



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN
CIENCIAS AGRÍCOLAS**

CAMPUS MONTECILLO

**POSTGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FISIOLOGÍA VEGETAL**

**ANÁLISIS DE CRECIMIENTO Y CALIDAD DE
SEMILLA AGRONÓMICA EN CAÑA DE AZÚCAR**

ROGELIO MIRANDA MARINI

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

Junio de 2017

La presente tesis titulada: **ANÁLISIS DE CRECIMIENTO Y CALIDAD DE SEMILLA AGRONÓMICA EN CAÑA DE AZÚCAR**, realizada por el alumno: **ROGELIO MIRANDA MARINI**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

**RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FISIOLOGÍA VEGETAL**

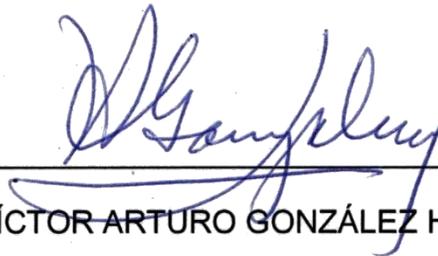
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



DR. NICACIO CRUZ HUERTA

ASESOR:



DR. VÍCTOR ARTURO GONZÁLEZ HERNÁNDEZ

ASESORA:



DRA. MARIANA PALMA TENANGO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Junio de 2017

Rogelio Miranda Marini, M. en C.

Colegio de Postgraduados, 2017

RESUMEN

El establecimiento o renovación del cultivo de caña en México tradicionalmente se hace con esquejes obtenidos de otra plantación, con frecuencia sin cuidar la calidad genética ni fitosanitaria de los mismos. El uso de vitroplantas se ha planteado como una alternativa para garantizar la pureza varietal y la sanidad vegetal en plantaciones semillero de caña de azúcar. En este estudio se evaluó la cinética de crecimiento y distribución de biomasa y su relación con algunos índices de eficiencia fisiológica en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Se evaluaron las dos variedades más sembradas en México, CP 72-2086 y MEX 69-290, a una densidad de 10,416 plantas/ha. Se trasplantaron dos fuentes de propágulo: esquejes hidrotermotrados a 50°C, por 2h (45 días después de la siembra) y vitroplantas (75 días después del inicio de aclimatación). El experimento se realizó en un diseño factorial 2 variedades x 2 fuentes de propágulo en bloques al azar con cuatro repeticiones. Se cuantificó biomasa por órgano y total, área foliar y número, diámetro y altura de tallos en seis muestreos destructivos efectuados cada 20 días a partir de los 45 días después del trasplante (ddt). También se realizaron dos muestreos para determinar calidad de semilla, a los 7.5 y 9.5 meses después de la siembra (245 ddt). El crecimiento inicial de las vitroplantas fue lento comparado con el de las plantas provenientes de esqueje, pero a partir de los 105 ddt las vitro plantas presentaron más biomasa que las plantas de esqueje. Esto se debió al mayor número de tallos por cepa en vitroplantas (15) que en las plantas de esqueje convencional (12), mayor índice de área foliar, sin reducir el diámetro de tallo. En los cuatro tratamientos, el tallo acumuló más biomasa después de la fase lenta, superando a raíz y hojas. En relación a calidad de semilla, a los 245 ddt, las vitroplantas produjeron mayor rendimiento (149.5 vs 142.5 t ha⁻¹), mayor número de tallos (221 vs 175 mil tallos/ha), y mayor número de yemas (377 vs 313 yemas/m²) que las plantas provenientes de esqueje convencional.

Palabras clave: caña de azúcar, *in vitro*, esqueje, semilla agronómica, cinética de crecimiento, semillero.

PLANT GROWTH RATES AND QUALITY OF AGRONOMIC SEED IN SUGARCANE

Rogelio Miranda Marini, M. en C.

Colegio de Postgraduados, 2017

ABSTRACT

The establishment or renewal of sugarcane crops in Mexico is traditionally made with cuttings obtained from another plantation, often without care for the genetic or health quality of the same. The use of *in vitro* plant has been proposed as an alternative to ensure varietal purity and plant health in sugarcane seedlings. This study evaluated the rates of biomass growth and its distribution, as well as their relationship to some physiological efficiency indexes in sugarcane (*Saccharum officinarum* L.). The two varieties planted most in Mexico, CP 72-2086 and MEX 69-290, were evaluated at a density of 10,416 plants ha⁻¹. Two sources of propagules were transplanted: heat treated cuttings at 50°C for 2 h (45 days after sowing) and vitroplants (75 days after the onset of acclimation). The experiment was conducted in a factorial design: 2 varieties x 2 sources of propagule at random blocks with 4 replications. Biomass was determined as dry weight of complete plants and segmented among stem, root and leaf tissue, leaf area and number, diameter, and height of stems in six destructive samplings carried out every 20 days from 45 days after transplant (dat). Two samplings were conducted to determine seed quality, at 7.5 and 9.5 months after sowing (245 dat). The initial growth of the vitroplants was slow compared to that of the plants from cuttings, but from 105 dat the vitroplants accumulated more biomass than the cutting plants. Vitroplants formed more stems per clump (15) than conventional plants (12), produced greater leaf area index plants, without a reduction on stem diameter. In the four treatments, stems accumulated more biomass after the slow phase, surpassing root and leaves biomass. In relation to seed quality, at 245 dat, vitroplants yielded more (149.5 vs 142.5 t ha⁻¹), produced more stems (221 vs 175 thousand stems/ha), and showed higher number of buds (377 vs 313 buds/m²) than plants from conventional cuttings.

Keywords: sugar cane, tissue culture, cuttings, conventional seed, growth rates, seedlings.

DEDICATORIA

A Dios

A mi familia

Mi papá Efraín Miranda Blanco

Mi mamá Leonor Marini Zavaleta

Mis hermanas Juana María y Leonor

A mi esposa y amiga:

Carmen Aridai Hernández Estrada

A mi hija y fuente de inspiración:

Indra

AGRADECIMIENTOS

Al consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo otorgado para la realización de los estudios de Maestría en Ciencias en el Colegio de Postgraduados.

Al Instituto de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (IN IFAP), Campo Experimental Cotaxtla por las facilidades para el establecimiento y desarrollo de la investigación.

Al Colegio de Posgraduados, en especial al Programa de Recursos Genéticos y Productividad – Fisiología Vegetal, por la oportunidad y formación brindada.

Al Dr. Nicacio Cruz Huerta por guiarme en el proceso de investigación, por su paciencia y valioso apoyo en la realización de este trabajo.

A mis demás cuerpo de asesores de tesis: Dr. Víctor Arturo González Hernández y Dra. Mariana Palma Tenango, por su valiosa aportación al trabajo con sus observaciones y correcciones del mismo.

A todos los profesores del Colegio de Postgraduados por aportar parte de sus conocimientos y experiencia en la docencia e investigación para formar parte de mi crecimiento personal, profesional e intelectual.

A todos los compañeros del PRGP-Fisiología Vegetal, sin ellos no hubiera sido lo mismo.

Y a todos y cada una de las personas que directa e indirectamente formaron parte de este logro en mi vida.

CONTENIDO

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT	iv
LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE CUADROS.....	xi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivo general	3
1.2. Objetivos particulares.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Descripción botánica	4
2.2. Fenología	5
2.3. Situación actual en México.....	7
2.4. Semilleros de caña de azúcar	8
2.5. Producción de vitroplantas	9
2.6. Índices de eficiencia fisiológica	12
3. MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1. Material vegetal	14
3.1.1. Vitroplantas	14
3.1.2. Plantas de esqueje convencional.....	15
3.2. Trasplante y manejo agronómico	16
3.3. Área de estudio	17
3.4. Descripción del experimento	17
3.4.1. Análisis de crecimiento.....	17
3.4.2. Calidad de semilla	18
3.4.3. Índices de eficiencia fisiológica	20
3.5. Análisis estadísticos	20
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
4.1. Número de tallos	21
4.2. Altura de tallo	25
4.3. Diámetro de tallo	28

4.4. Índice de área foliar	31
4.5. Cinética de acumulación de biomasa total	35
4.6. Distribución de biomasa	38
4.7. Tasa de asimilación neta.....	41
4.8. Tasa relativa de crecimiento.....	44
4.9. Tasa absoluta de crecimiento.....	46
4.10. Área foliar específica	48
4.11. Relación área foliar	51
4.12. Calidad de semilla	54
5. CONCLUSIONES	60
6. RECOMENDACIONES.....	60
7. LITERATURA CITADA	62
8. ANEXOS.....	73

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Vitroplantas de caña de azúcar.	14
Figura 2. Plantas de esqueje convencional.	15
Figura 3. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre el número de tallos por cepa.	22
Figura 4. Macollamiento de diferentes fuentes de propágulo de caña a 145 ddt.	22
Figura 5. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el número de tallos por cepa.	23
Figura 6. Efecto de la interacción fuente del propágulo x variedad sobre el número de tallos por cepa.	24
Figura 7. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre la altura del tallo.	25
Figura 8. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre la altura del tallo.	26
Figura 9. Efecto de la interacción fuente del propágulo x variedad sobre la altura del tallo.	27
Figura 10. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre el diámetro de tallo.	29
Figura 11. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el diámetro del tallo.	30
Figura 12. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo x variedad de caña de azúcar sobre el diámetro de tallo.	31
Figura 13. Efecto de la fuente del propágulo del material vegetal de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.	32
Figura 14. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.	34
Figura 15. Efecto de la interacción fuente de propágulo x variedad de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.	35
Figura 16. Efecto de la fuente de propágulo sobre la acumulación de biomasa total.	36
Figura 17. Efecto de la variedad sobre la acumulación de biomasa total.	37
Figura 18. Efecto de la interacción fuente de propágulo x variedad de la caña sobre la acumulación de biomasa total.	38

Figura 19. Distribución de la biomasa en distintos órganos de dos variedades de caña de azúcar con dos fuentes de propágulo.....	39
Figura 20. Efecto de la fuente del propágulo sobre la tasa de asimilación neta en caña de azúcar.....	42
Figura 21. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre la tasa de asimilación neta.	43
Figura 22. Efecto de la interacción fuente del propágulo y variedad sobre la tasa de asimilación neta en caña de azúcar.	44
Figura 23. Tasa relativa de crecimiento en dos variedades de caña de azúcar y dos fuentes de propágulo.....	45
Figura 24. Tasa absoluta de crecimiento en dos variedades de caña de azúcar y dos fuentes de propágulo.....	47
Figura 25. Efecto de la fuente de propágulo del material vegetal de caña de azúcar sobre el área foliar específica en caña de azúcar.	48
Figura 26. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el sobre el área foliar específica.	49
Figura 27. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo x variedad de la caña sobre el AFE.....	50
Figura 28. Efecto de la fuente de propágulo sobre la relación de área foliar en caña de azúcar.....	51
Figura 29. Efecto de la variedad sobre la RAF en caña de azúcar.....	52
Figura 30. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo y variedad sobre la relación de área foliar en caña de azúcar.	53
Figura 31. Floración en variedad CP 72-2086 de esqueje convencional.....	58

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Escala de floración en caña de azúcar	20
Cuadro 2. Índices de eficiencia fisiológica.....	20
Cuadro 3. Rendimiento en fresco de tallos ($t\ ha^{-1}$) de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y de esqueje convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).	54
Cuadro 4. Número de tallos de caña de azúcar (miles de tallos/ha), de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y semilla convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).....	55
Cuadro 5. Altura de tallo (cm) de dos variedades de caña de azúcar procedente de vitroplantas y de semilla convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).	56
Cuadro 6. Numero de yemas de caña de azúcar ($yemas/m^2$) a los 185 y 245 días después del trasplante y variedades de caña de azúcar procedentes de semilla convencional y vitroplantas a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).	56
Cuadro 7. Contenido de solidos solubles totales ($^{\circ}Brix$) de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y esqueje convencional a los 125, 145, 185 y 245 días después del trasplante (ddt).....	57
Cuadro 8. Porcentaje de floración de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y esqueje convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).	58
Cuadro 9. Porcentaje de germinación durante 4 semanas en yemas de caña de azúcar en dos variedades provenientes de vitroplantas y semilla convencional.	59

1. INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) es una gramínea tropical perenne que se adapta a las regiones tropicales y subtropicales del mundo. Se cultiva en 121 países y se destinan 26.9 Mha para la producción de caña, lo que representa el 1.9% de la tierra cultivada (OCDE/FAO, 2016). Es un cultivo importante social y económicamente, ya que se requiere mucha mano de obra para su cultivo y es generador de divisas en los principales países productores de azúcar.

En México la superficie destinada al cultivo de caña de azúcar se ha incrementado en un 15% en la última década (SIAP, 2016). El aumento en la superficie se debe en parte al alza en los precios internacionales del azúcar y al incremento en la demanda mundial de etanol como oxigenante de las gasolinas. Lo anterior ocasiona que la caña de azúcar incremente su valor (OCDE/FAO, 2016).

A nivel nacional se producen aproximadamente 6.1 Mt de azúcar en 54 ingenios. En el estado de Veracruz se localizan 22 ingenios en los que se procesa el 40% del azúcar nacional a partir de caña (CONADESUCA, 2016). En las zonas cañeras del estado de Veracruz actualmente se producen 325,000 ha con un rendimiento que varió de 61 a 76 t ha⁻¹ en el periodo 2010 a 2016, inferior al promedio nacional en el mismo periodo que varió de 69 a 78 t ha⁻¹ (SIAP, 2016). Entre las principales causas de los bajos rendimiento del cultivo de caña de azúcar se reporta la falta de variedades mejoradas, la mezcla de variedades con diferente curva de madurez, pérdida de vigor varietal e incidencia de plagas y enfermedades (Flores, 2001).

La duración del ciclo plantilla de cultivo de caña de azúcar es de 10 a 18 meses, lo que depende de la época de siembra, la variedad y la finalidad de la nueva plantación. Una plantación para semillero se recomienda sea cortada entre los 8 y 10 meses para evitar el deterioro de las yemas axilares (Glyn, 2004). En cambio, para fabrica lo recomendable es cortar entre 12 y 18 meses después de la siembra, para lograr la máxima acumulación de biomasa y sacarosa (Labrador *et al.*, 2008).

La caña de azúcar se propaga principalmente de forma vegetativa a través de esquejes. Para este fin existen plantaciones para producción de esquejes denominadas semilleros. Para la siembra convencional se utilizan de 12 a 18 t ha⁻¹ de esquejes de dos a tres entrenudos (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016). Una de las limitaciones del método de siembra convencional es que la tasa de multiplicación del material vegetal es muy lenta, ya que se requiere de una hectárea de semillero para establecer de 7 a 10 hectáreas de cultivo. Así mismo, la semilla de mala calidad fitosanitaria es fuente de plagas y enfermedades (Subiros, 2000).

En México se ha incursionado en la última década en la producción de vitroplantas de caña de azúcar con el objetivo de obtener plantas libres de patógenos, genéticamente homogéneas y vigorizadas (Bello-Bello y Flores-Revilla, 2016). Los estudios realizados *in vitro* con caña de azúcar se han enfocado principalmente en la obtención de los protocolos de multiplicación (Castañeda-Castro *et al.*, 2014a; Medeiros *et al.*, 2014b; Alvez y Oropeza, 2015; Arellano-Litardo *et al.*, 2015), prueba de tolerancia a factores abióticos: salinidad (Castañeda-Castro *et al.*, 2014b; Medeiros *et al.*, 2014a) 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). En Argentina (Digonzelli *et al.*, 2006, 2009), Costa Rica (Portiguez *et al.*, 2007) y Etiopia (Tolera y Shimelis, 2016) han realizado estudios *in situ* del comportamiento agronómico de vitroplantas de caña de azúcar en campo. En dichos estudios se ha evaluado únicamente al final de dichos experimentos, es decir, cuando la planta está lista para semilla o fábrica. Se desconoce el comportamiento en las etapas iniciales de desarrollo de las vitroplantas en condiciones de campo y la calidad de la semilla.

1.1. Objetivo general

Caracterizar el comportamiento de plantas derivadas de esqueje convencional y de vitroplantas crecidas en semilleros de caña de azúcar.

1.2. Objetivos particulares

Evaluar el comportamiento fisiológico de plantas producidas de esqueje convencional y de vitroplantas de caña de azúcar, mediante la acumulación de biomasa y otros parámetros de crecimiento.

Determinar la calidad de semilla agronómica de caña de azúcar procedente de plantas de esqueje convencional y de vitroplantas, ambas crecidas bajo el mismo manejo.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

La caña de azúcar, es una gramínea tropical originaria de Nueva Guinea. Actualmente su producción se extiende en las regiones tropicales y sub-tropicales. Su cultivo es muy importante, pues el 80% del azúcar producido a nivel mundial proviene de caña de azúcar y el 20% restante es extraído de remolacha azucarera. A nivel mundial Brasil, India y Tailandia producen 50% del azúcar y acaparan 40% de las exportaciones del edulcorante (OCDE/FAO, 2016).

2.1. Descripción botánica

La caña de azúcar pertenece a la familia de las gramíneas, género *Saccharum*. Su característica principal es que su tallo acumula sacarosa, que se sintetiza durante la fotosíntesis (Glyn, 2004).

El sistema radical constituye la parte subterránea de la planta y lo compone un robusto rizoma subterráneo. La raíz es el órgano de sostén y medio para la absorción de nutrientes y agua del suelo. Las raíces brotan de los anillos de crecimiento de los nuevos tallos (Moore y Botha, 2013).

El tallo es el órgano más importante de la planta de caña de azúcar desde el punto de vista económico, puesto que allí se almacenan los azúcares. El tallo puede medir de 2 a 5 metros de altura y de 3 a 6 cm de diámetro. Está constituido por fibra, agua, sacarosa, glucosa, fructosa, sales, ácidos orgánicos y algunas otras sustancias (Bilal *et al.*, 2015).

El tallo está conformado por nudos y entrenudos. El nudo está conformado por el anillo de crecimiento, la banda de raíces, la cicatriz foliar, la yema y el anillo ceroso. El entrenudo es la porción de tallo que se encuentra entre dos nudos, y posee diámetro, color, forma y longitud definidos por la variedad y la interacción con el ambiente (Moore y Botha, 2013).

La hoja se origina de los nudos y se distribuye alternadamente a lo largo del tallo. Cada hoja está formada por la lámina foliar, vaina, aurícula y lígula. La lámina foliar es la parte más importante de la hoja ya que ahí se realiza el proceso de fotosíntesis (Díaz-López *et al.*, 2013).

La caña de azúcar presenta una inflorescencia en panícula sedosa en forma de espiga. Las flores son hermafroditas con tres anteras y un ovario con dos estigmas (Glyn, 2004). En el proceso de mejoramiento genético la ausencia de floración es indispensable; esta característica es considerada negativa para efectos de calidad del tallo (materia prima). La floración aumenta el contenido de fibra, promueve la emisión de brotes laterales (conocidos como lalas) y dificulta la extracción de sacarosa de los tallos (Labrador *et al.*, 2008).

2.2. Fenología

El desarrollo fenológico de la caña de azúcar se divide en emergencia, desarrollo de hojas, macollamiento, elongación de tallos y finalmente maduración de tallos (Moore y Botha, 2013).

La emergencia comprende el desarrollo de nuevos tallos. Los tallos pueden originarse de la semilla verdadera (“fuzz”) o de esquejes (semilla agronómica) al momento del establecimiento.

La mayor emisión de hojas dura aproximadamente 45 días. En esta etapa de desarrollo emergen hojas de un brote original y se genera el sistema radical (Bonnett *et al.*, 2006).

La etapa de macollamiento en el cultivo de caña de azúcar es determinante en la productividad de las variedades y rendimiento final (Subiros, 2000). La planta inicia con un tallo primario, del cual germinan yemas laterales que producen nuevos tallos secundarios y así sucesivamente hasta constituir una aglomeración, denominada cepa. El macollamiento ocurre entre 60 y 120 días después de la siembra (dds), dependiendo de la época de siembra, variedad y manejo agronómico (Moore y Botha, 2013).

Al terminar el macollamiento se puede obtener una estimación temprana de la producción esperada, al considerar el número de tallos (tallos/ha) (González, 1970). Algunas variedades pueden generar exceso de tallos, como las variedades NCo376 y N17, en las que se observó que la máxima producción de tallos se logró a los 100 dds con el sistema tradicional, y se estabilizó aproximadamente a los 180 dds (Moore y Botha, 2013). Esto es, la planta eliminó parte de los tallos por competencia por luz y nutrientes. Para obtener buenos rendimientos agronómicos es recomendable tener por lo menos 10 tallos/m² (Bell y Garside, 2005).

El máximo macollamiento está determinado por una adecuada nutrición del cultivo. Las deficiencias de nitrógeno, fósforo, cobre, magnesio y boro disminuyen la producción de tallos secundarios y terciarios (Moore y Botha, 2013). Por otro lado, cuando se disminuye la concentración de ácido giberélico en planta (Pribil *et al.*, 2007) o se incrementa la concentración de citoquininas, se modifica la dominancia apical y se promueve la formación de los tallos laterales (Ha *et al.*, 2012), así como la formación de hojas y desarrollo de los cloroplastos.

La elongación de los tallos, y con ello el crecimiento de la planta, tiene una duración de 120 a 240 días (Moore y Botha, 2013). La elongación del tallo ocurre cuando el meristemo produce células y posteriormente se expanden. Los entrenudos se expanden simultáneamente con la hoja; el proceso de expansión se detiene cuando las hojas jóvenes están completamente extendidas. Para que los entrenudos se desarrollen correctamente requieren de humedad y temperaturas entre 18 y 36 °C. Inicialmente la acumulación de sacarosa en los tallos ocurre en los entrenudos inferiores mientras la parte superior sigue en proceso de expansión (Bell y Garside, 2005).

