivos (Cid et al., 2006)

2.7.1.11 Efecto del ácido giberélico.

El AG, ácido giberélico es una simple giberelina, que promueve el crecimiento y elongación celular. Este ácido estimula a las células de la semilla germinante a producir moléculas de ARN mensajero (ARNm) que codifican las enzimas hidrolíticas. El ácido giberélico es una fitohormona muy potente cuya presencia natural en plantas controla su desarrollo. Sabiéndose de su poder regulatorio, la aplicación en concentración muy baja puede producir efectos profundos, mientras que en concentración muy alta puede tener un efecto opuesto o inducir tolerancia. Se usa generalmente en concentraciones de 0,01 a 10 mg/L .

El AG fue primero identificado en Japón en 1935, como un subproducto metabólico del fitopatógeno *Gibberella fujikuroi*, que enferma al arroz; la variedad *fujikuroi* de plantas infectadas desarrolla bakanae, causándole un exagerado crecimiento, por lo que la planta se muere por no soportar su propio peso.

Las giberelinas tienen gran número de efectos sobre el desarrollo vegetal:

Estimulan rápido crecimiento de tallos, inducen divisiones mitóticas en las hojas de algunas especies e incrementan la tasa de germinación de la semilla.

El AG se usa a veces en laboratorio para acelerar la germinación de la semilla que de otro modo permanecería en dormancia (Arriaga et al., 1994).

2.7.2 La hoja.

Es una excrecencia lateral que sale de un nudo entre el tallo y las ramas, y que funciona como el principal órgano sintetizador de alimento de los vegetales. Las hojas no modificadas con fines particulares tienen, por lo general, dos partes

principales: un tallo llamado pecíolo y una porción ensanchada y plana llamada limbo. El color verde del limbo de casi todas las hojas se debe a la presencia de clorofila, un pigmento que las plantas utilizan para fabricar, a partir de agua y anhídrido carbónico (fotosíntesis), los azúcares llamados hidratos de carbono. No todas las hojas son verdes; muchas contienen otros pigmentos que enmascaran el verde de la clorofila, y algunas carecen de ella en todo el limbo o en partes de él. La coloración que las hojas adquieren en otoño se debe casi siempre a la descomposición de la clorofila, que deja al descubierto estos otros pigmentos. La estructura interna de las hojas, como la de raíces y tallos, es una modificación de una pauta básica común a casi todas las plantas vasculares (Valla,1980).

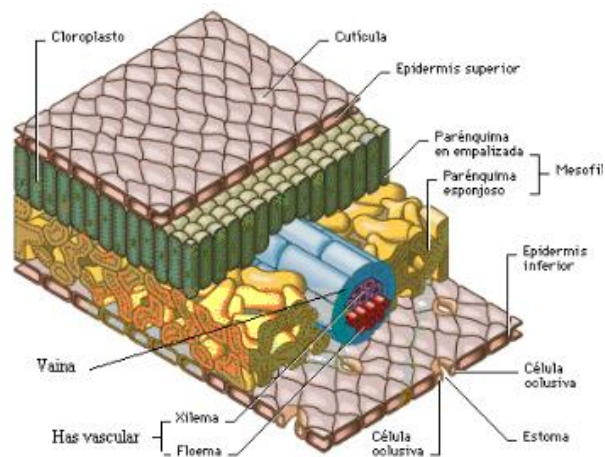


Figura 6. *Tejidos internos de la hoja.*

2.7.3 La flor.

Las angiospermas representan al grupo de plantas que se caracterizan por tener estructuras reproductoras específicas, las flores, en las cuales se produce la reproducción sexual, se forma la semilla y los frutos que las envuelven. Las flores son organismos temporales, es decir, se desarrollan periódicamente... ¿Qué quiere

decir esto? Luego de la fecundación algunas partes de la flor se convierten en fruto, envolviendo la semilla y otras en cambio, mueren y caen (Francesco, 2003).

Este grupo de plantas difieren de otras principalmente en:

- 1) Posee doble fertilización.
- 2) Tiene óvulos y semilla encerrados en un carpelo.
- 3) Presentan flores.
- 4) Producen frutos.



