

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Germinación y Vigor con el Uso de *Azospirillum sp.* y AG_3 en Semilla de
Papaya Variedad Maradol

Por

URIEL VILLADOBLE DIAZ

Tesis

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila, México

Junio, 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Germinación y Vigor con el Uso de *Azospirillum* sp. y AG₃ en Semilla de Papaya
Variedad Maradol

Por


URIEL VILLADOBLE DIAZ


Tesis


Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

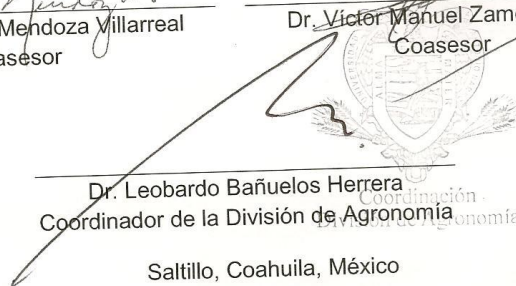
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada


M.C. María Alejandra Torres Tapia
Asesor Principal


Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal
Coasesor


Dr. Víctor Manuel Zamora Villa
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Junio, 2012

AGRADECIMIENTOS

Le agradezco a Dios la razón de mi existencia, por estar siempre a mi lado, por guiarme en este caminar de la vida y por permitirme culminar mi carrera profesional.

A mi Alma Terra Mater por darme la oportunidad de construirme como profesionalista.

A mi asesor de tesis MC. Alejandra Torres Tapia por compartir su colaboración, paciencia y brindarme su sabiduría para el desarrollo de este proyecto.

A los maestros del departamento de Fitomejoramiento por brindarme sus conocimientos y guiarme por el buen camino de mi formación profesional.

DEDICATORIAS

*A mis padres: **Justa Diaz Barranco, Teodora Villadoble Diaz y Rafael Villadoble Barreto** que día a día me dieron su cariño, su apoyo de manera que jamás me dejaron solo ni en las buenas ni en las malas, por enseñarme a distinguir lo bueno de lo malo guiándome por el mejor camino, por heredarme lo más valioso que es mi carrera y también de ellos, gracias por creer en mí, jamás podre pagarles todo el esfuerzo que hicieron, los quiero.*

*A mis hermanos: **Citlalli, Freddy, Fernando, Marcos y Erasto** por apoyarme en todo lo que pudieron, gracias dios por la dicha de tenerlos.*

*A mis tíos: **Rocío Villadoble, María Villadoble, Lázaro García y Aristeo** por creer que puedo ser alguien de provecho en esta vida y no dejarme cuando más los necesite.*

*A mis primos: **Leisby, Lizeth, Lizbeth, Eduardo, José Pablo, Alejandro, Antonio y Félix**, por pensar que saldría adelante.*

*A mi novia **Valeria Segundo Lara** que a pesar de los momentos desagradables que pasamos, sin importar lo difícil que fueran, siempre busco la forma para superar las situaciones, y dejando las diferencias que tenemos, te amo vale. Le agradezco a dios por haberte puesto en mi camino :D.*

*A mis amigos de **Morelos** por pasar buenos momentos con ellos.*

*A mis Amigos de la universidad: **Cristhian Olivar, Luis Angel Baranda, Gerardo Pariente, Iris Silva, Gerardo Sánchez, Iván Vargas** por las buenas ocasiones que pasamos juntos.*

A muchas personas que no mencione y no porque me haya olvidado de ustedes, si no porque son demasiados y jamás acabaría.

RESUMEN

El cultivo de papaya (*Carica papaya L.*), genera los frutos más importantes en las regiones tropicales y subtropicales, siendo muy apreciada para consumo fresco. En México cada año su producción incrementa en porcentajes favorables a base de semilla, teniendo como inconveniente que la semilla es cubierta por una estructura que le impide su pronta germinación, por lo que se ha encontrado que al aplicar promotores de crecimiento como ácidos giberélicos ayudan en su germinación. Sin embargo, existen otros promotores orgánicos a base de microorganismos que pudieran ayudar a este proceso; por ello el presente trabajo evaluó la respuesta de germinación y vigor, mediante la aplicación de AG₃ (250, 500 y 750 ppm) y bacterias del género *Azospirillum sp.* (10^4 , 10^5 y 10^6) en diferentes combinaciones, así como en tres tiempos diferentes de imbibición (8, 16 y 24 horas).

Se determinaron variables de calidad fisiológica mediante capacidad de germinación (plántulas normales, plántulas anormales y semilla sin germinar) y vigor (primer conteo, índice de velocidad de emergencia, longitud media de hipocótilo, longitud media de radícula y peso seco de plántula), realizando tres repeticiones de cada tratamiento. Los resultados se analizaron en un diseño de parcelas divididas completamente al azar.

El análisis de varianza mostró una alta diferencia significativa entre los tratamientos estudiados. Se obtuvo como respuesta el mayor porcentaje de germinación con AG₃ 750 ppm (T6) con 84.4 % durante 16 y 24 horas de imbibición en comparación con testigo (T16) que obtuvo 37.7 % en su mejor germinación durante un tiempo de 16 horas de imbibición. En plántulas anormales se obtuvo que la mezcla de AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10^6 (T15) mostro como resultado un valor de 46.6 % durante la imbibición de 8 horas, siendo este un resultado alto comparado con testigo (T16) que tuvo un porcentaje de 8.8 % de anomalías; En semillas sin germinar el AG₃ a 750 ppm con un tiempo de imbibición de 16 horas obtuvo 13.3 %, un resultado alto en comparación con el testigo (T16) que tuvo un porcentaje de 46.6 %.

En vigor mediante primer conteo que se realizó a los 14 días después de la siembra, el AG₃ 750 ppm (T6) imbibida a un tiempo de 16 horas obtuvo un resultado de 40 %, pero no hubo mucha diferencia en comparación con testigo (16) que al tener una imbibición de 16 horas su valor fue de 29 %; el índice de velocidad de emergencia al tener una concentración de AG₃ 750 ppm durante 24 horas de imbibición tiene como resultado 24.4 plántulas/día, mientras que testigo que tuvo un IVE de 12 plántulas/día en la imbibición de 16 horas; en longitud media de radícula la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7) obtuvo la mayor longitud durante la imbibición de 24 horas; el AG₃ 750 ppm (T6) en un tiempo de imbibición de 16 y 24 horas tuvo el mejor resultado de longitud media de hipocótilo; como resultado en peso seco de plántulas normales el AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7) mostró los mejores resultados en este estudio.

Se concluye que la semilla mostró un resultado favorable de germinación al imbibirla con AG₃ 750 ppm en tiempos de 16 y 24 horas, mientras que *Azospirillum sp.* le favorece en la respuesta de vigor mediante longitud media de hipocótilo, obteniendo un peso seco adecuado en concentraciones bajas de AG₃ y *Azospirillum sp.* con un tiempo de 8 horas de imbibición.

Palabras Clave: AG₃, *Azospirillum sp.*, Papaya Maradol, Poder Germinativo, Vigor.

ÍNDICE GENERAL

<i>AGRADECIMIENTOS</i>	iv
<i>DEDICATORIAS</i>	vi
RESUMEN.....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	ix
ÍNDICE DE CUADROS.....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivo.....	3
1.2 Hipótesis.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Generalidades del cultivo de papaya.....	4
2.1.1 Origen.....	4
2.1.2 Importancia Social.....	5
2.1.3 Producción orgánica de cultivo.....	5
2.2 Semilla.....	6
2.2.1 Calidad de semilla.....	7
2.2.2 Condiciones para la germinación.....	8
2.2.3 Latencia de la semilla de papaya.....	13
2.3 Biofertilizantes.....	19
2.4 Ácido Giberélico.....	20
2.5 Bacteria <i>Azospirillum sp.</i>	23
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
3.1 Ubicación Geográfica del Experimento.....	26
3.2 Material vegetativo.....	26
3.3 Tratamientos.....	26
3.4 Metodología.....	27
3.5 Variables evaluadas.....	28
3.5.1 Capacidad de germinación.....	28
3.5.2 Plántulas normales (PN).....	28

3.5.3 Plántulas anormales (PA).....	29
3.5.4 Semillas sin germinar (SSG)	29
3.5.5 Vigor mediante Primer conteo (PC).....	30
3.5.6 Índice de velocidad de emergencia (IVE).....	30
3.5.7 Longitud media de hipocótilo (LMH).....	30
3.5.8 Longitud media de raíz (LMR)	30
3.5.9 Tasa de crecimiento de plántula (Peso seco, PS)	31
3.6 Análisis estadístico	31
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
4.1 Capacidad de germinación (Plántulas normales).....	32
4.1.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en plántulas normales.....	35
4.2 Plántulas Anormales	37
4.2.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en plántulas anormales	38
4.3 Semillas sin Germinar	40
4.3.1 Interacción de tratamiento por tiempo en el porcentaje de semillas sin germinar ..	41
4.4 Vigor mediante Primer Conteo	43
4.4.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en primer conteo.....	45
4.5 Vigor mediante el Índice de Velocidad de Emergencia	47
4.5.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en índice de velocidad de emergencia	47
4.6 Vigor mediante Longitud Media de Radícula.....	49
4.6.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en longitud media de radícula	51
4.7 Vigor mediante Longitud Media de Hipocótilo.....	53
4.7.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en longitud media de hipocótilo.....	54
4.8 Vigor median la Tasa de Crecimiento de Plántula (Peso Seco)	56
4.8.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en peso seco	58
V. CONCLUSIONES	60
VI. LITERATURA CITADA	62

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 3.1 Tratamientos con inoculación de <i>Azospirillum sp.</i> más ácido giberélico a semillas de papaya var. Maradol en tres tiempos de imbibición 2012	27
Cuadro 4.1 Cuadrados medios y significancia en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio	32
Cuadro 4.2 Prueba de comparación de medias en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.....	34
Cuadro 4.3 Cuadrados medios y significancia en las variables de vigor de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio	43
Cuadro 4.4 Prueba de comparación de medias en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio	44
Cuadro 4.5 Prueba de comparación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.....	50
Cuadro 4.6 Prueba de comparación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.....	57

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 4.1 Comportamiento del porcentaje de germinación (plántulas normales) en semilla de papaya var. Maradol aplicando diferentes tratamientos imbibidos a tres tiempos en condiciones de laboratorio	36
Figura 4.2 Comportamiento de porcentaje de germinación (plántulas anormales) en semilla de papaya var. Maradol aplicando la imbibición a tres tiempos en 16 tratamientos a condiciones de laboratorio	39
Figura 4.3 Comportamiento de porcentaje de la variable (semilla sin germinar) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	42
Figura 4.4 Comportamiento de porcentaje (primer conteo) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	46
Figura 4.5 Comportamiento de emergencia por día (índice de velocidad de emergencia) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	49
Figura 4.6 Comportamiento de emergencia por día (longitud media de radícula) en plántulas de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	53
Figura 4.7 Comportamiento de emergencia por día (longitud media de hipócotilo) en plántulas de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	56
Figura 4.8 Resultado de plántulas de papaya var. Maradol sometidas a una estufa (peso seco) a 65 °C durante 24 hrs aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio	59

I. INTRODUCCIÓN

La papaya (*Carica papaya* L.) es uno de los frutos alimenticios más importantes en las regiones tropicales y subtropicales del mundo, en el cual se explota en plantaciones comerciales o en huertos familiares. Los principales países productores son: India, Brasil, México, Nigeria, e Indonesia; México se ubicó en el tercer lugar a nivel mundial de producción en el año 2007, con 800, 000 ton y cuarto lugar en superficie cosechada con 20, 000 ha, FAO (2008).

Es la fruta tropical más apreciada para consumo en fresco y para la industrialización; en México se cultivan variedades tales como Hawaiana, Maradol, las tipo mexicano como Cera y Mamey (Mandujano, 1998); que por su características de palatabilidad y vida de anaquel la más demandada y cultivada es la variedad Maradol, teniendo una superficie cultivada variable en México, que se incrementa año con año.

México ocupa el primer lugar en exportación del mundo con un total de 134,960 toneladas registradas en el año 2008, Su distribución, por el lado del Golfo, va desde Tamaulipas hasta la Península de Yucatán; por el lado del Pacífico se encuentra desde Baja California hasta Chiapas. Se le localiza de 0 hasta 1,500 m.s.n.m. Los principales estados productores son: Veracruz, Chiapas, Oaxaca, Michoacán, Colima, Jalisco, Guerrero y Tabasco, aunque se siembra en 20 estados de la república (SAGARPA-SIAP, 2008). La mayor parte de las exportaciones se destinan a los Estados Unidos y Canadá.

La capacidad de las semillas para germinar y producir una planta normal, es el principal atributo a considerar para evaluar su calidad y potencial; sin embargo, por sus demás características biológicas y físicas, que repercuten en su valor comercial,

resulta indispensable considerar otros aspectos importantes relacionados con su calidad, manejo y comercialización. Entre otros aspectos están la pureza física y varietal, el vigor y el contenido de humedad (Moreno, 1984).

Se ha retomado el interés de utilizar bacterias promotoras de crecimiento en la producción de cultivos. Estas bacterias se han aplicado a semillas, tubérculos o raíz, y son capaces de colonizar las raíces de las plantas y estimular el crecimiento y rendimiento de cultivos (Chanway et al., 1989). Los mecanismos del efecto de las bacterias promotoras de crecimiento no han sido muy comprendidos, sin embargo, las posibilidades incluyen efectos directos o indirectos. El efecto directo consiste en un aumento en la movilización de nutrimentos solubles, seguido por el mejoramiento de absorción de las plantas (Lifshitz et al., 1987), la producción de antibióticos por hongos, bacterias y virus (Hoffland et al., 1997) y de fitohormonas (auxinas, giberelinas, citocininas y etileno) (Schroth y Weinhold, 1986; Chanway, 1997).

El efecto indirecto incluye el aumento de fijación de N, al mejorar el número de nódulos de la raíz y el aumento de la actividad nitrogenasa (Zhang et al., 1996), los cuales inducen resistencia sistémica a la planta (Chanway, 1997). Se conoce un gran número de bacterias que fijan N, pero sólo algunas se destacan por su potencial como biofertilizante o promotoras de crecimiento. Los géneros más conocidos son: *Azotobacter*, *Beijerinckia*, *Derxia* y *Azospirillum*, dentro del grupo de bacterias aerobias se presentan: *Enterobacter*, *Pseudomonas* y *Bacillus*; y los géneros de bacteria anaerobia son: *Metanobacterium*, *Clostridium* y *Desulfovibrio* (Beringer, 1984; Ferrera, 1995; Rodríguez, 1995).

Por todo lo anterior, y con la finalidad de obtener mayor información relacionada con la respuesta en la germinación y vigor en semillas con la aplicación de las bacterias como *Azospirillum sp.* combinada con diferentes concentraciones de giberelinas como promotoras de germinación, se estableció el siguiente objetivo e hipótesis.

1.1 Objetivo

- Determinar la respuesta de la capacidad de germinación y vigor con el uso de *Azospirillum sp.* y AG₃ en semilla de Papaya Variedad Maradol a diferentes tiempos de imbibición.

1.2 Hipótesis

- Al menos una de la concentraciones *Azospirillum sp.* y AG₃ aplicada a la semilla de Papaya Variedad Maradol en un tiempo determinado de imbibición presenta un efecto positivo en la respuesta de la capacidad de germinación y vigor.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades del cultivo de papaya

2.1.1 Origen

La papaya (*Carica papaya L.*) es una fruta tropical que en los últimos cinco años ha tenido un crecimiento significativo en las zonas costeras de México. Existen diversas opiniones referentes al centro de origen de esta planta; sin embargo, la mayoría de los investigadores coinciden en señalar a centroamérica y al sur de México como el lugar donde se originó esta especie. En la actualidad, los taxónomos y botánicos no se han puesto de acuerdo que la semilla sea ortodoxa o recalcitrante, debido a la dificultad que presenta la semilla y su manejo de poscosecha, el cual es poco documentado; Amorim et al. (2008) reporta que la clasificación de las semillas de papaya está en función de la tolerancia al desecado y se aproxima más a lo observado en las semillas ortodoxas; además, Lesbel et al. (2000) mencionan que la papaya emite varios tipos de flores con diferente proporción de hembras, machos y hermafroditas y cada una origina un tipo diferente de fruto en cuanto a forma y calidad, principalmente dificulta la producción y comercialización de semillas entre los productores de este cultivo.

Se cultiva a escala mundial, especialmente en los trópicos por sus frutos comestibles y alto contenido de vitaminas (Galinsky y Laws, 1998). Se conoce que hay plantaciones exitosas en Hawaii, África, Filipinas, Malasia, Australia y en menor escala en Latinoamérica (Morton, 1987).

La especie *Carica papaya L.* pertenece a una pequeña familia de dicotiledóneas: *Caricaceae*, la cual consta de seis géneros y 35 especies. Entre ellos se encuentra el

género *Carica*, que incluye esta sola especie y resulta la más importante desde el punto de vista económico (Badillo, 2000).

2.1.2 Importancia Social

México está iniciando los primeros pasos en la producción de semilla de papaya, donde pocas empresas dedicadas a la comercialización están enfocándose a su producción; sin embargo, existe gran desconocimiento en esta área por diversos factores que limitan la producción, principalmente relacionada a la poscosecha, ya que existe poca información relacionada con la selección y colecta del fruto, extracción, acondicionamiento y almacenamiento de semilla; Mederos (1991) menciona que cuando se utilizan semillas recién colectadas para la siembra el porcentaje de germinación es aceptable, pero disminuye rápidamente a medida que se alarga el momento de la siembra. Morton (1987) menciona que el extracto de la semilla y de las frutas tiernas tiene un poder bactericida.

