

UNIVERSIDAD NACIONAL DE RIO CUARTO
FACULTAD DE AGRONOMIA Y VETERINARIA

**“Trabajo Final presentado para optar al grado de Ingeniero
Agrónomo”**

Modalidad: Tesis Final de Grado

“Efectos en el uso de diferentes PGPR en el cultivo de Maíz”

Alumno: Federico Gribaudo

DNI: 33596356

Directora: Alicia Thuar

Rio Cuarto – Córdoba

Octubre/2017

Dedicatoria

Este trabajo está dedicado a mi querida Familia por todo el esfuerzo y la ayuda que me brindaron durante todo este tiempo.

AGRADECIMIENTOS

A mi familia por su apoyo incondicional.

A mi novia Natalí por acompañarme siempre.⁷

A mi directora Alicia por haberme dado la oportunidad de realizar el Trabajo Final.

A todos GRACIAS!!!.

ÍNDICE DEL TEXTO

RESUMEN	7
SUMMARY	8
1. INTRODUCCION	
Antecedentes	9
Hipotesis	16
Objetivo general	16
Objetivo específicos	16
2. MATERIALES Y METODOS	
Área de estudio	17
Materiales utilizados	17
Tratamientos	18
Especie y cultivo empleado	19
Cuantificación de la promoción de crecimiento	20
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
Determinaciones en V7-V8	
Diámetro del tallo	22
Determinación de peso seco de la raíz y parte aérea	22
Determinaciones entre V13-R1	
Área foliar	23
Número de hojas activas	24

Determinaciones en cosecha y post-cosecha

Número de plantas por m ²	25
Longitud de espigas	26
Rendimiento en grano	27

4. CONCLUSIÓN	28
----------------------	----

5. BIBLIOGRAFIA	29
------------------------	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Precipitaciones durante el ciclo del cultivo	17
---	----

Figura 2: Peso seco de la raíz	22
---------------------------------------	----

Figura 3: Área foliar	23
------------------------------	----

Figura 4: Número de hojas activas	24
--	----

Figura 5: Número de plantas por m ²	25
---	----

Figura 6: Longitud de espiga	26
-------------------------------------	----

Figura 7: Rendimiento en grano (kg/ha)	27
---	----

ANEXOS

Anexo 1: Prueba de homogeneidad de varianzas	37
Anexo 2: ANOVA	37
Anexo 3: Peso seco de la Raíz	38
Anexo 4: Área foliar (cm ²)	38
Anexo 5: Numero de hojas activas	39
Anexo 6: Número de plantas / m ²	39
Anexo 7: Estadísticos de contraste(a, b)	40
Anexo 8: Longitud de espiga (cm)	40
Anexo 9: Rendimiento/ha (kg)	41

RESUMEN

El aumento de la producción y del rendimiento de los cultivos a nivel mundial es atribuido, entre otras cosas, a la utilización de fertilizantes de manera significativa. Durante los últimos 20 años, el consumo de fertilizantes en la Argentina se incrementó más de 10 veces. Los productos más empleados proveen nitrógeno y fósforo. Existen evidencias que determinan que los suelos están perdiendo más nutrientes que los repuestos por la fertilización. Los inoculantes microbianos representan una alternativa adecuada como nueva tecnología tendiente a mejorar la productividad a largo plazo del sistema agropecuario. Los PGPR pueden inducir la promoción del crecimiento, de manera directa o indirectamente. El objetivo general fue evaluar agrónomicamente el efecto de la inoculación con diferentes fertilizantes biológicos de actividad PGPR sobre el crecimiento y rendimiento del Maíz. Se emplearon los siguientes tratamientos: 1. Testigo; 2. Robust®; 3. Trichoplus®; 4. Nitrafix®; 5. H57®; 6. Robust® + Nitrafix®; 7. Extension GE® + Robust®; 8. Extension GE® + Nitrafix®; 9. Extension GE® + H57®; 10. Extension GE® + Robust® + Nitrafix®. Las determinaciones en estadio V7-V8 fueron: Diámetro de tallo y peso seco raíz y parte aérea, durante V13-R3: Área foliar, número de hojas activas y en etapa de cosecha-postcosecha: Densidad de plantas, longitud de espigas y rendimiento. Se encontró que: el diámetro del tallo no mostró diferencias estadísticamente significativas entre los diferentes tratamientos y que el peso seco de la raíz no superó en ninguno de los casos el valor del testigo. En cuanto al área foliar los tratamientos no arrojaron diferencias estadísticamente significativas con respecto al testigo. El número de hojas activas mostró diferencias estadísticamente significativas del tratamiento 3 (*Trichoderma spp.*) respecto al testigo sin inocular. La densidad de plantas de los diferentes tratamientos superan en promedio el 7% aproximadamente con respecto al control (tratamiento 1), mientras que la longitud de la espiga medida de los diferentes tratamientos no generó diferencias estadísticamente significativas con respecto al testigo. El rendimiento de los diferentes tratamientos superaron en promedio en más de 400 kg/ha (6.7%) con respecto al testigo (sin inocular).

SUMMARY

The increase in world crop production and yield is attributed, inter alia, to the use of fertilizers in a significant way. During the last 20 years, the consumption of fertilizers in Argentina increased more than 10 times. The most commonly used products provide nitrogen and phosphorus. There is evidence that soil is losing more nutrients than fertilizer replenishment. Microbial inoculants represent an adequate alternative as a new technology aimed at improving the long-term productivity of the agricultural system. PGPRs can induce the promotion of growth, directly or indirectly. The general objective was to evaluate agronomically the effect of inoculation with different biological fertilizers of PGPR activity on Maize growth and yield. The following treatments were used: 1. Witness; 2. Robust®; 3. Trichoplus®; 4. Nitrafix®; 5. H57®; 6. Robust® + Nitrafix®; 7. Extension GE® + Robust®; 8. Extension GE® + Nitrafix®; 9. Extension GE® + H57®; 10. Extension GE® + Robust® + Nitrafix®. The V7-V8 stage determinations were: Stem diameter and dry weight, root and shoot, during V13-R3: Leaf area, number of active leaves and in the harvest-post-harvest stage: Plant density, ear length and yield. It was found that: the diameter of the stem did not show statistically significant differences between the different treatments and that the dry weight of the root did not exceed in any case the value of the control. Regarding the leaf area, the treatments did not show statistically significant differences with respect to the control. The number of active leaves showed statistically significant differences of treatment 3 (*Trichoderma* spp.) With respect to the uninoculated control. The plant density of the different treatments exceeded on average approximately 7% with respect to the control (treatment 1), while the length of the measured spike of the different treatments did not generate statistically significant differences with respect to the control. The yield of the different treatments exceeded, on average, by more than 400 kg / ha (6.7%) compared to the control (uninoculated).

INTRODUCCIÓN

El notable aumento de la producción y el rendimiento de los cultivos a nivel mundial ocurrido en los últimos 60 años pueden ser atribuidos a numerosos factores, tales como el mejoramiento genético, el manejo de plagas y enfermedades, la conservación de los suelos y las prácticas culturales. En este sentido, la aplicación de fertilizantes contribuyó significativamente, por lo que su consumo a nivel mundial creció notablemente en las últimas décadas (Campos Carlés *et al.*, 2012), y multiplicando los impactos negativos sobre el medio ambiente.

Durante los últimos 20 años, el consumo de fertilizantes en la Argentina se incrementó más de 10 veces, de 300 mil toneladas en 1990 hasta 3.1 millones en el año 2012 (CIAFA, 2012). Los productos más empleados proveen nitrógeno y fósforo, aplicándose fundamentalmente en cultivos de trigo y maíz, aumentando los costos de producción. Existen evidencias que determinan que los suelos están perdiendo más nutrientes que los repuestos por la fertilización, dando como resultado una reducción marcada de los mismos (Satorre, 2005).

Frente al incremento en el uso de fertilizantes para lograr altos rendimientos, los inoculantes microbianos representan una alternativa adecuada como nueva tecnología tendiente a mejorar la productividad a largo plazo del sistema agropecuario. Por estas razones una continua búsqueda dentro de la natural biodiversidad de los microorganismos del suelo y su manipulación óptima en la rizósfera de los cultivos, constituye un paso fundamental para el desarrollo más eficiente de inoculantes microbianos (Satorre *et al.*, 2003).

El maíz (*Zea mays* L.), es uno de los cereales alimenticios más antiguos que se conocen. Es una especie perteneciente a la familia de las gramíneas que no se encuentra en estado silvestre. Los individuos de esta especie son incapaces de sobrevivir en condiciones naturales por no poseer mecanismos adecuados para la dispersión de sus semillas, en cuyo caso al germinar permaneciendo unidas al marlo producen plantas que compiten severamente entre sí, lo que les impide producir nuevas semillas (Andrade *et al.*, 1996).

En nuestro país la producción de Maíz ha mostrado un comportamiento creciente pero irregular entre los años 1970 y 2012. En los años 1970 hasta 1980 promediaron alrededor de 8 millones de toneladas, con alza de 13 millones en 1980 y algunas caídas pronunciadas como en los años 1988 y 1990 de 5 millones de toneladas. Luego a partir de la década del 90 la producción experimentó un constante crecimiento hasta llegar a generar más de 22 millones de toneladas en la campaña 2007/2008, de las cuales estos valores se han mantenido hasta la actualidad (MAGyP, 2013).

En el entorno cercano a las raíces (rizósfera) se encuentran abundantes microorganismos con diferentes tipos de relación y efectos sobre el crecimiento de los cultivos. Algunos manifiestan acciones benéficas y son conocidos como rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (PGPR, por sus siglas en inglés) y han sido eficientemente aislados y multiplicados para la formulación de inoculantes para su aplicación en escala extensiva de producción (Tejeda Gonzales *et al.*, 2007).

