

Efecto de biopreparados *Azospirillum* sp., *Azotobacter* Sp. y *Trichoderma* sp. como estimuladores en la germinación de esquejes de caña de azúcar (*Saccharum Officinarum* L.)

Lina C. Valderrama-Aguirre¹, Jorge Julio Herrada², Luis Eduardo Cuervo L³

Resumen

En ocasiones la baja germinación de las semillas en los cultivos de caña de azúcar exige un proceso de resiembra que reduce el costo-efectividad de los cultivos. Una de las estrategias más comunes para evitar esto es el uso de fungicidas químicos, justificado en que la baja germinación se atribuye en parte (29-70%) a agentes fitopatogénicos. Una opción de mucho interés en la actualidad es el uso de microorganismos promotores de crecimiento vegetal (PGPM), que no solo protegen la semilla sino que tienen propiedades enraizadoras, biocontroladoras y biofertilizantes. El propósito de este trabajo fue evaluar la acción de un biopreparado compuesto por *Azospirillum* sp, *Azotobacter* sp y *Trichoderma* sp., como estimulador de la germinación de semilla de *Saccharum officinarum* L.(CC 85-92). El porcentaje de germinación (%G) de los esquejes pretratados con el biopreparado fue comparado con el %G de esquejes tratados solo con un fungicida comercial y el %G de esquejes sin tratamiento alguno. Para cada tratamiento se usaron 75 esquejes, seleccionados al azar. El número de rebrotes germinados se evaluó a los 14, 35 y 41 días post-siembra. El %G con el biopreparado fue del 80%, mientras que con el protector de semillas fue de solo un 58% ($P = 0.0001$; 95IC%:44.8-77.9). Con el control se obtuvo solo un 54% ($P = <0.0001$; 95IC%:42.2-66.4). En conclusión, el uso del biopreparado fue significativamente más efectivo para estimular la germinación de las semillas de caña de azúcar. Estos resultados constituyen un precedente para la realización de experimentos de mayor envergadura que incluyan la evaluación del costo/efectividad y la producción en los cultivos.

Palabras claves: Biofertilizante, germinación, bacterias promotoras de crecimiento (PGPM).

Abstract

Sometimes the low germination of seed crops of sugar cane requires replanting process that reduces the cost-effectiveness of the crops. The most common strategy to avoid this is to use chemical fungicides, justified in that the low germination is attributed in part (20-70%) to phytopathogenic agents. A choice of much current interest is the use of Plant Growth Promoters Microorganisms (PGPMs), which not only protects the seed, but has properties to favor rooting, biocontrol, and biofertilizer. The purpose of this study was to evaluate the action of a biopreparation composed of *Azospirillum* sp, *Azotobacter* sp, and *Trichoderma* sp., such as stimulating the germination of seeds of *Saccharum officinarum* L. (CC 85-92). Germination percentage (% G) of setts treated with the biopreparation was compared with the %G of cuttings treated only with a commercial fungicide and %G cuttings without treatment. We used 75 setts for each treatment, randomly selected. The number of coppice sprouts was evaluated

¹ Magister en Ing. Ambiental (C). Especialista en Ing. Ambiental. Jefe Lab. de microbiología campo. Incauca S.A. lvalderrama@incauca.com

² Doctor en Ciencias del Suelo (C). Agrónomo. Gerente de Campo Incauca S.A. jherrada@incauca.com

³ Magister en Ciencias del Suelo (C). Agrónomo. Jefe Investigaciones y Control Fitosanitario Campo. Incauca S.A. lcuervo@incauca.com

at 14, 35, and 41 days post-seeding. The %G with biopreparation was 80% whereas with seed protectant was only 58% ($P = 0.0001$; 95IC: 44.8 – 77.9%). Control obtained only 54% ($P = <0.0001$; 95IC%: 42.2-66.4). In conclusion, the use of biopreparation was significantly more effective to stimulate the germination of seeds of sugar cane. These results constitute a precedent for conducting larger-scale experiments involving assessment of cost effectiveness and crop production.

Keywords: Bio-fertilizers, germination, Plant Growth Promoting Bacteria (PGPMs).

Introducción

La caña de azúcar es un cultivo de gran importancia en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, que se utiliza para producir recursos energéticos estratégicos como azúcar y etanol (Rengel *et al.*, 2011). Colombia se encuentra dentro de los diez mayores exportadores del planeta, y en el valle geográfico del río Cauca la región donde se encuentra la mayor parte del cultivo con 205.000 ha de caña para elaboración de azúcar y soporte económico (Ramos, 2005).

