



Instituto Tecnológico De Sonora
Depto. De Biotecnología Y Ciencias Alimentarias

**EFFECTO DEL ÁCIDO GIBERÉLICO SOBRE
LA CAPACIDAD DE GERMINACIÓN DE
SEMILLAS DE CHILTEPÍN (*Capsicum
frutescens*)**

Titulación Por Tesis
Que Para Obtener El Título De
Ingeniera Biotecnóloga

Presenta

Claudia Guadalupe Parra Gascón

Cd. Obregón Sonora

Noviembre de 2006

Instituto Tecnológico De Sonora

Los miembros del jurado examinador, recomendamos que la presente tesis sea aceptada como requisito parcial para la obtención del título de Ingeniero Biotecnólogo.

Comité revisor:

Asesor: Dra. Dalia Isabel Sánchez Machado

Dr. Jaime López c.

M.c. Ruth Gabriela Ulloa

M.c. Norma P. Adan B.

Ciudad Obregón, Sonora, México, Octubre De 2006

ÍNDICE

	Página
LISTA DE TABLAS.....	4
LISTA FIGURAS.....	6
RESUMEN.....	9
 I. INTRODUCCIÓN	
1.1 Justificación.....	12
1.2 Objetivo.....	13
1.3 Hipótesis	13
 II. REVISIÓN DE LA LITERATURA	
2.1 El chiltepín (<i>Capsicum frutescens</i>).....	14
2.1.1 Características taxonómicas y botánicas.....	14
2.1.2 La semilla.....	17
2.1.3 Composición química.....	19
2.1.4 Distribución y tipos de producción.....	20
2.1.5 Propiedades nutritivas y de salud.....	23
2.2 Proceso de germinación.....	24
2.2.1 Tipos de germinación.....	24
2.2.1.1 Germinación epigea.....	24
2.2.1.2 Germinación hipogea.....	25
2.2.2 Factores que afectan a la germinación.....	27
2.2.2.1 Factores internos.....	28
2.2.2.2 Factores externos.....	29

2.2.3 Metabolismo de la germinación.....	33
2.2.4 Movilización de reservas.....	35
2.3 Dormancia de semillas.....	37
2.3.1 Causas.....	38
2.3.2 Tipos.....	39
2.3.3 Importancia de la dormición.....	39
2.4 Las giberelinas para vencer dormancia.....	41
2.4.1 Estructura química.....	43
2.4.2 Funciones.....	43
2.4.3 La inducción de la germinación en las semillas.....	44
2.4.4 Impedimentos de la germinación.....	44

III. MATERIALES Y MÉTODO

3.1 Material biológico.....	47
3.2 Localización del área de estudio.....	47
3.3 Tratamientos con ácido giberélico.....	48
3.4 Diseño experimental utilizado.....	48
3.5 Variables a evaluar.....	48
3.6 Siembra.....	49
3.7 Fechas de siembra y condiciones medio ambientales.....	49
3.8 Preparación de soluciones analíticas.....	50
3.8.1 Soluciones de ácido giberélico.....	50
3.8.2 Solución con nutrientes.....	50

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evolución del número de semillas germinadas en función del tiempo.....	51
4.2 Número y porcentaje de semillas germinadas.....	57
4.3 Altura de las plántulas.....	62
CONCLUSIÓN.....	66
LITERATURA.....	67

LISTA DE TABLAS

Título		
Tablas		Página
1	Clasificación taxonómica del chiltepín.....	14
2	Nombres comunes que hacen referencia al chiltepín de acuerdo al lugar de distribución en la República Mexicana.....	15
3	Composición química de los chiles dulces y picantes por 100 g de producto.....	18
4	Resultados de las plantaciones de chiltepín en distintos municipios del estado de Sonora en los años 1998, 1999 y 2000.....	20
5	Sucesos comunes del proceso de germinación.....	26
6	Clasificación de los tipos de dormición.....	39
7	Tratamientos con ácido giberélico utilizados en el experimento.....	47
8	Variables a evaluar en el proyecto.....	48
9	Número y porcentaje de semillas germinadas de chiltepín en las tres siembras con 4 tratamientos de ácido giberélico.....	56
10	ANOVA del ácido giberélico para la variable germinación con 5% de significancia.....	59

11	Medias de los porcentajes de germinación.....	60
12	Análisis de rango múltiple con una confiabilidad del 95%, por el método de Duncan para el efecto del ácido giberélico sobre la capacidad de germinar.....	60
13	Altura de las plántulas de chiltepín por cada tratamiento y en cada siembra.....	62
14	Promedio de las alturas en cada siembra por tratamiento.....	63
15	ANOVA del ácido giberélico para la variable altura con 5% de significancia.....	64
16	Análisis de rango múltiple con una confiabilidad del 95%, por el método de Duncan para el efecto del ácido giberélico sobre la altura de plántula.....	64

LISTA DE FIGURAS

Título

Figuras		Página
1	Flor de la planta de chiltepín del estado de Sinaloa.....	15
2	(a) Estado inmaduro del chiltepín donde predomina el contenido de clorofila (color verde), (b) Estado maduro del chiltepín donde predomina el contenido de licopersina (color rojo).....	16
3	Forma y color de la semilla de chile	17
4	Germinación epigea de semilla de judía (<i>Phaseolus vulgaris</i>).....	24
5	Germinación hipogea del guisante (<i>Pisum sativum</i>).....	25
6	Esquema de las fases de la imbibición de agua por una semilla, medida mediante el incremento en peso fresco durante el proceso de germinación.....	30
7	Evolución de la actividad respiratoria durante la germinación de las semillas de guisante (<i>Pisum sativum</i>).....	34
8	Diagrama del corte longitudinal de un grano de cebada que muestra la actividad que se desarrolla en diferentes regiones de la semilla con respecto a las hormonas, enzimas y algunos de los productos de la acción de las enzimas	35

9	Mecanismo de acción a nivel celular de las fitohormonas.....	41
10	Estructura de tres giberelinas: GA ₁ , GA ₃ , y GA ₇	42
11	Situaciones hormonales, que dependiendo de la presencia o ausencia de promotores e inhibidores de crecimiento, resultan en la dormición o germinación de las semillas (Santamarina y Cols., 1997).....	45
12	Primeras plántulas de la germinación de semillas de chiltepín.....	51
13	Primera siembra del proyecto con el testigo, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico.....	52
14	Fotografía de la primera siembra con semillas de chiltepín con tratamientos de 0, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico.....	52
15	Siembra 1, 2 y 3, el semillero superior representa la siembra 2, el de en medio a la siembra 1 y el inferior a la siembra 3 a los 6 días posteriores a su siembra.....	53
16	Segunda siembra del proyecto con el testigo, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico.....	54
17	Fotografía tomada de forma vertical, de la segunda siembra con semillas de chiltepín con tratamientos de 0 ppm, 2000 ppm, 3000ppm y 4000 ppm de ácido giberélico.....	55

18	Tercera siembra con 4 tratamientos de ácido giberélico.....	55
19	Porcentajes de germinación obtenidos con 4 tratamientos de ácido giberélico en las tres siembras.....	57
20	Presenta el promedio de las alturas de las plántulas de chiltepín por cada tratamiento y siembra.....	63

RESUMEN

La presente investigación se realizó en dos lugares, en los laboratorios LV-700 del Instituto Tecnológico de Sonora, Unidad Nainari y en un invernadero artesanal, con el fin de determinar la influencia del ácido giberélico sobre la germinación en semillas de chiltepín (*Capsicum frutescens*).

La etapa experimental duró 50 días posteriores a cada siembra. Se utilizó cuatro concentraciones de ácido giberélico de 0, 2000, 3000 y 4000ppm, además de utilizar 20 unidades experimentales por cada tratamiento, las variables a evaluar fueron el número y porcentaje de semillas germinadas y la altura de las plántulas. La recolección de resultados fue registrada día a día.

Se determinó que el ácido giberélico ejerce una influencia positiva sobre dichas variables, arrojando porcentajes de germinación de hasta 60% contra el 18.3% que presentó el testigo de 0ppm de ácido. Además de se obtuvo 6.64 cm de longitud con plántulas germinadas de semillas tratadas con ácido y tan solo un 4.81 cm de longitud las plántulas germinadas sin tratamiento con ácido.

Existe diferencia estadística entre la aplicación de ácido giberélico y el testigo, sin embargo, no hay diferencia estadística entre la aplicación de 2000 a 4000 ppm ácido giberélico.

Agradecimientos y dedicatorias

A mis padres y hermanos

Con mucho cariño y emoción por el apoyo brindado durante todo este tiempo.

Gracias.

A la mesa panoamericana de Cd. Obregón

Por el apoyo económico y moral incondicional que recibí para iniciar y terminar mi carrera profesional. Gracias.

A mi novio

Por ser gran parte de mi fuerza, mi risa, mi llanto, mi consuelo, mi estímulo, mi amigo, por el apoyo incondicional en todo momento y ante cualquier evento, ¡lo logramos chiquito!. Gracias.

A mis asesores

Al Ing. †Ernesto García Méndez por el apoyo recibido y a la Dra. Dalia Isabel Sánchez por su orientación y guía en la terminación del presente trabajo. Gracias.

A mis amigos

Por todos los momentos agradables y de aprendizaje que pasamos en esta escuela.

A Dios

*Como último personaje y más importante, agradezco y dedico a Dios bendito esta obra, por darme estos momentos de dicha y felicidad.
Gracias por todo lo que me das.*

I. INTRODUCCIÓN

México es el país del mundo con mayor variedad genética del género *Capsicum*. En un estudio realizado por la Universidad Autónoma de Chapingo y la Universidad Autónoma de Zacatecas, las estadísticas de 1990 ubican a México en el sexto lugar de producción, después de China, España, Turquía, Nigeria y la India (Martínez, 2000).

El chile, además de que juega un papel importante en la alimentación ya que proporciona vitaminas y minerales; investigaciones médicas recientes comprueban su efectividad al utilizarlo como anestésico y como estimulantes de la transpiración (<http://www.faxsa.com.mx/semhort1/c60ch001.htm>).

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 de los frutos es muy antiguo, ha sido usado por todas las culturas que pisan 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, 2000).

Es importante destacar que el incremento del consumo mundial de esta especia fue del 21% durante el periodo de 1994 a 1998. En los E.U.A., el incremento en el consumo de chiles fue del 12% durante la última década, lo que significó el hecho histórico de que el consumo de salsas picantes superara a la tradicional salsa catsup en el país vecino. Otros usos del chile se derivan de sus propiedades medicinales, cosmetológicas y recientemente como componente de productos insecticidas (Rodríguez y Cols, 2003).

El fruto del chiltepín es muy apreciado y cotizado. Durante la época de fructificación llega a desplazar a otros tipos de chile alcanzando hasta 40 veces el precio de los chiles serranos y jalapeños. La gran mayoría del chiltepin que se comercializa proviene de colectas de plantas silvestres (Rodríguez y Cols, 2003).

Por otra parte, no todas las semillas germinan fácilmente, algunas presentan ciertos mecanismos que les impiden hacerlo, estas semillas se conocen como durmientes o latentes y para germinar requieren de un manejo especial que muchas veces incluye un tratamiento con la finalidad de eliminar los mecanismos fisiológicos que la inhiben.

1.1 Justificación

El chiltepín es un fruto muy apreciado y cotizado por su sabor, picosidad y grado de pungencia, alcanzando costo en el mercado directo al consumidor de \$500.00 pesos a \$1000.00 pesos por cada kilogramo de fruto seco que provienen en su gran mayoría de colectas de plantas silvestres.

Se dice que la germinación de la semilla (*Capsicum frutescens*) en su estado natural es lograda por las aves, que al pasar por el tracto digestivo, llega al estómago donde por el ácido clorhídrico que contienen los jugos gástricos, queda removida su capa externa permitiendo así que la humedad entre al interior de ella y se logre la germinación más rápido.

Por ello, la explotación comercial de la siembra del chiltepín es limitada, debido al bajo número de semillas germinadas en largos periodos de tiempo que representa aproximadamente el 5% en estado natural, esto se debe a la dureza de la capa externa del chiltepín y la presencia de inhibidores. En nuestros días hay muy poca información sobre métodos, dosis y productos que reduzcan el tiempo de germinación.

Actualmente esta variedad de chile no ha sido estudiada a fondo; además hay muy pocas evidencias de cambios en su explotación comercial; por lo que el presente trabajo sirve como documentación disponible para aquellas personas que deseen conocer sobre el tema. Por las razones anteriores, la presente investigación se centró en evaluar el efecto del ácido giberélico en la capacidad de germinación de la semilla.

1.2 Objetivo

Evaluar el efecto del ácido giberélico sobre la capacidad de germinación de las semillas de chiltepín y altura de las plántulas para vencer la dormancia.

1.3 Hipótesis

Es posible que la capacidad y porcentaje de germinación de la semilla de chiltepín (*Capsicum frutescens*) se incremente mediante la aplicación de tratamientos con ácido giberélico para vencer su dormancia.

II. REVISIÓN DE LA LITERATURA

2.1 El chiltepín (*Capsicum frutescens*)

El cultivo del chile en nuestro país tiene una gran importancia, porque juntamente con el maíz y el 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, Ramirez y Pozo, 2003).

2.1.1 Características taxonómicas y botánicas

Morales en 1986 clasifica la planta de chiltepín como *Capsicum frutescens* var. *Baccatum*. Cuya clasificación taxonómica es mostrada en la tabla 1.

