

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**PREACONDICIONAMIENTO DE SEMILLAS Y SU INFLUENCIA
EN EL CRECIMIENTO Y TOLERANCIA A LA SEQUÍA DE
PLANTAS DE FRIJOL (*Phaseolus vulgaris* L.)**

POR

MARIO MEJÍA LAN

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO

Torreón, Coahuila, México.

Diciembre de 2013.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

**PREACONDICIONAMIENTO DE SEMILLAS Y SU INFLUENCIA EN EL
CRECIMIENTO Y TOLERANCIA A LA SEQUÍA DE PLANTAS DE FRIJOL
(*Phaseolus vulgaris* L.)**

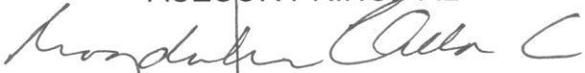
TESIS DEL **C. MARIO MEJÍA LAN** ELABORADA BAJO LA SUPERVISIÓN
DEL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORÍA Y APROBADA COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

APROBADA POR:



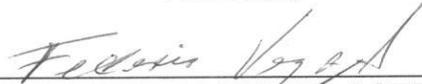
Ph. D. JOSÉ LUIS PUENTE MANRÍQUEZ
ASESOR PRINCIPAL



Ph. D. MAGDALENA VILLA CASTORENA
ASESOR PRINCIPAL EXTERNO



M. C. ABEL ROMAN LÓPEZ
ASESOR



M. C. FEDERICO VEGA SOTELO
ASESOR



DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS.
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México.

Diciembre de 2013.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

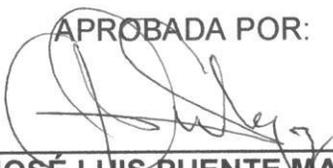
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

**PREACONDICIONAMIENTO DE SEMILLAS Y SU INFLUENCIA EN EL
CRECIMIENTO Y TOLERANCIA A LA SEQUÍA DE PLANTAS DE FRIJOL
(*Phaseolus vulgaris* L.)**

**TESIS DEL C. MARIO MEJÍA LAN QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN
DEL H. JURADO EXAMINADOR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO

APROBADA POR:



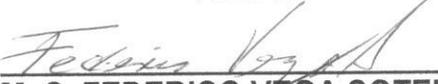
Ph. D. JOSÉ LUIS PUENTE MANRÍQUEZ
PRESIDENTE



Ph. D. MAGDALENA VILLA CASTORENA
VOCAL



M. C. ABEL ROMÁN LÓPEZ
VOCAL



M. C. FEDERICO VEGA SOTELO.
VOCAL



DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS.
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México.

Diciembre de 2013.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS

Por la grandeza de la vida
en la que he tenido la oportunidad
de aprender lecciones que me han
ayudado a llegar a este punto de mi
existencia.

A MIS AMIGOS Y AMIGAS

Quienes siempre me animaron a
seguir con mis estudios, gracias amigo
Enoel Antonio Chirino, por
apoyarme y orientarme desde
el principio de la carrera. A Tere y
Andrés por su hospitalidad y amistad.

A MIS ASESORES

A la Dra. Magdalena Villa
por haberme permitido participar
en su proyecto de investigación.
Al Dr. José Luis Puente,
Ing. Federico Vega y
Dr. Ernesto Catalán
por aceptar apoyarme
y asesorarme en este trabajo.

A MI FAMILIA

Mis padres,
mis hermanos y hermanas
por apoyarme en todo momento y
hacerme sentir el mejor hijo,
el mejor hermano.

A MIS PROFESORES

Que compartieron sus
conocimientos
y experiencia para hacerme entender
que con dedicación y esfuerzo es
posible salir de la ignorancia.

A LA FAMILIA RAMOS CASTILLO Y FAMILIA GUTIERREZ RAMOS.

Quienes han sido como mi segunda
familia, de quienes aprendí muchas
lecciones de vida. Por haberme apoyado
incondicionalmente y hacerme
sentir como parte de la familia.
Gracias P. Tachito, Doña Ruth, Tere y
Carlitos, Juan Carlos y Elizabeth.

A MI ALMA MATER

Por ser mi nueva familia que desde el principio
me hizo sentir como en casa. Por ser la mejor
casa de estudios que me ofreció todos
los medios necesarios para terminar mi carrera.

GRACIAS.

AGRADECIMIENTO ESPECIAL

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones del Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Relación Agua-Suelo-Planta-Atmosfera (CENID-RASPA), del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), en Gómez Palacio, Durango. Bajo la dirección y asesoría de la Ph.D. Ma. Magdalena Villa Castorena y forma parte del proyecto “MANEJO EFICIENTE DEL AGUA Y MITIGACIÓN DEL ESTRÉS HÍDRICO EN CULTIVOS” con clave de registro en el sistema SINASO 1024718654 y fue financiado con fondos fiscales del INIFAP.

DEDICATORIAS

A mi Familia:

Dedico este trabajo, a mis padres, al Sr. Pedro Mejía Osorio y a la Sra. Juana Lang Mina, quienes han sido para mí los mejores padres que la vida pudo darme, por haberme enseñado con ejemplos, más que con palabras, que nunca hay que rendirse ante la vida y que hay que ser siempre agradecidos con la vida y nunca renegar de nada. Dedicado a ti Papá por enseñarme el valor del trabajo, de la familia, de la responsabilidad, del respeto, de la honestidad y tu sacrificio siempre por mí y mis hermanos. A ti Mamá por enseñarme la fortaleza, la bondad, la generosidad, la lucha, la creatividad, la fe, la esperanza, el cariño y el amor, que me formaron en lo que ahora soy.

Dedicado para ti Isabel, que siempre fuiste mi ejemplo para buscar nuevas oportunidades, por tu ejemplo de lucha y perseverancia. Por ser una gran hermana.

Dedicado para ti Graciela, que nunca has dudado en apoyarme, por ser ejemplo de trabajo, de valor y lucha. Por ser una gran hermana.

Dedicado a ti Blanca Dalía, que siempre me has animado a seguir adelante, por tu ejemplo de trabajo, por apoyarme siempre. Por ser una gran hermana.

Dedicado a ti Fausto, por apoyarme siempre, por animarme a seguir adelante, por ser un gran hermano.

Dedicado a Rosalva, por nunca dudar en apoyarme, por animarme a seguir superándome, con tu ejemplo de bondad y sencillez, por tu comprensión y cariño. Por ser una gran hermana.

Dedicado a Celía, por apoyarme, por darme ánimos, por tu cariño, por tu sencillez y capacidad de amar. Por ser una gran hermana.

Dedicado a Juan Carlos, por animarme siempre, por apoyarme, por ser un gran hermano, por tu ejemplo de lucha y sencillez. Por ser un gran hermano.

Dedicado a Francisco, que te has adelantado en el camino de la vida, pero de quien aprendí mucho, por tu ejemplo de trabajo, de lucha, de creatividad, de superación, por los ánimos y el apoyo que me diste cuando inicié la carrera. Por haber sido un gran hermano.

Dedicado para Ana Karen, quien se ha convertido en parte de mi historia personal y quien me ha alentado con su cariño, su amor y comprensión para seguir avanzando.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	I
AGRADECIMIENTO ESPECIAL	II
DEDICATORIAS	III
ÍNDICE DE CONTENIDO	IV
ÍNDICE DE FIGURAS	VI
ÍNDICE DE CUADROS	VI
RESUMEN	VII
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivo	3
1.2. Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Importancia del cultivo del frijol	4
2.2. Clasificación taxonómica del frijol	7
2.3. Anatomía y morfología de la planta del frijol	7
2.3.1. La raíz	8
2.3.2. El tallo	9
2.3.2.1. Hábitos de crecimiento determinado e indeterminado	10
2.3.3. Ramas y complejos axilares	13
2.3.4. Las hojas	14
2.3.5. La inflorescencia	15
2.3.6. La flor	16
2.3.7. El fruto	16
2.3.8. La dehiscencia	17
2.3.9. La semilla	18
2.4. Déficit hídrico en plantas	19
2.4.1. ¿Qué es el déficit hídrico?	19
2.4.2. Efectos del estrés hídrico en las plantas	21
2.5. Mecanismos de tolerancia de las plantas al déficit hídrico	24
2.5.1. Comportamiento estomático	24
2.5.2. Cambios morfológicos en la hoja	26
2.5.3. El ajuste osmótico	27
2.5.4. Disminución del tamaño celular	29
2.5.5. Incremento de elasticidad	29

2.5.6. Tolerancia protoplasmática.....	30
2.5.7. Acumulación de sustancias osmoprotectoras	31
2.5.8. Estabilidad de pigmentos fotosintéticos	33
2.5.9. Órganos o tejidos resistentes a deshidratación.....	35
2.5.10. Alta relación biomasa radical / biomasa aérea.....	36
2.6. Estrategias para mitigar los efectos del estrés hídrico en las plantas.....	38
2.6.1. El pre acondicionamiento de semillas	39
2.6.2. Aplicación de solutos orgánicos, reguladores de crecimiento y nutrimentos para mitigar los efectos del estrés hídrico	44
2.6.2.1. La glicinebetaina.....	44
2.6.2.2. EL Cloruro de Sodio (NaCl).....	47
2.6.2.3. El ácido giberélico.....	49
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
3.1. Localización del área de estudio.....	54
3.2. Materiales	55
3.3. Factores en estudio	55
3.4. El diseño experimental	56
3.5. Procedimiento experimental.....	57
3.5.1. Determinación de la capacidad de retención de humedad del sustrato.....	57
3.5.2. Llenado de macetas	59
3.5.3. Preparación de las semillas y siembra	60
3.6. Labores Agronómicas.....	61
3.6.1. Riegos y Fertilización	61
3.6.2. Control de plagas y enfermedades	63
3.7. Variables evaluadas.....	64
3.7.1. Área foliar.....	64
3.7.2. El peso seco de la raíz y parte aérea	65
3.7.3. Contenido relativo de agua	66
3.7.4. Determinación de prolina en tejido foliar	67
3.7.5. Determinación de glicinabetaína en tejido foliar.....	68
3.8. Análisis de resultados	69
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	70
4.1. Área foliar (AF).....	70
4.2. Peso seco de la raíz.....	71
4.3. Peso seco del vástago.....	71

4.4. Contenido relativo de agua (CRA)	72
4.5. Concentración de prolina.....	73
4.6. Concentración de glicinabetaína	75
V. CONCLUSIONES	77
VI. BIBLIOGRAFIA.....	78

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Invernadero donde se llevó a cabo el estudio.....	54
Figura 2. Distribución de los tratamientos en el invernadero.....	57
Figura 3. Realización de la prueba de retención de humedad.....	58
Figura 4. Preparación de las macetas del experimento en estudio.....	59
Figura 5. Preparación y acondicionamiento de semillas de frijol.....	60
Figura 6. Siembra de dos semillas de frijol por maceta.....	61
Figura 7. Determinación de área foliar de plantas de frijol.....	65
Figura 8. Determinación del peso seco de raíces y parte aérea.....	66
Figura 9. Determinación de contenido relativo de agua en hojas.....	67
Figura 10. Área foliar por planta en los tratamientos evaluados.....	70
Figura 11. Contenido relativo de agua en los tratamientos evaluados.....	73

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Tratamientos evaluados con las sustancias químicas.....	56
Cuadro 2. Composición de la solución nutritiva.....	62
Cuadro 3. Análisis químico del agua de riego. CENID-RASPA INIFAP.....	63
Cuadro 4. Insecticidas utilizados y dosis de aplicación.....	64
Cuadro 5. Medias del peso seco del vástago la raíz.....	72
Cuadro 6. Medias de la concentración de prolina en tejido foliar.....	74
Cuadro 7. Medias de la concentración de glicinabetaína.....	76

RESUMEN

En México la falta de precipitación ocasiona que se tengan grandes pérdidas en la producción de cultivos. Dentro de ellos se encuentra el frijol el cual es de suma importancia tanto por la superficie que ocupa como por la derrama económica que genera. Es prioritario pues desarrollar técnicas encaminadas a lograr una mayor eficiencia de agua y/o inducir una mayor tolerancia de los cultivos a los déficits hídricos. El tratamiento de pre acondicionamiento de semillas puede ser una herramienta útil para lograr esto último; consiste en la inmersión de las semillas en sustancias químicas durante cierto período de tiempo. Lo cual, induce cambios fisiológicos en la planta que repercuten en la producción final de ella. El presente estudio se llevó a cabo en un invernadero del CENID-RASPA del INIFAP en Gómez Palacio, Durango. Se evaluaron diez tratamientos de pre acondicionamiento a la semilla de frijol y dos testigos; uno sin tratar (con restricción de humedad) y otro testigo sin tratar y sin restricción de humedad. Las sustancias químicas usadas fueron NaCl, Ácido giberélico (AG) y Glicinabetaína (Gb) las cuales se prepararon a dos concentraciones y se manejaron dos tiempos de inmersión de la semilla: 12 y 24 h. El diseño experimental fue bloques al azar con cuatro repeticiones. El trabajo se llevó a cabo en macetas de plástico negro de 20 L de capacidad llenas con un sustrato de turba, perlita y vermiculita en un invernadero. Se utilizó la variedad de frijol "Pinto Saltillo". Se evaluó el área Foliar (AF), el peso seco de raíz (PSR) y vástago (PSV), el contenido relativo de agua (CRA), la concentración de prolina y concentración de glicinabetaína en el tejido foliar. Los resultados indicaron

que los tratamientos de pre acondicionamiento a la semilla afectaron al AF y PSV; En cambio no lo hicieron al PSR. El T9 (glicinebetaína, 50 mM y 12 h de inmersión) produjo la mayor AF con respecto al resto de los tratamientos. Los tratamientos T8 (Gb, 25 mM, 24 h) y T9 (Gb, 50 mM, 12 h) promovieron mayor producción de PSV que el resto de los tratamientos y no fueron diferentes al testigo sin restricción de humedad (TH). Los tratamientos de la semilla con glicinebetaína, con excepción del T8 (Gb, 25 mM, 24 h), promovieron una mayor concentración de prolina en el tejido foliar; en cambio el testigo sin tratar y sin restricción de húmeda (TH) mostró la menor concentración. Los tratamientos T8 (GB, 25 mM, 24 h) y T9 (GB, 50 mM, 12 h) produjeron la mayor concentración de Gb en hojas. Por el contrario, ambos testigos mostraron la menor concentración. Se encontraron evidencias que el pre acondicionamiento de las semillas promueve características fisiológicas relacionadas con la tolerancia al déficit hídrico.

Palabras clave: NaCl, ácido giberélico, glicinebetaína, prolina, estrés hídrico.

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo del frijol ocupa un lugar importante en la economía agrícola de México, tanto por la superficie que se le destina, como por la derrama económica que genera. En conjunto con el maíz constituyen la dieta básica del pueblo mexicano y en consecuencia son los productos de mayor importancia socioeconómica tanto por la superficie de siembra como por la cantidad consumida *per cápita*. (COVECA, 2011).

En México, a nivel nacional se siembran aproximadamente dos millones de hectáreas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) por año, con un rendimiento promedio de 650 kilogramos por hectárea. El frijol se cultiva en todo el país, los estados de la República Mexicana que destacan por la superficie que destinan a su producción y por la cantidad de grano que aportan al consumo nacional, son Zacatecas, Durango, Chihuahua, Sinaloa, Nayarit, Jalisco y Tamaulipas. Su cultivo es tan antiguo, que en las culturas prehispánicas ya formaba parte de la dieta alimenticia. En la actualidad el frijol, continúa siendo la leguminosa de mayor importancia, por la superficie que se siembra, la actividad económica que genera y por ser la fuente principal de proteína de la mayor parte de la población de bajos recursos (López, 2009).

La baja disponibilidad de agua para la producción agropecuaria es un problema que va en aumento en el mundo debido al cambio climático que se está registrando en los últimos años. En México, la falta de precipitación ha ocasionado que el 50 % de los municipios actualmente estén afectados por la sequía y se calcula que 1.4 millones de hectáreas sufrieron por esta condición. En 2011, se perdieron 3.2 millones de toneladas de maíz, 600 mil de frijol, además de 60 mil cabezas de ganado (Romero, 2012).

Ante esa situación, es necesario desarrollar e implementar estrategias que ayuden a reducir los efectos de la sequía en las plantas, desarrollar técnicas para incrementar el aprovechamiento y eficiencia del agua que permitan obtener la producción de alimentos que necesita el país.