Figura 7. *Flor de chile chiltepin.*

2.7.4 El fruto.

Luego de la fecundación de los óvulos, y al mismo tiempo en que estos se van transformando en semilla, los carpelos (componentes del gineceo, parte femenina de la flor), junto con otros órganos extracarpelares, sufren una serie de modificaciones que conducen a la formación del fruto. Siendo posible afirmar que el fruto no es más que el ovario maduro conteniendo a la semilla.

En las plantas con flor, el fruto es el conjunto del ovario maduro y todas las demás piezas florales. En sentido botánico, se llama fruto sólo al ovario maduro. En términos coloquiales, la palabra suele usarse sólo para describir los frutos suculentos y comestibles de las plantas leñosas, los de matas y arbustos, como el tomate o el melón, y algunos otros más pequeños, como la fresa o la frutilla. En condiciones naturales, el fruto suele formarse una vez que ha tenido lugar la fecundación del óvulo, pero en muchas plantas, casi siempre variedades cultivadas, como los cítricos sin semilla, uva, banano y pepino, el fruto madura sin necesidad de fecundación; este fenómeno se llama partenocarpia. En cualquier caso, la maduración del ovario provoca el marchitamiento de los estigmas y las anteras y el agrandamiento del propio ovario (o de los ovarios, si la flor tiene más de uno). Los óvulos presentes en el interior de los ovarios fecundados se desarrollan y forman la semilla. En las variedades partenocárpicas éstas no se desarrollan, y los óvulos mantienen el tamaño original. La principal función del fruto es proteger la semilla durante su desarrollo; en muchas plantas también favorecen su dispersión (Sormani, 2003).

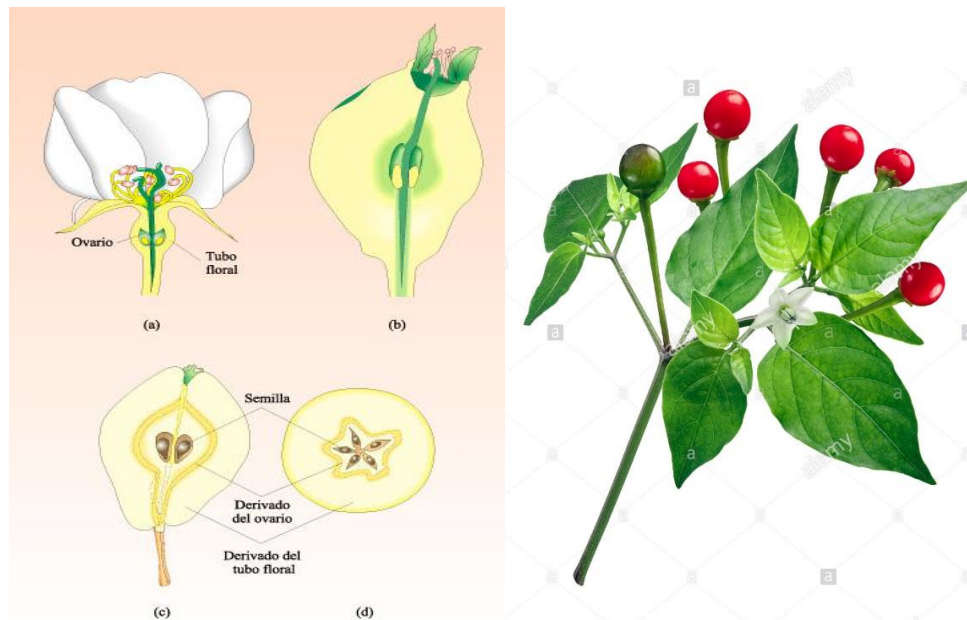


Figura 8. *Evolución de la flor del peral al fruto.*

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Localización del sitio experimental.

El presente trabajo se llevó a cabo en dos lugares, el laboratorio del Departamento de Riego y Drenaje en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, la cual se ubica en el periférico Raúl López Sánchez y carretera a Santa Fe, en Torreón, Coahuila, donde se llevó a cabo los tratamientos de ácido giberélico y tiempo en remojo, posteriormente en invernadero en el cual la semilla estuvo en observación para la toma de datos.