Las mismas pueden inducir la promoción del crecimiento, directa o indirectamente. Las influencias directas incluyen producción de fitohormonas, liberación de fosfatos y micronutrientes, fijación de nitrógeno y producción de sideróforos. El efecto indirecto que causan las PGPR es, la alteración de la ecología y ambiente de la raíz, por ejemplo, actuando como agentes de biocontrol y reduciendo las enfermedades, por liberación de sustancias antibióticas que matan bacterias nocivas, por competencia con agentes deletéreos y metabolismo de productos tóxicos (Bowen and Rovira, 1991; Glick, 1995;; Hornby, 1990; Kapulnik, 1991; Lynch, 1990^a, 1990b, 1990c; Okon and Hadar 1987). Este grupo incluye fijadores de nitrógeno de vida libre o simbióticos. Dentro de las cuales podemos encontrar especies como *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Bacillus*, *Bradyrhizobium*, *Rizobium*, *Pseudomonas*, *Trichoderma*, entre otros (Glick, 1995).

El control biológico de enfermedades en plantas con agentes microbianos es una posibilidad atractiva, si se tiene en cuenta que los costos respecto al uso de otras prácticas de control tradicionales pueden resultar menores y de mayor eficiencia, pues, aunque los antagonistas pueden actuar de forma más lenta y en menor escala, su acción puede ser más estable y duradera que el control químico (Papavizas *et al.*, 1984).

Mediante el uso de bacterias y hongos antagonistas se han podido conocer estrategias con mayor potencial para el control de enfermedades ocasionadas por patógenos del suelo (Cook y Baker, 1983). Muchas especies saprófitas como *Trichoderma spp.* son antagonistas de varios patógenos de plantas (Wainwright, 1995).

Las diferentes especies de *Trichoderma* además de ejercer el biocontrol de una manera indirecta, bien sea por competencia por nutrientes o espacio, antibiosis (producción de metabolitos), modificando las condiciones ambientales, micoparasitismo, también ejercen la promoción del crecimiento vegetal mediante la producción de sustancias promotoras (Benitez *et al.*, 2004).

MECANISMOS DE PROMOCIÓN DIRECTA DEL CRECIMIENTO

Producción de fitohormonas:

Los PGPRs pueden afectar de manera beneficiosa el crecimiento vegetal a través de la producción de fitohormonas (Lippman *et al.*, 1995), entre ellas se encuentran auxinas, citocininas, y giberelinas. Estos compuestos incrementan el número de raíces laterales y de pelos radicales. Aumentando notablemente la superficie de la raíz y, en consecuencia, favoreciendo una mayor absorción de nutrientes (Steenhoudt and Vanderleyden, 2000)

La atención principal ha sido enfocada en la hormona auxina (Brown, 1974; Tien *et al.*, 1979). Dentro de las auxinas, la más común y mejor caracterizada, ha sido el ácido 3-indol acético (AIA), el cual se ha visto que estimula la respuesta vegetal, tanto en velocidad (por ejemplo, incrementando la elongación celular), como en tiempo (por ejemplo, la división celular y la diferenciación) (Cleland, 1990; Hagen, 1990).

La inoculación de plantas de trigo con la mutante de *Azospirillum brasilense* incrementa el número de raíces laterales comparado con la cepa salvaje, la cual no produce AIA (Barbieri *et al.*, 1986).

La síntesis de auxinas y giberelinas por microorganismos, incrementa la tasa de germinación de las semillas y el desarrollo de pelos radicales (Brown *et al.*, 1974).

Solubilización de Fosfatos:

Como consecuencia de la relativa inmovilidad del fosfato y la concentración muy baja (alrededor del 5%) de éste, aportes considerables de fertilizantes fosfatados son aplicados al suelo por cultivar. Esto lleva a una acumulación de grandes cantidades de fósforo (total) en el suelo, del cual el 20-80% está en forma orgánica (Richardson, 1994). El aprovechamiento de este fósforo depende enormemente de la actividad microbiana. La inoculación de plantas con microorganismos solubilizadores de fosfato, frecuentemente estimula el crecimiento vegetal, por incremento en la absorción de fósforo (Chabot *et al.*, 1993; Kucey., 1989).

Fijación de Nitrógeno

La fijación biológica del nitrógeno es el proceso por el cual las plantas se asocian con bacterias capaces de transformar el nitrógeno atmosférico en amonio, y de esta manera las plantas asimilan el nitrógeno antes fijado por la bacteria (Frioni, 1999).

Continuando lo dicho por Frioni, la fijación de nitrógeno no simbiótica es realizada por microorganismo como *Azospirillum*; las mismas son bacterias de vida libre que fijan

nitrógeno, en asociación con las raíces de la planta, influyendo positivamente en el crecimiento y rendimiento de los cultivos.

Como consecuencia de una mejor funcionalidad de las raíces, las plantas manifiestan menos limitaciones para su normal crecimiento aéreo y en consecuencia una mayor eficiencia de uso de la radiación incidente desencadenando así un circuito favorable de crecimiento que sostiene una mejor implantación, crecimiento vegetativo y formación de granos (Diaz Zorita y Fernandez-Canigia, 2008).

MECANISMOS INDIRECTOS DE PROMOCIÓN DEL CRECIMIENTO SON:

Competencia por nutrientes-Producción de sideróforos

Una vía por la cual las PGPRs pueden evitar la proliferación de fitopatógenos y, por lo tanto, facilitar el crecimiento vegetal es a través de la producción y secreción de sideróforos con una alta afinidad por el hierro (Castignetti y Smarelli, 1986).

Dada que la cantidad de hierro aprovechable del suelo que es demasiado baja para mantener el crecimiento microbiano, los microorganismos del suelo secretan moléculas quelantes (sideróforos) que se unen al Fe⁺³, transportándolo al interior de la célula microbiana y luego lo hacen aprovechable para el crecimiento de la bacteria (Neilands y Leong, 1986).

La competencia por el hierro entre rizobacterias y patógenos ha sido demostrada en el control biológico de enfermedades causadas por *Fusarium oxysporum* (Eland and Bakker, 1985; Scher and Bakker, 1982) y el damping off en algodón causado por *Pythium ultimum* (Loper, 1988).

Inducción de resistencia sistémica:

Las rizobacterias no patógenas pueden inducir una resistencia sistemática en las plantas, similar a la resistencia sistemática adquirida (SAR) cuando son atacadas por patógenos. La medición de diferentes cepas bacterianas en la resistencia sistémica inducida (SIR) ha sido demostrada contra hongos, bacterias y virus en diversos cultivos (Van loon *et al.*, 1998).

La resistencia sistémica inducida en plantas es atractiva desde el punto de vista ambiental, ya que no inhibe o mata al patógeno directamente por un metabolito tóxico, pero restringe su penetración a la planta, optimizando el sistema de defensa de ésta (Schippers *et al.*, 1995).

Producción de antibióticos

Uno de los mecanismos más efectivos que puede emplear una PGPR para prevenir la proliferación de fitopatógenos es la síntesis de antibióticos. Un gran número de compuestos antibióticos producidos por *Pseudomonas fluorescens* han sido caracterizados químicamente (Gutterson et al., 1986).

Producción de Cianida de Hidrogeno

La propiedad de algunas *Pseudomonas* que sintetizan este compuesto (al cual ellas mismas resisten), puede estar vinculada a la capacidad de estas para inhibir algunos hongos patógenos (Voisar *et al.*, 1989).

Como consecuencia de una mejor funcionalidad de las raíces, las plantas manifiestan menos limitaciones para su normal crecimiento aéreo y en consecuencia una mayor eficiencia de uso de la radiación incidente desencadenando así un circuito favorable de crecimiento que sostiene una mejor implantación, crecimiento vegetativo y formación de granos (Diaz Zorita y Fernandez-Canigia 2008).

El crecimiento de la raíz es uno de los parámetros fisiológicos de mayor interés a la hora de caracterizar y seleccionar una cepa promotora del crecimiento vegetativo. El rápido establecimiento de la planta en el suelo, mediado por la proliferación de las raíces laterales y adventicias, resulta ventajoso desde el punto de vista adaptativo, porque aumenta su capacidad de anclarse al suelo y obtener agua y nutrientes del ambiente en un estadio crítico del desarrollo vegetal (Cassán *et al.* 2008). En este sentido Fallik et al (1989), inocularon plántulas de maíz con *Azospirillum brasilense* donde se obtuvo un aumento en el número de raíces laterales y comprobaron mediante análisis que los niveles de AIA (ácido indol 3-acético), conjugados en la raíz de plantas inoculadas, eran superiores al testigo (sin inocular) después de 2 semanas desde la siembra.

Dobbelaere y col. en el año 2000 mostraron evidencias respecto al incremento en la absorción de nitrógeno por parte de las plantas de distintos cereales luego de la inoculación con cepas seleccionadas de *Azospirillum*. La alteración de la biosíntesis de indol acético provoca una estimulación del desarrollo radical, que favorece la absorción de nutrientes con la consiguiente reducción en los niveles de fertilizantes necesarios para alcanzar el rendimiento potencial. De esta manera, observaron que la inoculación con *Azospirillum* en plantas de maíz incrementó en forma significativa la superficie radical y que las raíces de plantas inoculadas contenían mayor concentración de ácidos indol acético e indol butírico, comparadas con las

raíces de plantas no inoculadas (Fallik *et al.*, 1989). Según Okon y Labandera-Gonzales (1994) las mayores respuestas se observan en suelos arenosos.