El valle geográfico del río Cauca se distingue por su ecología excepcional para la siembra, adaptación, desarrollo y cosecha de la caña de azúcar sin interrupción en el año (Ramos, 2005). Sin embargo, a pesar de las buenas condiciones climatológicas de la zona, se puede presentar baja germinación de la semilla (Rodríguez *et al.*, 1999), atribuible a su baja fertilidad, al escaso vigor de los semilleros, a factores genéticos y a plagas y fitopatógenos. Se ha reportado que las enfermedades producidas por hongos ocasionan pérdidas entre el 29% y el 70% (Osorio, 2007); esto disminuye la productividad y rentabilidad del cultivo, y se debe recurrir a labores de resiembra, lo que hace necesario fortalecer el cultivo con estimuladores de crecimiento, fertilizantes de origen químico (García *et al.*, 2003, Arreola-Enriquez *et al.*, 2004) y productos protectores de semillas, constituidos por *carboxim-captan*, que actúa como un fungicida sistémico curativo que absorbido y depositado en la cutícula de las semillas tiene una acción de contacto.

Se han descubierto microorganismos con efecto benéfico sobre las plantas, los cuales tienen un potencial considerable como biofertilizantes y como agentes de biocontrol (Döbereiner *et al.*, 1995; Gonzales y Barraquio, 2000; Boddey *et al.*, 2003). Su acción sobre el crecimiento y desarrollo la ejercen por diferentes mecanismos, entre los que se encuentran: fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fosfato y producción de quelantes de hierro (sideróforos) (Pérez & Casas, 2005). Entre estos microorganismos se incluyen las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (Plant Growth Promoting Rhizobacteria-PGRP), asociadas al sistema radical de algunas especies vegetales, que aceleran el desarrollo y aumento del rendimiento de los cultivos debido fundamentalmente a su capacidad de sintetizar sustancias biológicamente activas como auxinas, citoquininas, giberelinas, aminoácidos y vitaminas. Esta propiedad, unida a la función de fijar el nitrógeno atmosférico, ha despertado el interés

de numerosos investigadores por elevar el valor de poblaciones autóctonas de cada suelo (Bashan *et al.*, 1996; Pérez y Casas, 2005; Gallegos y Quispe, 2009; Cárdenas *et al.*, 2010).

Entre el grupo de rizobacterias promotoras de crecimiento se incluyen los géneros *Acetobacter*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Bacillus*, *Burkholderia*, *Herbaspirillum*, *Pseudomonas* y *Rhizobium*, entre otros (Agüero-Murillo, 2009). Actualmente se han desarrollado múltiples investigaciones sobre la capacidad de *Azotobacter* sp y *Azospirillum* sp para asociarse a los cultivos de caña de azúcar y promover su crecimiento. Los investigadores han observado que influyen en un mayor desarrollo del sistema radical, lo cual se traduce en mayor superficie de absorción de nutrientes y en mayor desarrollo de la parte aérea de las plantas (Döbereiner *et al.*, 1995; Baca *et al.*, 2000; Holguín *et al.*, 2003).

Por otra parte, se utilizan diferentes especies del hongo *Trichoderma* para el control de hongos patógenos del suelo, principalmente los géneros *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Colletotrichum*, *Pythium* y *Fusarium* (Cubillos-Hinojosa *et al.*, 2009). Entre los principales mecanismos de acción de *Trichoderma* contra los fitopatógenos se encuentra la competencia por espacio y nutrientes, el micoparasitismo y la antibiosis, además de la secreción de enzimas y la producción de compuestos inhibidores (Infante *et al.*, 2009). También han sido reportados como estimuladores del crecimiento vegetativo (Sánchez *et al.*, 2002), solubilizadores de fosfatos y descomponedores de materia orgánica.

En ese orden de ideas, es importante investigar alternativas que puedan aumentar la producción y favorecer en especial la germinación y control de fitopatógenos en el cultivo de caña de azúcar, en pro de una agricultura ambientalmente amigable y sostenible.

El propósito de este trabajo fue evaluar la acción de un biopreparado compuesto por *Azospirillum* sp, *Azotobacter* sp y *Trichoderma* sp. como estimulador de la germinación de semilla de *Saccharum officinarum* L. en la variedad CC 85-92.

Materiales y métodos

Establecimiento del experimento

La investigación se llevó a cabo en el municipio de Corinto, departamento de Cauca, a una altura de 1200 msnm, con una temperatura media anual de 24 °C., 94% de humedad relativa y una precipitación media de 1634 mm/año. El tipo de suelo seleccionado fue un molisol serie Sinai, subgrupo Udic Haplustolls, familia francosa fina y zona agroecológica 11H3 (Cuadro 1), según Revelo *et al.* (1994) y Quintero Durán *et al.* (2008), los molisoles representan el 47.8 % del área cultivada con caña de azúcar; por lo tanto, se escogió este tipo de suelo por su representatividad. La variedad de caña seleccionada, CC 85-92, es la más abundante en la región con un 73.8% (Palma *et al.*, 2010).