El tratamiento de pre acondicionamiento de semillas puede ser usado para inducir la tolerancia a la sequía en plantas. Este consiste en la inmersión de las semillas en sustancias químicas durante cierto período de tiempo, con o sin deshidratación previa a la siembra (Heydecker *et al.*, 1973; Khan *et al.*, 1978; Welbaum *et al.*, 1998 y Mc Donald, 1999). Estos tratamientos permiten que una gran proporción de las semillas alcance rápidamente el mismo nivel de humedad y un estado fisiológico que active el aparato metabólico relacionado con el proceso pre germinativo y la autoreparación enzimática de las membranas celulares (Heydecker *et al.*, 1973; Bewley y Black, 1983; Burgass y Powell, 1984).

Bradford *et al.* (1990) señalaron que los efectos dependen fundamentalmente de la temperatura y de la duración del proceso de hidratación, así como de la especie o variedad. Los tratamientos de pre acondicionamiento de semillas también difieren en su respuesta cuando se usan diferentes sustancias para constituir la solución osmótica (Killian y Tapia, 2001; Lee *et al.*, 2002).

En este estudio se evalúan diferentes sustancias químicas y tiempos de inmersión de la semilla de frijol.

1.1. Objetivo

Evaluar la respuesta del crecimiento y la tolerancia a la sequía de plantas de frijol a diferentes tratamientos de pre acondicionamiento de las semillas.

1.2. Hipótesis

H0. Los tratamientos de pre acondicionamiento de las semillas afectarán de igual manera al crecimiento y a la tolerancia de la sequía de plantas de frijol.

Ha. Los tratamientos de pre acondicionamiento de las semillas afectarán de forma diferente al crecimiento y a la tolerancia de la sequía de plantas de frijol.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Importancia del cultivo del frijol

A nivel internacional el frijol es un producto de menor trascendencia en cuanto a superficie cultivada. Su importancia radica como fuente de alimento y sustituto de otros nutrimentos en la sociedad; sobre todo en países donde el ingreso *per cápita* limita la adquisición de bienes de alto valor proteico pero de mayor valor económico. Según la FAO (2008), la producción de frijol en el mundo se concentra en 129 países de los cinco continentes. Entre 1961–2007 se produjo en promedio poco menos de 15 millones de toneladas al año, lo que constituye una tasa media de crecimiento anual de 1.16% durante dicho lapso (Reyes *et al*, 2008).

Entre los países productores de frijol destacan por orden de importancia India con 18.49%, Brasil con 16.55%, China con 11.47%, Estados Unidos con 6.84%, y México en quinto lugar con un 6.80%. Estas naciones, junto con Myanmar, contribuyeron con el 63.86% del total producido. Sin embargo, la variación que se presenta en los niveles de producción entre un año y otro se corresponde con la presencia de lluvias, ya que una proporción significativa se obtiene bajo condiciones de temporal. Asimismo se cree que el mayor consumo de frijol en el mundo se manifiesta en regiones con estándares de vida bajos,

principalmente en naciones en vías de desarrollo, dado los niveles de aceptación y uso que de este producto se hace en América Latina, Asia y África (Reyes *et al*, 2008).

La importancia del frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) en tiempos precortesianos era tal que, de acuerdo con el Códice Mendocino, los aztecas lo incluían en los tributos exigidos a otros pueblos y nunca desapareció de la dieta nacional durante los 500 años que siguieron. De ese modo ha sido, junto con el maíz, el alimento básico de México y, además de su importante contenido de carbohidratos y minerales, se considera la principal fuente de proteínas vegetales en la dieta. Su papel es aún más significativo para las clases de menores recursos que, al no tener acceso a proteínas de origen animal, hallan en el frijol esos nutrimentos esenciales (Muñoz, 2010).

Las propiedades nutritivas que posee el frijol están relacionadas con su alto contenido proteico y en menor medida a su aportación de carbohidratos, vitaminas y minerales. Dependiendo del tipo de frijol, el contenido de proteínas varía del 14 al 33%, siendo rico en aminoácidos como la lisina (6.4 a 7.6 g/100 g de proteína) y la fenilalanina más tirosina (5.3 a 8.2 g/100 g de proteína), pero con deficiencias en los aminoácidos azufrados de metionina y cisteína. Sin embargo, de acuerdo a evaluaciones de tipo biológico, la calidad de la proteína del frijol cocido puede llegar a ser de hasta el 70% comparada con una proteína testigo de origen animal a la que se le asigna el 100% (Ulloa, 2011).

Actualmente se cultivan en México principalmente las especies *Phaseolus vulgaris*, *P. lunatus*, *P. coccineus* y *P. acutifolius*. Eso sin contar las decenas de poblaciones silvestres que ni siquiera han sido clasificadas y en cuya diversidad se distinguen múltiples factores como el tamaño y el color, el rango de adaptación, la capacidad de rendimiento en distintas condiciones y las relaciones con plagas y enfermedades. En la región del noroeste de México predominan los frijoles amarillos claros peruano, azufrado y mayocoba; en la región norte-centro, los pintos, bayos, flor de mayo, garbancillo y negro; en el centro, varios frijoles locales como flor de mayo, flor de junio, negros y variedades criollas como rebozero, garrapato, coconita, entre otros y hacia el trópico húmedo los frijoles de grano pequeño, negros y opacos. Tal pluralidad se explica porque la especie se adapta en climas tropicales y templados y en diversas altitudes (se le encuentra en el amplio rango que va de los 50 a los 2,300 msnm). Una ventaja adicional es que crece casi en todos los tipos de suelo, exceptuando los alcalinos, pues requiere ligeros niveles de acidez (Muñoz, 2010).

2.2. Clasificación taxonómica del frijol

Reino: *Plantae*

División: *Spermatophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Subclase: *Magnoliidae*

Orden: *Fabales*

Familia: *Fabaceae*

Subfamilia: *Faboideae*

Tribu: *Phaseoleae*

Subtribu: *Phaseolinae*

Género: *Phaseolus*

Especie: *Phaseolus vulgaris* L.

2.3. Anatomía y morfología de la planta del frijol

La planta del frijol se distingue por ser altamente poliforme, ya que de acuerdo con el agro ecológico, donde se desarrolla, es posible distinguir variaciones fenológicas entre la misma especie de una región a otra. El ciclo vegetativo del frijol puede variar entre 80 (variedades precoces) y 180 días (variedades trepadoras). Dicho lapso se encuentra determinado sobre todo por el genotipo de la variedad, hábito de crecimiento, clima, suelo, radiación solar y fotoperíodo (Reyes *et al*, 2008).

2.3.1. La raíz

En la primera etapa de desarrollo el sistema radical está formado por la radícula del embrión la cual se convierte posteriormente en la raíz principal o primaria, es decir, la primera identificable. A los pocos días de la emergencia de la radícula es posible ver las raíces secundarias, que se desarrollan especialmente en la parte superior o cuello de la raíz principal; se encuentran de tres a siete de estas raíces en disposición de corona y tienen un diámetro un poco menor que la raíz principal. Se denominan secundarias debido a que su desarrollo ocurre a partir de la raíz principal o primaria. Existen otras raíces secundarias que aparecen un poco más tarde y más abajo sobre la raíz principal. Sobre las raíces secundarias se desarrollan las raíces terciarias y otras subdivisiones como los pelos absorbentes, los cuales además se encuentran en todos los puntos de crecimiento de la raíz. La raíz principal se puede distinguir entonces por su diámetro y mayor longitud (CIAT, 1984).

En general el sistema radical es superficial ya que el mayor volumen de la raíz se encuentra en los primeros 20 cm de profundidad del suelo. Las raíces terciarias aparecen lateralmente sobre las raíces secundarias y las cuaternarias sobre las terciarias. Con una lupa se puede observar la última subdivisión constituida por los pelos absorbentes, órganos epidérmicos localizados principalmente en las partes jóvenes de las raíces, que juegan un papel muy importante en la absorción de agua y nutrimentos (Betancourt y Dávila, 2002).

Aunque generalmente se distingue la raíz primaria, el sistema radical tiende a ser fasciculado, fibroso en algunos casos, pero con una amplia variación, incluso dentro de una misma variedad. El tipo pivotante auténtico, se presenta en un bajo porcentaje. *Phaseolus vulgaris* L. presenta nódulos distribuidos en las raíces laterales de la parte superior y media del sistema radical. Estos nódulos tienen forma poliédrica y un diámetro aproximado de 2 a 5 mm. Son colonizados por bacterias del género *Rhizobium*, las cuales fijan nitrógeno atmosférico. El nitrógeno fijado contribuye a satisfacer los requerimientos de este elemento en la planta (CENTA, 2008).

2.3.2. El tallo

El tallo puede ser identificado como el eje central de la planta, el cual está formado por una sucesión de nudos y entrenudos. Se origina del meristemo apical del embrión de la semilla; desde la germinación y en las primeras etapas de desarrollo de la planta, este meristemo tiene fuerte dominancia apical y en su proceso de desarrollo genera nudos. Un nudo es el punto de inserción de las hojas (o de los cotiledones) en el tallo. El ángulo formado entre el tallo y el pecíolo de las hojas se denomina axila; en las axilas aparece un complejo de yemas que luego se desarrollan como ramas laterales y/o como inflorescencias (Arias, 2007).

El tallo es herbáceo y con sección cilíndrica o levemente angular, debido a pequeñas corrugaciones de la epidermis. El tallo tiene generalmente un

diámetro mayor que las ramas. Puede ser erecto, semiprostrado o prostrado, según el hábito de crecimiento de la variedad; pero en general, el tallo tiende a ser vertical ya sea que el frijol crezca sólo o con algún soporte (CENTA, 2008).

El tallo empieza en la inserción de las raíces. En orden ascendente, el primer nudo que se encuentra es el de los cotiledones; éste se caracteriza por tener dos inserciones opuestas correspondientes a los cotiledones. La primera parte del tallo comprendida entre la inserción de las raíces y el primer nudo, se llama hipocotilo. El hipocotilo tiene una longitud apreciable porque el frijol común es de germinación epigea (CIAT, 1984).

En el tallo se encuentran presentes, a nivel de cada nudo otros órganos como las hojas, las ramas, los racimos y las flores. Los nudos del tallo se numeran en forma ascendente en tal forma que el primer nudo corresponde al de los cotiledones, el segundo al de las hojas primarias, el tercero a la primera hoja trifoliada y así sucesivamente (Betancourt y Dávila, 2002).

2.3.2.1. Hábitos de crecimiento determinado e indeterminado

El hábito de crecimiento, según la variedad, puede ser determinado o indeterminado. En el primero, el tallo termina en una inflorescencia (racimo) cuyas inserciones se desarrollan primero en flores y luego en vainas. En cambio, en el crecimiento indeterminado, el tallo presenta en su parte terminal

un meristemo vegetativo que le permite eventualmente continuar creciendo, es decir, formar más nudos y entrenudos (CIAT, 1984; Arias *et al.*, 2007).

a) Tipo I. Hábito de crecimiento determinado arbustivo

El tallo y las ramas terminan en una inflorescencia desarrollada. Cuando esta inflorescencia está formada, el crecimiento del tallo y de las ramas generalmente se detiene. En general el tallo es fuerte, con un bajo número de entrenudos, de 5 a 10, comúnmente cortos. La altura puede variar entre 30 y 50 cm. Sin embargo hay casos de plantas enanas (15 a 25 cm). La etapa de floración es corta y la madurez de todas las vainas ocurre casi al mismo tiempo (Arias *et al.*, 2007).

b) Tipo II. Hábito de crecimiento indeterminado arbustivo

En este tipo de hábito el tallo es erecto sin aptitud para trepar, aunque termina en una guía corta. Las ramas no producen guías. Pocas ramas, pero en número superior al tipo I y generalmente cortas con respecto al tallo. El número de nudos del tallo es superior al de las plantas del tipo I; generalmente más de 12 nudos. Como todas las plantas de hábito de crecimiento indeterminado, éstas continúan creciendo durante la etapa de floración, aunque a un ritmo menor (CIAT, 1984).

c) Tipo III. Hábito de crecimiento indeterminado postrado

Plantas postradas o semipostradas con ramificación bien desarrollada. La altura de las plantas es superior a la de las plantas del tipo I (generalmente mayor de 80 cm). Lo anterior se debe a que el número de nudos del tallo y de las ramas es superior al de los tipos I y II; asimismo, la longitud de los entrenudos es superior respecto a los hábitos anteriormente descritos, por lo cual, tanto el tallo como las ramas terminan en guías (Arias *et al*, 2007).

El desarrollo del tallo y el grado de ramificación originan variaciones en la arquitectura del tipo III. Algunas plantas son postradas desde las primeras etapas de la fase vegetativa. Otras son arbustivas hasta la pre floración y luego son postradas. Dentro de estas variaciones se puede presentar aptitud trepadora especialmente si las plantas cuentan con algún soporte en cuyo caso suelen llamarse semitrepadoras (Betancourt y Dávila, 2002).

d) Tipo IV. Hábito de crecimiento indeterminado trepador

Se considera que las plantas de este tipo de hábito de crecimiento son las del típico frijol trepador. Este es el tipo de hábito de crecimiento que se encuentra generalmente en la asociación maíz-frijol.

A partir de la primera hoja trifoliada el tallo desarrolla la doble capacidad de torsión lo que se traduce en su habilidad trepadora. Ramas muy poco desarrolladas (exceptuando algunas), a consecuencia de la dominancia apical.

El tallo el cual puede tener de 20 a 30 nudos, puede alcanzar más de dos metros de altura con un soporte adecuado.

Finalmente es importante señalar que hay variedades que tienen hábitos de crecimiento que no se pueden incluir en ninguno de estos cuatro tipos, pues son hábitos intermedios entre cualquiera de los descritos anteriormente (Arias *et al.*, 2007).

2.3.3. Ramas y complejos axilares

Las ramas se desarrollan a partir de un complejo de yemas localizado siempre en las axilas formadas por el pulvínulo de una hoja y el tallo o rama; también en la inserción de los cotiledones. Este es el denominado complejo axilar que generalmente está formado por tres yemas visibles desde el inicio de su desarrollo.

Una rama en sus primeros estados de desarrollo se puede distinguir porque las estípulas de la primera hoja trifoliada de esa rama, cubren casi totalmente dicha estructura. Estas estípulas tienen forma triangular y aplanada; además son visibles los ápices de los folíolos de dicha hoja.

De este complejo axilar, además de ramas se pueden desarrollar otras estructuras como las inflorescencias; el predominio de ramas y/o inflorescencias

depende del hábito de crecimiento y de la parte de la planta considerada. (Betancourt y Dávila, 2002).

Estas tres yemas forman un complejo axilar llamado Tríada. Las yemas pueden tener un desarrollo diferente que puede ser de tres tipos: de desarrollo completamente vegetativo, de desarrollo floral y vegetativo o de desarrollo completamente floral. El tipo de desarrollo depende especialmente de la posición del complejo axilar sobre la planta y también del hábito de crecimiento (Arias *et al*, 2007).

2.3.4. Las hojas

Las hojas del frijol son de dos tipos: simples y compuestas. Están insertadas en los nudos del tallo y las ramas. En dichos nudos siempre se encuentran estípulas que constituyen un carácter importante en la sistemática de las leguminosas.

Las hojas primarias son simples; aparecen en el segundo nudo del tallo y se forman en la semilla durante la embriogénesis. Son opuestas, cordiformes, unifoliadas, auriculadas, simples y acuminadas. Estas caen antes de que la planta esté completamente desarrollada. Las estípulas son bífidas al nivel de las hojas primarias (Arias *et al.*, 2007).

Las hojas compuestas, trifoliadas, son las hojas típicas del frijol. Tienen tres folíolos, un pecíolo y un raquis. Tanto el pecíolo como el raquis son acanalados. El folíolo central o terminal es simétrico y acuminado; los dos laterales son asimétricas y también acuminados. Los folíolos son enteros; la forma tiende a ser de ovalada a triangular, principalmente cordiformes, pero sin aurículas; son glabros o subglabros (Beebe *et al*, 2000).

2.3.5. La inflorescencia

Las inflorescencias pueden ser axilares o terminales. Desde el punto de vista botánico se consideran como racimos de racimos: es decir, un racimo principal compuesto de racimos secundarios, los cuales se originan de un complejo de tres yemas (tríada floral) que se encuentra en las axilas formadas por las brácteas primarias y el raquis (Arias *et al.*, 2007).

El racimo, se distingue en su estado inicial porque la forma del conjunto tiende a ser cilíndrica o esférica y está cubierto principalmente por dos estructuras foliáceas de forma triangular, es decir las brácteas primarias de las primeras inserciones florales de la inflorescencia; en dicho conjunto también se pueden distinguir las bractéolas redondeadas y multinerviales de las primeras flores (Arias *et al.*, 2007).