Estudios desarrollados por el INTA en 9 de Julio y en Pergamino (Buenos Aires) mostraron efectos positivos de la aplicación de *Azospirillum* en la siembra del cultivo de maíz. La evaluación arrojó como resultado mejoras en la tasa de crecimiento inicial y aumentos del rendimiento del 6 al 7% con respecto al control (Diaz-Zorita *et al.*, 2005). Experimentos llevados a cabo por Ferraris y Couretot (2008b), durante las campañas 2004/05 y 2007/08, mostraron una respuesta media superior de 600 kg ha⁻¹, lo que representó una diferencia porcentual del casi 7%.

El mayor desarrollo radical inducido por la inoculación con *Azospirillum* conduce a una mayor absorción de agua y nutrientes del suelo que se refleja en el mayor crecimiento del tallo y follaje (Faggioli *et al.*, 2010). Efectos como una rápida implantación, mayor crecimiento de raíces, tolerancia mejorada a patógenos, fijación biológica y solubilización de nutrientes son habitualmente reportados en estas experiencias (Caballero Mellado *et al.* 1992), además de incrementos de rendimiento que se ubican entre un 5 al 10% sobre testigos no inoculados como valores medios.

La aplicación de este tipo de rizobacterias en maíz ha dado como resultado la promoción del crecimiento en plantas, observándose diferencias estadísticamente significativas en el diámetro de los tallos en los estadios fenológicos V5 -V6 cuando las semillas fueron inoculadas en comparación con el testigo sin inocular (Garetto y Thuar, 2012).

En ensayos realizados a campo durante 3 años consecutivos en el cultivo de maíz inoculado con *Bacillus subtilis* presentó diferencias estadísticamente significativas en el primero año en cuanto al aumento del rendimiento total comparado con el control (Kumar *et al.*, 2007).

Según estudios realizados por Grande y Druetta (2014) en Morteros, Córdoba, ratifican lo mencionado hasta aquí. La aplicación de PGPR a base de *Azospirillum brasilense* cepa AZ39 al cultivo de maíz dieron como resultado un incremento del 23% de MS radicular, un aumento de la MS del tallo (que podría explicar los incrementos producidos en la MS total) y un incremento importante en el rendimiento de plantas inoculadas con respecto al testigo.

En cuanto a hongos con actividad PGPR, se ha encontrado que algunas especies de *Trichoderma*, tiene el potencial de aumentar el crecimiento y desarrollo de las plantas; esto parece deberse a la inhibición de patógenos menores y a la producción de factores que estimulan el crecimiento de la planta y favorecen la toma de nutrientes (Widham *et al.*, 1986; Chang *et al.*, 1986).

Ciertas investigaciones confirman que *Trichoderma* induce el crecimiento vegetal al degradar el epispermo de la semilla e interviene en los procesos respiratorios durante la germinación. Acelera además, el desarrollo de los tejidos meristemáticos primarios, los cuales aumentan el volumen, la altura, así como el peso de la planta (Moity, 1982; Miranda *et al.*, 1998; Gravel *et al.*, 2007; Shores y Harman, 2008a; Shores y Harman, 2008b). Este hongo secreta fitohormonas como el ácido Indol Acético que estimulan la germinación, el crecimiento y desarrollo radicular, mejora la asimilación de nutrientes, lo que influye en el crecimiento vegetativo de cultivos como papa, tomate, maíz y cafetos (González *et al.*, 1999; Cupull *et al.*, 2003; Windham *et al.*, 1986; Andreu *et al.*, 1992; Harman *et al.*, 2004; Harman, 2006; Gravel *et al.*, 2007; Vinale *et al.*, 2008; Sánchez-Pérez, 2009). Se demostró que las plantas *tratadas* con *Trichoderma* tenían una absorción de nutrientes mejorada, un aumento en el crecimiento de las raíces y de los brotes y un vigor mejorado de la planta (Inbar *et al.*, 1994 ;Harman *et al.*, 2004a)

Dado el crecimiento en los costos de producción, las mejoras derivadas de una mayor eficiencia de uso de los nutrientes junto con otros recursos a partir de los aportes de estos tratamientos biológicos serían de relevancia para los próximos años (Ferraris *et al.*, 2008). Asimismo permiten su integración con otras prácticas de producción y el desarrollo de prácticas de manejo ambientalmente seguras procurando maximizar la eficiencia productiva de cultivos (Díaz Zorita *et al.*, 2005).

HIPOTESIS DEL TRABAJO

La aplicación de bacterias PGPR a las semillas de maíz favorece el rendimiento del cultivo.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar agronómicamente el efecto de la inoculación con diferentes fertilizantes biológicos de actividad PGPR sobre el crecimiento y rendimiento del cultivo de maíz.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

Evaluar agronómicamente el efecto de diferentes inoculantes biológicos sobre número de plantas por metro cuadrado y biomasa aérea y radical en la etapa fenológica V7 – V8.

Evaluar agronómicamente el efecto de diferentes inoculantes biológicos sobre área foliar en la etapa fenológica V13 – R3.

Evaluar agronómicamente el efecto de diferentes inoculantes biológicos sobre el rendimiento en el final del periodo reproductivo (R6).

MATERIALES, TÉCNICAS Y MÉTODOS A UTILIZAR

La experiencia se desarrolló en el campo experimental de la Universidad Nacional de Río Cuarto (33°06' Latitud Sur, 64° 17' Longitud Oeste, 435 m.s.n.m.), que se encuentra ubicada sobre la Ruta Nacional N° 36, Km 601, Río Cuarto, Córdoba. El perfil del suelo corresponde a un Hapludol Típico.

Según Koeppen (1931), el sitio corresponde con un clima templado con estación seca en invierno. Las amplitudes térmicas elevadas; $Mx = 45^{\circ}C$ y $Mn = -8^{\circ}C$. El periodo lluvioso se extiende de octubre a marzo (580 mm), en donde suceden el 80% de las precipitaciones anuales. La evapotranspiración potencial supera los 850 mm anuales; las heladas ocurren entre los meses de mayo y septiembre.

En la figura 1 queda representada de manera gráfica las precipitaciones ocurridas en el periodo de evaluación del cultivo, correspondiente a partir del mes de Noviembre del 2012 a Marzo del 2013 (Cátedra de Agrometeorología y Climatología Agrícola, Facultad de Agronomía y veterinaria, Universidad Nacional de Río Cuarto).

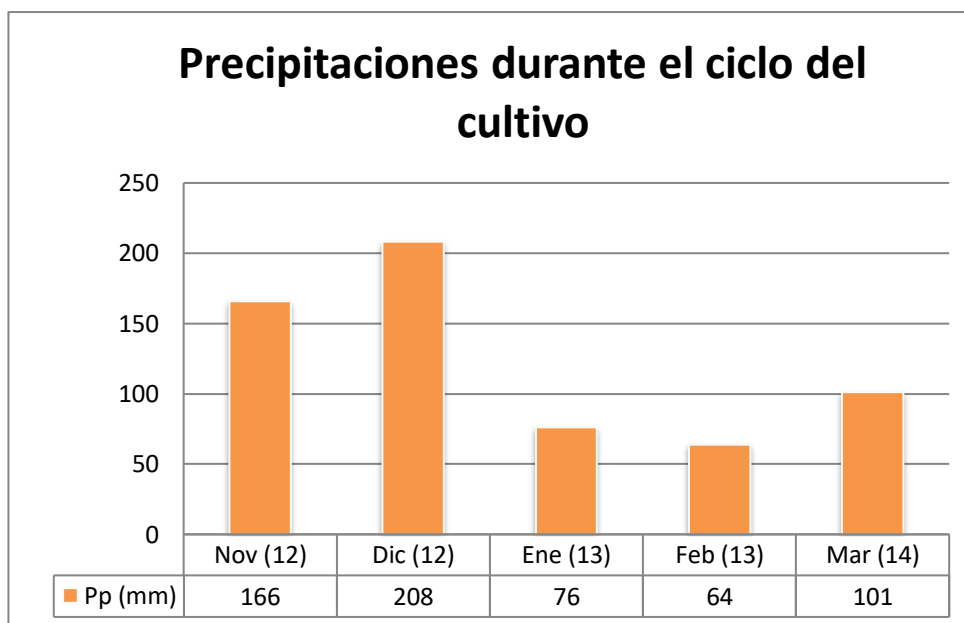


Figura 1. Precipitaciones registradas durante el ensayo

En relación al periodo previo a la siembra se realizó una caracterización del suelo a través de un análisis físico-químico. El análisis del suelo es una herramienta muy importante, ya que nos permite cuantificar la oferta de nutrientes del suelo. Para ello se tomó una muestra

compuesta de 20 submuestras de los primeros 20 cm de suelo. El muestreo sistemático se realizó atravesando las parcelas en forma diagonal con el objetivo de homogeneizar en una muestra. Se observó materia orgánica, nitrógeno de nitratos, nitratos, fósforo y pH. El análisis puede ser un elemento imprescindible y altamente confiable en el diagnóstico de las deficiencias de ciertos elementos poco móviles en el suelo como el fósforo. Las muestras de suelo se extrajeron el día de la siembra.

Análisis físico-químico del suelo

Tabla 1. Análisis de suelo

<i>Materia Orgánica:</i>	%	2,1
<i>Nitrógeno de Nitratos:</i>	Ppm	15,7
<i>Nitratos:</i>	Ppm	69,6
<i>Fósforo:</i>	Ppm	34,15
<i>Humedad:</i>	%	17,6
<i>pH</i>		7,1

Metodología utilizada: Para la evaluación de la materia orgánica del suelo se siguió el método Walkley-Black; para Nitrógeno de nitrato el método de reducción por cadmio; para fósforo, el método Kurtz y Bray I; y para el pH el método de potenciometría 1:2.5.

