



CINÉTICA DE CRECIMIENTO DE PLANTAS CONVENCIONALES Y VITROPLANTAS DE CAÑA DE AZÚCAR[†]

[PLANT GROWTH KINETICS OF SUGAR CANE PLANTS PROPAGATED CONVENTIONALLY AND IN VITRO]

Rogelio Miranda-Marini^{1,2}, Nicacio Cruz-Huerta^{1*},
 Víctor Arturo González-Hernández¹ and Mariana Palma-Tenango³

¹Colegio de Postgraduados. Km 36.5 Carretera México-Texcoco, Montecillo, Texcoco, Edo. de México. C.P. 56230, México. Email:ncruz@colpos.mx

²Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Km 34.5 Carretera Federal Veracruz-Córdoba, Medellín de Bravo, Ver. C.P. 94270, México.

³SEPI-ESIME, Instituto Politécnico Nacional, Zacatenco, Col. Lindavista, Ciudad de México. C.P. 07738, México

* Corresponding author

RESUMEN

En México, la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) se propaga tradicionalmente en forma vegetativa mediante esquejes obtenidos de otra plantación; con frecuencia no se controla la calidad genética y sanitaria de los esquejes, lo que resulta en menores rendimientos agroindustriales y mayores problemas fitosanitarios. Una alternativa es el establecimiento de semilleros certificados mediante vitroplantas libres de patógenos, genéticamente homogéneas y vigorizadas. El objetivo fue evaluar plantaciones reproducidas de forma convencionales vs. vitroplantas de caña de azúcar, en su cinética de crecimiento y su distribución de biomasa, así como su relación con algunos índices de eficiencia fisiológica en dos de las variedades más sembradas en el país, CP 72-2086 y MEX 69-290. Las dos variedades se propagaron como esquejes hidrotermotrados a 50 °C por 2 h, y como vitroplantas, y se plantaron a una densidad de 10,416 plantas ha⁻¹. Los tratamientos se compararon bajo un experimento factorial 2 (variedades) x 2 (fuentes de propágulo), en arreglo de parcelas divididas con cuatro repeticiones. Las variables de respuesta se midieron en siete muestreos destructivos, efectuados al momento del trasplante y luego cada 20 días a partir de los 45 días después del trasplante (ddt). La biomasa se determinó en peso seco de plantas completas y su partición entre tallo, raíz y hojas. Los resultados mostraron un crecimiento inicial lento de las vitroplantas, al compararlo con las plantas derivadas de propagación por esqueje. Pero a partir de los 105 ddt, las vitroplantas presentaron mayor acumulación de biomasa. Las vitroplantas formaron 25 % más tallos por cepa (15) que las convencionales (12). Conforme a las cinéticas de distribución de la biomasa, en los cuatro tratamientos el tallo fue el órgano que más creció después de la fase lenta, y superó a la raíz y las hojas; estas diferencias fueron más notorias en las vitroplantas.

Palabras clave: caña de azúcar; *in vitro*; convencional; cinética de crecimiento.

SUMMARY

In México, sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) is traditionally propagated in vegetative form by cuttings obtained from another plantation; frequently, not genetic or phytosanitary quality control is carried out, thus resulting in lower agroindustrial yield and greater phytosanitary problems. An alternative is the establishment of certified seedlings based on the use of homogenous, pathogen-free vitroplants with increased vigor. The objective was to evaluate sugarcane plantations reproduced conventionally vs. vitroplants, in regard to their kinetics of biomass growth and its distribution, and their relationship with some physiological efficiency indexes, in two of the most widely planted sugarcane varieties in the country, CP 72-2086 and MEX 69-290. The two varieties were propagated as hydrothermotreated cuttings at 50 °C for 2 h, and as *in vitro* plants, and were planted at 10,416 plants ha⁻¹. Treatments were compared in a 2 (varieties) x 2 (sources of propagules) factorial experiment arranged as split plots design with four replicates. Response variables were measured in six destructive samples, performed every 20 days, following 45 days after transplant (dat). Biomass was determined as dry weight of complete plants, and was segmented on the stem, root and leaf tissue. Results showed a slow initial growth of *in vitro* plants, compared to plants derived from conventional propagation. However, starting from 105 dat the *in vitro* plants showed greater biomass accumulation. *In vitro* plants formed 25 % more stems per

[†] Submitted June 15, 2017 – Accepted February 25, 2018. This work is licensed under a CC-BY 4.0 International License

strain (15) than conventional plants (12). According to the kinetics of biomass distribution, in the four treatments the stem was the organ that grew the most after the slow phase, and exceeded root and leaves growth; these differences were more evident for *in vitro* plants.

Key words: sugar cane; tissue culture; conventional; growth kinetics.

INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar se propaga principalmente de forma vegetativa a través de esquejes, en plantaciones específicas denominadas “semilleros”. Para la siembra convencional se necesitan de 12 a 18 t ha⁻¹ de esquejes que contengan dos a tres entrenudos (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016). Una limitante del método de siembra convencional es la baja tasa de multiplicación del material vegetal, ya que por cada hectárea de semillero solo se pueden establecer 7 a 10 ha de cultivo. Además, regularmente no se controla la calidad genética ni sanitaria de estos esquejes “semilla”, lo que ocasiona deterioro en los rendimientos agroindustriales y problemas fitosanitarios. En la última década, México ha incursionado en la reproducción *in vitro* de caña de azúcar para obtener plantas libres de patógenos, genéticamente homogéneas y vigorizadas (Bello-Bello y Flores-Revilla, 2016). Los estudios con caña de azúcar crecida *in vitro* se han enfocado principalmente en la obtención de los protocolos de multiplicación (Castañeda-Castro *et al.*, 2014a), prueba de tolerancia a factores abióticos como salinidad (Castañeda-Castro *et al.*, 2014b) y anoxia (Rodríguez y Romero, 2007), búsqueda de variabilidad genética (Castañeda-Castro *et al.*, 2014a) y generación de bancos de germoplasma *in vitro* (Bello-Bello *et al.*, 2014). Las evaluaciones en campo de las vitroplantas solo han contemplado su desempeño final. En Argentina, Digonzelli *et al.* (2006, 2009) observaron el incremento en la calidad y cantidad de semilla vegetal producida durante dos cortes de vitroplantas. En Etiopía, Tolera y Shimelis (2016) reportaron que el proceso de aclimatación y las condiciones edafoclimáticas determinan el rendimiento de las vitroplantas, ya que en condiciones deficientes las vitroplantas rinden menos y son de menor calidad que las convencionales. Este trabajo se hizo con el fin de evaluar plantas convencionales vs. vitroplantas de caña de azúcar en cuanto a su cinética de crecimiento y su distribución de biomasa, así como su relación con algunos índices de eficiencia fisiológica, en dos de las variedades más sembradas en el país, CP 72-2086 y MEX 69-290.

MATERIALES Y MÉTODOS

La comparación de plantas convencionales versus vitroplantas se hizo en un ensayo de campo en 2016, establecido en el Campo Experimental Cotaxtla del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (18°56'04" LN, 96°11'36" LO, 15 msnm). El clima del sitio es cálido subhúmedo con

abundantes lluvias en verano (Aw1), con temperatura media anual de 25 °C y precipitación media anual de 1400 mm (Cano *et al.*, 2001); el suelo es del tipo feozem con contenido de materia orgánica de 2.3%.

Se utilizaron las dos variedades de caña de azúcar más cultivadas en México: CP 72-206 y MEX 69-290 (Castañeda-Castro *et al.*, 2014b). En ambas variedades se probaron dos fuentes de propágulo: esquejes convencionales y vitroplantas. Los esquejes provinieron de un “semillero” establecido en el Colegio de Postgraduados, Campus Córdoba, Veracruz. Las vitroplantas provinieron del Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del Ingenio Quesería, Colima. Previo al ensayo, las vitroplantas se aclimataron durante dos meses en charolas de polietileno de 72 cavidades en las instalaciones del Ingenio Quesería, en un sustrato hecho con la mezcla de “peat moss ®” (turba) y agrolita (1:1, v/v); se sometieron a un periodo adicional de aclimatación durante 15 días en un invernadero con cubierta plástica con 70% de transmitancia de irradiación, ubicado en las instalaciones del Campo Experimental Cotaxtla. Los esquejes constaron de segmentos de 5 cm con un entrenudo, que fueron hidrotrotados (50 °C, 2 h) como parte del control fitosanitario (Digonzelli *et al.*, 2006) y se dejaron secar por 24 h a temperatura ambiente; se colocó cada esqueje en una bolsa de polietileno de 10 x 15 cm con tierra cernida. En cada bolsa se aplicaron 2 g de la mezcla 17-17-17 (N-P₂O₅-K₂O). Se aplicaron tres riegos por semana durante siete semanas, para mantener un mínimo de 50% de humedad aprovechable (Castillo *et al.*, 2003).