2.1.3 Producción orgánica de cultivo

Se le puede considerar agricultura ecológica, cuya producción está constituida por productos provenientes de un método de producción que implica importantes restricciones en la utilización de fertilizantes o pesticidas que pueden tener efectos desfavorables para el medio ambiente. Un método que es usado para producir alimentos y su manejo después de que sale de la unidad de producción agrícola. Los agricultores intentan evitar o reducir el uso de fertilizantes sintéticos y de pesticidas. Los alimentos son procesados, empacados, transportados y almacenados, buscando tener el máximo valor nutritivo sin el uso de preservantes, colorantes u otros aditivos artificiales, pesticidas o herbicidas sintéticos e irradiación.

El cultivo de papaya es afectado por factores de origen biótico y abiótico, que repercuten en el vigor, la sanidad, el rendimiento y la apariencia del fruto. Entre los factores abióticos se considera que el manejo cultural y la nutrición son las

principales limitantes (Thomas, 1990; Sri et al., 1995). Se ha indicado que las aplicaciones de materia orgánica pueden incrementar el rendimiento, debido a que mejora las propiedades físicas del suelo, aumentando la capacidad de retención de agua y nutrientes (Richard, 1992; Vieira, 1995).

La producción de semilla es muy importante cuando se desea iniciar un cultivo profesional de papaya, principalmente cuando se busca la exportación. La producción de semilla de papaya se trata de un método de mejoramiento genético entre plantas madres superiores. Es necesario en cada país la existencia de productores especializados en producir y comercializar semilla de papaya. La forma más común en la mayor parte de las zonas productoras de esta *Caricaceae* es la obtención de semillas por polinización abierta, sin el debido control. En muchos casos las poblaciones de papaya son heterogéneas lo que proporciona grandes variaciones genéticas en un huerto. De esta manera es necesaria una adecuada selección de progenitores y polinización controlada.

En huertos controlados usualmente las semillas son obtenidas para lograr el mayor número posible de plantas hermafroditas, así en la obtención de las semillas las cruces deben ser realizados entre arboles hermafroditas, de esta manera obtener alrededor de un 66 % de semillas que originaran plantas hermafroditas. Así, la autofecundación o cruces de plantas hermafroditas lograrán este objetivo (Reboucas, 2000).

2.2 Semilla

La semilla es la forma de reproducción sexual de las plantas superiores (Antón et al., 2005); siendo la que se obtiene del fruto después de la fecundación de la flor, los frutos o partes de éstos, así como partes de vegetales o vegetales completos que se utilizan para la reproducción y propagación de las diferentes especies vegetales (SAGARPA, 2007).

Los principales componentes de la semilla son: cubierta seminal o testa (que le confiere de protección); endospermo (reservas de nutrientes) y embrión (óvulo fecundado), en las gramíneas se distingue también la aleurona (capas de células vivas que rodean la semilla por debajo de la testa). Mientras que externamente se distinguen: el micrópilo (perforación que comunica la semilla con el exterior), el funículo (tejido vascular que conecta al ovulo con la placenta, útil para el paso de agua y nutrientes) y el hilo o hilio (cicatriz que queda al desprenderse el funículo) (Antón et al., 2005).

En el embrión la parte basal del eje dará lugar a la radícula y del extremo apical de dicho eje saldrá el tallo. El hipocótilo es la zona situada por debajo del punto de inserción de los cotiledones y se prolonga hasta el cuello de la radícula; la parte del tallo que queda por encima de los cotiledones se conoce como epicótilo, el cual una vez germinada la semilla pasa a denominarse plúmula. Los cotiledones son hojas embrionarias, constituyendo una fuente de reserva (pudiendo o no realizar fotosíntesis) (Antón *et al.*, 2005).

2.2.1 Calidad de semilla

La calidad fisiológica de la semilla incluye los atributos de viabilidad, capacidad de germinación y vigor; siendo la semilla un insumo vivo en la producción agrícola, es importante que cuente con la capacidad de reproducir una planta y lograr su establecimiento en campo y obtener rendimientos de forraje y/o grano. La semilla como una unidad biológica, es susceptible a ser dañada en todo instante por lo que su manejo desde la maduración hasta la siembra requiere de un alto grado de especialización. La calidad fisiológica depende de factores bióticos y abióticos que puedan dañar fácilmente la maduración, cosecha, secado, almacenamiento, acondicionamiento, distribución y durante la siembra.

La viabilidad de la semilla significa que es capaz de germinar y producir una plántula normal (capacidad de germinación). Otro contexto denota que viabilidad es el grado

que se encuentra viva una semilla, metabólicamente activa y posee enzimas capaces de catalizar reacciones necesarias para la germinación. La semilla puede contener tejido vivo y tejido muerto, refiriéndose a viabilidad al tejido vivo de la semilla.

La germinación de la semilla, puede ser evaluada en el laboratorio mediante el ensayo de germinación o prueba estándar y consiste en sostener un número de semillas (>400) a condiciones de humedad, temperatura óptima, luz y aireación por un periodo determinado para cada especie y determinar plántulas normales, que corresponden a la capacidad de germinación.

El vigor de una semilla es la suma total de aquellas propiedades que determinan el nivel de actividad y desempeño de la semilla o lote semillero durante la germinación y emergencia de plántulas. Las semillas que se desempeñan bien se catalogan con alto vigor y las que se desempeñan en forma pobre son llamadas de bajo vigor. Se refiere a la semilla y al establecimiento inicial de la plántula, de manera que el concepto de vigor de la semilla abarca tanto el vigor de la semilla como el de la plántula (CATIE, 2000).

2.2.2 Condiciones para la germinación

Una semilla es esencialmente una pequeña planta cuyas actividades vitales están reducidas al mínimo. La deshidratación de la semilla joven a medida que madura en la planta, trae consigo esta reducción de las actividades. Las semillas secas están así en condiciones para tenerlas de reserva, almacenarlas y preservarlas hasta que el tiempo y el lugar sean convenientes para originar una nueva planta (Toole y Kearns, 1986).

En una prueba de calidad como la germinación se tienen una serie de requisitos indispensables para llevarse a cabo en forma eficiente y refleje realmente la calidad de la semilla como tal entre ellos se encuentra los tipos de sustrato, la humedad, aireación, temperatura y luz dando las condiciones optimas para que se desarrolle o

expresa la calidad de la plántula clasificándola en una plántula normal o anormal y si fuera el caso la presencia de semilla que no logra germinar, describiendo su naturaleza que propicio este efecto no germinativo.

Tipos de sustratos. En la prueba de germinación el sustrato, tiene la función de promover la humedad adecuada y sostén a la semilla durante su germinación. Se puede emplear diferente tipo de sustrato, cómo: papel secante, papel filtro, papel klen pack, toallas de papel, tela, algodón, arena y tierra.

a) Papel (secante, filtro o papel toalla)

- Sobre papel (SP). Se pone la semilla encima de una o más capas de papel; se colocan en cajas pétri, cajas de plástico o charolas de germinación.
- Entre papel (EP). Las semillas se colocan entre hojas de papel, ya sean en las charolas de germinación o dentro de cajas pétri u otro tipo de caja de plástico, metal o vidrio. El papel puede quedar enrollado en forma de “taco” colocándolo en posición vertical en la cámara de germinación.
- Papel plegado (PP). Las semillas se colocan en papel plegado en forma de acordeón con 50 pliegues, usualmente se colocan dos semillas en cada pliegue. Se guardan en cajas o directamente en la cámara de germinación.

b) Arena:

- En la arena (A). Se colocan las semillas en una capa uniforme de arena para luego cubrirlas con una capa de 1 ó 2 cm de arena sin compactar.
- Sobre arena (SA). Las semillas se colocan sobre la superficie de una capa uniforme de arena y se ejerce una ligera presión.

c) Suelo (S). En algunos casos se recomienda usar suelo para reemplazar los métodos en papel, cuando las plántulas muestran signos de toxicidad al germinar en dichos sustratos.

Humedad y aireación. El sustrato debe estar lo suficientemente húmedo como para suplir las necesidades de agua de la semilla. La circulación de aire necesita ser la adecuada para evitar la condensación excesiva de agua sobre las plántulas. Las pruebas de germinación deberán revisarse periódicamente para asegurar una humedad adecuada.

El primer paso para la germinación es la absorción de agua que permite al protoplasma de las células continuar una vida activa, el otro implica la naturaleza osmótica de las células vivas. La actividad osmótica de las células de la semilla viva tiene una gran atracción por el agua. Las semillas absorben bastante agua para principiar en terrenos que inclusive son tan secos que no sostendrán el desarrollo de las plántulas (Toole y Kearns, 1986).

Temperatura. Las diversas especies de semillas requieren diferentes temperaturas para su germinación. Cuando se recomiendan temperaturas alternas, la temperatura más baja se deberá mantener por 16 horas y la más alta por 8 horas.

Las semillas contienen células en un estado dormante y a menudo están deshidratadas, y estas características confieren una tolerancia a las temperaturas altas (Whelan, 1997). La mayoría de las semillas germinan lentamente a bajas temperaturas, pero las semillas de otras especies no iniciarán su germinación a altas temperaturas aunque las plántulas se desarrollen a elevadas temperaturas. Las temperaturas que impiden la germinación varían con la especie y con las condiciones bajo las cuales maduran (Toole y Kearns, 1986).

Luz. Cuando se prescribe luz para la germinación de una determinada semilla, ésta podrá ser natural o artificial. Se debe tener cuidado que la intensidad de luz sea uniforme y de no elevar la temperatura de la prueba con la aplicación de luz. Se recomienda utilizar lámparas fluorescentes de luz blanca fría.

La luz no influye en la germinación de muchas especies, pero en otras, este fenómeno está controlado por la presencia o ausencia de ellas. En algunos casos, la luz de una lámpara fotográfica es suficiente para estimular la germinación (Toole y Kearns, 1986).

Plántulas Normales. Se consideran plántulas normales aquellas que poseen sus estructuras esenciales para producir en suelo de buena calidad preparado en el laboratorio, estas plántulas, bajo condiciones de agua, luz y temperatura.

Deben presentar las siguientes características esenciales:

- Sistema radicular bien desarrollado, incluyendo raíz primaria, excepto para aquellas plantas, por ejemplo gramíneas, que generalmente presentan raíces seminales, de las cuales deben estar presentes cuando menos dos de ellas.
- Hipocótilo bien desarrollado e intacto y/o un epicótilo sin daño en el tejido conductor y en las dicotiledóneas una plúmula normal.
- Plúmula intacta en las gramíneas, que deben presentar una hoja verde bien desarrollada dentro o emergiendo del coleóptilo.
- Un cotiledón en monocotiledóneas y dos en dicotiledóneas.

Plántulas Anormales. Las que no se pueden clasificar como normales por tener alguna deficiencia en desarrollo de sus estructuras esenciales, lo que les impide su desarrollo normal cuando crece en suelo preparado y en condiciones favorables de agua, luz y temperatura.

Estas presentan los siguientes defectos al germinar:

- Plántulas dañadas, sin cotiledones con fisuras o lesiones que dañen el tejido conductor de hipocótilo, epicótilo o raíz; sin raíz en aquellas especies donde esta estructura es esencial; excepto en *Pisum*, *Vicia*, *Phaseolus*, *Lupinus*, *Vigna*, *Glycine*, *Arachis*, *Gossypium*, *Zea* y todas las cucurbitáceas, en las que se han desarrollado raíces secundarias vigorosas que sostienen a la plántula en el suelo.

- Plántulas deformes, con desarrollo débil o desequilibrado de las estructuras primordiales: plúmulas retorcidas en espiral; epicótilos poco desarrollados; talluelos hinchados y raíces sin desarrollo; plúmulas hendidas o coleóptilos sin hojas verdes; plantas acuosas o bien que no presenten desarrollo después de haber salido de los cotiledones.
- Plántulas con estructuras esenciales deterioradas por hongos o bacterias, excepto en el caso que se determine que dicha infección no proviene de la semilla.

Semillas Duras. Son aquellas que permanecen duras al final de la prueba de germinación, ya que no absorben agua porque tienen cubierta impermeable; por ejemplo: en las familias *Leguminosae* y *Malvaceae*.

Este tipo de semilla especialmente abunda en la familia de las Leguminosas y se suelen reconocer fácilmente a simple vista o con una ligera presión practicada con los dedos o con unas pinzas (Martínez y Durán, 1991).

Semillas Latentes. Se denominan así las semillas viables que no germinan aún cuando estén bajo las condiciones que se especifican para dicha especie. La viabilidad de esta semilla se puede determinar con la prueba de tetrazolio y su germinación se puede acelerar mediante escarificación y aplicación de sustancias promotoras de germinación (Martínez y Durán, 1991).

Son aquellas que una vez finalizado el período de germinación permanecen sin germinar, con lo cual no es posible apreciar a simple vista su capacidad potencial de desarrollo.

Semillas Muertas. Aquellas que no germinen y que no se les clasifique como latentes o duras, deberán ser consideradas como semillas muertas.

2.2.3 Latencia de la semilla de papaya

Una semilla latente es una semilla que está viva, pero que no germina bajo ciertas condiciones favorables para otras semillas no latentes de la misma especie. La latencia puede manifestarse como completa inhabilidad de la semilla para germinar (latencia interna), o como aumento específico en los requisitos de la germinación. Ciertas semillas pueden necesitar para germinar una temperatura especial, ciertas condiciones de humedad, o cualquier otro tratamiento especial (latencia externa).

La latencia suministra un mecanismo necesario para sobrevivir, puesto que sin ella el embrión de la semilla continuaría creciendo y germinando en el campo. Por otro lado, no permite la germinación a tiempo interfiera con las labores de siembra. Además, favorece la aparición de especies indeseables y causa problemas en el momento de analizar las semillas.

La semilla de papaya está compuesta por dos cubiertas, siendo un externo llamado sarcotesta y otro interno denominado esclerotesta. En las dos capas se observa la presencia de sustancias inhibitoras de germinación, las cuales no han sido identificadas, dichas sustancias son responsables por el control de germinación, inhibiendo o estimulando. En el interior de la semilla (endospermo, cotiledón, embrión) también se encuentra dicha sustancia. Estudios realizados muestran que la posición de la semilla en el fruto no afecta la emergencia, expresión sexual y vigor de las plantas (Reboucas, 2000).

Las semillas son esféricas, pequeñas y negras. Están cubiertas por una capa mucilaginosa llamada sarcotesta o cubierta. Un fruto bien polinizado llega a producir de 300 a 700 semillas.

La papaya (*Carica papaya L.*) es una planta con tallo delgado y erecto, de crecimiento rápido, sencillo o algunas veces ramificado, algo flexible de 2 a 10 metros de altura, cilíndrico, suave, esponjoso-fibroso, hueco de color gris o café grisáceo, de 10 a 30 centímetros de diámetro y endurecido por la presencia de

cicatrices grandes y prominentes, causadas por la caída de las hojas e inflorescencias, muy cultivado en regiones tropicales y subtropicales. Se propaga convencionalmente por semilla, lo que tiene como desventaja la heterogeneidad de las plantas producidas cuando se siembran semillas de plantas no seleccionadas o híbridos (Bhattacharya y Khuspe, 2000), así como la dificultad de producir clones de plantas hermafroditas. Se ha señalado que la presencia de plantas masculinas ha llegado a disminuir hasta en 40 % los rendimientos del cultivo (Gutiérrez, 2002).

Aunque se le considera una planta perenne, usualmente no produce más de 3 a 4 años y posteriormente muere, principalmente por problemas fitosanitarios. En algunos casos cuando el árbol ha alcanzado mucha altura, se puede podar para que ramifique lateralmente, pero esto no es una práctica comercial.

Se considera que la papaya es una planta polígama; es decir, que presenta los diferentes sexos en pies separados. Aunque existen variedades totalmente dioicas (con plantas femeninas y masculinas), lo usual es encontrar plantas con los tres sexos: femeninos, masculinos y hermafroditas. Se han reportado hasta 13 tipos de flores. Storey (1973) mencionó los cinco tipos de flores más usuales en papaya; femenina o pistilada, masculina o estaminada, hermafrodita (pentandria, intermedia y elongata). El sexo está determinado por tres factores genéticos según Storey (1953) y Hofmyer (1949): M_1 es dominante para determinar el sexo masculino, M_2 es dominante para hermafrodita y m es recesivo para femenino. Las diferentes combinaciones serían las siguientes:

M_1Xm : árboles machos

M_2Xm : árboles hermafroditas

mXm : árboles femeninos

Las hojas son de hasta 80 cm de longitud, alternas y muy juntas entre sí, son abroqueladas con pecíolos hueco y cilíndricos cerca del limbo, algo achatadas en el punto de unión con el tronco. El limbo es grande, palmeada con 5-7 lóbulos profundos, dentados, de color verde oscuro en el haz y verde claro en el envés, estas

se caen a medida que el árbol crece dejando cicatrices en la corteza. Las nervaduras son hundidas de color blanco amarillento.

La raíz es nabiforme, crece casi vertical en terrenos profundos, su estructura es similar a la del tallo, excepto en su corteza que es blanca.

El fruto es una baya ovoide, oblonga, periforme o casi cilíndrica, grande, carnosa de color verde amarillento a anaranjado o amarillo cuando madura. Presenta numerosas semillas aparéntales de color negro, arredondeadas u ovoides, encerradas en un arilo transparente subácido, sus cotiledones son ovoide-oblongo aplanados y de color blanco. Ovoide y oblonga, periforme o casi cilíndrica, grande, carnosa, jugosa, ranurada longitudinalmente en su parte superior; de color verde amarillento o anaranjado cuando madura, de color anaranjado o rojizo por dentro con numerosas semillas parietales y de 10 a 25 cm o más de largo y 7 a 15 cm o más de diámetro. Las semillas son de color negro, redondeadas u ovoides y encerradas en un arillo transparente, subácido. En general produce frutos alargados, aunque algunos de los tipos pueden llegar a producir frutos globosos.

Factores que afectan la germinación de la semilla. Los factores pueden ser innatos o introducidos. Los factores innatos producen latencia o germinación a causa de procesos fisiológicos dentro de la semilla, sin la necesidad de un cambio en el factor ambiental. Los factores introducidos producen latencia o germinación por causa de un cambio ambiental de temperatura, luz, humedad, etc. En algunos casos, para producir efecto, un factor ambiental tiene que estar asociado con un cambio físico en la semilla; la cascara tiene que romperse para permitir el paso del agua (Hart, 1980).