Existen muchos sinónimos que hacen referencia a este tipo de chile silvestre, así pues, se dice chiltepín en Sonora, piquin o del monte en Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas, guindilla en España, pinhead pepper y bird pepper en

Estados Unidos de Norteamérica, xiao mi la en China, piment des oiseaux en Francia, y ot hiem en Vietnam (Rodríguez y Cols, 2003), ver tabla 2.

Tabla 1. Clasificación taxonómica del chiltepín

Clasificación taxonómica	
Fuente	Vegetal
División	Angiospermae
Clase	Dicotyledoneae
Subclase	Metaclamídeae
Orden	Tubiflorae
Familia	Solanaceae
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>Frutescens</i>
Variedad	<i>Baccatum</i>

Fuente: Morales, 1986

El chiltepín se caracteriza físicamente como un arbusto perenne de 1.5 a 2 m de altura, presenta una copa densa y decurrente, ramas delgadas y flexibles. Las hojas son planas, simples y de forma ovoide a lanceolada-ovalada de 2 a 6 cm de largo y de 1 a 4 cm de ancho. Tallo de 20 a 50 cm de longitud y presenta una raíz fibrosa. Las flores (figura 1) son blancas y perfectas formándose en las axilas de las ramas. Los pétalos y sépalos están formados por 5 piezas al igual que los estambres; el pedúnculo es recto y delgado de 1.5 a 3 cm de largo. La planta alcanza su madurez reproductiva entre los 6 y 10 meses de edad (Cortés y Valdez, 2001).

Tabla 2. Nombres comunes que hacen referencia al chiltepín de acuerdo al lugar de distribución en la República Mexicana

Lugar de distribución	Nombre común
Tabasco	Chile amash, chiltepín
Yucatán	Chile de monte, chiltepín,
Regiones tropicales	Chile piquín, chiltepín.
Oaxaca	Chile quimiche, chiltepín
Chiapas	Chile siete caldos,

Fuente: Morales, 1986.



Figura 1. Flor de la planta de chiltepín del estado de Sinaloa

Fuente:(<http://images.google.com.mx/images?hl=es&q=chiltepín&spell=1>).

El fruto es una baya redonda de 3 a 6 mm de diámetro que en estado inmaduro es de color verde oscuro y se debe a la alta cantidad de clorofila acumulada en las copas del epicarpio; sin embargo, los frutos al madurar se tornan de un color rojo sangre debido a los pigmentos de licopersina, como se observa en la figura

2; la semilla es de color amarillo claro, liviana, de 0.2 a 0.3 mm de largo y de 0.3 a 0.4 mm de ancho (Cortés y Valdez, 2001).



Figura 2. (a) Estado inmaduro del chiltepín donde predomina el contenido de clorofila (color verde), (b) Estado maduro del chiltepín donde predomina el contenido de licopersina (color rojo)

Fuente: (<http://images.google.com.mx/images?hl=es&q=chiltepin&spel l=1>).

Son llamados frutos indehiscentes ya que para poder diseminar y propagar sus semillas en el tiempo y en el espacio, deben sufrir marchites de la pulpa, rompimiento por acción del hombre o animales (Enciclopedia Salvat, 1968).

2.1.2 La semilla

La semilla es el medio de reproducción sexual de las espermatofitas, gimnospermas y angiospermas y se define en un sentido botánico estricto, como un óvulo fecundado, independiente de la planta madre, que ha madurado hasta adquirir la diferenciación y capacidad fisiológica para originar un nuevo vegetal (Camacho, 1994).

Las semillas de chile tienen la capacidad de sobrevivir en estado latente mucho más tiempo que otras semillas, por derivar de frutos indehiscentes (Enciclopedia Salvat, 1968).

La forma, el tamaño, la textura, la consistencia y el color (Ver figura 3) son variables según las especies y variedades; sin embargo, las semillas de chiltepín tienen forma aplastada, con superficie relativamente lisa, sin aspectos pubescente, todas las especies del género *Capsicum* tienen las semillas de color amarillento (ver figura 3) a excepción de *C. pubescens* que son muy oscuras. Igualmente la cantidad y peso de semillas por fruto está relacionada con el tamaño y variedad de chile, encontrándose que por cada kilogramo de chiltepín fresco maduro (rojo), se pueden obtener de 80 a 120 g de semilla y cada gramo contiene de 200 a 300 semillas (Ramírez, Pozo y Rodríguez, 2003).



Figura 3. Forma y color de la semilla de chile

2.1.3 Composición química

Debido a la gran variedad genética que existe entre el género *Capsicum*, hay una variación en la composición química y valor nutritivo entre los chiles dulces y picantes como en la tabla 3 se puede observar.

La principal característica que posee el chiltepín por el gran gusto que de él se emana, es su picosidad por lo que es caracterizado como un chile picante, lo cual es determinado por la cantidad de capsicina que contienen los chiles. Además, existen investigaciones que demuestran que la capsicina podría destruir las células cancerígenas, también es un poderoso antioxidante, expectorante y descongestionante natural, que ayuda a prevenir la bronquitis (Reboredo, 2004).

Tabla 3. Composición química de los chiles dulces y picantes por 100 g de producto

Composición	Tipo de chile	
	Dulce	Picante
Agua	92-94	-----
Materia seca	6-8	34.6
Energía (Kcal)	22-26	116
Proteínas (g)	1.3	6.3
Carbohidratos (g)	5.3	62.7
Grasas (g)	0.8	9.8
Fibra (g)	1.4	15
Calcio (mg)	9-12	86
Hierro (mg)	0.7-0.9	3.6
Carotenos (mg)	1.8	6.6
Tiamina (mg)	0.07-0.08	0.37
Riboflavina (mg)	0.08	0.51
Niacina (mg)	0.5-0.8	2.5
Vitamina C (mg)	103-128	96

Fuente: Enciclopedia OCEANO, 1999.

2.1.4 Distribución y tipos de producción

La distribución del chiltepin abarca las zonas bajas desde el Sur de los E.U.A. hasta Perú. Se le encuentra comúnmente después de las épocas de lluvia en zonas de matorrales, aunque también está presente en zonas más elevadas de encinos y bosques caducifolios. En México, tiene una amplia adaptación en el trópico y en zonas semiáridas (Rodríguez y Cols, 2003).

En el estado de Sonora el género *Capsicum annum* se localiza en la parte central desde los municipios de Arizpe, Rayón, hasta la región Sur en el municipio de Álamos en las colindancias con Sinaloa, desarrollándose satisfactoriamente bajo sombra, asociándose a especies tales como el mezquite, chino, garambujo, entre otras (Cortés y Valdez, 2001).

Actualmente se presentan sistemas de establecimiento y manejo de chiltepín como alternativa de producción en el noroeste de México impartido por INIFAP, siendo la producción agroforestal, a cielo abierto y a malla sombra (Rodríguez y Cols., 2003). En la tabla 4 se muestran las plantaciones en Sonora de 1998, 1999 y 2000.

✧ Producción agroforestal (en monte)

Para el establecimiento de chile bajo este sistema, únicamente conviene eliminar la vegetación baja (hierbas y arbustos); no es necesario remover toda la capa del terreno, ya que la planta se establecerá en puntos equidistantes a 1 m x 1 m en los que se recomienda aflojar la tierra con pala.

Tabla 4. Resultados de las plantaciones de chiltepín en distintos municipios del estado de Sonora en los años 1998, 1999 y 2000.

Resultados de las plantaciones de chiltepín en Sonora					
Año	Predio	Municipio	No. de plantas	Porcentaje de sobrevivencia	Observaciones
1998	Las tapizuelas	Rayón	3,000	90	Así inicio el proyecto
	Susana Sowyer	Álamos	5,000	85	Plantación de traspatio
1999	Las tapizuelas	Rayón	27,000	90	Con riego por aspersión
	El Sauz	Nácori chico	2,500	60	Condiciones naturales
	Santa Lucía	Álamos	2,000	50	Problemas de sequía
	Piedras verdes	Álamos	2,000	50	Problemas de sequía
	El yaqui	Bácum	2,000	50	Problemas de sequía
	Santa Ana	Yécora	2,000	80	Con riego por goteo
	La Quema	Yécora	2,000	50	Riegos de auxilio
	El Huérigo	Yécora	1,000	95	Con riegos de auxilio
	Ejido Ures	Ures	2,000	40	Sequía y plagas
	San pedro de Ures	Ures	2,000	40	Sequía y plagas
	Ejido tecoripa	La Colorada	2,000	40	Problemas de sequía
2000	Las tapizuelas	Rayón	15,000	90	Conclusión del proyecto
	La Huerta	Moctezuma	2,000	95	Condic. de temporal
	Ejido moctezuma 1	Moctezuma	2,000	-	Por evaluarse
	Ejido Moctezuma 2	Moctezuma	2,000	-	Por evaluarse
	Ejido Moctezuma 3	Moctezuma	2,000	-	Por evaluarse
	Ejido Mátape	Mátape	5,000	-	Por evaluarse
	La Colmena	Hermosillo	1,000	-	Por evaluarse
	Juan de Dios Terán	Álamos	2,500	-	Por evaluarse
	Piedras verdes	Álamos	2,500	Por evaluarse	

Fuente: Cortés, 2001.

Antes de establecer las plantas en el terreno, conviene mezclar con la tierra de cada punto de plantación 5 g de urea o 7 g de nitrato de amonio, más 10 g de ácido monofosfático (MAP 11-52-00); a partir del inicio de la fructificación, es conveniente realizar aplicaciones mensuales de 5 g de urea o 7 g de nitrato de amonio por planta, incorporándolo con un riego si el terreno está muy seco. Aunque la planta de chiltepín tolera periodos prolongados de sequía y se mantiene viva, ésta permanece improductiva, por lo que es necesario auxiliarla con riegos frecuentes para mantener una producción constante, por lo que en algunos casos, será necesario la instalación de algún sistema de riego para lograr este propósito (Rodríguez y Cols., 2003).

✧ **Producción a cielo abierto**

Se ha recomendado establecer el cultivo en suelos bien preparados (barbecho, rastras, nivelación, surcados) a una separación entre surcos de 1 m a hilera sencilla o en camas de 2 m a doble hilera, con una separación entre plantas de 0.5 a 1.0 m (10 mil a 20 mil plantas/ha). Se ha recomendado fertilizar con 180 a 200 unidades de nitrógeno y 80 a 100 unidades de fósforo; procurando dar todo el fósforo antes o al establecimiento y el nitrógeno lo mejor distribuido durante todo el ciclo del cultivo (120 a 130 días). El chiltepín tiene un buen desarrollo de plantas y rendimiento bajo fertirrigación, con una producción de frutos más uniformes y de alta calidad (Rodríguez y Cols., 2003).

✧ **Producción bajo malla-sombra**

El sistema de producción es intensivo, similar al descrito anteriormente para “cielo abierto”, excepto que en este caso se utiliza una malla, preferentemente del 30% de sombra, la cual simula el hábitat natural del chiltepín.

Aunque los costos de producción bajo este sistema se incrementan notablemente (malla y estructura), se ha demostrado que el rendimiento del chiltepín se incrementa entre el doble y triple, en comparación con el sistema a cielo abierto, al obtenerse un fruto de mejor calidad (tamaño, uniformidad y color). Además, los daños por plagas, aves, vientos y temperaturas extremas son menores que en el sistema a cielo abierto.

El crecimiento de las plantas de chile bajo malla-sombra es intermedio entre el comportamiento en su hábitat natural y la condición de cielo abierto; son plantas con muchas ramificaciones, pero más altas que anchas (Rodríguez y Cols., 2003).

2.1.5 Propiedades nutritivas y de salud

Morales en 1986, consigna que el uso de chiltepin es como condimento y en la medicina, como un estimulante local. Como alimento proporciona proteínas, cenizas y extracto etéreo en concentraciones superiores a las especies cultivadas (Almanza y Cols., 1993).

La Sociedad Americana de Enfermedades Digestivas, encontró que las comidas picantes no hacen daño a las úlceras o al estómago, e incluso Yeager en el año 2001, indica que además de no hacer daño las previene con el consumo de chile. De hecho, las comidas con chile mejoran la digestión, aumentando la producción de saliva y jugos gástricos.

La capsicina que como ya se mencionó anteriormente es la causante del picor de los chiles, crea en las paredes del estómago una coraza que la protege de los daños que provocan los ácidos y el alcohol; además existen evidencias de que la capsicina puede reducir la presión arterial; además de ser un

antioxidante, el cual interfiere en la reacción en cadena de los radicales libres, culpables del envejecimiento (Alpizar y Cols., 2002).

2.2 Proceso de germinación

Camacho (1994) definió a la germinación como el proceso mediante el cual un embrión adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y transcribir las porciones del programa genético que lo convertirán en una planta adulta.

Aunque se sabe que la germinación termina cuando la plántula no depende ya, para su existencia, de los tejidos nutritivos, pues es capaz de producir sus propios alimentos; en términos prácticos se dice que la semilla ha germinado cuando en siembras de laboratorio emite la radícula, o cuando emerge del suelo en siembras realizadas en tierra. Por lo tanto, en el presente trabajo la germinación se refiere cuando la semilla emite el epicotilo sobre el sustrato orgánico.

2.2.1 Tipos de Germinación

Las semillas, atendiendo a la posición de los cotiledones respecto a la superficie del sustrato, pueden diferenciarse en la forma de germinar. Así, podemos distinguir dos tipos diferentes de germinación: epigea e hipogea (Santamarina y Cols., 1997).