Cuadro 1. Características físico-químicas del suelo.

pH 1:1.	C.E dS/m	M.O %	CIC	Complejo de cambio me/ 100g			Na
				Ca	Mg	K	
6.3	0.28	1.49	15.05	10.49	3.59	0.15	0.19
	PSI	Granulometría %			Clase textural		
		Arenas	Limos	Arcillas			
	1.26	39.12	32.00	28.88	FAr		

Activación y propagación de las bacterias y el hongo

Se utilizaron cepas de *Azospirillum* sp, *Azotobacter* sp. proporcionadas por el laboratorio de producción comercial Biocontrol®, para cuya activación fueron sembradas por estría en cajas de Petri con agar nutritivo e incubadas a 28°C de tres a siete días según el tipo de microorganismo. Posteriormente las cepas se propagaron en caldo nutritivo con agitación a 200 rpm durante 72 horas hasta una concentración de 10⁻⁹ células ml⁻¹ según recuento en placa.

El hongo *Trichoderma* sp. fue obtenido de los suelos de Incauca y para su propagación fue inoculado en recipientes de vidrio con agar arroz- vinaza en proporciones 1:1, y luego se incubó a una temperatura de 25°C durante 5 días. A partir de estos cultivos esporulados, se prepararon suspensiones del orden de 10⁸ conidios/ml.

Efecto de las bacterias y el hongo en la germinación de las semillas

Los esquejes provenían de un semillero de siete meses de edad de la variedad CC 85-92. Se tomaron al azar 75 esquejes y se aplicaron por aspersión con el biopreparado en proporción de 100 ml por litro de agua, equivalente a una dosis de 20 l/ha del biopreparado; otros 75 esquejes se aplicaron por aspersión con el fungicida comercial en dosis de 30 gramos/ha; finalmente, se tomó otro grupo de 75 esquejes que no fueron asperjados. Inmediatamente se sembraron en el campo a una densidad de diez yemas por metro lineal, en tres surcos de 10 m de largo cada uno, separados 1,5 m, para un total de 300 yemas/tratamiento. En cada surco se contaron las yemas con daño biológico, las afectadas mecánicamente y el total de yemas presentes. Los tratamientos se distribuyeron en un diseño completamente al azar y tres medidas repetidas en el tiempo (Wayne, 1993), expresada como:

$$X_{ijk} = \mu + \alpha_i + \tau_j + (\alpha\tau)_{ij} + e_{ijk}$$

donde:

X_{ijk} = Es una observación representativa.

i = Cada tratamiento j = día de evaluación (14, 35 y 41)

μ = Media general

α = Efecto fijo del tratamiento

τ = Efecto fijo del tiempo

$(\alpha\tau)_{ij}$ = Efecto de la interacción entre el tratamiento i y la evaluación en el tiempo j

e_{ij} = Representa el error experimental

A los 14, 35 y 41 días se determinó el porcentaje de germinación por cada repetición y tratamiento. Estos datos se analizaron inicialmente para cada una de las evaluaciones y posteriormente como un diseño completamente al azar con medidas repetidas. La mejor estructura de varianzas-covarianzas entre las evaluaciones fue la autorregresiva de primer orden. Para los análisis se utilizó el procedimiento Mixed del paquete estadístico SAS.

Resultados y discusión

Análisis de manera individual para cada una de las evaluaciones en el tiempo

Durante los primeros 14 días no hay diferencias significativas ($p = 0.66$) entre tratamientos, lo cual puede deberse al bajo desarrollo de las raíces, dado que las bacterias se desarrollan en la rizósfera. Según Avella (2007) y Salazar (2003), en la rizósfera se activa la proliferación de microorganismos, gracias al suministro de exudados radicales que contienen azúcares, aminoácidos, vitaminas y enzimas, además de señales que modulan la interacción microorganismo-planta.

A los 35 días son significativas las diferencias entre el tratamiento biopreparado y los otros tratamientos ($p = 0.034$). El testigo o control tiene 49% de germinación; el biopreparado, un 80%, y el fungicida comercial, un 58% (Figura 1). Esto se debe a que este tipo de microorganismos producen hormonas que ocasionan cambios en la morfología de la raíz, lo cual promueve la formación de raíces laterales y el desarrollo de pelos absorbentes que inducen una mayor adquisición de nutrientes. El biopreparado usado contenía dos géneros de bacterias, *Azotobacter* sp. y *Azospirillum* sp. Estas bacterias promotoras de crecimiento vegetal tienen la capacidad de biosintetizar hormonas como las auxinas (Brandl *et al.*, 1996; Rodríguez Cheang *et al.*, 2005), lo que se refleja en la promoción de crecimiento radical por la alta sensibilidad de las raíces a dicha hormona.