Los tratamientos constaron de 2 variedades x 2 fuentes de propágulo y se distribuyeron en campo en un diseño experimental de parcelas divididas, con cuatro repeticiones, en donde las parcelas grandes fueron las fuentes de propágulo (vitroplantas y plantas convencionales), y las parcelas chicas fueron las dos variedades (CP 72-2086 y MEX 69-290). Las parcelas chicas constaron de nueve surcos de 10 m de largo y 1.2 m entre surcos. La densidad de siembra utilizada fue de 10,416 plantas ha⁻¹, según lo recomendado por Caamal y Bello (2014). El riego se hizo por surcos con el apoyo de un sistema de tubos de PVC con compuertas, con una frecuencia de un riego semanal durante un mes, y posteriormente cada 15 días hasta que se presentó la temporada de lluvias. La fertilización se hizo en banda un día después del riego y de forma fraccionada a los 45, 80 y 120 ddt; la primera aplicación fue con 100-55-85-20 kg de N-

P_2O_5 - K_2O - SO_4 ; en cada una de las siguientes fertilizaciones se aplicaron 75 kg de N ha^{-1} . El control de maleza se hizo con azadón durante los primeros 60 días; además, a los 45 ddt se aplicó halosulfurón metil (75 g i.a. ha^{-1}) para control de *Cyperus* spp., y a los 75 ddt se hizo una aplicación de ametrina + 2,4-D (1250 + 825 g i.a. ha^{-1}) (Blanco *et al.*, 2003).

Las variables de respuesta se midieron mediante siete muestreos destructivos periódicos de plantas. El primer muestreo de 15 plantas por tratamiento se hizo al momento del establecimiento, para conocer el estado original del material vegetal. Posteriormente, cada 20 días a partir de los 45 ddt se muestrearon cinco cepas por unidad experimental. Las plantas muestreadas se disecaron en sus distintos órganos: láminas, vainas, hojas inmaduras, tallo y raíz. Se midió la raíz en un volumen de 40 x 40 x 30 cm. Los órganos disecados se colocaron en bolsas de papel kraft con orificios y se pusieron a secar a 70 °C en una estufa de aire forzado (RIOSSA ® H-102), hasta peso constante. El número de tallos representó la cantidad de brotes vivos por cepa. El diámetro de tallo se midió de forma individual en el tercio medio de cada tallo, con un vernier digital (Stainless Herdened), y se reportó el promedio por cepa. El área foliar de cada cepa se midió con un integrador de área foliar (LI-3100, LICOR ®); para ello se tomaron las láminas foliares maduras más las

láminas inmaduras por encima de la última lígula visible. Con los datos del crecimiento se calcularon los índices de eficiencia fisiológica que proponen Barraza *et al.* (2015): índice de área foliar (IAF); tasa de asimilación neta (TAN); área foliar específica (AFE); y relación del área foliar (RAF). Las variables registradas se sometieron al análisis de varianza (ANOVA) y a la prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) mediante el paquete estadístico SAS v 9.3.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la acumulación de biomasa total ($t\ ha^{-1}$), el tipo de propágulo tuvo efecto significativo ($P \leq 0.05$), en especial durante la segunda mitad de la estación de crecimiento (Figura 1). Según el ANOVA, la variación en acumulación de biomasa del cultivo de caña de azúcar se explica en 74 % por el propágulo, mientras que el efecto de la variedad explica 23 % de la varianza debida a tratamientos. A los 145 ddt, la caña de azúcar había acumulado un promedio de 20.6 $t\ ha^{-1}$ de biomasa. Según Botha (2009), la caña de azúcar debe acumular biomasa a una tasa de 35 $t\ ha^{-1}\ año^{-1}$ para lograr un rendimiento promedio de 90 $t\ ha^{-1}$ de tallo moleadero, base peso fresco. Esto es equivalente a lo registrado en el presente estudio, que evaluó la primera mitad del ciclo productivo de la caña de azúcar.