Los tratamientos fueron los siguientes

T 1: **Testigo** (sin inocular)

T 2: **Robust®** (*Bacillus subtilis*)

T 3: **Trichoplus®** (*Trichoderma spp.*)

T 4: **Nitrafix®** (*Azospirillum brasilense*)

T 5: **H57®** (*Bacillus amyloliquefaciens*)

T 6: **Robust®** (*Bacillus subtilis*) + **Nitrafix®** (*Azospirillum brasilense*)

T 7: **Extensión GE®** (Protector) + **Robust®** (*Bacillus subtilis*)

T 8: **Extensión GE®** (Protector) + **Nitrafix®** (*Azospirillum brasilense*)

T 9: **Extensión GE®** (Protector) + **H57®** (*Bacillus amyloliquefaciens*)

T 10: **Extensión GE®** (Protector) + **Robust®** (*Bacillus subtilis*) + **Nitraflix®** (*Azospirillum brasilense*)

Los inoculantes evaluados son marcas comerciales o pre-comerciales de diferentes empresas. La inoculación se realizó aplicando el inoculante sobre las semillas momentos antes de siembra. Los tratamientos se asignaron con un diseño experimental de bloques al azar con cuatro repeticiones. El tamaño de las parcelas fue de 40 metros de largo y 9 surcos de ancho distanciados a 0.52 metros. El sistema de labranza es siembra directa con antecesor de soja y el desarrollo del cultivo fue en condiciones de secano.

Especie y cultivo empleado

El cultivar comercial de *Zea mays* empleado en el ensayo fue el híbrido LT 611 MG RR. Tabla 2. El mismo presenta gran adaptabilidad a distintas zonas, rápido secado y buena sanidad de espiga y buen potencial de rendimiento. Posee evento MG con lo cual le confiere genes de tolerancia al “barrenador de tallo” (*Diatraea saccharalis*). Con respecto a las enfermedades, presenta un comportamiento tolerante al Mal de Río Cuarto y moderadamente susceptible a la roya común.

Tabla 2. Características del híbrido de Maíz. Fuente: catalogo de semillas La Tijereta S. A.

Ciclo	Intermedio/Corto
Madurez Relativa (Días)	118
Altura de inserción de Espiga	Baja
Fortaleza de caña y Raíz	Buena
Color de grano	Anaranjado
N° de Hileras	16
Plantas a cosecha recomendada	70,000/75,000

Cuantificación de la promoción de crecimiento

Durante las etapas fenológicas V7-V8 según Ritchie y Hanway (1982), se llevo a cabo la evaluación agronómica basándose en el diámetro del tallo y peso seco aéreo y radical de los diferentes tratamientos:

- **Diámetro de tallo**

Se midió en centímetros con un calibre, a 5 cm de la base del tallo para 12 plantas por tratamiento.

- **Determinación de peso seco de la raíz y parte aérea**

Se extrajeron a campo 4 plantas al azar por repetición sobre un total de 4 bloques por tratamiento. A partir del secado de las muestras en estufa a 70° C por un periodo de tiempo de 48 horas hasta peso constante, se procedió a medir el peso seco de la raíz y parte aérea por separados.

Durante las etapas fenológicas comprendidas entre V13 y R3 se calculó el área foliar y el número de hojas activas:

- **Área Foliar**

Se midió el área foliar de la hoja de la espiga. Para tal cuantificación se multiplicaron los datos obtenidos del largo y ancho mayor de la misma, afectándolos por un factor definido 0,75. De ésta manera, el área foliar es resultado del siguiente cálculo:

$$\text{ÁREA FOLIAR (cm}^2\text{)} = \text{LARGO DE HOJA (cm)} \times \text{ANCHO DE HOJA (cm)} \times 0,75$$

La medición del AF se realizará seleccionando 4 plantas escogidas al azar en cada una de las 4 repeticiones por tratamiento, midiendo el ancho y el largo de hoja ya mencionada.

- **Número de hojas activas**

Se realizo el recuento del total de hojas activas por planta sobre un total de 4 plantas seleccionadas al azar en cada una de las 4 repeticiones por tratamiento.

En la etapa de cosecha y post-cosecha se realizaron las siguientes cuantificaciones:

- **Número de plantas por m²**

Finalizado el periodo reproductivo del cultivo se procedió a la medición del número de plantas por m², se cuantificó el total de plantas en 1,92 metros lineales de surco (medido con cinta métrica), lo cual representa 1 m² de superficie, con 4 repeticiones por tratamiento.

- **Longitud de espigas**

Mediante el uso de de cinta métrica se midió la longitud de cada espiga en centímetros sobre un total de 4 plantas en cada una de las 4 repeticiones por tratamiento.

- **Rendimiento en grano**

Para la determinación del rendimiento en kg/ha, se recolectaron de forma manual el total de espigas comprendidas en 1 m². Este procedimiento se repitió 4 veces en cada una de las 4 repeticiones por tratamiento. Las mismas fueron desgranadas mediante el uso de una máquina desgranadora y a continuación se procedió a cuantificar dicho rendimiento.

Análisis de datos

Los datos fueron analizados estadísticamente mediante un análisis de varianza (InfoStat/profesional 2008) con un $p = 0.005$ y se compararon los promedios con el test de Tukey.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Diámetro de tallo

De acuerdo al análisis de los resultados provisto por la medición del diámetro del tallo, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p > 0.05$) (Anexo 2).

Peso seco de la raíz

El peso seco de la raíz medido en la etapa fenológica V7-V8 presentó diferencias estadísticamente significativas entre el tratamiento 1 y 4 correspondientes al testigo (sin inocular) y *Azospirillum brasilense* respectivamente. Como se observa en la figura 2 (Anexo 3), los distintos tratamientos no superan el peso medio radicular del mencionado testigo (tratamiento 1).

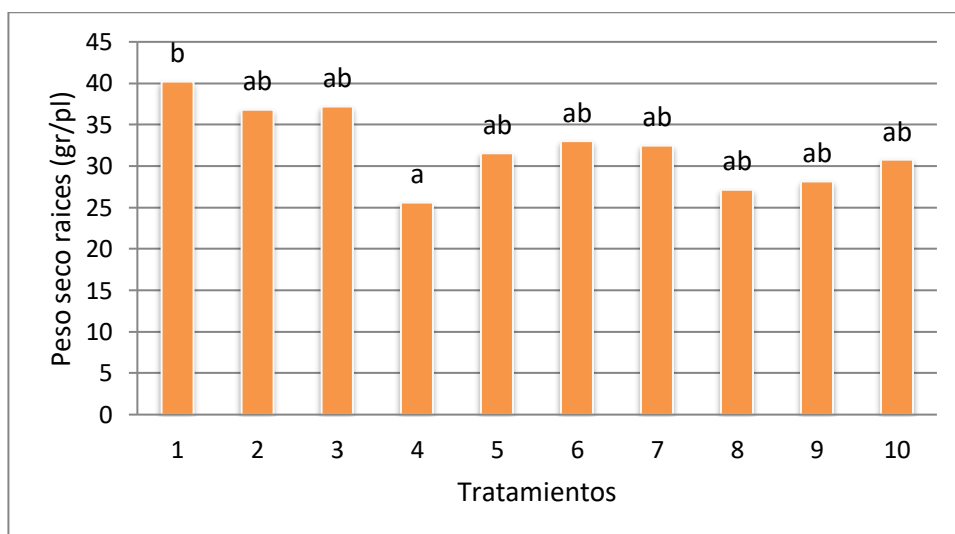


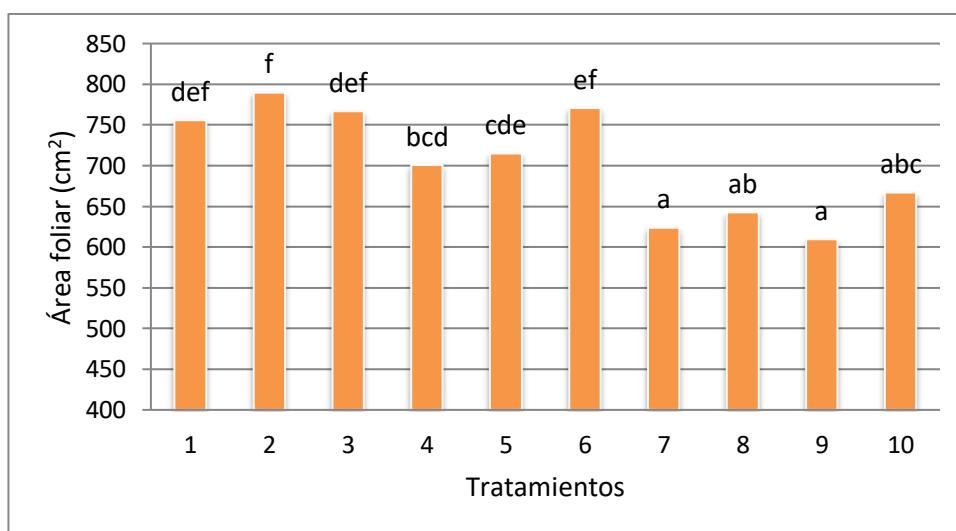
Figura 2: Peso seco radicular de maíz, campaña 2012-13, Rio Cuarto, Córdoba.

Peso seco aéreo

La medición de peso seco de la biomasa aérea no presentó diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) entre los distintos tratamientos (Anexo 2).

Área foliar

La medición del área foliar durante las etapas fenológicas V13 a R3 que comprende el periodo crítico para la determinación del rendimiento (Andrade *et al.*, 1996), mostró diferencias estadísticamente significativas con un $p < 0.05$ entre el tratamiento 2 (*Bacillus subtilis*) con respecto al 7 (Protector + *Bacillus subtilis*) y 9 (Protector + *Bacillus amyloliquefaciens*). Observando la figura 3 (Anexo 4) y tomando en consideración los resultados del tratamientos 2 (*Bacillus subtilis*) y 6 (*B. subtilis* + *A. brasilense*), los cuales comparados con el testigo (tratamiento 1) son levemente superiores, podemos confirmar lo dicho por Diaz Zorita y Ramirez-Canigia (2008), los cuales afirman que la inoculación con PGPR aumenta el crecimiento vegetativo.