La maduración de los tallos dura entre 90 y 150 días. En la etapa de maduración de tallos ocurre la emergencia de inflorescencia, la floración, el desarrollo de frutos, la maduración de semilla y la senectud de la planta. A nivel comercial se busca tener la mayor acumulación de sacarosa, lo cual ocurre en la etapa final de desarrollo (maduración), antes de la floración (Subiros, 2000). La concentración final de sacarosa va de 13 a 15.5% en la etapa de maduración, y depende de la variedad y la temperatura ambiental; es

óptima de 18 a 42°C (Singels *et al.*, 2005). A mayor temperatura se acelera el metabolismo de la planta y aumenta la concentración de sacarosa (Rostron, 1977), aunque el rendimiento en peso fresco ($t\ ha^{-1}$) puede disminuir (Viator *et al.*, 2008).

La inducción floral sólo se obtiene naturalmente en zonas que presentan condiciones de temperatura nocturna inferior a 18 °C por 10 noches seguidas. Sin embargo, la emergencia de la panícula y el desarrollo del polen se inhiben con temperaturas inferiores a 21 °C o superiores a 31 °C (Coleman, 1963; Endres *et al.*, 2016).

2.3. Situación actual en México

En México se tienen a nivel comercial más de 30 variedades de caña de azúcar, de las cuales 11 representan 96%. Las dos variedades más cultivadas en México son CP 72-2086 y MEX 69-290, con alrededor de 65% de la superficie y presentan mayor plasticidad (Flores, 2001). Esto significa que se adaptan a una gran cantidad de condiciones, desde 0 hasta 1600 msnm, precipitaciones anuales de 800 a 2200 mm, temperaturas de 10 a 40°C y suelos de someros a profundos con texturas de arcillosas hasta arenosas (Subiros, 2000).

La variedad CP 72-2086 es producida en 36% de la superficie cultivada con caña. Esta variedad procede de la cruce simple entre CP 62-374 x CP 63-588 realizada en 1967 en la estación de hibridación de caña de azúcar localizada en Canal Point, Florida, Estados Unidos. Esta variedad fue desarrollada por la Universidad de Florida y fue liberada a la industria azucarera en otoño de 1982 (Miller *et al.*, 1984).

La variedad de caña MEX 69-290 ocupa 29% del total nacional. Fue generada en la estación de hibridación de caña de azúcar, perteneciente al Centro de Investigación y Desarrollo de la Caña de Azúcar localizado en Tapachula, Chiapas en 1969, con los progenitores MEX 56-476 y MEX 53-142 y fue liberada en 1984, lo que implica que tiene también más de 30 años de uso comercial (Alejandre *et al.*, 2010).

Tradicionalmente el establecimiento del cultivo de caña de azúcar a nivel comercial en México se realiza de manera vegetativa, y requiere entre 12 y 18 t ha⁻¹ de esquejes (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016). Los tallos provienen de las zonas aledañas de cultivo, donde por lo general no se tiene pureza varietal ni manejo agronómico adecuado. Esto ocasiona un deterioro en los rendimientos agroindustriales y problemas fitosanitarios en las nuevas plantaciones (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016).

2.4. Semilleros de caña de azúcar

El objetivo del semillero es la obtención de semilla agronómica (esquejes) comercial de alta calidad. La semilla de caña debe ser vigorosa, poseer pureza genética, estar libre de plagas y enfermedades y presentar al menos 80% de yemas brotadas, respecto a las yemas sembradas (González, 1970).

Según Digonzelli *et al.*, (2016), los parámetros adicionales que determinan la calidad de los semilleros de caña de azúcar son: rendimiento agronómico (t ha⁻¹), longitud de tallos (m), número de tallos (tallos/ha) y número de yemas por tallo.

Los semilleros de caña de azúcar se clasifican en tres tipos: básicos, certificados, y comerciales. Los semilleros básicos son la fuente de material para los semilleros certificados, y éstos a su vez abastecen las necesidades de la siembra de semilleros comerciales (Buenaventura, 1990).

Los semilleros básicos se localizan en áreas destinadas únicamente a la producción de semilla. La superficie donde se establecen este tipo de semilleros se busca que tengan una fertilidad natural, buen drenaje, fácil acceso al agua y de preferencia estar libres de plagas y enfermedades. El material vegetal utilizado para el establecimiento de los semilleros básicos son plantas obtenidas *in vitro* de caña de azúcar. Las vitroplantas deben estar enraizadas y aclimatadas al momento del establecimiento. La caña de azúcar proveniente de los semilleros básicos se recomienda utilizarla solo durante los primeros tres ciclos (plantilla, soca y resoca), para evitar la degeneración de los semilleros (Digonzelli *et al.*, 2006).

Los semilleros certificados se localizan preferentemente en áreas sin factores limitantes. El material vegetal que se utiliza para realizar el establecimiento de los semilleros certificados son esquejes provenientes de semilleros básicos o certificados. Los esquejes deben ser cortados a tres yemas y previo a la siembra requieren ser termo-tratados con el fin de evitar la transmisión de bacterias y hongos (Alfaro-Portuguez *et al.*, 2007).

Los semilleros comerciales se localizan cerca de las áreas a renovar. Es recomendable establecerlos en los mejores terrenos, considerando las características físicas y químicas del suelo, el drenaje, y la disponibilidad de agua. El material vegetal que se utiliza para realizar el establecimiento de los semilleros comerciales de preferencia debe ser de semilleros certificados donde se garantice la pureza varietal y que sean libres de plagas y enfermedades. En este tipo de semilleros por lo general solo se realiza un tratamiento químico a la semilla. El manejo agronómico debe ser más cuidadoso que en una plantación comercial, por lo que los costos de producción se pueden incrementar. Los esquejes producidos en estos semilleros garantizan la calidad agrícola e industrial durante varias cosechas en plantaciones comerciales (Alfaro-Portuguez *et al.*, 2007).

2.5. Producción de vitroplantas

En la última década en México se ha recurrido al uso de plantas provenientes de cultivo *in vitro* para con ello disminuir afecciones y garantizar planta homogénea y sana (Caamal y Bello, 2014). El cultivo *in vitro* de tejidos implica la multiplicación de células, tejidos y órganos de la planta en un medio nutritivo artificial (Arellano-Litardo *et al.*, 2015).

En el cultivo de caña de azúcar se ha tenido éxito con la reproducción a partir de meristemas. El meristemo es un grupo de células indiferenciadas que se encuentran en ápice y yemas axilares, y como no poseen tejido vascular están relativamente aislados del resto de la planta y es más fácil de sanear en caso de que existan endo-patógenos (virus y bacterias) que se movilizan por los haces vasculares (Niubó *et al.*, 2004).

La producción de vitroplantas consta de 5 etapas: preparación del material vegetal donante, establecimiento del cultivo *in vitro*, multiplicación, enraizamiento y aclimatación (Caamal y Bello, 2014).

En la etapa de preparación del material vegetal se selecciona el material élite (deseado) de caña de azúcar que se pretende multiplicar o sanear. Se extraen los ápices de las plantas donadoras de caña de azúcar y se someten a hidrotermoterapia a 50 °C por 2 horas (Caamal y Bello, 2014).

El establecimiento del cultivo se inicia con los ápices de tallos de cuatro meses de brotación provenientes de plantas madre (Caamal y Bello, 2014). Una vez cortados los ápices se dejan cilindros de 0.7 cm de diámetro y 5 cm de longitud. Se realiza la desinfección de los ápices con hipoclorito de sodio y se realizan lavados con agua destilada estéril y se colocan invertidos en un tubo de ensaye con medio de cultivo (Niubó *et al.*, 2004).

La multiplicación es la etapa en la que se induce la proliferación masiva de tallos a partir del primer brote originado del meristemo. La multiplicación se favorece con medio de cultivo enriquecido con hormonas del tipo citocininas (Castañeda-Castro *et al.*, 2014a).

La etapa final de la multiplicación es el enraizamiento; cuando los tallos de caña de azúcar poseen un tamaño de 5 cm, se induce la formación de raíces en un medio de cultivo especial sin hormonas (Caamal y Bello, 2014).

La aclimatación consiste en que las vitroplantas de caña de azúcar se adapten gradualmente a las condiciones ambientales de cultivo *ex vitro*. El sustrato donde se colocan en esta etapa es una mezcla esterilizada de agrolita y turba (1:1, v:v). Las vitroplantas antes de ser llevadas a las charolas con el sustrato pasan por un proceso de desinfección por inmersión en fungicida. La aclimatación se lleva a cabo en un invernadero con humedad relativa de 80 a 90% y baja intensidad lumínica. Después de dos semanas de aclimatación de las vitroplantas se va incrementando la intensidad

lumínica y reduciendo la humedad hasta llegar a condiciones ambientales (Alfaro-Portuguez *et al.*, 2007).

A nivel mundial se han generado protocolos para producción de vitroplantas de caña de azúcar, que inicia con el establecimiento con distintas explantes (Cheong *et al.*, 2012). Se han mejorado los protocolos para poder escalar a nivel comercial la producción de vitroplantas (Tiwari *et al.*, 2010; Mekonnen *et al.*, 2014).

Una línea de investigación en el cultivo de tejidos en caña ha sido la búsqueda de variabilidad genética como herramienta del mejoramiento (Castañeda-Castro *et al.*, 2014a). La variabilidad genética se ha logrado mediante mutación somaclonal en las primeras etapas de la multiplicación (Snyman *et al.*, 2011; Mahlanza *et al.*, 2013) y mediante el uso de radiación gama con elementos radiactivos como ^{60}Co (Nikam *et al.*, 2014).

Las mutaciones han sido de gran utilidad para obtener genotipos sobresalientes que resistan factores abióticos como salinidad (Castañeda-Castro *et al.*, 2014b; Medeiros *et al.*, 2014a; Nikam *et al.*, 2014) y anoxia (Rodríguez y Romero, 2007). Así mismo se han obtenido mutaciones en la variedad NCo376 que sobre expresan genes de tolerancia a *Fusarium* (Mahlanza *et al.*, 2013).

El cultivo de tejidos vegetales en caña de azúcar ha permitido la generación de bancos de germoplasma *in vitro*, mediante técnicas de crecimiento mínimo y crioconservación (Engelmann, 1991; Gonzalez-Arno y Engelmann, 2006).

Se han realizado estudios *in situ* del comportamiento agronómico de vitroplantas de caña de azúcar en condiciones de campo en Argentina con las variedades CP 65-357, LCP 85-384 y CP 48-103, en los que se ha observado incremento en la calidad y cantidad de semilla vegetativa producida durante dos cortes (Digonzelli *et al.*, 2006, 2009). Así mismo, en Etiopia se evaluaron las variedades NCO-334, B 52-298 y N14, donde se observó que si las vitroplantas presentan escasa aclimatación y las condiciones edafoclimáticas son

deficientes, el rendimiento de las vitroplantas es menor que las de esqueje convencional (Tolera y Shimelis, 2016).

2.6. Índices de eficiencia fisiológica

El crecimiento vegetal se puede explicar con índices fisiológicos, ya que estos índices usan datos primarios en forma de peso, área y volumen de la planta, como: el área foliar, la biomasa de los órganos y la planta completa base peso seco (Barraza *et al.*, 2015). Los índices se pueden determinar en individuos o comunidades (Nuñez-Ramírez *et al.*, 2012). Los principales índices son: el índice de área foliar (IAF), la tasa de asimilación neta (TAN), la tasa relativa de crecimiento (TRC), tasa absoluta de crecimiento (TAC), área foliar específica (AFE), la relación área foliar (RAF) (Fernández-Gálvez *et al.*, 2016).

Índice de área foliar (IAF, adimensional). Permite estimar la productividad y se define como el área foliar por unidad de superficie del suelo. En la caña se requiere un IAF con un valor entre cuatro y seis para interceptar el 90% de la radiación solar. En general, el valor más alto de IAF se obtiene en el cultivo de plantilla (Fernández-Gálvez *et al.*, 2016). El área de la hoja aumenta con la edad de la planta y alcanza su máximo valor a los 9 meses de edad, pero luego decrece si las condiciones no son favorables (Teruel *et al.*, 1997).

Tasa de asimilación neta (TAN, $\text{g m}^{-2} \text{d}^{-1}$). Es una medida indirecta de la fotosíntesis, ya que se mide en cantidad de materia seca producida por unidad de área y tiempo. La caña de azúcar con edad de 4 a 5 meses después de la siembra presenta la máxima TAN y luego con la edad del cultivo tiende a disminuir (Fernández-Gálvez *et al.*, 2016).

Tasa relativa de crecimiento (TRC, $\text{g g}^{-1} \text{d}^{-1}$). Es un indicador que representa el incremento en peso seco por unidad de peso seco presente por unidad de tiempo (Cabello *et al.*, 2015). Este índice disminuye con la edad de la planta, ya que la cantidad de células que se están diferenciando es mayor a las células meristemáticas (Santos-Castellanos *et al.*, 2010).

Tasa absoluta de crecimiento (TAC, g d^{-1}). Representa la ganancia de peso por unidad de tiempo, y es función de la cantidad de material en crecimiento presente y de la tasa de acumulación del mismo en relación a la influencia del ambiente. El comportamiento general es incremento al inicio, seguido por una etapa donde se mantiene y finalmente disminuye (Flores-López *et al.*, 2009).

Área foliar específica (AFE, $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$). Es un indicador que mide la cantidad del área foliar por unidad del peso seco, que puede disminuir cuando la hoja madura e incrementar su densidad cuando hay mayor competencia por luz (Torres-Valera *et al.*, 2015).

Relación área foliar (RAF, $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$). Es un indicador del tamaño del aparato fotosintético de la planta y se obtiene al dividir el área foliar de ésta entre el peso seco total de la misma (Ramírez-Seañez *et al.*, 2012).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Material vegetal

Se utilizaron dos variedades de caña de azúcar: CP 72-2086, generada en Canal Point, Florida, USA y liberada en 1982 (Miller *et al.*, 1984), y MEX 69-290 generada en CIDCA, México y liberada en 1989 (Alejandre *et al.*, 2010). De cada variedad se estudiaron dos fuentes de propágulo: vitroplantas y esquejes provenientes de un semillero comercial.

3.1.1. Vitroplantas

Las plántulas cultivadas *in vitro* fueron donadas por el Grupo Besa San Miguel (BSM). La clonación *in vitro* fue realizada en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales (LCTV) del Ingenio Quesería (perteneciente a BSM), ubicado en la localidad de Quesería, municipio de Cuauhtémoc, Colima.

Las vitroplantas se aclimataron durante dos meses en charolas de polietileno de 72 cavidades en las instalaciones del LCTV del Ingenio Quesería. El sustrato utilizado fue una mezcla turba y agrolita (1:1, v/v). Las vitroplantas fueron trasladadas al Campo Experimental Cotaxtla del INIFAP y se sometieron a un periodo adicional de aclimatación durante 15 días en un invernadero de plástico lechoso con 70% de transmitancia de la radiación solar, y se les proporcionó un riego cada dos días hasta el momento del establecimiento en campo (Figura 1).



Figura 1. Vitroplantas de caña de azúcar.

3.1.2. Plantas de esqueje convencional

Los tallos de caña de azúcar de las variedades MEX 69-290 y CP 72-2086 fueron donados por el Semillero de Caña de Azúcar del Colegio de Postgraduados Campus Córdoba. Después de la selección del material vegetal de caña de azúcar en campo, los tallos se trasladaron al Campo Experimental Cotaxtla del INIFAP. Se eliminó el material extraño y la paja de los tallos, y se seleccionaron los nudos; esto es, se eliminaron los entrenudos que presentaran algún tipo de daño y los nudos que presentaban yemas inmaduras o con algún grado de deterioro. Los tallos se cortaron en segmentos de 5 cm, aproximadamente 2.5 cm de cada lado del entrenudo, para preparar los esquejes para la siembra.

Los esquejes fueron termotratados con agua a 50 °C durante dos horas (Digonzelli *et al.*, 2006). Los esquejes se secaron durante 24 horas a temperatura ambiente y se sembraron un esqueje por bolsa de polietileno de 10 x 15 cm con tierra cernida (Figura 2). Como fertilización se aplicaron 2 gramos del fertilizante triple 17 en cada bolsa. Se aplicaron tres riegos por semana durante 1.5 meses, procurando mantener al menos el 50% de la humedad aprovechable (Castillo *et al.*, 2013).



Figura 2. Plantas de esqueje convencional.

3.2. Trasplante y manejo agronómico

Las vitroplantas fueron trasplantadas a campo a los 2.5 meses después del inicio de la aclimatación, y las plantas del sistema convencional tenían 1.5 meses de edad después de siembra. La fecha del trasplante a campo fue el 7 de marzo del 2016.

La densidad de plantación fue de 10,416 plantas/ha, que es la recomendada para vitroplantas de caña de azúcar (Caamal y Bello, 2014). La distancia entre surcos fue de 1.2 m y 80 cm entre plantas.

Se aplicó riego rodado asistido por un sistema tubos de PVC con compuertas. En la parte central del terreno se realizó una división física con una bordeadora para un mejor control del riego. El primer riego fue ligero, dos días antes de establecer el experimento (riego de asiento). El día que se estableció el experimento se aplicó el primer riego pesado. Después del establecimiento y hasta cumplir el mes se realizó un riego cada semana; posteriormente se realizaron cada 15 días hasta que se presentó la temporada de lluvias.

La fertilización se realizó de forma fraccionada en tres partes: a los 45, 80 y 120 días después del trasplante. La primera aplicación fue con 100-55-85-20 (N-P₂O₅-K₂O-SO₄). Las dos aplicaciones siguientes, cada una de 75 kg de N ha⁻¹, se realizaron en forma bandeada, un día después del riego.

Para el control de malezas, se realizaron dos desyerbes manuales con azadón durante los primeros 60 días. A los 45 días después del trasplante se realizó una aplicación de herbicida Halosulfuron metil (75 g i.a. ha⁻¹) para control de *Cyperus spp.* (Glyn, 2004). Posteriormente, a los 75 días después del trasplante se realizó una aplicación de herbicida Ametrina + 2,4-D, en dosis 1250 y 825 g i.a. ha⁻¹, respectivamente (Blanco *et al.*, 2003).

3.3. Área de estudio

El experimento se realizó en el Campo Experimental Cotaxtla del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), (18° 56' 04" LN y 96° 11' 36" LO, 15 msnm). El clima del sitio es de tipo cálido subhúmedo con abundantes lluvias en verano (Aw 1), temperatura media anual de 25°C y precipitación media anual de 1400 mm (Cano *et al.*, 2001).

Los suelos predominantes son del tipo feozems, de textura franca, con 26.3% de arcilla, 38.3% de limo y 35.5 % de arena, contenido de materia orgánica de 2.3% y densidad aparente de 1.32 g cm⁻³ en el estrato de 0 a 25 cm. La capacidad de intercambio catiónico es buena, con un pH ligeramente ácido, la capacidad de campo es alta y el porcentaje de agua aprovechable es buena (Tosquy y Castañon, 1998).

3.4. Descripción del experimento

El diseño experimental fue un factorial 2 variedades x 2 fuentes de propágulo en bloques al azar, con cuatro repeticiones. Las variedades fueron CP 72-2086 y MEX 69-290, y los dos orígenes de planta fueron: *in vitro* y esqueje convencional. Las unidades experimentales constaron de 9 surcos de 10 metros de largo.

3.4.1. Análisis de crecimiento

Se realizaron siete muestreos destructivos durante el ciclo de cultivo. El primer muestreo fue de 15 plantas por tratamiento al momento del establecimiento, para conocer el estado original del material vegetal. Posteriormente se realizaron muestreos destructivos periódicos de cinco cepas por cada unidad experimental, a los 45, 65, 85, 105, 125 y 145 días después de establecido el experimento. En cada muestreo se separaron los distintos órganos de la cepa de caña de azúcar: hoja, tallo y raíz. La raíz de la cepa se extrajo con cepellón de aproximadamente 40x40x30 cm. El lavado de la raíz se realizó con abundante agua, sin presión, para eliminar todos los residuos de suelo e impurezas. Las

raíces se pusieron a secar a temperatura ambiente durante 48 horas y luego se pusieron en bolsas de papel para el secado en estufa.

En cada muestreo se registraron las siguientes variables:

Número de tallos. Se contó el número de tallos por cada cepa cosechada en cada muestreo.

Diámetro de tallo. Se midió de forma individual en el tercio medio de cada uno de los tallos (Ricardo-Hijuelos *et al.*, 2014), con un vernier digital marca Stainless Hardened. En las primeras mediciones, cuando aún no había tallo verdadero la medición se realizó en las vainas enrolladas (falso tallo). Se promediaron los datos por cepa.

Altura de tallo. Se midió de forma independiente en cada tallo, desde la base hasta la última lígula visible (Ricardo-Hijuelos *et al.*, 2014), con un flexómetro de 3 m. La altura de tallo por cepa es el valor promedio de todos los tallos presentes.

Área foliar. Se midió el área foliar de las cepas con un integrador de área foliar LI-3100 (LICOR, Inc. Lincoln, NE, USA). Se consideró como lámina foliar a las hojas maduras hasta la lígula y de las hojas inmaduras se consideró la lámina foliar extendida por arriba del última lígula visible del tallo (Smit y Singels, 2006).

Peso seco. Para obtener el peso seco las muestras se colocaron en bolsas de papel y posteriormente se secaron a 70°C en una estufa de aire forzado RIOSSA H-102 hasta peso constante. Se registró el peso seco de: láminas, vainas enrolladas y hojas inmaduras, tallo y raíz.

3.4.2. Calidad de semilla

Los muestreos para determinar la calidad de la semilla se realizaron a los 185 y 245 días después del trasplante, que corresponde a 7.5 y 9.5 meses después de la siembra para el método convencional, y a los 8.5 y 10.5 meses después de iniciar la aclimatación en las vitroplantas.