Estos resultados son consistentes con la hipótesis propuesta por Bashan & Levanony (1990), que sostienen que existen varios mecanismos involucrados en la asociación planta-microorganismo, que actúan simultáneamente, y cuya suma, en condiciones ambientales favorables, se refleja en los cambios observados en el crecimiento y la germinación de las plantas. Además, el desarrollo de raíces permite a la planta tener mayor acceso a los nutrientes y por lo tanto favorece su desarrollo. Asimismo, Rodríguez *et al.* (2005) plantean que los microorganismos en los que se detecta producción de AIA también muestran actividad nitrogenasa, es decir, tienen capacidad para fijar el nitrógeno atmosférico.

A los 41 días se siguen conservando las mismas diferencias ($p = 0.02$); el tratamiento del biopreparado presenta un porcentaje de germinación del 83%, 26% superior al testigo ($P = <0.0001$; 95IC%:42.2-66.4) y un 22% con respecto al fungicida comercial ($P = 0.0001$; 95IC%:44.8-77.9). Entre el control y el fungicida comercial no hay diferencias. Este mayor número de rebrotes también se debe a la reducción de los patógenos a causa de la acción de

hongo *Trichoderma* sp. y la generación de sustancias reguladoras del crecimiento que incrementan la germinación y el desarrollo de las plantas (Windham *et al.*, 1986; Chang *et al.*, 1998).

En contraste, Vargas *et al.* (2001) aislaron 30 cepas de los géneros *Azotobacter* y *Azospirillum*, que mostraron efectos benéficos en la germinación 57.4% (cepa P-3) superiores al testigo; y las cepas P-27, T2P10, S4- BE y PS-3, 50.2% superiores al testigo.

Análisis al considerar el arreglo como medidas repetidas en el tiempo

Cuando se consideraron todas las repeticiones y los tratamientos en el tiempo se observaron diferencias significativas entre tratamientos ($p = 0.022$). Analizando el tiempo como una variable de regresión se construyeron ecuaciones lineales por tratamiento, teniendo en cuenta que los interceptos no difieren de cero, pero todas las pendientes son significativas (Figura 2).

Se observa que en el tratamiento biopreparado por cada día la velocidad de germinación se incrementa en promedio en un 2.26%; en el tratamiento control o testigo, 1.37%, y en el fungicida comercial, 1.46%. La evidencia del modelo sugiere la efectividad del biopreparado frente a los otros tratamientos, lo cual es consistente con lo encontrado por Agüero-Murillo (2009), quien comprobó que al inocular con las yemas de caña de azúcar al momento del trasplante, y la inmersión de las raíces al momento de la siembra, se incrementa la velocidad de germinación y mejora el establecimiento del material trasplantado, el desarrollo de las raíces, el macollamiento, la altura y el número de tallos molinables. Estos factores redundan en un incremento de la producción por unidad de área.

Se puede verificar la relación existente entre tratamiento y días de evaluación: el tratamiento con el biopreparado acelera la germinación casi un 1% más por cada día con relación a los otros tratamientos. Loredó-Ostí *et al.* (2004) observaron que el 93% de los aislamientos de *Azotobacter* sp, obtenidos de gramíneas producen auxinas, en especial ácido indol acético (AIA) y algunos derivados no identificados de auxinas y giberelinas, lo que promueve el aumento y la velocidad de la germinación.

Al reemplazar los valores de día en las ecuaciones, en el día 14 se obtuvo para el tratamiento control un 18.50% de germinación, muy similar a lo encontrado experimentalmente (18.33%). Para el tratamiento con el biopreparado, en el día 14 se espera un 25.87%, similar a lo obtenido en campo (25%). Por lo tanto, es evidente que el modelo se ajusta a lo encontrado en el campo. Sin embargo, el uso de estas ecuaciones es válido sólo para un periodo de cero a 41 días (Cuadro 2).

De acuerdo con estos resultados es razonable sugerir el uso de biopreparados y de protectores de semillas, estimulantes y fertilizantes de origen biológico (De La Bastida y Cristina, 2007). Además, se podría con ello obtener beneficios en la fertilización. Algunos reportes sobre inoculación de los cultivos con este tipo de microorganismos indican que se puede re-

ducir entre 40% y 50% el volumen de fertilizantes sin que disminuya el rendimiento de la cosecha (Baca *et al.*, 2000; Itzlgshn *et al.*, 2000; Resende *et al.*, 2006).

Sin embargo, la población total de microorganismos puede variar debido a factores tales como la edad de la planta, las condiciones ambientales y el tipo de tejido (Rives *et al.*, 2007). Por lo anterior, es importante realizar investigaciones encaminadas al aislamiento de cepas nativas, las cuales se encuentran asociadas a la rizosfera y están relacionadas con mayor número de macollamiento, crecimiento y distancia de entrenudos, entre otros (Rojas- Sierra y Moreno-Sarmiento, 2008), con lo cual se reduciría el uso de agroquímicos, lo que haría más económica la producción y contribuiría a restaurar los ecosistemas (Borda-Molina *et al.*, 2009).