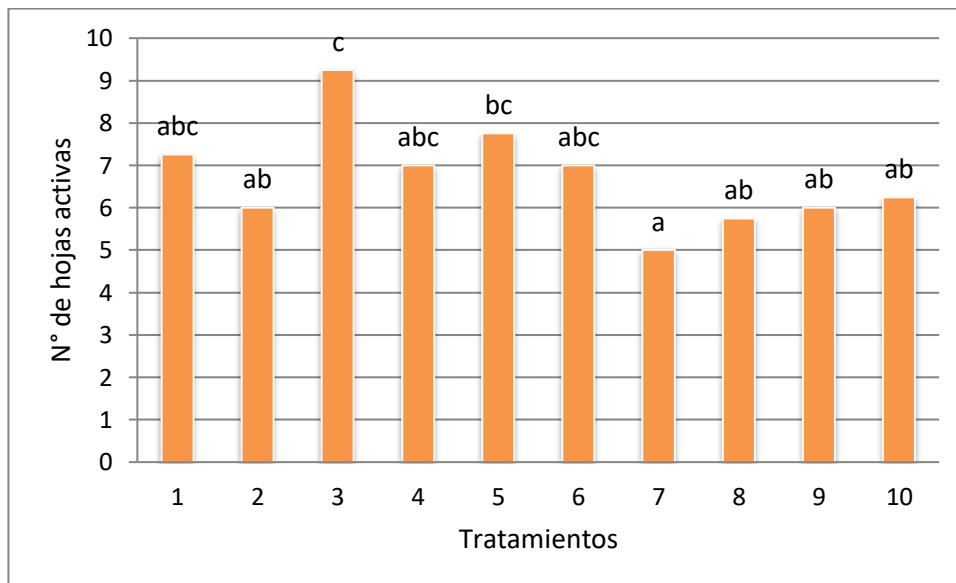


Figura

3: Área foliar de maíz, campaña 2012-13, Rio Cuarto, Córdoba.

Número de hojas activas

En cuanto al recuento del número de hojas activas por planta obtenidos entre las etapas fenológicas V13 – R1 correspondiente al mencionado periodo crítico de competencia, el análisis arrojó un $p < 0.05$, lo cual indica diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos 3 y 7 correspondiéndose con *Trichoderma spp* y Extension GE® (Protector) + Robust® (*Bacillus subtilis*) respectivamente. De acuerdo con la figura 4 (Anexo 5), podemos revelar también que los tratamientos 3 (*Trichoderma*) principalmente y 5 (*Bacillus amyloliquefaciens*) superan el valor promedio del tratamiento 1 (testigo). Autores como Inbar *et al.* (1994) y Harman *et al.* (2004) demostraron que las plantas tratadas con *Trichoderma* tenían una absorción de nutrientes mejorada, un aumento en el crecimiento de las raíces y un vigor mejorado de la planta.



Figura

4: Número de hojas activas por planta de maíz, campaña 2012-13, Río Cuarto, Córdoba.

Número de plantas por m²

El número de plantas por m², componente básico del número de granos por m², junto con el peso individual del mismo determinan el rendimiento del cultivo (Egli, 1998). El análisis de los datos arrojó como resultado diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.005$) entre los tratamientos 9 y 5 los cuales corresponde a **Extension GE®** (Protector) + **H57®** (*Bacillus amyloliquefaciens*) y **H57®** (*Bacillus amyloliquefaciens*) respectivamente. Además, a pesar de no haber marcadas diferencias con respecto al testigo (tratamiento 1), se puede observar en la figura 5 (Anexo 6) que la mayoría de los tratamientos poseen un valor superior con respecto al testigo, por lo que supondría la acción de mecanismos generados por PGPR que manifiesta los efectos beneficiarios en el incremento en la tasa de germinación por la síntesis de fitohormonas (Fallik *et al.*, 1989, Diaz-Zorita *et al.*, 2005).

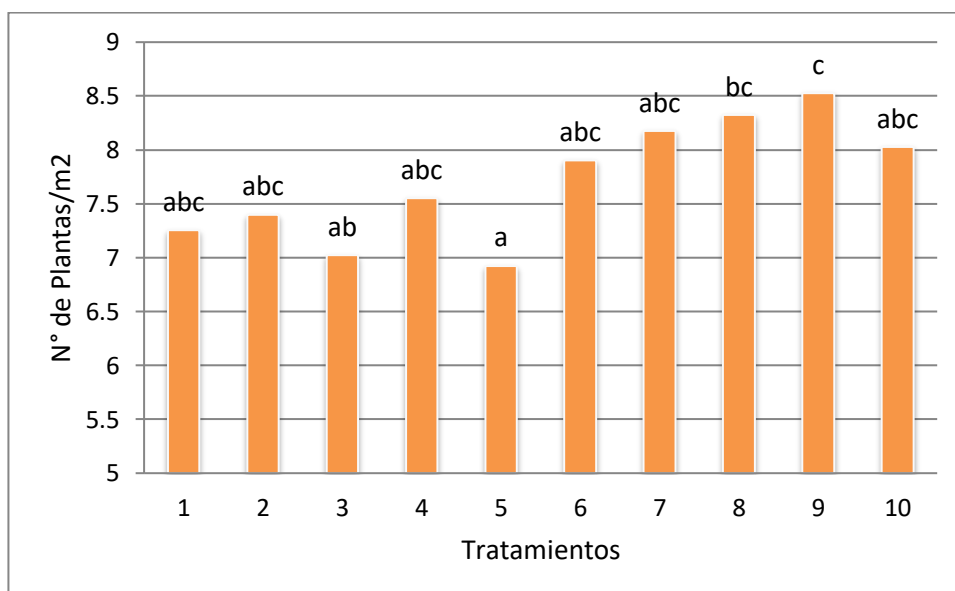
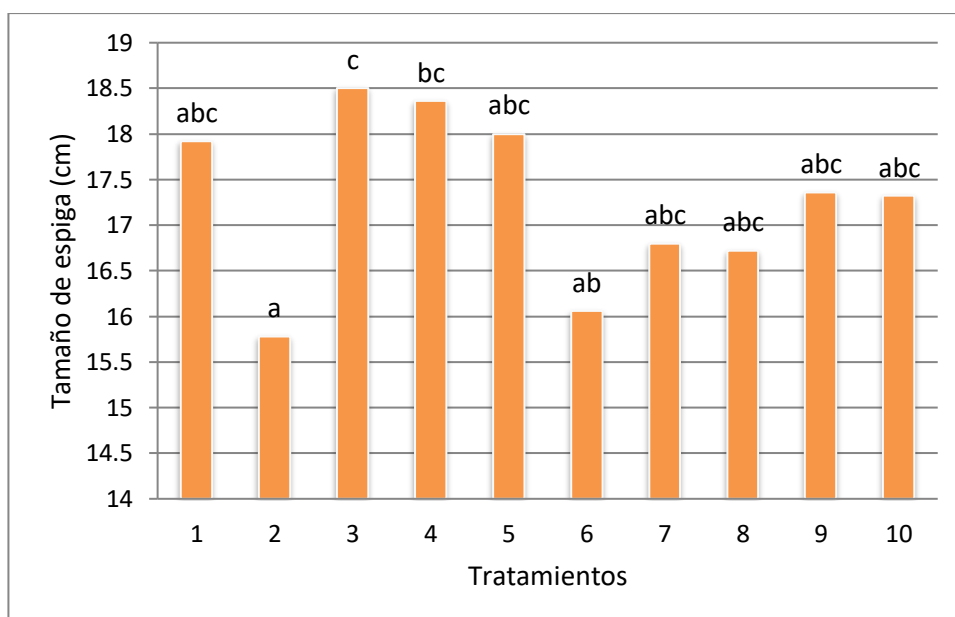


Figura 5: Densidad de plantas por m² de maíz, campaña 2012-13, Rio Cuarto, Córdoba.

Longitud de espiga

El análisis del tamaño de la espiga observados en la figura 6 (Anexo 8) dio como resultado diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre los tratamiento 2 y 3 correspondientes a **Robust®** (*Bacillus subtilis*) y **Trichoplus®** (*Trichoderma spp.*) respectivamente. Asimismo, los tratamiento 3 y 4 correspondiente a **Trichoplus®** (*Trichoderma spp.*) y **Nitrafix®** (*Azospirillum brasilense*) mostraron un leve aumento en promedio de la longitud con respecto al testigo.

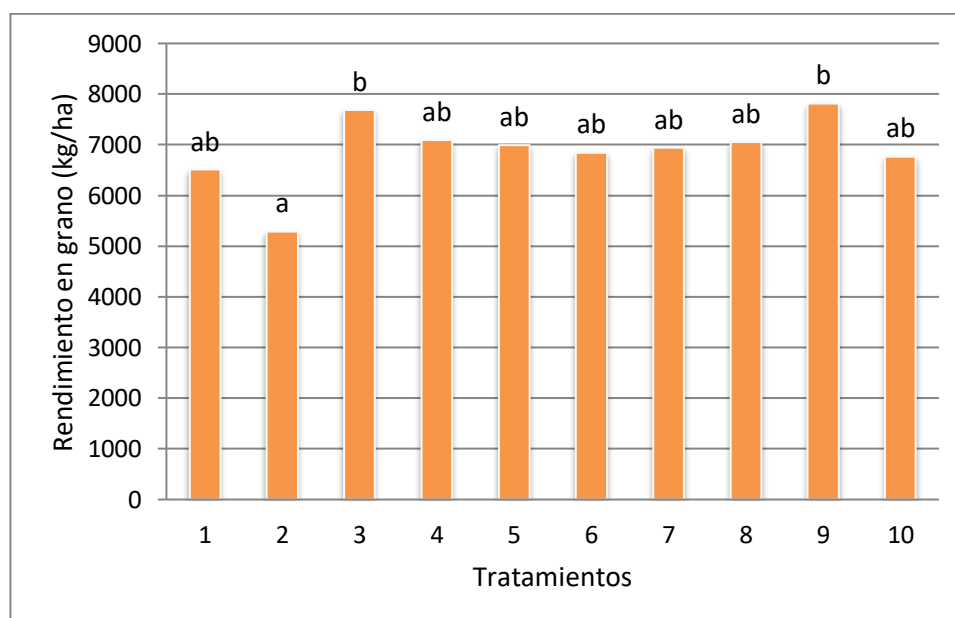


Figura

6: Tamaño de espiga de maíz, campaña 2012-13, Rio Cuarto, Córdoba.

