



*Programa de consorcios de Investigación Agropecuaria*



MINISTERIO DE  
AGRICULTURA,  
GANADERÍA  
Y ALIMENTACIÓN



**Región Oriente, Agro cadena de Maíz**

**Informe Final**

**Bio-reguladores de estrés hídrico: Efecto en el cultivo de maíz en el oriente de Guatemala.**

**Carlos Esteban Monzón de Mata**  
**Investigador Principal**

**Noviembre, 2020**



Este proyecto fue ejecutado gracias al apoyo financiero del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA por sus siglas en inglés). El contenido de esta publicación es responsabilidad de sus autores y de la institución a la que pertenecen. La mención de empresas o productos comerciales no implica la aprobación o preferencia sobre otros de naturaleza similar que no se mencionan.



## ÍNDICE

RESUMEN .....	VI
ABSTRACT .....	VII
1 INTRODUCCIÓN.....	1
2 MARCO TEÓRICO .....	2
2.1 Estrés hídrico .....	2
2.2 Respuestas fisiológicas del maíz a los efectos de la sequía y el estrés hídrico.....	3
2.3 Simbiosis de <i>Azospirillum</i> spp., <i>Rhizobium</i> spp., <i>Bacillus</i> spp., <i>Trichoderma</i> , AMF, entre otros, y su relación con las condiciones físico-químicas del suelo .....	4
2.4 Técnicas de identificación, aislamiento, almacenamiento y multiplicación de <i>Azospirillum</i> spp., <i>Rhizobium</i> spp., <i>Bacillus</i> spp., <i>Trichoderma</i> , AMF, entre otros .....	8
2.4.1 Aislamiento y caracterización de cepas solubilizadoras de fosfato inorgánico 8	
2.4.2 Aislamiento y caracterización de cepas fijadoras biológicas de nitrógeno .....	9
2.5 Especies y aislamientos de cepas de micorrizas, <i>Pseudomonas</i> , <i>Bacillus</i> spp. y <i>Trichoderma</i> .....	9
2.6 Rango de humedad disponible.....	10
2.7 Capacidad de campo .....	10
2.8 Punto de marchites permanente .....	11
3 OBJETIVOS.....	11
3.1 Objetivo general.....	11
3.2 Objetivos específicos .....	11
4 HIPÓTESIS .....	11
5 METODOLOGÍA.....	12
5.1 Primera fase .....	12
5.2 Segunda fase .....	13
5.3 Tercera fase.....	13

5.4	Localidades .....	15
5.5	Diseño experimental .....	17
5.6	Tratamientos .....	17
5.7	Tamaño de la Unidad Experimental .....	18
5.8	Modelo estadístico .....	18
5.9	Variables de respuesta.....	18
5.9.1	Altura de planta .....	19
5.9.2	Diámetro de tallo .....	19
5.9.3	Área de la hoja.....	19
5.9.4	Peso fresco de la parte aérea de la planta .....	20
5.9.5	Peso seco de la parte aérea de la planta .....	20
5.9.6	Peso de la raíz.....	21
5.9.7	Clorofila.....	21
5.10	Análisis de la información.....	22
5.11	Manejo del experimento.....	22
5.11.1	Preparación de sustrato .....	22
5.11.2	Llenado de bolsas.....	22
5.11.3	Siembra .....	23
5.11.4	Riego.....	23
5.11.5	Fertilización .....	24
5.11.6	Cosecha.....	24
6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	25
6.1	Evaluación de microorganismos.....	25
6.2	Ensayo en invernadero.....	32
6.2.1	Peso de raíz.....	32

6.2.2	Peso fresco de la parte aérea.....	34
6.2.3	Peso seco de la parte aérea .....	35
6.2.4	Altura de la planta.....	36
6.2.5	Diámetro de tallo .....	37
6.2.6	Área de la hoja.....	38
6.2.7	Miligramos por centímetro cuadrado de clorofila .....	40
7	CONCLUSIONES .....	41
8	RECOMENDACIONES .....	41
9	BIBLIOGRAFÍA .....	41
10	ANEXOS .....	46

## ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1:</i> Lista de las comunidades de donde se extrajo muestras biológicas de suelo y raíz. .....	15
Tabla 2: Descripción de los tratamientos evaluados. ....	18
Tabla 3: Microorganismos mesófilos aerobios y solubilizadores de P y K, en medios de cultivo agar nutritivo y SABORAUD. ....	26
Tabla 4: Hongos y levaduras, <i>Bacillus subtilis</i> y <i>Pseudomonas</i> sp. en medio de cultivo de papa dextrosa agar y King B.....	28
Tabla 5: Medidas de ajuste del modelo de peso de la raíz. ....	33
Tabla 6: Prueba de hipótesis marginales de peso de la raíz.....	33
Tabla 7: Medidas de ajuste del modelo de peso fresco de la parte aérea. ....	34
Tabla 8: Prueba de hipótesis marginales de peso fresco. ....	34
Tabla 9: Medidas de ajuste del modelo de peso seco de la parte aérea. ....	35
Tabla 10: Prueba de hipótesis marginales de peso seco de la parte aérea. ....	35
Tabla 11: Medidas de ajuste del modelo de altura de la planta.....	36
Tabla 12: Prueba de hipótesis marginales de altura de la planta. ....	36
Tabla 13: Medidas de ajuste del modelo de diámetro de la planta.....	37
Tabla 14: Prueba de hipótesis marginales de diámetro de la planta. ....	38
Tabla 15: Medidas de ajuste del modelo del área de la hoja. ....	39
Tabla 16: Prueba de hipótesis marginales del área de la hoja. ....	39
Tabla 17: Medidas de ajuste del modelo de los miligramos por centímetro cuadrado de Clorofila.....	40
Tabla 18: Prueba de hipótesis marginales de los miligramos por centímetro cuadrado de Clorofila.....	40
Tabla 19: Cálculo de la humedad disponible y de la cantidad de agua a irrigar con 50 % de agotamiento de la lámina de agua.....	47



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Fase de extracción de muestras biológicas de raíz y suelo, en el oriente de Guatemala. ....	12
Figura 2: Evaluación de microorganismos en laboratorio. ....	13
Figura 3: Tercera fase de la investigación, establecimiento de ensayo en invernadero. ....	14
Figura 4: Mapa de ubicación de los sitios muestreados. ....	17
Figura 5: Medición de la altura de la planta. ....	19
Figura 6: Medición del diámetro de tallo. ....	19
Figura 7: Medición de la hoja, para obtener el área. ....	20
Figura 8: Registro del peso fresco de la parte aérea. ....	20
Figura 9: Secado de la parte aérea de la planta, para su posterior registro de peso. ....	20
Figura 10: Extracción de raíz y determinación de su peso. ....	21
Figura 11: Medición de clorofila. ....	21
Figura 11: Preparación de sustrato. ....	22
Figura 12: Llenado de bolsas. ....	22
Figura 13: Siembra de ensayo. ....	23
Figura 14: Riego del ensayo. ....	23
Figura 15: Fertilización con solución nutritiva de urea diluida. ....	24
Figura 16: Cosecha de las plantas del ensayo. ....	24
Figura 18: UFC's de microorganismos por cepa. ....	31
Figura 19: Medias de peso de la raíz. ....	33
Figura 20: Medias de peso fresco de la parte aérea. ....	35
Figura 21: Medias de peso seco de la parte aérea. ....	36
Figura 22: Medias de altura de la planta. ....	37
Figura 23: Medias de diámetro de la planta. ....	38
Figura 24: Medias del Área de la Hoja. ....	39
Figura 25: Medias del Área de la Hoja. ....	40
Figura 26: Cálculo de capacidad de campo y punto de marchitez permanente. ....	46

## RESUMEN

El presente estudio se efectuó con el propósito de identificar microorganismos presentes en los suelos agrícolas y no agrícolas, y también su interacción con el maíz y su efecto en la tolerancia de este ante el estrés hídrico en el corredor seco en el oriente de Guatemala. El objetivo fue identificar las poblaciones microbianas del suelo y establecer su efecto en la tolerancia al estrés hídrico por sequía, en el cultivo de maíz. Para el efecto se recolectaron muestras de suelo y de raíz en parcelas con cultivos de maíz, además, también muestras de raíces de árboles de zonas baldías cercanas a las parcelas muestreadas, para después realizar una identificación en laboratorio sobre las unidades formadoras de colonias de mesófilos aerobios, solubilizadores de P y K, *Bacillus subtilus* y *Pseudomonas* sp. A su vez, se estableció un ensayo donde se evaluó el efecto de cepas comerciales de microorganismos del suelo, respecto al desarrollo del maíz y su tolerancia al estrés hídrico. Se analizaron la altura de la planta, diámetro del tallo, área de la hoja, peso fresco y seco de la parte aérea, peso de la raíz y los miligramos por centímetro cuadrado de clorofila. Se identificaron a los microorganismos que más presencia tienen en el cultivo de maíz, sobresaliendo los mesófilos aerobios como los más abundantes en las raíces del maíz. Además de los microorganismos inoculados, se observó que *Bacillus thurigiensis* y micorrizas en las cepas comerciales, tuvieron un efecto positivo en el desarrollo de las plantas, aunque no ex diferencias significativas sobre la tolerancia al estrés hídrico, con ningún microorganismo inoculado.

## ABSTRACT

The present study was carried out in order to identify microorganisms present in agricultural and non-agricultural soils, as well as their interaction with corn and its effect on its tolerance to water stress in the dry corridor in eastern Guatemala. The objective was to identify the microbial populations of the soil and establish their effect on tolerance to water stress due to drought, in the corn crop. For this purpose, soil and root samples were collected in plots with corn crops, in addition, samples of roots of trees from vacant areas near the sampled plots were also collected, to later carry out a laboratory identification on the mesophilic colony-forming units aerobes, P and K solubilizers, *Bacillus subtilus* and *Pseudomonas* sp. In turn, a test was established where the effect of commercial strains of soil microorganisms was evaluated, regarding the development of corn and its tolerance to water stress. The height of the plant, diameter of the stem, area of the leaf, fresh and dry weight of the aerial part, weight of the root and the milligrams per square centimeter of chlorophyll were analyzed. The microorganisms with the greatest presence in the corn crop were identified, with the aerobic mesophiles standing out as the most abundant in corn roots. In addition to the inoculated microorganisms, it was observed that *Bacillus* and mycorrhizae in the commercial strains had a positive effect on plant development, although there were no significant differences on tolerance to water stress, with no inoculated microorganisms.

## 1 INTRODUCCIÓN

En los últimos años han aumentado los problemas para la agricultura guatemalteca y centroamericana, debido a las prolongadas sequías ocurridas en vastas extensiones de su territorio. Se estima que en algunos municipios del corredor seco de la República de Guatemala se obtuvieron pérdidas entre el 50% y 100% de las cosechas del maíz y frijol (Equipo Humanitario de País Guatemala, 2015), cultivos que en su conjunto son la base alimentaria y fuente de ingresos económicos de decenas de miles de agricultores del país y sus familias. Según datos del MAGA (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación) 129,000 familias fueron afectadas, en su mayoría indígenas, con un promedio de cinco miembros por familia. Se estima que fueron afectadas 645,000 personas aproximadamente, y 90,189 hectáreas de cultivo, especialmente de granos básicos (Bolaños, 2015). En el tercer informe de situación de la sequía 2015, se refiere que fueron 154,000 las familias afectadas, pudiendo alcanzar la cifra de 770,000 personas perjudicadas por la sequía (Equipo Humanitario de País Guatemala, 2015).

Las pérdidas de las cosechas de maíz son provocadas por varias situaciones ampliamente generalizadas en el medio rural, en especial en el llamado corredor seco de Guatemala. Entre estas se pueden mencionar: la falta de cobertura vegetal, alteración de los periodos de lluvia, agricultura convencional vulnerable al cambio climático global, deterioro de las características físicas, químicas y biológicas del suelo, entre otras.

Esta situación repercute fuertemente en el tejido social y condiciones ambientales del área rural principalmente, provocando entre otros los siguientes fenómenos: inseguridad y dependencia alimentaria y nutricional, pérdida de ingresos económicos y debilitamiento de los mercados locales, deforestación y avance irracional de la frontera agrícola y emigración masiva (Brown, 2017).

Según Rivera (2016), climatólogo del INSIVUMEH (Instituto nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología), en su artículo: “Sequía, Canícula y Cambio Climático en Guatemala”, afirma que, a causa del cambio climático, es casi un hecho que las canículas y las sequías en Guatemala aumentarán en intensidad, severidad, extensión y duración, incrementándose la frecuencia de su ocurrencia, así como la vulnerabilidad y el impacto en la población.