2.3.6. La flor

La flor del fríjol es una típica flor papilionácea. En el proceso de desarrollo de dicha flor se pueden distinguir dos estados; el botón floral y la flor completamente abierta. El botón floral, bien sea que se origine en las inserciones de un racimo o en el desarrollo completamente floral de las yemas de una axila, en su estado inicial está envuelto por las bractéolas que tienen forma ovalada o redonda. En su estado final, la corola que aún está cerrada sobresale y las bractéolas cubren solo el cáliz (Beebe *et al*, 2000).

Cuando ocurre el fenómeno de antesis la flor se abre. La flor tiene simetría bilateral. La morfología floral de *Phaseolus vulgaris* L. favorece el mecanismo de autopolinización. En efecto, las anteras están al mismo nivel que el estigma y además ambos órganos están envueltos completamente por la quilla. Cuando se produce la dehiscencia de las anteras (antesis) el polen cae directamente sobre el estigma (CIAT, 1984).

2.3.7. El fruto

El fruto es una vaina con dos valvas, las cuales provienen del ovario comprimido. Puesto que el fruto es una vaina, esta especie se clasifica como leguminosa. Dos suturas aparecen en la unión de las dos valvas: una es la sutura dorsal, llamada placentar; la otra sutura se denomina sutura ventral. Los óvulos, que son las

futuras semillas, alternan en la sutura placentar; en consecuencia, las semillas también alternan en las dos valvas (Arias *et al.*, 2007).

Las vainas son generalmente glabras o subglabras con pelos muy pequeños; a veces la epidermis es cerosa. Pueden ser de diversos colores, uniformes o con rayas, existiendo diferencias entre las vainas jóvenes o estado inmaduro, las vainas maduras y las vainas completamente secas. El color depende de la variedad (Rodríguez, 1997).

2.3.8. La dehiscencia

La presencia de fibra en las suturas y en las capas pergaminosas adheridas a la superficie interna de las valvas determina la dehiscencia, carácter morfo-agronómico muy importante usado algunas veces para clasificar las variedades de frijol. La textura de la vaina permite considerar tres tipos de dehiscencia:

a). El tipo de textura pergaminosa de la vaina que posee fibras fuertes y orientadas en la capa pergaminosa induce una fuerte dehiscencia en la maduración. Las variedades con este tipo de dehiscencia son cultivadas exclusivamente para la cosecha de granos secos.

b). El tipo coriáceo es aquel en el cual se separan las dos suturas levemente sin que haya separación total de las dos valvas. Estas vainas se pueden consumir

como habichuelas cuando están inmaduras, o como frijoles secos cuando están maduras.

c). En el tipo carnoso o no fibroso la vaina es casi indehiscente, las valvas no poseen fibra y se consumen como habichuela, ya que no presenta separación de las valvas a lo largo de las suturas (CIAT, 1984; Arias *et al.*, 2007).

2.3.9. La semilla

La semilla es exalbuminosa, es decir que no posee albumen, por lo tanto las reservas nutritivas se concentran en los cotiledones. Se origina de un óvulo campilótropo. Puede tener varias formas: cilíndrica, de riñón, esférica u otras (Arias *et al.*, 2007).

Las partes externas más importantes de la semilla son:

- a) La testa o cubierta.
- b) El hilum, o cicatriz dejada por el funículo, el cual conecta la semilla con la placenta.
- c) El micrópilo que es una abertura en la cubierta o corteza de la semilla cerca del hilum. A través de esta abertura se realiza principalmente la absorción de agua.
- d) La rafe, proveniente de la soldadura del funículo con los tegumentos externos del óvulo campilótropo (encurvado) (Arias *et al.*, 2007).

La semilla tiene una amplia variación de color (blanco, rojo, crema, negro, café y otros), de forma y de brillo. La combinación de colores también es muy frecuente. Esta gran variabilidad de los caracteres externos de la semilla se tiene en cuenta para la clasificación de variedades de frijol como consecuencia de la gran diversidad genética que existe dentro de esta especie (CIAT, 1984; Rodríguez, 1997; Arias *et al.*, 2007).

2.4. Déficit hídrico en plantas

2.4.1. ¿Qué es el déficit hídrico?

El factor más importante que limita el rendimiento del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en áreas de temporal es la sequía, la cual se traduce en la planta como déficit y estrés hídrico, inhibición y subsecuente detención del crecimiento (Kramer y Boyer, 1995).

El déficit hídrico en la planta es consecuencia de una disminución de su contenido de agua y ocurre cuando la tasa de transpiración excede a la de absorción por la raíz (Villalobos *et al.*, 2002).

La planta ejerce determinado control sobre la transpiración mediante el grado de apertura estomática. El déficit hídrico puede manifestarse como una condición de marchitez temporal o permanente, la cual es continua y progresiva. La marchitez temporal se caracteriza porque la planta pierde

turgencia y la hoja se torna flácida, y en una atmósfera saturada o al amanecer se rehidrata; lo anterior se debe a que la tasa de absorción de agua supera a la de transpiración, en este caso la absorción es modulada por la disponibilidad de agua en el suelo. En cambio, la marchitez permanente se caracteriza porque la hoja permanece flácida aun en una atmósfera saturada o al amanecer y ocurre durante períodos largos de sequía; sin embargo, la planta recupera rápidamente su turgencia al aplicar agua al suelo (Galván *et al.*, 2003).

En condiciones de sequía, debido a la evapotranspiración, el contenido de humedad del suelo disminuye conforme transcurre el tiempo, desde los estratos superficiales hacia aquellos situados a mayor profundidad. En el suelo se desarrolla el sistema radical, cuya capacidad total para abastecer de agua al vástago se podría considerar como la sumatoria de las capacidades parciales de las raíces individuales situadas en estratos con diferente contenido de humedad. Lo anterior permite plantear que el grado de marchitez de la planta pone de manifiesto la capacidad del sistema radical para abastecer del agua al vástago, ya que la condición hídrica de la planta integra el efecto de los factores del suelo y de la atmósfera, por tanto, la fecha de inicio de la marchitez permanente se puede considerar como un indicador de la sequía edáfica extrema (Kramer y Boyer, 1995).

El déficit hídrico es el factor que más influye en la reducción del crecimiento de la planta. A menudo en días calurosos y soleados se presentan déficits hídricos transitorios al mediodía debido a que, temporalmente la pérdida de agua

excede a la absorción. Por el contrario, los déficits hídricos permanentes a largo plazo son provocados por una disminución en la disponibilidad de agua en el suelo. Los déficits hídricos afectan prácticamente a todos los aspectos del desarrollo de la planta (Azcón y Talón, 2008).

2.4.2. Efectos del estrés hídrico en las plantas

El estrés por déficit hídrico se produce en las plantas en respuesta a un ambiente escaso en agua, en donde la tasa de transpiración excede a la toma de agua. El déficit hídrico no solo ocurre cuando hay poca agua en el ambiente, sino también por bajas temperaturas y por una elevada salinidad del suelo (Nilsen y Orcutt, 1996). Estas condiciones, capaces de inducir una disminución del agua disponible del citoplasma de las células, también se conocen como estrés osmótico (Moreno, 2009).

El estrés hídrico tiene profundos efectos sobre el crecimiento, el rendimiento y la calidad de la planta. El primer efecto del estrés puede ser una pérdida de turgencia que afecta la velocidad de expansión celular y por último el tamaño de la célula. La pérdida de turgencia es probablemente el proceso más sensible al estrés por sequía (Nilsen y Orcutt, 1996). El resultado es una disminución de la tasa de crecimiento, de elongación del tallo, expansión de la hoja y de apertura de estomas, además una reducción del rendimiento cosechable (Villalobos *et al.*, 2002).

La gran sensibilidad de los procesos de expansión a los déficits hídricos hace que, cuando éstos ocurren, se afecte a todo órgano en fase de crecimiento, lo que provoca efectos variables a nivel de cultivo según el momento en que ocurra la reducción de la expansión celular (Villalobos *et al.*, 2002).

Las condiciones de limitación de agua inducen en las plantas respuestas que afectan su morfología, fisiología y metabolismo. Así, por ejemplo, las hojas cambian su ángulo de inclinación, se enrollan o se recambian, y se incrementa la relación del peso entre la raíz y la parte aérea (la raíz mantiene su velocidad de crecimiento, en tanto que la parte aérea la disminuye) (Covarrubias, 2007).

Existe consenso general en la literatura científica de que la germinación y las etapas tempranas del desarrollo de la planta de frijol son cruciales en su establecimiento. Diversos autores coinciden en afirmar que en dichas etapas, el estrés hídrico reduce la biomasa del vástago y el área foliar. Así mismo, se ha encontrado que la etapa reproductiva es la más susceptible al estrés hídrico y que afecta al rendimiento de la semilla (Galván *et al.*, 2003).

Entre los cambios fisiológicos y metabólicos que ocurren se encuentran la disminución en la síntesis de proteínas y, por tanto, en la velocidad de crecimiento, el aumento de cera en la cubierta de las hojas, cambios en la transpiración, en la respiración, en la fotosíntesis, en la distribución de nutrientes, entre otros (Covarrubias, 2007).

Otros efectos ocasionados por déficits hídricos ligeros a moderados son la reducción de la tasa de división celular, lo que puede producir el aborto de flores y/o la reducción de primordios florales; la hidrólisis de proteínas y acumulación de aminoácidos: a nivel de la hoja este proceso implica una reducción de la capacidad de fijación de CO₂ por un efecto directo del estrés sobre los fotosistemas del aparato fotosintético, la reducción del suministro de nutrientes, aumento de la susceptibilidad a agentes patógenos, alteraciones en el balance hormonal con un aumento en los niveles de ácido abscísico y etileno, y una reducción de los niveles de ácido indolacético, citoquininas y giberelinas (los efectos de estas alteraciones se manifiestan en un aumento de la senescencia y de la caída de las hojas). (Villalobos *et al.*, 2002)

El efecto del déficit hídrico en una determinada especie se relaciona con los factores: intensidad, duración, etapa fenológica en la cual incide, el pre acondicionamiento de la planta y la velocidad con la cual se alcanza una cierta intensidad de dicho déficit (Ontiveros *et al.*, 2005). Los déficits hídricos tienen efectos químicos e hidráulicos y afectan a la mayor parte de los procesos fisiológicos y bioquímicos de la planta (Azcón y Talón, 2008).

2.5. Mecanismos de tolerancia de las plantas al déficit hídrico

Las plantas desarrollan diferentes mecanismos de adaptación a la sequía. La tolerancia a la sequía puede aumentar por la regulación estomática, mantener la absorción de agua a través de cambios en las características de la raíz como la longitud, el espesor y la profundidad de las raíces, y la acumulación de osmolitos como azúcares solubles, alcohol o prolina (Brandt *et al.*, 2011).

Las especies vegetales difieren entre sí en el grado y período de resistencia a la sequía; generalmente estas características guardan una relación inversa con la producción de biomasa. Los diferentes mecanismos de respuesta de la planta que permiten aumentar la resistencia a la sequía son: el comportamiento estomático, los cambios morfológicos en la hoja, el ajuste osmótico, disminución del tamaño celular, incremento de la elasticidad, tolerancia protoplasmática, sustancias protectoras, estabilidad de pigmentos fotosintéticos y tejidos resistentes a deshidratación (Azcón y Talón, 2008).

2.5.1. Comportamiento estomático

Otro mecanismo de resistencia a nivel fisiológico es el cierre de estomas, estructuras responsables de la mayor proporción de pérdida de agua en las plantas. Esta respuesta está mediada por la hormona ácido abscísico (ABA). Las plantas también responden al estrés por déficit hídrico a nivel celular y molecular (Schulze *et al.*, 2005; Moreno, 2009).

Los estomas son poros situados en la superficie foliar que permiten el intercambio de gases y cuyo diámetro varía por cambios en la turgencia de las células oclusivas. La eficiencia en el uso del agua es una medida de la eficacia de los estomas para maximizar la fotosíntesis reduciendo, al mismo tiempo, la pérdida de agua. La regulación de la abertura estomática es muy compleja, ya que los estomas responden a una diversidad de influencias ambientales (p. ej., luz, humedad, temperatura, concentración de CO₂) y endógenas (tales como producción y liberación de hormonas en raíz y hoja, etc.). Todos estos factores actúan a través de complejos sistemas de anteaalimentación y realimentación (Azcón y Talón, 2008).

Las plantas terrestres se enfrentan con demandas opuestas. Por una parte, la atmósfera se encuentra tan alejada de la saturación de agua que la planta corre peligro de deshidratarse, a pesar que la cutícula sirve como barrera efectiva a la pérdida de agua. Por otra parte, una barrera completa bloquearía el intercambio de O₂ y CO₂, que es esencial para la respiración y la fotosíntesis. La solución funcional a este dilema es la regulación temporal de las aberturas estomáticas (Azcón y Talón, 2008).

Sobre el efecto del cierre estomático, este aparece evolutivamente como una respuesta para evitar la desecación y muerte de la planta en situaciones de déficit hídrico. La contrapartida del cierre estomático es la reducción en el flujo de CO₂ hacia el interior de las hojas lo que implica una menor asimilación (Villalobos *et al.*, 2002) y, por tanto, reducción en la formación eficiente de

fuentes carbonadas necesarias para la nutrición vegetal. La inducción de estos procesos está perfectamente coordinada con la disminución en la velocidad de crecimiento, lo cual permite a la planta contender contra este agobio ambiental (Covarrubias, 2007).

2.5.2. Cambios morfológicos en la hoja

La prevención es un mecanismo interno de las plantas que les permite crear un ambiente en el que sus células no estén bajo tensión, no obstante que el ambiente del exterior sea muy estresante. Por ejemplo, una hoja que, a través de la transpiración, mantiene una temperatura baja, cuando en el ambiente existe una temperatura elevada (López, 1995).

A lo largo de la evolución, las plantas han desarrollado diferentes respuestas y adaptaciones que les permiten sobrevivir en condiciones de constante déficit hídrico. Muchas de estas adaptaciones están relacionadas con una mayor capacidad de tomar agua o con un uso más eficiente de este recurso. Algunas plantas poseen adaptaciones como el desarrollo del metabolismo C4 y del metabolismo ácido de las crasuláceas o CAM, que les permiten explotar ambientes más áridos. Cuando el déficit hídrico se desarrolla lentamente, las plantas pueden presentar respuestas de aclimatación que tienen efectos sobre el crecimiento, como la disminución de la expansión foliar y el aumento del crecimiento radicular (Moreno, 2009).

Otro mecanismo es la pérdida de hojas, un buen ejemplo es el de la especie *Follquieria splendens*, que vive en el desierto de Sonora; esta planta produce hojas después de las lluvias, pero las pierde cuando el suministro de agua se ve limitado, quedando los nervios centrales y los pecíolos como espinas. Durante este período, que está desprovista de hojas, existen células verdes en el tallo que mantienen una tasa fotosintética baja. Otras modificaciones son las hojas pequeñas que disipan el calor más fácilmente que las grandes, mediante corrientes de convección. Las hojas dispuestas paralelas a los rayos solares, al igual que aquellas de color verde claro o brillante, absorben menos radiación. Otro mecanismo es el desprendimiento de aceites volátiles, que aumentan la densidad media del gas en la capa límite, y esto disminuye la tasa a la que se difunde el vapor de agua a través de ella, de la misma manera que si hubiese aumentado la humedad del aire (Azcón y Talón, 2008).

2.5.3. El ajuste osmótico

En condiciones de sequía, el potencial hídrico de la planta disminuye considerablemente y puede presentarse un ajuste osmótico. Ya que, a medida que un suelo se seca y su potencial hídrico va adquiriendo valores cada vez más negativos, las plantas han de disminuir su potencial hídrico con el fin de mantener el gradiente de potencial necesario para la absorción de agua. Teóricamente, esto puede producirse de dos maneras: por disminución del potencial osmótico (por acumulación de solutos, tales como prolina y

glicinabetaína (Agboma *et al.*, 1997) o por disminución de la turgencia (mediante simple deshidratación) (Bohnert *et al.*, 1995).

En los suelos sometidos a sequía, el mecanismo más importante es la disminución del potencial osmótico, bien mediante una estimulación de la acumulación de iones inorgánicos, o mediante un aumento en los niveles de solutos orgánicos. Tal ajuste osmótico u osmorregulación puede impedir la pérdida de turgencia de la raíz (Beck *et al.*, 2007).

Los solutos que participan en tal ajuste varían, pero, en general, además de iones inorgánicos (especialmente K^+ y Cl^-) y solutos orgánicos cargados eléctricamente que se acumulan en la vacuola, en el citoplasma se sintetizan y acumulan moléculas orgánicas sin carga específica, que no parece que afecten a las funciones de las proteínas. Estas moléculas reciben el nombre de solutos compatibles (Azcón y Talón, 2008).