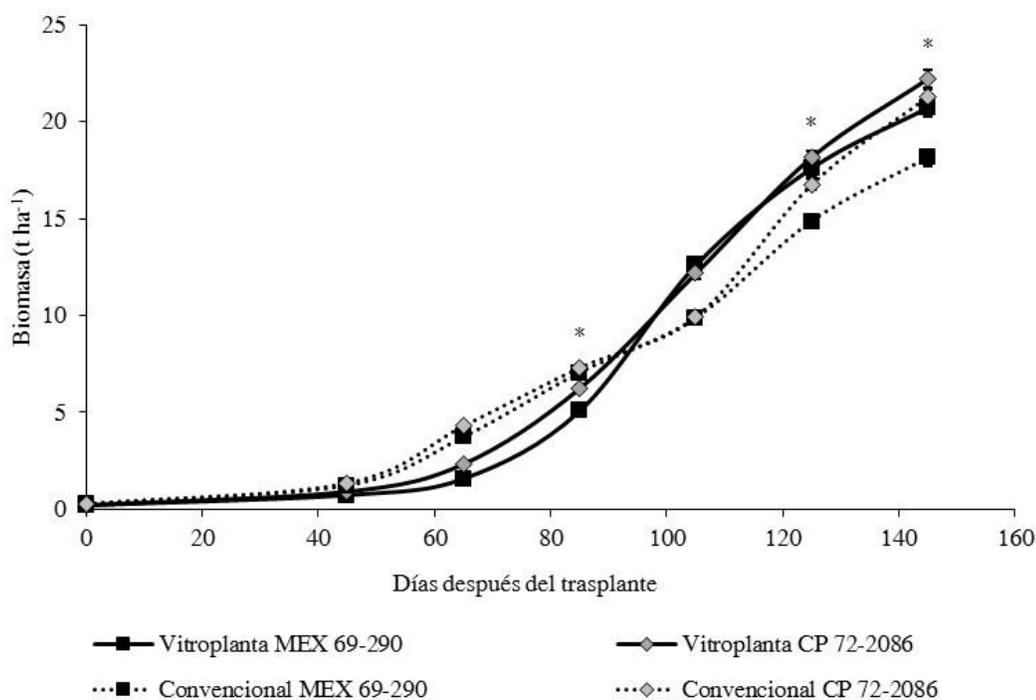


Figura 1. Interacción de la fuente del propágulo con la variedad de caña de azúcar en la acumulación de biomasa total. * Diferencia significativa entre tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Las barras verticales representan una desviación estándar; donde no se ven las barras, la desviación estándar es más pequeña que el símbolo respectivo. Los propágulos se trasplantaron 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, con $n = 15$ en muestreo de 0 días después del trasplante, y $n = 20$ en muestreos posteriores.

El comportamiento de acumulación de biomasa total fue similar al reportado previamente en caña de azúcar (Blanco *et al.*, 2003). En las vitroplantas la fase lenta del crecimiento duró hasta los 65 ddt, mientras que con el sistema de siembra convencional duró 45 ddt. En la fase lenta, el área foliar de la caña de azúcar es limitada y destina la mayor parte de la energía metabólica a la generación de nuevos tallos y formación de raíz (Bell y Garside, 2005). A los 65 ddt inicia la fase del crecimiento exponencial que continúa hasta los 85 ddt en las vitroplantas; sin embargo, en las plantas convencionales no se observó una clara fase exponencial. Al final del ciclo (145 ddt), las plantas de la variedad MEX 69-290 procedentes de esquejes acumularon menos materia seca que las procedentes de vitroplantas (Bello-Bello *et al.*, 2014). Al establecer vitroplantas se debe considerar su susceptibilidad inicial a herbicidas selectivos a caña de azúcar (Miranda-Marini *et al.*, 2016), lo que obliga a realizar

el control de maleza manual durante los primeros 60 ddt.

En todos los tratamientos se observó una acumulación inicial de biomasa lenta hasta los 65 ddt, que corresponde con la fase de establecimiento, donde crecen más las hojas y la raíz que el tallo (Figura 2). La raíz es el órgano encargado de garantizar agua y nutrientes (Gilbert *et al.*, 2007). Según Santos-Castellanos *et al.* (2010), las plantas de caña requieren establecer su máxima área foliar para satisfacer la creciente demanda mediante la asimilación de carbono por la fotosíntesis. En el presente estudio la variedad afectó el comportamiento de la biomasa foliar en 62 % durante la fase lenta. Pasada esta fase lenta, el tallo crece más rápido que las hojas y la raíz, por lo que al final del estudio el tallo es el órgano predominante y supera a las hojas y las raíces. La fuente de propágulos influyó en 69 % en la acumulación de biomasa de los tallos a lo largo del estudio.