Dada la complejidad de la situación, se requiere de acciones integrales, que en conjunto puedan mitigar estos efectos. Dentro de todas estas acciones, la presente investigación contribuye en mejorar las características biológicas del suelo, orientado en que esta acción directamente permite que las plantas toleren el estrés hídrico, atenuando las pérdidas en las cosechas.

Timmusk, El-Dalm, Copolovici, Tarillas, Kännaste, Behers, Nevo, Selsenbaeva, Stenström & Niinemets (2014), afirman que: “Alcanzar altos rendimientos de plantas de cultivo bajo la escasez global de agua, es el principal desafío para la agricultura” (p. 7).

En el presente informe se presentan los resultados de muestreos y ensayo de microorganismos y su efecto en el cultivo del maíz. Se busca el efecto de estos microorganismos en la planta.

## **2 MARCO TEÓRICO**

### **2.1 Estrés hídrico**

El estrés por déficit hídrico o por sequía se produce en las plantas en respuesta a un ambiente escaso en agua, en donde la tasa de transpiración excede a la toma de agua. Este también puede ocurrir por la baja temperatura y por una elevada salinidad del suelo. Estos factores pueden influir en el contenido de agua en el citoplasma de las células, también se conocen como estrés osmótico (Moreno, 2009).

Actualmente la medida más utilizada para estimar este parámetro es el potencial hídrico ( $\Psi$ ). La intensidad y duración del estrés hídrico influye en los efectos y la capacidad de las plantas para resistirlo (Luna, Estrada, Jiménez & Pinzón, 2012).

Los efectos en la planta, por el estrés hídrico pueden ser los siguientes: la reducción en la altura de tallo, desarrollo de raíces, área foliar, peso foliar específico y biomasa de la planta. Asimismo, la eficiencia de uso del agua en la productividad (EUAp) también es alterada debido a los cambios en la biomasa total y en la evapotranspiración. Esta etapa de estrés condiciona el establecimiento de las especies vegetales, ya que se puede provocar su muerte a través del estrés hídrico; de ahí radica la importancia de conocer las respuestas fisiológicas y morfológicas ante condiciones de baja humedad del suelo (Luna. et al, 2012)

## **2.2 Respuestas fisiológicas del maíz a los efectos de la sequía y el estrés hídrico**

En el origen evolutivo de las plantas, éstas han desarrollado diferentes respuestas y adaptaciones que les permiten sobrevivir en condiciones de déficit hídrico constante.

Entre estas causas tenemos: Desarrollo del metabolismo C4 y del metabolismo ácido de las crasuláceas o CAM, para adaptarse a ambientes áridos; cuando la sequía se acentúa lentamente, las plantas presentan respuestas de aclimatación que tienen efectos sobre el crecimiento, como la disminución de la expansión foliar y el aumento del crecimiento radicular, así como el cierre de estomas, acción medida por la hormona ácido abscísico (Black y Osmond, 2003; Lüttge, 2004; Potters et al., 2007; Shao et al., 2008; Taíz y Zeiger, 2006; Leung y Giraudat, 1988; Zhang y Outlaw, 2001; citados por Moreno, 2009).

Según Timmusk et al. (2014), la respuesta de las plantas hacia la sequía incluyen: cierre estomático, ajuste osmótico celular, cambios en la estructura del follaje, cambio en la superficie total de la planta, mejora en las características de las raíces, mejora colectiva en la conservación del agua. En las raíces específicamente, se reduce el crecimiento de raíces laterales, y se promueve el crecimiento de la raíz principal, para que ésta llegue a profundidades mayores.

También a nivel celular y molecular existe respuesta al déficit hídrico, como la modificación de la expresión genética relacionada con la producción de enzimas clave en la vía de síntesis de osmolitos, proteínas con función protectora, enzimas antioxidantes, factores de transcripción y otras proteínas involucradas en el estrés hídrico (Bray, 1997; Zhu et al., 2002; citados por Moreno, 2009).

La mayoría de estas respuestas están reguladas por el ácido abscísico –ABA-, se ha comprobado que ante estos estreses los niveles de ABA se incrementan en los tejidos vegetativos (Chandler y Robertson, 1994; Zeevaart y Creelmen, 1988; citados por Moreno, 2009).

Zyalalov (2004), citado por Moreno (2009), establece lo siguiente: La principal fuerza motora que impulsa al agua en su viaje a la parte aérea es la pérdida de agua en las hojas por transpiración. Esto supone que las hojas son los órganos de las plantas que presentan los potenciales hídricos más negativos (p. 180).

El estrés hídrico no solo ocurre cuando hay poca temperatura en el ambiente, sino también por bajas temperaturas y por una elevada salinidad del suelo. Estas condiciones pueden inducir a que exista escases de agua en el citoplasma de las células, conociéndose esto como estrés osmótico (Moreno, 2009).

Cuando las plantas están sometidas a tensiones abióticas, el contenido de especies reactivas de oxígeno puede aumentar a concentraciones tóxicas. Sharma y Dubey (2005), demuestran que, bajo condiciones de estrés por sequía, productos como el radical superóxido, peróxido de hidrógeno y radicales hidroxilos afectan en gran medida la membrana y el ADN de las células.

El ácido abscísico se ha relacionado con el desarrollo de las plantas y la defensa contra el estrés abiótico. Modifica el crecimiento y desarrollo vegetativo en condiciones de estrés bajo el frío, la sequía y la salinidad. Es importante considerar estos aspectos, ya que, los patrones de precipitación no pueden preverse con mucha seguridad y, por lo tanto, las condiciones climáticas extremas se están volviendo más comunes.

### **2.3 Simbiosis de *Azospirillum spp.*, *Rhizobium spp.*, *Bacillus spp.*, *Trichoderma*, AMF, entre otros, y su relación con las condiciones físico-químicas del suelo**

Los microorganismos del suelo, como los hongos formadores de micorrizas arbusculares (AMF), hongos del género *Trichoderma* y bacterias del género *Pseudomonas*, usualmente catalogados como agentes de control biológico (BCA) y microorganismos promotores del crecimiento vegetal (PGPM), dependen de factores climatológicos, físicos y químicos del suelo, para expresar sus potenciales efectos benéficos; sin embargo, estas interacciones son complejas, pudiendo ser sinérgicas, con beneficios para las plantas, aunque también antagónicas, e inclusive pueden no tener efecto alguno (Cano, 2011).

A pesar de la complejidad que se presentan en las interacciones microbianas del suelo, entre especies y con las plantas, es evidente que estas interacciones juegan un papel relevante para el establecimiento de sistemas agrícolas más sostenibles. Ya que presentan otros beneficios sobre la planta, como lo es la mejora en la nutrición vegetal y protección frente a agentes patógenos. Estas interacciones por lo regular dependen de factores fisiológicos y bioquímicos, tanto de las plantas como de los microorganismos (Vázquez et al., 2000; citados por Cano, 2011).

Se ha demostrado que los AMF alteran por medio de factores físico químicos de sus tejidos, en especial del micelio, los exudados de las raíces, alterando la composición de las bacterias de la rizosfera, generando la llamada micorrizosfera (Lioussanne et al., 2010; citados por Cano, 2011). Tal como ocurre con *Trichoderma* spp que produce sustancias anti-fúngicas que obstruyen la colonización radicular por parte de los AMF, mientras que éstos, al contrario, promueven la presencia de bacterias como *Pseudomonas* en la rizósfera (Cano, 2011).

Los microorganismos AMF, *Trichoderma* spp. y *Pseudomonas* spp. actuando de manera individual o combinada, aportan beneficios considerables para las plantas, ya sea en la estimulación del crecimiento vegetativo y también en la protección contra agentes patogénicos, siendo el espectro muy alto de plantas y patógenos influenciados por estos microorganismos. En el caso de los AMF la estimulación del crecimiento se obtiene por la mayor disponibilidad de agua y nutrientes, que se obtiene gracias a la amplia exploración que tiene la raíz, llegando a más de la zona de agotamiento de agua y nutrientes en el suelo. Mientras que, en el caso de *Pseudomonas* spp. y *Trichoderma* spp. este crecimiento vegetal se origina por la solubilización de compuestos orgánicos y la producción de metabolitos que actúan de manera similar a las fitohormonas, influyendo directamente en la disponibilidad de nutrientes (Cano, 2011).

La simbiosis del *Trichoderma* con la raíz de la planta, el proteoma y el transcriptoma de las plantas cambian como consecuencia de la interacción de los metabolitos de *Trichoderma* spp. o la colonización de la planta. Los tres mecanismos empleados por los hongos para el crecimiento de la planta bajo estrés por sequía son los siguientes:

- Alivio de daño por especies reactivas de oxígeno (ROS).
- Eficiencia en el uso del agua
- La secreción de análogos fitohormonales

Diferentes estudios han demostrado que *Trichoderma* spp. forma una relación simbiótica con la planta huésped desde la tercera fase de germinación de la semilla, y esta asociación dura hasta que la planta madura. Ya establecido en la planta, el hongo induce efectos sistémicos en la planta huésped, de modo que cuando las raíces están colonizadas, también ocurre el efecto en las hojas y en los tallos (Marra, Ambrosio, Carbone, Vinale, Woo, Ruocco & Lorito, 2006). Por eso



mismo es que se afirma que los hongos reprograman la expresión genética de la planta y en sus respuestas ante su entorno.

Durante el proceso de colonización, las hifas de *Trichoderma* spp. se enrollan alrededor de las raíces, formando estructuras parecidas a apresorios y finalmente penetran en la corteza de la raíz. El hongo crece intercelularmente en la epidermis y la corteza de la raíz, luego induce a las células de la planta a depositar material de la pared celular y entra en comunicación con los compuestos químicos de la planta. Ahí dentro de las raíces de las plantas, los hongos tienen acceso a los nutrientes de la planta, lo que les permite proliferar. Al mismo tiempo mejoran el crecimiento de la raíz de la planta, aumentando su capacidad de absorber nutrientes y quedando protegida de enfermedades. Esta relación puede durar al menos una temporada de crecimiento de una planta anual, ya que los hongos crecen y continúan colonizando las raíces (Harman, Howell, Viterbo, Chet & Lorito, 2004).

El hongo *Trichoderma* spp. potencializa la función de los cloroplastos, mejorando la eficiencia sintética, reduciendo el daño causado por el anión superóxido y otras especies reactivas implicadas en la fotosíntesis. La actividad de los microorganismos promotores del crecimiento vegetal en general se inicia con mecanismos de quimiotaxis que están relacionados con la presencia de flagelos, quimiorreceptores y sistemas de regulación codificados genéticamente. Estos factores tienen gran importancia sobre la habilidad de colonizar la rizosfera y mantener la comunicación entre las células de la raíz con los microorganismos presentes en el suelo.

Las sustancias que las raíces excretan, son las que atraen a las bacterias que tienen la capacidad de asociarse con la raíz; al tener contacto con el rizoplano de la raíz, se forma la relación simbiótica entre bacteria y planta.

En el caso también de las bacterias, la formación de exopolisacáridos (EPS) es uno de los mecanismos más importantes para promover la tolerancia a las sequías. A su vez el EPS mejora las características del suelo, mejorando la capacidad de retención de agua y fertilidad (Sandhya, Skz, Grover, Reddy, & Venkateswarlu, 2006; citados por Kumar, Ahmed, Desai, Amalraj, & Rasul, 2014).

Además, las condiciones del suelo son vitales para el establecimiento de microorganismos benéficos. Ya que la supervivencia de las cepas introducidas en la rizosfera es afectada por una serie de factores abióticos (Kumar, Ahmed, Desai, Amalraj, & Rasul, 2014).

Se ha demostrado que las endosporas de *Bacillus* son extremadamente resistentes al estar inactivas, y pueden soportar condiciones ambientales adversas (Kumar, Ahmed, Desai, Amalraj, & Rasul, 2014). Muchos de estos organismos pueden proteger a las plantas de estreses abióticos, como las lesiones por frío (Ait Barka, Nowak, & Clément, 2006), la alta temperatura (Prasad, Vardharajula, Shrivastava, & Skz, 2015) y salinidad (Han & Lee, 2005).

*Trichoderma* spp. puede mejorar el desarrollo de la raíz en la planta de manera temprana, siendo este su principal efecto de colonización, independientemente del estado de disponibilidad de agua (Shukla, Awasthi, Rawat & Kumar, 2012).