3.2 Material biológico.

El material biológico fue semilla de chile chiltepín (*Capsicum annuum L. var. Glabriusculum*) recolectada en la zona serrana oriental del estado de Sonora, de las cuales se tomaron 250g del fruto fresco que estaba en estado maduro, color rojo intenso y tamaño prominente.

3.3 Materiales y equipos.

Los materiales utilizados se mencionan a continuación.

Guantes de nitrilo de protección, ácido giberélico Gibiotin 101, charolas para siembra de poliestireno con 200 cavidades, sustrato llamado PROMIX GTX que contiene turba de sphagnum canadiense (90 – 95 %), vermiculita, caliza calcitaca, pala para la mezcla del sustrato, bombilla para atomizar agua, regadera para jardín, 5 vasos pos precipitados a 80 ml, 1 vaso precipitado a 200 ml, agitador varilla manual, agitador magnético Arsa de 12 velocidades, 1 litro de agua destilada, balanza analítica de laboratorio, pipeta de 10 ml, perilla para pipeta, seleccionador

de semilla seedburo, hojas de papel, bolsas de plástico negro para envolver charolas, etiquetas para charolas, libreta para toma de datos.

3.4 Tratamientos de la semilla.

En el cuadro 8 se muestran los diferentes tratamientos, producto, concentración, tiempo de remojo de la semilla en la solución y semilla total sembrada que se utilizaron considerando 2 repeticiones.

Cuadro 8. Tratamiento, concentración y tiempo de inoculación.

Tratamiento.	Producto.	Concentración.	Tiempo de remojo. (horas)	Semilla total sembrada.
1	Agua	0 ppm	12,24,36	90
2	Ac.G	2500 ppm	12,24,36	90
3	Ac.G	5000 ppm	12,24,36	90
4	Ac.G	7500 ppm	12,24,36	90
5	Ac.G	10000 ppm	12,24,36	90

El ácido giberélico se obtuvo de un producto comercial llamado Gibiotin 101 que contiene 8.20% de ácido giberélico como compuesto activo, sustancia que sirve como regulador de crecimiento vegetal, su función principal es inducción del crecimiento y desarrollo de los cultivos.

3.5 Soluciones de ácido giberélico.

Cada una de las concentraciones se obtuvo a partir de una solución madre para la cual se disolvieron 10 g de producto Gibiotin 101 que contiene 8.20% de

ácido giberélico en 100 ml con lo que se obtiene una concentración inicial de 8200 ppm. De ahí se tomaron 9.14 ml y se aforaron a 30 ml con lo que se obtuvo el tratamiento número dos de 2500 ppm. De igual manera a partir de la solución madre se tomaron 18.29 ml y se aforo a 30 ml, consiguiéndose una concentración de 5000 ppm. De igual manera para el tratamiento cuatro se tomaron 27.44 ml de la solución madre y se aforo a 30 ml, con lo cual se logró obtener la concentración de 7500 ppm. Finalmente para el tratamiento número 5 se tomaron 36.58 ml de la solución madre y se aforo a 30 ml con lo cual se logró obtener la concentración de 10000 ppm de ácido giberélico.

El cálculo para obtener las diferentes dosis fue a partir de los siguientes datos.

Datos

Ácido giberélico 10 g

Ácido giberélico 8.2%

Agua destilada 1 l

SM: solución madre

T1: 0 ppm

T2: 2500 ppm

T3:5000 ppm

T4:7500 ppm

T5: 10000ppm.

$$SM = 10g \left(\frac{8.2\%}{100} \right) = .82g = 820mg$$

$$SM = \frac{820mg}{.1l} = 8200 \frac{mg}{l} = 8200 ppm$$

$$SM = \frac{8200ppm}{30ml} = 273.33 ppm/ml$$

$$T1 = \frac{0ppm}{273.33ppm/ml} = 0ml$$

$$T2 = \frac{2500ppm}{273.33ppm/ml} = 9.14 ml$$

$$T3 = \frac{5000ppm}{273.33ppm/ml} = 18.29ml$$

$$T4 = \frac{7500ppm}{273.33ppm/ml} = 27.44ml$$

$$T5 = \frac{10000ppm}{273.33ppm/ml} = 36.58ml$$

3.5 Preparación de la semilla.

1.- La semilla fue extraída del fruto maduro seco del chile chiltepín y posteriormente se pusieron a orear en hojas de papel.