Una de las principales respuestas al estrés hídrico es la modificación de la expresión génica, relacionada con la producción de enzimas clave en la vía de síntesis de osmolitos, proteínas con función protectora, enzimas antioxidantes, factores de transcripción y otras proteínas involucradas en las respuestas al estrés (Moreno, 2009). Los osmolitos, principalmente compuestos orgánicos de bajo peso molecular, permiten el ajuste osmótico y facilitan la toma de agua por la planta (Beck *et al.*, 2007).

2.5.4. Disminución del tamaño celular

La pérdida de turgencia tiene como consecuencia la inhibición del crecimiento, el cierre de los estomas, la disminución del espacio intercelular y cambios en las propiedades de la membrana. El alargamiento de las células es inhibido por la deshidratación antes y más severamente que la fotosíntesis o la respiración. La división de la célula es menos sensible a la deshidratación que el alargamiento. Una ligera deshidratación es improbable que afecte directamente la velocidad de los procesos metabólicos, pueden esperarse efectos indirectos si el flujo de CO₂ y O₂ es limitado por un cierre parcial de los estomas debido a la pérdida de turgencia (Basurto *et al.*, 2008).

2.5.5. Incremento de elasticidad

El desarrollo adicional de tejidos estructurales en muchas plantas xeromórficas origina células inextensibles con un módulo de elasticidad elevado. Esta característica permite a las células tolerar altas concentraciones osmóticas, con la consiguiente capacidad para mantener la turgencia hasta valores de potencial muy bajos (Azcón y Talón, 2008).

Basado en principios físicos, Levit (1980) publicó una teoría para entender las reacciones al estrés que es aplicable a cualquier organismo. Es conocido como el concepto de estrés físico. Un cuerpo es deformado si es estirado por una fuerza (el estrés); esta deformación es reversible (elástica), pero una vez

intensificada la fuerza llega a ser deformada irreversiblemente (plástica) y finalmente se rompe. El cambio en el cuerpo causado por la fuerza es llamado tensión (strain). La fuerza requerida para producir una unidad de cambio es el módulo elástico, M. En este sentido, la elasticidad no significa expansión en el sentido de deformación elástica máxima. Los módulos de elasticidad M corresponden en principio a los módulos elásticos de una pared celular, la cual es una medida de la flexibilidad de la pared de la célula (Schulze *et al.*, 2005).

Se trata de una analogía, ya que en sistemas biológicos no se producirá una extensión o compresión, sino una respuesta del organismo a escala funcional que intentará minimizar el efecto del estrés. La respuesta de organismo puede ser una deformación o cambio físico (por ejemplo, rotura de membranas celulares, flujo citoplasmático, entre otros.) o una deformación química (por ejemplo, cambios en la síntesis de metabolitos). Por lo tanto, la resistencia al estrés en una planta se podría definir como la tensión necesaria para producir una determinada deformación (Valladares, 2004).

2.5.6. Tolerancia protoplasmática

Una gran variedad de condiciones adversas incrementa la proteólisis intracelular. Este efecto está mediatizado, en parte, por el incremento de la actividad de un grupo particular de enzimas denominadas proteasas. Las proteasas se sintetizan en el citoplasma como pre proteínas que contienen un péptido de tránsito que les permite penetrar en los diferentes compartimientos

celulares: vacuola, cloroplasto o mitocondria. Las proteasas participan en la activación de proteínas relacionadas con la adaptación al estrés, así como en la degradación de proteínas desnaturalizadas. En último término, la actividad de estas enzimas proporciona aminoácidos libres para la síntesis de nuevas proteínas. (Azcón y Talón, 2008).

El Contenido Relativo de Agua (CRA) es la expresión más usada para medir el nivel de agua de un tejido. Es una medida del contenido de agua respecto al total de agua que este puede almacenar, se expresa como porcentaje y permite conocer el estado hídrico de la planta. Se relaciona con el potencial hídrico porque este y sus componentes (potencial de presión y de solutos) están en función del volumen de agua del protoplasma (Argente *et al.*, 2006)

2.5.7. Acumulación de sustancias osmoprotectoras

Las condiciones de estrés que reducen el potencial hídrico de los tejidos inducen la síntesis de compuestos osmoprotectores. Las plantas responden a este cambio sintetizando una amplia gama de estos compuestos (Bohnert *et al.*, 1995), que actúan bien como osmolitos, facilitando la retención de agua por el citoplasma y, por tanto, reajustando el potencial hídrico intracelular, o bien como verdaderos compuestos protectores que estabilizan la estructura de las membranas y de las macromoléculas. Los osmoprotectores son, pues, solutos compatibles con el funcionamiento celular en condiciones de estrés osmótico. Entre los osmoprotectores encontramos compuestos con átomo de nitrógeno

en su molécula, como la prolina y los compuestos de amonio cuaternario; compuestos con grupos hidroxilo, como los polialcoholes y los azúcares (Bohnert *et al.*, 1995; Schulze, 2005); y las proteínas LEA, abundantes en semillas en fase de desecación. Los compuestos más importantes dentro del grupo de amonio cuaternario son la glicina betaína, la prolina betaína, y la β -alanina betaína. (Bohnert *et al.*, 1995; Azcón y Talón, 2008).

Las fitohormonas forman parte de los mecanismos de transmisión interna de la señal de estrés, ya que cumplen los siguientes requisitos:

- a) Como respuesta al estrés, las plantas acumulan una o varias hormonas de forma rápida, y los niveles de éstas descienden cuando las condiciones adversas desaparecen.
- b) La aplicación exógena de hormonas en condiciones no estresantes incrementa la tolerancia de las plantas cuando se les impone condiciones desfavorables.
- c) Las hormonas inducen la expresión de genes que codifican proteínas implicadas, al parecer, en las respuestas y adaptaciones a las condiciones estresantes, o en su recuperación cuando han desaparecido estas condiciones adversas.

Entre las fitohormonas implicadas se encuentran el ácido abscísico (ABA), el etileno y el ácido jasmónico (AJ). Las giberelinas (GAS) que están muy implicadas en el crecimiento vegetal, también parecen estar relacionadas con las respuestas al estrés (Schulze, 2005; Azcón y Talón, 2008).

La Glicinabetaína (N, N, N-trimetil glicina, GB) es un derivado de aminoácido que se sintetiza por un gran número de organismos incluyendo plantas miembros de la familia Chenopodiaceae, Amaranthaceae, Gramineae, Compositae y Malvaceae. También se han detectado rastros de glicinabetaína en las leguminosas de grano, como frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) y arveja (*Pisum sativum* L.) (Agboma *et al.*, 1997). Además de su función en la osmorregulación, la GB ha demostrado que protege las proteínas funcionales, enzimas (por ejemplo Rubisco), y lípidos del aparato fotosintético y para mantener el flujo de electrones a través de las membranas tilacoides (Ma *et al.*, 2006).

2.5.8. Estabilidad de pigmentos fotosintéticos

Los pigmentos clorofílicos son con toda seguridad el pigmento biológico más abundante en la tierra y debe su color verde a su capacidad de absorber las fracciones roja y azul de la luz solar, transmitiendo los demás colores cuya mezcla apreciamos en diversos tonos de verde. La función primordial de la clorofila es la de absorber energía lumínica. La absorción por tanto, depende en gran medida de la concentración de clorofila y de otros pigmentos accesorios. Las hojas pueden llegar a contener hasta 1 g de clorofila m⁻², aunque esta concentración es muy variable entre especies y sobre todo depende, entre otros factores, del estado nutricional, la edad o la historia lumínica previa de la planta. (Cabrera, 2002; Torres *et al.*, 2005).

Conjuntamente, con las variables del régimen hídrico, se ha recomendado el estudio del complejo de los pigmentos vegetales, dado que es uno de los sistemas más sensible a las condiciones estresantes del medio y se ha detectado una alta influencia varietal en la respuesta de las plantas al estrés (Cabrera, 2002).

En un estudio realizado por González *et al.* (2007) el resultado obtenido fue que la concentración de pigmentos disminuyó significativamente en las hojas de todas las plántulas de trigo cultivadas bajo condiciones de estrés, con respecto a las cultivadas en condiciones normales, destacándose una mayor afectación en el contenido de clorofilas respecto a los carotenoides.

En relación con el comportamiento varietal se observó que las variedades INIFAT RM-26, e INIFAT RM-36, que fueron las que mostraron el mayor grado de tolerancia a la sequía, sobre la base de los indicadores del crecimiento y el rendimiento, sufrieron las menores afectaciones en la concentración de pigmento, lo que indica que las variedades tolerantes a la sequía se caracterizan por una mayor estabilidad en el complejo de los pigmentos, en relación con las susceptibles y que su determinación pudiera ser utilizada como un indicador efectivo para monitorear la tolerancia a la sequía en grandes grupos de variedades y líneas o para evaluar poblaciones segregantes en un programa de mejora dirigido a estos fines (González *et al.*, 2007).

Las investigaciones sobre el efecto que provoca la salinidad en la concentración de pigmentos son abundantes y coincidentes, y tienden a revelar que tales afectaciones son fundamentalmente debidas a la destrucción de los cloroplastos y a un aumento de la actividad de la enzima clorofilasa, afectando la síntesis de clorofilas (Argentel *et al.*, 2006).

2.5.9. Órganos o tejidos resistentes a deshidratación

Las plantas terrestres deben hacer frente a las condiciones adversas, incluyendo altas dosis de luz ultravioleta, la exposición prolongada a un ambiente seco, la lixiviación por las fuertes lluvias, las concentraciones de los contaminantes nocivos transmitidos por el aire, la contaminación por partículas en la superficie de sombra, y el ataque por patógenos y herbívoros. Estos estreses abióticos y bióticos afectan inicialmente la superficie de la planta pero pueden ser contrarrestadas efectivamente por los mecanismos de protección situados en una piel exterior. Estas funciones de protección se llevan a cabo por una capa lipídica llamada cutícula (Buschhaus y Jetter, 2011).

Muchas especies de plantas poseen cutícula gruesa y muy impermeable, recubierta frecuentemente por capas cerosas o resinosas. El componente principal de la cutícula es la cutina, un polímero heterogéneo de ácidos grasos hidroxilados de cadena larga. Debido a que las ceras cuticulares son muy hidrófobas, ofrecen una resistencia muy elevada a la difusión, tanto de agua líquida como de vapor de agua procedente de las células adyacentes (Azcón y

Talón, 2008). Por tanto la cutícula sirve para restringir la evaporación del agua de las superficies externas de las células epidérmicas foliares, y protege a las células epidérmicas y a las del mesófilo subyacente de una potencial desecación letal (Schulz *et al.*, 2004).

2.5.10. Alta relación biomasa radical / biomasa aérea

Cuando el déficit hídrico se desarrolla lentamente, las plantas pueden presentar respuestas de aclimatación que tienen efectos sobre el crecimiento, como la disminución de la expansión foliar y el aumento del crecimiento radicular (Moreno, 2009).

Entre las plantas tolerantes se encuentran aquellas que evitan la deshidratación utilizando mecanismos morfofisiológicos complejos como hojas pequeñas y cerosas, estructuras que facilitan la captación del rocío o bien, raíces muy profundas, reducción del número y tamaño de los estomas, modificación de la estructura del dosel, cambios anatómicos en la epidermis, ubicación de los estomas en cavidades, cutículas gruesas y cerosas en combinación con tejidos suculentos (Basurto *et al.*, 2008).

El hecho de que las plantas tengan una amplia superficie de contacto con el aire, tiene también su lado desfavorable ya que, en ciertas circunstancias, este contacto ocasiona una evaporación intensa del agua de las células de las hojas. Como consecuencia de la intensa transpiración de las plantas, las raíces deben

ser extensas para recuperar del suelo toda el agua que pierden las hojas. (Pérez y Martínez, 1994).

Los efectos del estrés hídrico también se observan en el crecimiento de la planta, afectándolo en la altura, diámetro y elongación de raíces. El estrés hídrico inhibe el crecimiento de la parte aérea de la planta, alterando la concentración de solutos orgánicos, el contenido hídrico y la actividad metabólica celular. Esta inhibición tiene lugar al mismo tiempo que se produce una estimulación en el crecimiento de la raíz, favoreciendo la absorción de agua a manera que la parte aérea puede mantener unas tasas adecuadas de fotosíntesis (Pérez y Martínez).

El crecimiento celular es probablemente el proceso más sensible al déficit hídrico, debido a que se disminuye la presión de turgencia y ésta es indispensable para el alargamiento celular. Esto se refleja en una marcada reducción del área foliar, la cual también es acentuada por el aceleramiento en la tasa de senescencia. La disminución del área se considera como un mecanismo adaptativo de las plantas al déficit hídrico, ya que implica una reducción de la tasa de transpiración (Ortíz, 2006).

Las modificaciones anatómicas, morfológicas y fenológicas de las plantas sometidas a períodos prolongados de sequía se deben básicamente a las alteraciones en los patrones estacionales y ritmos de división y elongación

celular. Los tejidos y órganos más afectados son aquellos relacionados con la absorción y uso del agua (Ortíz, 2006).

Con respecto a los efectos en los procesos fisiológicos uno de ellos, incluso más importante es el aumento en la relación raíz/parte aérea, así como también la abscisión de hojas y frutos especialmente después que desaparece el estrés. Además afecta el desarrollo reproductivo retrasándolo o beneficiándolo en algunas especies que lo requieren para madurar o formar yemas o brotes para pasar la sequía de forma segura (Sánchez y Aguirreola, 2000).

2.6. Estrategias para mitigar los efectos del estrés hídrico en las plantas

En la región del Altiplano Semiárido de México, constituida por los estados de Zacatecas, Durango, Chihuahua y Aguascalientes, se han implementado dos estrategias para atenuar los efectos de sequía: una mediante la práctica del “pileteo” para incrementar la captación de lluvia y mejorar las condiciones de humedad del suelo y otra a través del mejoramiento genético, cuya finalidad es la obtención de variedades resistentes a sequía. Como resultado de la segunda estrategia, se han desarrollado variedades de frijol de diferente tipo de grano, con alta expresión de rendimiento en condiciones de sequía (Acosta *et al.*, 2007).

Existen otras estrategias que se han venido desarrollando en varios cultivos y en países distintos con diferentes tipos de solutos orgánicos, reguladores de

crecimiento y nutrientes para mitigar los efectos del estrés hídrico, sustancias que se aplican en el acondicionamiento de semillas en la germinación o de manera exógena al follaje, en tratamientos y dosis diferentes.

2.6.1. El pre acondicionamiento de semillas

El pre acondicionamiento natural es un tratamiento basado en el efecto que causa la exposición de las semillas a los procesos de hidratación-deseccación que ocurren en el suelo, durante su estancia en el banco de semillas; y consiste en enterrar los lotes de semillas durante un tiempo delimitado por el momento de la dispersión y el establecimiento de las lluvias. Este tratamiento se ha usado exitosamente en plantas silvestres y con fines de restauración ecológica. El pre acondicionamiento natural rompe la latencia, incrementa la velocidad de germinación y aumenta el porcentaje de sobrevivencia y de establecimiento de las plántulas, debido a que promueve los eventos metabólicos relacionados con la fase temprana de la germinación (Nicasio *et al.*, 2011).

El pre acondicionamiento es un tratamiento pre germinativo que se aplica principalmente a semillas agrícolas colocándolas por un tiempo determinado en soluciones osmóticas o en matrices sólidas, de manera que puedan absorber agua y solutos e iniciar los procesos metabólicos correspondientes a la fase temprana de la germinación, pero previene la protrusión de la radícula (Marín *et al.*, 2007; Farooq, 2010). Estos tratamientos pre germinativos promueven la sincronización e incrementan la velocidad de germinación de la población de

semillas. En algunas especies el pre acondicionamiento también aumenta la velocidad de crecimiento y el porcentaje de sobrevivencia de las plántulas durante su establecimiento aún en condiciones ambientales adversas. Los patrones de crecimiento y la asignación de los recursos a las distintas estructuras de la plántula también pueden ser afectados por los tratamientos pre germinativos (Marín *et al.*, 2007; Farooq, 2010; Dursun y Ekinci, 2010; Nicasio *et al.*, 2011).

Los tratamientos robustecedores se realizan por métodos muy simples, consisten en agregar cantidades limitadas de agua a las semillas de manera que el nivel de hidratación que alcancen permita sólo la emergencia incipiente del embrión, que bajo este estado debe permanecer durante una o varias jornadas de desecación al aire (Henkel, 1964). Así, las plantas durante las primeras etapas del desarrollo, sufren el estrés hídrico provocado por el tratamiento y activan numerosos mecanismos fisiológicos de resistencia al estrés, que permanecerán latentes en condiciones ambientales idóneas (Heydecker, 1982, citado por Sánchez *et al.*, 2001).