El IAA es la auxina más abundante en las plantas vasculares y juega un papel fundamental en el inicio y en la emergencia de raíces laterales, adventicias y brotes (Simon & Petrsek, 2010). Medina Martínez, Del Mar Alguacil, Pascual, & Van Wess (2014), demostraron que los niveles de IAA aumentaban con los aislamientos de *Trichoderma* que también promovían el crecimiento de las plantas, al mismo tiempo que disminuye la concentración de ABA y la concentración del precursor de etileno ACC, que es uno de los más importantes reguladores de crecimiento y desarrollo de las plantas.

Timmusk, et al. (2014), explican que uno de los mecanismos por los cuales las bacterias inciden en la tolerancia de las plantas a la sequía, es que éstas forman un biofilm bacteriano, matriz extracelular, que puede proporcionar una gama casi infinita de macromoléculas beneficiosas para la planta y su desarrollo. Estas biopelículas contienen azúcares, oligo y polisacáridos, que mejoran la disponibilidad de agua en la raíz, sumado a que la capacidad de retención de agua de algunos polisacáridos puede exceder varias veces su masa, facilitando el mantenimiento de un microambiente hidratado.

## **2.4 Técnicas de identificación, aislamiento, almacenamiento y multiplicación de *Azospirillum spp.*, *Rizobium spp.*, *Bacillus spp.*, *Trichoderma*, AMF, entre otros**

El aislamiento y caracterización de microorganismos se realiza primero por la cuantificación de colonias en medio SPC o agar placa de conteo estándar, mediante el método de cuantificación de células viables en series de diluciones decimales y siembra en superficie, por duplicado. Las placas se incuban a 37°C por 24 a 72 horas (Madigan et al., 1998, citado por Cuervo Lozada, 2010). Posteriormente se seleccionan los diferentes tipos de colonias y se siembran por estriado y agotamiento en agar nutritivo para la obtención de cultivos puros. (Cuervo Lozada, 2010).

La descripción microscópica se inicia con la aplicación de la coloración de gram y coloración para endosporas bacterianas (Shaeffer-Foulton), para determinar tipo de pared y la morfología de las células bacterianas, así como el tipo de agregación, mediante observación microscópica a 100x y 1000x (Cuervo Lozada, 2010).

La caracterización bioquímica se realiza a cada cepa a través de una caracterización de pruebas fisiológicas y bioquímicas con base en criterios expuestos en la literatura. Se seleccionan las siguientes pruebas: Oxidasa, catalasa, fermentación de glucosa lactosa, maltosa, manitol, arabinosa, xilosa, hidrólisis de caseína, hidrólisis del almidón, crecimiento en NaCl al 7%, asimilación de citrato, SIM (H<sub>2</sub>S, indol, movilidad), voges-proskauer, (producción de acetoina o 2,3 butanodiol), reducción de nitratos, ureasa, licuefacción de la gelatina, para determinar el género de los microorganismos aislados (Cuervo Lozada, 2010).

### *2.4.1 Aislamiento y caracterización de cepas solubilizadoras de fosfato inorgánico*

Para el aislamiento de bacterias solubilizadoras de fosfato inorgánico se utiliza el medio SRS. A partir de las colonias aisladas anteriormente se realiza una siembra masiva en el medio SRS que contiene sales de fosfato de calcio y púrpura de bromocresol como indicador de pH. Al cabo de 5 a 8 días a 37°C, se seleccionan colonias bacterianas que crecieron acidificando el medio de cultivo y formando un halo transparente alrededor de la colonia, indicando la producción de fosfatos tricálcico o actividad solubilizadora (Cuervo Lozada, 2010).

#### 2.4.2 Aislamiento y caracterización de cepas fijadoras biológicas de nitrógeno

El aislamiento de bacterias fijadoras de nitrógeno se realiza a partir de las colonias seleccionadas anteriormente y se siembran por agotamiento en medio NFB, el cual es un medio selectivo carente de nitrógeno combinado. El medio tiene una fuente combinada de carbono que le permite recuperar mayor cantidad de diferentes microorganismos diazotróficos y donde solo crecen los que poseen el complejo enzimático de la nitrogenasa (Nasa), que permite reducir el nitrógeno atmosférico y utilizarlo en su metabolismo. Se procede a la descripción macroscópica de las colonias con el fin de evaluar las características morfológicas en el medio de cultivo sólido. La caracterización microscópica incluye tinción de gram (Madigan et al., 1998, Cuervo Lozada, 2010).

Para aislar *Bacillus* se utiliza el medio B. Kings, mediante enriquecimiento térmico y el enchapado de dilución (Kumar, Ahmed, Desai, Amalraj, & Rasul, 2014).

Para el aislamiento de *Pseudomonas* spp. y *Bacillus* spp. se utiliza glicerol al 30% a -20°C (Kumar, Ahmed, Desai, Amalraj, & Rasul, 2014).

### 2.5 Especies y aislamientos de cepas de micorrizas, *Pseudomonas*, *Bacillus* spp. y *Trichoderma*

Las micorrizas arbusculares (AM) y los hongos micorrizas arbusculares vesiculares (VAM) están ubicados en la mayoría de los agroecosistemas, asociados simbióticamente a las raíces de varias plantas, formando una red de micelio fúngico, aumentando el área de la superficie de absorción de nutrientes y la resistencia al estrés (Farahani, et al., 2008; Naher, Othman & Panhwar, 2013).

*Trichoderma* spp. es un hongo cosmopolita que se encuentra en suelos agrícolas, forestales y desérticos. Además, coloniza raíces de varias plantas que se encuentran en diferentes ecosistemas. Además, que coloniza raíces de varias plantas, es capaz de producir compuestos que estimulan el crecimiento y los mecanismos de defensa de las plantas. Según Hermosa, Viterbo, Chet & Monte, (2012), durante muchos años *Trichoderma* ha sido utilizado principalmente como agente de control biológico. Aunque en los últimos años se han hecho populares como promotores del crecimiento de las plantas.

## **2.6 Rango de humedad disponible**

En procesos agrícolas sin riego, el crecimiento y desarrollo de las plantas tienen como uno de los principales factores limitativos a la disponibilidad de humedad en el suelo, donde la fuente de abastecimiento de agua es la lluvia. La variabilidad que tiene la lluvia en tiempo y espacio, la hace un indicador poco adecuado para evaluar la disponibilidad de humedad para las plantas en una región. Una alternativa es cuantificar la dinámica de humedad en su zona radical mediante un balance hídrico (Flores & Ruiz, 1998).

El modelo de balance hídrico más comúnmente utilizado requiere de los parámetros: humedad disponible, lluvia, pérdidas por evapotranspiración, escurrimiento y drenaje de la zona donde crecen las raíces (Flores & Ruiz, 1998).

Cuando la lluvia es la fuente principal de agua al suelo, se utiliza el concepto de lluvia efectiva (PE), que indica la porción de precipitación que puede estar disponible en la zona radical de la planta (Flores & Ruiz, 1998).

El manejo del rango de humedad disponible depende del conocimiento del agua que se infiltra al suelo, la que se presenta en función de las propiedades y prácticas de manejo del suelo, por lo tanto, es importante cuantificar el agua que utiliza la planta y que proviene de la lluvia, como agua infiltrada al suelo (Flores & Ruiz, 1998), ya que se considera a la humedad disponible como el agua contenida en el suelo entre el punto de marchitez permanente y la capacidad de campo, así la capacidad de retención de agua de un terreno se identifica con el agua disponible.

## **2.7 Capacidad de campo**

Es el contenido de agua que queda después de la saturación y su posterior drenaje en el suelo, en un lapso de 24 a 72 horas (cuanto más pesado el suelo, más demora en llegar a CC). En un suelo saturado todos los poros están ocupados por agua. En un suelo a CC los macroporos perdieron el agua y están llenos de aire, y los microporos están llenos de agua, la que es retenida contra la fuerza de la gravedad. Este es el límite máximo de agua utilizable por las plantas, y representa el máximo nivel de confort hídrico para los cultivos (García, Puppo, Hayashi, & Morales, 2012)

## **2.8 Punto de marchites permanente**

Es la fase del estrés hídrico en la cual la planta ya no vuelve a tener la capacidad de absorber más agua y nutrientes en adelante. Esto debido a que el contenido de agua del suelo que se ha perdido en su totalidad a causa del cultivo y, por lo tanto, el agua que permanece en el suelo no está disponible para el mismo. Al hacer contacto manual, el suelo se siente casi seco o muy ligeramente húmedo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación, s.f.).

El agua disponible en el suelo para las plantas oscila entre un valor máximo y un mínimo, conocidos como capacidad de campo y punto de marchitez permanente. Dentro de ese rango, la tensión con que está retenida el agua aumenta a medida que la humedad disminuye, lo cual implica una menor disponibilidad del líquido en el suelo (Pire, Tortolero, de Fréitez, & de Pire, 1988).

## **3 OBJETIVOS**

### **3.1 Objetivo general**

Establecer el efecto que tienen los microorganismos del suelo, respecto a la tolerancia al estrés hídrico por sequía, en el cultivo del maíz.

### **3.2 Objetivos específicos**

- Identificar las cepas de microorganismos capaces de incidir en las plantas de maíz, respecto a su tolerancia ante sequías.
- Determinar la respuesta al estrés por déficit de agua del cultivo de maíz inoculado con microorganismos del suelo.
- Identificar las cepas comerciales de microorganismos que presentan una mayor compatibilidad con el cultivo de maíz, en referencia a su tolerancia a la sequía.

## **4 HIPÓTESIS**

- De las cepas estudiadas, se identificará al menos una con una incidencia en las plantas de maíz, respecto a su tolerancia ante sequías.
- La inoculación del cultivo de maíz con cepas comerciales de microorganismos del suelo, tiene un efecto positivo en el desarrollo de plantas sometidas al estrés hídrico.

- Se identificaron cepas comerciales que presentan una mayor compatibilidad con el cultivo de maíz en referencia a su tolerancia a la sequía.

## 5 METODOLOGÍA

El experimento se realizó en tres fases, las cuales se describen a continuación:

### 5.1 Primera fase

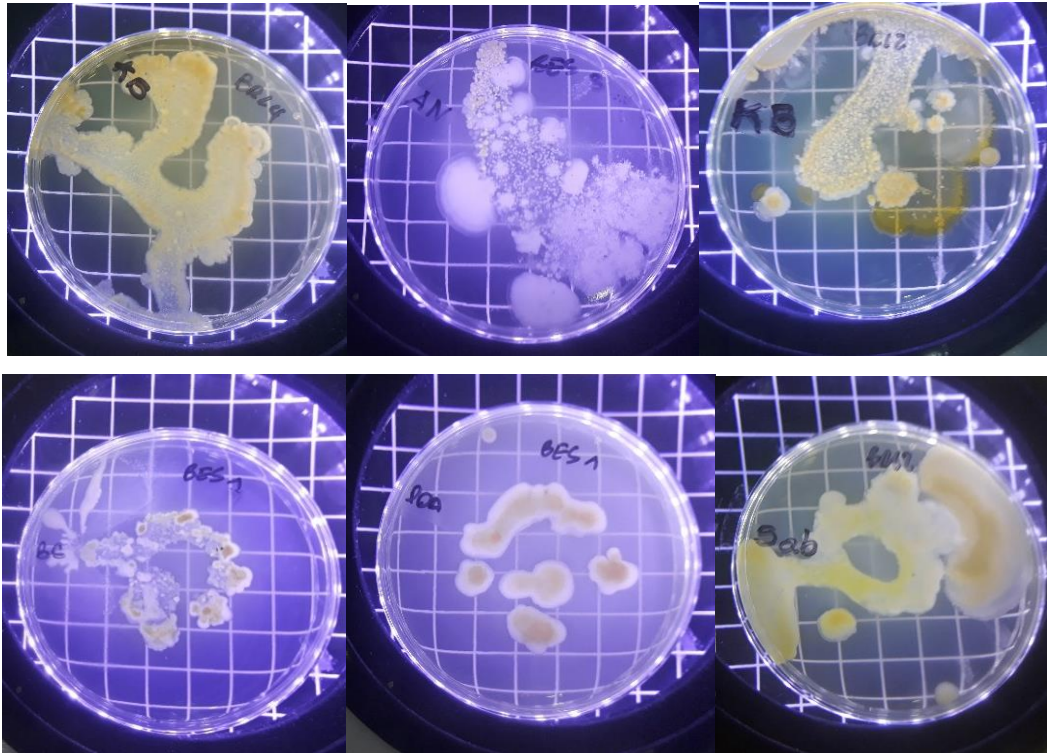
La primera fase consistió en la obtención de muestras de suelo y raíces de plantas, para obtener y aislar cepas de hongos micorrícicos, *Pseudomonas*, *Bacillus* spp., *Trichoderma* spp. y demás rizobacterias. El número de muestras se determinó considerando zonas homogéneas con base en las zonas de vida en los departamentos de Zacapa, Jalapa, Jutiapa y Chiquimula, a través de la utilización de herramientas de SIG. Se extrajeron muestras de áreas de cultivos y áreas de bosque, además se extrajeron muestras de raíz.