La capacidad de germinación de una semilla disminuye con el paso del tiempo. Los factores que afectan a la germinación de la semilla son de dos tipos: intrínsecos y extrínsecos.

Los factores intrínsecos. Son los correspondientes al envejecimiento de la semilla, que a su vez intervendrá en la falta de viabilidad de la misma. El margen de tiempo en el cual las semillas conservan su capacidad de germinación, pueden agruparse en los siguientes rangos:

- *Macrobióticas:* semillas que pueden llegar a germinar después de decenas, incluso cientos de años. Tienen cubiertas seminales muy duras (Leguminosas y Malváceas).
- *Mesobióticas:* semillas cuyo límite máximo de germinación se sitúa entre los 2 y 15 años. Son las más frecuentes (semillas de cereales).
- *Microbióticas:* la capacidad germinativa de estas semillas es solo de unas semanas o meses (*Ulmus* longevidad de 6 meses y *Salix japónica* una semana).

Los factores extrínsecos. Que intervienen en la germinación son los mismos que los enumerados para el letargo secundario:

- **Agua:** la captación de agua por la semilla se denomina imbibición, es un fenómeno físico, que depende de la naturaleza de las reservas; así las semillas con sustancias amilosas captarán más agua y más rápidamente que las tipo oleaginoso. La imbibición también depende de la impermeabilidad de las cubiertas. La acción del agua captada es la rehidratación de las reservas; además, se activa el sistema enzimático responsable de la hidrólisis de las sustancias almacenadas.
- **Gases:** la mayoría de las semillas estudiadas necesitan un mínimo de 20 % de oxígeno para que se produzca la germinación. Semillas de zonas inundadas (arroz) germinan mayormente cuando la tasa de oxígeno es de 0.3 %. Un caso especial es el de *Nelumbo nucífera*, que dentro de la propia

semilla presenta una cavidad donde se acumula el oxígeno suficiente para desencadenar el proceso.

- **Temperatura:** tiene que estar comprendida dentro del rango característico típico de la especie; de no ser así, aunque el resto de parámetros sean adecuados, la semilla no germinará. El límite inferior esta sobre los 0 °C es el caso de muchas especies alpinas y de *Fagus sylvatica*. La temperatura óptima se sitúa en un amplio margen comprendido entre los 20 y los 40 °C, aunque *Cucumis sativus* llega a germinar a los 48 °C.
- **Luz:** en los claros de la selva tropical se colocan placas de cultivo con semillas en la parte central y en las zonas marginales, las semillas que reciben luz germinan y las otras siguen en fase de latencia. La luz hace falta para la germinación de muchas especies. Ya en 1935 se observó el efecto de la luz en la germinación de semillas de cebolla, determinadas longitudes de onda favorecen el proceso y otras lo detienen. En 1952 se comprobó, con semillas de lechuga (*Lactuca*) que la longitud de onda de 660 nm favorecía la germinación y la de 730 nm actuaba de inhibidor (Duato, 2004).

Factores que afectan el vigor de la semilla. Altas temperaturas y baja disponibilidad de agua en el periodo de llenado de grano puede reducir la productividad, la germinación y el vigor de la semilla (Cornell University, 2003). Como factores que afectan el vigor se pueden considerar los siguientes:

- El tiempo transcurrido entre la madurez fisiológica y la cosecha
- La temperatura
- El daño mecánico
- La naturaleza e intensidad de las enfermedades
- El contenido de humedad
- Las condiciones ambientales antes y durante la cosecha
- El medio ambiente del almacenamiento

Además de los elementos minerales, carbohidratos, agua, etc., la planta necesita sustancias orgánicas que podrían clasificarse como sustancias accesorias, ya que no tienen importancia como alimento, pero sin embargo tienen efectos profundos en su desarrollo. Estas sustancias se denominan hormonas, auxinas o reguladores de crecimiento (estas sustancias estimulan el crecimiento, pero también lo pueden inhibir).

Los reguladores de crecimiento no son específicos, los producidos en una planta pueden actuar en igual forma sobre cualquier otra especie. No toda la cantidad de reguladores de crecimiento de una planta está presente en forma activa, sino solamente una pequeña fracción, la parte libre; el resto queda fijo o aparece en forma de precursores.

Los reguladores casi siempre tienen efectos múltiples, que varían mucho según su concentración en los tejidos. Es natural, que el uso comercial de las fitohormonas no haya sido tan amplio como se podría esperar, que varían mucho según su concentración en los tejidos. Entre su forma de actuar de algunos reguladores de crecimiento se pueden mencionar:

- ❖ Auxinas: elongación de las células, crecimiento de los botones laterales y proceso de abscisión.
- ❖ Giberelinas: elongación de las células.
- ❖ Citoquininas: división celular, transporte y control de senescencia.
- ❖ Ácido abscísico: apertura y cierre de estomas, y control de senescencia.
- ❖ Etileno: control de senescencia y maduración.

Para mejorar y acelerar su germinación se lava, se elimina la sarcotesta, se pone a secar al aire, en la sombra y se almacena a 7-10 °C y una HR de 50 %.

2.3 Biofertilizantes

Los biofertilizantes son inoculantes microbianos o grupos de microorganismos, los cuales, de una forma u otra, proveen o mejoran la disponibilidad de nutrientes cuando se aplican a los cultivos. La utilización de los biofertilizantes en los sistemas productivos es una alternativa viable y sumamente importante para lograr un desarrollo agrícola ecológicamente sostenible, ya que permite una producción a bajo costo, no contamina el ambiente y mantiene la conservación del suelo desde el punto de vista de fertilidad y biodiversidad. Los biofertilizantes fijadores de Nitrógeno, son microorganismos que tienen la capacidad de transformar el N atmosférico a amonio.

Como promotores de crecimiento. Son microorganismos que, durante su actividad metabólica, son capaces de producir y liberar sustancias reguladoras de crecimiento para las plantas los cuales son: *Azospirillum* (auxinas y giberelinas), *Bacillus*, *Gibberella* (giberelinas), *Anabaena* (ácido indolacético), *Diplodia macrospora* (auxinas), *Phomopsis* (auxinas).

En la actualidad el uso de biofertilizantes, aplicados como inoculantes dentro de los sistemas de producción agrícola, especialmente para lograr una mayor disponibilidad de nutrientes en el tiempo y una menor dependencia de los fertilizantes químicos. Esto ha permitido un rendimiento sostenible de los cultivos, con la conservación del medio ambiente y una mayor tasa de retorno.

Debido a que los productos del tipo de los biofertilizantes son elaborados con microorganismos vivos, se requiere de un cuidadoso manejo para evitar una reducción de su efectividad (Soto y Meléndez, 2003).

Bacterias promotoras de crecimiento. *Azotobacter* y *Azospirillum*: Promotor de crecimiento vegetal, producen fitohormonas, incrementan la velocidad de germinación de semillas, estimulan la formación de raíces, fortalecen los mecanismos naturales de defensa de la planta (resistencia sistémica), incrementan la

respuesta a la fertilización química u orgánica, reducen las pérdidas de N por lavado, aumentan la tolerancia al estrés hídrico y al ataque de plagas o enfermedades.

Pseudomona spp: Biorregulador de plagas y enfermedades, promotor del crecimiento vegetal, evita la entrada de agentes patógenos mediante la acción combinada de la producción de sustancias antimicrobiales y al establecerse exitosamente en las raíces lo que imposibilita la colonización de esta por algún microorganismo dañino, produce sustancias de tipo hormonal que estimulan el desarrollo del sistema radical, la aceleración en el reciclado de nutrientes y mejoran la resistencia sistémica.

Bacillus thuringiensis: Insecticida microbial efectivo en lepidópteros (mariposas), coleópteros (escarabajos), dípteros (mosquitos), himenópteros (hormigas), ácaros y también contra otros invertebrados como nemátodos, gusanos planos y protozoarios, especial para plagas barrenadoras de tallos, frutos y comedores de hojas.

Saccharomyces, Lactobacillus & Pseudomona: Mezcla de 3 géneros bacteriales que producen ácidos orgánicos promotores de la descomposición de material vegetal, sustancias antimicrobiales, sustratos útiles estimuladores del crecimiento de las plantas y microorganismos.

2.4 Ácido Giberélico

En años recientes se ha tenido gran interés en la búsqueda de métodos y procedimientos que permitan mejorar la expresión de la calidad fisiológica de las semillas en términos de germinación y vigor, de igual manera se ha buscado que mediante la aplicación de algunos tratamientos se les confiera mayor longevidad (Nath et al., 1991).

Khan (1982), ha señalado que el vigor es un concepto cualitativo que no debe de ser cuantificado de manera única, sino en términos de algunas características o atributos factibles de medir que son importantes en el establecimiento de la planta. Así algunos autores como Rood et al. (1983) mencionan que el vigor debe ser expresado

en términos de parámetros medibles, y específicamente en función del número de plántulas que emergen diariamente, número de hojas, área foliar, peso seco de raíz y parte aérea.

Una semilla de alto vigor se caracteriza en general por una rápida germinación y crecimiento acelerado de la plántula, acompañado por una elevada actividad anabólica enzimática, respiración, ATP, síntesis de proteínas, ADN, y ARN (Khan, 1982).

El ácido giberélico, solo o en combinación con otros reguladores del crecimiento vegetal ha sido empleado como promotor de la germinación y vigor en diversas semillas envejecidas natural y artificialmente. Su aplicación se ha efectuado tanto en soluciones acuosas, como de otros solventes orgánicos (acetona, etanol y tolueno, entre otros).

Según Karssen (1989), las giberelinas actúan durante el proceso de germinación mediante dos mecanismos: la movilización de reservas y el crecimiento del embrión, sin embargo no se conoce a fondo su forma de acción.

Monsivais y Martínez, (1990), probaron seis niveles de AG_3 (0, 100, 200, 500, 1000, y 2000 ppm) y un testigo con acondicionamiento osmótico (AO) a -8.6 bar (240 g/L PEG 6000 15 °C) en 10 días; los resultados arrojaron que con temperaturas subóptimas bajo condiciones controladas manifestó un efecto positivo de AO con el uso de AG_3 , y bajo temperaturas óptimas controladas el efecto se minimizó; mientras que en campo, por las temperaturas fluctuantes, hubo signos positivos de respuesta, donde a 1000 ppm de AG_3 fue la mejor respuesta de germinación.

En otro estudio, se evaluaron seis concentraciones de ácido giberélico (0, 50, 100, 150, 200 y 250 mg/L) y dos tiempos de remojo (12 y 24 horas), se mostró diferencias altamente significativas para la concentración de ácido giberélico en todas las variables. Conforme se aumentó la concentración de ácido giberélico, se incrementó

el porcentaje de germinación, pasando de 28 % (testigo) a 30,33 % (50 mg/L); a 100 mg/L, y 150 mg/L el porcentaje se elevó más y a partir de allí, se supero la media general (52,50 %). Con la aplicación de 250 mg/L de ácido giberélico, se obtuvo un 87 % en la germinación de *J. procumbens* superando lo reportado por Fuentes *et al.* (1996), Hernández (2004), Saldaña *et al.* (2001), López y Enríquez (2004). Esto muestra que es posible mejorar el proceso de germinación con aplicaciones de ácido giberélico de 150 mg/L en adelante.

El crecimiento de papaya con tres reguladores de crecimiento como: ácido 2 cloro-etil fosfórico (Ethrel) a 500 y 1,000 ppm; ácido N-dimetil amino succínico (B-9) en dosis de 1,000 y 2,000 ppm y ácido giberélico (AG) en concentraciones de 100 y 500 ppm; se sumergieron las semillas de papaya variedad puerto rico 6-65 durante 24 horas, luego se sembraron en charolas con mezcla de tierra, arena y vermiculita. Los resultados fueron que AG₃ (500 ppm) aumentó el porcentaje de germinación tomado a los 10 días de la siembra; pero al finalizar el experimento (20 días después de la siembra) no hubo diferencias significativas con el testigo, sugiriendo que el efecto del AG₃ fue momentáneo, el Ethrel y el B-9 redujeron significativamente el porcentaje de germinación, demostrando que la semilla no tiene un efecto positivo en cuanto a germinación (ICA, 1976).

La aplicación de AG₃ no en todos los cultivos se tiene respuesta positiva, como en el caso de semilla de maíz que se obtuvieron respuestas diferentes entre genotipos. El ácido giberélico afectó negativamente la germinación del maíz, de manera que una germinación sin AG₃ mostró un valor de 93 % y se redujo hasta 74 % cuando la dosis de AG₃ fue de 500 ppm; que al ser tratadas con frío y aplicar de 100 ppm de AG₃ favoreció la respuesta de esta variable, dosis mayores la redujeron de manera similar a como ocurrió con las semillas no tratadas. La aplicación de AG₃ tuvo un efecto negativo sobre la semilla, pues se observó una reducción de germinación a medida que la dosis de AG₃ se incrementa (Centro de Información Tecnológica, 1996).

2.5 Bacteria *Azospirillum sp.*

Se considera a *Azospirillum sp.* como uno de los géneros de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal más estudiados en la actualidad debido a su capacidad de mejorar significativamente el crecimiento y desarrollo, así como el rendimiento de numerosas especies vegetales de interés agrícola (Bashan et al., 2004). Uno de los principales mecanismos propuestos en la actualidad para explicar la promoción del crecimiento vegetal en plantas inoculadas con *Azospirillum sp.*, se relaciona con su capacidad de producir y metabolizar compuestos reguladores del crecimiento vegetal o fitohormonas (Okon and González, 1994). Desde una perspectiva revisionista, sabemos que numerosos trabajos detallan los efectos benéficos de la inoculación con rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, del inglés PGPR (Plant Growth Promoting Rhizobacteria) y mencionan los importantes cambios morfo-fisiológicos que ocurren en una planta inoculada; sin embargo, en muchos casos no se han identificado los compuestos responsables de generar esta respuesta y normalmente se consideran dentro de un modelo (caja negra) en el que solo trasciende como resultado, la promoción del crecimiento debida a la presencia del microorganismo o de alguno de sus metabolitos en el medio de cultivo.

Consideramos que la producción de fitohormonas y otros compuestos reguladores del crecimiento ha sido estudiada en las últimas tres décadas en diferentes microorganismos y que una parte importante de este flujo de conocimiento ha sido focalizado en el género *Azospirillum* para el que: (a) se han identificado un considerable número de compuestos reguladores que serían potencialmente responsables de modificar la arquitectura y crecimiento vegetal: (b) se han identificado los genes responsables de la síntesis de estos compuestos y su regulación en determinadas condiciones ambientales; (c) se ha correlacionado la respuesta de crecimiento de plantas inoculadas con los niveles de determinadas fitohormonas producidas por el microorganismo en el medio de cultivo, en la rizósfera o en los tejidos colonizados, en los que adicionalmente se ha probado que la inoculación reproduce la respuesta de la aplicación exógena de alguno de estos compuestos y finalmente (d) existe evidencia de que mutantes hiperproductores de

hormonas, determinan efectos más significativos que las cepas isogénicas, a nivel balance hormonal de la planta y su crecimiento en diferentes condiciones experimentales.

Tien (1979), fue el primero en sugerir que las bacterias rizosféricas del género *Azospirillum* podrían mejorar el crecimiento vegetal por la producción de fitohormonas, tales como auxinas, especialmente ácido indol acético (AIA) y citocininas (Cit); sin embargo trabajos posteriores determinaron la capacidad de este microorganismo para producir compuestos del tipo giberélinas (GAs), etileno (E), en incluso ácido abscísico (ABA), entre otras moléculas.

Mecanismos de promoción del crecimiento vegetal en *Azospirillum sp.* Los primeros mecanismos propuestos para la promoción bacteriana del crecimiento vegetal han sido relacionados con el metabolismo del nitrógeno, a través de la fijación biológica en condiciones de vida libre o por el incremento de la actividad nitrato reductasa en condiciones endofíticas, pero han tenido una menor significancia agronómica respecto de lo que se esperaba inicialmente.

En contrapartida, uno de los principales mecanismos propuestos en la actualidad para explicar la promoción del crecimiento vegetal, estaría relacionado con la capacidad de este microorganismo para producir o metabolizar compuestos del tipo fitohormonas, tales como ácido indol acético; citocininas (Tien et al., 1979); giberelinas (Bottini et al., 1989) y etileno (Strzelczyk et al., 1994), así como de otras moléculas reguladoras del crecimiento vegetal, tales como el ácido abscísico (ABA) (Perrig et al., 2007) y la diamina cadaverina (CAD) (Cassán et al., 2003).

La inoculación de semilla de chile habanero con *Azospirillum sp.* y un testigo, que fueron inoculados durante 10 minutos, para permitir que se dé la imbibición de la semilla y así mismo el establecimiento de la bacteria, los resultados de germinación de las semillas siguen la misma cinética, no aumentó ni disminuyó la capacidad de germinación con el testigo con agua; sin embargo, la inoculación con *Azospirillum sp.*

aceleró en un día el proceso de germinación. Al comparar la germinación acumulada de cada uno de los tratamientos se observa que el tratamiento con *Azospirillum sp.* acelera la germinación en comparación con el testigo con agua (Bashan, 1990).

Con el objetivo de incrementar y acelerar el proceso de germinación de las semillas y obtener una alta producción y homogeneidad de plántulas de *Carica papaya* variedad Maradol en vivero, se evaluó el efecto de tres biofertilizantes aplicados solos o en combinación (*Azotobacter chroococcum*, *Azospirillum brasilense* y *Glomus intraradices*), y un biorregulador de crecimiento vegetal, el ácido giberélico (AG₃), en la germinación y el crecimiento vegetal.