2.2.1.1 Germinación epigea

En las plántulas denominadas epigeas (figura 4), los cotiledones emergen del suelo dado un considerable crecimiento del hipocótilo (porción comprendida

entre la radícula y el punto de inserción de los cotiledones). Posteriormente, en los cotiledones se diferencian cloroplastos, transformándolos en órganos fotosintéticos y actuando como si fueran hojas. Finalmente, comienza el desarrollo del epicótilo (porción del eje comprendida entre el punto de inserción de los cotiledones y las primeras hojas). Presentan este tipo de germinación las semillas de cebolla, ricino, judía, lechuga, mostaza blanca, etc.

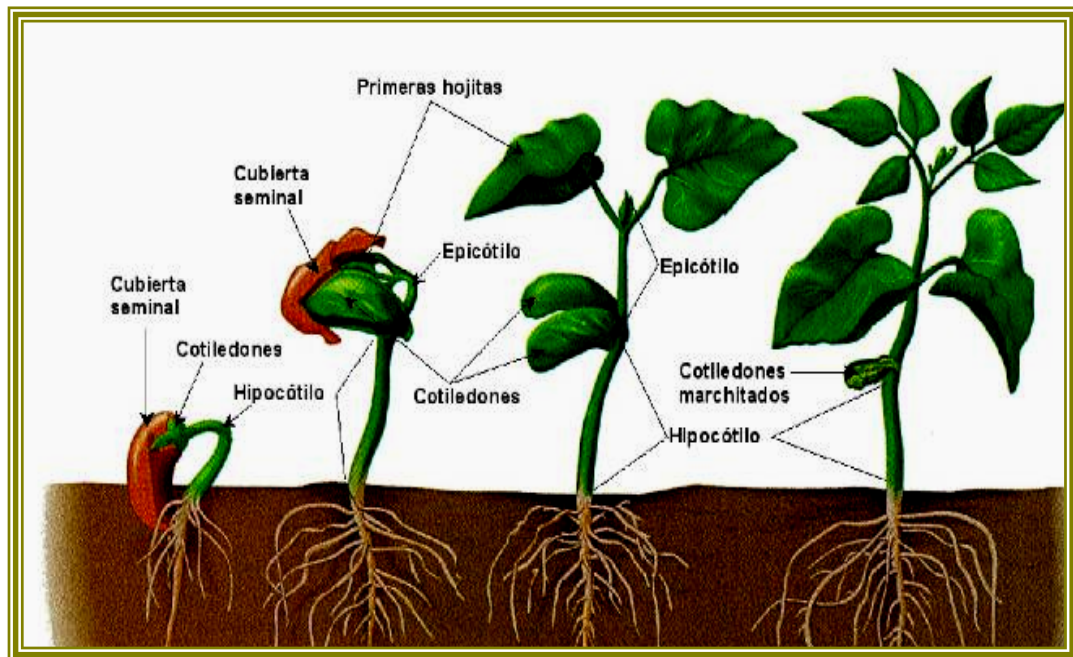


Figura 4. Germinación epigea de la semilla de judía *Phaseolus vulgaris*

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

2.2.1.2 Germinación hipogea

En las plántulas hipogeas, los cotiledones permanecen enterrados; únicamente la plúmula atraviesa el suelo. El hipocótilo es muy corto, prácticamente nulo, en tanto que el epicótilo se alarga, apareciendo las primeras hojas verdaderas,

que son en este caso, los primeros órganos fotosintetizadores de la plántula (figura 5). Este tipo de germinación lo presentan las semillas de los cereales (trigo, maíz, cebada, etc.), guisante, haba, robles, etc.

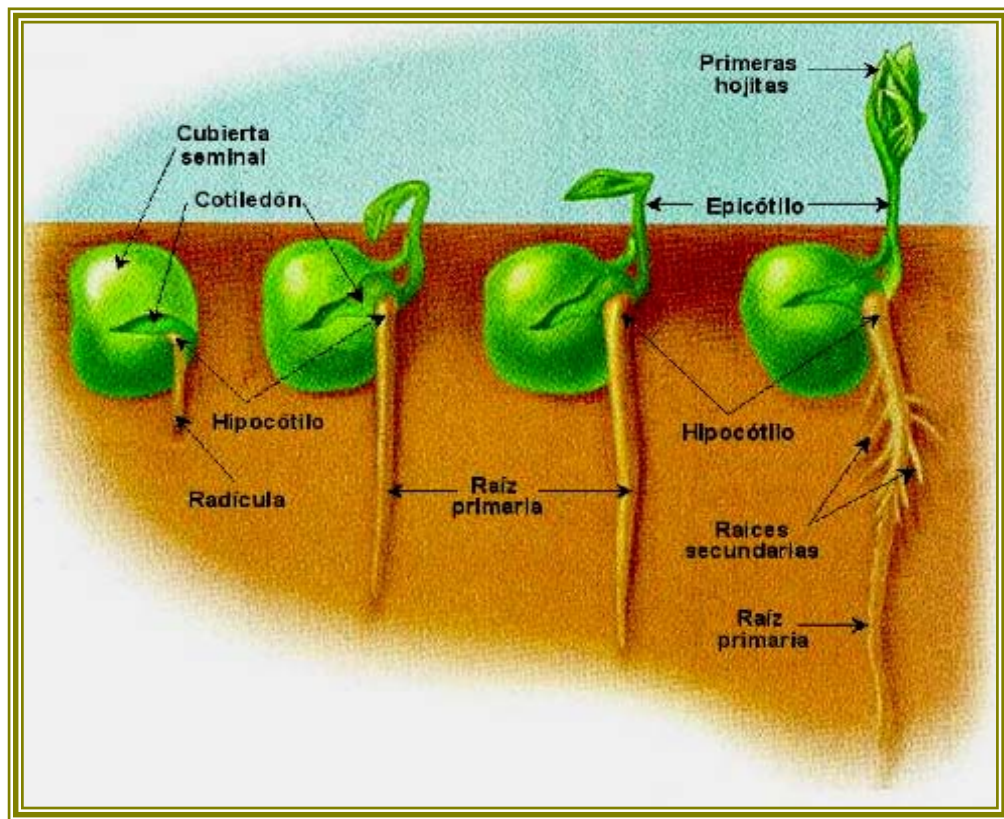


Figura 5. Germinación hipogea del guisante *Pisum sativum*

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

En la tabla 5 se enlistan los sucesos comunes, tanto físicos como biológicos que se realizan en la germinación.

Tabla 5. Sucesos comunes del proceso de germinación

Suceso
Imbibición de la semilla
Desaminación de los aminoácidos del eje embrionario
Utilización en la glicólisis, de los monómeros obtenidos a partir de los aminoácidos
Reducción de los nucleótidos de la piridina mediante las pentosas fosfatadas y la glicólisis
Oxidación de los nucleótidos de la piridina mediante el sistema nitrato-reductasa con formación de ATP
Asimilación de los monómeros para la elongación celular, (este paso es inducido por las auxinas)
Hidrólisis de los polímeros de los tejidos nutritivos (este paso es inducido por las giberelinas)
Translocación de los monómeros de los tejidos nutritivos al eje embrionario, en este punto, el metabolismo de la semilla pasa de una fase predominantemente anaeróbica a una predominantemente aeróbica.
Aumento de la actividad del ciclo de Krebs
Incremento de la transcripción del ADN en el embrión
Síntesis de nuevas proteínas en el embrión
Replicación del ADN y división celular en el embrión, lo que es inducido por las citocininas
Incremento de la respiración y síntesis de nuevas proteínas en el embrión, para que por último se inicie un crecimiento visible con la emisión de la radícula

Fuente: Camacho, 1994.

2.2.2 Factores que afectan a la germinación

Para que la germinación se realice, se necesita que: a) la semilla sea viable, o sea, que tenga un embrión vivo capaz de crecer, b) se tenga la temperatura, aireación y humedad adecuada para el proceso y c) se eliminen los bloqueos

fisiológicos presentes en las semillas, que impiden la germinación, según Camacho (1994).

Los factores que afectan a la germinación los podemos dividir en dos tipos, factores internos (intrínsecos) propios de la semilla como la madurez y viabilidad de las semillas; factores externos (extrínsecos) que dependen del ambiente como el agua, temperatura y gases.

2.2.2.1 Factores internos

✧ Madurez de las semillas

Decimos que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo desde el punto de vista morfológico como fisiológico. La madurez morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semilla han completado su desarrollo. Aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar una serie de transformaciones fisiológicas. Donde requieran la pérdida de sustancias inhibitoras de la germinación o la acumulación de sustancias promotoras de crecimiento. En general, necesitan reajustes en el equilibrio hormonal de la semilla y/o en la sensibilidad de su tejido para las distintas sustancias activas (Santamarina y Cols., 1997).

La madurez fisiológica se alcanza al mismo tiempo que la morfológica, como en la mayoría de las especies cultivadas; o bien puede haber una diferencia de semanas, meses y hasta años entre ambas.

✧ Viabilidad de las semillas

La viabilidad de las semillas es el periodo de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Es un periodo variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento.

Atendiendo a la longevidad de las semillas, es decir, el tiempo que las semillas permanecen viables, pueden haber semillas que germinan, después de decenas o centenas de años; se da en semillas con una cubierta seminal dura como las leguminosas. El caso más extremo de retención de viabilidad es el de las semillas de *Nelumbo nucifera* encontradas en Manchuria con una antigüedad de unos 250 a 400 años. En el extremo opuesto tenemos las que no sobreviven más que algunos días o meses, como es el caso de las semillas de arce (*Acer*), sauces (*Salix*) y chopos (*Populus*) que pierden su viabilidad en unas semanas; o los olmos (*Ulmus*) que permanecen viables 6 meses. En general, la vida media de una semilla se sitúa entre 5 y 25 años (Santamarina y Cols., 1997).

2.2.2.2 Factores externos

Entre los factores ambientales más importantes que inciden en el proceso de germinación están: agua, gases, temperatura y luz.

✧ El agua

El primer paso para que se inicie la germinación es el proceso de absorción de agua, llamado imbibición de la semilla (figura 6). La hidratación de una semilla se produce en tres fases.

Fase I: Se lleva a cabo la absorción inicial del agua (imbibición) y es consecuencia de las membranas celulares y de las fuerzas ejercidas por los contenidos; ocurre tanto si la semilla está viable como si no lo está, si está latente o no. Es independiente de la actividad metabólica de la semilla, aunque ésta se inicia rápidamente con la entrada del agua.

Fase II: Corresponde a un periodo de rezago. Las semillas muertas y las latentes mantienen este nivel de hidratación. Para las semillas que no están latentes es un periodo de metabolismo activo que prepara la germinación; para las semillas latentes también es un periodo de metabolismo activo y para las muertas es un periodo de inercia.

Fase III: Está asociada con la germinación y sólo la presentan las células viables, no latentes. Durante esta fase obviamente hay actividad metabólica, incluyendo el inicio de la movilización de las reservas almacenadas (Moreno, 1996). Cabe mencionar que, el agua es necesaria para la rehidratación de las semillas, un exceso de la misma actuaría desfavorablemente para la germinación, pues dificultaría la llegada de oxígeno al embrión (Santamarina y Cols., 1997).

✧ **Los gases**

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂. De esta forma el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas.

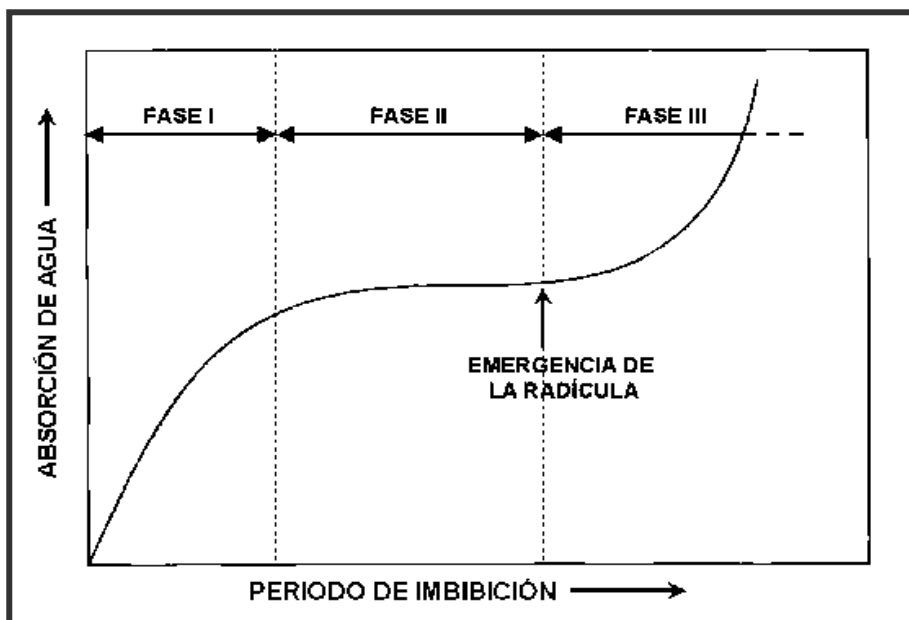


Figura 6: Esquema de las fases de la imbibición de agua por una semilla, medida mediante el incremento en peso fresco durante el proceso de germinación

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

Dicha energía se obtiene generalmente por procesos de oxidación, en la presencia o ausencia de oxígeno (respiración y fermentación respectivamente). Comprenden un intercambio de gases, una liberación de bióxido de carbono en ambos casos y una entrada de oxígeno en el caso de la respiración. Por tanto, la germinación es afectada por la composición de los gases circundantes. La mayoría de las semillas germina en una atmósfera que contenga 20% de oxígeno y un bajo porcentaje de bióxido de carbono (0.03%). La mayoría de las semillas presentará valores menores de germinación si la tensión de oxígeno disminuye. En cambio, la mayoría de las semillas no germinará si aumenta mucho la tensión del bióxido de carbono (Moreno,1996).