Número de tallos. Previo al corte de la caña de azúcar se contó el número de tallos en cinco metros lineales por unidad experimental, y con el dato se calculó el número de tallos por hectárea. Se midió la altura de los tallos molederos en cinco metros lineales por unidad experimental, cuyos valores se promediaron por unidad experimental y se reportaron en tallos/ha (Ramírez *et al.*, 2014).

Rendimiento agronómico. Se pesó el total de la biomasa aérea fresca generada en los cinco metros lineales de cada unidad experimental, se procedió a eliminar manualmente las hojas y el cogollo, para posteriormente volver a pesar los tallos de caña de azúcar. Los valores se reportaron a $t\ ha^{-1}$.

Número de yemas. Se seleccionaron cinco metros lineales por unidad experimental, cuyos tallos fueron limpiados y despuntados. En tal muestra se contó el número de yemas por tallo y con ello se calculó el promedio por m^2 de cada unidad experimental (Digonzelli *et al.*, 2006).

Sólidos solubles totales (°Brix). El contenido de sólidos solubles totales se midió en 25 tallos seleccionados al azar por unidad experimental. Las mediciones se hicieron en el tercio inferior y superior del tallo moledero, con un refractómetro digital marca Atago PAL-1 (www.atago.net).

Germinación. Se tomaron 25 yemas sanas al azar por cada tratamiento, con cuatro repeticiones, y se pusieron a germinar en una mezcla de sustrato de agrolita y turba (1:1, v:v). Se contó el número de tallos emergidos cada semana durante un mes. Al finalizar el mes, se contabilizaron y sacaron las yemas que no emergieron para ver si presentaban algún tipo de daño.

Porcentaje de floración. Se contó el número de inflorescencias por cada parcela y se dividió entre el número de tallos presente por unidad experimental. La escala de floración que se utilizó fue la internacional, se muestra en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Escala de floración en caña de azúcar

Condición	Clasificación	Escala
Sin floración	Nula	1
Floración de 0.1 a 20%	Escasa	2
Floración del 20.1 al 50%	Regular	3
Floración del 50.1 al 80%	Profusa	4
Floración superior al 80%	Muy profusa	5

Fuente: Aguilar y Debernardi (2004).

3.4.3. Índices de eficiencia fisiológica

Para el análisis de crecimiento vegetal se calcularon diversos índices de eficiencia fisiológica (Barraza *et al.*, 2015), como se lista en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Índices de eficiencia fisiológica.

Índice	Fórmula	Unidades
Índice de área foliar	$IAF = \frac{Af}{At}$	Adimensional
Tasa de asimilación neta	$TAN = \frac{(P_2 - P_1)(\ln Af_2 - \ln Af_1)}{(T_2 - T_1)(Af_2 - Af_1)}$	g m ⁻² d ⁻¹
Tasa absoluta de crecimiento	$TAC = \frac{P_2 - P_1}{T_2 - T_1}$	g d ⁻¹
Tasa relativa de crecimiento	$TRC = \frac{\ln P_2 - \ln P_1}{T_2 - T_1}$	g g ⁻¹ d ⁻¹
Área foliar específica	$AFE = \frac{Af}{Pf}$	cm ² g ⁻¹
Relación de área foliar	$RAF = \frac{Af}{P}$	cm ² g ⁻¹

Af: área foliar (m²); *At*: área del terreno (m²); *P* = peso seco total (g); *T* = tiempo (d); 1, 2 = valor inicial y final del intervalo; *Pf* = peso seco foliar (g); *ln* = logaritmo natural.

3.5. Análisis estadísticos

Los análisis estadísticos de los datos consistieron en análisis de varianza y en pruebas de medias de Tukey ($p \leq 0.05$). Se utilizó el programa estadístico SAS v 9.3. También se hicieron análisis de crecimiento.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Número de tallos

En promedio, la tasa máxima de generación de tallos ocurrió entre los 45 y los 85 días después del trasplante (ddt), periodo en el cual aumentó en promedio de 6 a 18 tallos por cepa. Algunos de estos tallos no prosperaron y a los 105 ddt disminuyó a 14 tallos por cepa, valor que se mantuvo constante hasta los 145 ddt (Cuadro A1). La reducción de tallos se debe a que la competencia por nutrientes y luz provoca la muerte de los tallos débiles (Bell y Garside, 2005). Entre el cuarto y quinto mes después de establecido se estabiliza la población hasta el periodo de cosecha de semilla entre el octavo y décimo mes (Yoneyama *et al.*, 2016).

La fuente del propágulo afectó significativamente el número de tallos (Figura 3), que explicó el 80% de la varianza total. Las vitroplantas produjeron más tallos desde el primer muestreo (45 ddt) que las plantas derivadas de esquejes. El comportamiento cinético del número de tallos por cepa fue similar entre orígenes, ya que ambos presentaron un pico máximo a los 85 ddt que posteriormente disminuyó y se estabilizó a partir de los 100 ddt, que corresponde al inicio del periodo de máximo desarrollo de los tallos. El vigor de las vitroplantas se reflejó en un incremento en 60% de tallos producidos en el pico máximo y finalmente de 33% a los 145 ddt (Figura 4). La tendencia fue similar a la reportada en la variedad CP 65-347, donde se incrementó entre 15 y 23% el número de tallos con vitroplantas respecto a esquejes termo tratados (Digonzelli *et al.*, 2006).

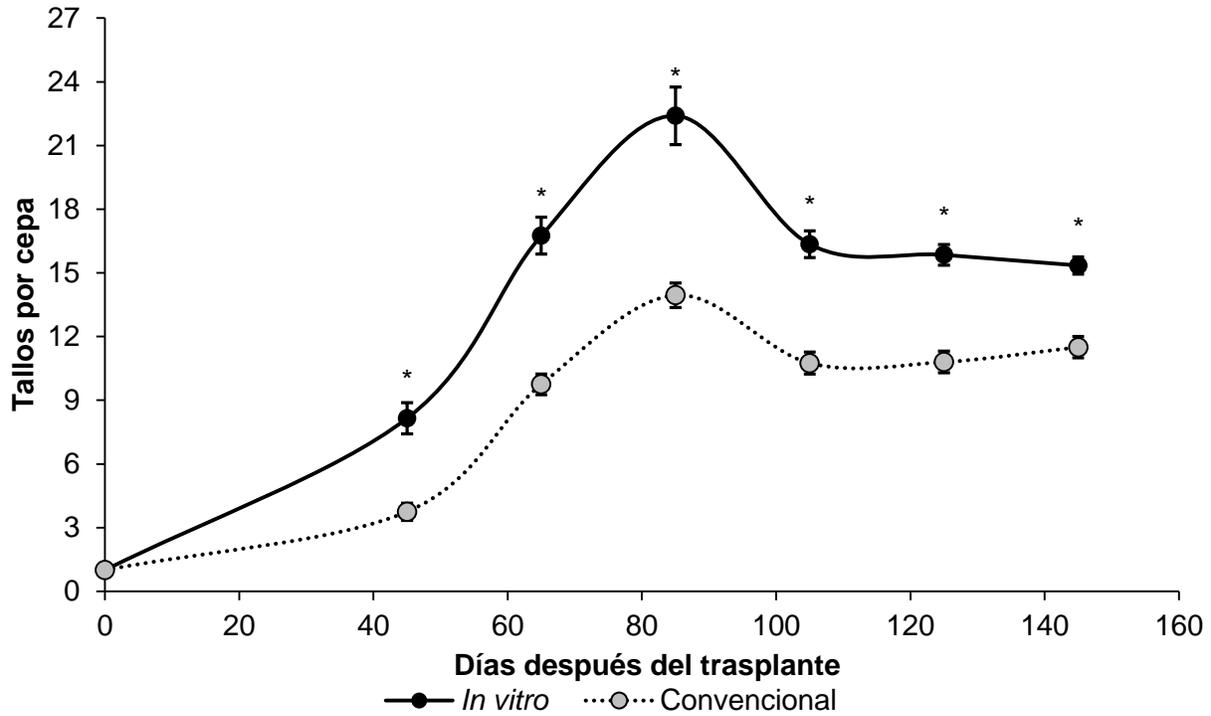


Figura 3. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre el número de tallos por cepa.

* Diferencia significativa entre el número de tallos por cepa por fuente del propágulo (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 valores son promedio de la combinación de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

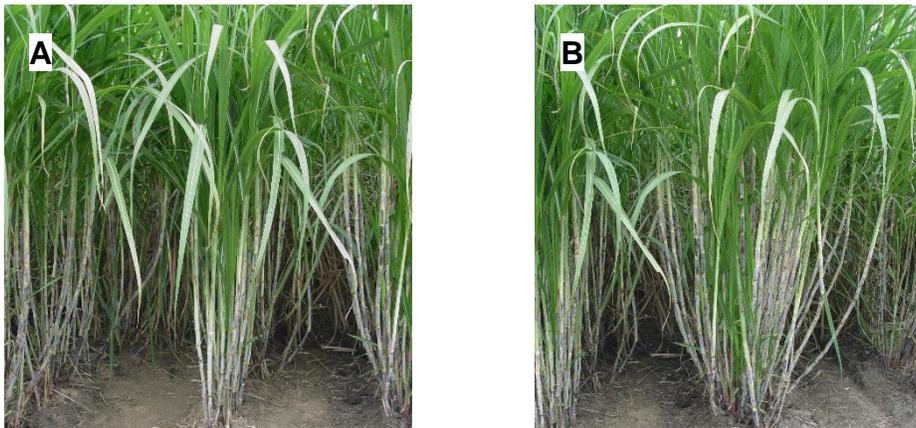


Figura 4. Macollamiento de diferentes fuentes de propágulo de caña a 145 ddt.

A: cepa de plantas de esqueje convencional, B: cepa de caña de azúcar vitroplantas.

El número de tallos no fue afectado por la variedad excepto en algunos muestreos (Figura 5). En los principales países productores de caña se han realizado múltiples estudios sobre la capacidad de producir tallos de caña de azúcar con distintas variedades (Singels *et al.*, 2005; Labrador *et al.*, 2008; Vasantha *et al.*, 2012; Ricardo-Hijuelos *et al.*, 2014; Vera-Espinoza *et al.*, 2016), y se ha reportado que cada genotipo presenta un potencial diferente de producción de tallos, lo que a su vez depende del grosor del tallo, área foliar e inserción de las hojas. En este estudio, el número de tallos a los 145 ddt varió entre 13 y 14 por cepa, debido a que se promediaron dos orígenes, por lo que en este estudio se no encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$, Cuadro A1) entre el número de tallos por cepa que produjo cada variedad.

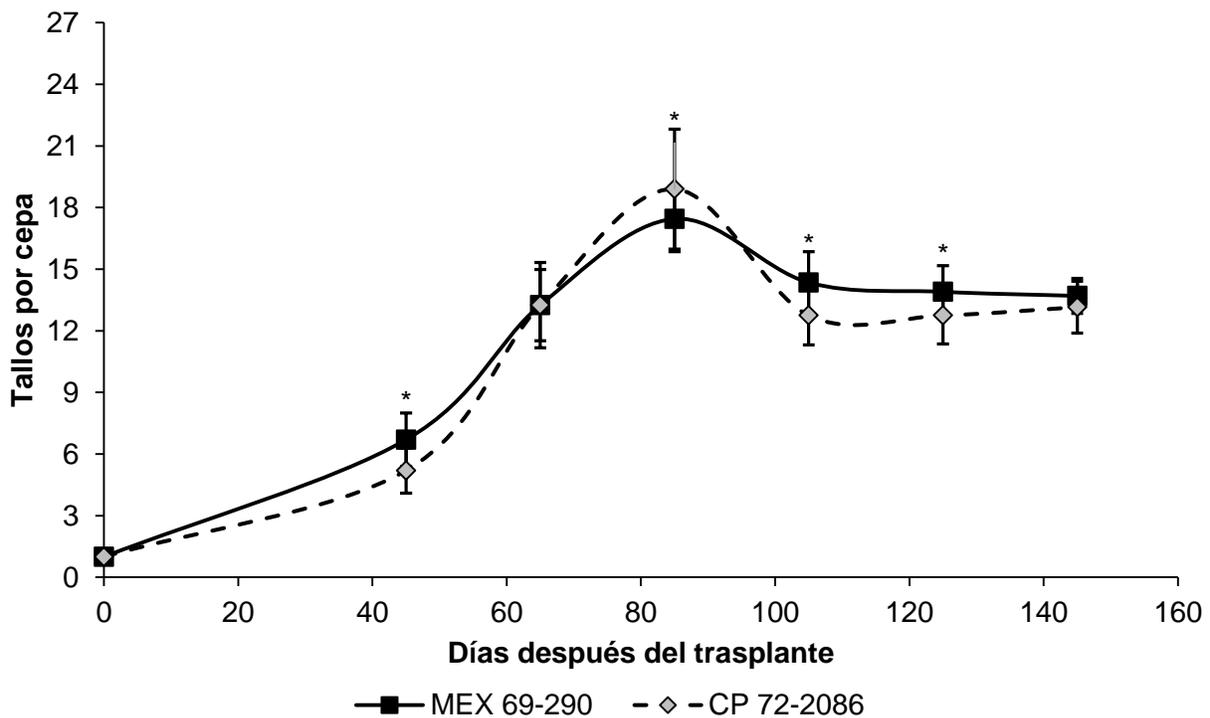


Figura 5. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el número de tallos por cepa.

* Diferencia significativa entre el número de tallos por cepa por variedad de caña de azúcar (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

El número de tallos por cepa se vio afectado por la interacción entre la fuente del propágulo x variedad, como se muestra en la Figura 6. Se forman dos grupos claramente por fuente del propágulo. La interacción de las fuentes de propágulo x variedad presentó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) a partir del muestreo a los 45 ddt. El tratamiento de vitroplantas de la variedad CP 72-2086 indujo sobre expresión de su capacidad de producción de tallos por cepa en la etapa de macollamiento (80 ddt), aunque posteriormente murió el 36% de los tallos más débiles y su cantidad de tallos por cepa quedó igual a la de las plantas convencionales.

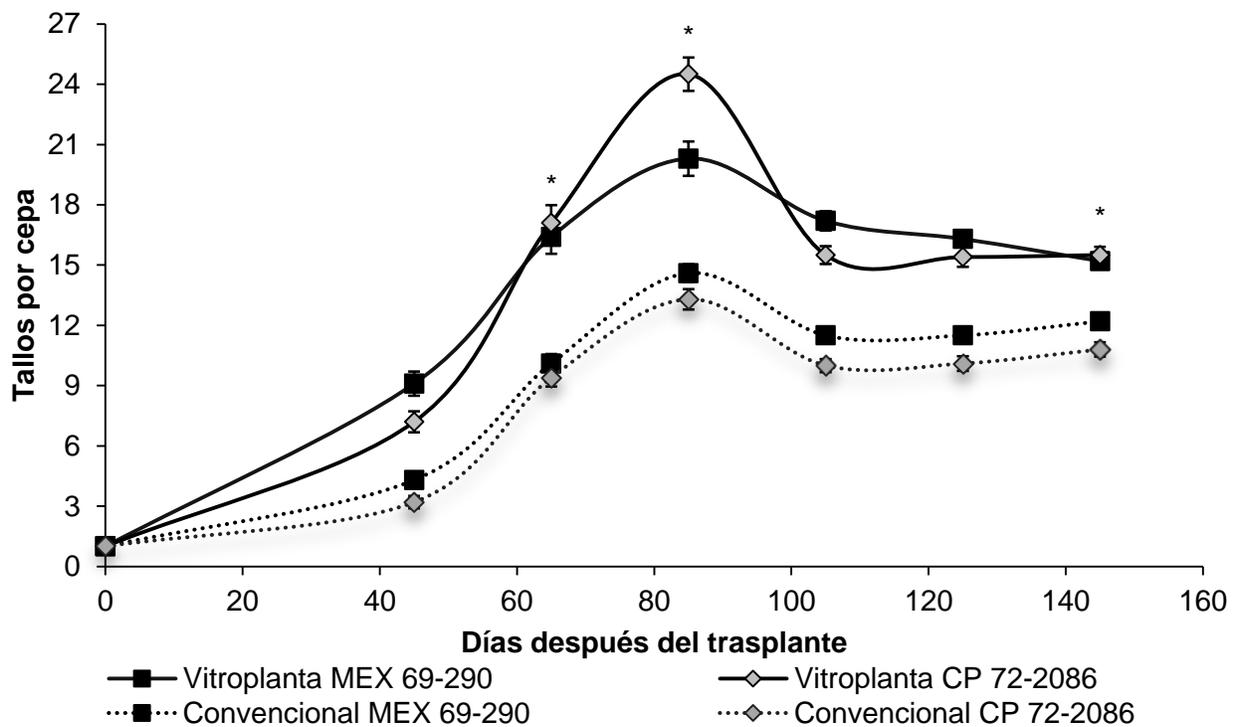


Figura 6. Efecto de la interacción fuente del propágulo x variedad sobre el número de tallos por cepa.

* 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente del propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.2. Altura de tallo

El crecimiento de la altura de tallo se puede explicar con base en las etapas del cultivo de caña de azúcar, y se puede dividir en dos: la primera corresponde de los 45 a los 85 días después del trasplante (ddt), con un crecimiento lineal lento debido a que las cepas de caña de azúcar se están estableciendo, y los metabolitos los destina a la producción de nuevos tallos; esta fase se explica principalmente por el efecto de las fuentes del propágulo en 74%. La segunda fase presentó el máximo desarrollo de los tallos, de los 85 a los 145 ddt; esta etapa coincide con la de rápido crecimiento y se explica principalmente por el efecto de la variedad (56%). La altura de los tallos se vio afectada significativamente por la fuente de propágulo (Figura 7).

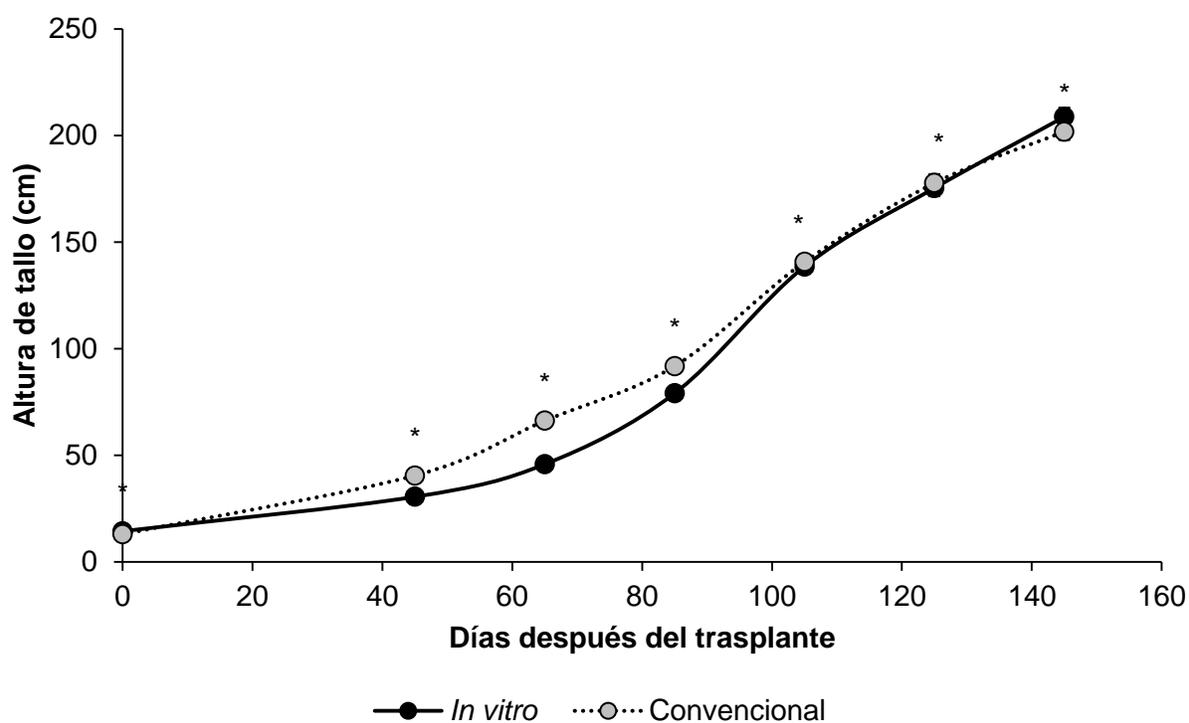


Figura 7. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre la altura del tallo.

* Diferencia significativa entre la altura del tallo por la fuente del propágulo (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

En los primeros 80 ddt las vitroplantas presentaron un menor porte (entre 16 y 43%), aunque después del cuarto mes de trasplante, las vitroplantas superaron en 3% a los 145 ddt la altura promedio de las cepas provenientes de esquejes. Estudios realizados por Tolera y Shimelis (2016) y Digonzelli *et al.*, (2006) también reportaron que en distintas variedades de caña de azúcar las procedentes de cultivo *in vitro* presentan de 3 a 16% mayor altura que las provenientes de cultivo tradicional entre los 10 y 12 meses después del establecimiento. En todos los muestreos se presentaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$, Figura 7, Cuadro A1), aunque la magnitud fue relativamente pequeña después de los 100 ddt.

La variedad MEX 69-290 a los 145 ddt presentó mayor altura en un 6% comparada con CP 72-2086 (Figura 8, Cuadro A1).