2.- La semilla fue tratada por el separador (seedburo) de semilla, el cual consiste en separar impureza y semilla vana dejando si la semilla con mayor probabilidad de germinación y obtener mejores resultados.

3.- La semilla fue contada y posteriormente introducida al ácido giberélico dejándolas 12, 24 y 36 horas en remojo.

4.- La semilla fue retirada del tratamiento y se dejó reposar en una hoja de papel hasta la hora de su siembra.

3.7 Preparación del sustrato.

La preparación se realizó en forma manual. Se utilizó el sustrato llamado PROMIX GTX que contiene turba de sphagnum canadiense (90 – 95 %), vermiculita, caliza calcitaca y dolítica como ajustador de pH. Se humedeció homogenizando perfectamente, para favorecer el proceso de germinación de la semilla, el uso de este sustrato permite el buen sostén, drenaje, aireación y buen desarrollo de del sistema radicular de la planta.

3.8 Llenado de charolas.

Se utilizaron charolas de poliestireno de 200 cavidades, se colocó el sustrato previamente humedecido a capacidad de campo dentro de las cavidades ya que es un factor clave para la germinación de la semilla, ya que si la humedad es excesiva el sustrato podría compactarse y dificultar la emergencia, hasta que se logró un buen llenado, y se dio una adecuada compactación y uniformidad de sustrato en la charola.

3.9 Siembra.

Se depositó una semilla por cavidad, enterrándola a 5 mm, luego se cubrió con una ligera capa del mismo sustrato en seco para su mejor distribución, después fue humedecida la capa seca de arriba con una bombilla atomizadora para tener cuidado de no exponer la semilla, posteriormente fueron tapadas con bolsa negra de plástico para aumentar la temperatura y favorecer la germinación, después fueron llevadas al invernadero de propagación. Una vez germinada la semilla, se mantuvo la humedad, asperjando con una regadera manual.

3.10 Diseño y tratamiento estadístico.

El diseño experimental utilizado fue en parcelas divididas con bloques completamente al azar, la comparación entre las medias se realizó con la prueba Tukey ($p \leq 0.05$). El análisis se realizó utilizando el paquete estadístico de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FAUANL), (Sáenz, 2012).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES.

4.1 Germinación de la semilla

La germinación de la semilla bajo los diferentes tratamientos de aplicación de ácido giberélico se presenta en el cuadro 9. El análisis estadístico no encontró diferencia significativa para el factor A (tratamientos con diferente concentración de ácido giberélico). Sin embargo, se observó una tendencia a mayor germinación con la aplicación de una dosis de ácido giberélico de 5000 ppm con una germinación de 4.16 semillas germinadas, superando a las concentraciones de 0 ppm, 2000 ppm, 7500 ppm y 10000 ppm, los cuales presentaron una germinación de 0.5, 1.5, 3.5 y 2.83 semillas respectivamente, siendo iguales estadísticamente entre sí.

En un estudio preliminar donde se evaluaron diferentes técnicas para inducir la germinación de semilla de chile chiltepín bajo diferentes tratamientos de ácido giberélico, la germinación de semilla en una concentración de 10 ppm fue de un 4%, lo cual indica que una baja concentración de GA no es adecuada para la germinación (Almanza, 1998).

Igualmente, en el factor B (tiempo de remojo de la semilla en la solución de ácido giberélico). El análisis estadístico no encontró diferencia significativa. Sin embargo, se observó una tendencia a mayor germinación de semilla al incrementar el tiempo de remojo dentro de la solución. La germinación de semilla fue de 0.6, 1.5, y 5.4 semillas, durante los tiempos bajo remojo de 12,24 y 36 horas respectivamente.

Sin embargo, el análisis estadístico si detectó diferencia significativa para la interacción entre concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo de la semilla

dentro de la solución Cuadro 9. La mayor germinación de semilla se obtuvo con la interacción de 5000 ppm y 36 horas de remojo la cual fue de 11 semillas germinadas superando significativamente las demás interacciones.

Cuadro 9. Semilla germinada bajo diferente concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo. UAAAN - UL, 2019.