La expresión fenotípica de esta relación genotipo-ambiente se traduce en profundos cambios bioquímicos y fisiológicos que incrementan la tolerancia de las plantas no sólo a la sequía, sino también a las altas o bajas temperaturas y a la salinidad, a partir de la germinación y durante todo el desarrollo ontogenético, hasta los valores finales del rendimiento de los cultivos (Henkel, 1964, citado por Sánchez *et al.*, 2001).

La calidad de la semilla, medida a través de la viabilidad, germinación y vigor, es un factor determinante en la producción (Farooq, 2010). La semilla con óptima calidad debe germinar rápida y uniformemente bajo diferentes condiciones ambientales; de no ser así, se deben utilizar técnicas, como es el acondicionamiento osmótico, que consiste en someter la semilla a un proceso de hidratación controlada en una solución osmótica para activar su metabolismo, sin que ocurra la protrusión de la radícula (Mora *et al.*, 2006).

La calidad de las semillas de muchas especies cultivadas depende significativamente del grado de maduración que tengan éstas en el momento de la colecta de los frutos, del proceso de obtención y de su manejo posterior. Un camino fisiológico conocido para mejorar el comportamiento germinativo de muchas especies de interés agrícola son los tratamientos pre germinativos de hidratación–deshidratación de las semillas, que ha probado ser eficiente para revigorar semillas envejecidas, acelerar e incrementar la germinación y los rendimientos de las plantas, tanto bajo condiciones ecológicas óptimas como adversas (Sánchez *et al.*, 2001; Farooq, 2010).

Los procedimientos pre germinativos consisten en la inmersión de las semillas en soluciones osmóticas o en agua durante cierto tiempo con o sin deshidratación previa a la siembra y permiten que una gran proporción de las mismas alcance rápidamente el nivel de humedad y estado metabólico deseado; como la activación de numerosos procesos bioquímicos-fisiológicos relacionados con la germinación, la tolerancia al estrés ambiental y a la auto

reparación enzimática de las membranas celulares (Sánchez *et al.*, 2001). El osmoacondicionamiento empieza cuando una semilla es hidratada en una solución osmótica de potencial hídrico bajo. Luego el equilibrio de humedad es alcanzado, además que la toma de agua por la semilla se impide (Khan, 1992).

Diversos productos químicos han sido utilizados para el acondicionamiento osmótico de semillas, como sales inorgánicas (K_3PO_4 , KH_2PO_4 , $MgSO_4$, $NaCl$, KNO_3 , KCl , Na_2SO_4), componente orgánicos de bajo peso molecular (manitol, sorbitol, glicerol, sacarosa) y polietilenglicol (Khan, 1992; Sánchez *et al.*, 2001; Mora *et al.*, 2006; Farooq, 2010).

Las soluciones salinas mantienen una aireación aceptable del medio, al osmoacondicionar semillas a gran escala. La promoción de la germinación por éstas se atribuyen a sus propiedades osmóticas y no a sus propiedades químicas (Thanos y Georghiu, 1988), aunque éstas últimas pueden afectar las estructuras celulares de las semillas y por consiguiente, la viabilidad de las mismas (Bradford, 1995). Las sales con iones trivalentes de fosfatos (como el K_3PO_4 y el Na_3PO_4) son más eficientes para estimular la germinación que otras sales no trivalentes y ampliamente utilizadas en dichos tratamientos. Esto se debe a que las sales trivalentes incrementan el PH del medio de imbibición y con esto aumentan la actividad metabólica de las semillas durante el acondicionamiento (Susuki *et al.*, 1989; Bradford, 1995).

Los tratamientos robustecedores de las semillas se realizan por métodos muy simples, consisten en agregar cantidades limitadas de agua a las semillas de manera que el nivel de hidratación que alcancen permita sólo la emergencia incipiente del embrión, que bajo este estado debe permanecer durante una o varias jornadas de desecación al aire. Así, las plantas durante las primeras etapas del desarrollo, sufren el estrés hídrico provocado por el tratamiento y activan numerosos mecanismos fisiológicos de resistencia al estrés, que permanecerán latentes en condiciones ambientales idóneas (Khan, 1992; Sánchez *et al.*, 2001).

En el maíz (*Zea mays*) el pre acondicionamiento incrementa la velocidad y el porcentaje final de germinación. En esta especie también se han realizado estudios para promover la germinación y el establecimiento de plántulas en diferentes condiciones de estrés. El tratamiento de osmoacondicionamiento con NaCl, KCl, y CaCl₂ aumenta la velocidad y el porcentaje final de germinación en condiciones de estrés salino con respecto al testigo y al tratamiento de pre acondicionamiento hídrico; además incrementa la biomasa final de plúmulas y radículas (Nicasio *et al.*, 2011).

Como resultado del osmoacondicionamiento, las semillas con germinación “lenta” tienden a alcanzar a las “rápidas”, por lo que cuando las semillas osmoacondicionadas se siembran en campo germinan con mayor rapidez y uniformidad que las no tratadas. Este efecto es más evidente cuando se presentan condiciones adversas como suelen ser las ambientales o las de contenido de humedad en el suelo (Marín *et al.*, 2007).

Los tratamientos de hidratación parcial de las semillas han demostrado ser eficientes y actualmente se investigan para los siguientes fines agrícolas: a) revigorización de semillas para recuperar vigor e incrementar la longevidad durante el almacenamiento, b) acondicionamiento para incrementar, acelerar y uniformar la germinación y el establecimiento, c) acondicionamiento de semillas para eliminar dormancia orgánica o impuesta y d) robustecimiento de semillas para incrementar la germinación, el establecimiento y los rendimientos de las plantas resultantes de los tratamientos bajo condiciones ambientales adversas (Sánchez *et al.*,2001).

2.6.2. Aplicación de solutos orgánicos, reguladores de crecimiento y nutrimentos para mitigar los efectos del estrés hídrico

2.6.2.1. La glicinebetaína

En un estudio que realizaron Ma y Wang (2006) se investigaron los efectos de la aplicación foliar de 100 mmol/L de Glicinebetaína (GB) sobre el fotosistema II (PSII) fotoquímico en la hoja bandera de trigo (*Triticum aestivum*) bajo estrés por sequía combinado con alta radiación. Los resultados mostraron que las plantas tratadas con GB mantuvieron una alta tasa fotosintética neta durante el estrés por sequía que las plantas sin GB. La Glicinebetaína exógena puede preservar la actividad fotoquímica de PSII, en plantas tratadas con GB mantuvieron una mayor eficiencia fotoquímica máxima de PSII (Fv/Fm) y se recobraron más rápidamente de la fotoinhibición. Además, las plantas tratadas con GB pueden mantener actividades altas de enzimas antioxidantes y sufrir

menor estrés oxidativo. Los datos sugieren que la GB puede proteger el complejo PSII de daños a través de la aceleración de la rotación de la proteína D1 y el mantenimiento de las actividades de las enzimas antioxidantes en niveles altos para aliviar el daño solar. El Dietilditiocarbamato así como el tratamiento de estreptomicina puede perjudicar el efecto protector de GB sobre PSII. En resumen, la GB puede mejorar la tolerancia a la fotoinhibición de PSII.

La escasez de agua es una grave amenaza para la sostenibilidad de la producción de cultivos. La aplicación exógena de glicinabetaína (GB) y ácido salicílico (SA) se ha encontrado muy eficaz en la reducción de los efectos adversos del estrés por sequía. Este estudio se realizó para examinar el posible papel de la aplicación exógena de GB y SA en la mejora del rendimiento de girasol híbrido (*Helianthus annuus* L.) bajo diferentes regímenes de riego. Hubo tres niveles de riego, a saber, el control (riegos normales), el estrés hídrico en la etapa vegetativa (falta de riego en la etapa vegetativa) y la escasez de agua en la etapa de floración (falta de riego en la etapa de floración). GB y SA fueron aplicados exógenamente a 100 y 0.724 mM, respectivamente, cada uno en la etapa vegetativa y de floración. Las plantas de control no recibieron aplicación de GB y SA. El estrés hídrico redujo el diámetro de la cabeza, el número de achenio, peso de 1000 achenios, rendimiento de achenios y rendimiento de aceite. No obstante, la aplicación exógena de GB y SA mejoró significativamente estos atributos bajo estrés hídrico. Sin embargo, la sequía incrementó la disponibilidad de prolina y GB en la hoja, y se incrementaron aún más por la aplicación exógena de GB y SA (Hussain *et al.*, 2008).

En el estudio con girasol la aplicación exógena GB en la etapa de floración fue más eficaz que otros tratamientos. El contenido de aceite también se redujo bajo estrés hídrico, sin embargo, la aplicación de GB y SA no pudo mejorar el efecto negativo del estrés hídrico sobre el contenido de aceite en el aquenio. Los efectos de la escasez de agua y la aplicación foliar de GB estuvieron más pronunciados cuando se aplicó en la etapa de floración que en la fase vegetativa (Hussain, *et al.*, 2008).

En otro experimento realizado por Argenteal y colaboradores (2010) se determinaron los contenidos de prolina, glicinabetaína y proteínas solubles totales en 12 variedades cubanas de trigo, de las especies *T. aestivum* y *T. durum*, cultivadas en condiciones salinas. Para ello se montaron dos variantes experimentales basadas en una solución nutritiva concentrada. El primer tratamiento se salinizó con NaCl a una conductividad eléctrica de 8 dS.m⁻¹ y el tratamiento control sin aplicar NaCl. Este ensayo se realizó en condiciones de hidroponía y los tratamientos se aplicaron desde el momento de la siembra hasta los 45 días de germinadas las semillas, cuando se realizaron las determinaciones. Los datos obtenidos en los tratamientos control y de estrés se compararon por la prueba de *T-student* para los niveles de significación del 5 y 1 %. Como resultado se obtuvo un significativo incremento del contenido de prolina en la mayoría de las variedades, siendo mayor la acumulación en el follaje que en las raíces. El contenido de glicinabetaína solo fue altamente significativo en las variedades de trigo de la especie *T. durum*. El contenido de proteínas solubles totales presentó un comportamiento muy variable, incluso

entre variedades de la misma especie, por lo que no se consideró un indicador eficiente de tolerancia a la salinidad. Las variedades Cuba C-204, INIFAT RM-26, INIFAT RM-37 e INIFAT RM-26 fueron las de mejor acumulación de prolina (Argentel, 2010).

2.6.2.2. EL Cloruro de Sodio (NaCl)

Sánchez y Ruiz (2012) realizaron un trabajo donde se investigó el efecto del cloruro de sodio (NaCl) y de los termoperíodos en la germinación de la especie *Suaeda mexicana*, en tres tipos de semillas: 1) sin testa, 2) con testa café y 3) con testa negra. Las semillas se sometieron a tres diferentes termoperíodos (0 °C/20 °C, 5 °C/25 °C y 10 °C/30 °C) y a siete diferentes concentraciones de NaCl (200, 400, 600, 800, 1000, 1500 y 3000 mM) y como testigo se usó agua destilada (0 mM NaCl) utilizando un fotoperíodo de 12 h oscuridad/12 h luz. En los resultados, las semillas sin testa presentaron el mayor porcentaje de germinación en todos los termoperíodos en agua destilada. En los termoperíodos de 5 °C/25 °C y 10 °C/30 °C se obtuvo una germinación de alrededor del 97% para los tres tipos de semillas, mientras que en el de 0 °C/20 °C en semillas sin testa se obtuvo el 72%; en las semillas de testa café fue del 7% y en las de testa negra del 1%.

Las concentraciones de NaCl reducen la germinación de las semillas sin testa en promedio un 12% a 1000 mM de NaCl en todos los termoperíodos. En las semillas de testa café la reducción fue del 3% a 600 mM de NaCl en un termoperíodo de 5 °C/25 °C y en las de testa negra no hubo germinación en

concentraciones salinas. En conclusión, la germinación de *Suaeda mexicana* varía de acuerdo al tipo de semilla, termoperíodo y salinidad expuesta, siendo la semilla sin testa la que mejor responde (Sánchez y Ruiz, 2012).

Se ha reportado que la sal ampliamente probada como acondicionador osmótico es una mezcla de K_3PO_4 y KNO_3 . Otras sales, incluye el $NaCl$, KNO_3 , $MgSO_4$, NH_4NO_3 , KH_2PO_4 y $Ca(NO_3)_2$. (Suzuki *et al.*, 1989).

En un estudio realizado por Suzuki *et al.* (1989) se probaron diferentes tratamientos de sales los cuales fueron eficaces en acondicionamiento de semillas de zanahoria y otras hortalizas. Para el acondicionamiento de semillas de zanahoria el KNO_3 , K_3PO_4 , $MgCl_2 \cdot 6H_2O$, $NaCl$ y $NaNO_3$ fueron eficaces de manera similar a -10 bars. No hubo germinación durante el acondicionamiento con K_3PO_4 . El efecto de K_3PO_4 por acondicionamiento no disminuyó tanto como la duración del tratamiento fue prolongado. Su efecto se atribuyó a los iones de fosfato terciario, porque un resultado similar fue obtenido por $Na_3PO_4 \cdot 12H_2O$. Los potenciales de las soluciones de K_3PO_4 las cuales mostraron altos efectos sobre el acondicionamiento osmótico fueron constantes a -7.5 bars, aunque los de $NaCl$ cambiaron de -7.5 a -12.5 bars dependiendo de la duración y temperatura del tratamiento.

La germinación durante el osmoacondicionamiento para berenjenas (*Solanum melongena*), perejil japonés (*Cryptotaenia japonica* H.), cebollas (*Allium cepa*) y espinacas (*Spinacia oleracea*) fue suprimida más claramente con K_3PO_4 que

con NaCl. Para berenjenas los potenciales osmóticos de la solución de K_3PO_4 que mostraron efectos más altos en el acondicionamiento incluso cuando la duración del acondicionamiento fue variado. Se notó que para semillas de perejil japonés y cebolla que la duración del acondicionamiento para efectos altos de la solución de K_3PO_4 mostró una gama amplia de comparaciones. El efecto de fosfatos terciarios mostraron en el experimento pueden ser debido a los PHs altos de las soluciones. Los fosfatos terciarios puede que sean potencialmente útiles y convenientes para acondicionar semillas de muchas especies (Suzuki *et al.*, 1989).

2.6.2.3. El ácido giberélico

Se realizó un estudio sobre la germinación de semillas y el vigor de plántulas de Papaya (*Carica papaya* L.) del grupo híbrido "Tainung 01" en función de la etapa de maduración de la fruta (semi-madura y madura), combinado con la inmersión de las semillas, durante cuatro horas, en diferentes concentraciones de ácido giberélico- GA_3 (0 mg L⁻¹, 250 mg L⁻¹, 500 mg L⁻¹, y 1000 mg L⁻¹). Fue usado un diseño completamente al azar, dispuestos en un esquema factorial 2x4, con cuatro repeticiones. No hubo efectos significativos de la interacción entre los factores estudiados en todas las variables. Las semillas, independientemente de la etapa de madurez de la fruta, no germinaron en ausencia de GA_3 . Las semillas de los frutos semi-maduros mostraron mayores porcentajes de germinación que las de frutos maduros, cuando se sumergieron en soluciones de 250 mg L⁻¹ y 500 mg L⁻¹ de GA_3 . Para las semillas tratadas

con 1000 mg L⁻¹ de GA₃, se observó el mayor porcentaje de germinación de las semillas de los frutos maduros (Pereira *et al.*, 2009).

Los resultados permitieron concluir que los frutos en la etapa semi-maduros son más apropiados para suministrar semillas para plantas de semillero. La inmersión de las semillas de los frutos semi-maduros en una solución de 500 mg L⁻¹ de GA₃ y las semillas de frutos maduros en una solución de 1000 mg L⁻¹ de GA₃ promovieron una mejor germinación y plántulas con mayor vigor (Pereira *et al.*, 2009).

El alto costo de las semillas y plántulas de tomate de híbridos de larga vida es uno de los aspectos más limitantes durante el establecimiento inicial de los cultivos, sin embargo, con el uso de ácido giberélico (GA₃) es posible aumentar el porcentaje de germinación, reducir el tiempo de germinación, e igualmente alcanzar una velocidad de crecimiento más rápida y en menor tiempo para llevar las plántulas al campo (Balaguera *et al.*, 2009).