Para que la germinación tenga éxito, el oxígeno disuelto en el agua de imbibición debe llegar hasta el embrión, sin embargo la cantidad de oxígeno disminuye a medida que aumenta la disponibilidad de agua en la semilla.

A todo lo anterior hay que añadir que la temperatura modifica la solubilidad del oxígeno en el agua que absorbe la semilla, siendo menor la solubilidad a medida que aumenta la temperatura.

✕ **Temperatura**

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación; además, afecta la actividad metabólica celular, la absorción de agua y nutrientes, el intercambio gaseoso, la producción y gasto de carbohidratos y los reguladores del crecimiento, entre otros (Samaniego y Cols., 2002).

Las semillas sólo germinan dentro de un cierto rango de temperatura, y varía de una especie a otra. La temperatura mínima es aquella donde la germinación no se produce, y la máxima aquella por encima de la cual se anula igualmente el proceso. La temperatura óptima, intermedia entre ambas, puede definirse como la más adecuada para conseguir el mayor porcentaje de germinación en el menor tiempo posible.

Por otra parte, se sabe que la alternancia de las temperaturas entre el día-noche actúan positivamente sobre las etapas de la germinación. Por lo que el óptimo térmico de la fase de germinación y el de la fase de crecimiento no tienen por que coincidir. Así, unas temperaturas estimularían la fase de germinación y otras la fase de crecimiento.

Esta alternancia de temperaturas es muy parecida a la que ocurre en la naturaleza diariamente, pues existen diferencias entre el día y la noche; este rango varía según la estación del año, la latitud y también en función del microambiente, según esté más o menos sombreado.

✧ Luz

Muchas semillas silvestres tienen comportamientos diferenciales con respecto a la luz. Existen aquellas que sólo germinan en la oscuridad, aquellas que sólo germinan bajo luz continua, otras que requieren de un periodo breve de iluminación para germinar y otras más que son indiferentes a la presencia de luz u oscuridad. Al igual que en el caso de las temperaturas alternantes, las semillas encuentran en la naturaleza ambientes lumínicos muy diversos: bajo la vegetación, en un hueco, bajo la hojarasca, bajo tierra, etcétera (Moreno, 1996).

Ecológicamente la luz es un factor de gran importancia. Determina la posición en el suelo donde va a germinar una semilla; controla la germinación bajo el dosel de las ramas de los árboles, y al interactuar con la temperatura participa en el control estacional del rompimiento de la latencia. Algunas semillas sólo requieren luz para germinar cuando están recién colectadas, mientras que en otras este efecto persiste hasta por un año y en otras más, se desarrolla durante el almacenamiento. Por lo tanto, es un factor en el cual la edad de la semilla también es determinante (Moreno, 1996).

2.2.3 Metabolismo de la germinación

Tres rutas respiratorias, glucólisis, ciclo de las pentosas fosfato y ciclo de Krebs son funcionales en las semillas embebidas. Estas tres rutas producirán una serie de compuestos intermediarios del metabolismo vegetal, así como

considerables cantidades de energía y poder reductor. El objetivo principal del proceso respiratorio es la formación de ATP y pirimidín nucleótidos, necesarios para la intensa actividad metabólica que tiene lugar durante la germinación.

La semilla seca muestra una escasa actividad respiratoria, aumentando el consumo de oxígeno, después de iniciada la imbibición. A partir de este momento el proceso respiratorio de las semillas puede dividirse en cuatro fases, (figura 7) descritas por Santamarina y Cols., en 1997.

Fase I: Se caracteriza por un rápido incremento en la respiración, que generalmente se produce antes de transcurridas 12 h desde el inicio de la imbibición. El aumento en la actividad respiratoria es proporcional al incremento de la hidratación de los tejidos.

Fase II: La actividad respiratoria se estabiliza entre las 12 y 24 h desde el inicio de la imbibición. Probablemente las cubiertas seminales, que todavía permanecen intactas, limitan la entrada de oxígeno. La eliminación de la testa puede acortar o anular esta fase.

Fase III: Se produce un segundo incremento en la actividad respiratoria, que se asocia a la mayor disponibilidad de oxígeno, como consecuencia de la ruptura de la testa producida por la emergencia de la radícula. Otro factor que contribuye a ese aumento es la actividad de las mitocondrias, recientemente sintetizadas en las células del eje embrionario.

Fase IV: En esta última fase tiene lugar una acusada disminución de la respiración, que coincide con la desintegración de los cotiledones, después de que han exportado las reservas almacenadas.

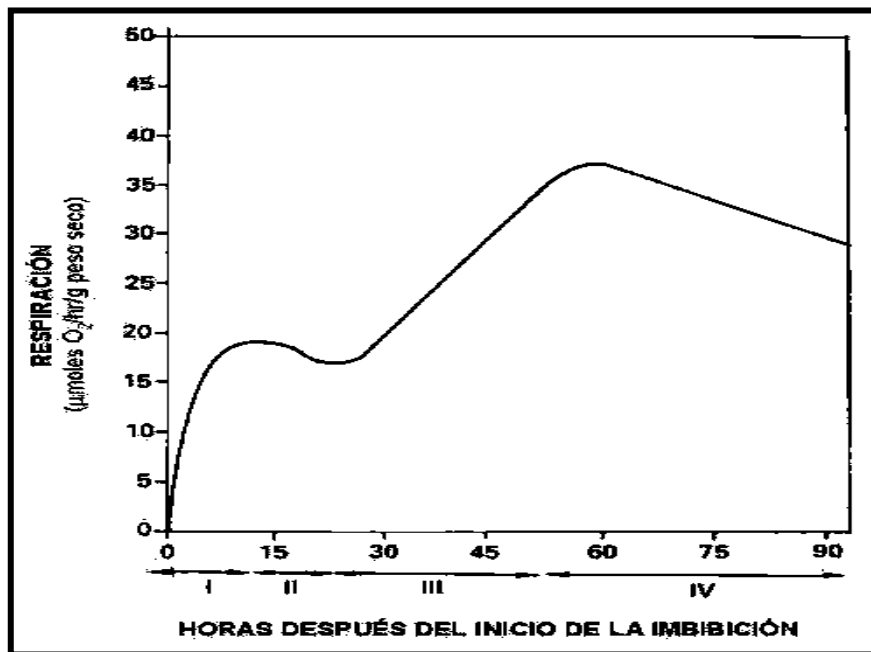


Figura 7. Evolución de la actividad respiratoria durante la germinación de las semillas de guisante (*Pisum sativum*)

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

2.2.4 Movilización de reservas

Durante la imbibición se inicia un metabolismo muy activo (respiración y síntesis de proteínas) que está asociado con la hidratación de las enzimas. Todo este proceso comprende cambios químicos muy complejos. Son de tres tipos básicamente: el rompimiento o degradación de ciertos compuestos presentes en las semillas, el transporte de materiales de una parte de la semilla a otra, principalmente del endospermo al embrión o de los cotiledones a las partes en crecimiento, y por último la síntesis de nuevos materiales a partir de los que fueron degradados, por lo que ocurre la movilización de reservas (Moreno, 1996).

La síntesis de protoplasma y de nuevas paredes celulares forma parte de este crecimiento del eje embrionario. Requiere de una respiración activa en la cual se utilizan las reservas de carbohidratos, lípidos y proteínas que estaban almacenados. Generalmente el eje embrionario tiene suficientes reservas para satisfacer sus necesidades inmediatas, pero pronto es necesario usar las reservas almacenadas en el endospermo.

En esta semilla de cebada, el embrión se encuentra en un extremo y el resto de la semilla está formada por el endospermo que son células muertas llenas de granos de almidón y de algunas proteínas, ver figura 8.

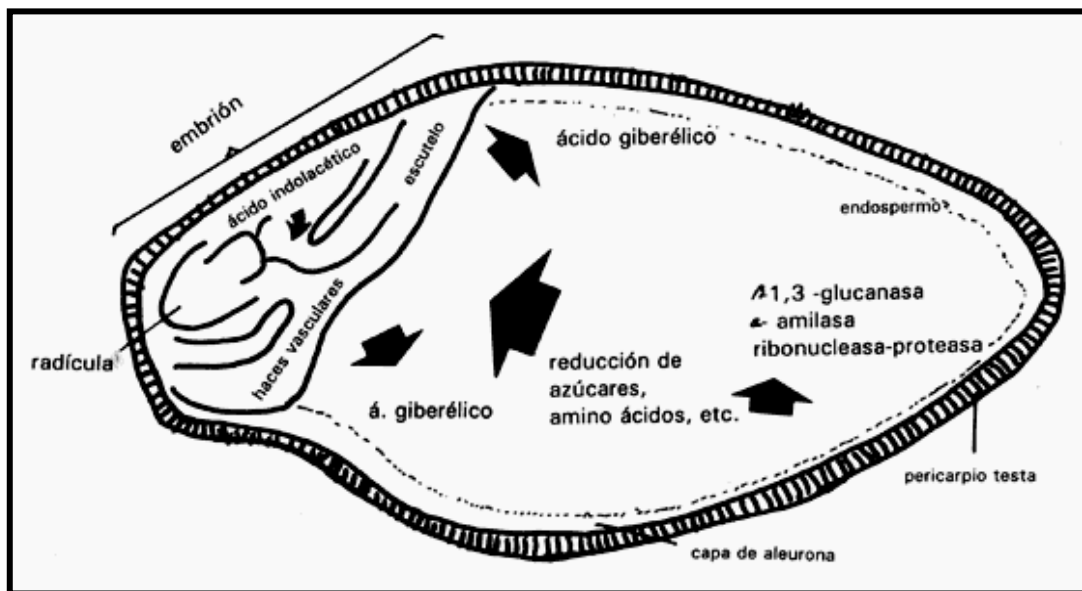


Figura 8. Diagrama del corte longitudinal de un grano de cebada que muestra la actividad que se desarrolla en diferentes regiones de la semilla con respecto a las hormonas, enzimas y algunos de los productos de la acción de las enzimas

Fuente: Moreno, 1996.

Poco tiempo después de que el embrión ha iniciado la germinación, el endospermo se empieza a disolver. Las paredes celulares se degradan, las reservas en forma de proteínas se hidrolizan para formar aminoácidos y el almidón también se hidroliza para formar azúcares reducidos, los cuales se convierten en sacarosa para ser transportados al embrión.

Todo este proceso se lleva a cabo mediante las enzimas secretadas por la capa de aleurona que rodea al endospermo. Las enzimas son β amilasa, proteasa, ribonucleasa y β -1,3- glucanasa, que ataca la hemicelulosa de las paredes. Todas ellas son secretadas hacia el endospermo y en sólo 3 o 4 días lo licuan totalmente.

Este proceso es controlado por el embrión, que usa ácido giberélico, el cual fue previamente sintetizado por el eje embrionario, para mandar señales a la capa de aleurona. Veinticuatro horas después, el escutelo (proyección del eje embrionario en las gramíneas) también empieza a sintetizarlo. En experimentos hechos con semillas a las que se les ha quitado el embrión, no se desencadena este proceso, pero si a estas semillas se agrega un poco de ácido giberélico diluido, la capa de aleuronas empieza a secretar enzimas (Moreno, 1996).

Por último, la entrada de agua a la semilla, el incremento en la respiración y los cambios bioquímicos descritos culminan primero en la germinación y por tanto en el crecimiento del embrión y posteriormente en el desarrollo y crecimiento de la plántula.

2.3 Dormancia de semillas

Existen numerosas razones por las que una semilla no germina en un periodo corto de tiempo, aún teniendo las condiciones ambientales a su favor. Por lo

que, al estado en que se encuentra una semilla viable sin que germine, aunque disponga de suficiente humedad para embeberse, una aereación similar a la de las primeras capas de un suelo bien ventilado, y una temperatura que se encuentre entre 10° y 30°C, se le llama dormición, y que es sinónimo de dormancia, letargo, latencia, reposo y vida latente (Camacho, 1994).

Ahora bien, una de las principales limitantes del chiltepín para su explotación comercial es la baja germinación de su semilla, que en condiciones naturales es inferior al 5% durante el primer mes después de la siembra. Lo anterior se debe a que la semilla contiene cera epicuticular, inhibidores naturales y una capa externa dura que la hace impermeable, limitando la absorción de humedad; esto favorece la supervivencia de la especie en su hábitat natural ya que aunque exista humedad, no todas las semillas germinan a la vez; lo que hace un proceso largo y limitado. Se cree que el tracto digestivo de las aves que consumen los frutos promueve la germinación en poblaciones de plantas silvestres (Rodríguez y Cols., 2003).

2.3.1 Causas

La dormancia de una semilla se relaciona con factores internos y externos a ella, como lo son la temperatura, la humedad, la dureza de su cubierta, su genética, maduración y características que hacen la diferencia entre ellas, Camacho en 1994 menciona los mecanismos causantes de la dormancia.