Tratamientos	12 horas	24 horas	36 horas	Media A
Testigo	0.0d	0.0d	1.5cd	0.5
2000 ppm.	0.0d	1.0cd	3.5c	1.5
5000 ppm	1.0cd	0.5cd	11a	4.16
7500 ppm	0.5cd	2.5cd	7.5b	3.5
10000 ppm.	1.5cd	3.5c	3.5c	2.83
Media B	0.6	1.5	5.4	

4.2 Porcentaje de germinación.

El porcentaje de germinación de semilla bajo diferentes tratamientos de aplicación de ácido giberélico se presenta en el cuadro 10. El análisis estadístico no encontró diferencia significativa para el factor A (tratamientos con diferente concentración de ácido giberélico). Observándose una tendencia a mayor porcentaje de germinación con la aplicación de una dosis de ácido giberélico de 5000 ppm con un porcentaje de germinación de 27.7 % de semilla germinada, superando a las dosis de 0 ppm, 2000 ppm, 7500 ppm y 10000 ppm, los cuales

presentaron una germinación de 3.3%, 10%, 23% y 18.8% respectivamente, siendo iguales estadísticamente entre ellos.

En el factor B (tiempo de remojo de la semilla dentro de la solución de ácido giberélico), el análisis estadístico no encontró diferencia significativa. Observándose una tendencia a mayor porcentaje de germinación de semilla al incrementar el tiempo de remojo de la semilla dentro de la solución. El porcentaje de semilla germinada fue de 4%, 10.66%, y 34.65%, el tiempo bajo remojo fue de 12,24 y 36 horas respectivamente.

En otras investigaciones realizadas el porcentaje de germinación de chiltepín procedente de la región serrana de Sinaloa, tratado con un medio de agar enriquecido con AG a 500 ppm y un fotoperiodo de 12 h, fue del 45 %, 43% (Almanza, 1998).

Sin embargo, si se detectó diferencia significativa para la interacción entre concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo de la semilla dentro de la solución, cuadro 10. La mayor germinación de la semilla se obtuvo con la interacción de 5000 ppm y 36 horas de remojo la cual fue 73.3% de semilla germinada superando significativamente a las demás interacciones.

Los porcentajes de germinación de semilla observados en esta investigación después de 10 semanas fueron similares en porcentaje a los reportados por Parra en 2006, quien obtuvo Germinaciones máximas de 75%. La diferencia podría deberse a las condiciones de almacenaje, condiciones climáticas y medio de crecimiento utilizado.

Cuadro 10. Porcentaje de semilla germinada bajo diferente concentración de ácido giberélico y tiempo de remojo. UAAAN - UL, 2019.

Tratamientos	12 horas	24 horas	36 horas	Media A
Testigo	0.0d	0.0d	10cd	3.3
2000 ppm.	0.0d	6.6cd	23.3c	10
5000 ppm	6.6cd	3.3cd	73.3.a	27.7
7500 ppm	3.3cd	16.6cd	49.9b	23.3
10000 ppm.	10cd	23.3c	23.3c	18.8
Media B	4	10.66	34.65	

V. CONCLUSIÓN.

Bajo las condiciones en que se realizó el presente trabajo y resultados obtenidos se concluye:

La germinación, de chile chiltepín fue afectada por las diferentes dosis de ácido giberélico aplicado y el tiempo de remojo de la semilla dentro de la solución.

La mayor germinación de semilla se obtuvo aplicando la dosis de 5000 ppm y un tiempo de 36 horas de remojo de la semilla dentro de la solución obteniendo un porcentaje de germinación de 73.3 %.