Balaguera *et al.*, (2009) realizaron un experimento en semillas de tomate aplicando GA₃. En la primera etapa del experimento, las semillas del híbrido “Daniela” se sumergieron durante 36 h en 0, 300, 600 y 900 mg L⁻¹ de GA₃ usando un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones. Cuatro plantas de cada tratamiento fueron llevados al campo durante un mes con el mismo diseño. En la primera etapa, empapando las semillas en 900 mg L⁻¹ de GA₃ dio como resultado el más alto porcentaje de germinación, la longitud de la

raíz, la materia seca, la materia fresca de raíz y tallo, y el área foliar, mientras que la tasa de germinación más rápida y la altura promedio más alta se debieron al tratamiento de 300 mg L⁻¹ de GA₃. En la fase de campo, la altura de la planta, el tallo y la materia seca total, materia fresca de hojas y raíces, y la asimilación neta mostró la mejor respuesta al tratamiento de 900 mg L⁻¹ de GA₃. De esta manera, la semilla remojada con 900 mg L⁻¹ de GA₃ permite la obtención de plántulas de tomate más vigorosas en menos tiempo y con un mejor desarrollo en el campo (Balaguera *et al.*, 2009).

Las semillas de *Penstemon digitalis* cv. Husker Red a menudo muestra un inconsistente o un bajo porcentaje de germinación. Aunque la mayoría de los cultivares seleccionados se propagan por esquejes, pero para la exportación a otros países, se prefiere la semilla. Machado *et al.* (2009) realizaron tres experimentos para determinar si remojando las semillas en ácido giberélico (GA₃) aumentaría la germinación de semillas de *Penstemon digitalis* cv. Husker Red. Las concentraciones de GA₃ utilizadas fueron 0 , 10 , 50 , 100 , 200 , y 500 mg · L⁻¹ (primer experimento) ; 0 , 500 , 1000 , y 1500 mg· L⁻¹ (segundo experimento) , y 0 , 500 , y 1000 mg · L⁻¹ (tercer experimento). El primero y segundo experimentos se llevaron a cabo en una cámara de crecimiento, mientras que el tercer experimento se llevó a cabo tanto en una cámara de crecimiento como en un invernadero con semillas ya sea cubiertas o no por la mezcla. En todos los experimentos, el GA₃ aumentó el porcentaje y la velocidad de germinación de las semillas. El tratamiento de 1000 mg· L⁻¹ de GA₃ fue el mejor tratamiento. En el tercer experimento, el porcentaje y la velocidad de

germinación de las semillas fueron los más altos para las semillas cultivadas en el interior de la cámara de crecimiento, probablemente como resultado de la consistencia de las temperaturas y la oscuridad. En el invernadero, el porcentaje de semillas que germinaron y la tasa de germinación fueron similares si las semillas se cubrieron o no con la mezcla y si recibieron ya sea el tratamiento de 500 o 1000 mg·L⁻¹ de GA3 (Machado *et al.*, 2009).

Se estudió el efecto del GA3 en la germinación y el crecimiento de dos variedades de garbanzo (*Cicer arietinum* L.), es decir, C44 y Paidar 91, bajo diferentes niveles de salinidad de NaCl. Una reducción gradual en el porcentaje de germinación, longitud de plúmula y radícula, peso fresco y seco de plúmula y radícula se observó bajo estrés salino. El tratamiento de GA₃ aumentó el porcentaje de germinación bajo estrés salino. También mejoró el peso fresco y seco de plúmula y radícula junto con un aumento en sus longitudes. Se obtuvieron resultados significativos en todos los parámetros de crecimiento, excepto en el número de ramas. La altura de la planta y el peso fresco y seco de brotes disminuyó bajo estrés salino. La aplicación de 20 mg·L⁻¹ de ácido giberélico compensó este efecto adverso de la salinidad. La eficacia del ácido giberélico para mitigar el efecto de la salinidad se reduce con el aumento del nivel de la salinidad (Hamid *et al.*, 2001).

Reguladores del crecimiento vegetal tales como: ethrel, citoquininas y GA₃, solos o en combinación estimularon la germinación de semillas de *Medicago sativa* L. El NaCl redujo su germinación en todas las concentraciones usadas, y

el estrés, en la germinación, fue aliviado por estos reguladores del crecimiento, cuando se aplicaron solos o en combinación (Basalah y Sher, 1999).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización del área de estudio

El presente estudio se llevó a cabo en un invernadero en el Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en la Relación Agua Suelo Planta Atmósfera (CENID RASPA) del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) ubicado en Gómez Palacio, Durango. El centro se localiza a 25° 35'23.6 Latitud Norte, 103° 27'13.1" de longitud Oeste y a una altitud de 1135 msnm. La temperatura máxima promedio normal es de 28.6°C, la mínima de 12.3°C, la evaporación y precipitación acumulada anual son de 2488 mm y 215 mm, respectivamente (Villa *et al.*, 2002). El invernadero estuvo cubierto en sus lados de policarbonato de doble pared y el techo con plástico y malla sombra 50:50. El control de la temperatura se hizo mediante extractores, pared húmeda y sensores de temperatura.



Figura 1. Invernadero donde se llevó a cabo el estudio

3.2. Materiales

Los materiales usados en este estudio fueron los siguientes:

Semillas de frijol (variedad Pinto Saltillo),

Bancales de metal,

Macetas de plástico negro de 20 L,

Mezcla de turba, perlita y vermiculita (70:15:15, en base a volumen),

Plástico para invernadero, malla sombra,

Tanques de 200 L,

Regaderas manuales de plástico,

Bombas eléctricas,

Plaguicidas,

Fertilizantes,

Cloro (clorálex),

Material de limpieza,

Agua destilada, reactivos de laboratorio, guantes,

Aspersora de mochila para aplicar plaguicidas,

Material de oficina, bolsas de plástico y papel, palanganas de plástico,

Hielera, balanza,

Sensores de temperatura y humedad del aire,

Mangueras de plástico.

3.3. Factores en estudio

Se estudiaron diez tratamientos de pre acondicionamiento a la semilla y dos testigos, un testigo sin tratar (con restricción de humedad) y otro testigo sin tratar y sin restricción de humedad. Esos tratamientos se describen en el Cuadro 1 y se definieron en base a resultados de estudios previos sobre sustancias, potenciales osmóticos y tiempos de inmersión de la semilla.

Cuadro 1. Tratamientos evaluados con las sustancias, dosis y tiempo de inmersión.

Tratamiento	Sustancia Química	Potencial osmótico o concentración	Tiempo de inmersión (horas)
T1	NaCl	0.3 MPa	12 h
T2	NaCl	0.3 MPa	24 h
T3	NaCl	0.5 MPa	12 h
T4	NaCl	0.5 MPa	24 h
T5	Ácido giberélico (AG)	250 mg L ⁻¹	12 h
T6	Ácido giberélico (AG)	250 mg L ⁻¹	24 h
T7	Glicina betaína(GB)	25 mM	12 h
T8	Glicina betaína(GB)	25 mM	24 h
T9	Glicina betaína(GB)	50 mM	12 h
T10	Glicina betaína(GB)	50 mM	24 h
T11	Testigo (sin tratar)		
T12	Testigo (sin tratar y sin restricción de humedad).		

3.4. El diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue un diseño en bloques al azar con 12 tratamientos y cuatro repeticiones. La unidad experimental fue de cuatro macetas por tratamiento. En la Figura 2 se indica como estuvieron distribuidos los tratamientos dentro del invernadero.

PARED HUMEDA												
	T4S	T1S	T3S	T9S	T2S	T5S	T8S	T10S	T11S	T12H	T7S	T6S
I REP	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
II REP	T6S	T8S	T10	T11	T12H	T7S	T5S	T4S	T3S	T1S	T9S	T2S
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
III REP	T4S	T6S	T2S	T1S	T8S	T9S	T12H	T10S	T7S	T11S	T3S	T5S
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
IV REP	T3S	T11S	T9S	T5S	T10S	T2S	T8S	T6S	T4S	T12H	T7S	T1S
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o
	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o	o

Figura 2. Distribución de los tratamientos en el invernadero, cada tratamiento constó de cuatro macetas.

3.5. Procedimiento experimental

3.5.1. Determinación de la capacidad de retención de humedad del sustrato

Para la determinación de la capacidad de retención de humedad del sustrato utilizado se seleccionaron cinco macetas de plástico negro de capacidad de 20 L y se hizo lo siguiente (Fig. 3):

- A) Se pesó cada maceta de plástico vacía.
- B) Se colocó una malla de plástico en cada maceta con el fin de retener el sustrato, el peso de la malla se registró previamente.
- C) Se pusieron 150 g de perlita en el fondo de la maceta y una cantidad conocida de la mezcla del sustrato para llenar la maceta, se dejaron 3 cm libres del borde superior. Se registró el peso total de la maceta.

D) Se agregó agua hasta saturar el sustrato y las macetas se cubrieron con un plástico. Cuando las macetas dejaron de drenar el exceso de agua se registró el dato de saturación. Después se estuvo registrando el peso de la maceta cada hora por un tiempo de 8 h, al siguiente día nuevamente se registró el peso de la maceta hasta que no hubo variación en el peso y se registró el peso de máxima capacidad de retención de humedad.



Figura 3. Realización de la prueba de retención de humedad a sustrato en base a peso.

3.5.2. Llenado de macetas

Se pusieron 150 g de perlita, aproximadamente 5 cm, en el fondo de cada maceta, con el fin de facilitar el drenaje. En seguida se llenaron las macetas con la mezcla del sustrato utilizado (turba, perlita y vermiculita), se pesaron y etiquetaron (Figura 4). Se les aplicaron 9 L de agua, cantidad necesaria para llevarlas a saturación, se dejaron drenar para llegar a la máxima retención.



Figura 4. Preparación de las macetas del experimento en estudio.

3.5.3. Preparación de las semillas y siembra

Las semillas se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio (clorálex) al 5% por un tiempo de tres minutos. Después se enjuagaron con agua limpia y en seguida se les dio el pre acondicionamiento de acuerdo a cada tratamiento establecido (Figura 5). Transcurrido el tiempo de inmersión de las semillas estas se secaron a temperatura ambiente y se sembraron en las macetas. Se pusieron dos semillas por maceta y después de la emergencia se dejó sólo una planta (Figura 6).



Figura 5. Preparación y acondicionamiento con Glicinebetaína, ácido giberélico y NaCl en los tratamientos de semillas de frijol.

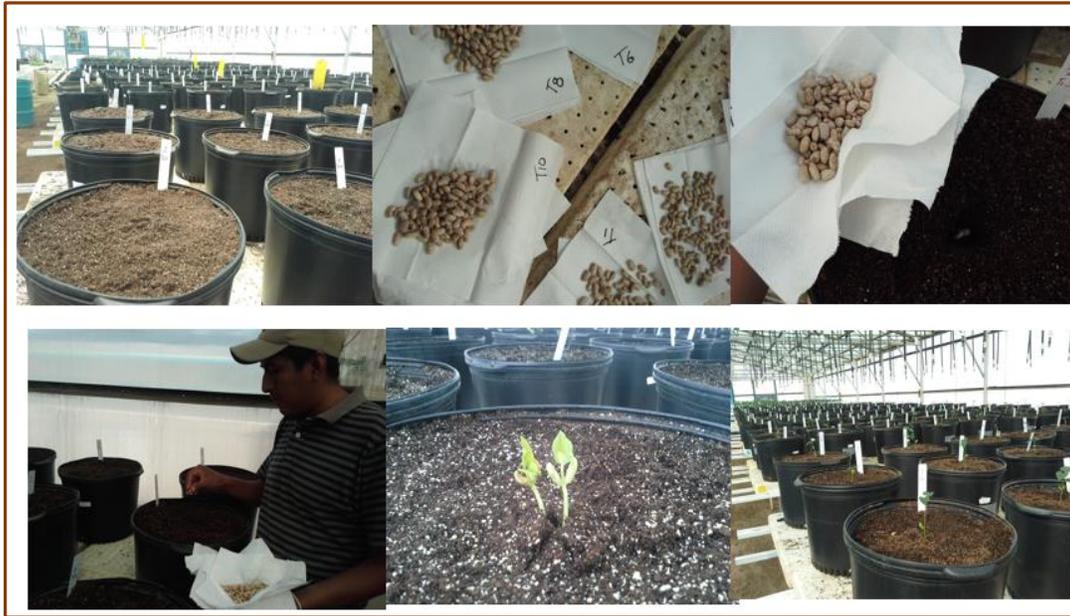


Figura 6. Siembra de dos semillas de frijol por maceta. Seleccionando solo una planta cuando éstas germinaron.

3.6. Labores Agronómicas

3.6.1. Riegos y Fertilización

Las plantas se regaron cuando el sustrato tenía del 25 al 30% de la capacidad máxima de retención de humedad. Esto con el fin de que las plantas estuvieran bajo una condición de estrés hídrico; se pesaba cuatro macetas de cada tratamiento, previamente marcadas, cada tercer día. Se aplicaba el volumen de agua requerido para reponer a máxima capacidad de retención de agua, esto se hacía usando vasos graduados en el riego. El tratamiento T12 correspondiente al testigo sin pre acondicionamiento y sin restricción de agua, éste se estuvo regando cuando la capacidad de retención de humedad del sustrato era del 70 al 75%.

Las plantas se empezaron a fertilizar cuando tuvieron cuatro hojas verdaderas con una solución nutrimental equilibrada de 15 meq L⁻¹ de aniones y cationes (Cuadro 2). Esto se hizo con una frecuencia de cada diez días y se aplicó un 15% más del agua requerida para evitar la salinización del sustrato. Se usó agua del pozo del CENID RASPA para preparar la solución; previamente se tomó una muestra del agua y se hizo el análisis químico correspondiente (Cuadro 3). Las aportaciones de calcio y magnesio se consideraron para el cálculo de la solución nutrimental. Se usaron los fertilizantes comerciales nitrato de magnesio, nitrato de calcio, nitrato de potasio y mono fosfato de potasio como fuentes de los iones aplicados, también se usó ácido fosfórico para regular el pH de la solución a 6.5.

Cuadro 2. Composición de la solución nutritiva

Ion	%	meq L⁻¹
NO ₃ ⁻	0.75	11.25
H ₂ PO ₄ ⁻	0.15	2.25
SO ₄ ²⁻	0.10	1.50
K ⁺	0.35	5.25
Ca ²⁺	0.45	6.75
Mg ²⁺	0.20	3.00

Cuadro 3. Análisis químico del agua de riego. CENID-RASPA INIFAP.

Características	Valor
PH	8.20
CE (dS m ⁻¹)	0.49
Ca ⁺⁺ (meq L ⁻¹)	1.09
Mg ⁺⁺ (meq L ⁻¹)	0.09
Na ⁺ (meq L ⁻¹)	3.41
K ⁺ (meq L ⁻¹)	0.01
CO ₃ ⁻ (meq L ⁻¹)	0.41
HCO ₃ ⁻ (meq L ⁻¹)	2.31
SO ₄ ⁻ (meq L ⁻¹)	1.77
Cl ⁻ (meq L ⁻¹)	0.62
N-Nitratos (meq L ⁻¹)	0.17
RAS Ajustado	6.39
Clasificación	C2-S1

3.6.2. Control de plagas y enfermedades

Durante el desarrollo de las plantas se tuvieron infestaciones de mosquita blanca, minador, trips y pulgones. Estos se controlaron con la aplicación de los insecticidas orgánicos Neem, ajo y jabón agrícola. Cuando las infestaciones fueron más severas se aplicaron insecticidas más específicos tales como Abamectina, Actara, Rescate, Applaud y Starion. Los productos se fueron intercalando, dependiendo del grado de infestación y de la plaga dominante, las aplicaciones se realizaron con aspersora de mochila, las dosis de cada insecticida se presenta en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Insecticidas utilizados y dosis de aplicación.

Insecticida (Nombre Comercial)	Ingrediente activo	Plaga dominante	Dosis por litro de agua
PHC-Neem	Azaridactina	Trips, minador	6.6 mL
PHC Bug-Balancer	Extracto de ajo	Trips, minador	2.5 mL
PHC Compa	Jabón neutro	Trips, minador	1.0 mL
Protectin	Abamectina	Minador de la hoja	1 mL
Starion 20 ME	Bifentrina	Mosquita Blanca	0.5 mL
Applaud 40 SC	Buprofezina	Mosquita Blanca	5 mL
Actara 25 WG	Thiametoxam	Mosquita Blanca	3 g
Rescate 20 PS	Acetamiprid	Mosquita Blanca	1 g

3.7. Variables evaluadas

A los 65 días después de la siembra se midió el área foliar, peso seco de la parte aérea y raíz, contenido relativo de agua, contenido de prolina y glicina betaína en hojas. Estas mediciones se hicieron en cada tratamiento y en las cuatro repeticiones.