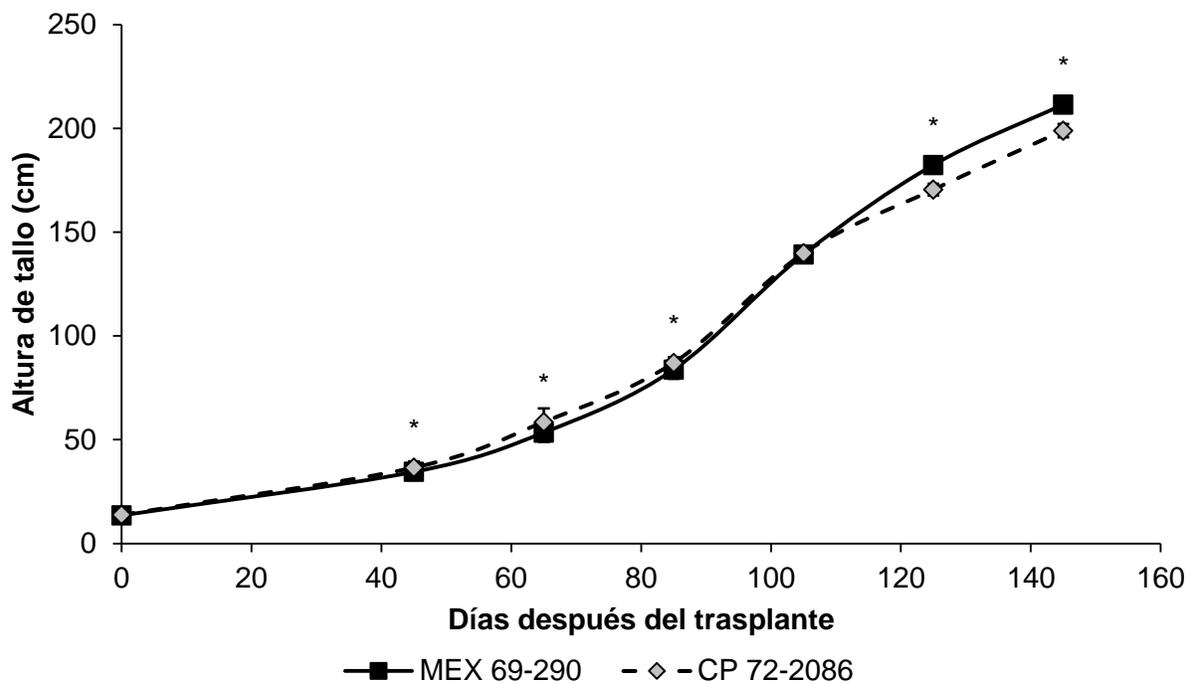


Figura 8. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre la altura del tallo.

* Diferencia significativa entre la altura del tallo por variedad (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

La altura presentó un crecimiento del tipo sigmoideo (Figura 9), lo que coincide con el comportamiento vegetal general (Taiz y Zeiger, 2002) y con el comportamiento reportado para caña de azúcar (Moore y Botha, 2013), con una fase de crecimiento lento entre los 0 y 45 ddt. Este periodo coincide con la fase de macollamiento, cuando la planta destina muchos metabolitos a la producción de nuevos tallos (Bell y Garside, 2005).

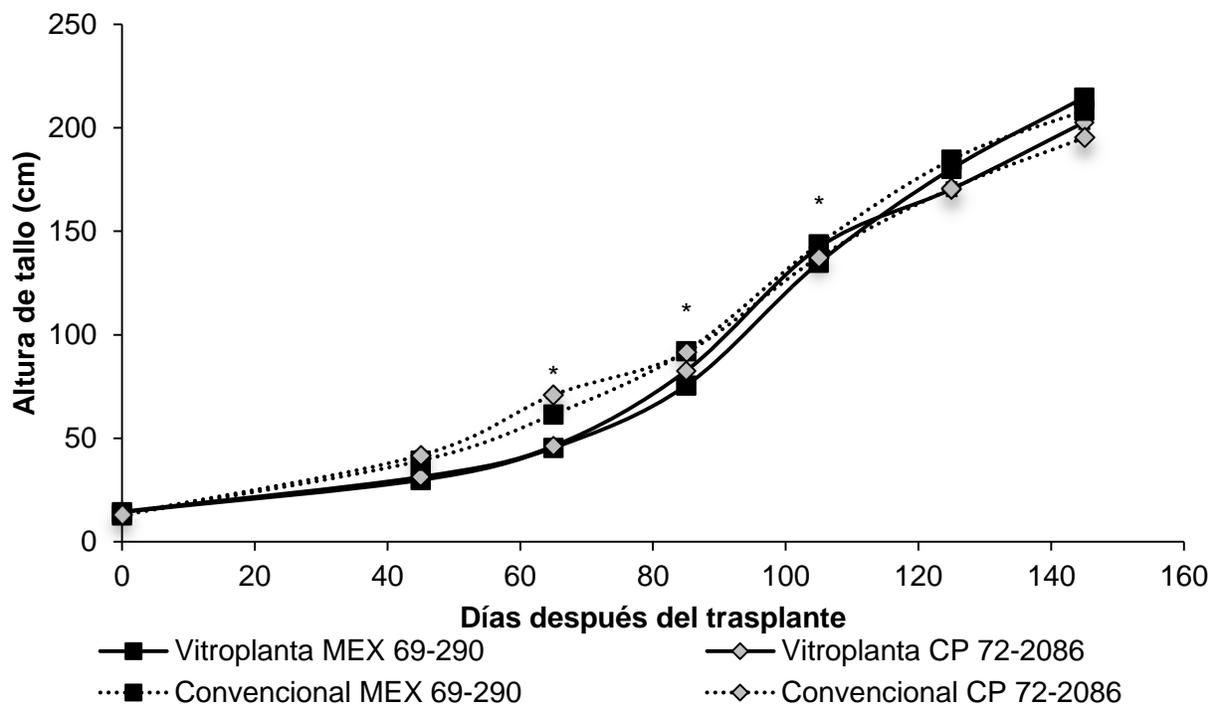


Figura 9. Efecto de la interacción fuente del propágulo x variedad sobre la altura del tallo.

* Diferencia significativa entre la altura del tallo 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente del propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

Posteriormente se observó el inicio de la fase exponencial. Durante este estudio no se alcanzó la máxima altura de los tallos, que está reportado entre los 210 y 270 días después del establecimiento, dependiendo las disponibilidad de humedad (Teodoro *et al.*, 2015).

4.3. Diámetro de tallo

La variación inicial en el diámetro de los tallos de caña de azúcar hasta los 85 ddt se explica principalmente por la fuente del propágulo (73%). El diámetro de los tallos de caña de azúcar generalmente se mide a partir de los 45 días después del trasplante (ddt), ya que en edades anteriores las mediciones se realizan en las vainas y hojas inmaduras que se encuentran enrolladas. Posteriormente el diámetro de los tallos puede fluctuar debido a que las cepas se encuentran en proceso de macollamiento (Bell y Garside, 2005; Vasantha *et al.*, 2012). Así mismo, está reportado que cuando la caña de azúcar cuenta con las condiciones hídricas y nutrimentales óptimas, los tallos de mayor orden procedentes de brotes laterales son más gruesos que los principales (Rincón, 2005; Teodoro *et al.*, 2015).

Los tallos que se producen en el sistema de siembra convencional tienen mayor diámetro de tallo desde el trasplante hasta los 85 ddt (Figura 10), cuando se alcanzó el pico máximo del número de tallos (Figura 3, Cuadro A1). Posteriormente, al estabilizarse la población de tallos molederos por hectárea, el efecto por la fuente del propágulo desaparece. Digonzelli *et al.*, (2006, 2009) y Tolera y Shimelis (2016) encontraron que al momento de cosecha de plantilla y soca, los tallos provenientes de vitroplantas eran más delgados debido a que la población de tallos por hectárea era mayor.

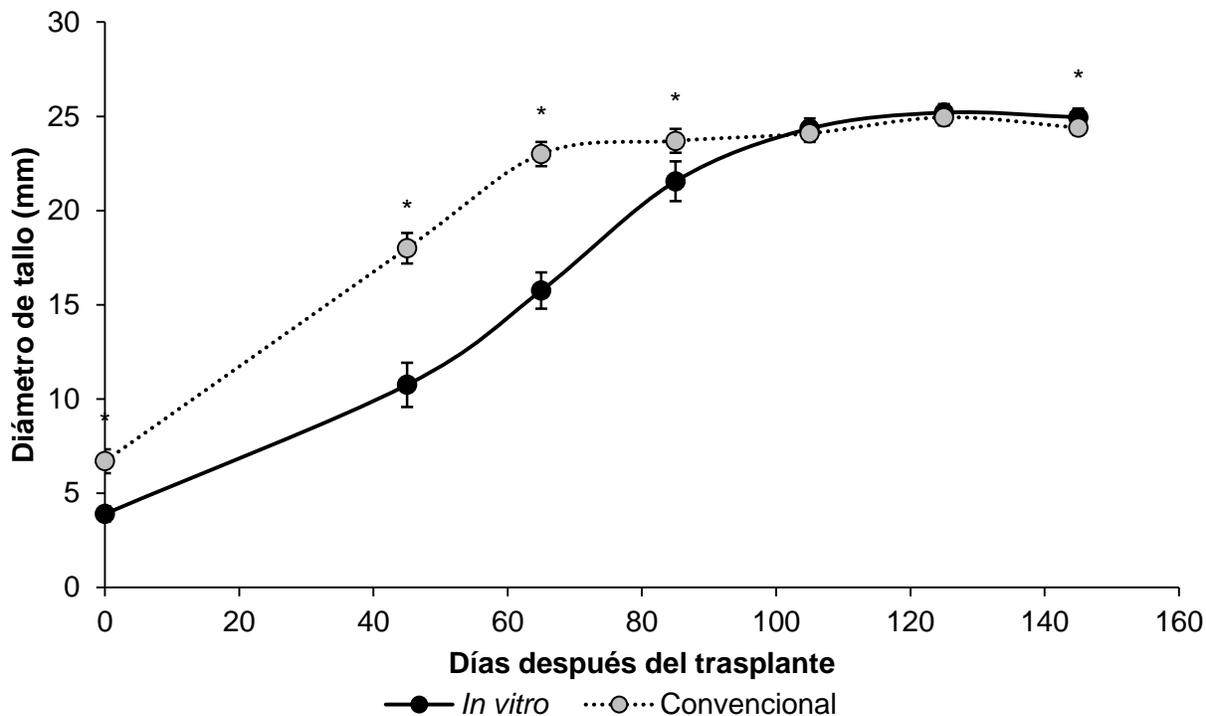


Figura 10. Efecto de la fuente de propágulo de caña de azúcar sobre el diámetro de tallo.

* Diferencia significativa entre el diámetro de tallo por fuente de propágulo (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

El diámetro de tallo no fue afectado por la variedad. En general, el mayor aumento del diámetro y la mayor variabilidad ocurrió durante los primeros 85 ddt; posteriormente se el diámetro se mantuvo constante (Figura 11). En diversos estudios para determinar la adaptación a diferentes condiciones agroclimáticas de múltiples genotipos de caña de azúcar a nivel mundial (Blanco *et al.*, 2003; Labrador *et al.*, 2008, Ramírez *et al.*, 2014; Ricardo-Hijuelos *et al.*, 2014; Vera-Espinoza *et al.*, 2016), se ha concluido que cada material posee características únicas que las diferencian de las demás variedades, incluido el diámetro de tallos que puede variar de 20 a 58 mm. Al proporcionarle condiciones favorables al cultivo, algunas diferencias se reducen y cuando se presentan factores limitantes, como deficiencia de nitrógeno y humedad, los tallos presentan entrenudos cortos y angostos (Castro-Nava *et al.*, 2016).

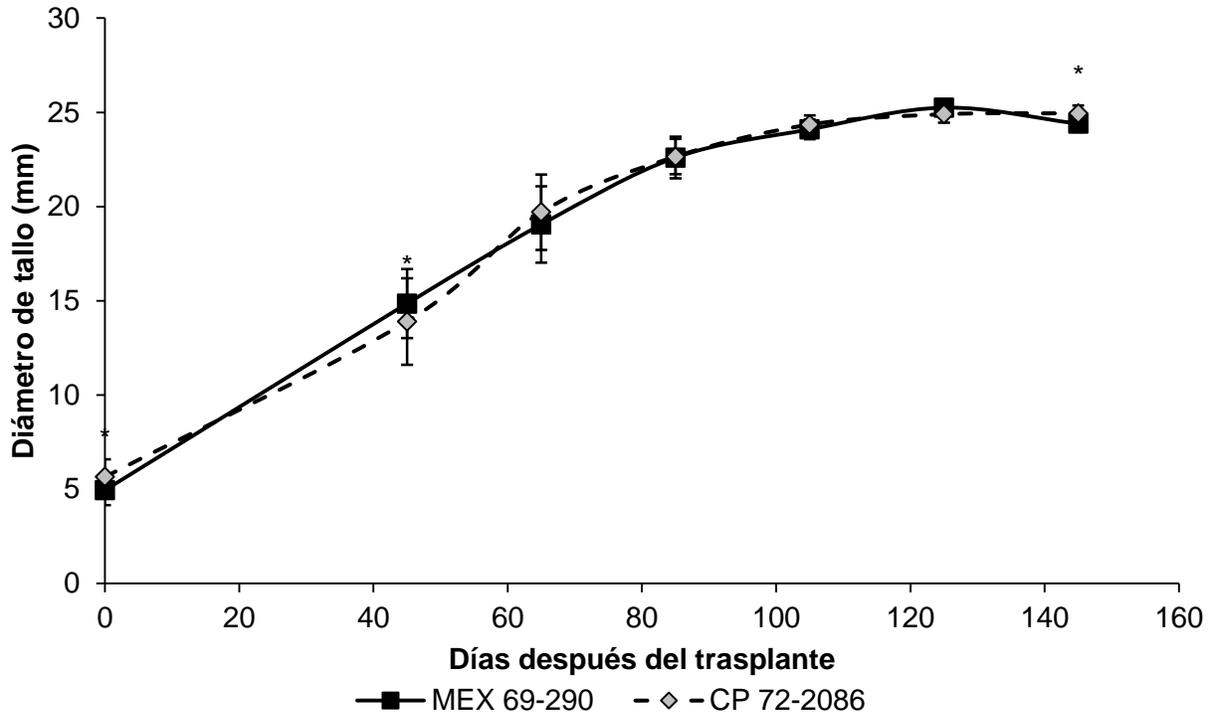


Figura 11. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el diámetro del tallo.

* Diferencia significativa entre el diámetro de tallo por variedad (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

Los tallos generados por las vitroplantas inicialmente son más delgados (Figura 12) que los de plantas provenientes de esquejes. Desde el establecimiento y hasta los 85 días se presentaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$), aunque cuando empieza la etapa de rápido crecimiento desaparece la diferencia entre tratamientos. Cabe señalar que la caña de azúcar solo presenta crecimiento primario, con lo cual los entrenudos del tallo no engrosan más después de estar desarrollados (Blanco *et al.*, 2003).

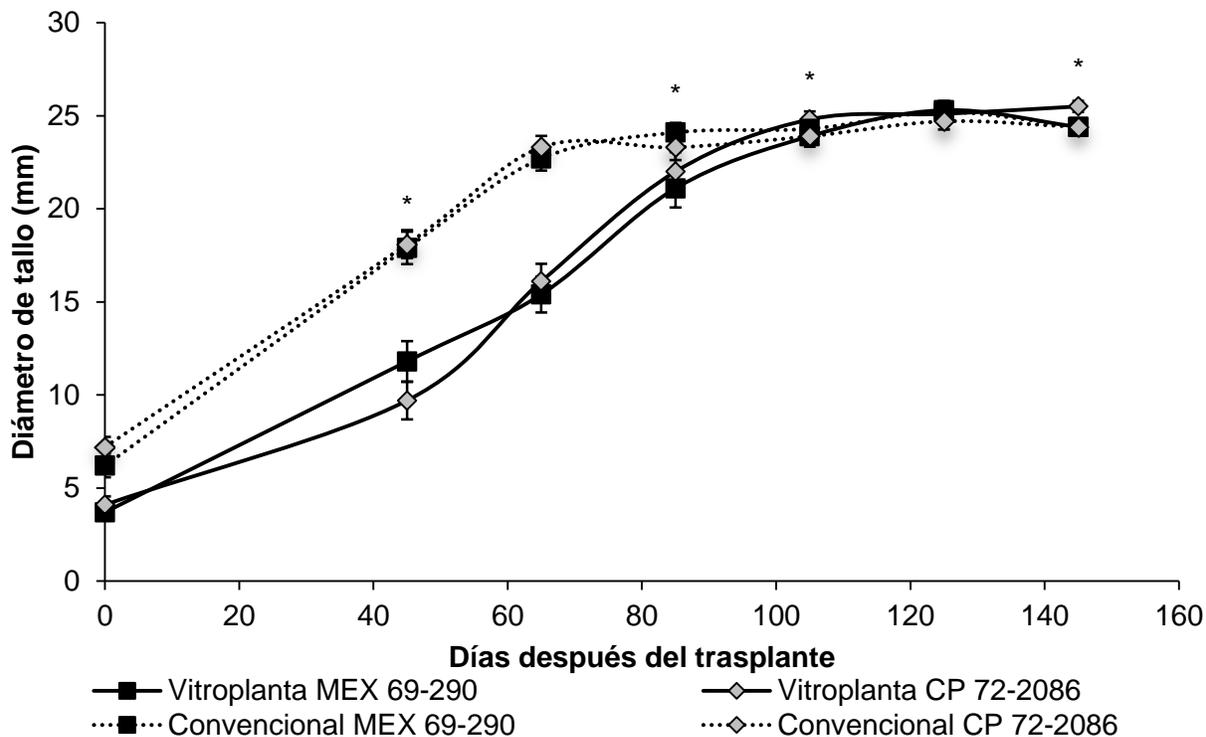


Figura 12. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo x variedad de caña de azúcar sobre el diámetro de tallo.

* Diferencia significativa entre el diámetro de tallo 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.4. Índice de área foliar

El desarrollo del área foliar presentó un comportamiento sigmoideo en todos los tratamientos, iniciando con una fase de lento crecimiento, seguida por una de fase de rápido crecimiento que se notó en el rápido aumento del índice de área foliar (IAF). La fase de crecimiento lento coincide con la etapa de macollamiento donde se producen nuevos tallos. El incremento del IAF se puede explicar porque las segundas hojas que aparecen en los tallos de caña de azúcar son de mayor tamaño que las primeras hojas que se producen (Teruel *et al.*, 1997; Castro-Nava *et al.*, 2016). La variación general del

IAF se puede explicar en 51 por efecto de la variedad y en 22% por el método de propagación.

El comportamiento del IAF en caña de azúcar es similar al reportado por Teruel *et al.*, (1997), en los ciclos de plantilla, soca y resoca; en el noreste de México otros investigadores encontraron que con deficiencia de humedad y altas temperaturas el IAF disminuye (Castro-Nava *et al.*, 2016), aunque el comportamiento sigmoideo es el mismo.

El efecto del método de propagación del material vegetal sobre el índice de área foliar (IAF) en caña de azúcar se puede dividir en dos momentos: desde el establecimiento hasta los 85 ddt las plantaciones de esqueje convencional presentan mayor IAF (Figura 13).

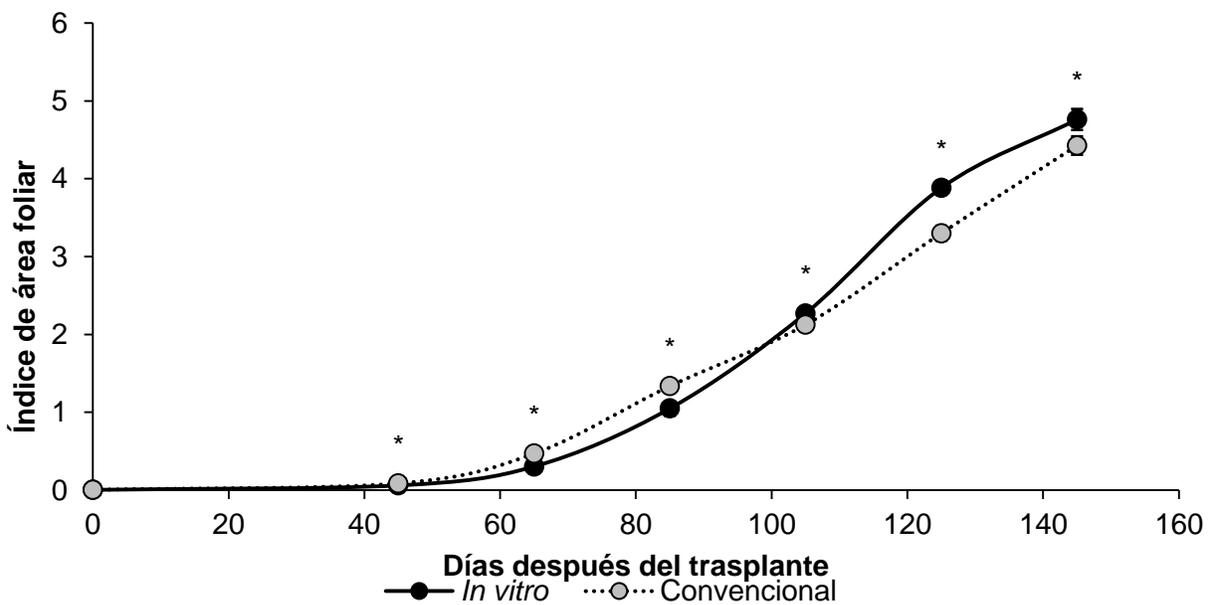


Figura 13. Efecto de la fuente del propágulo del material vegetal de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.