Los tratamientos simples con *A. chroococcum* y *A. brasilense*, incrementaron el porcentaje de germinación a 88.89 y 90.28 % respectivamente. Además, con la aplicación de los biofertilizantes y el AG₃, la velocidad de germinación se incrementó y el tiempo medio de germinación se redujo. La doble aplicación en semillas y foliar de los biofertilizantes y el AG₃ en plántulas mejoró el crecimiento vegetal. La población de *A. chroococcum* fue mayor cuando se inoculó en combinación con AG₃. La prevalencia de colonización de las plántulas inoculadas con AG₃ varió de 18.53 a 26.67 %, con el mayor valor registrado para el tratamiento combinado con *A. brasilense*. Finalmente, aplicando esta metodología se logró acelerar la germinación, obteniéndose una mayor homogeneidad en la emergencia de las plántulas, disminuyendo así el tiempo de permanencia en el vivero.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación Geográfica del Experimento

El experimento se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, que se ubica en las coordenadas 25°22´ latitud Norte y 101° 00´ longitud Oeste, con una altura de 1´589 metros sobre el nivel del mar, Saltillo, Coahuila, México (García, 1973), las pruebas de laboratorio se llevaron a cabo en el laboratorio de genética.

3.2 Material vegetativo

Se utilizó semilla de papaya de la variedad Maradol, proveniente del Rancho Don Pedro de la empresa Red Starr S.P.R. de R.L. de C.V. ubicado en el municipio de Tecomán, Colima, México, cosechada en agosto del 2011.

3.3 Tratamientos

Utilizando 250 gramos de semilla de papaya var. Maradol, se establecieron 48 tratamientos inoculando bacterias de *Azospirillum sp.*, aisladas de raíces de trigo de Buenavista, Coahuila y reproducidas en NFb y agar rojo congo a 28 °C; aplicando un promotor como Ácido Giberélico, además de las combinaciones de bacterias y promotor a diferentes concentraciones en tres tiempos de imbibición a 8, 16 y 24 horas, teniendo tres testigos absolutos con agua considerando los tiempos como se describe en el Cuadro 3.1 siguiente:

Cuadro 3.1 Tratamientos con inoculación de *Azospirillum sp.* más ácido giberélico a semillas de papaya var. Maradol en tres tiempos de imbibición. 2012.

No. Tratamiento	<i>Azospirillum sp.</i> UFC mL ⁻¹	AG ₃ ppm	Tiempo/Horas
1	10 ⁴	0	8, 16 y 24
2	10 ⁵	0	8, 16 y 24
3	10 ⁶	0	8, 16 y 24
4	0	250	8, 16 y 24
5	0	500	8, 16 y 24
6	0	750	8, 16 y 24
7	10 ⁴	250	8, 16 y 24
8	10 ⁴	500	8, 16 y 24
9	10 ⁴	750	8, 16 y 24
10	10 ⁵	250	8, 16 y 24
11	10 ⁵	500	8, 16 y 24
12	10 ⁵	750	8, 16 y 24
13	10 ⁶	250	8, 16 y 24
14	10 ⁶	500	8, 16 y 24
15	10 ⁶	750	8, 16 y 24
16	Agua	Agua	8, 16 y 24

3.4 Metodología

Se colocaron 45 semillas de papaya en vasos de precipitado por tratamiento, inoculando con 15 ml de *Azospirillum sp.* de la concentración correspondiente o aplicando 15 ml de la concentración de Ácido Giberélico según los tratamientos antes mencionados, en el caso de las combinaciones se aplicaron en los tratamientos 7.5 ml de bacteria + 7.5 ml de Ac. Giberélico de cada concentración. Aplicados los tratamientos se dejaron imbibir por el tiempo de 8, 16 y 24 horas a temperatura ambiente de 25 °C con una HR de 38 %, condiciones del laboratorio.

Una vez transcurrido el tiempo se evaluaron los tratamientos mediante la prueba de capacidad de germinación determinando el porcentaje de germinación (plántulas normales), plántulas anormales y semillas sin germinar, así como el vigor mediante las pruebas de índice de velocidad de emergencia, porcentaje de plántulas normales de primer conteo, longitud media de hipocótilo y radícula, así como la tasa de crecimiento de plántulas (peso seco) realizando tres repeticiones por prueba como se describe a continuación.

3.5 Variables evaluadas

3.5.1 Capacidad de germinación

Se sembraron 15 semillas acomodadas en dos líneas separadas por 6 centímetros trazadas en la parte central de un papel anchor de 10 x 12.5 cm húmedo y cubiertas con otro papel para formar un “taco” por repetición de cada tratamiento. Los “tacos” se colocaron en bolsas de polietileno y se llevaron a una cámara de germinación a una temperatura de 35 °C con 8 horas luz y 16 horas oscuridad. Se evaluaron a los 14 días plántulas normales considerando como una prueba de vigor de primer conteo y a los 21 días porcentaje de germinación, plántulas anormales y semillas muertas. El procedimiento se baso conforme a las reglas de la ISTA (2004) y la evaluación conforme al manual de la ISTA (1992).

3.5.2 Plántulas normales (PN)

Son aquellas que presentan las estructuras esenciales bien desarrolladas e indicativas de su habilidad para producir plantas normales bajo condiciones favorables de suelo. Se clasifican en 3 categorías:

1. plántulas intactas: pueden presentar una combinación de estructuras esenciales como sistema de raíz bien desarrollado, sistema apical bien desarrollado, número específico de cotiledones, hojas primarias verdes y expandidas, brote terminal o ápice, coleóptilo rígido y bien desarrollado.

2. Plántulas con ligeros defectos: muestran ligeros defectos en las estructuras anteriores o cierto retardo, sin que esto limite su crecimiento y desarrollo.
3. Plántulas con infección secundaria: aquellas dañadas por hongos, bacterias, pero que es evidente que la semilla misma no es la fuente de la infección y se observa que las estructuras esenciales estaban presentes.

Se contabilizó aquellas que manifestaron un mejor desarrollo de sus estructuras esenciales; radícula e hipocótilo, tomándose como criterio un mínimo de 2 centímetros para considerarse como plántula normal, obteniendo el número de plántulas a los 14 y 21 días después de la siembra.

3.5.3 Plántulas anormales (PA)

Presentan una combinación de defectos en sus estructuras esenciales que limitan la continuación de su crecimiento y desarrollo. Estos defectos son bien marcados y varían según las especies. Para una acertada clasificación es conveniente referirse al Manual de Evaluación de Plántulas. Se evaluó a los 21 días de la siembra. Se clasificó como plántulas anormales, aquellas que presentaron las siguientes características: pobre desarrollo de la raíz, estructuras esenciales deformadas (hipocótilo, raíz y cotiledones), necrosidad en alguna estructura esencial, etc. Los resultados fueron expresados en porcentaje.

Ciertas plántulas anormales fueron aquellas que no alcanzaron un mínimo de 2 centímetros al ser evaluadas a 14 y 21 días después de la siembra, ya que algunas comenzaron a germinar a los 18 y 19 días pero la raíz e hipocótilo no alcanzaron la altura suficiente.

3.5.4 Semillas sin germinar (SSG)

Estas pueden ser semillas duras incapaces de absorber humedad, presentes en muchas especies de leguminosas. También pueden ser semillas frescas que resultan por latencia fisiológica, son capaces de absorber humedad pero su desarrollo es bloqueado. Se evaluó a los 21 días de la siembra, considerando como semilla muerta

aquellas que no tuvieron alguna modificación o cambios en su estructura, como romper la testa. Estas semillas se evaluaron de tal forma ya que no tuvieron algún índice de germinación e incluso no se rompió la sarcotesta. Los resultados fueron expresados en porcentaje.

3.5.5 Vigor mediante Primer conteo (PC)

El primer conteo se realizó a los 14 días de la siembra, determinando la cantidad de plántulas normales, dejando por separado plántulas anormales y semillas sin germinar. Los resultados fueron expresados en porcentaje.

3.5.6 Índice de velocidad de emergencia (IVE)

Esta variable se evaluó en base al número de plantas emergidas por día, en la cual se determinó mediante la siguiente fórmula que fue expresado en porcentaje.

$$IVE = \sum \frac{\text{No. P}}{d1} + \dots + \frac{\text{No. P}}{d21}$$

Donde:

IVE = índice de velocidad de emergencia

No. P = número de plántulas emergidas

d = días después de la siembra

3.5.7 Longitud media de hipocótilo (LMH)

Esta variable se determinó solo a las plántulas normales, se evaluó con una regla de 30 cm el hipocótilo a cada una de ellas, reportándose el promedio. Los resultados fueron expresados en centímetros.

3.5.8 Longitud media de raíz (LMR)

La variable se determinó a plántulas normales, evaluando con una regla de 30 cm la raíz de cada una de ellas, reportándose el promedio. Los resultados fueron expresados en centímetros.

3.5.9 Tasa de crecimiento de plántula (Peso seco, PS)

Para peso seco, una vez medidas las plántulas normales se metieron en una bolsa de papel estraza perforado, se sometieron a un secado en una estufa a una temperatura de 65 °C durante 24 horas, una vez transcurrido el tiempo se sacaron y se colocaron en un desecador con sílice gel a enfriar por 10 minutos y se pesaron las muestras en una balanza analítica con 0.0001 g de precisión, donde los resultados fueron expresados en gramos, y después se convirtieron a mg Plántula⁻¹.

3.6 Análisis estadístico

El diseño de parcelas divididas se emplea frecuentemente en arreglos factoriales, en los que la naturaleza del material experimental o las operaciones contempladas dificultan el manejo de todas las combinaciones de factores en una misma. Involucra la asignación de niveles de un factor a parcelas principales dispuestas en un diseño completamente aleatorio, bloques completos al azar o cuadro latino.

El análisis estadístico que se realizó fue el de parcelas divididas con un arreglo completamente al azar interpretado de la siguiente manera:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \rho_{j(i)} + \beta_k + (\alpha\beta)_{ik} + \varepsilon_{ijk}$$

Y_{ijk} = representa la observación en el k-ésimo nivel del factor aplicado a la subparcela, de la i-ésima parcela principal en el j-ésimo bloque

μ = media general

α_i = representa el i-ésimo nivel del factor aplicado a la parcela principal

$\rho_{j(i)}$ = representa la interacción del bloque aplicado a la parcela principal

β_k = representa el k-ésimo factor aplicado a subparcelas (tratamientos)

$(\alpha\beta)_{ik}$ = representa la interacción del factor principal con el factor aplicado a las subparcelas

ε_{ijk} = error experimental

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los análisis estadísticos de los datos generados en las diferentes pruebas realizadas en el trabajo, mostraron los siguientes resultados:

4.1 Capacidad de germinación (Plántulas normales)

En el análisis de varianza (ANVA) para la variable porcentaje de germinación (plántulas normales), se obtuvo que entre los 16 tratamientos aplicados existió alta diferencia significativa lo cual muestra un comportamiento diferente en la respuesta fisiológica de la semilla como se muestra en el Cuadro 4.1, con respecto a los tiempos de imbibición a los que se sometieron los tratamientos resultó con diferencia altamente significativa entre ellos reflejando una respuesta diferente en la germinación.

Cuadro 4.1 Cuadrados medios y significancia en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Plántulas Normales	Plántulas Anormales	Semillas sin Germinar
Tiempos	2	5931.99**	1441.99**	1591.99**
Tiem X Rep	6	32.99NS	99.99**	6.99NS
Tratamientos	15	1511.99**	1164.99**	1007.99**
Tiem X Trat	30	188.99**	296.99**	178.99**
E.E.	90			
% CV		32.8	91.5	28.6

**= Altamente significativo al 1% de probabilidad, NS=No significativo.

Con respecto a la interacción de los tratamientos con los diferentes tiempos, el análisis mostró una alta diferencia significativa y como se observa en el Cuadro anterior; así como el obtener un coeficiente de variación de 32.8 % en esta variable, este porcentaje fue dado debido a que algunos tratamientos se obtuvieron valores de germinación de cero por ciento lo que dio lugar a que el coeficiente se elevará.

En la prueba de comparación de medias entre los tratamientos, se obtuvieron ocho grupos estadísticos, donde el tratamiento con Ácido Giberélico a 750 ppm (T6) fue el de mayor valor de germinación con 77.04 % (Cuadro 4.2), siendo un porcentaje aceptable pero no para considerarse de buena calidad, el siguiente grupo lo formó el T5 con 56.3 % de germinación, seguido de los grupos que obtuvieron valores entre 17 a 42.2 %, donde T2 obtuvo el valor de germinación más bajo formando parte del último grupo junto con T3, T7, T10 y T16; que como es de observarse el testigo con agua (T16) aún obtuvo numéricamente mayor germinación (23.7 %) que los tratamientos T2 y T3; confirmando lo que varios autores han encontrado en diferentes cultivos hortícolas y sobre todo de papaya, que la aplicación de Ácido Giberélico ayuda a la promoción de la germinación (Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 2011)

Sin embargo, los resultados de germinación de todos los tratamientos aplicados no fueron porcentajes aceptables para una posible comercialización ya que el Servicio Nacional de Certificación y Comercialización de Semillas en la ley de comercialización en 2007, menciona que para la venta de semillas los porcentajes de germinación deben estar como mínimo de un 85 %, lo que nos puede estar indicando que esta semilla originalmente ya había disminuido su calidad fisiológica.

Cuadro 4.2 Prueba de comparación de medias en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

Tratamiento	Plántulas Normales (%)	Plántulas Anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
1	28.1 E F G H	0.0 E	71.9 A B C
2	17.0 I	0.0 E	82.2 A
3	20.0 H I	0.0 E	79.9 A B
4	33.3 C D E F G	0.0 E	65.2 B C D
5	56.3 B	2.9 D E	40.7 F G
6	77.0 A	2.2 E	20.7 H
7	25.9 E F G H I	19.3 A B	54.8 D E F
8	32.6 C D E F G	24.5 A	42.9 F G
9	39.3 C D	11.9 B C	48.9 E F G
10	24.4 F G H I	2.2 E	73.3 A B C
11	29.6 D E F G H	6.7 C D E	52.6 D E F G
12	42.2 C	10.4 C D	47.4 E F G
13	31.9 C D E F G	7.4 C D E	60.7 C D E
14	36.3 C D E	20.7 A	42.9 F G
15	34.8 C D E F	26.7 A	38.5 G
16	23.7 G H I	4.4 C D E	60.7 C D E
Tiempos			
8	20.1 B	11.9 A	63.6 A
16	43.8 A	10.7 A	45.6 C
24	39.7 A	3.8 B	56.5 B

Por otro lado, la prueba de comparación de medias entre los tiempos de imbibición de la semilla, muestran que el someterla a mayor tiempo la respuesta de germinación es positiva ya que estadísticamente fueron iguales en imbibirla a 16 o a 24 horas, coincidiendo con diversos autores que también trabajaron con el factor tiempo encontrando los mejores resultados cuando la semilla de *Jaltomata procumbens* era imbibida por más tiempo entre 12 y 24 horas en Ácidos Giberélicos; como López y Enríquez (2004); en algunos estudios en el ICA encontraron que la semilla de papaya variedad Puerto Rico al ser imbibida en AG₃ durante 24 horas, aumentó su porcentaje de germinación a los 10 días de la siembra.

4.1.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en plántulas normales

Los resultados dados en la interacción de los 16 tratamientos por los tres tiempos, mostraron efectos diferentes donde entre las concentraciones de Ácido Giberélico en los tres tiempos fueron similares, con tendencias que a mayor concentración mejor respuesta de germinación, por ejemplo a 8 horas los porcentajes de germinación fueron más bajos, a las 16 horas se presentaron en porcentajes un poco mayores y en algunos casos a las 24 horas hubo un aumento mayor de germinación mientras que en otros hubo un descenso; en el caso del testigo su mejor germinación se presentó a 16 horas de imbibición, mientras que a 8 y 24 hrs su respuesta de germinación fue baja; así como en AG₃ 250 ppm que la semilla al ser imbibida a 8 y 24 horas su porcentaje germinativo es bajo, obteniendo un incremento a 16 horas; AG₃ 500 ppm tiene mejor germinación durante la imbibición a 16 horas superando la imbibición de la mezcla AG₃ + *Azospirillum sp.* en distintas combinaciones; AG₃ 750 ppm su respuesta de germinación fue dada en mayores porcentajes al ser imbibida a 16 y 24 horas, como se muestra en la Figura 4.1.

En los tratamientos con aplicación de 0 de AG₃ más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), 10⁵ (T2) y 10⁶ (T3) el más destacado fue *Azospirillum sp.* 10⁴ que imbibida a 16 horas tuvo el mayor porcentaje germinativo (42.2%) mientras que *Azospirillum sp.* 10⁵ y 10⁶ en los tres tiempos de imbibición su germinación se mantuvo entre 13.3 a 26.6%.

En la combinación de AG₃ con la bacteria *Azospirillum sp.* a los tres tiempos en cada concentración de giberelinas se encontró una tendencia similar que en concentraciones bajas de AG₃ y *Azospirillum sp.* a un tiempo de 8 horas fue de menor respuesta y mediante aumentó el número de horas de imbibición como fue a las 16 horas aumentó la respuesta germinativa: Sin embargo, a 24 horas de imbibición en los tratamientos 7, 10, 11, 13, 14 y 15 hubo un descenso en los porcentajes de germinación.

En la aplicación de AG₃ 250 ppm con una concentración de *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7), 10⁵ (T10) y 10⁶ (T13) a 16 horas de imbibición obtuvieron los mayores porcentajes de

germinación de 40 a 42.2%, a las 24 horas su germinación disminuye, y a 8 horas se dieron los porcentajes más bajos en los tratamientos 7 y 10 con 8.8 %.

En lo que respecta a AG₃ 500 ppm con *Azospirillum sp.* a concentraciones de 10⁴ (T8), 10⁵ (T11), y 10⁶ (T14) a las 8 horas mostraron una germinación baja entre 8.8 y 17.7 %; pero a las 16 horas su germinación incremento más del doble siendo de 40 a 48.8 %, para las 24 horas de imbibición su germinación tiene un descenso con excepción de *Azospirillum sp.* 10⁴ que incrementó a 48.8 %.