Conclusión

- De acuerdo con los resultados, se observó un efecto positivo de los microorganismos *Azospirillum sp.*, *Azotobacter sp.* y *Trichoderma sp.* en el porcentaje de germinación de las semillas de caña de azúcar, y se estableció que el biopreparado propició un porcentaje de germinación superior con respecto al tratamiento tradicional. Estos resultados constituyen un precedente para la realización de experimentos de mayor envergadura que incluyan la evaluación del costo–efectividad y la producción en los cultivos.
- También se requiere continuar con investigaciones que evalúan diferentes condiciones ambientales y cepas nativas para obtener información precisa sobre los procesos de germinación, crecimiento y desarrollo de caña de azúcar en presencia de estos microorganismos.

Cuadro 2. Porcentaje de germinación obtenido en condiciones experimentales frente al estimado por el modelo.

Tratamiento	Día evaluación	% Germinación observado en campo	Día evaluación	% Germinación estimado por el modelo	Diferencia
Testigo o Control	14	18.33	14	18.51	-0.18
	35	49.33	35	47.45	1.88
	41	54.33	41	55.72	-1.39
Biopreparado	14	25.00	14	25.88	-0.88
	35	80.00	35	73.35	6.65
	41	82.67	41	86.91	-4.24
Fungicida comercial	14	23.00	14	23.66	-0.66
	35	58.00	35	54.38	3.62
	41	61.33	41	63.16	-1.83

Agradecimientos

A Carlos Arturo Moreno, biometrista, Cenicaña.

Referencias

Aguero-Murillo, A.M. 2009. Producción de bacterias fijadoras de nitrógeno (*Azotobacter*, *Bacillus* y *Pseudomonas*): En medio líquido a base de melaza para su aplicación en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum spp*) en azucarera el viejo, Guanacaste, Costa Rica. *Escuela de Biología. Instituto tecnológico de Costa Rica. Cartago Tesis.*

- Arreola-Enriquez, J.; Palma-López, D.; Salgado-García, S.; Camacho-Chiu, W.; Obrador-Olán, J.; Juárez-López, J. y Pastrana-Aponte, L. 2004. Evaluación de abono organomineral de cachaza en la producción y calidad de la caña de azúcar. *Terra Latinoamericana*. 22. pp. 351-357.
- Avella, D.J.J. 2007. Caracterización molecular de cepas nativas colombianas de *Azotobacter* spp. Mediante el análisis de restricción de DNA ribosomal 16S. *Pontificia Universidad Javeriana*. Bogotá D.C., Tesis
- Baca, B., Soto, L. y Pardo, M. 2000. Fijación biológica de nitrógeno. *Elementos*. 1: 39.
- Bashan, Y.; Holguin, G. y Ferrera-Cerrato, R. 1996. Interacciones entre plantas y microorganismos benéficos. I. *Azospirillum*. *Terra*, 14. pp. 159-194.
- Boddey, R.M.; Urquiaga, S.; Alves, B.J.R. y Reis, V. 2003. Endophytic Nitrogen Fixation In Sugarcane: Present Knowledge And Future Applications. *Plant and soil*. 252. pp. 139-149.
- Borda-Molina, D.; Pardo-García, J.M.; Martínez-Salgado, M.M. y Montaña-Lara, J.S. 2009. Producción de un biofertilizante a partir de un aislamiento de *Azotobacter nigricans* obtenido en un cultivo de *Stevia rebaudiana* Bert. *Universitas Scientiarum*. 14. pp. 71-78.
- Brandl, M.; Clark, E.M. y Lindow, S.E. 1996. Characterization Of The Indole-3-Acetic Acid (IAA) Biosynthetic Pathway In An Epiphytic Strain Of *Erwinia herbicola* And IAA Production In Vitro. *Canadian journal of microbiology*. 42. pp. 586-592.
- Cárdenas, D.M.; Garrido, M.F.; Bonilla, R.R. y Baldani, V.L. 2010. Aislamiento e identificación de cepas de *Azospirillum* sp. en pasto guinea (*Panicum maximum* Jacq.) del Valle del Cesar. *Pastos y Forrajes*. 33. 1-1.
- Chang, Y.C; Chang, Y.; Baker, R.; Kleifel, O. y Chet, I. Increases growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma Harzianum*. *Plant Diseases* (70). pp. 145-148.
- Cubillos-Hinojosa, J.; Valero, N. y Mejía, L. 2009. *Trichoderma harzianum* como promotor del crecimiento vegetal del maracuyá (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa* Degener). *Agronomía Colombiana*. pp. 81-86.
- De La Bastida, E. y Cristina, M. 2007. Producción de biofertilizante a partir de cepas autóctonas de *Azotobacter* SPP mediante fermentación discontinua en caldo pikovskaya modificado y caldo alternativo a escala de diez litros. Tesis. Facultad de Ingeniería en Biotecnología. ESPE. Sede Sangolquí. Peru. p. 62.
- Döbereiner, J.S.; Urquiaga, R.; Boddey, M. y Ahmad, N. 1995. Alternatives For Nitrogen Of Crops In Tropical Agriculture. *Nitrogen Economy In Tropical Soil*. *Fertil. Res.* 42. pp. 339-346.
- Gallegos, M.A.R. y Quispe, J.L. 2009. Capacidad promotora de crecimiento vegetal por bacterias del género *Azotobacter* y Actinomicetos aislados de cultivos de *Solanum tuberosum* Linnaeus, 1753 (Papa) cultivados en zonas altoandinas del Perú. Tesis. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad de San Marcos. Perú. p. 62.
- García, S.S.; Escobar, R.N. y Alanis, L.B. 2003. Determinación de la dosis óptima económica de fertilización en caña de azúcar. *Terra*. 21.
- Gonzales, M.S. y Barraquio, W.L. 2000. Isolation And Characterization of *Acetobacter diazotrophicus* (Gillis) In *Saccharum officinarum* L., *S. spontaneum* L., and *Erianthus* sp. *Philippine Agricultural Scientist*. 83.
- Holguín, G.; Bashan, Y.; Puente, E.; Carrillo, A.; Bethlenfalvay, G.; Rojas, A.; Vázquez, P.; Toledo, G.; Jiménez, M.B. y Glick, B.R. 2003. Promoción del crecimiento en plantas por bacterias de la rizosfera. *Plant Growth Promotion By Rhizosphere Bacteria*. *Agricultura Técnica en México*. 29.
- Infante, D.; Martínez, B.; González, N. y Reyes, Y. 2009. Mecanismos de acción de *Trichoderma* frente a hongos fitopatógenos. *Revista de Protección Vegetal*. 24. pp. 14-21.
- Itzlgshn, R.; Burdman, S.; Okon, Y.; Zaaday, E.; Yonatan R. y Perevolotsky. 2000. Plant-Growth Promotion In Natural Pastures By Inoculation With *Azospirillum* Brasilense Under Suboptimal Growth Conditions. *Arid Soil Res. Rehab.* 13. pp. 151-158.