* Diferencia significativa entre el índice de área foliar por la fuente de propágulo (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 valores son promedio de la combinación de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

El IAF está relacionado directamente con el cierre del dosel en campo en caña de azúcar, es decir, cuando el cultivo sombrea lo suficiente para evitar el crecimiento de malezas. El IAF superior a 1 coincide con el cierre de dosel en campo, que se da entre los 50 y 70 días después de establecido (Vera-Espinoza *et al.*, 2016). A mayor IAF se produce un control natural de las malezas por competencia por luz con el cultivo de caña (Pérez *et al.*, 2014), por lo que en las parcelas con vitroplantas se requirió controlar 20 días más la maleza. Posterior a los 100 días, el IAF de las parcelas con material de procedencia *in vitro* es superior. Teruel *et al.*, (1997) reportaron que la variedad CB 47-355 alcanzó el máximo IAF en caña de azúcar a los 230 días, y Singels *et al.*, (2005) reportaron que en las variedades NCo376 y CP66 el máximo IAF se logró entre los 150 y 200 días, dependiendo de la época de siembra y de la variedad. Esto coincide con los resultados aquí reportados, en el sentido de que el aumento en el IAF aun parece lineal a los 145 ddt.

Durante todo el ciclo la variedad CP 72-2086 presentó una mayor IAF que la var. MEX 69-290 (Figura 14), similar a lo reportado por Castro-Nava *et al.*, (2016) quienes demostraron que las variedades tempranas presentan mayor IAF de los 280 a los 350 días después de establecido el cultivo. A partir del muestreo a los 45 ddt y hasta los 145 ddt se presentaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre variedades.

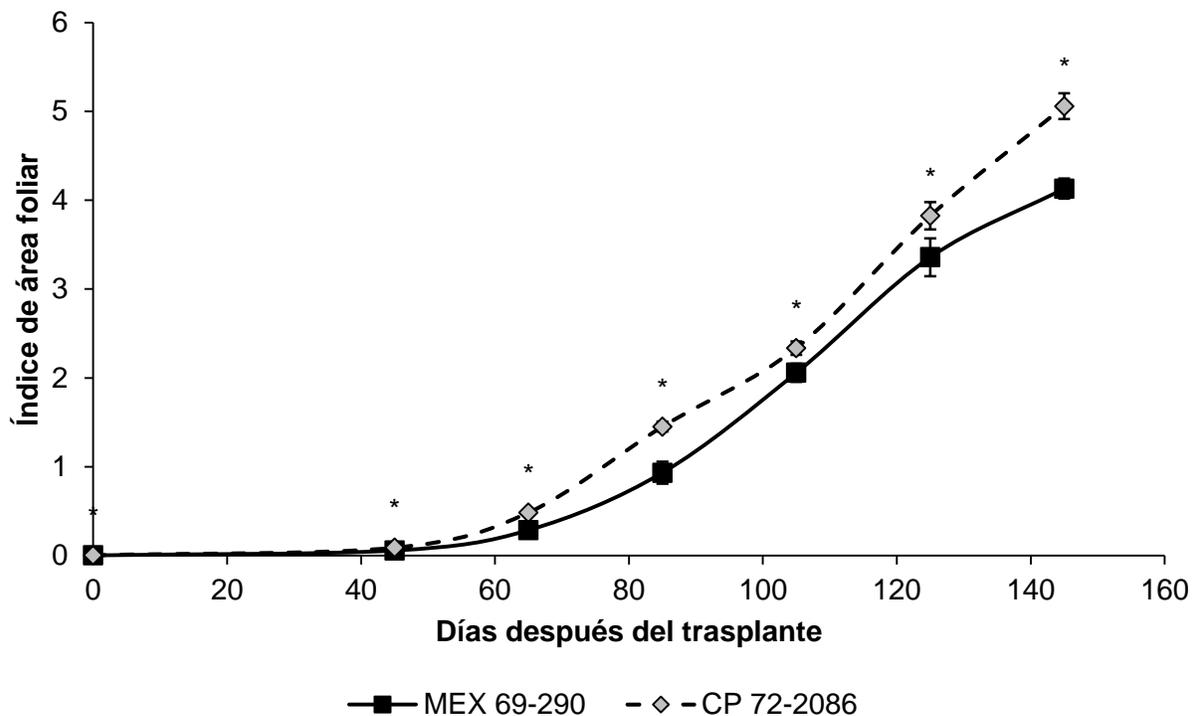


Figura 14. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.

* Diferencia significativa entre el índice de área foliar por variedad (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 valores son promedio de la combinación de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

En la Figura 15, se muestra el comportamiento de los cuatro tratamientos sobre el IAF. En cada uno de los muestreos al menos uno de los tratamientos produjo un efecto diferente sobre el IAF.

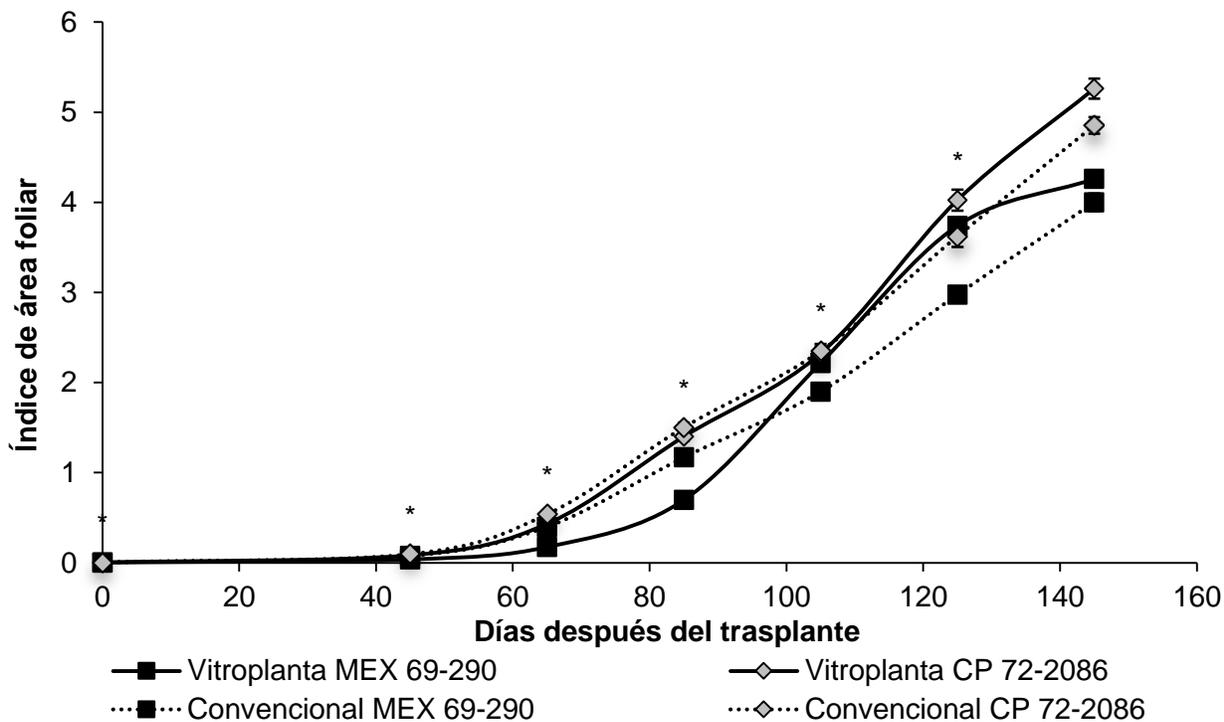


Figura 15. Efecto de la interacción fuente de propágulo x variedad de caña de azúcar sobre el índice de área foliar.

* Diferencia significativa entre el índice de área foliar 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitropiantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.5. Cinética de acumulación de biomasa total

La biomasa total ($t \text{ ha}^{-1}$) fue claramente afectada por el origen del material vegetal en todos los muestreos realizados. Durante los primeros 85 días después del trasplante (ddt) las plantas de esqueje convencional acumularon más biomasa, y posteriormente fueron superados por las vitropiantas.

La acumulación de biomasa inició con una fase lenta hasta los 45 ddt en las plantas de esqueje convencional y hasta 65 ddt en vitropiantas (Figura 16). Las plantas obtenidas por sistema de esqueje convencional aumentaron la tasa de acumulación en forma

exponencial hasta los 105 ddt. Las vitroplantas también aceleraron la acumulación de biomasa entre los 65 y 105 ddt, especialmente entre los 85 y 105 ddt, que fue el intervalo en que las vitroplantas superaron a las plantas con origen convencional. Ambas fuentes de propágulo acumularon biomasa a la misma tasa lineal en el periodo de 105 a 145 ddt.

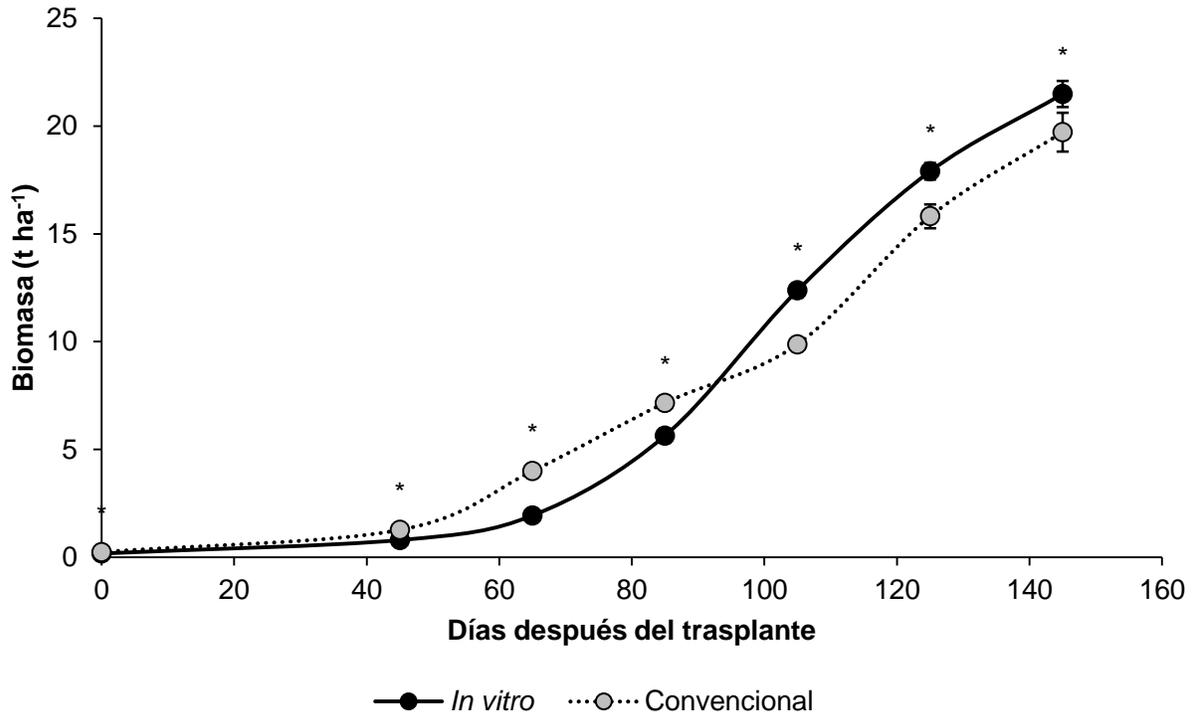


Figura 16. Efecto de la fuente de propágulo sobre la acumulación de biomasa total.

* Diferencia significativa entre vitroplantas y plantas con origen convencional (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

La cinética de acumulación de biomasa total fue similar a la reportada previamente en caña de azúcar (Blanco *et al.*, 2003; Teodoro *et al.*, 2015; Singh *et al.*, 2016), y en cultivos como maíz (Muraya *et al.*, 2016), arroz (Wang *et al.*, 2016; Yoneyama *et al.*, 2016) y trigo (Chenu *et al.*, 2017; Munkholm *et al.*, 2017).

La tendencia inicial de acumulación de biomasa para las dos variedades fue lenta entre los 0 y 45 ddt y entre los 45 y 65 ddt empezó a aumentar la tasa de acumulación, y

posteriormente la acumulación de biomasa fue lineal hasta los 145 ddt (Figura 17). Se presentaron diferencias significativas entre las variedades en los muestreos de 85 y 145 ddt, posiblemente debido a las variedades presentan diferencia en precocidad y por lo tanto se espera que posean diferente madurez.

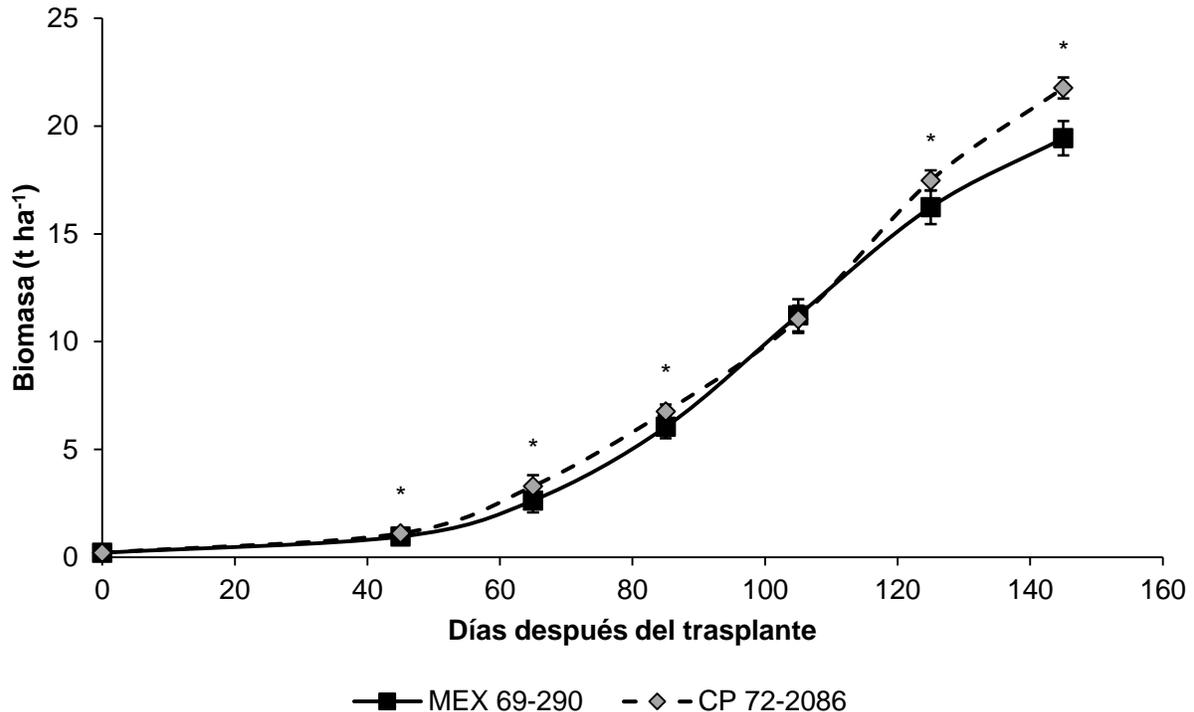


Figura 17. Efecto de la variedad sobre la acumulación de biomasa total.

* Diferencia significativa en la biomasa total por variedad (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

El comportamiento de la acumulación de biomasa total de la interacción se muestra en la Figura 18. Se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos a partir de 45 días después del trasplante (Cuadro A1). La acumulación de biomasa se vio afectada principalmente por la fuente del propágulo, excepto al final del estudio cuando la variedad CP 72-2086 de siembra convencional igualó a las vitroplantas.

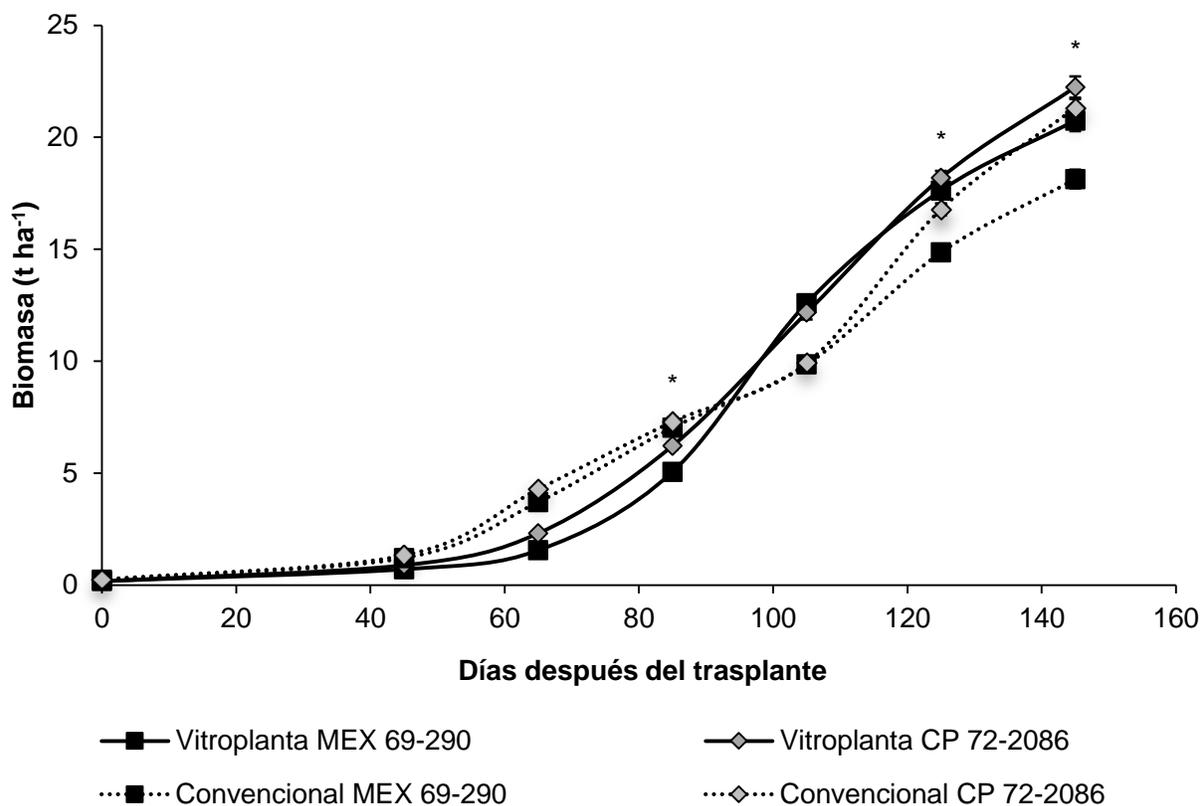


Figura 18. Efecto de la interacción fuente de propágulo x variedad de la caña sobre la acumulación de biomasa total.

* 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.6. Distribución de biomasa

La raíz es uno de los órganos que crece aceleradamente al inicio, ya que se encarga de garantizar agua y nutrientes durante y es de vital importancia durante el periodo de establecimiento del cultivo de caña de azúcar (Kelly *et al.*, 2005; Smith *et al.*, 2005; Gilbert *et al.*, 2007). En los primeros 65 días la raíz representó el 40% en promedio de la biomasa total. Posteriormente, la proporción disminuyó durante la fase de rápido crecimiento, que duró hasta los 105 ddt, y finalmente la raíz llegó a la fase de desaceleración y estabilización hasta los 145 ddt (Figura 19).

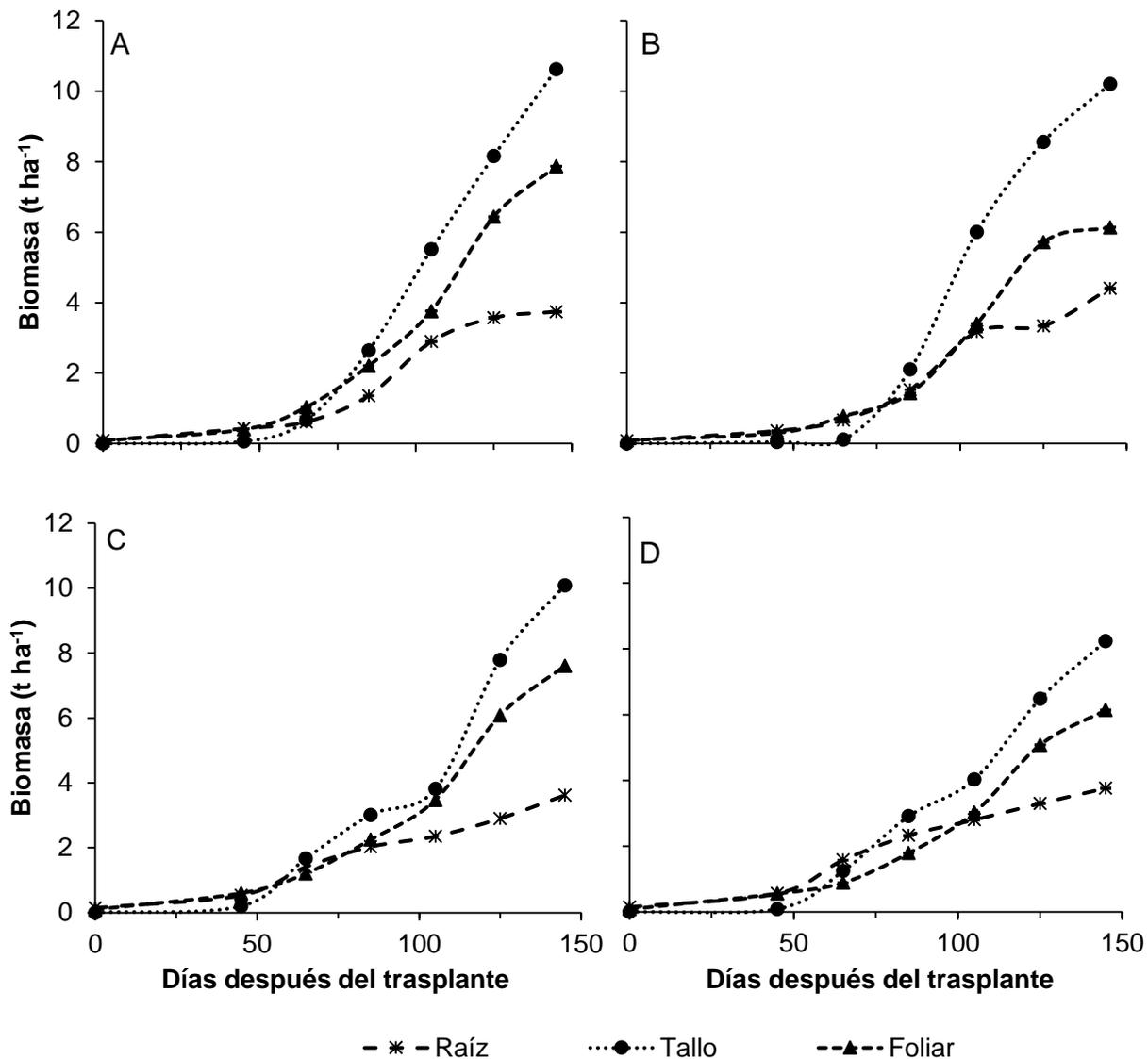


Figura 19. Distribución de la biomasa en distintos órganos de dos variedades de caña de azúcar con dos fuentes de propágulo.