En la concentración de AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9), 10⁵ (T12) y 10⁶ (T15) imbibida a 8 horas su germinación es baja, mientras que al aumentar el tiempo a 16 horas su germinación incrementa sobresaliendo el tratamiento 12 con un porcentaje de 53.3 %, y al ser imbibida a 24 horas con *Azospirillum sp.* 10⁶ mantiene su porcentaje germinativo en 42.2 %, por lo que *Azospirillum sp.* 10⁴ y 10⁵ siguen aumentando su germinación hasta un 60 % (Figura 4.1).

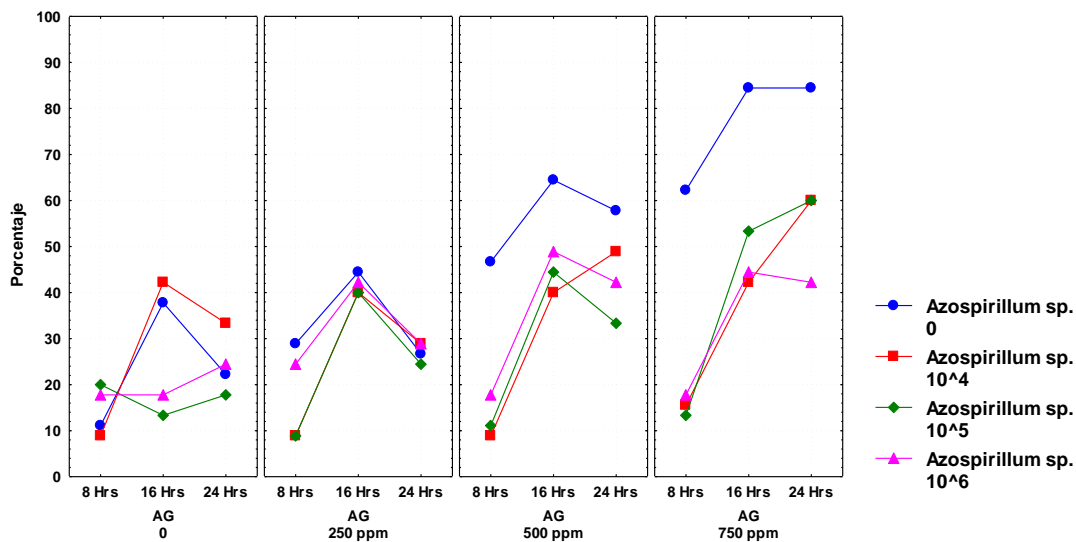


Figura 4.1 Comportamiento del porcentaje de germinación (plántulas normales) en semilla de papaya var. Maradol aplicando diferentes tratamientos imbibidos a tres tiempos en condiciones de laboratorio

4.2 Plántulas Anormales

Obteniendo el resultado del ANVA en plántulas anormales de los 16 tratamientos, podemos observar que existe una alta diferencia significativa entre ellos, donde al menos uno de los tratamientos mostró una respuesta diferente, como se muestra en el Cuadro 4.1; en la fuente de variación de tiempos se obtuvo una alta diferencia significativa, de esta manera sabemos que el porcentaje de plántulas anormales se mostró diferente en alguno de los tres tiempos de imbibición; y en cuanto la interacción de tratamientos por tiempo, se mostró una alta diferencia significativa, donde al menos uno de los tratamientos con un tiempo pudo ser diferentes a los demás.

En esta variable se obtuvo un coeficiente de variación de 91.5 % (Cuadro 4.1), debido a que en esta variable se tuvieron valores de cero y otros por arriba del 20 %, lo cual hace que este coeficiente sea muy alto entre en el número de observaciones del estudio. Sin embargo, no se descarta la posibilidad de que la semilla no contaba con niveles aceptables de calidad como se demostró en la variable anterior debido a que fue cosechada el año pasado, razón por lo que se obtuvieron porcentajes de germinación bajos trayendo como consecuencia el aumento de anormalidades.

En la prueba de comparación de medias obtuvimos cinco grupos estadísticos, los resultados mostraron los mayores porcentajes de anormalidades, donde se encontraron los tratamientos 7, 8, 14 y 15 que conforman el primer grupo con valores de entre 19.3 a 26.7 %, teniendo a T1, T2, T3, T4, T5, T6, T11 y T13 en el último grupo, donde los porcentajes de anormalidades más bajos fueron de 0 a 7.4 %, Cuadro 4.2. Esta especie de semilla tiene la característica de tener poca longevidad por lo que puede ser un factor en contra dentro del objetivo de este estudio. Sin embargo, los valores obtenidos en el testigo, si se logra detectar el efecto negativo causado por los tratamientos aplicados, se menciona que la presencia de plántulas anormales no necesariamente se debe a la falta de temperatura, aire o agua, ya que ciertas investigaciones muestran que dichas plántulas se presentan por la edad de la semilla, de manera que el daño mecánico también es una de las causas de ciertas

anormalidades en plántulas, causando pérdidas totales en la producción de los cultivos.

De manera que los resultados en la interacción de tiempos de imbibición muestra que la semilla al ser imbibida durante un tiempo de 8 y 16 horas tiene como resultado un porcentaje de anormalidad de 10.7 a 11.9 %, al incrementar el tiempo de imbibición a 24 horas los valores de anormalidades disminuyen hasta 3.8 %.

4.2.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en plántulas anormales

En esta variable el testigo con agua (T16), siendo imbibida la semilla en un tiempo de 8 horas su germinación de plántulas anormales es de 8.8 % mientras que a 24 horas la presencia de anormalidades disminuye a 4.4 %, de manera que a 16 horas no hubo presencia de dichas plántulas; así como la concentración de AG₃ 250 ppm (T4) su presencia de anormalidades fue en porcentajes bajos de 0 a 2.2 % en los tres tiempos de imbibición; al incrementar la concentración de AG₃ a 500 ppm (T5) el porcentaje de plántulas anormales aumentó a 2.2 % en la imbibición de 16 y 24 horas y al ser imbibida a menor tiempo (8 horas) aumentó a 4.4 %; mientras que AG₃ a 750 ppm (T6) su porcentaje de plántulas anormales en un tiempo de 24 horas de imbibición se mantiene en 0 % teniendo más anormalidades cuando la semilla es imbibida a 8 horas.

Cuando AG₃ es de 0 y la semilla es imbibida en tres tiempos diferentes (8,16 y 24 horas) con la bacteria *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), 10⁵(T2) y 10⁶(T3) no tiene presencia de plántulas anormales ya que los tratamientos tienen un comportamiento igual sin diferencia alguna (Figura 4.2).

La mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7) y 10⁶ (T13) tienen el mayor porcentaje de anormalidades de 17.7 % al ser imbibida a 8 horas, a las 16 horas el T7 incrementa la presencia de plántulas anormales a 40 %, y en la mezcla de AG₃

250 ppm más *Azospirillum sp.* 10^5 (T10) los porcentajes fueron los más bajos en los tres tiempos de imbibición que se dieron de 0 a 4.4 %.

Al incrementar la concentración de AG₃ a 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10^5 (T11) al ser imbibida a 16 horas aumentó la presencia de plántulas anormales a 15.5 %, mientras que el mayor porcentaje se presentó en *Azospirillum sp.* 10^4 (T8) imbibida a 16 horas con 35.5 %, mientras que los porcentajes de *Azospirillum sp.* 10^6 (T14) fueron de 13.3 a 28.8 % en los tres tiempos de imbibición.

El porcentaje de anomalías aumentó al incrementar el AG₃ a 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10^6 (T15) a un valor de 46.6 % en la imbibición de 8 horas, disminuyendo hasta un 11.1 % al ser imbibida a 24 horas, en la mezcla de AG₃ en la misma concentración más *Azospirillum sp.* 10^4 (T9) y 10^5 (T12) en un tiempo de imbibición de 24 horas su porcentaje es igual de 6.6 %; se incremento la presencia de anomalías al disminuir el tiempo de imbibición a 8 horas en un porcentaje de 17.7 %, como se muestra en la Figura 4.2.

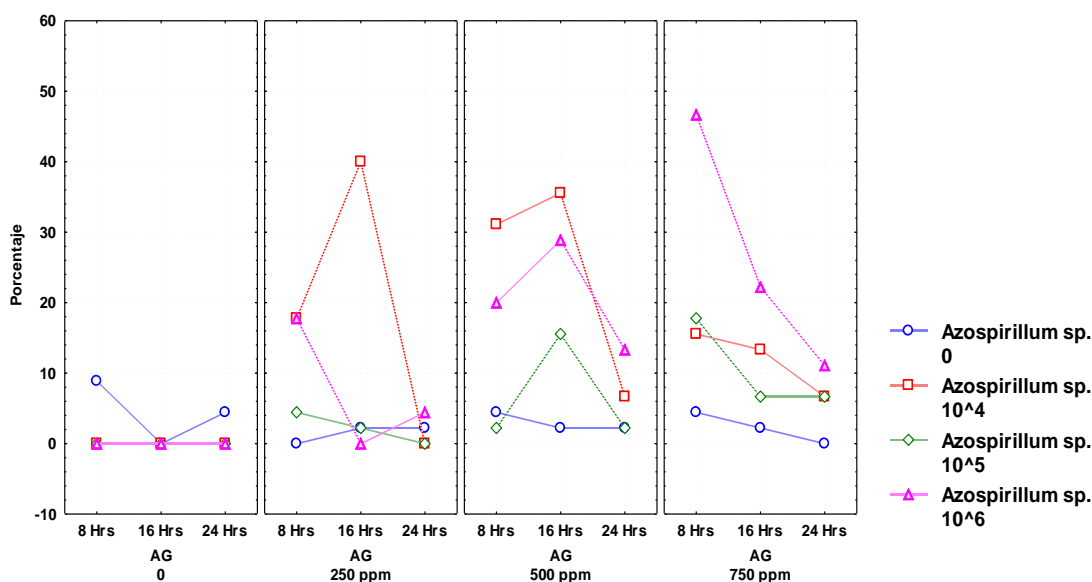


Figura 4.2 Comportamiento de porcentaje de germinación (plántulas anormales) en semilla de papaya var. Maradol aplicando la imbibición a tres tiempos en 16 tratamientos a condiciones de laboratorio

4.3 Semillas sin Germinar

Para la variable de porcentaje de semillas sin germinar, se obtuvo una alta diferencia significativa en los 16 tratamientos estudiados, que al menos uno de los tratamientos tuvo una respuesta diferente, teniendo un coeficiente de variación de 28.6 %, debido posiblemente a que los porcentajes de semillas sin germinar oscilaron entre 20 hasta 80 % (Cuadro 4.1). En cuanto a los tiempos de imbibición se encontró una alta diferencia significativa, indicando que entre ellos hubo respuestas diferentes, donde tal vez por la dureza de la sarcotesta de la semilla no logró imbibir suficiente y por ende no permitió un buen desarrollo de la plántula. En el caso de la interacción tratamientos por los diferentes tiempos, se encontró alta diferencia significativa, dando lugar diferentes respuestas en cada tratamiento en diferente tiempo.

En cuanto a la prueba de comparación de medias entre los tratamientos estudiados se dieron ocho grupos estadísticos, se observó que el mejor fue de 20.7 % (T6) que este es el único tratamiento en el grupo de menor número de semillas sin germinar, ya que en el grupo que tuvo mayor porcentaje se encuentra T1, T2 y T3 con valores de 71.9 a 82.2 %, dichos resultados se obtuvieron en porcentajes altos debido a que la combinación de AG₃ más *Azospirillum sp.* no le favorecieron a la semilla y así obteniendo un bajo porcentaje de semillas con buena germinación.

Las semillas no germinan porque están muertas o porque están en estado de latencia; cuando se encuentran en el primer estado generalmente su característica es blanda y se pudren durante la prueba. Mientras que las segundas, se consideran semillas no germinadas que pueden tener embriones firmes y son potencialmente viables, un alto porcentaje de estas semillas indica que las condiciones de germinación no fueron óptimas o que las semillas están en un estado de letargo o latencia ocasionado por los inhibidores propios de la misma semilla dados por estructuras físicas o envolturas, por la presencia de sustancias químicas o simplemente por inmadurez de la semilla (Bioversity International, 2007).

En cuanto a la interacción de los tiempos de imbibición se muestra que los resultados a menor tiempo de imbibición que es de 8 horas se obtiene un porcentaje alto de semillas sin germinar, al incrementar el tiempo hasta las 24 horas su valor disminuye, de manera que la mejor respuesta para obtener un porcentaje bajo de semilla sin germinar es cuando la semilla es imbibida durante un tiempo de 16 horas.

4.3.1 Interacción de tratamiento por tiempo en el porcentaje de semillas sin germinar

Los resultados muestran que la semilla sin germinar tiene porcentajes en el testigo (T16) de 46.6 % al ser imbibida a 8 horas, siendo este el mejor tiempo para que la semilla tenga respuesta de germinación, conforme aumenta el tiempo de imbibición incremento su porcentaje hasta llegar a 73.3 %; al ser imbibida con AG₃ 250 ppm a 8 y 24 horas su porcentaje es de 71.1 %, mientras que a 16 horas disminuye a 53.3 %; al incrementar la concentración de AG₃ a 500 ppm y la imbibición a un tiempo de 8 horas su porcentaje es de 48.8 %, disminuyendo la semilla sin germinar a 33.3 % cuando es imbibida a 16 horas; por lo que la concentración de AG₃ a 750 ppm tiene como respuesta que al ser imbibida a un tiempo de 16 horas su porcentaje de semillas sin germinar es bajo de 13.3 % favoreciéndole a la semilla (Figura 4.3).

En la imbibición de AG₃ de 0 más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), 10⁵ (T2), y 10⁶ (T3) tienen porcentajes altos de semilla sin germinar de 75.5 a 91.1 % al ser imbibida a 8, 16 y 24 horas, solo se destaca el tratamiento 1 al ser imbibida a 16 horas siendo este el mejor porcentaje de 57.7 %.

Para la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁶ (T13) su porcentaje de semilla sin germinar es igual en un 57.7 % al ser imbibida a 8 y 16 horas, incrementándose a 66.6 % a las 24 horas, mientras que el peor tratamiento es *Azospirillum sp.* 10⁵ (T10) que al ser imbibida a 8 horas su porcentaje es de 86.6 %, siendo el mejor tratamiento que tuvo menos porcentaje de semilla sin germinar fue *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7) con 20 % en un tiempo de imbibición de 16 horas.

Al aumentar el AG₃ a 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T8) y 10⁶ (T14), en un tiempo de imbibición de 16 horas su porcentaje de semilla sin germinar es de 22.2 %, incrementándose a 62.2 % cuando es imbibida a 8 horas, mientras que la imbibición con *Azospirillum sp.* 10⁵ (T11) durante 24 horas tiene un porcentaje de 64.4 % siendo el tratamiento con mayor porcentaje de semilla sin germinar.

La concentración de AG₃ a 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9) y 10⁵ (T12) tienen un porcentaje de 33.3 % a 24 horas de imbibición, incrementado a 68.8 % al ser imbibidas durante 8 horas siendo los tratamientos con mayor semilla sin germinar, mientras que *Azospirillum sp.* 10⁶ (T15) tiene su porcentaje de entre 33.3 a 35.5 % durante la imbibición de 8 y 16 horas, para las 24 horas de ser imbibida, la semilla sin germinar incrementa a 46.6 %, como se muestra en la Figura 4.3.

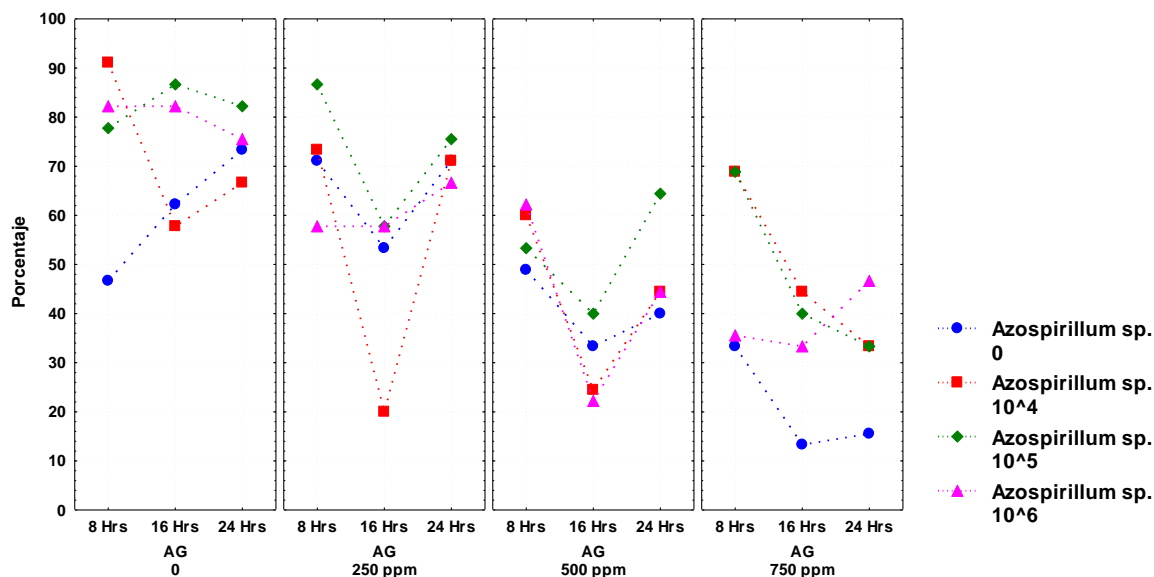


Figura 4.3 Comportamiento de porcentaje de la variable (semilla sin germinar) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

4.4 Vigor mediante Primer Conteo

En el análisis de varianza (ANVA) para la variable de primer conteo, obtuvimos que entre los 16 tratamientos aplicados existió alta diferencia significativa lo cual muestra un comportamiento diferente en la respuesta hacia la germinación de la semilla como se muestra en el Cuadro 4.3, con respecto a los tiempos de imbibición a los que se sometieron los tratamientos resultó con diferencia altamente significativa entre ellos, obteniendo una respuesta diferente de la semilla en cuanto a los primeros 14 días después de la siembra.