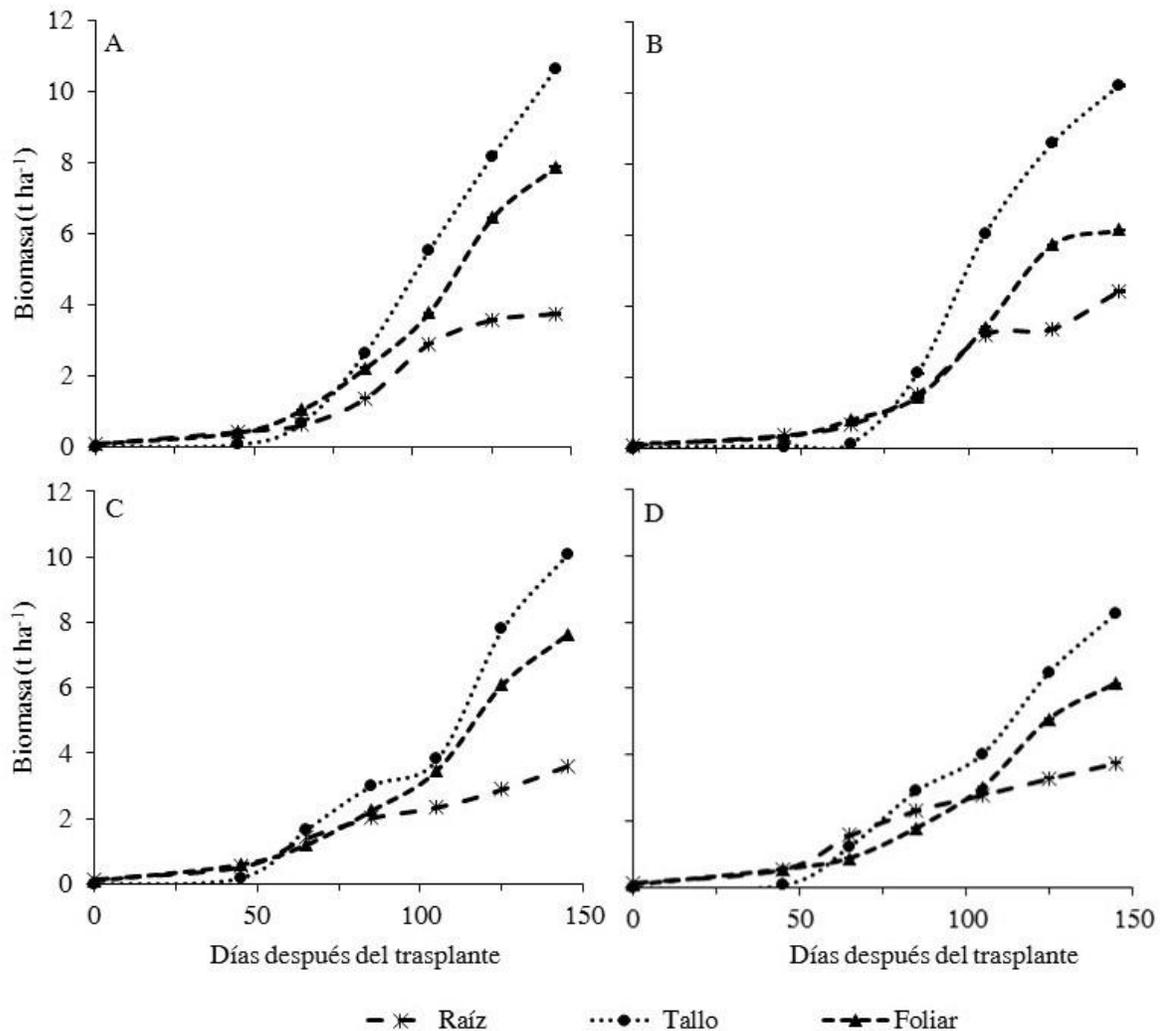


Figura 2. Distribución de la biomasa en distintos órganos de la caña de azúcar. Vitroplantas (A y B), plantas convencionales (C y D); variedad CP 72-2086 (A y C) y MEX 69-290 (B y D). Los valores son promedios de $n = 15$ en muestreo 0, y $n = 20$ en posteriores.

En el número de tallos por cepa, la principal causa de variación el tipo de propágulo, que explicó 80% de la varianza total (Figura 3). Las vitroplantas produjeron más tallos por cepa desde el primer muestreo que las convencionales, en las dos variedades de caña evaluadas. En la variedad CP 65-347, Digonzelli *et al.* (2006) también registraron un incremento de 15 a 23 % en el número de tallos en las vitroplantas con respecto a las plantas procedentes de esquejes termotratados. Arellano-Litardo *et al.* (2015) también reportaron que la micro propagación es una técnica de multiplicación masiva para generar plantas de caña de azúcar libres de plagas y enfermedades, que produce rejuvenecimiento fisiológico que se refleja como incremento en el número de tallos producidos por cepa.

Al inicio, los tallos generados por las vitroplantas son más delgados que los de las plantas convencionales (Figura 3), pero al final del estudio todos los tratamientos alcanzaron el mismo grosor de tallo. Digonzelli *et al.* (2006, 2009) y Tolera y Shimelis

(2016) también encontraron que al momento de cosecha de plantilla y soca, los tallos provenientes de vitroplantas eran más delgados, lo que atribuyeron a una mayor población de tallos por hectárea. Las condiciones favorables en el cultivo de caña de azúcar permiten reducir las diferencias en diámetro y grosor de tallo, mientras que al presentarse factores limitantes, como deficiencia de nitrógeno y humedad, los entrenudos resultan más cortos y angostos (Castro-Nava *et al.*, 2016).

Los tratamientos evaluados también provocaron diferencias significativas en el índice de área foliar (IAF), la tasa de asimilación neta (TAN), el área foliar específica (AFE) y la relación del área foliar (RAF) (Figura 4). Sin embargo, tales diferencias entre tratamientos no estuvieron asociadas con el crecimiento de tallos y no sirven para explicar el comportamiento agronómico de los tallos, los que dan lugar al rendimiento de campo en la caña de azúcar.