Vitroplantas (Figuras A y B), plantas de esqueje convencional (Figuras C y D), Variedad CP 72-2086 (Figuras A y C) y variedad MEX 69-290 (Figuras B y D). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional de esquejes y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, n=15 en muestreo de 0 días después del trasplante y n=20 en muestreos posteriores.

La biomasa del sistema radical represento 20% del total de la planta a los 145 ddt. En este estudio es necesario considerar que se muestreó un volumen de 40x40x30 cm, pero en campo la raíz de la caña de azúcar llega a profundizar dos metros y a tener raíces superficiales en un radio de 2.5 m (Glyn, 2004). Al igual que otros parámetros evaluados

durante los primeros 85 ddt, las vitroplantas presentaron un menor sistema radical que las plantas de esqueje convencional, y posteriormente la raíz muestreada de las vitroplantas fue 10% superior a la de las plantas de esqueje convencional a los 145 ddt.

La biomasa foliar presentó un comportamiento similar al IAF (Figura 15). La acumulación de materia seca en las hojas de la caña de azúcar se explica en 28 % por la fuente del propágulo, y la variedad explica 32% del comportamiento durante los primeros 85 días de desarrollo del cultivo. En la fase inicial, las hojas representaron 50% de la biomasa total, con un crecimiento acelerado al igual que la raíz, debido a que la planta requiere establecer su máxima área foliar que se encargan de asimilar el carbón mediante la fotosíntesis (Taiz y Zeiger, 2002). El crecimiento exponencial de las hojas coincidió con la etapa de máximo desarrollo de los tallos, pues el tamaño de la fuente debe satisfacer la demanda (Santos-Castellanos *et al.*, 2010). En los últimos muestreos se observa que el crecimiento de las hojas es menor, y coincide con el inicio de la madurez de la caña cuando se reduce el crecimiento del tallo e inicia la acumulación de sacarosa (Moore y Botha, 2013).

La aparición de tallo moledero de caña de azúcar inició a partir de los 45 ddt. La acumulación de materia seca en los tallos se explica por la fuente del propágulo en 38%. Las vitroplantas presentaron crecimiento sigmoideo mientras que las de esqueje convencional tuvieron crecimiento de doble sigmoideo, lo que coincide con las fases del ciclo de cultivo de la caña de azúcar (Subiros, 2000). El comportamiento doble sigmoideo se puede explicar por la disminución del crecimiento del tallo debido a que durante el macollamiento una parte importante de energía se destina a la producción de nuevos tallos. Los tallos en la etapa de macollamiento están constituidos principalmente por vainas y hojas (Glyn, 2004). La etapa de rápido crecimiento de los tallos fue hasta los 105 ddt, y posteriormente es cuando la planta destina gran parte de la energía para la acumulación de azúcares en el tallo (Larrahondo y Villegas, 1995). En las vitroplantas el mayor vigor que produce el método de multiplicación (Niubó *et al.*, 2004), influye en que la acumulación de biomasa en los tallos no se vea afectada por el cambio de fase de rápido crecimiento a madurez (Niubó *et al.*, 2004). La variedad CP 72-2086 empezó su

acumulación de sólidos solubles totales antes que la otra variedad estudiada, y esto favoreció que los tallos alcanzaran un mayor peso seco.

4.7. Tasa de asimilación neta

La tasa de asimilación neta (TAN, $\text{g m}^{-2} \text{d}^{-1}$) permite conocer la eficiencia media fotosintética de las hojas ya que considera la acumulación de materia seca por unidad de área foliar en un periodo de tiempo determinado (Hernández-Córdova y Soto-Carreño, 2012). En promedio la mayor eficiencia fotosintética se presentó al inicio del ciclo, comportamiento similar al reportado en los cultivos de calabacita (Sedano et al., 2005), papaya (Cabello et al., 2015), papa (Santos-Castellanos et al., 2010), trigo, cebada y remolacha (Gardner et al., 1985).

Las dos fuentes de propágulo (plantas de cultivo *in vitro* y de esqueje convencional) produjeron un efecto diferente en la TAN ($P \leq 0.05$, Cuadro A1), como se ilustra en la Figura 20. La propagación *in vitro* reduce temporalmente la TAN de las vitroplantas en comparación con las plantas generadas por propagación convencional. Pero esta reducción es compensada por la larga caída en TAN de las plantas convencionales, de modo que las diferencias de la fuente de propágulo se compensan en este índice.

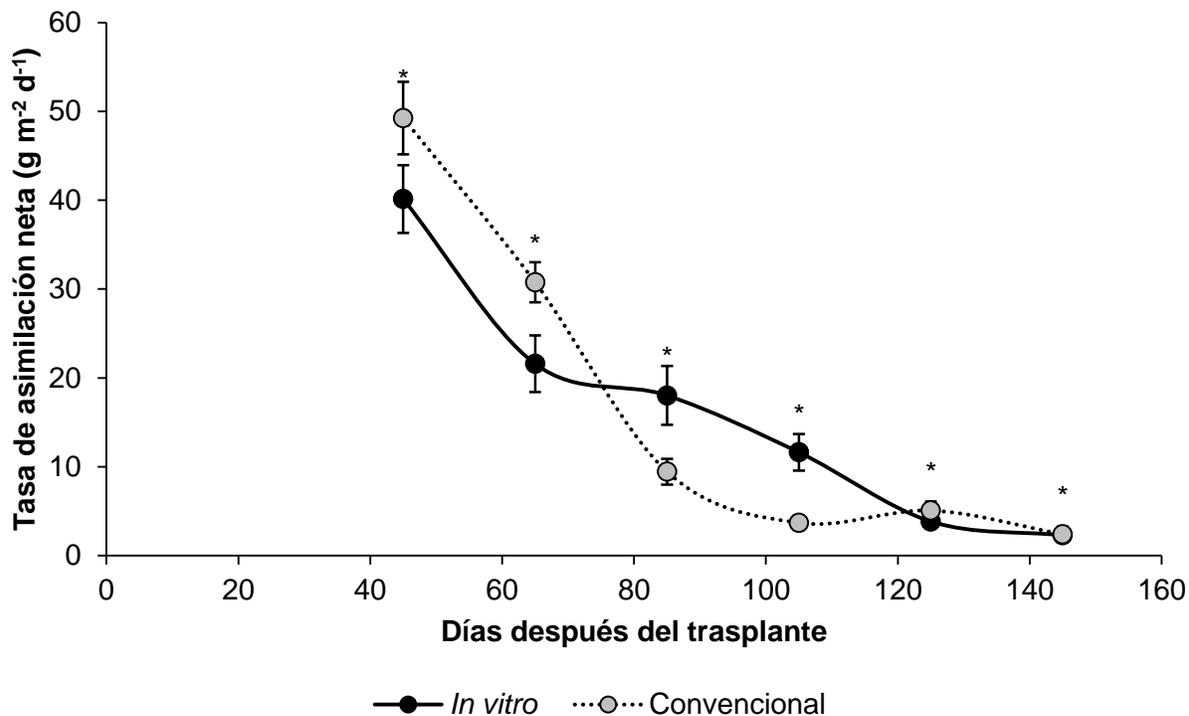


Figura 20. Efecto de la fuente del propágulo sobre la tasa de asimilación neta en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre la tasa de asimilación neta por la fuente del propágulo (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

En relación al efecto de la variedad de caña de azúcar sobre la tasa de asimilación neta (Figura 21), se puede observar una clara diferencia varietal en la TAN, que dura gran parte del ciclo (hasta los 120 ddt), en la variedad MEX 69-290 supera a la CP 72-2086. Esta diferencia varietal es inversa a la que se vio en IAF, de modo que se compensan, por lo que los rendimientos en biomasa son similares.

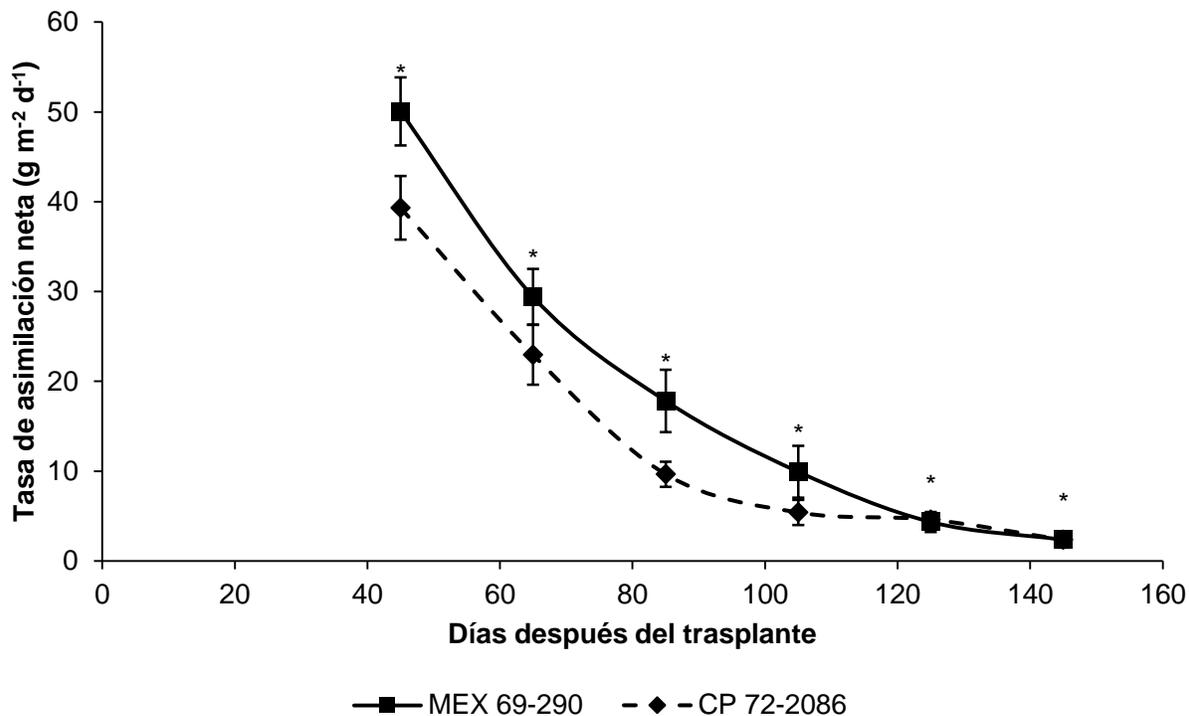


Figura 21. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre la tasa de asimilación neta.

* Diferencia significativa entre la tasa de asimilación neta por variedad (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

En la Figura 22, se presenta el comportamiento de la TAN por combinación de la fuente del propágulo y variedad. Desde el establecimiento hasta los 105 ddt, se observa interacción entre variedad y la fuente del propágulo ($P \leq 0.05$, Cuadro A1). Las combinaciones de tratamientos con vitroplantas al inicio presentaron una menor TAN respecto a las convencionales. Las combinaciones de tratamientos con la variedad MEX 69-290 presentaron una mayor TAN respecto a la variedad CP 72-2086, esto influenciado por un menor IAF (Figura 14).

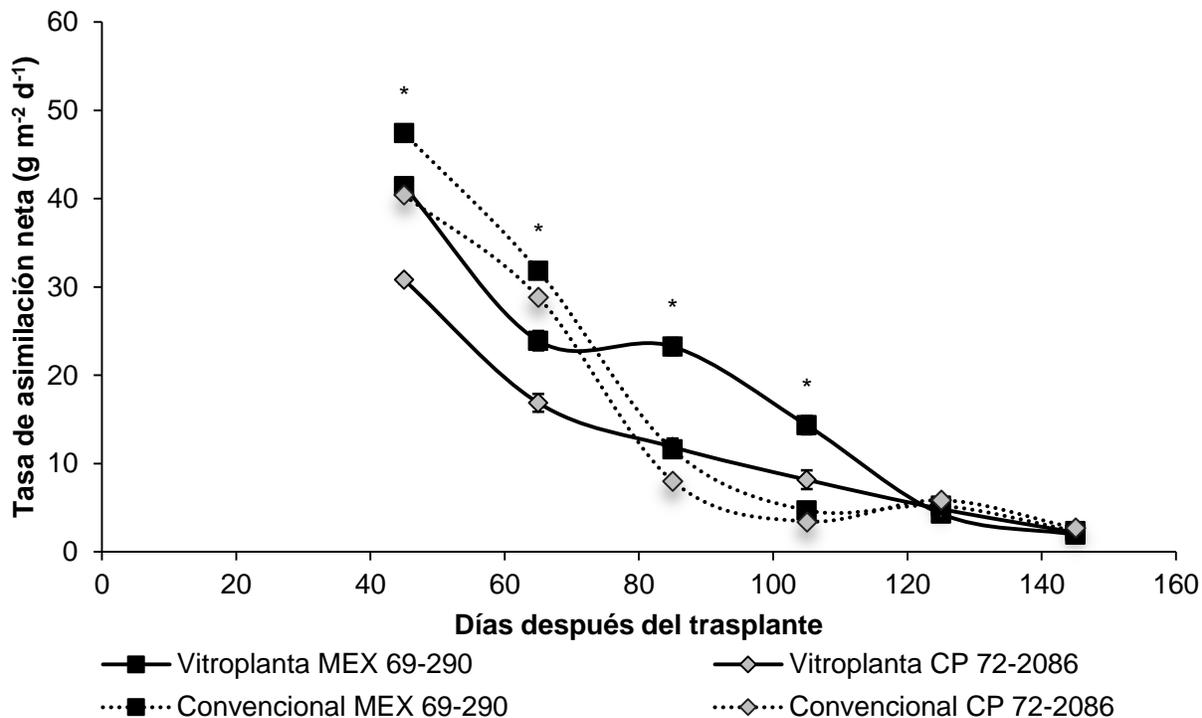


Figura 22. Efecto de la interacción fuente del propágulo y variedad sobre la tasa de asimilación neta en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre la tasa de asimilación neta 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.8. Tasa relativa de crecimiento

La tasa relativa de crecimiento (TRC, $g\ g^{-1}\ d^{-1}$) es considerada como la velocidad con que la planta acumula carbono (Taiz y Zeiger, 2002) y es un indicador de la actividad meristemática. El comportamiento de la TRC se muestra en la Figura 23, el promedio de dos variedades de caña (CP 72-2086 y MEX 69-290) con dos fuentes de propágulo (convencional e *in vitro*), muestran semejanzas a lo encontrado en gramíneas por Berroterán y García (1986), quienes indican que la tasa relativa de crecimiento se ve influenciada por el crecimiento y la ontogenia de los diferentes órganos de la planta.

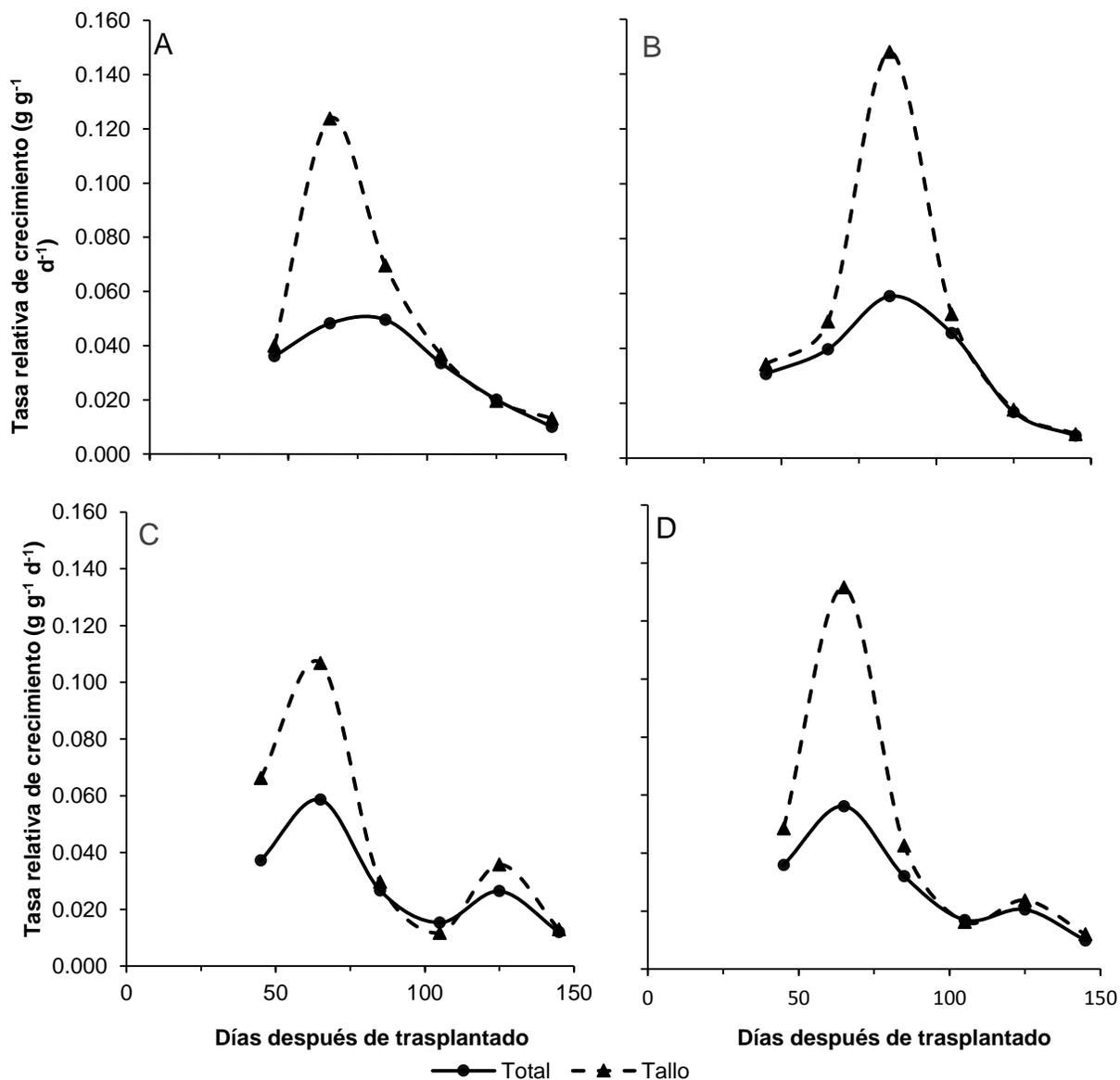


Figura 23. Tasa relativa de crecimiento en dos variedades de caña de azúcar y dos fuentes de propágulo.

Vitroplantas (Figuras A y B), plantas de esqueje convencional (Figuras C y D), Variedad CP 72-2086 (Figuras A y C) y variedad MEX 69-290 (Figuras B y D). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional de esquejes y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

La tasa relativa de crecimiento tuvo un comportamiento diferente entre las dos fuentes de propágulo, plantas de esqueje convencional e *in vitro* (Figura 23). Las vitroplantas, alcanzaron la máxima TRC en el intervalo de 45-65 ddt en CP 72-2086 y en el intervalo

de 65-85 ddt para MEX 69-290 (Figura 23 A, B). En la planta del sistema de esquejes convencional, en cambio, la TRC alcanzó un máximo en el periodo 45-65 ddt y un segundo repunte en el intervalo 105-125 ddt (Figuras 23 C, D). Similar a la TRC de la planta completa, la TRC del tallo aumentó ligeramente en el intervalo 105-125 ddt y se plantea que en las vitroplantas, por presentar rejuvenecimiento de cepas el proceso de acumulación de azúcares en el tallo se retrasa (Arellano-Litardo *et al.*, 2015).

Las variedades de caña de azúcar intermedias y tardías son conocidas por que son poco sensibles al fotoperiodo y pueden crecer durante ciclos de cultivo de 24 meses, si poseen las condiciones adecuadas de humedad temperatura (Blanco *et al.*, 2003). Esto podría explicar porque la máxima TRC (actividad de la demanda) del tallo de la variedad MEX 69-290 es superior en ambos orígenes que la TRC de la variedad CP 72-2086 (Figura 23). El proceso de acumulación de azúcares en las variedades tempranas inicia antes que en las variedades intermedias y tardías, por lo tanto se explica el mayor incremento en TRC a los 125 días en la variedad CP 72-2086 (Figura 23 C).

El comportamiento de la TRC en el cultivo de caña de azúcar es diferente a algunos otros cultivos como clavel (Baracaldo *et al.*, 2010), *Arabidopsis* (Taiz y Zeiger, 2002), donde se observa un máximo TRC al inicio del cultivo, y posteriormente disminuye y tiende a estabilizarse a través del tiempo. Soplín *et al.*, (1993) reportaron que el cacahuate tarda 30 días después de la siembra en alcanzar el máximo TRC y el maíz presenta la máxima TRC entre los 30 y 40 días después de la siembra.