Figura 1: Fase de extracción de muestras biológicas de raíz y suelo, en el oriente de Guatemala.

## 5.2 Segunda fase

La segunda fase consistió en analizar las muestras recolectadas, para identificar la diversidad y cantidad de unidades formadoras de colonias de microorganismos presentes en éstas. (Figura 2).



*Figura 2:* Evaluación de microorganismos en laboratorio.

## 5.3 Tercera fase

Esta fase consistió en el establecimiento de un ensayo para la evaluación de cepas comerciales de microorganismos benéficos y así evaluar su efecto en el cultivo de maíz, bajo estrés hídrico (Figura 3).





*Figura 3: Tercera fase de la investigación, establecimiento de ensayo en invernadero.*

## 5.4 Localidades

Las localidades de donde se extrajeron las muestras biológicas del suelo se presentan en Tabla 1.

Tabla 1: Lista de las comunidades de donde se extrajo muestras biológicas de suelo y raíz.

<b>Código</b>	<b>Localidad</b>	<b>Municipio</b>	<b>Departamento</b>	<b>Altitud (msnm)</b>
1	La Tuna	Ipala	Chiquimula	888.49
2	La Tuna	Ipala	Chiquimula	883.91
3	Sanja de agua	San Luis Jilotepeque	Jalapa	847.82
4	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	1,109.46
5	La Tuna	Ipala	Chiquimula	883.91
6	La Tuna	Ipala	Chiquimula	885.74
7	Sanja de agua	San Luis Jilotepeque	Jalapa	829.17
8	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	1,088.00
9	Cuesta del Guayabo	Santa Catarina Mita	Jutiapa	1,148.09
10	Culima	San Luis Jilotepeque	Jalapa	705.55
11	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	947.86
12	Pajcó	Camotán	Chiquimula	452.01
13	Estanzuela	Estanzuela	Zacapa	203.98
14	El Jocote	Quesada	Jutiapa	986.03
15	Sillón Abajo	Chiquimula	Chiquimula	523.82
16	Cuesta del Guayabo	Santa Catarina Mita	Jutiapa	1,154.39
17	San Diego La Danta	Jalpatagua	Jutiapa	6.55
18	El Toro	Jalpatagua	Jutiapa	8.71
19	El Obrajito	Jalpatagua	Jutiapa	53.77
20	Palos Abrazados	Jalpatagua	Jutiapa	107.22
21	Nanzal	Jalpatagua	Jutiapa	369.09
22	El Amatillo	Yupiltepeque	Jutiapa	945.89
23	El Calvario	Yupiltepeque	Jutiapa	935.18
24	Aspitia	Yupiltepeque	Jutiapa	924.12
25	El Ingeniero	Chiquimula	Chiquimula	358.46

<b>Código</b>	<b>Localidad</b>	<b>Municipio</b>	<b>Departamento</b>	<b>Altitud (msnm)</b>
26	El Jícaro	Yupiltepeque	Jutiapa	954.29
27	Las Brisas	Yupiltepeque	Jutiapa	1,081.08
28	El Llano	Yupiltepeque	Jutiapa	682.49
29	El Rodeo	Santa Catarina Mita	Jutiapa	869.86
30	Las Lajas	Santa Catarina Mita	Jutiapa	940.36
31	Los Zorrillos	Santa Catarina Mita	Jutiapa	738.16
32	San Vicente	Santa Catarina Mita	Jutiapa	735.00
33	Zacuapa	Santa Catarina Mita	Jutiapa	739.98
34	Carboneras	Santa Catarina Mita	Jutiapa	1,054.71
35	El Puente	Santa Catarina Mita	Jutiapa	665.00
36	San José La Arada	San José La Arada	Chiquimula	649.51
37	Brasilar	Santa Catarina Mita	Jutiapa	834.49
38	Susho Abajo	Chiquimula	Chiquimula	462.15
39	Las Fuentes	Jutiapa	Jutiapa	1,741.26
40	Joya Grande	Jutiapa	Jutiapa	1,715.19
41	Encino Gacho	Jutiapa	Jutiapa	1,165.79
42	Culima	San Luis Jilotepéque	Jalapa	706.37
43	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	955.58
44	Pajcó	Camotán	Chiquimula	438.82
45	El Jocote	Quesada	Jutiapa	991.55

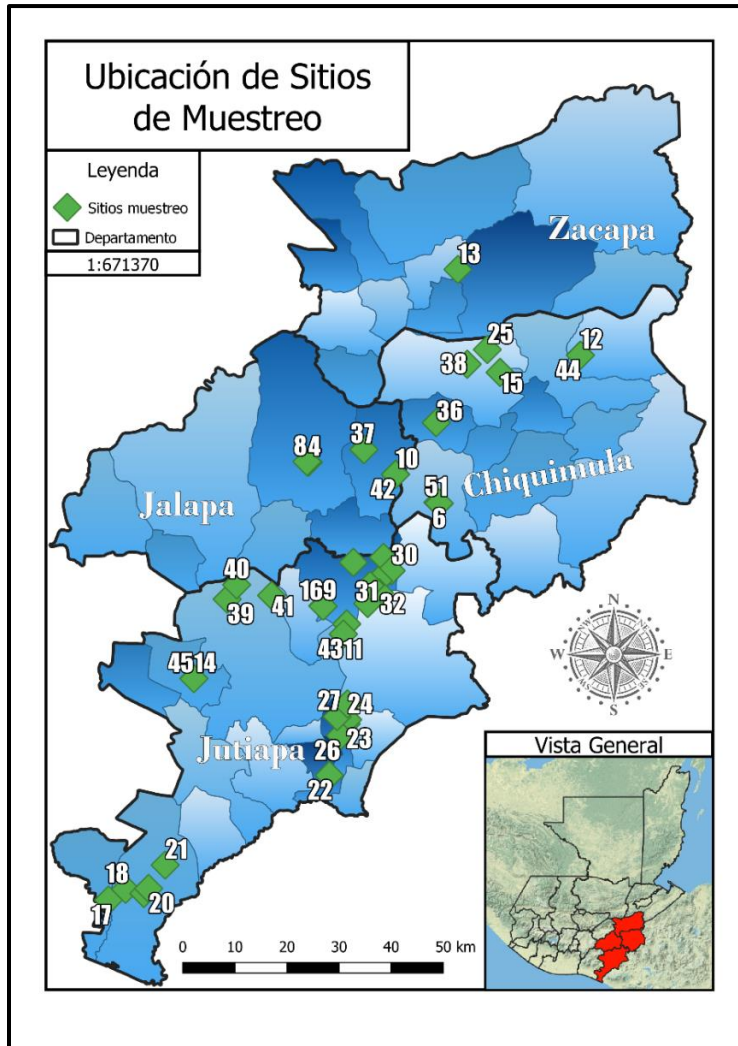


Figura 4: Mapa de ubicación de los sitios muestreados.

## 5.5 Diseño experimental

Para la tercera fase el diseño experimental utilizado en el ensayo fue el de completamente al azar, ya que no existía un gradiente de variación significativo en el invernadero.

## 5.6 Tratamientos

Los tratamientos evaluados se describen en la Tabla 2.

Tabla 2: Descripción de los tratamientos evaluados.

Trat.	Microorganismos	Riego
1	Testigo absoluto	100% de CC
2	Testigo absoluto	50% de CC
3	<i>Trichoderma</i>	100% de CC
4	<i>Trichoderma</i>	50% de CC
5	<i>Bacillus thuringiensis</i>	100% de CC
6	<i>Basillus thuringiensis</i>	50% de CC
7	Micorrizas*	100% de CC
8	Micorrizas*	50% de CC
9	<i>Bacillus thuringiensis</i> + micorrizas	100% de CC
10	<i>Bacillus thuringiensis</i> + micorrizas	50% de CC

\**Glomus intraradices*, *Glomus maseae*, *Glomus aggregatum*, *Glomus clarum*.

## 5.7 Tamaño de la Unidad Experimental

La unidad experimental utilizada, fue una bolsa de almácigo de 16\*21\*6, con dos plantas; se trabajó con 10 repeticiones.

## 5.8 Modelo estadístico

$$y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde  $Y_{ij}$ , corresponde a la respuesta del experimento;  $\mu$  es el efecto medio global;  $\alpha_i$  es el efecto incremental sobre la media causado por el nivel  $i$  del factor A;  $\beta_j$  el efecto incremental sobre la media causado por el nivel  $j$  del factor B;  $(\alpha\beta)_{ij}$  el efecto incremental sobre la media causado por la interacción del nivel  $i$  del factor A y el nivel  $j$  del factor B;  $\varepsilon_{ijk}$  el término de error;  $T_i$  al efecto de los tratamientos;  $E_{ij}$  corresponde al error experimental, y por último  $i$  y  $j$  al número de tratamientos y repeticiones respectivamente.

## 5.9 Variables de respuesta

Las variables de respuesta estudiadas fueron:

### 5.9.1 *Altura de planta*

Esta variable se obtuvo cortando la planta desde la base y midiéndola hasta la base de la última hoja (Figura 5).



*Figura 5: Medición de la altura de la planta.*

### 5.9.2 *Diámetro de tallo*

Se midió el diámetro del tallo utilizando un vernier, a la altura de la tercera hoja (Figura 6).



*Figura 6: Medición del diámetro de tallo.*

### 5.9.3 *Área de la hoja*

Para determinar el área se tomó la tercera hoja. Se midió el ancho en tres puntos de la misma y se obtuvo el promedio, luego se midió el largo. Para obtener el área se multiplicaron el ancho promedio por el largo (Figura 7).



*Figura 7: Medición de la hoja, para obtener el área.*

#### **5.9.4 *Peso fresco de la parte aérea de la planta***

Después de cortar la planta desde la base, se depositó en una bolsa de papel y se procedió a registrar el peso (Figura 8).



*Figura 8: Registro del peso fresco de la parte aérea.*

#### **5.9.5 *Peso seco de la parte aérea de la planta***

Después de registrar el peso fresco, se colocaron las bolsas con las plantas, en un horno, por 24 horas, a una temperatura de 65 °C, para posteriormente registrar el peso seco (Figura 9).



*Figura 9: Secado de la parte aérea de la planta, para su posterior registro de peso.*

### 5.9.6 *Peso de la raíz*

Luego de que la bolsa con la raíz perdiera toda la humedad, se procedió a separarla del sustrato, para obtener su peso (Figura 10).



*Figura 10:* Extracción de raíz y determinación de su peso.

### 5.9.7 *Clorofila*

Con un clorofilómetro se procedió a registrar el nivel de clorofila de las plantas, expresados en miligramos de clorofila por centímetro cuadrado. Se realizaron tres mediciones por hoja, en una planta por unidad experimental, se tomaron tres lecturas, en la punta, en el medio y en la base; luego se obtuvo el promedio de estas mediciones (Figura 11).



*Figura 11:* Medición de clorofila.



## 5.10 Análisis de la información

Para analizar la información se utilizó el software Infostat, utilizando modelos mixtos y comparándolo con la prueba de medias DGC.

## 5.11 Manejo del experimento

A continuación, se describe el manejo del experimento.

### 5.11.1 Preparación de sustrato

Se preparó el sustrato con suelo proveniente del área donde se presenta el problema de sequía, al mismo se le incorporó arena en una proporción 1:1 (Figura 11).



Figura 12: Preparación de sustrato.

### 5.11.2 Llenado de bolsas

Se procedió a llenar las bolsas con el sustrato, tratando de ocupar el 75% de la capacidad de cada una, uniformizando a un peso de 7.71 kg de sustrato por bolsa (Figura 12).



Figura 13: Llenado de bolsas.

### 5.11.3 Siembra

Al momento de la siembra se procedió a establecer tres posturas de una semilla cada una por bolsa (Figura 13). A los cinco días se procedió a realizar la resiembra en las macetas donde existía una emergencia de una sola planta o ninguna, y después un posterior raleo para dejar dos plantas por bolsa.



*Figura 14:* Siembra de ensayo.

### 5.11.4 Riego

Se realizó un riego normal a capacidad de campo durante las primeras tres semanas (Figura 14), para luego comenzar a aplicar estrés hídrico a los tratamientos que lo requerían de esa manera. En los anexos se encuentra los resultados de densidad aparente del sustrato, estos datos fueron obtenidos del laboratorio de Agua y Suelos del MAGA, además en los anexos se incluye el cálculo de la capacidad de campo.