3.7.1. Área foliar

El área foliar se determinó separando cada hoja de la planta y se cuantificó en un integrador de área foliar LI-COR 3500 (Figura 7). Para la obtención del área foliar se cortaron con tijeras todas las hojas de una planta que se destruyó para este fin (habían cuatro plantas por cada tratamiento), se colocaron en una bolsa de plástico y se prosiguió a llevarlas al laboratorio donde se tomó su respectiva lectura en cm².



Figura 7. Determinación de área foliar de plantas de frijol.

3.7.2. El peso seco de la raíz y parte aérea

De las plantas que se destruyeron, se obtuvieron las raíces, las cuales se extrajeron del sustrato y se lavaron con agua corriente para quitar residuos del sustrato. Se secaron a temperatura ambiente y posteriormente se sometieron a secado en la estufa por 24 h a una temperatura constante de 65°C. Posteriormente se pesaron en balanza de precisión, registrando el peso de cada muestra. El mismo procedimiento de secado se hizo para las hojas y tallos que corresponden a la parte aérea de la planta (Figura 8).



Figura 8. Determinación del peso seco de raíces y parte aérea.

3.7.3. Contenido relativo de agua

Para la obtención del contenido relativo de agua (CRA) se tomaron tres hojas de tres plantas por tratamiento; considerando que las hojas estuvieran en el tercer o cuarto lugar de la última hoja de la guía. Se colocaban en una bolsa de plástico y luego en una hielera (con hielo) para evitar su deshidratación. Se llevaron al laboratorio, donde se extrajeron diez discos foliares de 8 mm de diámetro con un sacabocados. Se registró el peso fresco (PF) de los discos foliares con balanza digital. Luego se colocaron en cajas Petri con agua destilada, donde se dejaron por un tiempo de 4 h, con el fin de que hidrataran. Después de ese tiempo se sacaron de la caja y se les colocó sobre toallas de papel para quitar el exceso de agua, en seguida se pesaron para registrar el

peso túrgido (PT). Finalmente, los discos se pusieron en sobres de papel, previamente identificados por tratamiento y repetición, y se metieron a una estufa de aire forzado a una temperatura de 68°C por un tiempo de 48 h. Después se pesaron para obtener el peso seco (PS); el CRA se obtuvo mediante la siguiente relación:

$$CRA = \frac{(PF - PS)}{(PT - PS)}$$



Figura 9. Determinación de contenido relativo de agua en hojas.

3.7.4. Determinación de prolina en tejido foliar

De las muestras obtenidas de las plantas se obtuvo también el contenido de prolina y glicina betaína. Las muestras se secaron y se molieron previamente antes de hacer los análisis. La prolina se determinó según el método de Bates (1973) con algunas modificaciones. Se pesaron exactamente 0.2 g de material

vegetal seco y molido se homogenizó con 10 ml de ácido sulfosalicílico, se dejó reposar durante 15 minutos. Transcurrido este tiempo se procedió a filtrar utilizando papel filtro No.1, del filtrado se tomó una alícuota de un mililitro y se colocó en un tubo de ensaye. En seguida se le añadió un mL de ninhidrina y un mL de ácido acético glacial puro. Se tapa el tubo y se agita bien, se ponen en baño de agua a 100°C durante una hora. Transcurrido ese tiempo se traspasaron los tubos de ensaye a un baño de hielo para detener la reacción, cuando el contenido del tubo estuvo frío en su totalidad se le agregaron 2 mL de tolueno, se homogenizaron bien. El contenido del tubo se separó en dos fases, se recuperó la fase superior y se hizo la lectura en un espectrofotómetro UV- VIS a una longitud de onda de 520 nm.

3.7.5. Determinación de glicinabetaína en tejido foliar

La determinación se llevó a cabo según el método de Grieve y Grathan (1983), con algunas modificaciones. Se pesaron exactamente 0.1 g de material vegetal seco y molido, y se homogenizaron con 10 mL de agua destilada, dejándolo en reposo durante 10 minutos. Después de ese tiempo, se procedió al filtrado utilizando papel filtro de No.4; del filtrado resultante se tomó una alícuota de 600 μ L y se coloca en un tubo de ensaye. Se añade 600 μ L de ácido clorhídrico, se homogeniza bien la muestra y se procede a tomar una alícuota de 300 μ L las cuales se colocan en un tubo de ensaye limpio. Se le añaden 120 μ L de KI_3 , se homogenizan bien y se coloca en baño de hielo durante una hora y media, agitando en intervalos de aproximadamente 10 minutos. Después se les añaden

5 mL de 1,2-Dicloroetano, se homogeniza bien y se separa en 2 fases, de las cuales se toma la fase inferior y se hace su lectura en un espectrofotómetro UV-VIS a una longitud de onda de 365 nm.

3.8. Análisis de resultados

Los datos obtenidos se analizaron mediante el análisis de varianza, usando el programa SAS (SAS, Institute, 1999) según el modelo lineal general y la separación de medias se hizo con la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Área foliar (AF)

El análisis estadístico para la variable área foliar por planta indicó efectos altamente significativas para los tratamientos evaluados ($P = 0.0035$). La comparación de medias señala que el T9 (glicinebetaína, 50 mM y 12 h de inmersión) produjo la mayor área foliar (Figura 10). Aunque no fue estadísticamente diferente (Tukey = 0.05) al T7 (glicina betaina 25 mM, 12 h de inmersión) y al T2 (NaCl, 0.3MPa, 24 h de inmersión). Esos tratamientos tuvieron un AF promedio entre ellos de 10 500 cm². Los testigos, húmedo (TH) y seco (TS), tampoco fueron diferentes entre ellos, lo cual indica que el efecto del estrés hídrico en el AF no se reflejó en el momento del muestreo. Por otro lado los testigos mostraron similar AF que los tratamientos con mayor respuesta. El T5 (ácido giberélico, 250 mg L⁻¹, 12 h de inmersión) produjo la menor área foliar con apenas un 32% del observado en el T9.

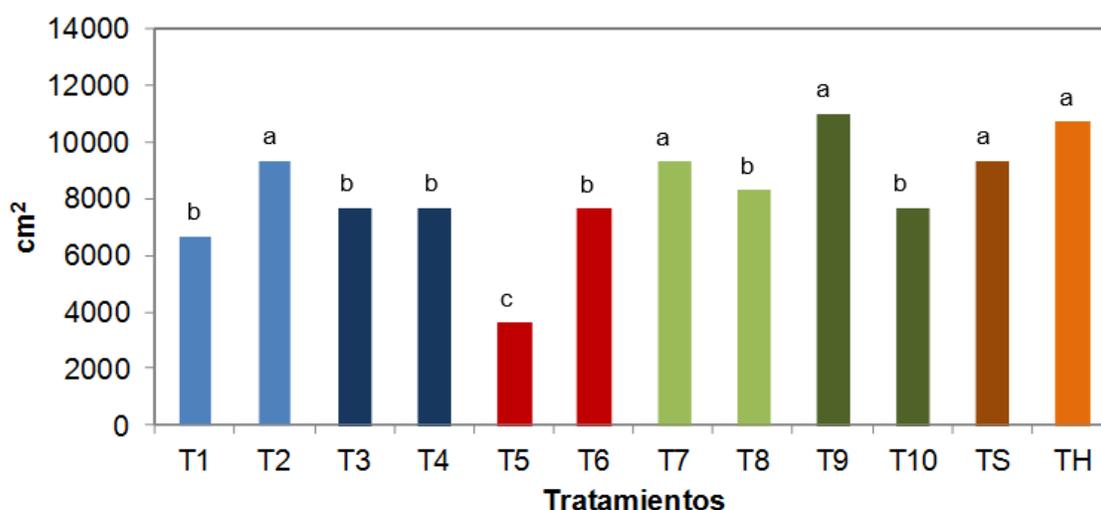


Figura 10. Área foliar por planta en los tratamientos evaluados. Medias con la misma letra no son estadísticamente significativas de acuerdo a Tukey = 0.05.

4.2. Peso seco de la raíz

El efecto de los tratamientos en el peso seco de la raíz no fue significativo ($P = 0.84$). El valor promedio entre los tratamientos fue de 1.394 g (Cuadro 5).

4.3. Peso seco del vástago

Los tratamientos evaluados afectaron de manera significativa ($P = 0.019$) al peso seco del vástago. Los tratamientos T8 (Gb, 25 mM, 24 h) y T9 (Gb, 50 mM, 12 h) promovieron mayor producción de peso seco del vástago que el resto de los tratamientos (Cuadro 5). Ellos no mostraron diferencia estadística significativa entre ellos (Tukey = 0.05) ni fueron diferentes al testigo sin restricción de humedad (TH). Sin embargo fueron, superiores al testigo sin tratar, el cual fue tratado con las mismas condiciones de humedad (TS). El T8 y T9 produjeron en promedio 38.663 g de peso seco, el cual fue mayor en un 21% al peso seco obtenido en el TS.

Cuadro 5. Medias del peso seco del vástago la raíz en cada tratamiento evaluado.

Tratamiento	Clave	Peso seco raíz (g) [†]	Peso seco de Vástago (g) [†]
T1	NaCl, 0.3MPa, 12h	1.585 a	31.200 b
T2	NaCl, 0.3MPa, 24h	1.294 a	36.450 b
T3	NaCl, 0.5MPa, 12h	1.356 a	34.708 b
T4	NaCl, 0.5MPa, 24h	1.369 a	31.300 b
T5	Ácido giberélico (AG), 12h	0.948 a	17.450 c
T6	Ácido giberélico (AG), 24h	1.310 a	32.225 b
T7	Glicina betaína(GB), 25 mM, 12 h	1.568 a	35.700 b
T8	Glicina betaína(GB), 25 mM, 24 h	1.418 a	38.650 a
T9	Glicina betaína(GB), 50 mM, 12 h	1.309 a	38.675 a
T10	Glicina betaína(GB), 50 mM, 24 h	1.371 a	32.775 b
TS	Sin tratar	1.371 a	31.950 b
TH	Sin tratar húmedo	1.829 a	40.275 a

[†]Medias con la misma letra entre columnas no son estadísticamente diferentes (Tukey = 0.05).

4.4. Contenido relativo de agua (CRA)

El análisis estadístico mostró efectos significativos ($p= 0.02$) de los tratamientos estudiados en el contenido relativo de agua (CRA). El tratamiento T9 (GB, 50 mM, 12 h) y el T10 (GB, 50 mM, 24 h) tuvieron mayor CRA que el resto de los tratamientos (Figura 11). No fueron estadísticamente diferentes entre ellos (Tukey = 0.05) ni tampoco lo fueron del testigo sin restricción de humedad (TH). Lo cual indica que esos tratamientos tuvieron un efecto positivo en el CRA, ya que aun cuando se desarrollaron bajo condiciones de estrés hídrico su

contenido de agua en las hojas fue similar al testigo sin tratar y sin restricción de agua. El resto de los tratamientos, con excepción del T3, superaron al testigo sin tratar y con déficit hídrico (TS), indicando nuevamente las bondades del tratamiento a la semilla con las sustancias probadas.

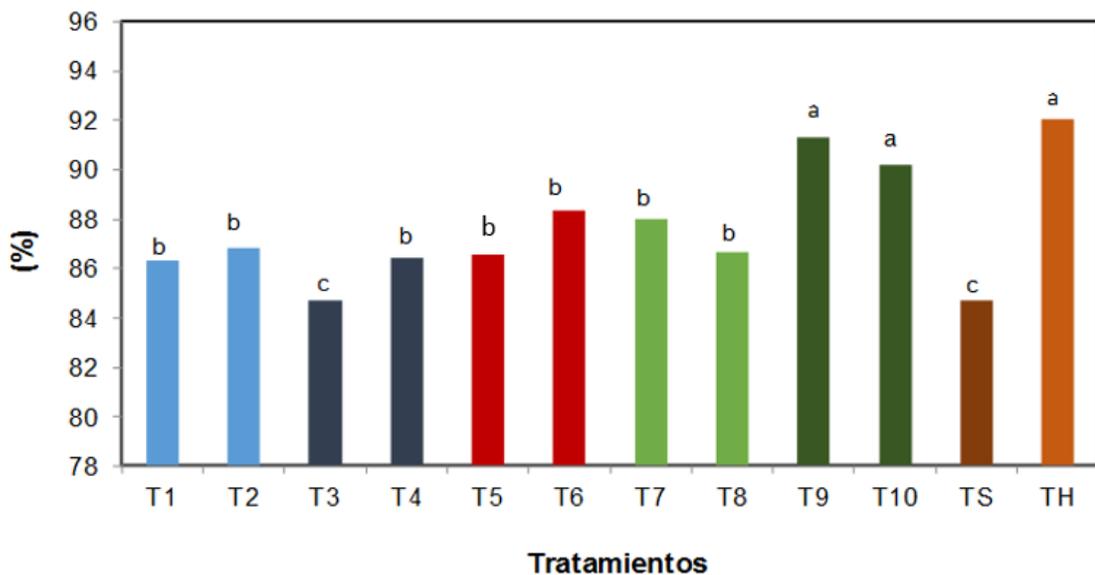


Figura 11. Contenido relativo de agua en los tratamientos evaluados. Medias con la misma letra no son estadísticamente significativas de acuerdo a Tukey = 0.05.

4.5. Concentración de prolina

Los tratamientos evaluados afectaron de manera altamente significativa ($P = 0.0010$) a la concentración de prolina en el tejido foliar. Los tratamientos de la semilla con glicina betaína promovieron una mayor producción de prolina, así como el tratamiento con NaCl, 0.5 MPa, 24 h (Cuadro 6). Con los valores más altos en los tratamientos T7(GB, 25mM, 12h), T9 (GB, 50 mM, 12 h) y T10 (GB, 50 mM, 24 h), los cuales no fueron estadísticamente diferentes entre ellos

(Tukey = 0.05) y tuvieron un promedio de 3.574 mg de prolina por g de peso seco. El NaCl con menor concentración y ambos tiempos de inmersión (T1 y T2), así como el NaCl con la alta concentración pero menor tiempo de inmersión (T3), y los tratamientos con ácido giberélico (T5 y T6) afectaron a la concentración de prolina de una manera similar que el testigo sin tratar bajo condiciones de déficit hídrico (TS). Ellos fueron estadísticamente similares y produjeron en promedio 2.957 mg de prolina por g de peso seco que representa el 82% del observado en los mejores tratamientos. El testigo sin tratar y sin restricción de húmeda (TH) mostró la menor concentración de prolina con sólo el 64% de la producida con los más altos tratamientos.

Cuadro 6. Medias de la concentración de prolina en tejido foliar en cada tratamiento evaluado.

Tratamiento	Clave	Prolina (mg por g de peso seco) [†]
T1	NaCl, 0.3MPa, 12h	2.922 c
T2	NaCl, 0.3MPa, 24h	3.151 c
T3	NaCl, 0.5MPa, 12h	3.353 c
T4	NaCl, 0.5MPa, 24h	3.505 ab
T5	Ácido giberélico (AG), 12h	2.699 c
T6	Ácido giberélico (AG), 24h	2.520 c
T7	Glicina betaína(GB), 25 mM, 12 h	3.657 a
T8	Glicina betaína(GB), 25 mM, 24 h	3.442 b
T9	Glicina betaína(GB), 50 mM, 12 h	3.508 a
T10	Glicina betaína(GB), 50 mM, 24 h	3.558 a
TS	Sin tratar	3.098 c
TH	Sin tratar húmedo	2.289 cd

[†]Medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey = 0.05).

4.6. Concentración de glicinabetaína

El análisis de varianza indicó que los efectos de los tratamientos en la concentración de glicinabetaína (GB) en hojas fue altamente significativos ($p < 0.00010$). Con excepción de los tratamientos con ácido giberélico, todos los tratamientos a la semilla con las diferentes sustancias originaron una mayor concentración de Gb con respecto a los testigos (Cuadro 7). Con los máximos valores en los tratamientos T8 (GB, 25 mM, 24 h) y T9 (GB, 50 mM, 12 h) los cuales no fueron estadísticamente diferentes entre ellos (Tukey = 0.05) y tuvieron un promedio de 29.218 mg por g de peso seco. Ambos testigos mostraron la menor concentración de GB, la cual fue similar entre ellos, indicando que la condición de humedad en el sustrato no afectó la producción de GB en hojas. Ellos tuvieron 4.415 mg de Gb por g de peso seco en promedio y representó sólo el 15% de los mejores tratamientos.

Cuadro 7. Medias de la concentración de glicinabetaína en tejido foliar en cada tratamiento evaluado.