Rendimiento en grano (kg/ha)

Varios son los factores agronómicos que influyen en el resultado, algunos de los cuales pueden ser manejados como fecha y densidad de siembra, genotipo, etc., mientras que otros dependen de las condiciones de suelo (disponibilidad de nutrientes) y clima (temperatura, radiación y precipitaciones). De acuerdo a la disponibilidad de nutrientes y precipitaciones registradas durante el ciclo, estaríamos en condiciones de definir que el cultivo se desarrolló en un ambiente cercano al óptimo pudiendo expresar su potencial de rendimiento. Como se aprecia en la figura 7 (Anexo 9), el análisis arroja diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre el tratamiento 2 correspondiente a **Robust®** (*Bacillus subtilis*) y los tratamientos 3 y 9 correspondientes a **Trichoplus®** (*Trichoderma spp.*) y **Extension GE®** (Protector) + **H57®** (*Bacillus amyloliquefaciens*) respectivamente. A su vez, todos los tratamientos, a excepción del 2, superan la media de rendimiento establecido en 6506 kg/ha logrado por el control. El rendimiento promedio de los tratamientos inoculados fue de 6942 kg/ha superando en un 6.7% aproximadamente el promedio del tratamiento control (sin inocular). El análisis de los datos obtenidos concuerdan con lo descrito por Ferraris y Couretot (2008) y Diaz-Zorita *et al.* (2005), donde mencionan incrementos de rendimiento que se ubican entre un 5 al 10% sobre testigos no inoculados como valores medios en la última década. Dichos experimentos llevados a cabo entre las campañas 2004/05 y 2007/08, mostraron una respuesta media de 600 kg/ha, representando una diferencia porcentual del casi 7% (Ferraris y Couretot, 2008b).



Figura

7: Rendimiento (kg/ha) de maíz, campaña 2012-13, Rio Cuarto, Córdoba.

CONCLUSIÓN

El diámetro del tallo y el peso seco aéreo no presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los diferentes tratamientos. El peso seco de la raíz, el área foliar, la densidad de plantas y la longitud de espigas mostraron un comportamiento similar, se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los distintos tratamientos pero no en relación al testigo. El número de hojas activas reveló diferencias estadísticamente significativas del tratamiento 3 correspondiente a *Trichoderma spp.* con respecto al testigo sin inocular, superando en promedio 2 hojas activas por planta al control (Tratamiento1). El rendimiento no mostró diferencias estadísticamente significativas de los tratamientos con relación al testigo; los maíces inoculados superaron en promedio en más de 400 kg/ha (6.7% aproximadamente) al testigo (sin inocular).

Los resultados del ensayo a campo muestran que la inoculación es una de las alternativas para mejorar el desarrollo de los cereales.

BIBLIOGRAFÍA

ALTHABEGOITI M. J.; M. FLOPEZ; E. J. MONGIARDINI E; J. PEREZ GIMENEZ; J. QUELAS; S. LOPEZ GARCIA and A. LODEIRO. 2007. **Colonización y distribución de rizobacterias en el suelo y su interacción con las plantas**. Cap 2 "De la Biología del suelo a la Agricultura" (Eds. A. Thuar, F. Cassán, C. Olmedo) Universidad Nacional de Río Cuarto, 35-49.

ANDRADE, F.; A. CIRILO; S.UHART y M. ORTEGUI. 1996. **Ecofisiología del cultivo de Maíz**. Primera edición. Editorial La Barrosa. Balcarce, Buenos Aires Argentina. Características del cultivo de Maíz, pág. 1-2.

ANDREU, C. M.; R. S. CUPULL Y S. S. MAYEA. 1992. Relaciones antagónicas sobre el crecimiento micelial de *Alternaria solani* Soraver, por *Trichoderma* spp. y *Verticillium* spp. *Centro Agrícola* 19 (2-3): 114-116.

ANTOUN, H., and D. PREVOST. 2006. Ecology of plant growth promoting rhizobacteria. En: Z.A. Siddiqui (Ed.). PGPR: Biocontrol and Biofertilization, Springer, Dordrecht, pp. 1–38.

BARBIERI, P.; T. ZANELLI; E. GALLI; G. ZANETTI. 1986. Wheat inoculation with *Azospirillum brasilense* Sp6 and some mutants altered in nitrogen fixation and indole-3-acetic acid production. **FEMS Microbiology Letters** 36: 87-90.

BALDANI, D.V.L.; J. SILVA FERREIRA, K.R. DOS SANTOS TEIXEIRA, J.I. BALDANI, and V. MASSENA REIS. 2008. Inoculants base on nitrogen-fixing bacteria *Azospirillum* spp. and their application in tropical agriculture. En: Cassan, F.D., I.E. García de Salamone (Eds.). *Azospirillum* sp.: cell physiology, plant interactions and agronomic research in Argentina. Asociación Argentina de Microbiología, B.A. pp. 227-237.

BENITEZ T.; A. RINCON; M. LIMON and A. CODON. 2004. Biocontrol mechanism of *Trichoderma* strains. *International Microbiology*. 7:249-260.

BOWEN, G.D. and A.D. ROVIRA, (1991). **The rhizosphere, the hidden half of the hidden half**. In "Plant Roots, the hidden half". Edited by Y. Waisel, A. Eshel and U. Kafkafi. Marcel Dekker, Inc. New York. pp 641-629.

BROWN, M. E. 1974. Seed and root bacterization. **Annu. Rev. of Phytopathology**. 1:181-197.

CABALLERO-MELLADO, J.; M. G. CARCAÑO-MONTIEL, and M. A. MASCARÚAESPARZA. 1992. **Field inoculation of wheat (*Triticum aestivum*) with *Azospirillum brasilense* under temperate climate.** Symbiosis 13: 243-253.

CAMPOS CARLÉS S.; P. GARRÉ, Y L. PEDERIVA. 2012. Precios. pp. 41-59. En: Campos Carles S. et al., (eds). Mercado de fertilizantes: La Argentina y el mundo. 1ra. ed. AACREA, Bs As, p. 96.

CASSAN, F.; V. SGROY; D. PERRIG; O. MASCIARELLI, and V. LUNA. 2008. Producción de fitohormonas por *Azospirillum* sp. Aspectos fisiológicos y tecnológicos de la promoción del crecimiento vegetal *In: Azospirillum sp.: cell physiology, plant interactions and agronomic research in Argentina.* F. D. Cassan and I. Garcia de Salamone (Eds.). Published by: Asociación Argentina de Microbiología, Buenos Aires, Argentina. Chapter 4. pp. 61-86

CASTIGNETTI, D. and J. SMARELLI. 1986. Siderophores, the iron nutrition of plants, and nitrate reductase. FEBS Lett. 209:147-151.

CHABOT, R.; H. ANTOUN, and M.P. CESCAS. 1993. Stimulation de la croissance du maïs et de la laitue romaine par des microorganismes dissolvant le phosphore inorganique. **Can. J. Microbiol.**39:941-947.

CHANG Y.; R. BAKER; O. KLEIFELD y I.CHET. 1986. **Increasead growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*.** Plant disease 70: 145- 148; 76: 60-65.

CIAFA. 2012. Consumo de fertilizantes. En: <http://www.ciafa.org.ar/mercado.htm> Consultado en 2012.

CLELAND, R.E. 1990. Auxin and cell elongation. In: Plant Hormones and Their Role in Plant Growth and Development. Davies, P.J. (Ed.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp. 132–148.

COOK, R. J. and R. BAKER, 1983. The nature and practice of biological control of plant pathogens. American Phitopathological Society. St paul, Minnesota. Pp. 539

CUPULL S., R.; C. M. ANDRÉU; N. C. PÉREZ; P. Y. DELGADO y S. CUPULL.. 2003. Efecto de *Trichoderma viride* como estimulante de la germinación, en el desarrollo de posturas de cafetos y el control de *Rhizoctonia solani* Kuhn. Centro Agrícola. Pp 30 (1).

DÍAZ-ZORITA, M.; R.M. BALIÑA Y M.V. FERNÁNDEZ-CANIGIA. 2005. Nitragin campaña 2004-05: Resultados de ensayos de investigación y de desarrollo aplicado. Pilar, Bs. As. (Argentina), pp 39.

DÍAZ-ZORITA, M. and M.V. FERNÁNDEZ-CANIGIA. 2008. Field performance of a liquid formulation of *Azospirillum brasilense* on dryland wheat productivity, *Eur. J. Soil Biol.* 45(1): 3-11.

DOOBELAERE, S.; A. CRRONENBORGHES; D. PTACEK; A. THYS and J.VANDERLEYDEN. 2000. **Increased nitrogen uptake by cereals upon inoculations with wild type and genetically modified *Azospirillum* strains.** *En: Actas de la quinta reunión internacional de PGPR, Carlos Paz, Córdoba, Argentina.*

ELAD, Y. AND R. BAKER 1985. Influence of trace amounts of cations and siderophore producing pseudomonads on chlamydospore germination of *Fusarium oxysporum*. **Phitopathology** 75:1047-1052.