*Figura 15:* Riego del ensayo.

### 5.11.5 Fertilización

Se aplicaron 4 gramos de fertilizante fórmula 15-15-15 a cada unidad experimental, a los seis días después de la siembra, además de 53.5 gramos de urea diluidos en cinco litros de agua (Figura 15), aplicando 50 ml a cada bolsa.



*Figura 16:* Fertilización con solución nutritiva de urea diluida.

### 5.11.6 Cosecha

La cosecha se realizó 45 días después de haber realizado la siembra (Figura 16), se procedió a registrar los datos de las variables de respuesta. Se cosechó en ese momento, ya que el tamaño de la maceta no permitía un mayor desarrollo de la planta, además que la inoculación se realizó a los 15 días después de la siembra, por lo que existió tiempo suficiente para observar la presencia de los microorganismos y sus efectos. Se usaron de referencia otros experimentos relacionados al tema con ensayos en invernadero, y estos ensayos tienden a ser de corta duración.



*Figura 17:* Cosecha de las plantas del ensayo.

## 6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Evaluación de microorganismos

El análisis de poblaciones de microorganismos benéficos se llevó a cabo con el método de conteo de unidades formadoras de colonias por siembra en cajas Petri, mejor conocido como cultivo en superficie (Madigan et al. 2004). La muestra (10 ml) se diluyó en 90 ml de agua destilada estéril y con ella se realizaron una serie de diluciones hasta la concentración  $10^{-7}$ .

De esta dilución se tomó 0.1 ml y se colocó en el centro de la caja Petri con medios de cultivo sólido específico para los grupos buscados, distribuyéndose con perlas de vidrio estériles. El procedimiento se realizó por duplicado.

Las cajas fueron incubadas a  $31^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ , durante 24 horas, para el conteo de bacterias y a  $27^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ , por 72 horas, para el conteo de hongos. La cuantificación de células viables se efectuó contando las unidades formadoras de colonia (UFC) que crecieron en la superficie del medio de cultivo de la caja Petri.

No se realizaron análisis de las demás muestras recolectadas, ya que, a causa de la pandemia, el laboratorio privado donde se estaban haciendo las evaluaciones tuvo que cerrar temporalmente; por lo que únicamente se presentan resultados de las muestras que se pudieron trabajar. Se tuvo la colaboración de dicho laboratorio, ya que el del ICTA no tiene el equipo adecuado para dichas determinaciones microbiológicas, además los conocimientos acerca de las metodologías de evaluación fueron compartidos por la ingeniera Cristina María Alejandra Moran García, quién trabaja en dicho laboratorio, que se dedica a la preparación de bio-insumos para uso agrícola.

En la Tabla 3 se presentan los resultados de las cepas de mesófilos aerobios y solubilizadores de fósforo y potasio encontradas en las muestras de suelo extraídas, los valores de la tabla representan la cantidad de UFC (unidades formadoras de colonia) por 1 g de suelo rizosférico.

Tabla 3: *Microorganismos mesófilos aerobios y solubilizadores de P y K, en medios de cultivo agar nutritivo y SABORAUD.*

ID	Localidad	Municipio	Dep.	Mesófilos	Solubilizadora
				aerobios	de P y K
				Agar nutritivo	SABORAUD
<b>Muestras de suelo entre surco de cultivo</b>					
<b>E2</b>	El Ingeniero	Chiquimula	Chiquimula	6.020.E+07	2.730.E+07
<b>E3</b>	Tierra Colorada	Chiquimula	Chiquimula	<b>1.456.E+08</b>	1.090.E+07
<b>E4</b>	Susho Abajo	Chiquimula	Chiquimula	9.120.E+07	6.000.E+07
<b>BES1</b>	La Tuna	Ipala	Chiquimula	1.060.E+08	1.050.E+07
<b>BES3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepéque	Jalapa	7.680.E+07	3.100.E+06
<b>EES6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	9.000.E+07	1.000.E+07
<b>Muestras de raíz de árboles en terrenos baldíos</b>					
<b>BRM3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepéque	Jalapa	6.540.E+07	4.190.E+07
<b>BRM4</b>	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	<b>1.740.E+08</b>	5.100.E+06
<b>ERM6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Chiquimula	9.120.E+07	5.600.E+07
<b>Muestras de raíz de cultivo de maíz</b>					
<b>ERC3</b>	Tierra Colorada	Chiquimula	Chiquimula	1.040.E+08	<b>1.170.E+08</b>
<b>BRC4</b>	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	<b>2.556.E+08</b>	5.800.E+07
<b>BRC1</b>	La Tuna	Ipala	Chiquimula	<b>2.430.E+08</b>	<b>1.440.E+08</b>
<b>ERC6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	1.152.E+08	5.400.E+06
<b>ERC5</b>	Culima	San Luis Jilotepéque	Jalapa	9.520.E+07	2.500.E+06
<b>BRC3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepéque	Jalapa	6.580.E+07	1.720.E+07

ID	Localidad	Municipio	Dep.	Mesófilos	Solubilizadora
				aerobios	de P y K
				Agar nutritivo	SABORAUD
BRC2	La Tuna	Ipala	Chiquimula	1.500.E+08	2.080.E+07

En la tabla 3 se observa que la mayor cantidad de colonias de mesófilos aerobios se encontraron en la localidad de El Aguacate, del municipio de San Pedro Pinula, en muestras de raíz de cultivo de maíz y de árboles en terrenos baldíos, y en la localidad de La Tuna en el municipio de Ipala, en muestras de raíz de plantas de maíz, únicamente. Mientras que las mayores colonias de solubilizadores de fósforo y potasio, se encontraron en la localidad de Tierra Colorada, del municipio de Chiquimula en muestras de raíz de plantas de maíz, y en la comunidad de la Tuna, en Ipala, también en muestras de raíz de las plantas de maíz

Los mesófilos aerobios (medio agar nutritivo) son bacterias que descomponen la materia orgánica a temperaturas que oscilan entre 30 y 40 °C. El agua es utilizada como medio de eliminación de excretas y otros desechos.

Mientras que los solubilizadores de fósforo y solubilizadores de potasio (medio SABOURAUD), son los microorganismos del suelo que tienen la capacidad de transformar el P y K insoluble, en formas asimilables para las plantas, con lo que contribuye a su disponibilidad en el suelo, siempre y cuando existan formas minerales que tengan estos elementos. Entre ellos se destacan las bacterias solubilizadoras de fosfatos (BSF) y bacterias solubilizadoras de potasio (BSK), que constituyen una excelente alternativa para reducir la cantidad de fertilizantes a aplicar a los cultivos.

En la Tabla 4 se presentan los resultados de las cepas de hongos y levaduras, *Bacillus subtilis* y *Pseudomonas* sp., encontradas en las muestras de suelo extraídas, los valores de la tabla representan la cantidad de UFC (unidades formadoras de colonia) por 1 g de suelo rizosférico.

Tabla 4: Hongos y levaduras, *Bacillus subtilis* y *Pseudomonas sp.* en medio de cultivo de papa dextrosa agar y King B.

ID	Loc.	Mun.	Dep.	Hongos y	<i>Bacillus</i>	<i>Pseudomona</i>
				Levaduras	<i>Subtillis</i>	<i>sp.</i>
				Papa	<i>Bacillus</i>	King B
				Dextrosa Agar	<i>Subtillis</i>	
<b>Muestras de suelo entre surco de cultivo</b>						
<b>E2</b>	El Ingeniero	Chiquimula	Chiquimula	5.30.E+06	<b>9.75.E+07</b>	<b>9.860.E+07</b>
<b>E3</b>	Tierra Colorada	Chiquimula	Chiquimula	1.30.E+07	2.80.E+07	3.850.E+07
<b>E4</b>	Susho Abajo	Chiquimula	Chiquimula	1.76.E+07	<b>5.50.E+07</b>	3.920.E+07
<b>BES1</b>	La Tuna	Ipala	Chiquimula	2.90.E+06	9.50.E+06	2.800.E+07
<b>BES3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepeque	Jalapa	3.00.E+06	1.00.E+06	3.900.E+07
<b>EES6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	5.10.E+06	2.60.E+06	2.600.E+06
<b>Muestras de raíz de árboles en terrenos baldíos</b>						
<b>BRM3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepeque	Jalapa	<b>7.91.E+07</b>	<b>9.10.E+07</b>	<b>1.400.E+08</b>
<b>BRM4</b>	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	1.64.E+07	<b>4.90.E+07</b>	<b>9.280.E+07</b>
<b>ERM6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Chiquimula	5.00.E+07	1.00.E+05	9.200.E+07
<b>Muestras de raíz de cultivo de maíz</b>						
<b>ERC3</b>	Tierra Colorada	Chiquimula	Chiquimula	<b>7.20.E+07</b>	2.60.E+06	<b>1.104.E+08</b>
<b>BRC4</b>	El Aguacate	San Pedro Pinula	Jalapa	1.48.E+07	0.00.E+00	<b>9.680.E+07</b>

<b>BRC1</b>	La Tuna	Ipala	Chiquimula	<b>5.40.E+07</b>	5.00.E+05	6.890.E+07
<b>ERC6</b>	Asunción Grande	Asunción Mita	Jutiapa	8.50.E+06	<b>8.60.E+06</b>	7.000.E+06
<b>ERC5</b>	Culima	San Luis Jilotepeque	Jalapa	3.60.E+06	0.00.E+00	5.580.E+07
<b>BRC3</b>	Sanja de Agua	San Luis Jilotepeque	Jalapa	4.80.E+06	0.00.E+00	<b>1.386.E+08</b>
<b>BRC2</b>	La Tuna	Ipala	Chiquimula	<b>6.75.E+07</b>	0.00.E+00	<b>1.056.E+08</b>

Con respecto a los hongos y levaduras, la mayor cantidad de unidades formadoras de colonias se encontró en muestras de raíces de árboles en terrenos baldíos en San Luis Jilotepeque, así como en la localidad Tierra Colorada en el municipio de Chiquimula. La menor concentración de hongos y levaduras se detectó en muestras de suelo entre surco de cultivos provenientes de La Tuna, del municipio de Ipala.

En el caso de *Bacillus subtilis* la mayor cantidad de unidades formadoras de colonias se detectó en muestras de suelo entre los surcos del cultivo de maíz, en la localidad El Ingeniero, del municipio de Chiquimula, así como en muestras de raíz de árboles en terreno de Sanja de Agua del municipio de San Luis Jilotepeque, en Jalapa. Entre las muestras de raíz de cultivo de maíz, la mayor cantidad de UFC de ésta bacteria se localizó en el municipio de Tierra Colorada en Chiquimula.

La mayor cantidad de unidades formadoras de colonia de *Pseudomonas* sp. se encontró en mayor cantidad en la localidad de El Ingeniero, entre los surcos del cultivo de maíz, así como en muestras de raíz de árboles en Sanja de Agua, del municipio de San Luis Jilotepeque, Jalapa; en las muestras de raíz de cultivo de maíz, la mayor concentración de esta bacteria se localizó también en Sanja de Agua. La menor cantidad de estas bacterias se detectó en raíces de árboles en terrenos baldíos de Asunción Grande, Asunción Mita, Jutiapa.

Las bacterias fijadoras de nitrógeno, entre ellas, *Pseudomonas* sp. (medio King B), producen enzimas que toman el nitrógeno en su forma gaseosa de la atmósfera y, con los azúcares que obtienen de la planta, fijan el nitrógeno dentro de la biomasa bacteriana en las condiciones



medioambientales adecuadas. Si las bacterias satisfacen sus necesidades de nitrógeno, entonces el nitrógeno pasa a la planta, y pueden observarse niveles elevados de proteína en la planta. Este nitrógeno elevado no se libera al suelo sino hasta que muere parte de la planta, o se exuda al suelo en la rizósfera.

Las *Pseudomonas* sp. pueden fijar nitrógeno, pero no es una bacteria obligatoria como *Rhizobium*. Pertenece a un grupo llamado bacterias diazotróficas, asociativa a las plantas o de vida libre, pero fijan nitrógeno, aunque no forma nódulos como *Rhizobium*.

Mientras que los hongos y levaduras (medio de papa dextrosa agar) participan en un sin número de procesos del suelo. Algunos son micorrizales, por lo que aumentan la capacidad de las raíces de las plantas para absorber nutrientes. Los hongos, también, secretan compuestos químicos que disuelven minerales, con lo cual otros organismos pueden disponer de nutrientes.