- Loredo-Osti, C.; López-Redes, L. y Espinosa-Victoria, D. 2004. Bacterias promotoras del crecimiento vegetal asociadas con gramíneas: Una revisión. *Terra Latinoamericana*. 22. pp. 225-239.
- Osorio, C.G. 2007. Buenas prácticas agrícolas (BPA) y buenas prácticas de manufactura (BPM) en la producción de caña y panela. Oficina regional de la FAO para América Latina y el Caribe.
- Palma, A.; Gil, N. y Cortés, E. 2010. Producción de caña y azúcar en el valle del río Cauca entre enero y septiembre de 2010. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar (Cenicaña).
- Pérez, J. y Casas, M. 2005. Estudio de la interacción planta-*Azospirillum* en el cultivo caña de azúcar (*Saccharum sp.*). *Cultivos Tropicales*. 22. pp. 13-19.
- Quintero Durán, R.; García Sánchez, A.; Cortés Lombana, A.; Muñoz Arboleda, F.; Torres Aguas, J.S.; Carbonell González, J.A. y Osorio Morillo, C.A. 2008. Grupos homogéneos de suelos del área dedicada al cultivo de la caña de azúcar en el valle del río Cauca (segunda aproximación).
- Ramos, G. 2005. Caña de azúcar en Colombia. *Revista de Indias*. 65. pp. 49-78.
- Rengel, M.; Gil, F. y Montaña, J. 2011. Crecimiento y dinámica de acumulación de nutrientes en caña de azúcar. I. Macronutrientes. *Bioagro*. 21. pp. 43-50.
- Resende, A.S.D.; Xavier, R.P.; Oliveira, O.C.D.; Urquiaga, S.; Alves, B.J.R. y Boddey, R.M. 2006. Long-Term Effects Of Pre- Harvest Burning And Nitrogen And Vinasse Applications On Yield Of Sugar Cane And Soil Carbon And Nitrogen Stocks On A Plantation In Pernambuco. In *Plant and Soil*. 281. pp. 337-349.
- Revelo, C.F.; Barrero, V.M. y Escobar, C.A. 1994. Estudio de Detallado de Suelos. Corporación Autónoma Regional de Cauca (CVC). Cali. Colombia.
- Rives, N.; Acebo, Y. y Hernández, A. 2007. Reseña bibliográfica. Bacterias promotoras del crecimiento vegetal en el cultivo del arroz (*Oryza sativa L.*). *Perspectivas de su uso en Cuba*. *Cultivos Tropicales*. 28. pp. 29-38.
- Rodríguez Cheang, A.J.; Trujillo Cerón, I.D. y Bringas, Y.F. 2005. Caracterización fisiológica de la comunidad microbiana endófito de la caña de azúcar. *Revista Colombiana de Biotecnología*. 7. pp. 66-75.
- Rodríguez, F.A.; Jaime, E.G.; Zayas, J.R. y Terry, I.A. 1999. Biocontrol de patologías fúngicas en semilla botánica de la caña de azúcar. *Centro Agrícola*. 26.
- Rojas- Sierra, R. y Moreno-Sarmiento, N. 2008. Producción y formulación de prototipos de un biofertilizante a partir de bacterias nativas asociadas al cultivo de arroz (*Oryza sativa*). *Revista Colombiana de Biotecnología*. 10. pp. 50-62.
- Salazar, S.E. 2003. Capítulo IX. Abonos Orgánicos y Plasticultura. Facultad de Agricultura y Zootecnia de la Ujed. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. COCyTED. p. 233.
- Sánchez, O.; Gutiérrez, R.; Cordovi, C. y Reyes, M. 2002. Efecto de la aplicación de diferentes dosis de *Trichoderma sp.* en el crecimiento y desarrollo de plántulas de cafeto/*Coffea arabica*.
- Vargas, P.D.; Ferrera-Cerrato, R.; Almaraz-Suárez, J.J. y González, G.A. 2001. Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. *Terra*. 19.
- Wayne, W.D. 1993. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. Tercera edición. Limusa. Noriega Editores. 676.
- Windham, M.T.; Elad Y. y Baker 1986. A Mechanism For Increased Plant Growth Induced By *Trichoderma spp.* *Phytopathology*. 76. pp. 518-521.