Tratamiento	Clave	Glicinabetaína (mg por g de peso seco) [†]
T1	NaCl, 0.3MPa, 12h	24.920 b
T2	NaCl, 0.3MPa, 24h	18.676 cd
T3	NaCl, 0.5MPa, 12h	25.455 b
T4	NaCl, 0.5MPa, 24h	21.069 c
T5	Ácido giberélico (AG), 12h	9.578 e
T6	Ácido giberélico (AG), 24h	7.942 e
T7	Glicina betaína(GB), 25 mM, 12 h	23.766 b
T8	Glicina betaína(GB), 25 mM, 24 h	29.246 a
T9	Glicina betaína(GB), 50 mM, 12 h	29.189 a
T10	Glicina betaína(GB), 50 mM, 24 h	12.538 d
TS	Sin tratar	5.719 e
TH	Sin tratar húmedo	3.111 e

[†]Medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey = 0.05).

V. CONCLUSIONES

De los resultados encontrados en este trabajo se concluye lo siguiente:

Los tratamientos de pre acondicionamiento a la semilla de frijol evaluados afectaron al área foliar y peso seco del vástago. En cambio no afectaron al peso seco de la raíz.

El T9 (glicina betaína, 50 mM y 12 h de inmersión) produjo la mayor área foliar con respecto al resto de los tratamientos.

Los tratamientos T8 (Gb, 25 mM, 24 h) y T9 (Gb, 50 mM, 12 h) promovieron mayor producción de peso seco del vástago que el resto de los tratamientos y no fueron diferentes al testigo sin restricción de humedad (TH).

Los tratamientos de la semilla con glicina betaína, con excepción del T8 (Gb, 25 mM, 24 h), promovieron una mayor producción de prolina. El testigo sin tratar y sin restricción de húmeda (TH) mostró la menor concentración de prolina.

Los tratamientos T8 (GB, 25 mM, 24 h) y T9 (GB, 50 mM, 12 h) produjeron la mayor concentración de Gb en hojas. En cambio ambos testigos mostraron la menor concentración.

Se encontraron evidencias que el pre acondicionamiento de las semillas promueve características fisiológicas relacionadas con la tolerancia al déficit hídrico; sin embargo hay que desarrollar investigación donde se involucre todo el ciclo del cultivo.

VI. BIBLIOGRAFIA

- Acosta Díaz, E., M. D. Amador Ramírez, et al. (2007). "Biomasa y rendimiento de frijol tipo flor de junio bajo riego y sequía." *Agricultura técnica en México*. 33: 153-162.
- Agboma, P. C., T. R. Sinclair, et al. (1997). "An evaluation of the effect of exogenous glycinebetaine on the growth and yield of soybean: timing of application, watering regimes and cultivars." *Field Crops Research* 54(1): 51-64.
- Argentel, L.; González, L. M.; Ávila, C.; Aguilera, R. (2006). Comportamiento del Contenido Relativo de Agua y la concentración de pigmentos fotosintéticos de variedades de trigo cultivadas en condiciones de salinidad. *Cultivos Tropicales*, 27 (3), 49-53.
Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193215825008>.
- Argentel, L. (2010). "Contenidos de Prolina, Glicinabetaína y Proteínas solubles totales en 12 variedades cubanas de trigo en condiciones salinas." *Cultivos Tropicales*, Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas, La Habana, Cuba. Vol. 31(Num. 4): pp. 82-86.
- Arias, J.H.; Rengifo, T.; Jaramillo, M. (2007). *Manual Técnico: Buenas Prácticas Agrícolas en la Producción de Frijol Voluble*. CORPOICA-MANA-FAO. Gobernación de Antioquía, Colombia. Pp. 168.
- Azcon-Bieto, J. y Talon M. (2008). *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. España. McGraw-Hill. ISBN: 978-84-481-5168-3. Pp. 651.
- Balaguera-López, H.E., Cárdenas-Hernández, J.F. and Álvarez-Herrera, J.G. (2009). Effect of gibberellic acid (GA_3) on seed germination and growth of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Acta Hort.* (ISHS) 821:141-148.
Recuperado de: http://www.actahort.org/books/821/821_15.htm
- Basalah, M. O. and Sher Mohammad. (1999). Effect of Salinity and Plant Growth Regulators on Seed Germination of *Medicago sativa* L. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 2: 651-653.
- Basurto, S. M., Núñez, B. A., Pérez, L. R. y Hernández, R. A. 2008. Fisiología del estrés ambiental en plantas. *Shynthesis* (48): pp. 1-5. Facultad de Ciencias Agrotecnológicas / Universidad Autónoma de Chihuahua.

- Bates, L. S., R. P. Waldron, and I. W. Teaxe, 1973: Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant Soil* 39, 205–207.
- Beck E H, Fettig S, Knake C, Hartig K and Bhattarai T. (2007) Specific and unspecific responses of plants to cold and drought stress; *J. Biosci.*32:501–510.
- Bewley, J. D. y M. Black. 1978. *Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination: development, germination and growth*. Vol. 1. Springer-Verlag. Berlín, Heidelberg, Nueva York. 306 pp.
- Bohnert, H. J.; Nelson, D. E. y Jensen, R. G. (1995). Adaptations to Environmental Stresses. *Plant Cell. American Society of Plant Physiologists*. (7): 1099-1111.
- Bradford, K. J., J. J. Steiner y S. E. Trawatha. 1990. Seed priming influence on germination and emergence of pepper seed lots. *Crop Sci.* 30: 718-721.
- Brandt C., Balko C., et al. (2011). "Interactive effects of soil water content and phytin supply on phosphorus nutrition of different crops species." *Agriculture and Forestry Research* 4(61): 317-326.
- Burgas, R. W. y A. A. Powell. 1984. Evidence for repair processes in the invigoration of seeds by hydration. *Ann. Bot.* 53: 753-757.
- Bradford, K. J. 1995. Water relations in seed germination. In: *Seed development and germination*. Ed. By J. Kigel and G. Galili. New York, Basel, Hong Kong, Marcel Dekker, Inc. P. 351-396.
- Cabrera, H. M. (2002). "Respuestas ecofisiológicas de plantas en ecosistemas de zonas con clima mediterráneo y ambientes de altamontaña." *Revista chilena de historia natural* 75: 625-637.
- CENTA (2008). *Guía Técnica para el manejo de variedades de frijol*. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Programa de granos básicos. El Salvador. p. 24.
- COVECA (2011). *MONOGRAFIA DEL FRIJOL*. Comisión Veracruzana de Comercialización Agropecuaria. Estado de Veracruz: pp.1-25.
- Covarrubias Robles, A. (2007). Sobrevivir al estrés: cómo responden las plantas a la falta de agua. *Revista Biotecnología*. México. Vol. 14: pp. 252-262.
- CIAT (1984). *Morfología de la planta de frijol común (Phaseolus vulgaris L.)*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Serie 04SB-09.01: pp.56.

- Demmig-Adams, B. and W.W. Adams, III. (1992). Photochemical and other responses of plants to high light stress. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 43:599-626.
- Dursun, A. y M. Ekinici. (2010). Effects of different priming treatments and priming durations on germination percentage of parsley (*Petroselinum crispum* L.) seeds. *Agricultural Sciences*. Vol. 1. Num. 1. P. 17-23.
- Farooq M., A.Wahid, N. Ahmad, and S. P. Asad. (2010). Comparative efficacy of surface drying and re-drying seed priming in rice: changes in emergence, seedling growth and associated metabolic events. *Paddy Water Environ.* 8: 15–22.
- Galván Tovar, M., Kohashi Shibata, J., García Esteva, A., Yáñez Jiménez, P., Martínez Villegas, E. & Ruíz Posadas, L. (2003). Déficit hídrico en planta, acumulación de biomasa y área foliar en tres etapas vegetativas en frijol común. *Agricultura Técnica en México*, 29(2) 101-111. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=60829201>.
- González, L. M., A. Estrada, N. Zaldivar y L. Argentel. (2007). Tolerancia a la sequía en diferentes variedades de trigo sobre la base de algunas variables del régimen hídrico y la concentración de pigmentos en estadio de plántula. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, 16(1) 45-49. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93216111>.
- Grieve, C. M., and S. R. Grattan. (1983): Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compound. *Plant Soil* 70, 303–307.
- Hale, M. and D. Orcutt (1987). *THE PHYSIOLOGY OF PLANTS UNDER STRESS*. New York, U.S.A., WILEY-INTERSCIENCE.
- Hamid Fakher Iqbal , M. N. Khalid , A. Tahir , A. N. Ahmad and E. Rasul , 2001. Gibberellin Alleviation of NaCl Salinity in Chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 4: 378-380.2
- Hernández, J. C. (2008). Manual de recomendaciones técnicas cultivo del frijol. INTA (Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria). San José, C.R. 1: 82.
- Heydecker, W., J. Higgins y R. L. Gulliver. 1973. Accelerated germination by osmotic seed treatment. *Nature (London)* 246: 42-44.
- Hussain, M., M. A. Malik, et al. (2008). "Improving Drought Tolerance by Exogenous Application of Glycinebetaine and Salicylic Acid in Sunflower." *Journal of Agronomy and Crop Science* 194(3): 193-199.

- Khan, A. A., K. L. Tao, S. Kngpl, B. Borkowska y L. E. Powell. (1978). Osmotic conditioning of seeds: physiological and biochemical changes. *Acta Hortc.* 83: 267-278.
- Khan, A. A. (1992). Preplant physiological seed conditioning. Department of Horticultural Sciences. (14): 131-181. New York State Agricultural Experiment Station, Cornell University. Geneva, NY., USA.
- Killian, S. and A.M. Tapia. (2001). Pretratamiento de semillas de *Prosopis chilensis* en soluciones de sales de Na y K. *Revista de CIZAS. UNCa.* 2: 99-108.
- Kramer, P. J. and J.S. Boyer. (1995). *Water Relations of plants and soils.* Academic Press. New York, USA. P. 344-376.
- Lee, S.Y., J.H. Lee and T.O. Kwon. (2002). Varietal differences in seed germination and seedling vigor of Korean rice varieties following dry heat treatments. *Seed Sci. Technol.*, 30: 311-321.
- López Torres, M. (1995). *Resistencia de las plantas.* México. Trillas. ISBN 968-24-4916-2. pp. 103.
- López Rodríguez, M. (2009). *Tecnologías de producción del cultivo del frijol.* A. y. F. d. E. d. M. I. Secretaría de Desarrollo Agropecuario; Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria. Metepec, Estado de México, SEDAGRO. Vol. 6: pp. 8.
- Ma, Q.-Q., W. Wang, et al. (2006). "Alleviation of photoinhibition in drought-stressed wheat (*Triticum aestivum*) by foliar-applied glycinebetaine." *Journal of Plant Physiology* 163(2): 165-175.
- Machado de Mello, A., N. A. Streck, et al. (2009). "Gibberellic Acid Promotes Seed Germination in *Penstemon digitalis* cv. Husker Red." *Hort. Science.* 44(3): 870-873.
- Manrique Reol, E. (2003). Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis. *Ecosistemas*, XII (1) 1-11. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=54012108>.
- Marín Sánchez, José; J.A. Mejía Contreras; A. Hernández Livera; A. Peña Lomelí; A. Carballo Carballo. (2007). "Acondicionamiento osmótico de semillas de tomate de cáscara". *Agricultura Técnica en México*, vol. 33. Núm.2 Mayo-Agosto, pp. 115-123.

- Mc Donald, M.B. (1999). Seed deterioration, physiology repair, and assessment. *Seed Sci. Tecnolo.* 27:177-237.
- Moreno Fonseca, L. P. (2009). "Respuesta de las plantas al estrés por déficit hídrico. Una Revisión." *Agronomía Colombiana*. Vol. 27(No. 2): 179-191.
- Muñoz Saldaña, R. (2010). Frijol, rica fuente de proteínas. CONABIO. *Biodiversitas*, Vol. 89: 7-11
- Nadal Moyano, S. (2004). *Las leguminosas grano en la agricultura moderna*. Madrid, Barcelona, México. MUNDI-PRENSA.
- Nicasio-Arzeta, S., M. E. Sánchez-Coronado, et al. (2011). "Efecto del preacondicionamiento y el sustrato salino en la germinación y crecimiento de plántulas de maíz (*Zea mays*) raza chalqueño." *Agrociencia* 45: 195-205.
- Nilsen, E. T. y D. M. Orcutt. (1996). *Physiology of plants under stress*. John Wiley & Sons, Inc., New York.
- Ontiveros-Cortés, Analí; J. Kohashi-Shibata; P. Yáñez-Jiménez; J.A. Acosta-Gallegos; E. Martínez-Villegas; A. García-Esteva,. (2005). Crecimiento de la raíz del frijol con diferentes velocidades de secado del suelo. *Terra Latinoamericana*, Julio-Septiembre, 311-320.
- Ortíz, O. M. (2006). *Respuestas fisiológicas y bioquímicas de dos especies de pinos en condiciones limitantes de humedad*. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, México. P. 58.
- Pérez, G. F. y L.B. Martínez. (1994). *Introducción a Fisiología Vegetal*. 1ª. Edición; Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pp. 32, 45 y 54.
- Pereira Lopes, A. W.; A. Seleguini; A.C. Boliani.; L. de Souza Côrrea. (2009). Estado de maduración de la fruta y el uso de ácido giberélico en la germinación de semillas de papaya (en portugués). *Pesq. Agropec. Trop.*, Goiânia, v. 39, n. 4, p. 278-284.
- Reyes Rivas E., L. E. Padilla Bernal, et al. (2008). Historia, naturaleza y cualidades alimentarias del frijol. *Revista Investigación Científica*. Zacatecas, Méx. Vol.4: p.p.21.
- Ríos B., M. J.; J. E., Quiroz D.; J. H. Arias R. (2003). Frijol: Recomendaciones generales para su siembra y manejo. *Cartilla ilustrada 2*. CORPOICA-Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. Rio Negro, Antioquía, Colombia. Pp. 48.

- Romero Polanco E., (2012). Sequía afecta a más de dos millones de mexicanos. Teorema Ambiental. Revista Técnico Ambiental. Boletín electrónico del 30 de Enero del 2012. Web consultada el 30 abril 2013: <http://www.teorema.com.mx/cambioclimatico/sequia-afecta-a-mas-de-dos-millones-de-mexicanos/>
- Sánchez-Díaz, M. y J. Aguirreola. (2000). Relaciones hídricas. En: Fundamentos de Fisiología Vegetal. Azcón-Bieto, J. y Talón, M. (Eds). McGraw-Hill / Interamericana. Madrid, España. Pp. 17-64.
- Sánchez, G. y A. Ruiz (2012). "Efecto del NaCl y de los termoperíodos sobre la germinación de semillas de *Suaeda mexicana* (Standl.) Standl. (Chenopodiaceae)." Tecnología en Marcha 25(3): 58-69.
- Sánchez, J. A.; R. Orta, et al. (2001). "Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación de las semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola." Agronomía Costarricense 25(1): 67-92.
- Schulz, B. et al. (2004). A plan ABC transporter takes the lotus seat. Science 306, 622. DOI: 10.1126/science.1105227.
Recuperado de: www.sciencemag.org.
- Schulze, E. D.; E. Beck; K. Müller-Hohenstein. (2005). Plant Ecology. X. 702 p.
Recuperado de: <http://www.springer.com/978-3-540-20833-4>.
- SIAP (2011). "Producción Agrícola, SAGARPA." Consultado 02 Marzo 2013, http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350.
- Suzuki, H.; S. Obayahi; H. Luo. (1989). Effects of salt solutions on the priming of several vegetable seeds. J. Jpn. Soc. Hort. Sci. 38: 131-138.
- Torres Netto, A.; E. Campostrini; J. Goncalves de Oliveira; R.E. Bressan-Smith. (2005). Photosynthetic pigments, nitrogen, chlorophyll a fluorescence and SPAD-502 readings in coffee leaves. Scientia Horticulture 104:199–209.
- Ulloa, J., P. Rosas, et al. (2011). "El frijol (*Phaseolus vulgaris* L.): su importancia nutricional y como fuente de fitoquímicos." Revista Fuente 8(3): 5-9.
- Valladares, F. (2004). Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante. p. 163-190. Ministerio de Medio Ambiente, EGRAF, S. A., Madrid. ISBN: 84-8014-552-8.
- Villalobos, F. J.; L. Mateos; F. Orgaz; E. Fereres. (2002). Fitotecnia: Bases y tecnologías de la producción agrícola. México. Mundi-Prensa. Pp. 496.

Welbaum, G. E., Z. Shen, M. O. Oluoch, L. W. Jett. (1998). The evolution and effects of priming vegetable seed. *Seed Technology* 20:209-235.