Los hongos pueden ser beneficiosos o perjudiciales a las plantas, dependiendo del tipo. Aunque unos pocos hongos, tales como la levadura, son unicelulares, la mayoría de los hongos crecen en largos hilos de células microscópicas llamadas hifas.

En la figura 18 se visualizan gráficamente y en conjunto, el total de las poblaciones microbianas detectadas en el análisis microbiológico. Se evidencia que las mayores poblaciones de microorganismos fueron encontradas en la muestra BRC1 obtenida de raíces de cultivo de maíz, proveniente La Tuna, Chiquimula, donde se observa mayor abundancia de mesófilos aerobios y solubilizadores de P y K, pero no así en las muestras BES1 y BRC2 provenientes de la misma localidad, obtenidas a partir de suelo entre surcos del cultivo de maíz.

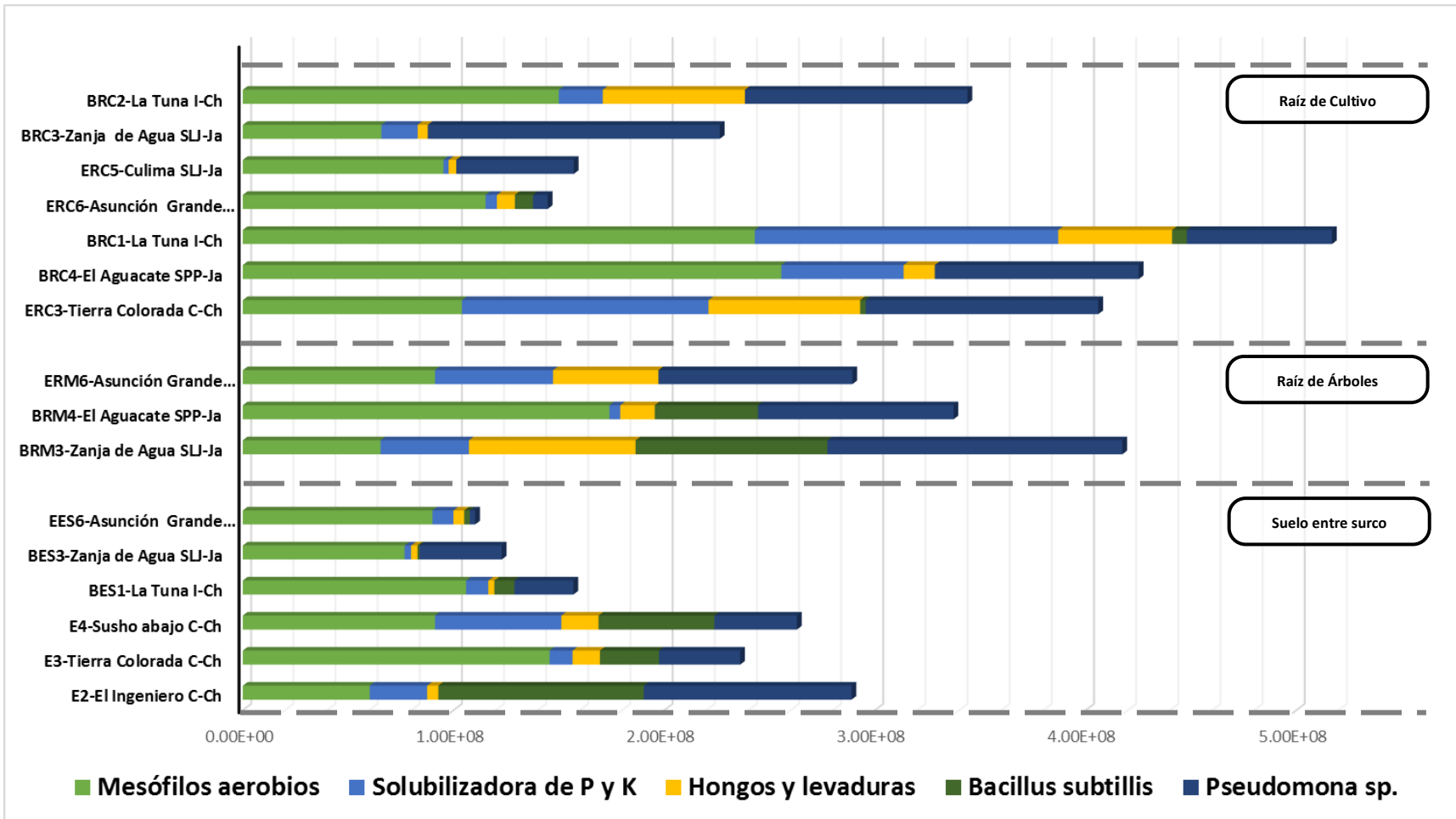


Figura 18: UFC's de microorganismos por cepa.

Otras muestras con alta población total de microorganismos fueron la BRM3 Sanja de Agua y BRC4 El aguacate, aunque en esta última no fue detectada la bacteria *Bacillus subtilis*. Las muestras con menor población de microorganismos fueron la EES6 Asunción del municipio de Asunción Mita y BES3 Sanja de Agua del municipio de San Luis Jilotepeque. Esta muestra también pertenece a las obtenidas de la raíz de cultivo de maíz.

En términos generales se observa que las muestras de raíz de cultivo de maíz tienen una mayor cantidad de microorganismos, aunque con predominancia de los mesófilos aerobios. Se puede notar también que en las muestras de raíz de cultivo carecen en su mayoría de *Bacillus subtilis*.

En el caso de las muestras de suelo entre surco si se encontró presencia de todos los microorganismos, aunque con una tendencia de disminución de la cantidad de microorganismos. Los grupos de bacterias que fueron identificados, han sido estudiados por su estrecha relación con el desarrollo de las plantas, formando parte del grupo denominado Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal, ya sea porque aportan sustancias con carácter fitohormonal y porque contribuyen a reducir el estrés provocados por factores abióticos, como por ejemplo, aumentar la tolerancia a medios con déficit nutricional o de agua. Por ello, se consideró importante, realizar su diagnóstico (presencia o ausencia) en las condiciones de áreas donde las plantas están sujetas a limitaciones de agua o de falta de nutrientes. Este primer diagnóstico es útil para que, en estudios posteriores, se dirija la investigación al aislamiento de bacterias entre esos grupos de interés y con ello verificar su efecto sobre la reducción del estrés abiótico en maíz y otros cultivos.

## **6.2 Ensayo en invernadero**

### **6.2.1 *Peso de raíz***

Con los datos del peso de raíz, se procedió a realizar el análisis estadístico, presentado en las tablas 5 y 6.

Tabla 5: Medidas de ajuste del modelo de peso de la raíz.

<u>N</u>	<u>AIC</u>	<u>BIC</u>	<u>logLik</u>	<u>Sigma</u>	<u>R2 0</u>	<u>R2 1</u>
100	410.00	510.27	-152.00	3.51	0.34	0.76

Tabla 6: Prueba de hipótesis marginales de peso de la raíz.

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	78.92	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	0.08	0.0239
<b>Riego</b>	1	246.63	<0.0001
<b>Trat:Rie</b>	4	0.51	0.1597

Se puede apreciar que, si existe diferencia significativa entre los tratamientos en la variable de respuesta de peso de raíz, también existe diferencia en el factor riego, teniendo superioridad la aplicación al 100% de la capacidad de campo. Por tanto, se procedió a realizar la prueba de medias DGC y a continuación se presentan las medias de peso de la raíz.

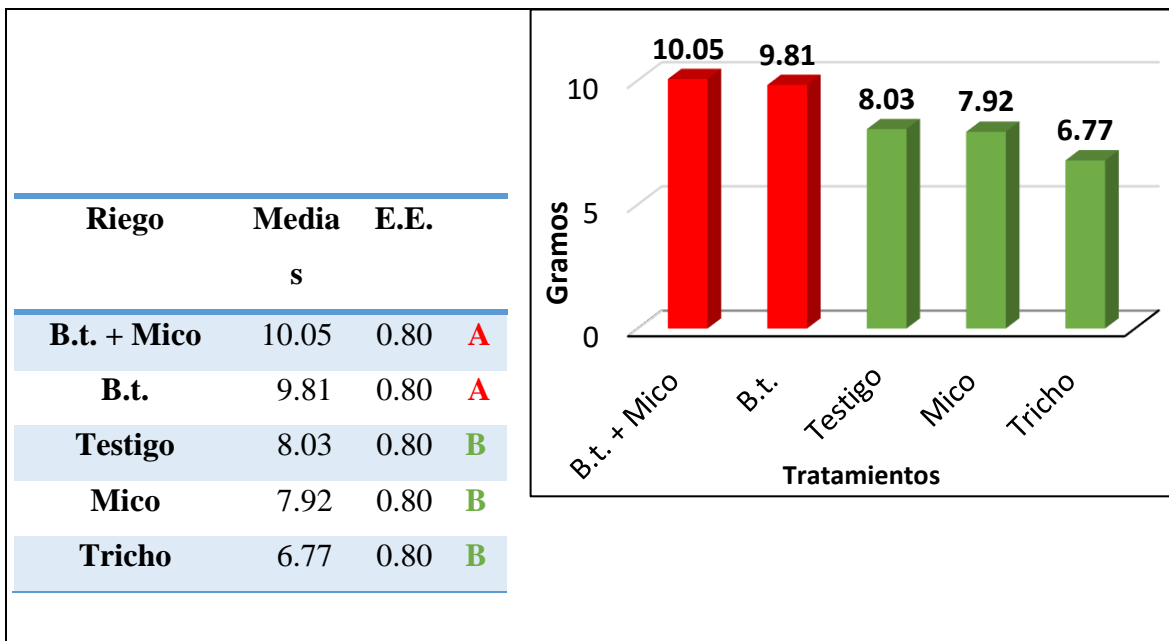


Figura 19: Medias de peso de la raíz.

Según la prueba de medias el mayor peso de raíz se obtuvo con los tratamientos que corresponden a la aplicación de *Bacillusthurigensis* y de éste microorganismo más la aplicación con micorriza. Este efecto está vinculado con la disponibilidad de riego de parte de la planta. Se puede apreciar que los otros tratamientos no tuvieron ningún efecto en el desarrollo de la raíz. Demostrando así que existe un efecto de estos microorganismos en el desarrollo vegetativo de la raíz.

### 6.2.2 *Peso fresco de la parte aérea*

Con los datos del peso fresco de la parte aérea, se procedió a realizar el análisis estadístico, el cual se presenta en las Tablas 7 y 8:

Tabla 7: *Medidas de ajuste del modelo de peso fresco de la parte aérea.*

<b>N</b>	<b>AIC</b>	<b>BIC</b>	<b>logLik</b>	<b>Sigma</b>	<b>R2_0</b>
100	437.92	467.78	-206.96	2.13	0.74

Tabla 8: *Prueba de hipótesis marginales de peso fresco.*

	<b>numDF</b>	<b>F-value</b>	<b>p-value</b>
(Intercept)	1	78.92	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	0.08	0.9887
<b>Riego</b>	1	246.63	<0.0001
<b>Trat:Rie</b>	4	0.51	0.7250

Con este análisis se establece que existe diferencia significativa únicamente en el factor riego, por lo tanto, a continuación, se presenta las medias de la prueba DGC de respuesta de peso fresco de la parte aérea:

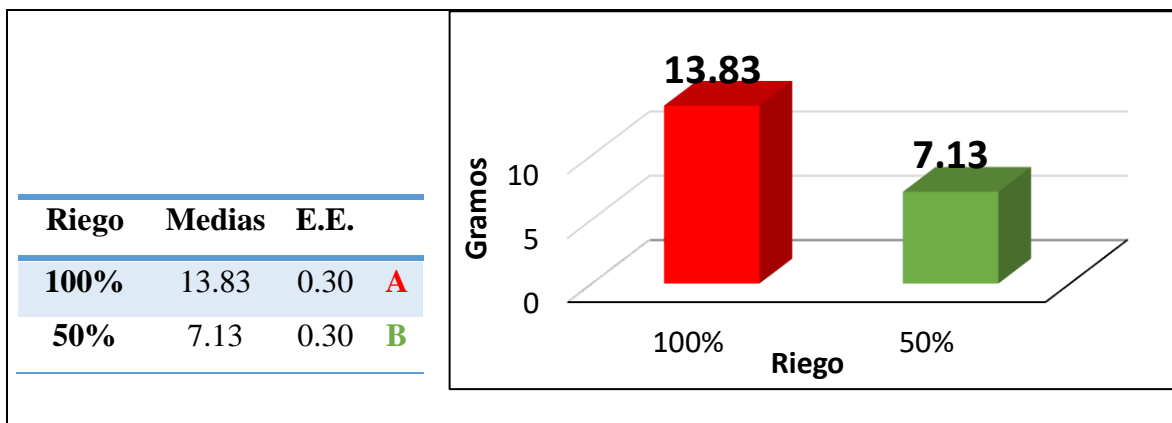


Figura 20: Medias de peso fresco de la parte aérea.