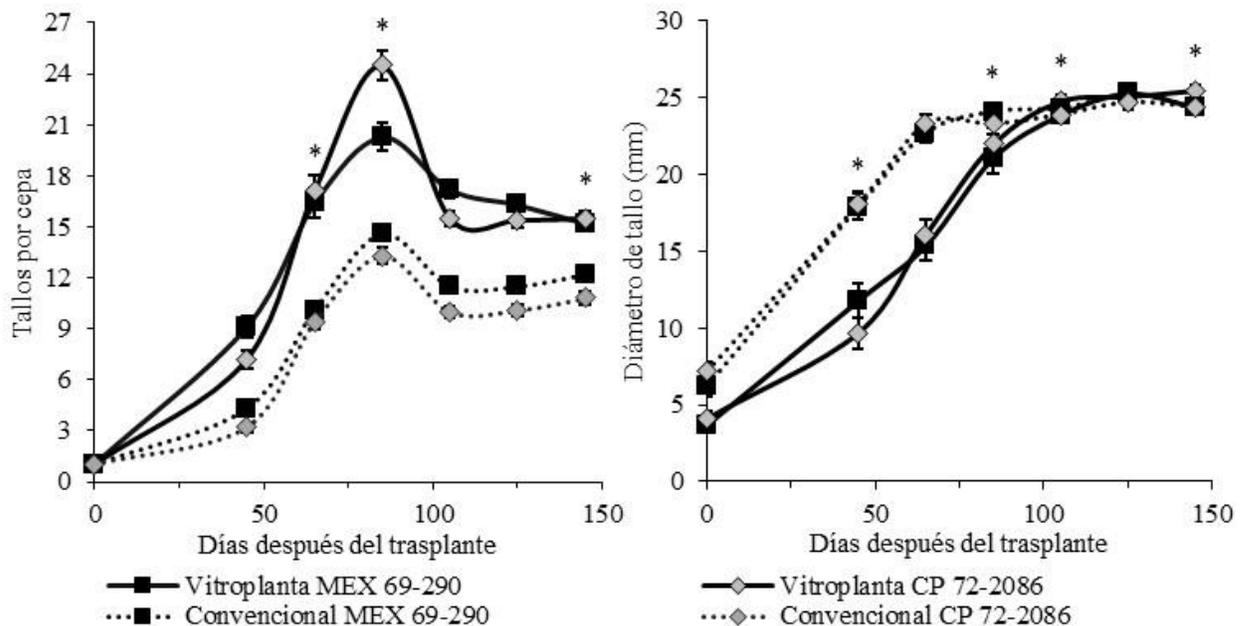


Figura 3. Interacción del tipo de propágulo con la variedad de caña sobre el diámetro y número de tallos por cepa. * Diferencia significativa entre el número de tallos por cepa por tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$). Las barras verticales representan una desviación estándar; donde no se ven las barras, la desviación estándar es más pequeña que el símbolo respectivo. Los propágulos fueron trasplantados 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, con $n = 15$ en muestreo de 0 días después del trasplante, y $n = 20$ en muestreos posteriores.