Cuadro 4.3 Cuadrados medios y significancia en las variables de vigor de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

FV	GL	PC	IVE	LMR	LMH	PS
Tiempo	2	4072.99**	7931.00**	1319.99**	5558.99**	65.99NS
Tiem X Rep	6	58.99NS	18.99NS	82.99**	60.99NS	109.99**
Tratamiento	15	300.99**	1523.99**	173.99**	594.99**	167.99**
Tiem X Trat	30	81.99NS	184.99**	147.99**	165.99**	99.99**
E.E.	90					
CV		65.6	37.4	21.1	19.1	67.8

**= Altamente significativo al 1 % de probabilidad, NS=No significativo.

Obteniendo un análisis con respecto a los tratamientos se puede notar que la diferencia es altamente significativa ya que se puede decir que a los 14 días de la siembra no se obtuvieron las semillas germinadas que se esperaban, mientras que en los tiempos de imbibición también se obtuvo una diferencia altamente significativa, por lo que se debe a que la semilla no tiene la misma reacción al ser imbibida en un tiempo de 8, 16 y 24 horas, sin embargo la interacción tratamiento por tiempo y tiempo por repetición no tuvieron diferencia significativa obteniendo un coeficiente de variación de 65.6 %, porcentaje alto debido a que mucha semilla germinó después del primer conteo (Cuadro 4.3).

En la siguiente variable de vigor mediante primer conteo se encontraron cuatro grupos estadísticos en la prueba de comparación de medias, donde las germinaciones con los valores más altos se presentaron en la imbibición con *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), AG₃ 500 ppm (T5) y AG₃ 750 ppm (T6) con porcentajes de 21.48 a 28.90 %, que representan el primer grupo, de manera que el resultado más bajo fue por la mezcla de AG₃ 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁵ (T11) con un valor de 7.41 % que es uno de los tratamientos que conforman el último grupo, teniendo el testigo (T16) que se presentó en el segundo grupo con un valor de 17.77 %, y comparado con los demás tuvo buen porcentaje de germinación.

Cuadro 4.4 Prueba de comparación de medias en las variables de capacidad de germinación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en la semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

TRATAMIENTO	PC	IVE
1	21.48 A B	8.70 C
2	14.07 B C D	4.47 F
3	12.58 B C D	5.37 D E F
4	15.56 B C D	7.83 C D
5	28.15 A	12.74 B
6	28.90 A	19.73 A
7	8.14 C D	4.97 E F
8	11.84 B C D	6.64 C D E F
9	14.07 B C D	7.46 C D E
10	11.12 C D	4.58 F
11	7.41 D	5.74 D E F
12	17.78 B C	7.93 C D
13	17.04 B C D	6.17 C D E F
14	17.76 B C	7.15 C D E F
15	13.34 B C D	6.41 C D E F
16	17.77 B C	7.72 C D
TIEMPOS		
8	5.14 C	3.48 B
16	23.75 A	10.29 A
24	19.30 B	9.43 A

En cuanto a los tiempos de imbibición, la semilla tiene germinación favorable al ser imbibida durante un tiempo de 24 horas teniendo un resultado de 23.75 %, mientras que al disminuir el tiempo a 16 horas su poder germinativo disminuye a 19.30 %, la imbibición de 8 horas representó el valor más bajo con 5.14 % (Cuadro 4.4).

4.4.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en primer conteo

Para el análisis estadístico de primer conteo podemos describir que el testigo con agua (T16) a 8 horas tiene un comportamiento bajo, mientras que al incrementar el tiempo a 16 horas su porcentaje aumentó a 28.8 %, la imbibición de 24 horas tiene un porcentaje de 17.7 %; al tener la imbibición con AG₃ 250 ppm (T4) durante 8 horas su porcentaje germinativo es de 4.4 %, sobresaliendo la imbibición de 16 horas con 26.6 %; la semilla a concentración de AG₃ 500 ppm (T5) al ser imbibida durante 16 horas obtiene su mayor porcentaje de 35.5 %, siendo que a 24 horas se mantiene cerca con 33.3 %; y AG₃ 750 ppm (T6) incrementó aun más su porcentaje de germinación durante 16 horas llegando a 40 %, disminuyendo su poder germinativo al ser imbibida durante 24 horas con un valor de 37.7 %, las tres concentraciones de AG₃ muestran porcentajes bajos cuando la semilla es imbibida durante 8 horas (Figura 4.4).

De manera que *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1) y 10⁶ (T3) durante la imbibición de 8 horas tienen un porcentaje igual con 6.6 %, aumentando su germinación a 24.4 % cuando es imbibida a 24 horas, y se destaca el T3 con un valor de 33.3 % al ser imbibida durante 16 horas, mientras que *Azospirillum sp.* 10⁵ (T2) tiene un porcentaje bajo al ser imbibida a 8 y 16 horas, incrementando su germinación e igualando a testigo en un 17.7 % durante la imbibición de 24 horas.

El comportamiento con la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7), 10⁵ (T10) mantiene un porcentaje de 0 % a 8 horas de imbibición, a las 16 horas incrementa su valor, sobresaliendo el T10 con un porcentaje de 26.6 %, mientras que a 24 horas de imbibición su porcentaje de germinación disminuye a 6.6 %, teniendo

el mejor porcentaje germinativo con la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁶ (T13) cuando es imbibida a un tiempo de 16 horas llegando a un 28.8 %.

Con una concentración de AG₃ 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T8), 10⁵ (T11), 10⁶ (T14) en un tiempo de imbibición de 8 horas tiene como resultado un porcentaje de germinación de 0 a 6.6 %, por lo que al ser imbibida a 16 horas T14 incrementó su porcentaje germinativo a 26.6 % superando a T8 y T11, al incrementar la imbibición a 24 horas los tratamientos disminuyen su porcentaje, con excepción de T11 que su poder germinativo sigue aumentando.

Los resultados de AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9), 10⁵ (T12) y 10⁶ (T15) en la imbibición de 8 horas son de porcentajes bajos de 2.2 a 4.4 %, al aumentar el tiempo a 16 horas los tratamientos incrementan en su germinación, pero al aumentar la imbibición a 24 horas solo T9 con 20 % y T12 con 24.4 % mantienen su porcentaje germinativo estable, ya que T15 disminuye su germinación a 15.4 %, como se muestra en la siguiente Figura 4.4.

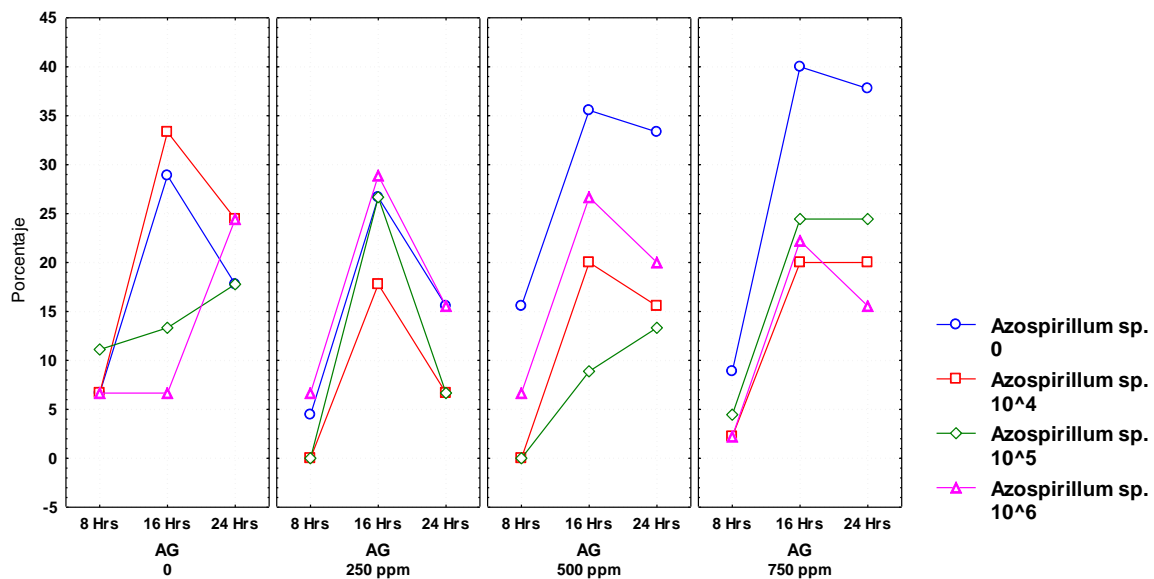


Figura 4.4 Comportamiento de porcentaje (primer conteo) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

4.5 Vigor mediante el Índice de Velocidad de Emergencia

En esta variable obtenemos una diferencia altamente significativa en cuanto a los 16 tratamientos manejados obteniendo un alto coeficiente de variación de 37.4 % debido a que la semilla no emergió de manera homogénea (Cuadro 4.3), generando también una diferencia altamente significativa para las variables de los tiempos, de manera que la interacción entre tratamiento por tiempo resultó con una diferencia altamente significativa debido a que todas las mezclas de Ácido Giberélico y *Azospirillum sp* presentaron emergencias diferentes, y respuestas diferentes en los tres tiempos de imbibición.

En la prueba de comparación de medias entre los tratamientos obtuvimos seis grupos estadísticos, representando el primer grupo con mejor índice de velocidad de emergencia se encuentra la concentración de AG₃ 750 ppm (T6) con un resultado de 19.73 plántulas/día, como emergencia más baja se encontró a *Azospirillum sp.* 10⁵ (T2) y la mezcla de AG₃ 250 más *Azospirillum sp.* 10⁵ (T10) con un resultado de 4.47 a 4.58 plántulas/día que se encuentran en el último grupo, el testigo con agua (T16) tuvo una velocidad de emergencia de 7.72 plántulas/día superando a algunos tratamientos que fueron imbibidos con la mezcla de AG₃ más *Azospirillum sp.*

Como resultados en la interacción de tiempos de imbibición se tuvo que el mejor índice de velocidad de emergencia fue durante 16 y 24 horas con resultados de 9.43 a 10.29 plántulas/día mostrándose estadísticamente iguales, mientras que la imbibición de 8 horas fue de 3.48 plántulas/día.

4.5.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en índice de velocidad de emergencia

En la interacción en índice de velocidad de emergencia, se muestra que el testigo con agua (T16) al ser imbibida durante 8 horas tiene 3.5 plántulas/día en su IVE, de manera que al tener una imbibición de 16 horas aumentó su velocidad de emergencia a 12 plántulas/día; al utilizar AG₃ a 250 ppm (T4) e imbibir la semilla en

un tiempo de 8 horas su emergencia es de 5 plántulas/día, mientras que al aumentar el tiempo a 16 horas incrementó su velocidad de emergencia a 11 plántulas/día; aumentando la concentración de AG₃ a 500 ppm (T5) incrementó su emergencia a 9 plántulas/día en un tiempo de imbibición de 8 horas, incrementando la imbibición a 16 horas obtuvo una velocidad de emergencia de 17 plántulas/día, y teniendo una concentración de AG₃ a 750 ppm (T6) su emergencia/día sigue aumentando en la imbibición de 8 y 16 horas, teniendo el mejor índice de velocidad de 24 plántulas/día en la imbibición de 24 horas (Figura 4.5).

Cuando la semilla es imbibida con *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), 10⁵ (T2) y 10⁶ (T3) a un tiempo de 8 horas, su IVE es entre 2 a 4 plántulas/día, sobresaliendo T2 por obtener el mayor índice de emergencia, sin embargo al incrementar la imbibición a 16 horas disminuye su velocidad de emergencia con excepción de T1 que su emergencia aumentó hasta 13 plántulas/día y mantuvo su emergencia a 24 horas de imbibición con 12 plántulas/día.

Utilizando la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7), 10⁵ (T10), 10⁶ (T13) durante la imbibición de 8 horas su IVE fue 1 a 4 plántulas/día, y aumentó su velocidad conforme incrementó el tiempo de imbibición de 16 horas a 9 plántulas/día; pero al llegar a un tiempo de 24 horas de imbibición, se presentó un efecto negativo en la emergencia en los tres tratamientos disminuyendo su índice de velocidad de 6 a 4 plántulas/día.

Incrementando la concentración de AG₃ a 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T8), 10⁵ (T11) y 10⁶ (T14) en un tiempo de 8 horas de imbibición los resultados se mantienen de 1 a 3 plántulas/día, al imbibir la semilla durante 16 horas incrementó su emergencia a 9 plántulas/día, pero al ser imbibidas durante 24 horas solo T8 aumentó a 10 plántulas/día, los demás tratamientos disminuyen su emergencia.

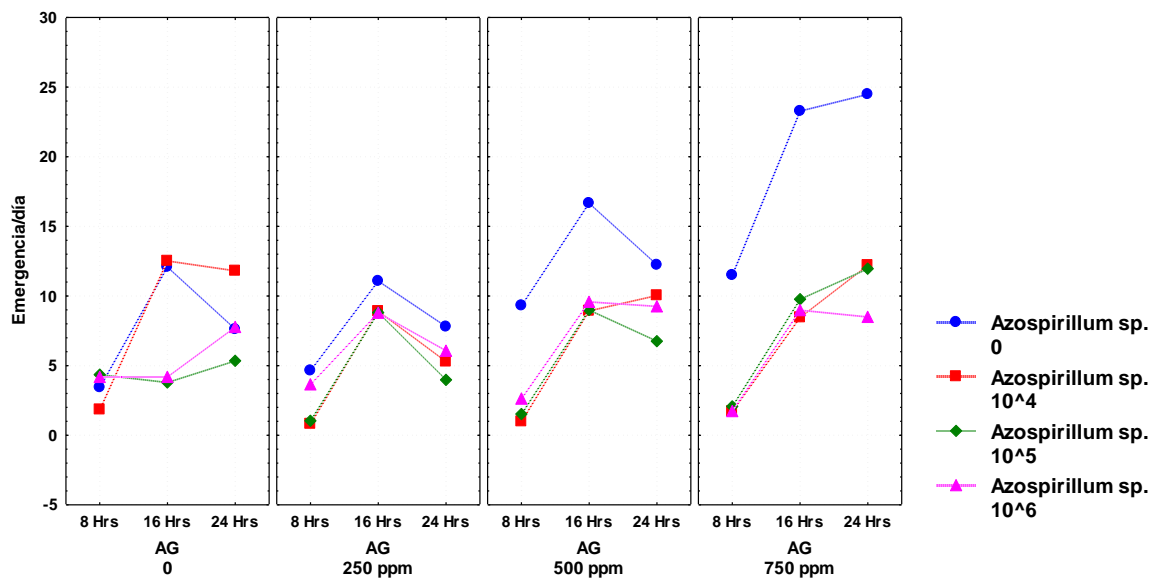


Figura 4.5 Comportamiento de emergencia por día (índice de velocidad de emergencia) en semilla de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

Los resultados de AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9), 10⁵ (T12) y 10⁶ (T15) durante una imbibición de 8 horas su respuesta de emergencia es de 2 plántulas/día, incrementando el tiempo a 16 horas su porcentaje aumentó hasta 9 plántulas/día, mientras que T9 y T12 siguen incrementando su emergencia a 12 plántulas/día durante la imbibición de 24 horas, como se muestra en la Figura 4.5 anterior.

4.6 Vigor mediante Longitud Media de Radícula

El efecto en esta variable marco tendencias diferentes tanto en los tratamientos aplicados como en los tiempos de imbibición, por la diferencia altamente significativa obtenida, por lo que en la prueba de comparación de medias se encontraron tres grupos estadísticos formados por T13, T12, T15 y T7 con los más altos valores de longitud media de radícula entre 6.24 a 5.26 cm mostrado en la Cuadro 4.5, destacando a T13 como el mejor en su respuesta por su alto valor (6.24 cm), mostrando claramente que la combinación de la bacteria *Azospirillum sp.* y AG₃ a concentración de 250 y 750 ppm tienen efectos positivos en el vigor de la semilla

dado por el aumento de la LMR, que a diferencia del testigo que obtuvo 4.70 cm y formando parte del siguiente grupo donde la mayoría de los tratamientos lo conformaron a excepción del T9 quien fue el más bajo en su respuesta de longitud con 4.32 cm. Por lo que se confirma la acción de esta especie de bacteria como lo describen Tien (1979) y Cassán *et al.* (2003), que el género *Azospirillum* puede mejorar el crecimiento vegetal por su producción de fitohormonas, como las auxinas dadas en ácido indol acético (AIA) quienes son las responsables de generar y dar crecimiento al tejido sobre todo de raíz.

Cuadro 4.5 Prueba de comparación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

TRATAMIENTO	LMR	LMH
1	5.13 B C	5.90 B C
2	4.65 B C	5.54 B C D
3	4.73 B C	5.53 B C D
4	4.77 B C	6.06 A B
5	4.81 B C	6.10 A B
6	4.68 B C	6.85 A
7	5.57 A B	4.36 E F
8	5.04 B C	4.47 E F
9	4.32 C	4.12 F
10	5.58 A B	4.54 E F
11	4.88 B C	4.11 F
12	5.31 A B C	4.87 D E F
13	6.24 A	4.92 D E F
14	5.08 B C	5.08 C D E
15	5.26 A B C	4.57 E F
16	4.70 B C	5.52 B C D
TIEMPOS		
8	4.43 B	3.95 B
16	5.19 A	5.96 A
24	5.52 A	5.57 A

En el caso de los tiempos de imbibición se logra reflejar, que el tiempo de tener contacto con el tratamiento sobre todo de las bacterias ayuda a que se obtenga un incremento en la longitud (Cuadro 4.5), ya que a las 24 horas se logra observar que se obtuvo la mayor longitud seguido de las 8 horas, quedando en un segundo grupo estadístico a las 8 horas con la menor LMR.