EGLI, D.B. 1998. Seed Biology and the yield of grain crops. Cab international. Pp. 70.

FAGGIOLI, V. S.; C. R. CAZORLA; A. VIGNA y M. BERTI. 2010. Fertilizantes biológicos en maíz. Ensayo de inoculación con cepas de *Azospirillum brasilense* y *Pseudomonas fluorescen*. Publicado por la estación experimental INTA Marcos Juarez. Pp. 1-3

FALLIK E.; Y. OKON; E. EPSTEIN; A. GOLDMAN and FISHER M. (1989) Identification and quantification of IAA and IBA in *Azospirillum brasilense*-inoculated maize roots. *Soil Biology & Biochemistry* 21, 147-15.

FERRARIS, G. Y L. COURETOT. 2008. Evaluación de promotores de crecimiento comerciales y experimentales de maíz. Una revisión de los experimentos realizados. En: Uso actual y potencial de microorganismos para mejorar la nutrición y el Desarrollo en Trigo y Maiz. Pp 31-33.

FERRARIS, G., L. COURETOT Y M. DÍAZ ZORITA. 2008. Respuesta de trigo a tratamientos con *Azospirillum* sp. según niveles tecnológicos. CD Room. VII Congreso Nacional de Trigo.V Simposio Invernal de Cereales de siembra Otoño –Invernal. I Encuentro del Mercosur.

FRIONI, L. 1999. **Procesos Microbianos.** Tomo 1. Editorial de la Fundación Universidad Nacional de Río Cuarto. p. 250-255

GARETTO, E. G. y A. M. THUAR. 2012. **Efecto de la promoción con bacterias PGPR en el cultivo de Maíz**. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía y Veterinaria, Universidad Nacional de Río Cuarto, Córdoba, Argentina.

GARCÍA DE SALAMONE, I.E., Y J. DOBEREINER. 1996. Maize genotype effects on the response to *Azospirillum* inoculation. *Biol. & Fertil. Soils* 21: 193-196.

GARCÍA DE SALAMONE, I.E., L.P. DI SALVO, J.S. ESCOBAR ORTEGA, Y A.E. TOVAGLIARI. 2007. Respuesta del cultivo de arroz a la inoculación con *Azospirillum* y fisiología de las comunidades bacterianas rizosféricas. VI Reunión Nacional Científico-Técnica de Biología de Suelos y VI Encuentro sobre Fijación Biológica de Nitrógeno, Río Cuarto, Córdoba, Argentina.

GLICK, B. 1995. Review: the enhancement of plant growth by free-living bacteria. *King, 1932 Can J. Microbiol.* 41:109-117.

GONZÁLEZ S., C. H.; L. L. RODRÍGUEZ; C.ARJONA; A. PUERTA, Y M. FONSECA. 1999. Efecto de la aplicación de *Trichoderma harzianum* R. sobre la composición cuantitativa de bacterias, hongos y actinomicetos de la rizósfera de solanáceas y su influencia en el crecimiento vegetativo. *Investigación agraria producción y protección vegetales.* 14: 297-306.

GRANDE, H. A., AND R. DRUETTA. 2015. **Respuesta del cultivo de Maíz (*Zea mays* L.) a la aplicación de promotores de crecimiento y fertilización nitrogenada**. Ensayo Maíz - Facyt AZ+PSF - UNVM (Morteros - Córdoba) - campaña 2014/15. En: <http://www.facyt.com/productos-categorias.asp>. Consultado: 13-06-2016.

GRAVEL, V.; H. ANTOUN AND R. J. TWEDDELL. 2007. Growth stimulation and fruit yield improvement of greenhouse tomato plants by inoculation with *Pseudomonas putida* or *Trichoderma atroviride*: Possible role of indole acetic acid (IAA). *Soil Biol. Biochemist.* 39: 1968-1977.

GUTTERSON N. I.; T. LAYTON; J. ZIEGLE and G.vWARREN. 1986. Molecular cloning of genetic determinants for inhibition of fungal growth by a fluorescent pseudomonad. *J. Bacteriol,* 165:696-703.

HAGEN G. 1990. **The control of gene expression by auxin**. In: *Plant Hormones and Their Role in Plant Growth and Development*, (P.J. Davies Eds), Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands. pp. 149–163.

HARMAN, G. E. 2006. Overview of mechanisms and uses of *Trichoderma* spp. *Phytopathology* 96: 190-194.

HARMAN G. E.; C.R. HOWELL; A. VITERBO; I. CHET and M. LORITO. 2004. *Trichoderma* species: opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nat Rev Microbiol* 2 43–56.

HORNBY, D. 1990. Root diseases, In: J.M. Lynch (ed). **The rizosphere**. Wiley, Chichester, U. K. Pp. 233-528.

INBAR J; M. ABRAMSKY; D. COHEN and I. CHET. 1994. Plant growth enhancement and disease control by *Trichoderma harzianum* in vegetable seedlings grown under commercial conditions. *Eur J Plant Pathol* 100 337–346.

KAPULNIK Y. 1991. **Plant growth promoting rhizobacteria**. In: Waisel Y, Eshel A, Kafkafi U, eds. *Plant roots, the hidden half*. New York, USA: Marcel Dekker, Inc., 717–730.

KOEPPEN, W. 1931. *Grundriss der Klimakunde*. Walter de Gruyter Co. XII. 388 pags. Berlin.

KUCEY, R.; H. H. JANZEN and M. E. LEGETT. 1989. Microbially mediated increases in plant available phosphorus. **Advances in Agronomy**, 42: 199-228.

KUMAR B.; P. TRIVEDI and A. PANDEY. 2007. *Pseudomonas corrugate*: A suitable bacterial inoculants for maize grown under rainfed conditions of Himalayan region. **Soil Biol Biochem**. 39: 93: 100.

LOPER J. E. 1988. Role of fluorescent siderophore production in biocontrol of *Pythium ultimum* by a *Pseudomonas fluorescens* strain. **Phytopathology** 78: 166-172.

LYNCH, J. M. 1990a. Some consequences of microbial rhizosphere competence for plant and soil, In: Lynch J.M. (ed.). **The rizosphere**. Wiley, chichester. Pp. 1-10.

LYNCH, J. M. 1990b. Microbial metabolites. In *The Rhizosphere*, ed. Lynch J.M. Pp. 177-206

LYNCH, J. M. 1990c. Beneficial interactions between microorganism and roots. **Biotech. Adv.** 8:335-346.

LIPPMANN, B.; V. LEINHOS and H. BERGMANN. 1995. Influence of auxin producing rhizobacteria on root morphology and nutrient accumulation of crops I Changes in root morphology and nutrient accumulation in maize (*Zea mays* L) caused by inoculation with

indole-3-acetic acid (IAA) producing *Pseudomonas* and *Acinetobacter* strains or IAA applied exogenously. *Angew. Bot.* 69:31-36.

MAGyP. 2013. Estimaciones Agrícola – Cereales – Producción de Maíz. Sistema Integrado de información Agropecuaria. En: <http://www.siaa.gob.ar/series>. Consultado el día 31-03-2014.

MIRANDA-HERNÁNDEZ, M.; G. MAGDEEL-PÉREZ, Y S. CUPULL. 1998. Efecto de *Trichoderma* y *Azotobacter* en la producción de posturas de cafeto. IP Gral. Lázaro Cárdenas dl Río. Trabajo de Diplomado.

MOITY, T. H. 1982. Survival of *Trichoderma harzianum* in soil and in Pea and Bean rhizospheres. *Phytopathology* 72 (1): 121-125.

NEILANDS J. B. and S. A. LEONG. 1986. Siderophores in relation to plant growth and disease. *Annu. Rev. Phytopathol.* 24 187–208.

OKON Y and Y. HADAR. 1987. **Microbial inoculants as crop-yield enhancers.** *Critical Reviews in Biotechnology* 6: 61–85.

OKON, Y. and LABANDERA-GONZALES C. 1994. **Agronomic applications of *Azospirillum*: an evaluation of 20 years worldwide field inoculation.** *Soil Biol. Biochem.* 26: 1591-1601.

PAPAVIZAS, G. C.; M. LEWIS AND J. BEALGE-RISTAINO. 1984. Liquid fermentation technology for experimental production of biocontrol fungi. *Phytopathology* 71: 1171-1175.

REED, M.L.E., Y B.R. GLICK. 2004. Applications of free living plant growth-promoting rhizobacteria. *Antonie van Leeuwenhoek* 86:1-25.

RICHARDSON A. E. 1994. Soil microorganisms and phosphorus availability. In: Pankhurst CE, Doube BM, Gupta VVSR, Grace PR (eds) **Management of the soil biota in sustainable farming systems.** CSIRO Publishing, Melbourne, pp 50–62.

RITCHIE, S. W. and J. HANWAY. 1982. **How a corn plant develops.** Iowa State University of Science and Technology. Cooperative Extension Service Ames, Iowa. Special report N° 48.

SÁNCHEZ-PEREZ, M. I. 2009. Aislamiento y caracterización molecular y agronómica de *Trichoderma* spp. Nativos del norte de Tamaulipas. Tesis de Maestría en Ciencias en

Biotecnología Genómica. Centro de Biotecnología Genómica. Instituto Politécnico Nacional, 187 p.

SATORRE, E. H.; R. L. VENCE ARNOLD; G. A. SLAFER; E. B. DE LA FUENTE; D. J. MIRALLES; M. E. OTEGUI, Y R. SAVIN. 2003. **Producción de granos**. Bases funcionales para su manejo. Universidad Nacional de Buenos Aires. Pp. 501-553.