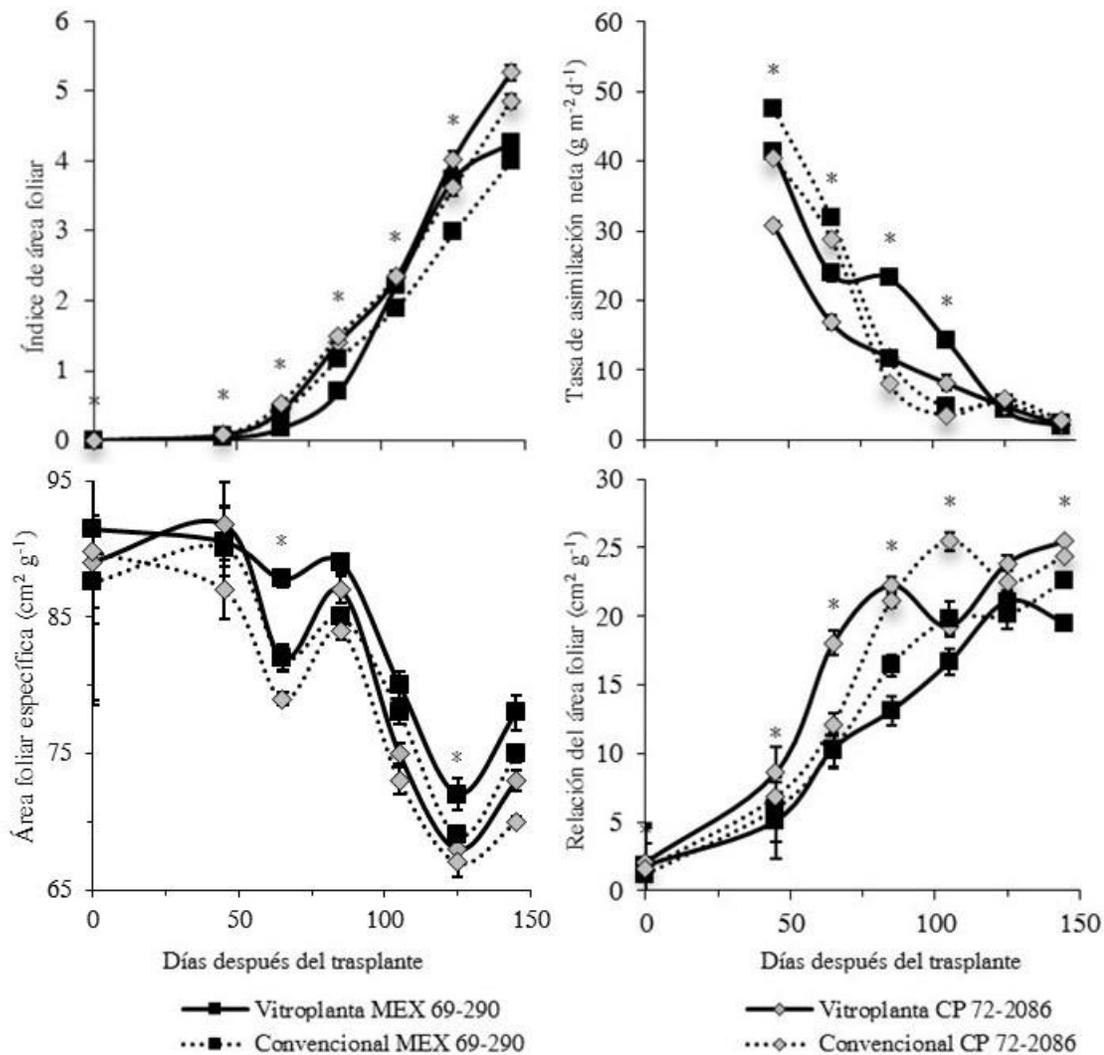


Figura 4. Índices de crecimiento de dos variedades de caña de azúcar y dos tipos de propágulos. * Diferencia significativa por tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$). Las barras verticales representan una desviación estándar; donde no se ven las barras, la desviación estándar es más pequeña que el símbolo respectivo. Las plantas fueron trasplantadas 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, con $n = 15$ en muestreo de 0 días después del trasplante, y $n = 20$ en muestreos posteriores.

CONCLUSIONES

El crecimiento inicial de las vitroplantas de caña de azúcar en campo es lento, ya que incluye la etapa de macollamiento. Durante la fase lenta, las vitroplantas forman más tallos por cepa que las plantas convencionales. Una vez pasada la fase lenta, el crecimiento del tallo en las vitroplantas se acelera más que el de las plantas convencionales derivadas de esquejes, de modo que a los 145 ddt las vitroplantas rinden igual o más biomasa de tallo que las plantas derivadas de esquejes. Esto ocurrió así en las variedades CP 72-2086 y MEX 69-290, las de mayor uso comercial en México.

REFERENCIAS

- Arellano-Litardo, A. C., Korneva, S. B., Fischer, F. C., Tala, N. A., Leal, M. R., Pincay-Flores, A. 2015. Obtención de semilla biotecnológica de caña de azúcar (*Saccharum* spp. híbrido) de alta calidad genética y fitosanitaria en el Ecuador. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 17(1): 101-110. DOI: 10.15446/rev.colomb.biote.v17n1.50710
- Barraza, F. V., Benavides, O. E., Tamayo, Y. 2015. Análisis de crecimiento del cultivo de balsamina *Momordica charantia* L. en semillero. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 32(1): 24-37. DOI: 10.22267/rcia.153201.22