- a) Impermeabilidad al agua
- b) Baja permeabilidad a los gases
- c) Resistencia mecánica al crecimiento del embrión
- d) Permeabilidad selectiva a los reguladores del crecimiento
- e) Bloqueos metabólicos
- f) Presencia de inhibidores

-
- g) Embriones rudimentarios
 - h) Adquisición de mecanismos inhibidores

2.3.2 Tipos

En la tabla 6, se presenta la clasificación de los tipos de dormición. Es posible suponer que las semillas de chiltepín poseen dormición mixta entre física y fisiológica, ya que como lo indica Rodríguez y Cols. en el año 2003 las semillas de chiltepín contienen cera epicuticular y una capa externa dura que la hace impermeable al agua, además de contener inhibidores naturales que mantienen a dichas semillas en dormición.

2.3.3 Importancia de la dormición

La dormición es de gran importancia en la ecología de las semillas, pues permite mejorar la distribución de la germinación en el tiempo y en el espacio. En el primer caso, la germinación se alarga. Ciertas semillas muestran diferente grado de profundidad de latencia y poco a poco van saliendo de ella. Dentro de la población de semillas esto provoca una germinación irregular a través del tiempo. Se habla de germinación simultánea cuando la mayor parte de la población germina en un corto periodo y continua cuando se extiende a lo largo de un lapso mayor.

En una curva de la germinación de una especie, la pendiente de la curva estaría cerca de la vertical cuando la germinación fuera simultánea y mucho más acostada cuando fuera continua. En el segundo caso, las semillas se dispersaron en un ambiente heterogéneo y por tanto la población se encuentra sujeta a diferentes condiciones y factores ambientales. En algunos sitios las condiciones o requerimientos para romper la dormancia y germinar se

satisfacerán más rápidamente, produciendo un patrón diferencial de germinación (Moreno, 1996).

Tabla 6. Clasificación de los tipos de dormición

Tipo de dormición		Causas	Exigencias para la germinación	Ejemplo
Dormición física		Impermeabilidad de la testa al agua	Perforación de la testa	<i>Gledichia spp.</i>
Dormición química		Presencia de inhibidores en la cubierta externa	Eliminación de la cubierta o de los inhibidores	<i>Fraxinus rinchophylla</i>
Dormición mecánica		Resistencia de las cubiertas al crecimiento del embrión	Debilitamiento de las cubiertas	<i>Eleagnus angustifolia</i>
Dormición morfológica		Presencia de embriones rudimentarios	Temperatura y humedad	<i>Elaeis guineensis</i>
Dormición fisiológica	Fisiológica leve	Bloqueos metabólicos y baja permeabilidad de las cubiertas a los gases	Luz, temperaturas, almacenamiento en seco, daño a las cubiertas, reguladores del crecimiento o un periodo corto de enfriamiento en húmedo	<i>Impatiens balsamina</i>
	Fisiológica intermedia		Un periodo mas largo de enfriamiento en húmedo que puede acortarse con otros tratamientos	<i>Acer negundo</i>
	Fisiológica profunda		Enfriamiento en húmedo	<i>Acer tataricum</i>
Dormición morfofisiológica		Embriones rudimentarios y dormición fisiológica que afecta tanto la germinación, como el crecimiento de las plantas	Combinación de enfriamiento en húmedo con estratificación cálida	<i>Virburnum opulus</i>
Dormición morfofisiológica intermedia			Un periodo cálido seguido de uno frío	<i>Aralia mandshurica</i>
Dormición morfofisiológica profunda			Un periodo cálido seguido de uno frío	<i>Panax ginseng</i>
Dormición morfofisiológica profunda epicotilar		Ídem, con inhibición del crecimiento del tallo	Un periodo cálido seguido de uno frío	<i>Viburnum opulus</i>
Dormición morfofisiológica profunda doble		Ídem, con inhibición del crecimiento del tallo y la raíz	Periodo cálido para el desarrollo de la raíz y otro de frío para liberar el crecimiento del tallo	<i>Trillium spp.</i>
Dormición morfofisiológica intermedia compleja		Embrión rudimentario que requiere frío para crecer	Un periodo prolongado de enfriamiento en húmedo	<i>Aralia continentalis</i>
Dormición morfofisiológica profunda compleja		Ídem	Ídem	<i>Tulipa tarda</i>

Fuente: Camacho, 1994.

El mecanismo de la dormición permite a las semillas distinguir un buen sitio para germinar. Por ejemplo, las semillas que requieren luz para germinar, no lo harán cuando estén enterradas en el suelo o cuando haya plantas que les den sombra. Así, a través del mecanismo de la dormancia las semillas perciben información de las condiciones ambientales externas, inclusive de la época del año (Moreno, 1996).

2.4 Las giberelinas para vencer dormancia

Los procesos de crecimiento y desarrollo de los vegetales están controlados básicamente por tres tipos de factores: génicos, hormonales y ambientales (García y Cols., 2004).

Se entiende por fitohormonas aquellas sustancias orgánicas que son sintetizadas en un determinado lugar de la planta y se translocan a otro, donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo ó metabolismo del vegetal (http://perso.wanadoo.es/pedrogruen/hormonas_vegetales_y_reguladores.htm).

Cada vez hay más estudios que apoyan la hipótesis de que las fitohormonas tienen un papel importante en la regulación de la dormancia en las semillas. Los estudios se basan en la aplicación exógena de hormonas, así como en establecer los niveles hormonales endógenos, y en observar su relación con un determinado estado de dormancia (Santamarina y Cols., 1997).

Se conocen cinco grupos principales de hormonas vegetales o fitohormonas, las auxinas, citocininas, giberelinas, etileno y ácido abscísico, cuyos efectos se traducen al crecimiento y desarrollo de cada vegetal. Sin embargo, existen otras sustancias que eventualmente pueden clasificarse como fitohormonas son: las

poliaminas, los jasmonatos, el ácido salicílico, los brasinosteroides, y la sistemina ([http://perso.wanadoo.es/pedrogruen/hormonas _vegetales_y_regu ladores.htm](http://perso.wanadoo.es/pedrogruen/hormonas_vegetales_y_reguladores.htm) y Santamarina y Cols., 1997).

Cuando la planta germina, comienzan a actuar las fitohormonas que regulan su crecimiento desde esa temprana fase: las llamadas giberelinas, son las que gobiernan varios aspectos de la germinación; cuando la planta emerge a la superficie, se forman las fitohormonas llamadas auxinas, las que aceleran su crecimiento vertical, y, más tarde, comienzan a aparecer las citocininas, encargadas de la multiplicación de las células y que a su vez ayudan a la ramificación de la planta (Parra, 2002). Rojas en 1987, comenta que existe evidencia suficiente para postular dos hechos básicos sobre la acción fundamental de las fitohormonas.

- A. Las fitohormonas no actúan directamente a nivel del organismo sino de la célula, por ejemplo sobre la mitosis, el alargamiento celular, etc.
- B. La acción básica de las fitohormonas (figura 9) ocurre sobre los ácidos nucleicos a nivel de la transcripción del mensaje (ADN → ARN) o de su traducción (ARN → aminoácido).

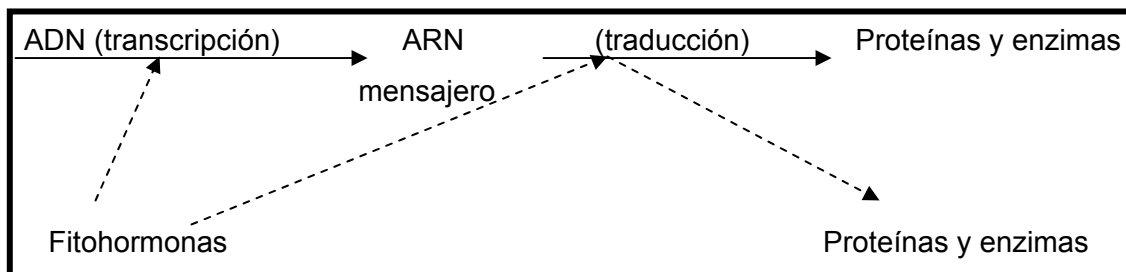


Figura 9. Mecanismo de acción a nivel celular de las fitohormonas

Fuente: Rojas, 1987.

2.4.1 Estructura química

Se conocen más de 125 giberelinas diferentes, siendo los más comunes: GA₁, GA₃, GA₄, GA₇ y GA₉.

En la figura 10, se presenta las estructuras de tres tipos de giberelinas, siendo el ácido giberélico el más conocido y usado.

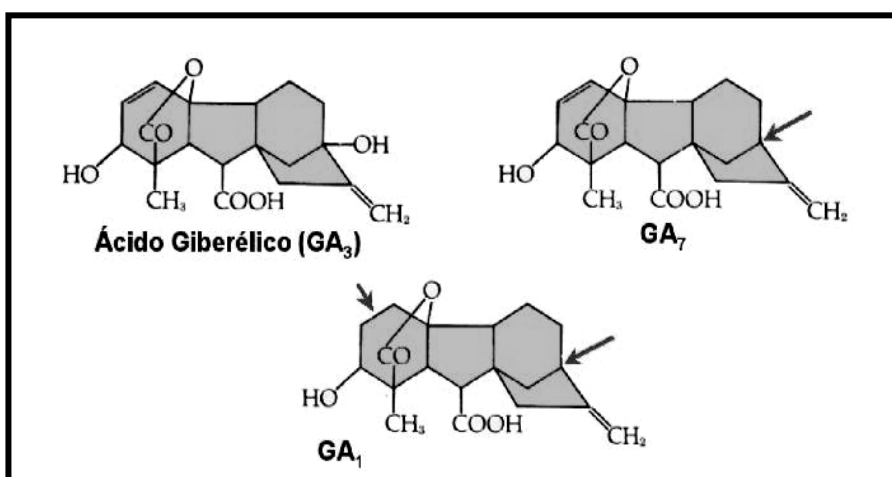


Figura 10. Estructura de tres giberelinas: GA₁, GA₃, y GA₇

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

2.4.2 Funciones

Las funciones que llevan a cabo las fitohormonas en la planta, se pueden resumir en los siguientes puntos (Santamarina y Cols., 1997).

- Incrementan el crecimiento en los tallos
- Interrumpen el periodo de dormancia de las semillas, haciéndolas germinar y movilizan las reservas en azúcares
- Inducen la brotación de yemas

-
- d. Promueven el desarrollo de los frutos
 - e. Estimulan la síntesis de RNAm (RNA mensajero)
 - f. Sustituyen las necesidades de frío o de día largo requeridas por muchas especies para la floración
 - g. Inducen la partenocarpia en algunas especies de frutales
 - h. Retrasan la maduración de ciertos frutos, especialmente los cítricos

2.4.3 La inducción de la germinación en las semillas

Entre las fitohormonas del crecimiento que presentan las semillas, están las giberelinas que inducen la germinación (Ramírez y Cols., 2003), pero en el caso de la semilla de chiltepín limitan este proceso al encontrarse en condiciones naturales en concentraciones bajas (García y Cols, 2004).

Estudios indican que tanto los niveles endógenos y exógenos de citocininas y giberelinas disminuyen al entrar la semilla en fase de dormancia, y aumentan al salir de la misma. Esto explicaría que la aplicación exógena de ácido giberélico en un lote de semillas de chiltepín al momento de ser embebidas en agua, estimula una germinación prematura, comparándolas con un lote de semillas que solo fueron embebidas en agua.

Específicamente, las giberelinas aumentan la elongación celular, haciendo posible que las raíces puedan atravesar las cubiertas de la semilla (Santamarina y Cols., 1997).

2.4.4 Impedimentos de la germinación

En muchas semillas existe un equilibrio entre inhibidores y promotores del cual depende la germinación, por ejemplo el equilibrio ABA/AG (ácido

abscísico/ácido giberélico), considerado como uno de los factores más comunes en el proceso de letargo-germinación (Rojas, 1987).

En el proceso de la germinación de semillas, las giberelinas tienen un papel básicamente estimulador mientras que el ácido abscísico normalmente actúa como inhibidor. El ejemplo más típico de lo que acabamos de comentar se da en las semillas de cereales. En estas semillas las giberelinas favorecen la germinación estimulando la transcripción de genes que codifican enzimas hidrolíticas (fundamentalmente α -amilasa). El ácido abscísico sin embargo inhibe la transcripción de α -amilasa (<http://www.ujaen.es/dep/bioani/Aba%20y%20giberelinas.pdf>).

Por lo que, se ha propuesto que las giberelinas, citocininas e inhibidores son reguladores necesarios tanto de la dormancia como de la germinación. Ello explicaría toda una serie de situaciones fitohormonales en las semillas aparentemente anómalas, como son la dormancia en presencia de promotores, o la germinación en presencia de inhibidores; tales situaciones hormonales se pueden observar en la figura 11 (Santamarina y Cols., 1997).

El ácido abscísico (ABA), se caracteriza por inhibir muchos fenómenos de crecimiento en las plantas superiores, y específicamente, por estar asociado a la dormancia de yemas y semillas, así como también por causar la caída de las hojas. Entre las funciones que desempeña en la planta, y que están relacionadas con la maduración y protección de las semillas; es que junto con las giberelinas, controla la dormición de las semillas que necesitan un estímulo para germinar, además del agua. Si el cociente ABA/GA es alto, esto inhibe la germinación.