SATORRE, E. H. 2005. Cambios tecnológicos en la agricultura actual. **Ciencia hoy**. Vol 15 (87): 24-31.

SCHER, F. AND R. BAKKER. 1982. Effect of *Pseudomonas putida* and synthetic iron chelator on induction of soil suppressiveness to *Fusarium* with pathogens. **Phitopathology** 12: 1563-1567.

SCHIPPERS B.; R.J. SCHEFFER,; B. J. LUGTENBERG AND P.J. WEISBEEK. (1995). Biocoating of Seeds with Plant Growth Promoting Rhizobacteria to improve plant Establishment. **Outlook on Agricultura**. Vol. 24, N° 3: 179-185.

SHORESH, M. and G. E. HARMAN. 2008a. The molecular basis of shoot responses of maize seedlings to *Trichoderma harzianum* T22 inoculation of the root: A proteomic approach. *Plant Physiology*. 147: 2147-2163.

SHORESH, M. and G. E. HARMAN. 2008b. The relationship between increased growth and resistance induced in plants by root colonizing microbes. *Plant Signaling & Behavior*. 3: 737-739.

STEENHOUDT, O. and J. VANDERLEYDEN. 2000. *Azospirillum*, a free-living nitrogen-fixing bacterium closely associated with grasses: genetic, biochemical and ecological aspects. *FEMS Microbiol Rev* 24, 487–506.

TEJEDA GONZÁLEZ, G. ; R. GARCÍA GÓMEZ ; R. MARTÍNEZ VIERA ; W. RODRÍGUEZ ; M. RUIZ, YOANIA RÍOS ; Y. RODRÍGUEZ ; N. MORALES ; M. E. SIMANCA ; G. CROCHE Y L. GONZÁLEZ. 2007. **Cultivo mixto de bacterias con efecto antagonista y estimulador del crecimiento vegetal**. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical (INIFAT), 215 pág.

TIEN, T; M. GASKIN and D. HUBBEL. (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.

URQUIAGA, S., C.P. JANTALIA, B.J.R. ALVES, Y R.M. BODDEY. 2004. Importancia de la FBN en el secuestro de carbono en el suelo y en la sustentabilidad agrícola. En: Monzón de Asconegui, M., I.E. García de Salamone, S. Miyazaki (Eds.). Biología del suelo. Transformación de la materia orgánica. Usos y biodiversidad de los organismos edáficos. Editorial FAUBA, Buenos Aires: pp. 1-6.

VAN LOON, L.C.; P.A. BAKKER and C. PIETERSE. 1998. Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. **Annu. Rev. Phytopathol.** 36, 453–483.

VINALE, F.; K. SIVASITHAMPARAMB; M. L. GHISALBERTIC; R. MARRA; S. L. WOO and M. LORITO. 2008. *Trichoderma*-plant-pathogen interactions. *Soil Biology & Biochemistry* 40: 1-10.

VOISARD, C.; C. KEEL; D. HAAS and G. DÉFAGO. 1989. Cyanide production by *Pseudomonas fluorescens* helps suppress black root rot of tobacco under gnotobiotic conditions. **EMBO J.** 8, 351–358.

WAINWRIGHT, M. 1995. Introduction a la biotecnología de los hongos. España. Pp. 174-176.

WINDHAM M. T.; Y. ELAD AND R. BAKER 1986. A mechanism for increased plant growth induced by *Trichoderma spp* *Phytopathology*, 76:518:521.

ANEXO

1: Prueba de homogeneidad de varianzas

	Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
Diámetro del tallo	1,594	12	39	,134
N° de hojas activas	2,897	12	39	,006
Peso parte radícula	3,119	12	39	,004
Peso parte aérea	3,888	12	39	,001
N° de plantas / m ²	,568	12	39	,854
Tamaño de espiga (cm)	1,289	12	52	,253
Rendimiento/Ha (Kg)	1,195	12	52	,312

2: ANOVA

		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Diámetro del tallo	Inter-grupos	0,094	12	0,008	0,399	0,955
	Intra-grupos	0,765	39	0,02		
	Total	0,859	51			
Número de hojas Activas	Inter-grupos	59,192	12	4,933	5,617	0
	Intra-grupos	34,25	39	0,878		
	Total	93,442	51			
Peso Parte Radícula	Inter-grupos	1378,604	12	114,884	2,755	0,008
	Intra-grupos	1626,527	39	41,706		
	Total	3005,131	51			
Peso parte aérea	Inter-grupos	2460,58	12	205,048	1,394	0,21
	Intra-grupos	5734,792	39	147,046		
	Total	8195,371	51			
N° de plantas / m ²	Inter-grupos	12,942	12	1,079	3,675	0,001
	Intra-grupos	11,446	39	0,293		
	Total	24,388	51			
Área foliar (cm ²)	Inter-grupos	227921,349	12	18993,446	26,145	0
	Intra-grupos	28332,417	39	726,472		
	Total	256253,766	51			
Longitud de espiga (cm)	Inter-grupos	57,73	12	4,811	3,136	0,002
	Intra-grupos	79,764	52	1,534		
	Total	137,494	64			
Rendimiento/ha (Kg)	Inter-grupos	22838562	12	1903213,5	2,073	0,036
	Intra-grupos	47752210,7	52	918311,744		
	Total	70590772,7	64			

Subconjuntos homogéneos

3: Peso seco de la Raíz

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05	
		A	B
6,00	4	25,5875	
9,00	4	25,9500	
11,00	4	27,1575	27,1575
13,00	4	28,1500	28,1500
14,00	4	30,7500	30,7500
4,00	4	31,3700	31,3700
7,00	4	31,5875	31,5875
10,00	4	32,5125	32,5125
8,00	4	33,0250	33,0250
3,00	4	36,8375	36,8375
5,00	4	37,2000	37,2000
1,00	4	40,1750	40,1750
2,00	4		42,5625
Sig.		,108	,072

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 4,000.

4: Área foliar (cm²)

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05					
		A	B	C	D	E	F
9,00	4	608,4000					
13,00	4	609,7750					
2,00	4	617,5250					
10,00	4	623,6750					
11,00	4	642,3700	642,3700				
14,00	4	667,0250	667,0250	667,0250			
6,00	4		700,5875	700,5875	700,5875		
7,00	4			715,1200	715,1200	715,1200	
4,00	4				755,0125	755,0125	755,0125
1,00	4				755,6250	755,6250	755,6250
5,00	4				767,0875	767,0875	767,0875
8,00	4					770,8125	770,8125
3,00	4						789,5000
Sig.		,140	,147	,388	,055	,192	,833

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 4,000.

5: Numero de hojas activas

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05		
		A	B	C
10,00	4	5,0000		
9,00	4	5,5000	5,5000	
11,00	4	5,7500	5,7500	
3,00	4	6,0000	6,0000	
13,00	4	6,0000	6,0000	
14,00	4	6,2500	6,2500	
2,00	4	6,7500	6,7500	
6,00	4	7,0000	7,0000	7,0000
8,00	4	7,0000	7,0000	7,0000
1,00	4	7,2500	7,2500	7,2500
4,00	4	7,2500	7,2500	7,2500
7,00	4		7,7500	7,7500
5,00	4			9,2500
Sig.		,068	,068	,068

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 4,000.

6: Número de plantas / m²

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05		
		A	B	C
7,00	4	6,9250		
5,00	4	7,0250	7,0250	
9,00	4	7,2000	7,2000	7,2000
2,00	4	7,2500	7,2500	7,2500
1,00	4	7,2575	7,2575	7,2575
3,00	4	7,4000	7,4000	7,4000
6,00	4	7,5500	7,5500	7,5500
4,00	4	7,8250	7,8250	7,8250
8,00	4	7,9000	7,9000	7,9000
14,00	4	8,0250	8,0250	8,0250
10,00	4	8,1750	8,1750	8,1750
11,00	4		8,3250	8,3250
13,00	4			8,5250
Sig.		,093	,069	,059

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 4,000.

7: Estadísticos de contraste(a, b)

	N° de Hojas Activas	Peso Parte Radicula	Area foliar (cm2)
Chi-cuadrado	29,735	27,112	46,469
gl	12	12	12
Sig. asintót.	,003	,007	,000

a Prueba de Kruskal-Wallis

b Variable de agrupación: Tratamiento

8: Longitud de espiga (cm)

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05		
		A	B	C
3,00	5	15,7800		
8,00	5	16,0600	16,0600	
11,00	5	16,7200	16,7200	16,7200
10,00	5	16,8000	16,8000	16,8000
9,00	5	17,3000	17,3000	17,3000
14,00	5	17,3200	17,3200	17,3200
13,00	5	17,3600	17,3600	17,3600
1,00	5	17,9200	17,9200	17,9200
7,00	5	18,0000	18,0000	18,0000
4,00	5	18,0800	18,0800	18,0800
6,00	5	18,3600	18,3600	18,3600
5,00	5		18,5000	18,5000
2,00	5			19,1800
Sig.		,078	,120	,113

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 5,000.

9: Rendimiento/ha (kg)

Test: HSD de Tukey

Tratamiento	N	Subconjunto para alfa = .05	
		A	B
3,00	5	5290,2000	
1,00	5	6506,6600	6506,6600
14,00	5	6766,0000	6766,0000
4,00	5	6816,8000	6816,8000
8,00	5	6847,4000	6847,4000
10,00	5	6937,8000	6937,8000
7,00	5	6995,4000	6995,4000
11,00	5	7053,6000	7053,6000
6,00	5	7093,2000	7093,2000
9,00	5	7133,2000	7133,2000
2,00	5		7396,4000
5,00	5		7683,4000
13,00	5		7816,0000
Sig.		,141	,623

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 5,000.