- Bell, M. J., Garside, A. L. 2005. Shoot and stalk dynamics and the yield of sugarcane crops in tropical and subtropical Queensland, Australia. *Field Crops Research*, 92(2-3): 231-248. DOI: 10.1016/j.fcr.2005.01.032
- Bello-Bello, J. J., Morales-Ramos, V., Gómez-Merino, F. C. 2014. Conservación de recursos genéticos de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *Agroproductividad*, 7(2): 42-46.
- Bello-Bello, J. J., Flores-Revilla, C. 2016. Certificación fitosanitaria de vitropiantas de *Saccharum* spp., para establecer semilleros básicos. *Agroproductividad*, 9(3): 35-39.
- Blanco, M. A., Borroto, J., Golles, J. L., Capdesuñer, Y., Cervantes, A., Rodríguez, S., Rivas, M., Peralta, H. 2003. Dinámica del crecimiento y desarrollo de cuatro variedades de caña de azúcar (*Saccharum* sp.): Aspectos fisiológicos y azucareros. *Cultivos Tropicales*, 24(1): 47-54. URL: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193218221008>
- Botha, F.C. 2009. Energy yield and cost in a sugarcane biomass system. *Proceedings of the Australian Society of Sugar Cane Technology* 31: 1-10. URL: <https://www.assct.com.au/media/pdfs/2009-G-7-Botha.pdf>
- Caamal, V. J. H., Bello-Bello, J. J. 2014. Micropropagación de Caña de Azúcar (*Sacharum* spp.). Colegio de Postgraduados. Texcoco, Estado de México. 24 p.
- Cano, O., Tosquy, O., Sierra, M., Rodríguez, F. 2001. Fertilización y densidad de población en genotipos de maíz cultivados bajo condiciones de temporal. *Agronomía Mesoamericana*, 12(2): 193-197. URL: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0186-29792009000100007
- Castañeda-Castro, O., Gómez-Merino, F. C., Trejo-Téllez, L. I., Morales-Ramos, V., González-Arnao, M. T., Martínez-Ocampo, Y. M., Gámez-Pastrana, R., Pastelin-Solano, M. C. 2014a. Aplicaciones del cultivo de tejidos vegetales en caña de azúcar. *Agroproductividad*, 7(2): 16-21.
- Castañeda-Castro, O., Trejo-Téllez, L. I., Gómez-Merino, F. C., Jácome-Ortiz, L., Hernández de la Luz, H., Morales-Ramos, V., González-Arnao, M. T., Martínez-Ocampo, Y. M., Gámez-Pastrana, R., Pastelin-Solano, M. C. 2014b. Respuestas de las variedades MEX 69-290 y CP 72-2086 de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) a la salinidad. *Agroproductividad*, 7(2): 55-59.
- Castillo, R. O., Gómez, A., Garcés, O. F. 2003. Multiplicación Masiva de Semilla Sana de Variedades de Caña de Azúcar Mediante Cultivo de Tejidos Vegetales. Publicación Técnica No. 1. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador. El Triunfo, Ecuador. 12 p. URL: <http://cincae.org/wp-content/uploads/2013/05/MULT-MASIVACA%C3%91A-DE-AZ%C3%91ACAr.pdf>
- Castro-Nava, S., Huerta, A. J., Plácido de la Cruz, J. M., Cruz, P., Mireles-Rodríguez, E. 2016. Leaf growth and canopy development of three sugarcane genotypes under high temperature rainfed conditions in northeastern Mexico. *International Journal of Agronomy*, 2016: Article ID 2561026. DOI: 10.1155/2016/2561026.
- Digoncelli, P. A., Romero, E. R., Scandaliaris, J., Arce, O., Casen, S. 2006. Producción de caña semilla en semilleros registrados provenientes de micropropagación y de hidrotermoterapia de tres cultivares de caña de azúcar. *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*, 83(1-2): 9-17.
- Digoncelli, P. A., Romero, E. R., Scandaliaris, J., Giardina, J. 2009. Comparación de la calidad de semilla de caña de azúcar en el segundo corte según el método de saneamiento. *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*, 86(1): 1-8.
- Gilbert, R. A., Rainbolt, C. R., Morris, D. R., Bennett, A. C. 2007. Morphological responses of sugarcane to long-term flooding. *Agronomy Journal*, 99(6): 1622-1628.
- Miranda-Marini, R., Cruz-Huerta, N., González-Hernández, V. A. 2016. Evaluación del efecto de herbicidas en vitropiantas de caña de azúcar. *Acta Fitogenética*, 3: 28.
- Ortiz-Laurel, H., Rosas-Calleja, D., Rössel-Kipping, D., Salgado-García, S., Debernardi-de la Vequia, H. 2016. Efectividad y rentabilidad de técnicas de siembra de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *Agroproductividad*, 9(3): 40-47.
- Rodríguez, S., Romero, J. 2007. Effect of a biofertilizer and the response to the waterlogging stress in sugarcane vitropiantas, variety C120-78. *Temas Agrarios*, 12(2): 14-20.
- Santos-Castellanos, M., Segura-Abril, M., Núñez-López, C. E. 2010. Análisis de crecimiento y relación fuente-demanda de cuatro variedades

de papa (*Solanum tuberosum* L.) en el municipio de Zipaquirá (Cundinamarca, Colombia). Revista de la Facultad Nacional de Agronomía de Medellín, 63(1): 5253-5266.

Tolera, B., Shimelis, D. 2016. Comparison of micropropagated and conventional raised sugarcane planting materials as initial source of seed cane at Metahara Sugar Estate, Ethiopia. Advances in Tissue Engineering and Regenerative Medicine, 1(2): 9-11.