Aquí se ve que el efecto de peso fresco de la parte aérea, está condicionado únicamente por la disponibilidad de agua de riego ya que no existió significancia entre tratamientos, pero si en el nivel de riego.

### 6.2.3 *Peso seco de la parte aérea*

Con los datos del peso seco de la parte aérea, se procedió a realizar el análisis estadístico, los resultados se presentan en las Tablas 9 y 10:

Tabla 9: *Medidas de ajuste del modelo de peso seco de la parte aérea.*

N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0
100	385.93	413.43	-181.97	1.61	0.66

Tabla 10: *Prueba de hipótesis marginales de peso seco de la parte aérea.*

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	2058.29	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	0.33	0.8593
<b>Riego</b>	1	175.96	<0.0001
<b>Trat:Riego</b>	4	0.11	0.9796

Se puede apreciar que, si existe diferencia significativa solamente entre las láminas de riego en la variable de respuesta de peso seco de la parte aérea.

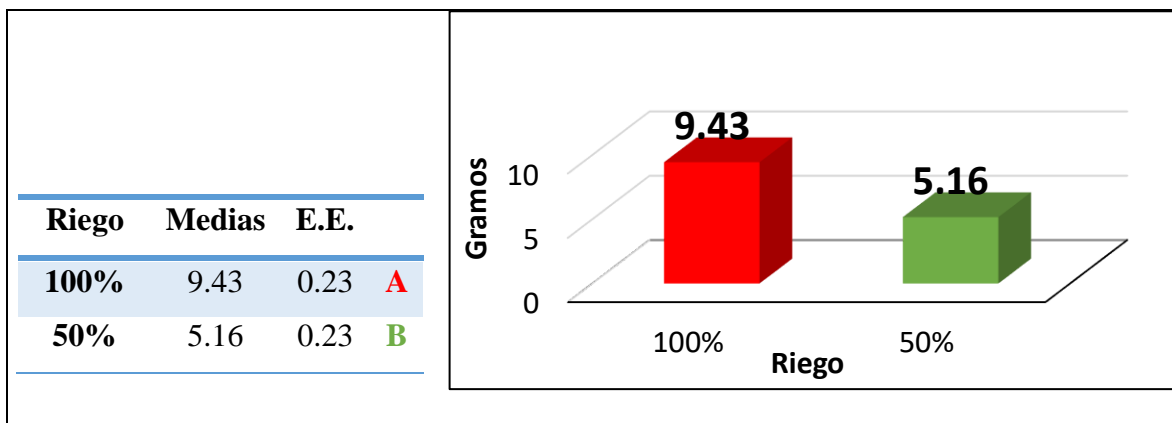


Figura 21: Medias de peso seco de la parte aérea.

De la misma manera que con el peso fresco de la parte aérea, aquí este peso sigue estando condicionado únicamente por la disponibilidad de agua y no así de parte de los tratamientos.

#### 6.2.4 Altura de la planta

Con los datos de la altura de la planta, se procedió a realizar el análisis estadístico. Los resultados se presentan en las Tablas 11 y 12:

Tabla 11: Medidas de ajuste del modelo de altura de la planta.

N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0
100	631.51	661.37	-303.75	6.33	0.40

Tabla 12: Prueba de hipótesis marginales de altura de la planta.

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	192.78	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	0.32	0.8640
<b>Riego</b>	1	51.24	<0.0001
<b>Trat:Rie</b>	4	0.14	0.9667

Con este análisis se estableció que existe diferencia significativa únicamente en el factor riego, por lo tanto, a continuación, se presentan las medias de la prueba DGC de respuesta de la altura de la planta:

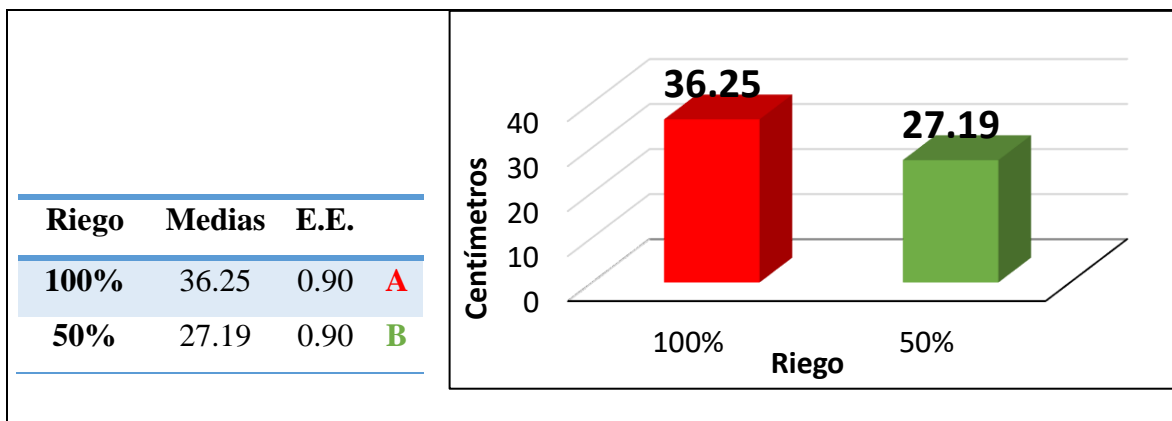


Figura 22: Medias de altura de la planta.

Se determinó que la diferencia de altura de la planta está influenciada únicamente por la disponibilidad de agua de riego, y que los tratamientos no tuvieron un efecto significativo en la variable de la altura de la planta.

### 6.2.5 Diámetro de tallo

Con los datos del diámetro del tallo, se procedió a realizar el análisis estadístico. Los resultados se presentan en las Tablas 13 y 14:

Tabla 13: Medidas de ajuste del modelo de diámetro de la planta.

N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0
100	775.61	805.47	-375.80	14.22	0.66



Tabla 14: Prueba de hipótesis marginales de diámetro de la planta.

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	9.15	0.0032
<b>Tratamientos</b>	9	0.37	0.8314
<b>Riegos</b>	1	111.61	<0.0001
<b>Trat:Rie</b>	4	1.50	0.2096

Se puede apreciar que no existe diferencia significativa entre los tratamientos en la variable de respuesta del diámetro del tallo, únicamente teniendo significancia en factor de riego, por lo tanto, se realizó la prueba de medias de DGC, y a continuación se presenta las medias de diámetro de tallo:

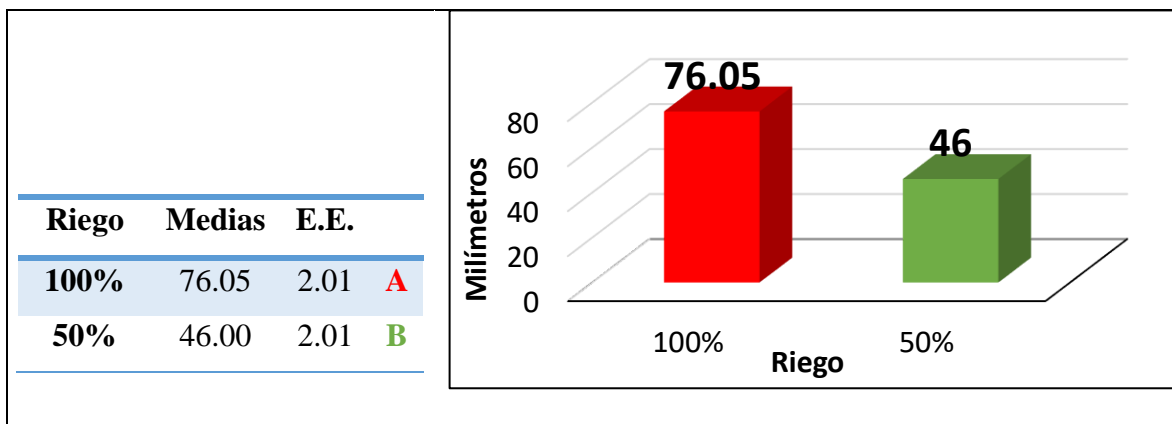


Figura 23: Medias de diámetro de la planta.

Se determina así que la diferencia de diámetro de la planta está influenciada únicamente por la disponibilidad de agua de riego, ya que aquí los tratamientos tampoco tuvieron efecto en el desarrollo del diámetro de la planta.

### 6.2.6 Área de la hoja

Con los datos del área de la hoja, se procedió a realizar el análisis estadístico. Los resultados se presentan en las Tablas 15 y 16:

Tabla 15: Medidas de ajuste del modelo del área de la hoja.

N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0
100	979.97	1007.47	-478.99	43.61	0.27

Tabla 16: Prueba de hipótesis marginales del área de la hoja..

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	942.04	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	1.74	0.1474
<b>Riego</b>	1	21.76	<0.0001
<b>Trat:Riego</b>	4	1.07	0.3748

Se puede apreciar que no existe diferencia significativa entre los tratamientos en la variable de respuesta del área de la hoja, únicamente existe diferencia entre el factor riego y no por los tratamientos, por lo cual se procedió a realizar la prueba de medias DGC, y a continuación se presenta las medias del Área de hoja.

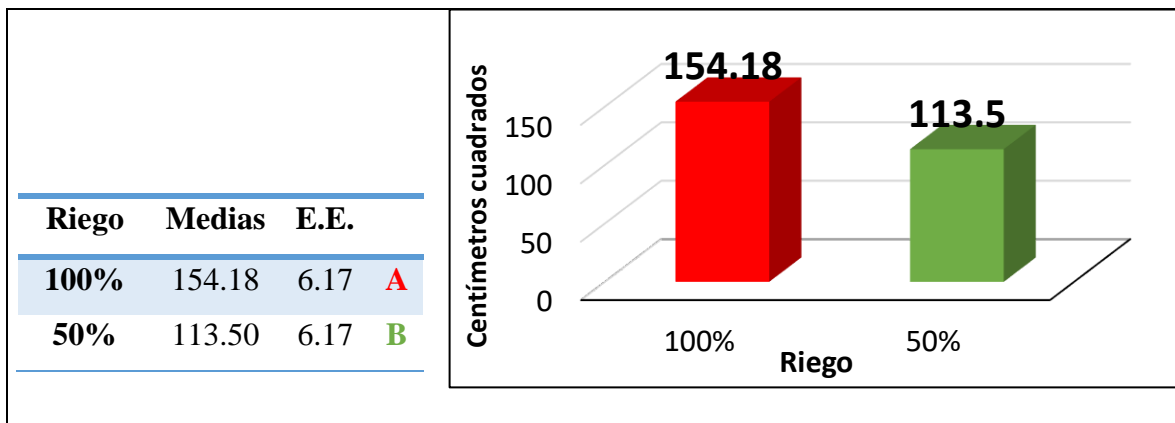


Figura 24: Medias del Área de la Hoja.

Se establece que el desarrollo del área de la hoja está condicionado por la disponibilidad de agua, y que los tratamientos no tuvieron efecto en el desarrollo de la hoja ante estrés hídrico.

### 6.2.7 Miligramos por centímetro cuadrado de clorofila

Con los datos de los miligramos por centímetro cuadrado de clorofila, se procedió a realizar el análisis estadístico, presentado en las Tablas 17 y 18:

Tabla 17: *Medidas de ajuste del modelo de los miligramos por centímetro cuadrado de Clorofila.*

N	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0
100	550.09	577.59	-264.05	4.00	0.23

Tabla 18: *Prueba de hipótesis marginales de los miligramos por centímetro cuadrado de Clorofila.*

	numDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	9960.24	<0.0001
<b>Tratamientos</b>	9	0.90	0.4691
<b>Riego</b>	1	14.80	0.0002
<b>Trat:Riego</b>	4	2.19	0.0769

Se puede apreciar que no existe diferencia significativa entre los tratamientos en la variable de respuesta miligramos de clorofila por centímetro cuadrado, únicamente existe diferencia entre el factor riego, por lo cual se procedió a realizar la prueba de medias DGC, y a continuación se presenta las medias de Clorofila.