4.9. Tasa absoluta de crecimiento

La tasa absoluta de crecimiento (TAC, g d^{-1}) de los tallos presentaron diferente tendencia por fuente de propágulo. En las vitroplantas, aumentó gradualmente desde el intervalo 0-45 ddt y hasta el intervalo 85 -105 ddt, y cuando alcanzó los máximos con 30 y 38 g d^{-1} en las variedades CP 72-2086 y MEX 69-290, respectivamente. Después de los 105 ddt, la TAC empezó a disminuir, ligeramente en CP 72-2086 y abruptamente en MEX 69-290 (Figuras 24 A y B). Esta caída coincide con el cambio de etapa, de rápido crecimiento a la de maduración.

La TAC promedio en las plantas de esqueje convencional aumentó desde el trasplante hasta el intervalo de 65-85 ddt, y luego un ligero descanso en el periodo 85-105 ddt, pero alcanzó su máximo en el intervalo 105-125 ddt, con 34 y 25 g d⁻¹ para CP 72-2086 y MEX 69-290, respectivamente.

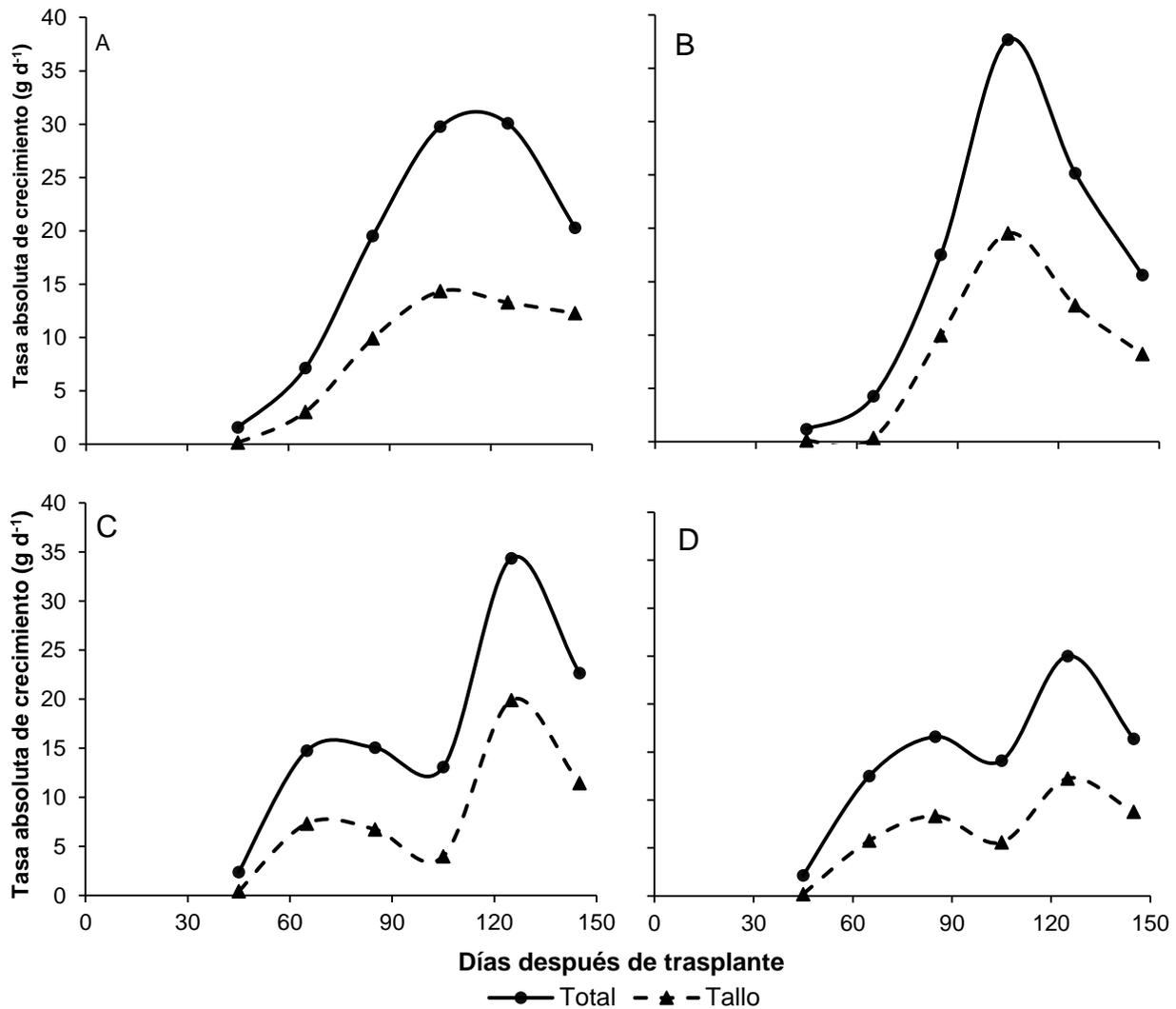


Figura 24. Tasa absoluta de crecimiento en dos variedades de caña de azúcar y dos fuentes de propágulo.

Vitroplantas (Figuras A y B), plantas de esqueje convencional (Figuras C y D), Variedad CP 72-2086 (Figuras A y C) y variedad MEX 69-290 (Figuras B y D). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional de esquejes y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, n=15 en muestreo de 0 días después del trasplante y n=20 en muestreos posteriores.

El comportamiento de la TAC de la caña de azúcar se explica por la acumulación de biomasa en los tallos a partir de los 45 ddt. En el caso de los tallos, comparados con el resto de la planta a partir de los 105 y 125 ddt, vitroplanta y plantas con origen convencional respectivamente, presentan una mayor TAC que el resto de los órganos individuales de la caña de azúcar. Este comportamiento es similar al presentado en papa, donde en la etapa final la acumulación de biomasa se concentra los tubérculos y el resto de la planta reduce su crecimiento (Flores-López *et al.*, 2009).

4.10. Área foliar específica

Tanto en vitroplantas como plantas de esqueje convencional presentaron la misma tendencia promedio en el área foliar específica (AFE, $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$) (Figura 25).

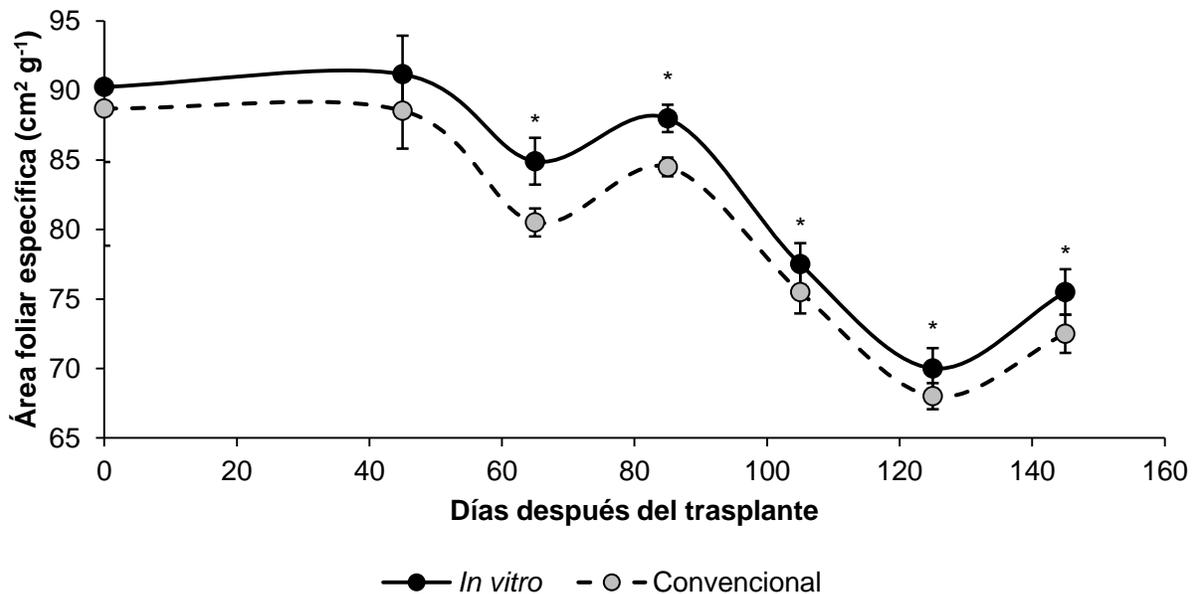


Figura 25. Efecto de la fuente de propágulo del material vegetal de caña de azúcar sobre el área foliar específica en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre el área foliar específica en función de la fuente de propágulo (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

Las vitroplantas durante todo el estudio presentaron mayor AFE, por lo que son hojas más delgadas o menos densas. A partir de los 65 ddt se presentaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$, Cuadro A1). A los 65 y de los 85 a 125 ddt disminuyó el AFE, lo anterior puede deberse a que las reservas de metabolitos que se tenían acumuladas en las hojas fueron trasladadas: a los 65 ddt los metabolitos fueron destinados la producción de tallos (Figura 3) y entre los 85 a los 125 ddt fueron para el crecimiento de los tallos.

Durante los primeros 45 ddt no hubo diferencias entre variedades en AFE (Figura 26), ambas iniciaron con $90 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$, posteriormente empieza a disminuir para terminar con $76 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ en MEX 69-290 y con $72 \text{ cm}^2 \text{ g}^{-1}$ en CP 72-2086.

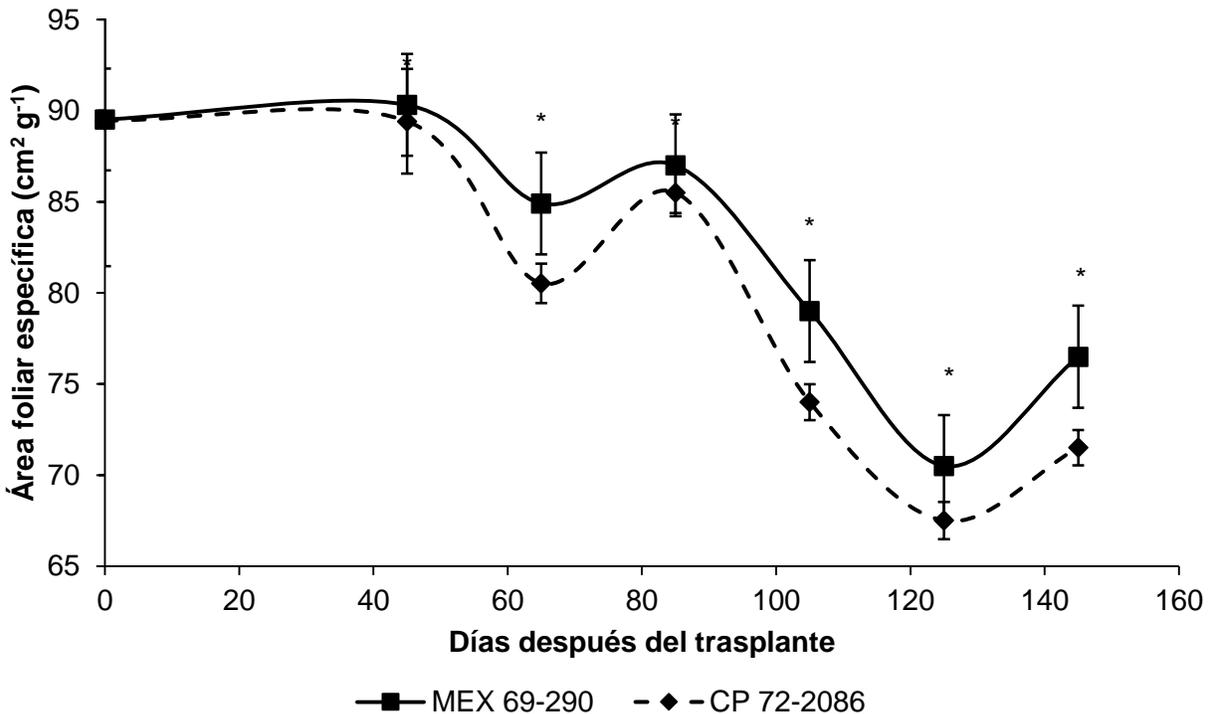


Figura 26. Efecto de la variedad de caña de azúcar sobre el sobre el área foliar específica.

* Diferencia significativa entre el área foliar efectiva por variedad (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 valores son promedio dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

El AFE de la variedad CP 72-2086 se reduce más a los 65 ddt (fase de macollamiento) que en MEX 69-290, lo que significa que las hojas en la variedad precoz se engruesan o se vuelven más densas. La caída máxima de la AFE se presentó entre los 85 y 125 ddt, y coincide con el periodo de rápido crecimiento de los tallos.

En la Figura 27 se presenta el efecto de los orígenes y las variedades de caña de azúcar sobre el área foliar específica. El comportamiento promedio de los cuatro tratamientos es similar al comportamiento general por variedad (Figura 26). En general, las vitroplantas de la variedad MEX 69-290 presentaron los valores más altos y las plantas de esqueje convencional de la variedad CP 72-2086, los valores más bajos, y por tanto las hojas más gruesas o más densas.

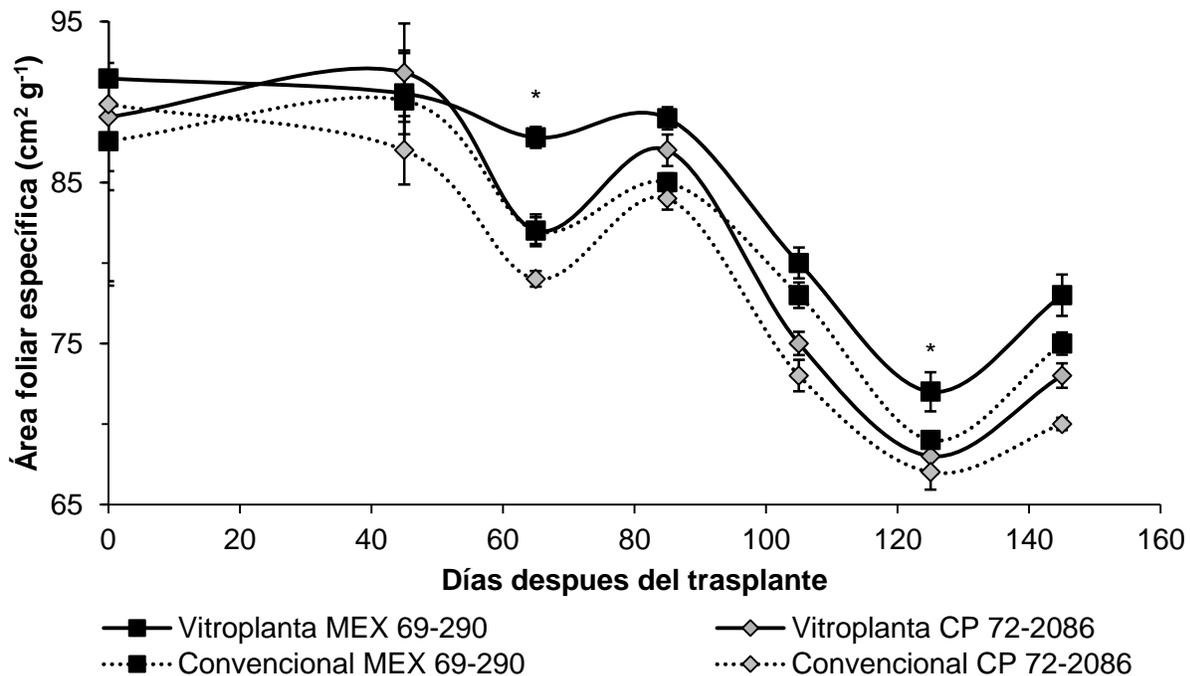


Figura 27. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo x variedad de la caña sobre el AFE.

* Diferencia significativa entre el área foliar efectiva 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.11. Relación área foliar

La relación del área foliar (RAF, $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$) sirve para estimar la magnitud del aparato fotosintético de la planta, este índice considera el área foliar y el peso seco total de la planta. En la Figura 28, se presenta el comportamiento de la RAF de las dos fuentes de propágulo en caña de azúcar. Hasta los 65 ddt, la RAF fue superior en las vitroplantas respecto a las convencionales, posteriormente la RAF fue superior en las plantas de esqueje convencional. Se presentaron diferencias significativas en todos los muestreos ($P \leq 0.05$, Cuadro A1). En las vitroplantas se presentó el máximo incremento del IAF (Figura 13) de los 105 a los 125 ddt, lo que coincide con la mayor RAF a los 125 ddt.

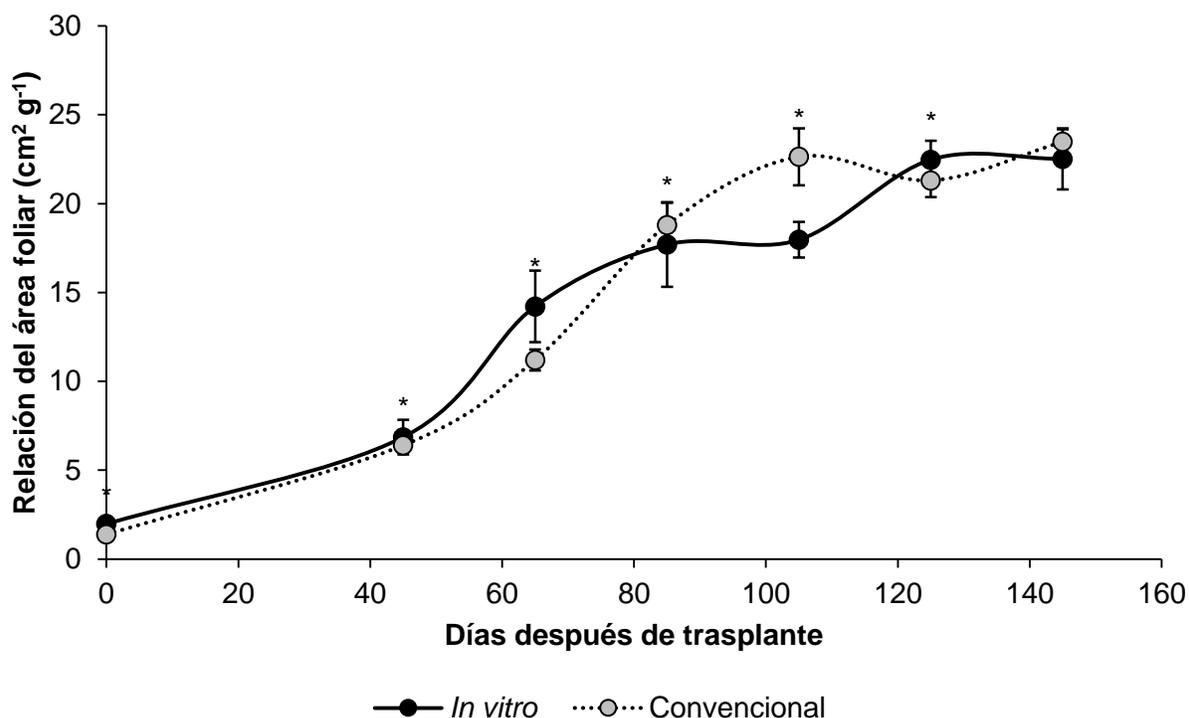


Figura 28. Efecto de la fuente de propágulo sobre la relación de área foliar en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre la reacción del área foliar por fuente de propágulo (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 valores son promedio de dos variedades. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

La relación de área foliar (RAF) se vio afectada significativamente ($P \leq 0.05$, Cuadro A1) durante todo el periodo de estudio, sobresaliendo la variedad CP 72-2086 respecto a la MEX 69-290 (Figura 29). En la variedad CP 72-2086, el mayor aumento en la RAF fue entre los 45 y 85 ddt, que es cuando hubo un aumento exponencial en el IAF (Figura 14) y después de los 85 ddt, el aumento fue ligero, lo que indica que el aumento entre el AF fue proporcionalmente apenas superior al aumento en el peso seco.

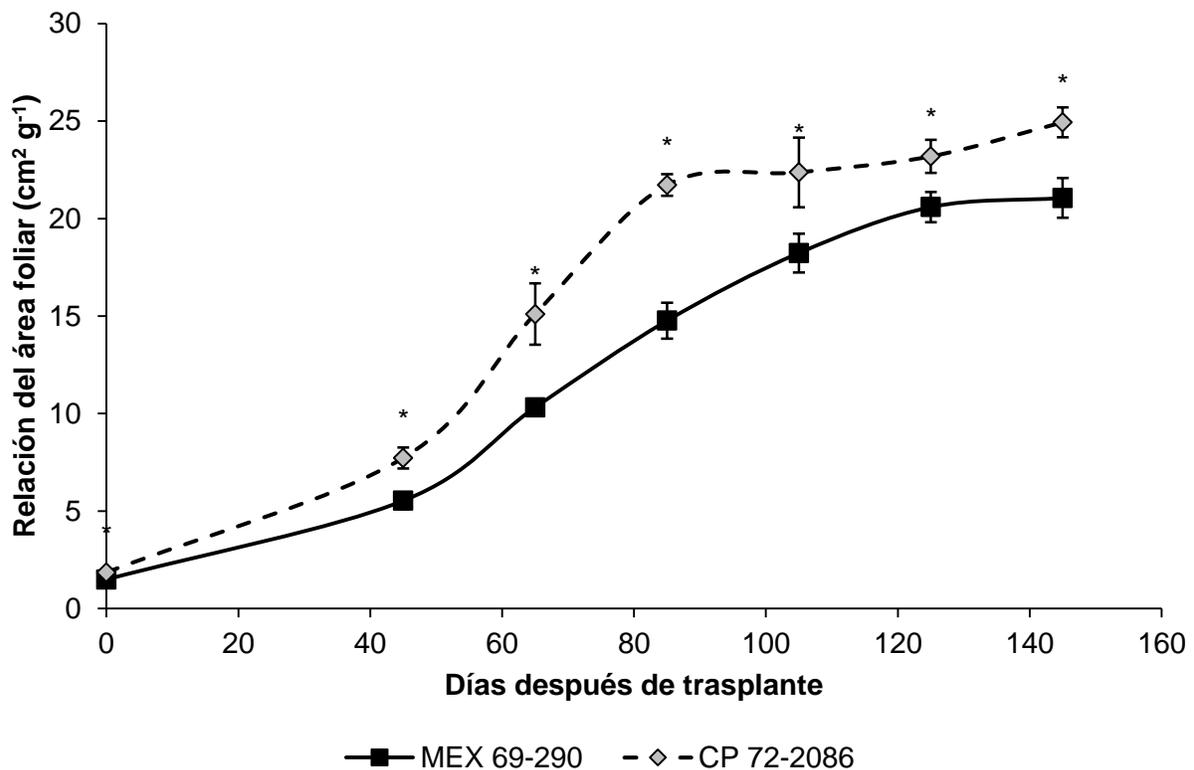


Figura 29. Efecto de la variedad sobre la RAF en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre la reacción del área foliar por variedad (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 valores son promedio de dos fuentes de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=30$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=40$ en muestreos posteriores.