Sin embargo, cuando este se invierte tras embeber las semillas en un ambiente determinado, como baja temperatura o iluminación, se dispara la germinación (Santamarina y Cols., 1997).

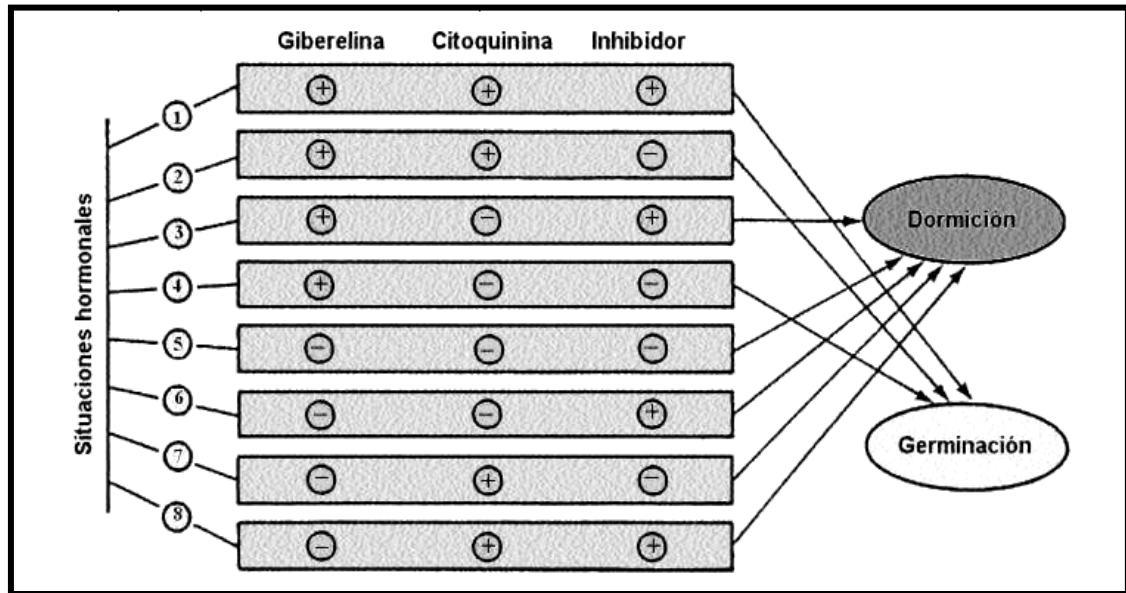


Figura 11. Situaciones hormonales, que dependiendo de la presencia o ausencia de promotores e inhibidores de crecimiento, resultan en la dormición o germinación de las semillas

Fuente: Santamarina y Cols., 1997.

III. MATERIALES Y MÉTODO

3.1 Material biológico

El material biológico fueron semillas de chiltepín recolectadas en la zona suburbana oriente de Cd. Obregón, las cuales estaban fisiológicamente maduras, es decir, frutos rojos y frescos; después de su recolección manual se conservaron en bolsas de plástico y fueron transportados hacia los laboratorios LV-700, donde se llevaron a cabo los tratamientos con las tres diferentes dosis de ácido giberélico entre 25 y 30°C.

3.2 Localización del área de estudio

Esta investigación se realizó en dos lugares, primero en los laboratorios LV-700 del Instituto Tecnológico de Sonora, Unidad Nainari, donde se llevó a cabo los tratamientos con ácido giberélico y posteriormente se etiquetaron, y fueron llevados a un invernadero artesanal donde se realizó la siembra y la recolección de los resultados hasta el final del proyecto. La etapa experimental duró 50 días posteriores a la siembra.

3.3 Tratamientos con ácido giberélico

En la tabla 7 se muestran los tratamientos, las concentraciones que se utilizaron y los experimentos totales considerando tres repeticiones y 20 unidades experimentales por cada tratamiento.

Tabla 7. Tratamientos con ácido giberélico utilizados en el experimento

Tratamiento	Producto	Concentración	Experimentos totales
1	Agua	0 ppm	60
2	Ac. Giberélico	2000 ppm	60
3	Ac. Giberélico	3000 ppm	60
4	Ac. Giberélico	4000 ppm	60

El ácido giberélico se obtuvo del producto comercial llamado Biogib que contiene 10% de ácido giberélico como compuesto activo, la cual es una sustancia clasificada como regulador de crecimiento, utilizado para estimular la germinación de semillas y yemas (Rojas, 1987).

3.4 Diseño experimental utilizado

En esta investigación el diseño experimental que se utilizó fue el método unifactorial con distribución completamente al azar, para el análisis de los datos se usó el programa Statgraphics plus versión 5.1 para Windows, con un nivel de significancia del 5%.

3.5 Variables a evaluar

En la tabla 8 se muestran las variables que fueron evaluadas.

Tabla 8. Variables a evaluar en el proyecto

No. de variable	Variable a evaluar
1	Número de semillas germinadas en cada tratamiento incluyendo al testigo en un periodo de 50 días.
2	Alturas de las plántulas por cada tratamiento en un periodo de 50 días.

3.6 Siembra

En la siembra se utilizó como sustrato musgo humedecido para el llenado de las charolas de unicel, las cuales constaron de 10 cavidades por cada tratamiento con dimensiones de 2 cm cuadrados por 5 cm de profundidad; se colocarán dos semilla a menos de 1 cm de profundidad por cada cavidad del semillero y se procedió a cubrir con una capa del mismo sustrato, evitando prensar demasiado para favorecer la emergencia de las plántulas. El semillero se estibó y se envolvió con un plástico para acelerar la germinación; a los cinco días de la siembra, se destaparon y se distribuyeron en un pequeño invernadero, el cual estaba cubierto de una malla con un sombreado del 30%. Las dimensiones del pequeño invernadero fueron de 2 m de largo por 1.50 m de alto y 2m de ancho.

3.7 Fechas de siembra y condiciones medio ambientales

La primera siembra del proyecto se llevó a cabo el 19 de noviembre del año 2004 y finalizó el 8 de enero del 2005, la segunda siembra empezó el 9 de enero del año 2005 y finalizó al 28 de febrero del mismo año y la tercera siembra del proyecto se realizó el 9 de febrero y terminó para el 31 de marzo. Las condiciones ambientales de temperatura promedio mensual que fueron registradas por la Comisión Nacional del Agua en Ciudad Obregón, Sonora, son

20.0, 18.2, 19.0 y 18.6 para los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2004-2005 respectivamente.

3.8 Preparación de soluciones analíticas

3.8.1 Soluciones de ácido giberélico

Cada una de las concentraciones se obtuvo a partir de una solución madre para la cual se disolvieron 5 g de producto Biogib que contiene 10% de ácido giberélico en 100 ml con lo que se obtiene una concentración inicial de 5000 ppm. De ahí se tomaron 20 ml y se aforaron a 50 ml con lo que se obtuvo el tratamiento numero dos de 2000 ppm. De igual manera a partir de la solución madre se tomó 30 ml y se aforó a 50 ml, consiguiéndose una concentración de 3000 ppm. Y para el tratamiento cuatro se tomaron 40 ml de la solución madre y se aforó a 50 ml, con lo cual se logró obtener la concentración de 4000 ppm de ácido giberélico.

3.8.2 Solución con nutrientes

Debido a que el sustrato que se utilizó era pobre en nutrientes, se auxilió a la planta con fertilización en el agua de riego, 200 partes de nitrógeno, 100 de fósforo y 200 de potasio (200-100-200 NPK). Como fuentes de fertilizante, se utiliza urea para el nitrógeno; MAP (ácido monofosfatado) para el fósforo y nitrato de potasio para potasio. Los riegos con agua fertilizada fueron dos veces por semana.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se trataron semillas de chiltepín (*Capsicum frutescens*) con ácido giberélico a diferentes concentraciones, para vencer la dormancia e incrementar el porcentaje de germinación con respecto al testigo, además se evaluó el efecto de este ácido sobre las alturas de las plántulas.

4.1 Evolución del número de semillas germinadas en función del tiempo

La aparición de la radícula o raíz embrionaria es el evento que evidencia el fenómeno de la germinación (Mundarain y Cols, 2005) que resulta cuando el embrión adquiere el metabolismo necesario para iniciar el crecimiento y transcribir las porciones del programa genético que lo convertirán en una planta adulta, en esta investigación la evidencia de la germinación se presentó al momento de la salida del epicótilo, en la figura 12 se muestran las primeras plántulas que geminaron. Desde la germinación, la radícula mostró un crecimiento constante y vertical con una raíz principal o pivotante con abundante ramificación y raíces secundarias que favorece la absorción de aguas y minerales para su crecimiento.



Figura 12. Primeras plántulas de la germinación de semillas de chiltepín

Las primeras evidencias de germinación se presentaron al onceavo día para la primera siembra, octavo día para la segunda y octavo día para la tercera siembra; en la primera siembra fue con el tratamiento de 4000 ppm, en la segunda siembra los tres tratamientos con ácido coincidieron y en la tercera el de 3000 ppm, con 5, 10 y 5% de germinación respectivamente.

En la figura 13 y 14 se presenta la primera siembra, donde es posible apreciar la evolución del proceso de germinación en un periodo de 50 días, se observa que con el tratamiento de 4000 ppm se obtiene la primera plántula y su proceso de germinación es más acelerado alcanzando el mayor número de semillas germinadas a los 20 días con 14 plántulas (75%). Aún así, un 75% sigue siendo menor que porcentajes entre 97-99% que se obtienen con semillas de cualquier otro chile que estén certificadas. En la figura 15 se presenta una fotografía de las tres siembras del proyecto a los seis días posteriores a la tercera siembra.

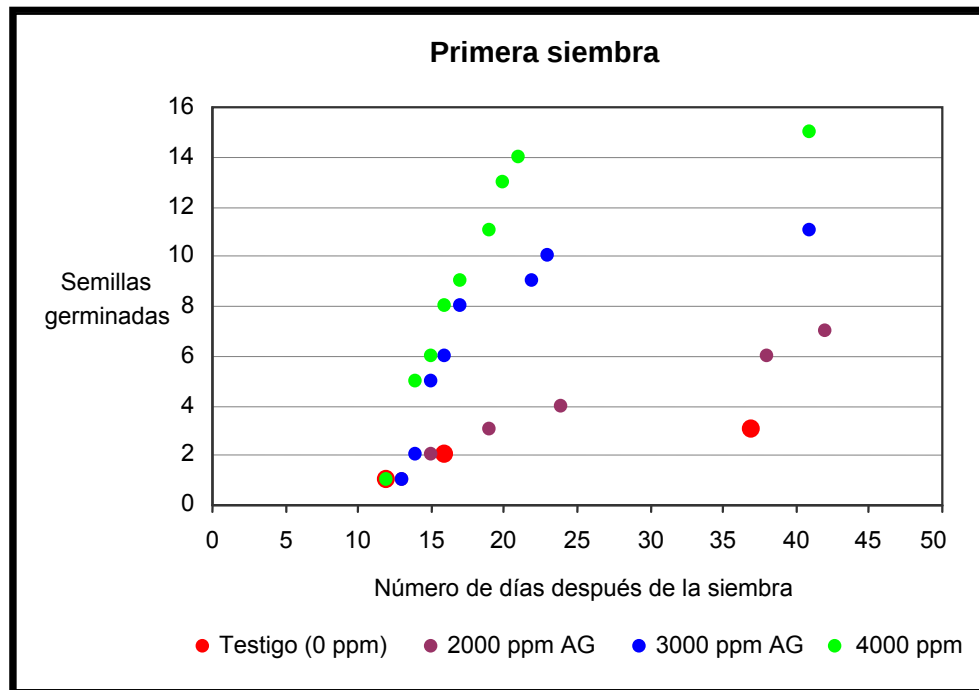


Figura 13. Primera siembra del proyecto con el testigo, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico



Figura 14. Fotografía de la primera siembra con semillas de chiltepín tratadas con 0, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico

En la figura 16 y 17 se presenta la segunda siembra, donde resalta que las semillas tratadas con 4000 ppm de ácido presentan muy poca germinación al igual que el testigo, en esta siembra se alcanza la mayor germinación a las 25 días con 13 plántulas por el tratamiento de 3000 ppm.



Figura 15. Siembra 1, 2 y 3, el semillero superior representa la siembra 2, el de en medio a la siembra 1 y el inferior a la siembra 3 a los 6 días posteriores a su siembra

La variación que se presentó de 14 a 5 semillas germinadas en el tratamiento con 4000 ppm de la siembra 1 y 2 puede ser debido a varias razones que hace tomar en cuenta la viabilidad, estado de madurez, condiciones climatológicas y de almacenamiento como lo son la temperatura, aireación y humedad. Sin embargo en la tercera siembra se incrementó hasta 12 semillas germinadas tanto en el tratamiento con 3000 y 4000 ppm. Es importante tener en cuenta que si no se siembra inmediatamente es necesario conservar las semillas como los resultados de Bonilla y Cols (1999), que determinan que el método de

secado a la sombra permite mayor longevidad de la semilla *Capsicum* y además que a 10°C muestra mayor pontencial para su conservación.

En la figura 18 se presenta el gráfico de la evolución de las semillas germinadas en la tercera siembra, donde se observa que la mayor germinación es lograda con el tratamiento de 3000 ppm con 12 plántulas a los 26 días.