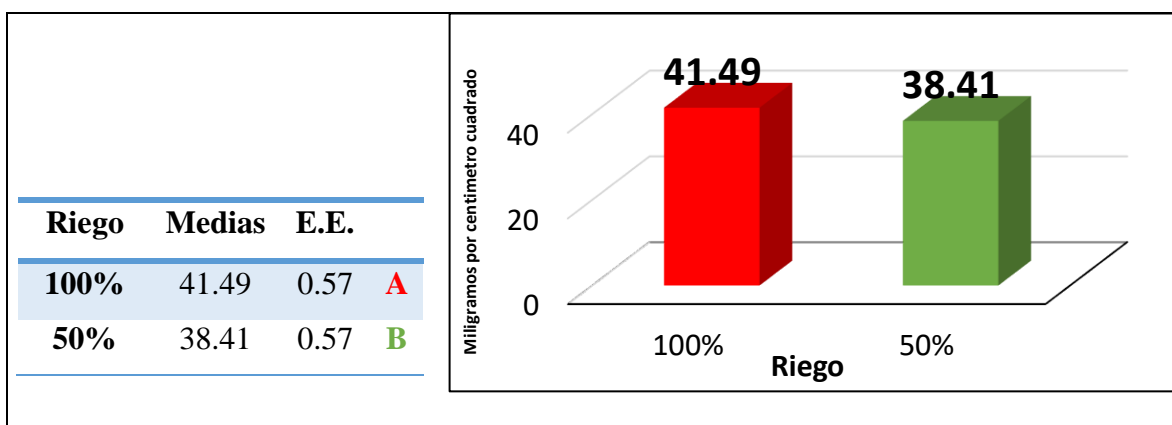


Figura 25: Medias del Área de la Hoja.

Se establece que el desarrollo de clorofila está condicionado por la disponibilidad de agua, y que los tratamientos no tuvieron efecto en el desarrollo de clorofila ante estrés hídrico.

## 7 CONCLUSIONES

- Se identificaron cepas de microorganismos, que potencialmente pueden ser útiles en la reducción del estrés hídrico en el cultivo de maíz, en las áreas predisponentes a períodos de sequía, tales como los grupos de mesófilos aerobios, *Pseudomonas* spp. y a los solubilizadores de P y K.
- No se logró comprobar que las cepas comerciales de microorganismos inoculadas al suelo permitieran reducir los efectos del estrés hídrico en el cultivo de maíz
- Se logró establecer que las cepas de microorganismos inoculados que tuvieron mayor compatibilidad con el cultivo de maíz fueron *Bacillus thuringensis* y las micorrizas ya que promovieron efecto positivo en el desarrollo de las plantas.
- No hubo diferencias significativas sobre la tolerancia al estrés hídrico con ninguno de los microorganismos inoculados.

## 8 RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar nuevas investigaciones sobre la aplicación de los grupos de microorganismos que fueron aislados de las raíces del cultivo de maíz, especialmente aquellos que presentan mayor compatibilidad con el cultivo.
- Continuar con estudios relacionados al uso de microorganismos para promover mejores condiciones de cultivos en las áreas marginales de suelos en áreas donde la disponibilidad de agua y nutrientes son escasos.

## 9 BIBLIOGRAFÍA

Ait Barka, E., Nowak, J., & Clément, C. (Noviembre de 2006). Enhancement of chilling resistance of inoculated grapevine plantlets with a plant growth-promoting rhizobacterium, Burkholderia phytofirmans strain PsJN. *Applied and Environmental Microbiology*, 7246-7252. doi:10.1128/AEM.01047-06

Bolaños, R. M. (3 de Septiembre de 2015). Familias afectadas por sequía suman 154 mil. *Prensa Libre*, pág. 1. Recuperado el 9 de Marzo de 2018, de <http://www.prensalibre.com/familias-afectadas-por-sequia-suman-154-mil>

Brown, R. (14 de Octubre de 2017). El cambio climático provoca hambre e impulsa la migración de Centroamérica a EE.UU. *Entre Mundos*. (L. Santiago, Trad.) Ciudad de Guatemala, Guatemala, Guatemala. Recuperado el 9 de Marzo de 2018, de <http://www.entremundos.org/revista/migration/hambre-causada-cambio-climatico-provoca-vez-mas-migracion-hacia-ee-uu/>

Cano, M. A. (2011). Interacción de microorganismos benéficos en plantas: Micorrizas, *Trichoderma spp.* y *Pseudomonas spp.* Una revisión. *Revista U. D. C. A. Actualidad y Divulgación Científica.*, 16. Recuperado el 1 de Marzo de 2018

Cuervo Lozada, J. P. (2010). *AISLAMIENTO Y CARACTERIZACION DE Bacillus spp COMO. PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA, CARRERA DE MICROBIOLOGIA AGRICOLA Y VETERINARIA*. Bogota: PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA. Recuperado el marzo de 2017, de <https://repository.javeriana.edu.co/bitstream/handle/10554/8434/tesis404.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Equipo Humanitario de País Guatemala. (2015). *Reporte de Situación No. 3*. Reporte de Situación, OCHA/RedHum, Crisis Humanitaria Sequía 2015. Recuperado el 9 de Marzo de 2018, de <https://reliefweb.int/sites/reliefweb.int/files/resources/Reporte%20de%20Situacion%20No%203.pdf>

Farahani, A., Lebaschi, H., Hussein, M., Amir Hussein, S., Ali Reza, V., & Jahanfar, D. (9 de junio de 2008). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi, different levels of phosphorus and drought stress on water use efficiency, relative water content and proline accumulation rate of Coriander (*Coriandrum sativum L.*). *Journal of Medicinal Plants Research*, 2(6). Recuperado el 22 de marzo de 2018, de

[http://www.academicjournals.org/article/article1380378748\\_Farahani%20et%20al.pdf](http://www.academicjournals.org/article/article1380378748_Farahani%20et%20al.pdf)

Flores L, H. E., & Ruiz C, J. A. (septiembre de 1998). ESTIMACION DE LA HUMEDAD DEL SUELO PARA MAIZ DE TEMPORAL MEDIANTE UN BALANCE HIDRICO. *Terra Latinoamericana*, 16(3), 219-229. Recuperado el 28 de marzo de 2018, de <http://www.redalyc.org/html/573/57316305/>

García, M. P., Puppo, L., Hayashi, R., & Morales, P. (2012). *Metodología para determinar los parámetros hídricos de un suelo a campo*. Montevideo: Facultad de Agronomía, Departamento de Suelos y Agua.

Han, H. S., & Lee, K. D. (2005). Plant Growth Promoting Rhizobacteria Effect on Antioxidant Status, Photosynthesis, Mineral Uptake and Growth of Lettuce under Soil Salinity. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 1(3), 210-215. Recuperado el 17 de marzo de 2018, de <http://www.aensiweb.net/AENSIWEB/rjabs/rjabs/210-215.pdf>

Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (enero de 2004). TRICHODERMA SPECIES OPPORTUNISTIC, AVIRULENT PLANT SYMBIONTS. *NATURE REVIEWS, MICROBIOLOGY*, 2. doi:10.1038/nrmicro79

Kumar Goteti, P., Ahmed Shaik, M. H., Desai, S., Amalraj Emmanuel, L. D., & Rasul, A. (6 de Marzo de 2014). In Vitro Screening for Abiotic Stress Tolerance in Potent Biocontrol and Plant Growth Promoting Strains of Pseudomonas and Bacillus spp. (M. Perilli, Ed.) *International Journal of Bacteriology*, 2014, 1-6. doi:195946

Luna Flores, W., Estrada Medina, H., Jiménez Osornio, J. M., & Pinzón López, L. L. (Diciembre de 2012). EFECTO DEL ESTRÉS HÍDRICO SOBRE EL CRECIMIENTO Y EFICIENCIA DEL USO DEL AGUA EN PLÁNTULAS DE TRES ESPECIES ARBÓREAS CADUCIFOLIAS. *Terra Latinoamericana*, 30(4), 344. Recuperado el 28 de marzo de 2018, de <http://www.redalyc.org/pdf/573/57325814006.pdf>

- Medina Martínez, A., Del Mar Alguacil, M., Pascual, J. A., & Van Wess, S. C. (15 de julio de 2014). Phytohormone Profiles Induced by Trichoderma Isolates Correspond with Their Biocontrol and Plant Growth-Promoting Activity on Melon Plants. *Journal of Chemical Ecology*, 40. doi:10.1007/s10886-014-0478-1
- Moreno F, L. P. (2 de julio de 2009). Respuesta de las plantas al estrés hídrico. Una revisión. *Agronomía Colombiana*, 27(2). Recuperado el 22 de marzo de 2018, de <https://revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/11131/37762>
- Naher, U. A., Othman, R., & Panhwar, Q. A. (2013). Beneficial Effects of Mycorrhizal Association for Crop Production in the Tropics - A Review. *INTERNATIONAL JOURNAL OF AGRICULTURE & BIOLOGY*, 15(5). Recuperado el 22 de marzo de 2018, de [https://www.researchgate.net/publication/285943845\\_Beneficial\\_Effects\\_of\\_Mycorrhizal\\_Association\\_for\\_Crop\\_Production\\_in\\_the\\_Tropics\\_-\\_A\\_Review](https://www.researchgate.net/publication/285943845_Beneficial_Effects_of_Mycorrhizal_Association_for_Crop_Production_in_the_Tropics_-_A_Review)
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación. (s.f.). *Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación*. Obtenido de Glosario de términos sobre humedad del suelo: <http://www.fao.org/docrep/008/y4690s/y4690s02.htm>
- Pire C, R., Tortolero, E., de Fréitez, Y., & de Pire, M. (2 de junio de 1988). EL RIEGO DE LA VID (*Vitis vinifera* L.) EN EL TOCUYO, ESTADO LARA. I. RELACIONES SUELO AGUA. *Agronomía Tropical*, 38, 135-154. Obtenido de [https://www.researchgate.net/profile/Reinaldo\\_Pire/publication/32908545\\_Relaciones\\_Suelo-Agua-Atmosfera\\_y\\_su\\_efecto\\_sobre\\_el\\_desarrollo\\_de\\_la\\_Vid\\_en\\_la\\_zona\\_de\\_El\\_Tocuyo/links/5411a6080cf2b4da1bec60b3/Relaciones-Suelo-Agua-Atmosfera-y-su-efecto-sobre-el-d](https://www.researchgate.net/profile/Reinaldo_Pire/publication/32908545_Relaciones_Suelo-Agua-Atmosfera_y_su_efecto_sobre_el_desarrollo_de_la_Vid_en_la_zona_de_El_Tocuyo/links/5411a6080cf2b4da1bec60b3/Relaciones-Suelo-Agua-Atmosfera-y-su-efecto-sobre-el-d)
- Prasad Vurukonda, S. S., Vardharajula, S., Shrivastava, M., & Skz, A. (17 de Diciembre de 2015). Enhancement of drought stress tolerance in crops by plant growth promoting rhizobacteria. *Microbiological Research*, 186, 13-24. Recuperado el 17 de marzo de 2018, de <https://ac.els-cdn.com/S0944501315300380/1-s2.0-S0944501315300380->

main.pdf?\_tid=e46acf85-8444-4abc-98ec-

5e415b8433fa&acdnat=1521352784\_56ca34d3003f97df58d89f649d9b8573

Shukla, N., Awasthi, R. P., Rawat, L., & Kumar, J. (1 de febrero de 2012). Biochemical and physiological responses of rice (*Oryza sativa* L.) as influenced by *Trichoderma harzianum* under drought stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, *54*. doi:10.1016/j.plaphy.2012.02.001

Simon, S., & Petrásek, J. (22 de December de 2010). Why plants need more than one type of auxin. *Plant Science*, *180*. doi:10.1016/j.plantsci.2010.12.007

Timmusk, S., Add El-Daim, I., Copolovici, L., Tanillas, T., Kännaste, A., Behers, L., . . . Niinemets, Ü. (8 de Mayo de 2014). Drought-Tolerance of Wheat Improved by Rhizosphere Bacteria from Harsh Environments: Enhanced Biomass Production and Reduced Emissions of Stress Volatiles. (G. Pandey, Ed.) *OPEN ACCESS*, *9*, 1-13. Recuperado el 2017





Tabla 19: *Cálculo de la humedad disponible y de la cantidad de agua a irrigar con 50 % de agotamiento de la lámina de agua.*

---

**Lamina de Humedad disponible =  $(CC - PMP)/100 * Prof\ radicalar * densidad\ aparente$**

**Lámina HD =  $(22.57 - 15.54) / 100 * 25 * 1.2$**

**Lámina HD = 2.1 cm**

**Cantidad de agua a irrigar una maceta que está en pmp = 0.5 litros**

**Con un agotamiento del 50 % de humedad aprovechable = 0.25 litros**

---



MINISTERIO DE  
AGRICULTURA,  
GANADERÍA  
Y ALIMENTACIÓN



*Programa de consorcios de Investigación Agropecuaria*