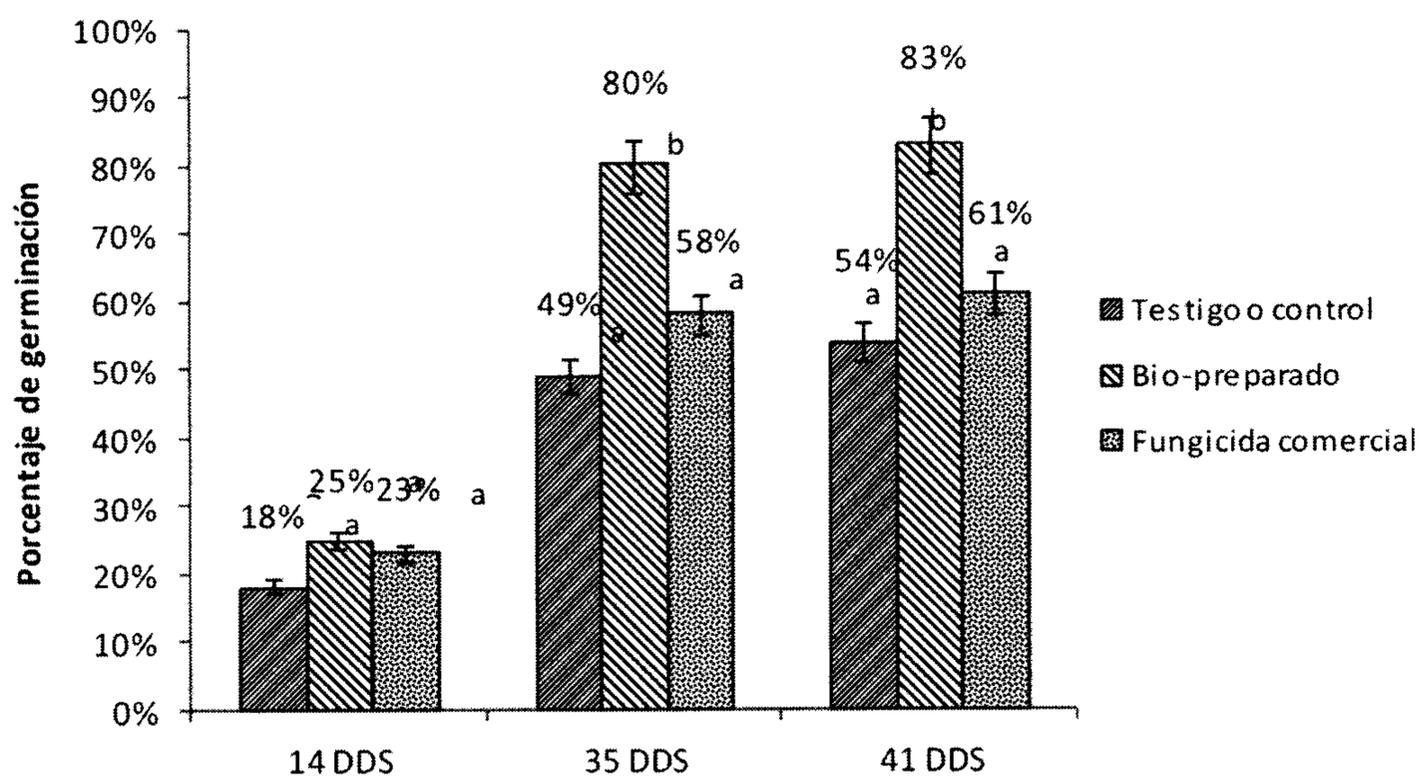


Figura 1. Porcentaje de germinación de los tratamientos a los 14, 35 y 41 días después de la siembra (DDS) Letras diferentes indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey (n = 300)

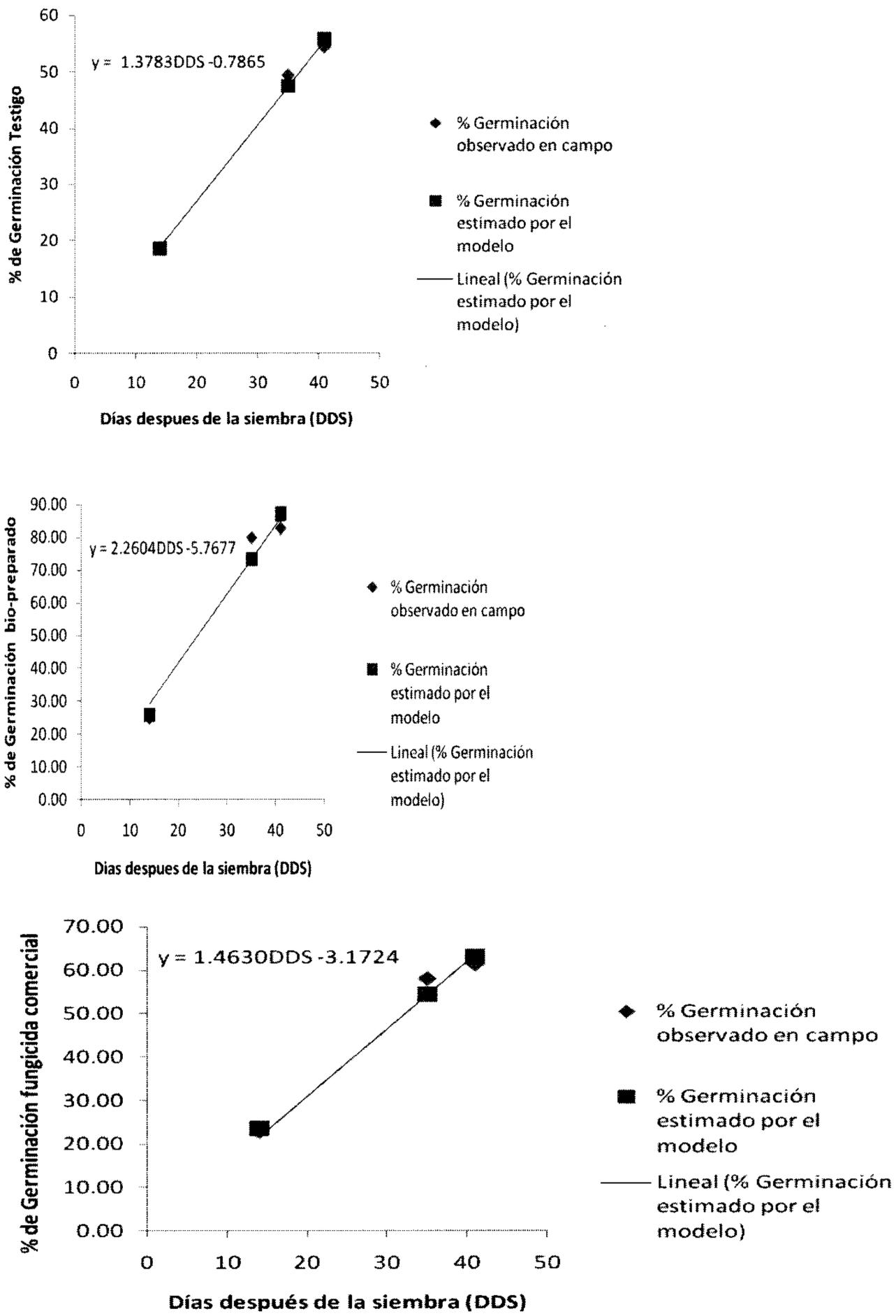


Figura 2. Ecuaciones lineales en el porcentaje de germinación observado y estimado por tratamiento.