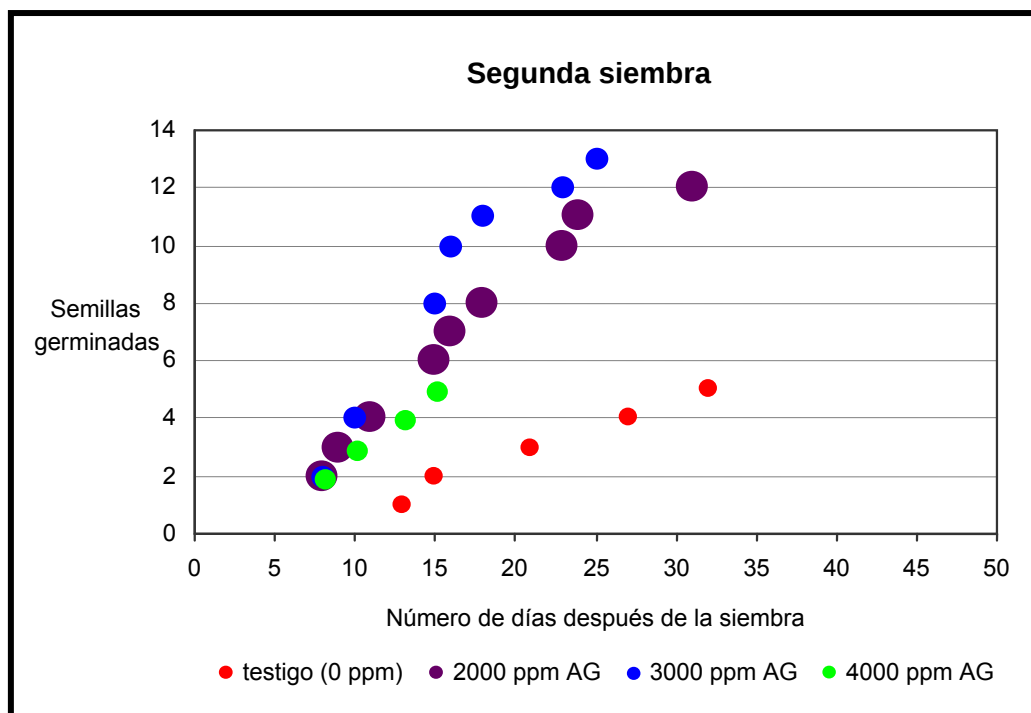


Figura 16. Segunda siembra del proyecto con el testigo, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico



Figura 17. Fotografía tomada de forma vertical, de la segunda siembra con semillas de chiltepín tratadas con 0, 2000, 3000 y 4000 ppm de ácido giberélico.

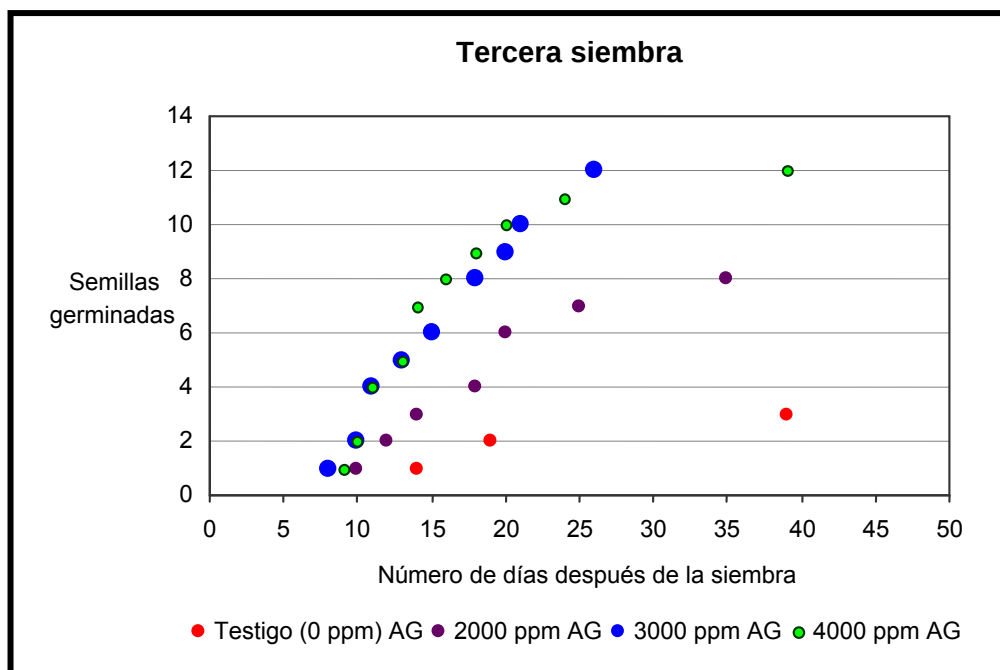


Figura 18. Tercera siembra con 4 tratamientos de ácido giberélico

4.2 Número y porcentaje de semillas germinadas

En la tabla 9 se dan a conocer el número y porcentaje de semillas de chiltepín germinadas en las tres siembras que se realizaron por cada tratamiento de ácido giberélico a los 50 días de siembra.

Tabla 9. Número y porcentaje de semillas germinadas de chiltepín en las tres siembras con 4 tratamientos de ácido giberélico.

Número de plántulas germinadas				
	Testigo (0 ppm)	2000 ppm	3000 ppm	4000 ppm
1 ^{era} siembra	3	7	11	15
2 ^{da} siembra	5	12	13	5
3 ^{era} siembra	3	8	12	12
Porcentaje de germinación				
	Testigo (0 ppm)	2000 ppm	3000 ppm	4000 ppm
1 ^{era} siembra	15	35	55	75
2 ^{da} siembra	25	60	65	25
3 ^{era} siembra	15	40	60	60
<i>Promedio</i>	<i>18.33</i>	<i>45.00</i>	<i>60.00</i>	<i>53.33</i>

Los tratamientos aplicados generaron porcentajes de germinación variados los cuales se muestran en la figura 19, donde se puede observar que el tratamiento con 0 ppm produjo el menor porcentaje de germinación en las tres siembras con una media de 18.33%, el promedio mayor alcanzado se obtuvo con el tratamiento de 3000ppm con un 60% el cual coincide con lo reportado por Barbara y Cols. (1993) que indican un rango de germinación en estado natural se encuentra entre 49 a 63%, de acuerdo con estos autores el nivel de germinación depende de la viabilidad de la semillas y a gases inhibidores como alcoholes, aldehídos y cetonas. Además se observó tras un análisis de medias para las tres siembras (Tabla 11) que el porcentaje de germinación fue

incrementándose hasta 3000 ppm disminuyendo en el tratamiento de 4000 ppm. Sin embargo, varios factores como temperatura, agua, oxígeno y presencia de luz influyen para que una semilla germine o no (Mundarain y Cols, 2005).

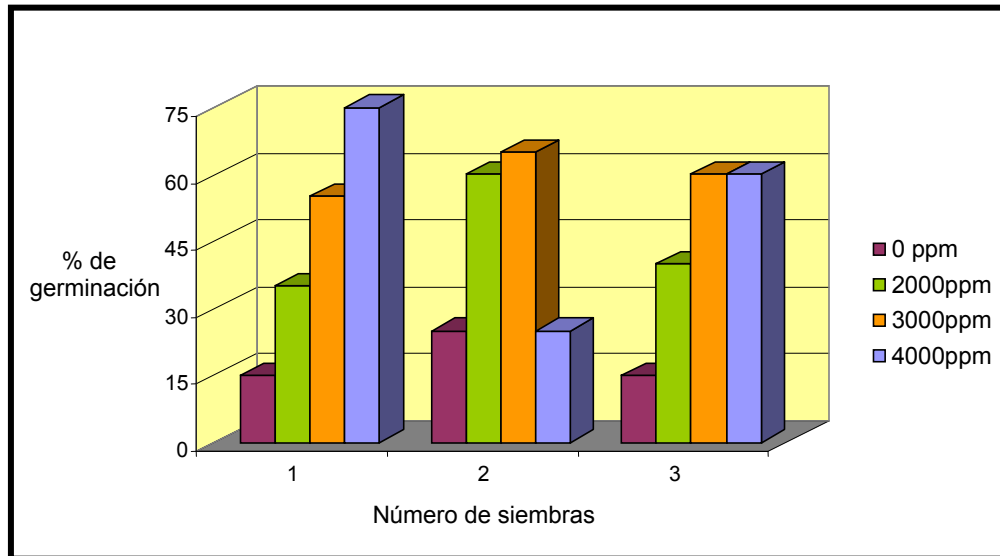


Figura 19. Porcentajes de germinación obtenidos con 4 tratamientos de ácido giberélico en tres siembras

Por lo anterior, se muestran claramente la influencia de la adición exógena de las giberelinas, notándose que el testigo presenta el menor porcentaje de germinación en las tres siembras realizadas y que los tratamientos que incluían ácido fueron los mejores resultados comparados con el testigo.

Por lo tanto existe un equilibrio entre inhibidores y promotores del cual depende la germinación, así pues, las giberelinas tienen un papel básicamente estimulador mientras que el ácido abscísico normalmente actúa como inhibidor. Santamarina y Cols. (1997), estudiaron las situaciones hormonales acerca de la presencia y/o ausencia de giberelinas, citocininas e inhibidores, observando

que los niveles endógenos y exógenos de giberelinas y citocininas disminuyen al entrar la semilla en fase de dormancia y aumentan al salir de la misma, esto explicaría que la aplicación exógena de ácido giberélico en solución a semillas de chiltepín resulta en la estimulación de la germinación, provocando un aumento en la elongación celular, haciendo posible que las raíces puedan atravesar las cubiertas de la semilla.

Rojas en 1987 reporta, que la aplicación de ácido giberélico produce un incremento pronunciado en la división celular, resultando en la germinación de la semilla. Estas giberelinas inducirían la degradación de las sustancias de reserva (almidón) para promover la formación del ARN correspondiente a la síntesis de las amilasas, con ello la semilla tendría suficientes carbohidratos simples para estimular el crecimiento del embrión.

Lo anterior también explica que la germinación del chiltepín en su estado natural requiera de largos periodos de tiempo y que representa aproximadamente el 5%, así como lo comenta Rodríguez y Cols, (2003) en Tamaulipas y que esto se debe a la dureza de la capa externa del chiltepín y la presencia de inhibidores naturales por lo que su explotación comercial es restringida y está dada casi en un 90% a la recolección silvestre.

En otras investigaciones realizadas por García y Cols., (2004) en dos localidades de Querétaro muestran que el testigo (0 ppm de ácido giberélico) alcanza hasta el 29.5% de germinación, en esta investigación como ya se mencionó el testigo alcanzó el 18.33%, esto puede ser debido a las variedades propias del chiltepín (*Capsicum frutescens*) distribuidas en el territorio y sin duda alguna a las condiciones climatológicas de cada territorio.

Por otra parte, los resultados del análisis de varianza se muestran en la tabla 10, donde se observa que efectivamente existe diferencia estadística significativa entre las concentraciones de ácido giberélico que se manejaron en el experimento, es decir, el ácido giberélico influye sobre la capacidad de germinación de la semilla, aumentando el porcentaje de germinación comparado con el tratamiento 1 (0 ppm). Sin embargo, esta prueba no refleja cual de los tratamientos es el mejor, para lo cual se ha recurrido al análisis de rangos múltiples de Duncan.

En la tabla 11 se muestran las medias en los porcentajes de germinación donde se muestra que el testigo tiene el menor valor y el tratamiento con 3000 ppm el mayor porcentaje de germinación.

Tabla 10. ANOVA del ácido giberélico para la variable germinación con 5% de significancia

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Media de cuadrados	F-Ratio	P-Value
Between groups	3008.33	3	1002.78	4.50	0.0395
Within groups	1783.33	8	222.917		
Total (Corr.)	4791.67	11			

En algunos casos se observa una gran disparidad de resultados, tal es el caso del tratamiento con 4000 ppm de ácido donde se obtuvo 75, 25 y 60% de germinación por las tres siembras respectivamente, resultando una media de 53% de germinación en dicho tratamiento debido al 25% que se obtuvo en la segunda siembra; otro caso fue el tratamiento de 2000 ppm con resultados de 35, 60 y 40% de germinación en las tres siembras del proyecto, por lo que arrojó una media de 60% de germinación.

Tabla 11. Medias de los porcentajes de germinación

Tratamiento con ácido giberélico	Media (%)
Blanco (0 ppm)	18.33
2000 ppm	45.00
3000 ppm	60.00
4000 ppm	53.33

Tomando en cuenta que existen factores intrínsecos y extrínsecos que no fueron controlados como lo fue, semillas no certificadas, la viabilidad de las semillas, grado de maduración de los frutos, temperaturas y lluvias, es posible atribuir estos factores como causantes de la no linealidad de estos resultados.

Al aplicar la prueba de intervalos múltiples de Duncan con 5% de significancia se determinó que efectivamente si hay diferencia estadística que hacen suponer que la adición de ácido giberélico fomenta el incremento del porcentaje de germinación, sin embargo, muestra que la adición de este ácido ya sea de 2000, 3000 o 4000 ppm posee el mismo efecto sobre esta variable. Entonces es posible suponer que, 1000 ppm de ácido entre cada tratamiento no hace la diferencia ante una respuesta, ver tabla 12.