4.6.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en longitud media de radícula

Los resultados obtenidos en la interacción se muestran en la Figura 4.6, se encontró que en el testigo con agua (T16) a un tiempo de 8 horas, mostró una longitud media de radícula de 3 cm, y al incrementar los tiempos de imbibición a 16 y 24 horas la radícula aumentó hasta llegar a 5.6 cm siendo esta su mayor longitud, favoreciéndole el tiempo de imbibición. En cambio, cuando la semilla fue imbibida con AG₃ 250 ppm (T4) a un tiempo de 8 horas, se obtuvo una longitud de 5.2 cm y a un tiempo a 16 horas, la longitud de radícula disminuyó a 4.3 cm.

En otra concentración como AG_{3a} 500 ppm (T5), el tiempo de imbibición de 8 y 16 horas la plántula obtuvo una longitud de 4.4 a 4.7 cm y aumentó su respuesta cuando se imbibió a 24 horas hasta 5.3 cm de longitud, y a una concentración mayor de AG₃ como fue el T6 a 750 ppm a las 8 horas de imbibición, la longitud de radícula se tuvo de 5.2 cm, y al imbibir a mayor tiempo (16 y 24 horas), esta disminuyó hasta como se muestra en la Figura 4.6.

En las respuestas de los tratamientos con *Azospirillum sp.* en sus diferentes dosis y en los tres tiempos diferentes de imbibición dadas en la misma Figura 4.6, se observó que el mejor tratamiento en su respuesta de LMR fue *Azospirillum sp.* 10⁶ (T3), quien sobresalió de los tratamientos con bacteria exclusivamente, por obtener los más altos valores a un tiempo de 24 horas de imbibición de 6.5 cm. El tratamiento que obtuvo la siguiente mejor respuesta fue *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1), obteniendo una respuesta muy similar en la longitud en los tres tiempos, sobresaliendo un poco a las 16 horas con 4.8 cm. En la dosis de *Azospirillum sp.* 10⁵ (T2), se encontró un ligero

aumento a los dos últimos tiempos, teniendo su mejor respuesta cuando fue imbibida en un tiempo de 16 horas con una longitud de 5.3 cm.

En la combinación de AG₃ 250 ppm con *Azospirillum sp.* en los tratamientos de 10⁵ (T10) y 10⁶ (T13), en el tiempo de imbibición a 16 horas se tuvo una respuesta de 6.5 cm de longitud en la radícula y al incrementar a 24 horas de imbibición disminuyó el efecto, siendo más evidente en T10 llegando a ser hasta 5.3 cm; en cambio con *Azospirillum sp.* a 10⁴ (T7) existió un efecto favorable en la LMR en los tres tiempos aumentado conforme al número de horas de imbibición empezando con 4.6 cm (8 horas), 5.4 cm al siguiente tiempo, obteniendo la mayor longitud de 6.7 cm a las 24 horas, lo que quiere decir que la combinación de AG₃ y *Azospirillum sp.* a 10⁴ (T7) ayuda en el vigor de la plántula en la elongación de radícula dejando el tratamiento en un tiempo mayor como fue de 24 horas.

En los tratamientos de AG₃ a 500 ppm con *Azospirillum sp.* a una dosis de 10⁴ (T8) y 10⁵ (T11), en un tiempo de 8 horas, se obtuvieron longitudes de radícula similar hasta de 3.4 cm, incrementando su longitud conforme amentan los tiempos de 16 y 24 horas, alcanzando una media de 6.2 cm al último tiempo de imbibición como se muestra en la Figura 4.6; mientras que AG₃ a esta concentración con *Azospirillum sp.* 10⁶ (T14); a un tiempo de 8 horas de imbibición obtuvo una LMR mayor que los anteriores tratamientos con 4.5 cm y logrando aumentar su longitud hasta 5.8 cm poco mayor que los anteriores, y disminuye la respuesta de LMR hasta por debajo de los resultados de los tratamientos T5, T8 y T11 en el tiempo de 24 horas a un valor de 4.9 cm.

En la aplicación de AG₃ a 750 ppm con las bacterias *Azospirillum sp.* a dosis de 10⁴ (T9), 10⁵ (T12) y 10⁶ (T15), se observaron diferentes valores en la longitud, donde T9 obtuvo la menor longitud a las 8 horas de imbibición con 3.2 cm, mientras que T12, T15 y T6 (AG₃ a 750 ppm) resultaron con mayor longitud de 4.9 a 5.2 cm. Sin embargo, al siguiente tiempo (16 horas) se encontraron diferentes respuestas, donde T9 aumentó su longitud a ser igual que T6, mientras que T12 sobresalió con una

longitud de 5.8 cm, mayor a todos, siendo T15 con 5.3 cm el más bajo en su longitud. Para las 24 horas de imbibición, la LMR aumentó en los tratamientos T9 y T15 hasta 5.3 cm y 5.5 cm respectivamente, siendo esta última la mejor longitud entre ellos; en cambio T12 disminuyó hasta llegar a 5.2 cm (Figura 4.6).

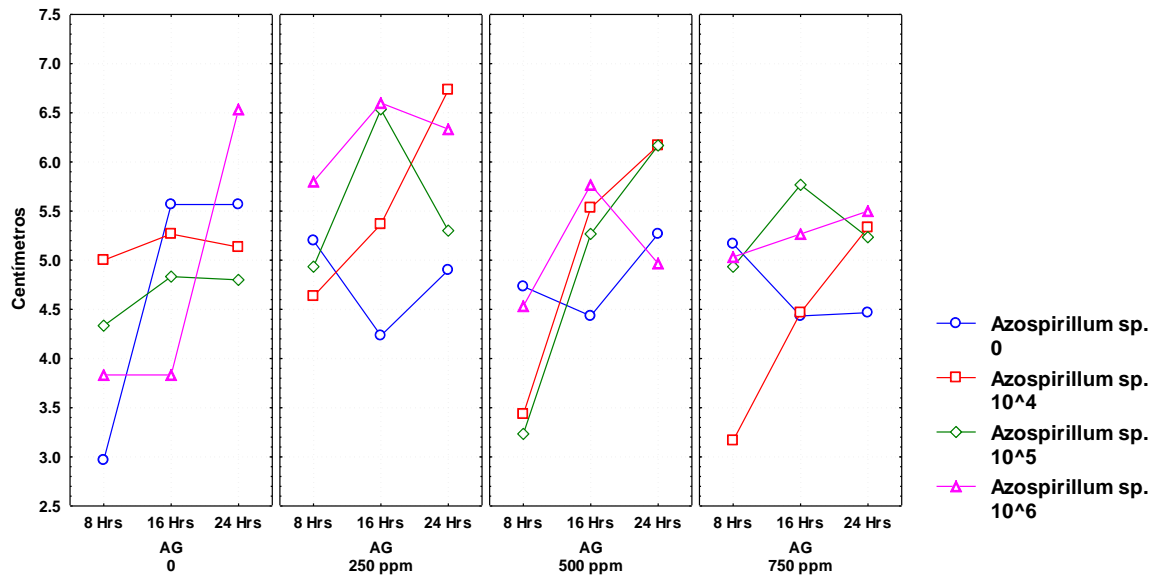


Figura 4.6 Comportamiento de emergencia por día (longitud media de radícula) en plántulas de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

4.7 Vigor mediante Longitud Media de Hipocótilo

En el análisis de varianza, mostró una diferencia altamente significativa entre los 16 tratamientos evaluados ya que dicha diferencia se debe a que la semilla es mejor cuando se maneja la imbibición con AG₃, ya que al utilizar la mezcla de AG₃ más *Azospirillum* sp. su germinación es mucho más lenta afectando el crecimiento de raíz e hipocótilo, en cuanto a los tiempos de imbibición ninguno de los tratamientos fue igual sabiendo que cada tiempo fue diferente, siendo mejor la imbibición de 16 horas con AG₃ sin bacteria *Azospirillum* sp. en la longitud media de hipocótilo, ya que se obtuvo una diferencia altamente significativa, de igual manera en la interacción

tratamiento por tiempo y obteniendo un coeficiente de variación de 19.1 % (Cuadro 4.5).

Con respecto en la comparación de medias de LMH teniendo seis grupos estadísticos, la imbibición de AG₃ 250, 500 y 750 ppm (T4, T5 y T6) mostró longitudes de 6.06 a 6.85 cm, siendo este el primer y mejor grupo en longitud de hipocótilo, mientras que las longitudes más bajas de hipocótilo fueron dadas en el último grupo conformado por la mezcla de AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9) y AG₃ 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁵ (T11) con una longitud de 4.11 a 4.12 cm, comparando estos últimos tratamientos es mucho mejor el testigo (T16) que tuvo una longitud de 5.52 cm, teniendo buena longitud de hipocótilo al ser imbibida con agua. Mientras que la respuesta en la imbibición durante 16 y 24 horas tiene resultados estadísticamente iguales de 5.57 a 5.96 cm, como valor más bajo se encuentra la imbibición de 8 horas.

4.7.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en longitud media de hipocótilo

El análisis muestra que el testigo (T16) obtiene una longitud de 3 cm durante la imbibición de 8 horas, y conforme se aumentó el tiempo de imbibición a 16 y 24 horas incrementó su longitud hasta llegar a 7 cm. La concentración de AG₃ 250 ppm (T4) tiene una longitud de 4.6 cm de hipocótilo durante las 8 horas de ser imbibida, incrementando su longitud conforme aumenta el tiempo, llegando a 7 cm para las 24 horas de imbibición; con AG₃ 500 (T5) ppm durante la imbibición de 8 horas su longitud aumentó a 5.9 cm, de igual manera se puede ver que incrementando el tiempo de imbibición aumenta su longitud, en las 24 horas su longitud media aumentó a 6.4 cm; la concentración de AG₃ a 750 ppm (T6) en la imbibición de 8 horas de igual manera tiene un incremento de longitud en hipocótilo a 6 cm y se estabiliza su longitud durante las 16 y 24 horas a 7.3 cm (Figura 4.7).

En la dosis de *Azospirillum sp.* al incrementar las horas de imbibición e incrementando la dosis se tiene como respuesta un aumento en la longitud media de hipocótilo, teniendo que *Azospirillum sp.* 10^4 (T1) 10^5 (T2) y 10^6 (T3) tienen similar longitud de entre 4.4 a 4.9 cm durante la imbibición de 8 horas, al incrementar a 16 horas incrementan su longitud con excepción de T3 que quedó estable con 4.7 cm, para las 24 horas los tres tratamientos incrementan siendo el mayor T3 con una longitud media de hipocótilo de 7.1 cm.

En la imbibición de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10^4 (T7), 10^5 (T10) y 10^6 (T13) durante la imbibición de 8 horas presentaron su longitud de 2.9 a 4.2 cm, en las 16 horas de imbibición tienen la misma longitud media de hipocótilo de 5.9 cm, de manera que al incrementar el tiempo a 24 horas su longitud disminuye, siendo T10 el valor más bajo con 4.1 cm.

Incrementando AG₃ a 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10^4 (T8), 10^5 (T11) y 10^6 (T14) con una imbibición de 8 horas tiene como menor longitud de 4.3 cm (T14), mientras que al incrementar el tiempo a 16 horas los tres tratamientos aumentan su longitud, sobresaliendo la mezcla de AG₃ en la misma concentración más *Azospirillum sp.* 10^6 (T14) con 6.1 cm, mientras que al incrementar la imbibición a 24 horas se presentó un descenso en su longitud de hipocótilo.

Al tener una concentración de AG₃ a 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10^4 (T9), 10^5 (T12) y 10^6 (T15) en la imbibición de 8 horas tiene el menor resultado de longitud es de 2.4 cm dado por T9, e incrementando la concentración de la bacteria incrementa su longitud, al tener una imbibición de 16 horas los tres tratamientos incrementan su longitud, siendo de mayor longitud T15 con 5.9 cm, pero cuando la semilla es imbibida durante 24 horas su respuesta en longitud de hipocótilo disminuye a 4.8 cm en los tres tratamientos (Figura 4.7).

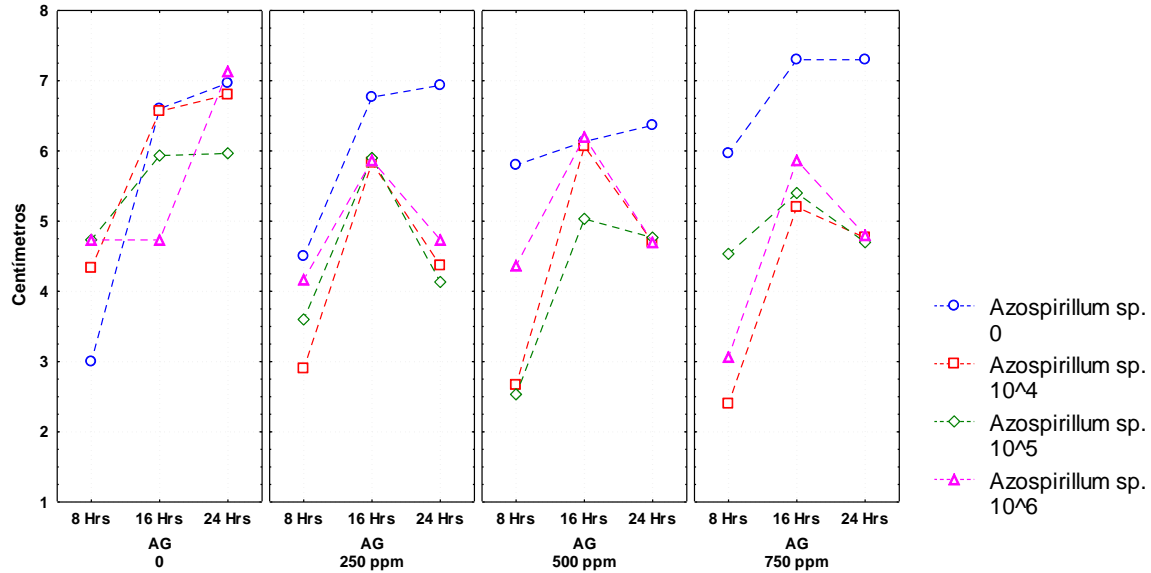


Figura 4.7 Comportamiento de emergencia por día (longitud media de hipocotilo) en plántulas de papaya var. Maradol aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

4.8 Vigor median la Tasa de Crecimiento de Plántula (Peso Seco)

En el Cuadro 4.6 podemos interpretar que hubo una diferencia altamente significativa entre los tratamientos, se puede mencionar que es debido a que los resultados en algunos tratamientos el resultado fue de 0 % en plántulas normales, ya que para la variable en tiempos de imbibición los resultados no fueron significativos, para la interacción de tratamiento por tiempo hubo una diferencia altamente significativa de igual manera en la interacción tiempo por repetición obteniendo un coeficiente de variación de 67.8 % un porcentaje muy alto debido a que muchas semillas no germinaron, por lo tanto afecto que no se haya dado un buen resultado de plántulas normales y conforme a esto no obtener peso seco de dichas plántulas.

Cuadro 4.6 Prueba de comparación de 16 tratamientos imbibidos en tres tiempos en semilla de papaya var. Maradol en condiciones de laboratorio.

TRATAMIENTO	PS
1	10.40 A B C
2	10.07 A B C
3	12.92 A B
4	9.22 A B C
5	7.32 C
6	7.76 B C
7	14.63 A
8	5.88 C
9	6.01 C
10	8.14 B C
11	5.94 C
12	7.13 C
13	7.97 B C
14	7.022 C
15	7.63 B C
16	11.33 A B C
TIEMPOS	
8	9.51 A
16	8.26 A
24	8.36 A

Los resultados para PS en la comparación de medias, se presentan tres grupos estadísticos, encontrándose a T1, T2, T3, T7 y T16 (testigo) como mejores en cuanto a su peso, siendo el mejor la mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7) con 14.63 mg Plántula⁻¹, de manera que el tratamiento con menor peso fue dado por AG₃ 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T8) con 5.88 mg Plántula⁻¹, este tratamiento es de bajo peso, comparado con testigo que ya mencionado fue de los mejores pesos secos. Mientras que la interacción en los tiempos de imbibición durante 8, 16 y

24 horas, los resultados mostraron ser estadísticamente iguales con valores de 8.26 a 9.51 mg Plántula⁻¹ (Cuadro 4.6).

4.8.1 Interacciones entre tratamientos y tiempos en peso seco

Los resultados se interpretaron en mg Plántula⁻¹, teniendo a testigo (T16) con una respuesta de 15 mg Plántula⁻¹ durante la imbibición de 8 horas, al incrementar el tiempo a 16 horas su peso disminuyó llegando hasta 9 mg Plántula⁻¹, y aumentando a 24 horas solo aumentó a 10 mg Plántula⁻¹. La primera concentración de AG₃ a 250 ppm (T4) presentó un peso de 10 mg Plántula⁻¹ cuando la semilla es imbibida durante 8 horas, de manera que al incrementar el tiempo de imbibición a 16 y 24 horas tiene un descenso en su peso; AG₃ 500 ppm (T5) presentó un peso de 6 mg Plántula⁻¹ a 8 horas de imbibición de tal forma que incrementó su peso al aumentar el tiempo a 16 horas, manteniéndose en 9 mg Plántula⁻¹ cuando la semilla es imbibida durante 24 horas; incrementando la concentración de AG₃ a 750 ppm (T6) durante la imbibición en los tres tiempos (8, 16 y 24 horas) su peso se mantuvo de 7 a 8 mg Plántula⁻¹, como lo muestra la Figura 4.8.

La imbibición de AG₃ 0 más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T1) muestra un peso de 12 mg Plántula⁻¹ al ser imbibida durante 8 horas, disminuyendo a 7 mg Plántula⁻¹ a las 16 horas de imbibición, *Azospirillum sp.* 10⁵ (T2) incrementó su peso conforme aumentó el tiempo de imbibición iniciando de 9 mg Plántula⁻¹ a las 8 horas, y llegando a 11 mg Plántula⁻¹ para las 24 horas, de manera que *Azospirillum sp.* 10⁶ (T3) a 8 horas de ser imbibida mostró un peso de 11 mg Plántula⁻¹, pero obtiene un peso favorable de 18 mg Plántula⁻¹, cuando es imbibida a 16 horas.