VI. BIBLIOGRAFIA.

- Aguirre Hernández, E., & Muñoz Ocotero, V. 2015. El chile como alimento. *Ciencia*, 18-20.
- Almanza, E. J. 1998. *Estudios ecofisiológicos, métodos de propagación y productividad del chile piquín (Capsicum annum L. var aviculare Dierb.)*. De graduados Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Arriaga, Cervantes, & Vargas Mena, A. 1994. Manual de reforestación con especies nativas. *Instituto Nacional de Ecología*.
- Arroyo Vargas. 2012. *Normas preliminares de diagnóstico nutrimental compuestp y correlaciones nutrimentales en pimiento (Capsicum annum L)*. Edo de México: Colegio de posgrados, Campus Montecillo.
- Cid, González Olmedo, & Lezcano. 2006. Influencia del Pectimorf sobre la calidad de la semilla artificial de caña de azúcar . *Cultivos Tropicales*, 27,31-34.
- Clements, Jones & Gilbert. 1977. Effect of seed treatments on germination in Acacia. . 269- 273.
- Conoce Hidroponía. 2017. IMPORTANCIA DE LA PRODUCCIÓN DE CHILE EN MÉXICO. *Hidroponia mx*.
- Delwaulle , J. C. 1979. Plantations forestières en Afrique tropicale sèche. *Techniques et espèces à utiliser*.
- Eguiarte Fruns, L. E. 2018. DE SONORA A YUCATÁN. CHILES EN MÉXICO: DIVERSIDAD Y DOMESTICACIÓN. *OIKOS*.
- Farías, C., Cabañas, G., & Flores, J. 1977. *La ciencia para todos*. Mexico D.F.: FONDO DE CULTURA ECONÓMICA.
- Francesco, V. 2003. La Flor. *Trabajos Prácticos de Botánica a Contraturno*.

- Hernández. 2004. *Hernández, Efecto de la luz, temperatura y ácido giberélico sobre la germinación de semillas de poblaciones de chiles silvestres*. Sinaloa.
- Jones, C. J. 1977. Clemens, J., Jones, P.G. Effect of seed treatments on germination in *Acacia*. 259.
- Juárez de la C. 2000. *Influencia de la solución nutritiva en la producción de plántulas de melón (Cucumis melo)*. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.: UAAAN.
- Kaul, R. N., & Manohar, M. S. 1966. Germination studies on arid zone tree seeds I. *Acacia senegal Willd.* , 499-503.
- Magini, E. 1962. Aparatos y procedimientos para la manipulación de las semillas forestales. *Unasyva*, 20-35.
- Martínez M. 2014. *El chile : Capsicum spp.* Obtenido de http://www.cucba.udg.mx/new/informacionacademica/coaxican/plts_mex/chile.htm.
- Molina Maldonado, Ruiz Hernández & Félix Armendariz. 2014. Producción de harina de mezquite (*Prosopis juliflora*) en una plantación en el sur de Sonora. *Ra Ximhai*, 189-191.
- Montes Hernández. 2010. Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *Capsicum* que crecen y se cultivan en México. *Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO)*.
- Morales Cuén. 1986. *Ecología y productividad del chiltepín Capsicum baccatum L. bajo condiciones silvestres en la región del Río Sonora, México.* . Edp. de Mexico: Universidad Autónoma de Chapingo.

- Mott, J. J., Cook & Williams. 1982. The effect of dry-heat treatment on the germination of thirteen legume species. . *Tropical Grasslands*.
- Ochoa Alejo. 2001. In vitro chilli pepper Biotechnology. . *In Vitro Cellular & Developmental Biology Plant*, 701-729.
- Riley, J. M. 1997. Gibberellic Acid for Fruit Set and Seed Germination. *California Rare Fruit Growers*.
- Rodriguez , Ramirez & Pozo. 2004. Tecnología de producción de chile piquin en el noroeste de México. *INIFAP-CIRNE*, 12.
- Rodríguez Hernández, Vázquez Yanes & M. C. y C. 1992. La conservación de plantas en peligro de extinción a través del almacenamiento a largo plazo de semillas. *Interciencia*, 293-297.
- Sáenz, E. O. (Julio de 2012). Diseños Experimentales FAUANL. Monterrey, Nuevo León, México.
- Sormani, M. I. 2003. El fruto. *Trabajos Prácticos de Botánica a Contraturno*.
- Tran, V. N. 1979. Effects of microwave energy on the strophiole, seed coat and germination of Acacia seeds. . *Plant Physiology* , 277-87.
- Valla, J. 1980. Morfología de las plantas superiores. *Botánica*, Hemisferio Sur.
- Vázquez, C. 1992. El almacenamiento prolongado de semillas: necesidad impostergable. *Ciencia y Desarrollo*, 33-39.
- Wolf, L., & Tumbull, J. 1982. Sistema de Registro Computerizado de depósitos de Semillas de Arboles de la CSIRO.