Tabla 12. Análisis de rango múltiple de Duncan con una confiabilidad del 95%, para el efecto del ácido giberélico sobre la capacidad de germinación

Método Duncan: 95.0%			
Acido giberélico	Count	Media	Grupos homogeneos
0	3	18.3333	X
2000	3	45.0	XX
3000	3	53.3333	X
4000	3	60.0	X

Todo parecía indicar que el tratamiento 3 con 3000 ppm sería con el que se obtendría el mejor resultado (60%) estadístico, sin embargo en la agricultura es necesario tomar en cuenta los costos de producción, este análisis ayuda a ver que en vez de gastar en 20 g de esta hormona es posible lograr el mismo efecto con la mitad de este reactivo, aún así, es importante tener en cuenta que la variación de los resultados fue amplia, por ello la decisión de aplicar un tratamiento en específico es decisión propia.

4.3 Altura de las plántulas

En la tabla 13 se presenta las alturas máximas registradas de las plántulas de chiltepín en las tres siembras que se realizaron por cada tratamiento de ácido giberélico, al cabo de 50 días que duraron los experimentos; mientras que en la tabla 14 se presentan los promedios de alturas de cada siembra con lo cual se trabajó para el análisis de varianza.

En la figura 20 es posible observar que el tratamiento con 0 ppm de ácido presenta las menores alturas de plántulas, de ahí seguiría el tratamiento 2000 ppm y por último, las alturas mayores se discutirían entre las semillas tratadas con 3000 y 4000 ppm de ácido. Esto es posible justificarlo al igual con lo ya mencionado para la variable germinación, es decir, que la aplicación de ácido giberélico produce un incremento pronunciado en la división celular, y por consiguiente se refleja en mayor estructura vegetal. Por esto, la adición exógeno de ácido giberélico en solución fomentó la germinación y por ende el crecimiento de las plántulas.

Tabla 13. Altura de las plántulas de chiltepín por cada tratamiento y siembra.

Altura de las plántulas en (cm) por tratamiento				
	Testigo	2000 ppm	3000 ppm	4000 ppm
Primera Repetición (50 días)	5.0	7.2	7.3	6.5
	5.5	4.4	6.2	6.2
	2.8	5.0	8.1	6.5
		4.8	5.6	6.4
		3.6	5.0	5.8
		3.9	5.0	5.4
		4.2	5.7	5.6
			7.1	5.9
			6.8	5.6
			5.3	5.0
			4.0	5.0
				3.1
				5.1
				4.1
				3.0
Promedio	4.43	4.72	6.00	5.28
Segunda Repetición (50 días)	8.1	9.3	8.6	8.8
	5.8	8.4	8.1	9.8
	5.5	8.2	9.4	7.8
	3.8	7.8	8.4	8.1
	2.3	7.9	6.8	4.2
		7.6	6.3	
		6.3	7.1	
		4.8	6.4	
		4.7	6.1	
		4.5	5.7	
		3.8	6	
		2.1	2.5	
			3.9	
Promedio	5.10	6.28	6.56	7.74
Tercera Repetición (50 días)	7.5	8.7	9.3	8.9
	6.1	7.3	8.6	8.1
	1.1	7.6	8.5	9.2
		5.9	8.7	8.1
		6.1	7.6	8.6
		5.4	7.3	7.3
		4.2	6.9	7.8
		2.1	6.5	7.5
			5.3	6.5
			5.4	5.2
			4.2	4.3
			4.2	1.2
Promedio	4.90	5.91	6.87	6.89

Tabla 14. Promedio de las alturas en cada siembra por tratamiento.

	Promedio de alturas en (cm)			
	Blanco	2000 ppm	3000 ppm	4000 ppm
1 ^{era} siembra	4.43	4.72	6.00	5.28
2 ^{da} siembra	5.10	6.28	6.56	7.74
3 ^{era} siembra	4.90	5.91	6.87	6.89
<i>Promedio</i>	<i>4.81</i>	<i>5.64</i>	<i>6.48</i>	<i>6.64</i>

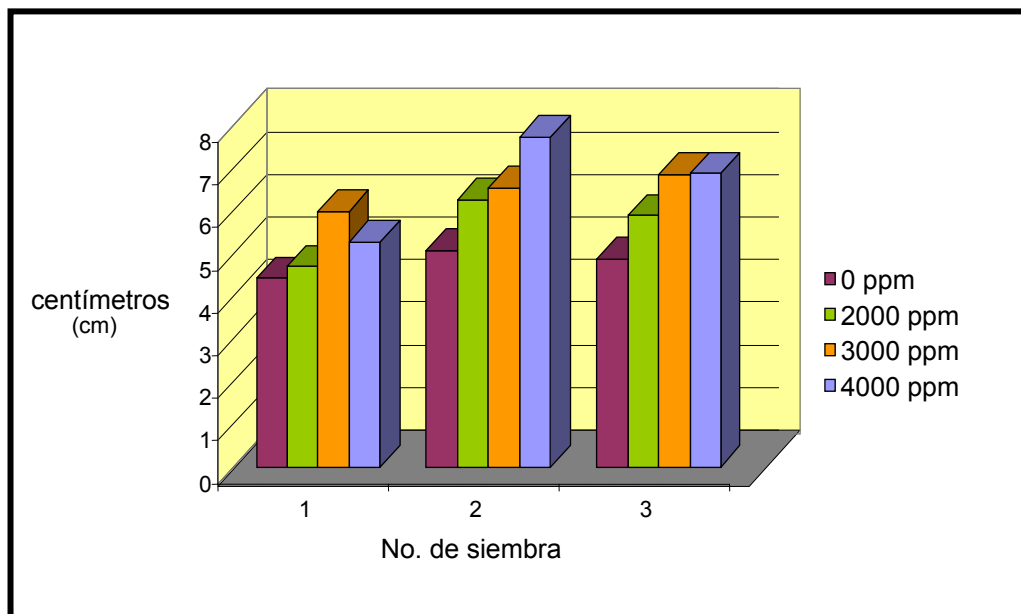


Figura 20. Presenta el promedio de las alturas de las plántulas de chiltepín por cada tratamiento y siembra

Los resultados arrojados por el análisis de varianza para la variable altura de las plántulas en semillas de chiltepín se muestran en la tabla 15, donde se observa que no existe diferencia estadística significativa entre las concentraciones de ácido giberélico que influyan sobre las alturas de las plántulas de chiltepín.

Tabla 15. ANOVA del ácido giberélico para la variable altura con 5% de significancia

Fuente de variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Media de cuadrados	F-Ratio	P-Value
Between groups	6.3968	3	2.13227	3.36	0.0757
Within groups	5.0764	8	0.63455		
Total (Corr.)	11.4732	11			

Al aplicar la prueba de intervalos múltiples de Duncan con 95% (tabla 16) de confianza se determinó que las plantas con menor altura eran las del testigo (tratamiento con 0 ppm de ácido y que al igual que en la variable de germinación, cualquiera de las tres dosis fomenta el mismo crecimiento de la planta; esto es posible explicarlo por las mismas consideración anteriores; es decir, el ácido giberélico aporta un efecto positivo sobre el crecimiento celular, este veloz crecimiento es resultado tanto del número mayor de células formadas como del aumento en expansión de las células individuales, mediante la inducción de enzimas que debilitan las paredes celulares.

Tabla 16. Análisis de rango múltiple de Duncan con una confiabilidad del 95%, para el efecto del ácido giberélico sobre la altura de plántula.

Método Duncan: 95.0%			
Acido giberélico	Count	Media	Grupos homogeneos
0	3	4.81	X
2000	3	5.63667	XX
3000	3	6.47667	X
4000	3	6.63667	X

CONCLUSIÓN

El ácido giberélico influye sobre la capacidad de germinación, y sobre la altura de las plántulas, al provocar una estimulación en la división y elongación celular de los tejidos de la semilla. Se obtienen mayor número de plántulas y mayores alturas utilizando dicho ácido, en comparación con la germinación natural.

No hay diferencias entre las concentraciones de ácido utilizadas y en el porcentaje de germinación y en la longitud de las plántulas.

Esta investigación permite identificar al ácido giberélico como un factor para incrementar las poblaciones de chiltepín como una alternativa de ingresos a los alrededores de Cd. Obregón, utilizando tecnología ya conocida por los agricultores y agregando un procedimiento fácil y barato para hacer germinar a las semillas de chiltepín y así permitir una siembra viable.

LITERATURA

Almanza, E, J. R., Maiti r.,K ., Foroughbakhch P., R ,Cardenas Ávila M.,L. , Núñez González, M., A , Moreno Limón, S, Hernández Piñero, J. L. y Valades Cerda, M. C- 1993. XV Congreso Mexicano de Botánica Etnobotánica. **Bromatología del chile piquín.**

Alpizar Lara, E., A. J. Trujillo, F.J. Herrera Rodríguez. 2002. Determinación de Capsaicinoides en chile habanero (*Capsicum chinense* Jaq), colectados en Yucatán. **Proceedings of the 16ht International Pepper Conference Tampico, Tamaulipas, México.** CIRNE-INIFAP-CEUXMAL.

Barbara H. I., Thomas C. Y. H., Frederick J. S. y Marc A. C, 1993. **Volatile Compounds Released during Dry Afterripening of Tabasco Pepper Seeds.** J. Agric. Food Chem, 41, 951-954.

Bonilla E., Cardozo C. I. y García M. A. 1999. **Determinación de la condición fisiológica de la semilla de *Capsicum* spp y efecto del método de secado para su almacenamiento.** Universidad Nacional de Colombia.

Camacho, M. F. 1994. **Dormicion de semillas, causas y tratamientos.**
TRILLAS, S. A. de C. V. México, D. F. pp. 9-60

Cortés Melgar, N. y H. Valdez Aguayo. 2001. El chiltepín una alternativa de ingresos. **Revista técnico informativa de patrocipes: Rancho.** Mes de Abril. pp. 3-6.

Enciclopedia Salvat de las ciencias, Tomo 2: Vegetales. 1968. Salvat S. A., Pamplona. pp. 1-10

Enciclopedia práctica de la agricultura y la ganadería. 1999. OCEANO/CENTRUM, pp. 627-629.

García, F. A., Montes, H. S. y Rangel, L. A. 2004. **Calidad fisiológica de la semilla de chile piquín (*Capsicum annuum* var. *aviculare*) de dos localidades de Querétaro** (Ver http://www.worldpepper.org/wpc2004/memorias2004/49_garcia_federico_wpc2004.pdf)

Morales Cuen, A. 1986. **Ecología y productividad del chiltepín *Capsicum baccatum* L. bajo condiciones silvestres en la región del río Sonora, México.** Tesis para obtener el grado Profesional. Chapingo, México. pp. 7-11.

Martínez, M. 2000. **El chile: *Capsicum spp.*** (Ver http://www.cucba.udg.mx/new/informacionacademica/coaxican/plts_mex/chile.htm)

Moreno Casasola, Patricia, 1996, 1996. **Vida y obra de granos y semillas.** FONDO DE CULTURA ECONÓMICA, México, D.F. (Ver: <http://biblioteca.digital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/volumen3/ciencia3/146/htm/vidayob.htm>)

Mundarain S., Coa M. y Cañizares A., 2005. **Fenología del crecimiento y desarrollo de plántulas de ají dulce (*Capsicum frutescens* L.)**, Revista UDO Agrícola.

Parra Rocío, 2002. **El chile** (Ver <http://www.biologia-en-internet.com/default.asp?Id=4&Fs=2>)

Ramírez M ., C. Pozo y L. A. Rodríguez. 2003. Tecnología para inducir la germinación en chile piquín. **Memoria del primer Simposio Regional de Chile piquín: Avances de Investigación en Tecnología de Producción y Uso Racional del Recurso Silvestre**. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Río Bravo. Publicación Especial Núm. 26. México. Pp. 35-36.

Reboredo, S. 2004. **El chile, un añadido de sabor y vitaminas**. http://www.ocexcelsior.com/mi_cocina/0123_mi_cocina_chiles.shtml

Rodríguez, B. L., Ramirez, M. M. y Pozo, C. O. 2003. **Tecnología de Producción de Chile Piquin en el Noreste de México**. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Río Bravo. Folleto Técnico Núm.5. Tamaulipas, México. pp. 1-13.

Rojas Garcidueñas, M. 1987. Control hormonal del desarrollo de las plantas. LIMUSA. México. pp. 20, 21

Samaniego Cruz, E., M. R. Quezada Martin, M. De La Rosa Ibarra, J. Murguía López, A. Benavides Mendoza, L. Ibarra Jiménez. 2002. **Producción de plántulas de tomate y pimiento con cubiertas de polietileno**

reflejante para disminuir la temperatura en invernadero. Agrociencia volumen 36, número 3, mayo-junio.

Santamarina Siurana, Ma. Pilar, García Breijo, Francisco José, Roselló Caselles, Josefa y Vilella Fayos, Vicente (1997). **Biología y Botánica** (Tomo I). Parte III, Tema 14, 16 y 17. Servicio de Publicaciones de la Universidad Politécnica de Valencia. (ver <http://www.euita.upv.es./varios/biologia/programa.htm#Parte%20III:%20Fisiología%20Vegetal>)

Yeager, Selene. 2001. **La guía médica de remedios alimenticios.** Prevention en Español. EEUU. pp. 235-240.

<http://images.google.com.mx/images?hl=es&q=chiltepin&spel=1>

http://perso.wanadoo.es/pedrogruen/hormonas_vegetales_y_reguladores.htm

<http://www.ujaen.es/dep/bioani/Aba%20y%20giberelinas.pdf>.