Cuando la semilla es imbibida con una mezcla de AG₃ 250 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T7), 10⁵ (T10) y 10⁶ (T13) en un tiempo de 8 horas tiene un peso de 7 a 9 mg Plántula⁻¹, con excepción de T7 que es mayor con 28 mg Plántula⁻¹, siendo este el mejor tratamiento en cuanto a peso seco de los 16 tratamientos manejados, mientras

las imbibiciones de 16 y 24 horas mantienen a T7, T10 y T13 con un peso de 6 a 9 mg Plántula⁻¹.

Para la concentración de AG₃ a 500 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T8), 10⁵ (T11) y 10⁶ (14) durante un tiempo de 8 horas de imbibición presentan un peso de 3 a 6 mg Plántula⁻¹, de tal forma que al incrementar el tiempo a 16 horas su peso aumentó, para las 24 horas de imbibición alcanzó un peso seco de 6 a 8 mg Plántula⁻¹.

Al tener AG₃ 750 ppm más *Azospirillum sp.* 10⁴ (T9) presentó un peso de 3 mg Plántula⁻¹ al tener una imbibición de 8 horas, mientras que al incrementar la dosis de *Azospirillum sp.* a 10⁵ (T12) y 10⁶ (T15) con la misma concentración de AG₃, aumentó su peso seco y al incrementar el tiempo a 16 y 24 horas mantuvo un peso de 6 y 8 mg Plántula⁻¹, en los tres tratamientos (Figura 4.8).

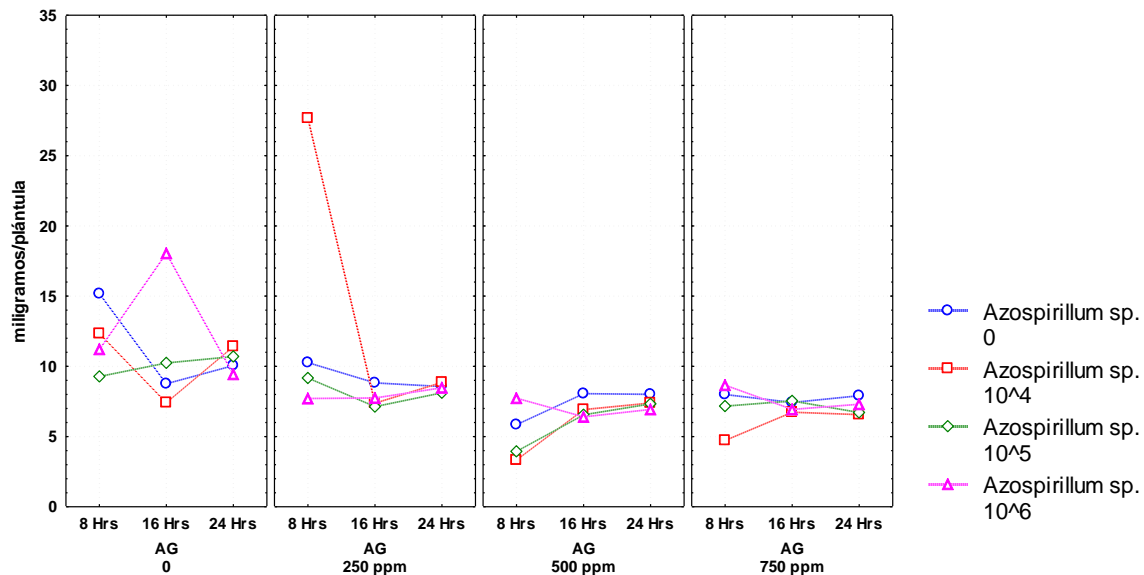


Figura 4.8 Resultado de plántulas de papaya var. Maradol sometidas a una estufa (peso seco) a 65 °C durante 24 hrs aplicando a 16 tratamientos en tres tiempos de imbibición a condiciones de laboratorio

V. CONCLUSIONES

Una vez expresados los resultados de este trabajo y considerando los objetivos planteados se obtuvieron las siguientes conclusiones:

La aplicación de bacterias (*Azospirillum sp.*), promotores (ácido giberelico) y su combinación a distintas concentraciones en semilla de papaya var. Maradol en tres tiempos de imbibición, produce diferentes respuestas en la capacidad de germinación y vigor.

Al aplicar bacterias de *Azospirillum sp* a distintas concentraciones en semilla de papaya var. Maradol en tres tiempos de imbibición, se tiene una respuesta positiva en el vigor con alto PS o acumulación de materia seca en las plántulas normales. Sin embargo, a concentraciones de 10^5 y 10^6 en los tres tiempos, como a 10^4 por 8 horas de imbibición producen un efecto negativo en la capacidad de germinación teniendo altos porcentajes de SSG. Mientras que a una concentración de 10^4 por 16 horas de imbibición el efecto es positivo en el vigor con alto porcentaje de plántulas normales en el primer conteo.

Al aplicar AG_3 a 500 (T5) y 750 ppm (T6) en semilla de papaya var. Maradol a 16 y 24 horas de imbibición, se obtienen respuestas positivas en la capacidad de germinación alcanzando alto porcentaje de PN, bajo en PA y SSG; así como alto vigor en PC, IVE y LMH.

Al aplicar *Azospirillum sp* a 10^4 en combinación con AG_3 a 250 y a 500 ppm por 16 horas, además de *Azospirillum sp* a 10^6 más AG_3 a 750 ppm por 8 horas de imbibición, producen efectos negativos teniendo altos porcentajes de PA. Así como, al aplicar *Azospirillum sp* a 10^4 más AG_3 a 250 ppm y *Azospirillum sp* a 10^4 y 10^5 más AG_3 a 750 ppm a 8 horas el efecto es más eminente por los altos porcentajes de SSG.

La aplicación de las combinaciones de *Azospirillum sp* a 10^5 y 10^6 con AG_3 a 250 y a 750 ppm por 16 y 24 horas de imbibición en la semillas de papaya var. Maradol, producen en efecto positivo en el vigor dando altos valores de LMR. Mientras que la combinación *Azospirillum sp* a 10^4 con AG_3 a 250 ppm en los tres tiempos de imbibición se tienen una respuesta positiva en el vigor por obtener valores de PS mayores.

VI. LITERATURA CITADA

Amorim, B. P.; Oliveira, C. V.; Ferreira, S. R.; Fontes, A. E.; Lima, T. J. y Ramos, O. M. 2008. Qualidade fisiológica de semente de mamão em função da secagem e do armazenamento. Pelotas, Brasil. Revista Brasileira de Sementes. 30(1):40-48.

Antón, N.; Hernanz, A.; Soblechero, E.; Durán, A.J.M . 2005. La semilla y su morfología. Agricultura: Revista agropecuaria 877: 612-615

Badillo, V. M. 2000. Carica L. vs Vasconcella St. Hil. (Caricaceae) con la rehabilitación de este último. Ernstia 10:74-79

Bashan Y., and Levanony H. 1990. Current status of *Azospirillum* inoculation technology: *Azospirillum* as a challenge for agriculture. Can. J. Microbiol. 36:591-608.

Bashan, Y., Holguin G. 1997. *Azospirillum*-plant relationships: environmental and physiological advances. Can. J. Microbiol. 43:103-121.

Baskin, C.C. and Baskin . J. M. 2001. Seeds, ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination. Academic Press, San Diego, CA.

Baskin J.M. and Baskin C. C. 2008. Some considerations for adoption of Nikolaeva's formula system into seed dormancy classification. Seed Sci. Res. 18, 131-137.

Beringer, J.E. 1984. The significance of symbiotic nitrogen fixation in plant production. Plant Sci. 2: 269-286.

Bioversity International, 2007. Manual Para el Manejo de Semillas en Bancos de Germoplasma (Manual para bancos de Germoplasma No. 8)

Bottini R., Fulchieri M., Pearce D., Pharis R. 1989. Identification of gibberellins A1, A3, and Iso-A3 in cultures of *A. lipoferum*. Plant Physiol. 90: 45-47.

Cassán F, Piccoli, P. and Bottini R. 2003. Plant growth promotion by *Azospirillum* sp. through gibberellin production. An alternative model to increase crop yield?. Microbiología Agrícola: Un aporte de la Investigación Argentina para la Sociedad. (2003) pp: 143-158. Editoritorial de la Universidad Nacional de Santiago del Estero. ISBN: 987-99083-5-1.

CATIE, 2000. Técnicas para la germinación de semillas forestales.

Centro de Información Tecnológica, 1996. Vol. 7, N° 2, 196 pag. ISSN 0716-8756.

Chanway, C.P. 1997. Inoculation of tree roots with plant growth- promoting soil bacteria: An emerging technology for reforestation. For. Sci. 43: 99-112.

Chanway, C.P., R.K. Hynes y L.M. Nelson. 1989. Plant growth- promoting rhizobacteria: Effects on growth and nitrogen *fixation of lentil (Lens esculenta Moench.) and pea (Pisumsativum L.). Soil Biol. Biochem. 21: 511-517.*

Cheryl P. and Glick, B. 1996. Bacterial biosynthesis of indole-3-acetic acid. Can. J.Microbiol. 42: 207-220.

Cornell University, 2003. Universidad de Almería. Servicio de Publicaciones. 329 páginas.

faostat.fao.org

Ferrera C., R. 1995. *Efecto de rizosfera. pp. 36-52. In: R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez M. (eds.). Agromicrobiología. Elemento útil en la agricultura. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.*

Galinsky R.; Laws N. 1998. World market for Papaya Market Information Bulletin No. 12 This material provided courtesy of the Asia Regional Agribusiness Project/Fintrac Inc. (RAP) through the Market Asia web site at www.marketasia.org. URL:<http://www.marketasia.org/bulletins/market/papaya.html>

García G. J. M., 2009. Evaluación de Extractos Orgánicos Sobre la germinación de Semilla de Papaya (*Carica papaya L.*) Variedad Golden (Hawaiana)

Giba, Z., Grubisic D. y Konjevic R. 1995. The involvement of phytochrome in light-induced germination of blueberry (*Vaccinium myrtillus L.*) seeds. Seed Sci. Technol. 23 (1), 11-19.

Glick B., Karaturovic D. and Newell, P. 1995. A novel procedure for rapid isolation of plant growth promoting pseudomonads. *Can. J. of Microbiol.* 41: 533-536.

Glick B. Shah S., Penrose J., D. and Moffatt, B. 1998. Isolation and characterization of ACC deaminase genes from two different plant growth-promoting rhizobacteria. *Can. J. Microbiol.* 44: 833-843.

Gómez M. *et al.* (coords). 2003. *Producción, comercialización y certificación de la agricultura orgánica en América Latina*. CIESTAAM y AUNA-Cuba, Chapingo, México, 291p.

Hartmann, H. y Kester D. 2001. Propagación de plantas. Principios y prácticas. (Tr.) A. Ambrosio. Octava Impresión. Editorial Continental México. 760 p.

Hart R. D., 1980. Agroecosistemas Conceptos Basicos. *Biob. Orton*.

Hoffland, E., P.A.H.M. Bakker y V.L.C. Loon. 1997. Multiple disease protection by rhizobacteria that induce systemic resistance-reply. *Phytopathol.* 87: 2, 138.

IICA, 1982. Juan Antonio Aguirre, Algunos Aspectos Económicos en el Control Sigatoka Negra (*Mycosphaerella Fijiensis* Var. *Difformis*) En El Cultivo De Plátano En México.

IICA, Nicaragua 2004. Cadena agroindustrial, frutas
http://books.google.com.mx/books?id=dwk4HCx4dlwC&pg=PA14&dq=cultivo+de+papaya+nicaragua&hl=es&ei=rnBQT7uKL8OOsQKJ3rylDg&sa=X&oi=book_result&ct=book

ICA Revista, Colombia, 1976. Salazar Castro, R; Pérez, A. Efecto de tres Reguladores de Crecimiento en la Germinación de Semillas de *Carica papaya* L. Vol. 11 pag. 221-230.

Información Tecnológica, 1999. 400 páginas vol. 10, No 4 ISSN 0716-8756.

ISTA. 2004. International Seed Testing Association. International Rules for Seed Testing. Chapter 3 and 4. ISBN 3-906549-38-0.

Karssen C. M., Zagorski S., Kepczynski J. and Groot S. P. C. 1989. Key role for endogenous gibberellins in the control of seed germination. *Ann. Of botany.* 63, 71-80.

Khan, A. A. 1982. (ed). The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination. Elsevier Biomedical Press. Amsterdam – Ney York – Oxford.

Lesbel C. L., Alberto M. L. y Aranguren, G. M. 2000. Fundamentos teóricos-prácticos sobre el cultivo y cosecha de la papaya (*Carica papaya* L.). 1ra. Edición. Editorial Universitaria del Ministerio de Educación Superior. Cuba. 6-7 pp.

Lifshitz, R, Kloepper J. W. y Kozlowski M. 1987. Growth promotion of canola (reseed) seedlings by a strain of *Pseudomonas putida* under gnotobiotics conditions. *Can. J. Microbiol.* 3: 390-395.

Magnitskiy, S. y Ligarreto G. 2007. El efecto del nitrato de potasio, del ácido giberélico y del ácido indolacético en la germinación de semillas de agraz (*Vaccinium meridionale* Swartz). *Rev. Colomb. Cienc. Hortic.* 1(2), 137-141.

Mandujano, B. R. A. 1998. El papayo y su producción en México. In: XI Curso Internacional de Actualización; Fruticultura Avanzada; Cultivo, Manejo y Exportación. Ixtapan de la Sal, México: Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX, S.C. pp: 86-106.

Martínez V. y Durán, 1991. La Viabilidad de Semillas y su estimación en condiciones de laboratorio.

Moncivais . D., M. y Martínez G. A. 1990 Aplicación de GA₃ vía acondicionamiento osmótico en semillas de chile serrano (*Capsicum annuum* L.) cultivar Tampiqueño. XII Congreso Nacional de Fitogenética 3-7 de septiembre, 1990. Cd. Juárez, Chihuahua, México. Escuela Superior de Agricultura “Hermanos Escobar”.

Moreno M. E., 1984. Análisis Físico y Biológico de Semillas Agrícolas. UNAM.

Morton, J 1987 Papaya Fruits of Warm Climates p. 336-346. Miami FI USA.
[URL:http://www.hort.purdue.edu/newcrop/morton/papaya_ars.html](http://www.hort.purdue.edu/newcrop/morton/papaya_ars.html)

Mukhopadhyay, T., Bhattacharjee S. y Biswas B. 1990. Effect of GA₃ and other chemicals on germination and viability of *Peltophorum pterocarpum* seeds. *Myforest* 26: 148-152.

Nath S., Coolbear P. and Hampton J G. 1991. Hydration-Dehydration treatments to protect or repair stored ‘Karamu’ wheat seeds. *Crop Sci.* 31. 822-826.

Okon Y. and González L. C. 1994. Agronomic applications of *Azospirillum*: an evaluation of 20 years worldwide field inoculation. *Soil. Biol. Biochem.* 26:1591-1601.

Perrig D., Boiero L., Masciarelli O., Penna C., Cassán F. and Luna V. 2007. Plant growth promoting compounds produced by two agronomically important strains of *Azospirillum brasilense*, and their implications for inoculant formulation. *Applied Microbiology and Biotechnology* (2007). 75: 1143-1150.

Prakobboon, N. 1982. A Study of Abnormal Seedling Development in Soybean as Affected by Threshing Injury. *Seed Sci, and Technol.* 10:495-500. The Netherlands.

Reboucas A. Sao José, 2000. Aspectos sobre la producción de la papaya. http://pdf.usaid.gov/pdf_docs/PNACR307.

Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 2011.

Rood, S. B., T. J. Blake, and R. P. Pharis. 1983. Gibberellins and heterosis in maize. *Plant Physiol.* 71:645-651.

Sanchís D. E., Bordón F. Y., Fos C. M.. Biogeografía. Ed. Univ. Politéc. Valencia, 2004. 172 páginas.

Schroth. M.N. y A.R. Weinhold. 1986. Root-colonizing bacteria and plant health. *HortSci.* 21: 1295-1298.

Sierra P. J. O., 2005. Universidad de Antioquia. Fundamentos para el Establecimiento de Pasturas y Cultivos Forrajeros.

Sistema de Información Agrícola y Pecuaria (SIAP), 2008. Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (http://www.inforural.com.mx/centro.php?id_rubrique=26&id_article=61383)

Soto G., Melendez G., 2003. Taller De Abonos Orgánicos.

Strzelczyk E., Kamper M. and Li C. 1994. Cytocinin-like-substances and ethylene production by *Azospirillum* in media with different carbon sources. *Microbiol. Res.* 149:55-60

Tien, T. M., M. H. Gaskins, and D. H. Hubbell. 1979. Plant growth substances produced by *Azospirillum brasilense* and their effect on the growth of pearl millet (*Pennisetum americanum* L.). *Appl. Environ. Microbiol.* 37:1016-1024.

Toole E. H. y Kearns T. B. 1986. Hasta que el tiempo y el lugar sean favorables. In: Semillas. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos. CECOSA. México, D. F. pp. 190-201.

Toral, O. y González Y. 1999. Efecto del agua caliente en la germinación de diez especies arbóreas. Pastos y Forrajes 22: 111-113.

Whelan R. J. 1997. The ecology of fire. Cambridge University Press. Cambridge. 346 p.

Zhang, F., N. Dashti, H. Hynes y D.L. Smith. 1996. Plant growth *promoting rhizobacteria and soybean (Glicine max L. Merr.)* nodulation and nitrogen fixation at suboptimal root zone temperatures. Ann. Bot. 77: 453-459.