La variedad CP 72-2086 procedente de vitroplantas fue la que aumentó su RAF más rápidamente hasta los 85 ddt, lo que indica su mayor capacidad para destinar asimilados

para establecer su área foliar, a la misma velocidad que las plantas procedentes de semilla convencional (Figura 30). El comportamiento de la RAF presentó diferencias significativas para la interacción entre fuentes de propágulo y variedades de caña de azúcar en la mayoría de los muestreos excepto a los 125 ddt ($P \leq 0.05$, Cuadro A1).

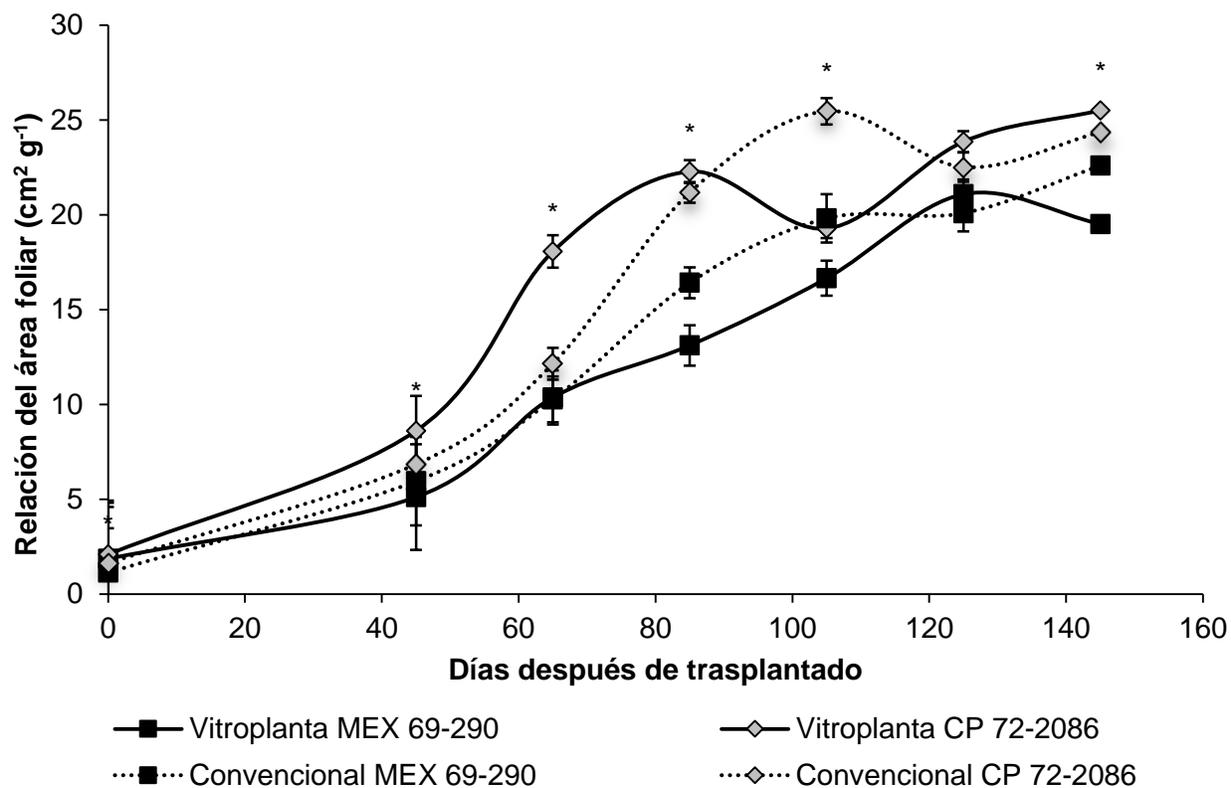


Figura 30. Efecto de la interacción de la fuente de propágulo y variedad sobre la relación de área foliar en caña de azúcar.

* Diferencia significativa entre la reacción del área foliar 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 valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas, $n=15$ en muestreo de 0 días después del trasplante y $n=20$ en muestreos posteriores.

4.12. Calidad de semilla

La calidad de semilla de caña de azúcar se vio afectada por la fuente de propágulo (plantas de esqueje convencional e *in vitro*). Las vitroplantas presentaron mayor número de tallos por hectárea, número de yemas, porcentaje de germinación, y disminuyó el porcentaje de floración y sólidos solubles totales (°Brix), así mismo no afectó la producción de biomasa fresca de tallos ($t\ ha^{-1}$).

El peso fresco de los tallos de caña de azúcar a los 185 y 245 días después del trasplante fue afectado por la variedad, siendo la variedad MEX 69-290 la más rendidora respecto a la CP 72-2086, en ambas fechas (Cuadro 3). El tiempo óptimo para la cosecha de semilla es de 8 a 10 meses después de siembra (Arellano-Litardo *et al.*, 2015), lo cual es similar al tiempo después de la siembra de los esquejes en bolsas (9.6 meses a los 245 ddt) y desde que las vitroplantas se pasaron a aclimatación (10.6 meses a los 245 ddt). La variedad CP 72-2086 es considerada de madurez temprana, y por tanto, considerando el tiempo de siembra a cosecha, dicha variedad se encontraba en periodo de madurez y posiblemente, iniciando su deterioro como semilla.

Cuadro 3. Rendimiento en fresco de tallos ($t\ ha^{-1}$) de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y de esqueje convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Edad (ddt)	Convencional		<i>In vitro</i>	
	MEX 69-290	CP 72-2086	MEX 69-290	CP 72-2086
185	137 ab	127 b	144 a	124 b
245	149 a	136 b	159 a	140 b

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema de esqueje convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

El número de tallos es importante en la producción de semilla de caña de azúcar (Cuadro 4), tanto para los productores como los compradores, ya que cepas vigorosas en semillero garantizan vigor en las nuevas plantaciones (Alfaro-Portuguez *et al.*, 2007).

Cuadro 4. Número de tallos de caña de azúcar (miles de tallos/ha), de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y semilla convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Edad (ddt)	Convencional		<i>In vitro</i>	
	MEX 69-290	CP 72-2086	MEX 69-290	CP 72-2086
185	183.3 b	152.1 c	226.0 a	203.1 a
245	189.6 b	160.4 c	232.3 a	209.4 a

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

Las vitroplantas presentaron mayor número de tallos que las de esqueje convencional en 22 y 30% para las variedades MEX 69-290 y CP 72-2086, respectivamente. Este comportamiento es similar a los resultados reportados en las variedades LCP 85-384, CP 65-357 y CP 48-103, en las cuales las vitroplantas tuvieron de 10 a 20% más tallos que las plantas de semilla convencional (Digonzelli *et al.*, 2006, 2009).

La altura de tallo de caña de azúcar en los cuatro tratamientos siguió aumentando (Cuadro 5), en el periodo de los 145 a los 245 ddt, aunque lentamente, en comparación con el crecimiento inicial (Figura 9), esto es, 0.25 cm d^{-1} en convencional y 0.5 cm d^{-1} de vitroplantas comparado con 2 cm d^{-1} en el periodo de 85-145 ddt. Las dos variedades crecieron a diferente ritmo, la MEX 69-290 aumentó 23% y la CP 72.2086 en un 17% respecto a los 145 ddt.

En el Cuadro 5 se muestra el efecto de los 4 tratamientos y se observa un incremento de la altura entre los orígenes, presentando una mayor altura las vitroplantas en un 12%. Las variedades de caña de azúcar con madurez intermedia y tardía bajo las condiciones adecuadas de humedad temperatura siguen creciendo (Blanco *et al.*, 2003). Estudios agroindustriales donde se evalúa el comportamiento de distintas variedades de caña de azúcar muestran que las variedades intermedias y tardías presentan una altura entre 10 y 20% superior respecto a las variedades tempranas (Digonzelli *et al.*, 2009; Ramírez *et al.*, 2014), lo cual es similar al resultado encontrado en este estudio.

Cuadro 5. Altura de tallo (cm) de dos variedades de caña de azúcar procedente de vitroplantas y de semilla convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Edad (ddt)	Convencional		<i>In vitro</i>	
	MEX 69-290	CP 72-2086	MEX 69-290	CP 72-2086
185	235 b	211 b	256 a	227 b
245	244 b	222 c	278 a	246 b

Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

El número de yemas se presenta en el Cuadro 6 (yemas/m²), correlaciona positivamente con la altura de tallo y con el número de tallos por metro lineal de tallo. Las yemas son un indicador de calidad del tallo, ya que para tener una buena siembra se deben de garantizar al menos 12 yemas por metro lineal de surco para fines agroindustriales y 18 con fines forrajeros (Ruiz *et al.*, 2009).

Cuadro 6. Numero de yemas de caña de azúcar (yemas/m²) a los 185 y 245 días después del trasplante y variedades de caña de azúcar procedentes de semilla convencional y vitroplantas a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Edad (ddt)	Convencional		<i>In vitro</i>	
	MEX 69-290	CP 72-2086	MEX 69-290	CP 72-2086
185	269 a	235 b	271 a	233 b
245	343 b	283 c	410 a	344 b

ddt: Días después del trasplante. Letras distintas en la misma fila indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente del propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

A los 185 días después del trasplante (ddt), el número de yemas por m² dependía únicamente de la variedad, siendo MEX 69-290 superior que CP 72-2086. Sin embargo, a los 245 ddt, las vitroplantas presentaron mayor número de yemas que las plantas provenientes de semilla convencional, 262 y 233 yemas/m² respectivamente. Además, la

variedad MEX 69-290 presento mayor número de yemas que la CP 72-2086, 261 y 234 yemas/m² respectivamente.

Debido a las condiciones climáticas que adelantaron la maduración de la variedad CP 72-2086, esta no expresó mejor su potencial. La madurez de la caña inicia cuando se presentan variaciones de temperatura diurna y nocturna, días calientes con noches frescas, y clima seco con humedad del 45 al 65% (Rincón, 2005).

A partir de los 125 ddt, se muestra el incremento en sólidos solubles en los cuatro tratamientos a lo largo del tiempo (Cuadro 7). La variedad CP 72-2086, al ser precoz, acumuló más azúcares a partir de los 185 ddt y a los 245 ddt, el contenido de azúcares en el tercio interior era similar al contenido de azúcares del tercio superior, lo cual es un indicador de cosecha para fines industriales.

Cuadro 7. Contenido de solidos solubles totales (°Brix) de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y esqueje convencional a los 125, 145, 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Tratamiento	125 ddt		145 ddt		185 ddt		245 ddt	
	TI	TS	TI	TS	TI	TS	TI	TS
V MEX 69-290	8.4 a	5.2 b	9.9 b	6.3 c	15.2 b	12.7 c	18.8 c	15.7 b
C MEX 69-290	8.7 a	5.7 ab	10.2 b	6.5 c	14.9 b	12.5 c	19.c	16.2 b
V CP 72-2086	9.3 ab	6.1 a	12.5 a	9.1 b	17.3 a	14.9 b	21.3 a	20.2 a
C CP 72-2086	9.6 b	6.3 a	12.7 a	9.8 a	18.5 a	16.4 a	20 b	19.6 a

TI: tercio interior, TS: tercio superior, V: vitroplanta C: convencional. Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, P≤0.05). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

A mayor edad del cultivo se incrementan los sólidos solubles y la sacarosa como parte de estos. Al presentarse la floración la sacarosa acumulada en el tallo empieza a formar azúcares reductores e inicia el proceso de acorchamiento de tallos y se producen brotes de yemas laterales conocidos como lalas. Esto demerita la calidad del tallo, tanto para industria como para semilla.

El porcentaje de floración se muestra en el Cuadro 8. Las condiciones ambientales de temperatura y humedad fueron propicias a partir de los 185 ddt para que en la variedad CP 72-2086 se presentara panícula, sobre todo en provenientes de esqueje convencional (Figura 31). En el muestreo de 245 ddt en la variedad CP 72-2086 se presentaron lalas, debido a que se rompió la dominancia apical (Amaya-Estévez *et al.* 1995).

Cuadro 8. Porcentaje de floración de dos variedades de caña de azúcar procedentes de vitroplantas y esqueje convencional a los 185 y 245 días después del trasplante (ddt).

Edad (ddt)	Convencional		<i>In vitro</i>	
	MEX 69-290	CP 72-2086	MEX 69-290	CP 72-2086
185	0 (Nula)	8.7±2.8 (Escasa)	0 (Nula)	0 (Nula)
245	0 (Nula)	29.4±6.4 (Regular)	0 (Nula)	2.7±1.2 (Escasa)

ddt: Días después del trasplante. Los valores son promedio (±desviación estándar) de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.



Figura 31. Floración en variedad CP 72-2086 de esqueje convencional.

En el Cuadro 9 se muestra el porcentaje de germinación. Las yemas provenientes de semilleros con vitroplanta empezaron a brotar antes que las provenientes de tallo convencional. En los muestreos de las semanas 2, 3 y 4 se presentaron diferencias significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). La tendencia fue que las yemas procedentes de vitroplantas tuvieran mayor porcentaje de brotación, aunque a la cuarta semana únicamente en la variedad CP 72-2086 hubo diferencias entre vitroplantas y plantas de semilla convencional. Todos los tratamientos produjeron semilla de calidad. A las cuatro semanas el promedio de germinación fue de 90%, siendo superior al 80% recomendado para obtener buena calidad de semilla en caña de azúcar (González, 1970).

Cuadro 9. Porcentaje de germinación durante 4 semanas en yemas de caña de azúcar en dos variedades provenientes de vitroplantas y semilla convencional.

Tratamiento	Semana			
	1	2	3	4
V MEX 69-290	3 a	25 a	68 a	95 a
C MEX 69-290	0 a	8 b	37 c	89 ab
V CP 72-2086	5 a	30 a	75 a	92 a
C CP 72-2086	0 a	10 b	47 b	85 b

V: vitroplanta C: convencional. Letras distintas en la misma columna indican diferencias significativas para los tratamientos (Tukey, $P \leq 0.05$). Los valores son promedio de la combinación de variedad y fuente de propágulo. Las plantas fueron trasplantadas a los 45 días después de la siembra para sistema convencional y 75 días después del inicio de la aclimatación para vitroplantas.

5. CONCLUSIONES

El crecimiento inicial de las vitroplantas de caña de azúcar en campo es lento comparado con plantas procedentes de esqueje convencional, debido al menor índice de área foliar y que se reflejó en menos biomasa acumulada.

Las vitroplantas producen más tallos por cepa comparadas con las plantas de esqueje convencional desde los 45 días después de trasplante (ddt). Dichos tallos son de menor diámetro y altura hasta los 85 ddt, pero permiten a las vitroplantas desarrollar un mayor aparato fotosintético y producir mayor biomasa a partir de los 105 ddt que las plantas de esqueje convencional.

Ambas variedades producen el mismo número de tallos por cepa y del mismo diámetro. La variedad CP 72-2086, al ser más precoz, deja de crecer en altura antes que la MEX 69-290, pero produce más área foliar y más biomasa.

En relación a calidad de semilla agronómica, las vitroplantas producen el mismo rendimiento fresco a los 245 ddt que las plantas de esqueje convencional. Mayor número de tallos por hectárea, de mayor altura, con mayor número de yemas por metro cuadrado de suelo. La germinación de yemas provenientes de vitroplantas es igual o mayor a la de las yemas de planta convencional.

6. RECOMENDACIONES

El uso de vitro plantas es una buena alternativa para asegurar pureza varietal y sanidad de la planta de semilleros.

El cultivo en campo de vitroplantas requiere de mejor control de malezas durante el periodo inicial después de trasplante comparado con el sistema de siembra convencional.

7. LITERATURA CITADA

- Aguilar, N. y Debernardi, L. 2004. Efecto de la floración en la calidad agroindustrial de la variedad de caña de azúcar CP72-2086 en México. *Caña de azúcar* 22(2): 19-37.
- Alejandre, R. J. A., Galinto, T. M. E., Lee, E. H. E y Alvarado, G. O. G. 2010. Variabilidad genética en 22 variedades híbridas de Caña de Azúcar (*Saccharum* spp. Híbrido). *Phyton, International Journal of Experimental Botany* 79: 87-94.
- Alfaro-Portuguez, R., Chavarría-Soto, E. y Solera, M. 2007. Recomendaciones Técnicas para el Establecimiento y Manejo de Semilleros Básicos de Caña de Azúcar en Costa Rica Presentación. Liga agrícola industrial de la caña de azúcar. Disponible en: <https://www.laica.co.cr/biblioteca/servlet/DownloadServlet?c=443&s=2521&d=1885>.
- Alvez, B. y Oropeza, M. 2015. Efecto de Dicamba y de ácido 2, 4 diclorofenoxiacético sobre la embriogénesis somática en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Biotecnología* XVII(2): 85-94.
- Amaya-Estévez, A., Cock, J. H., Hernández, A. P. y Irvine, J. E. 1995. Biología, en El cultivo de la caña. CENICAÑA, pp. 31–63. Disponible en: http://www.cenicana.org/publicaciones/libro_cana/libro_cana.php.
- Arellano-Litardo, A. C., Korneva, S. B., Fischer, F. C., Tala, N. A., Leal, M. R. y 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.
- Baracaldo, A., Ibagué, O. A. P. y Flores, R. V. J. 2010. Tasa e índice de crecimiento a segundo pico de cosecha en clavel estándar cv. Nelson cultivado en suelo y en sustrato. Colombia. *Agronomía Colombiana* 28(2): 209-217
- Barraza, F. V., Benavides, O. E. y Tamayo, Y. 2015. Análisis de crecimiento del cultivo de balsamina *Momordica charantia* L. en semillero. *Revista de Ciencias Agrícolas* 32(1): 24–37.

- Bell, M. J. and 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): 231–248.
- Bello-Bello, J. J., Morales-Ramos, V. y Gómez-Merino, F. C. 2014. Conservación de recursos genéticos de Caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *AGROProductividad* 7(2): 42–46.
- Bello-Bello, J. J., y Flores-Revilla, C. 2016. Certificación fitosanitaria de vitroplantas de *Saccharum* spp., para establecer semilleros básicos. *AGROProductividad* 9(3): 35-39.
- Berroterán, J. L. y García, L. 1986. Crecimiento y producción de biomasa de *Andropogon gayanus* Kunth en el período de establecimiento en sabanas de Venezuela. *Pasturas tropicales* 8(3): 2–8.
- Bilal, M., Saeed, M., Nasir, I. A., Tabassum, B., Zameer, M., Khan, A., Tariq, M., Javed, M. A. and Husnain, T. 2015. Association mapping of cane weight and tillers per plant in sugarcane. *Biotechnology & Biotechnological Equipment* 29(4): 617–623.
- Blanco, M. A., Borroto, J., Golles, J. L., Capdesuñer, Y., Cervantes, A., Rodríguez, S., Rivas, M. y 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.
- Bonnett, G. D., Hewitt, M. L. and Glassop, D. 2006. Effects of high temperature on the growth and composition of sugarcane internodes. *Australian Journal of Agricultural Research* 57(10): 1087-1095.
- Buenaventura, C. E. 1990. Semilleros y siembra de la caña de azúcar. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia (CENICAÑA), Cali, Colombia. Serie técnica no. 6. 10 p.
- Caamal, V. J. H., y Bello-Bello, J. J. 2014. Micropropagación de caña de azúcar (*Sacharum* spp.) 1ª Ed. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Estado de México. 24 p.

- Cabello, J. R., Hernández, Y. D., González, A. P., Fundora, L. R. y Hernández, R. 2015. Análisis del crecimiento en un genotipo silvestre de *Carica papaya* L. cultivado *ex situ* y cv. 'Maradol Roja'. Cultivos tropicales 36(3): 96–105.
- Cano, O., Tosquy, O., Sierra, M. y Rodríguez, F. 2001. Fertilización y densidad de población en genotipos de maíz cultivados bajo condiciones de temporal. Agronomía Mesoamericana 12(2): 193-197.
- Castañeda-Castro, O., Gómez-Merino, F. C., Trejo-Téllez, L. I., Morales-Ramos, V., González-Arno, M. T., Martínez-Ocampo, Y. M., Gámez-Pastrana, R. y 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-Arno, M. T., Martínez-Ocampo, Y. M., Gómez-Pastrana, R. y 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. y 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%9ACAr.pdf>
- Castro-Nava, S., Huerta, A. J., Manuel, J., Cruz, P. and 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. 7 p. doi: <http://dx.doi.org/10.1155/2016/2561026>.
- Chenu, K., Porter, J. R., Martre, P., Basso, B., Chapman, S. C., Ewert, F., Bindi, M. and Asseng, S. 2017. Contribution of crop models to adaptation in wheat. Trends in Plant Science 22(6): 472-490.

- Cheong, E. J., Raymond, M. y Li, R. 2012. Elimination of five viruses from sugarcane using in vitro culture of axillary buds and apical meristems. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* 109(3): 439–445.
- Coleman, R. E. 1963. Effect of temperature on flowering in sugarcane. *International Sugar Journal* 6: 351-353.
- CONADESUCA. 2016. Sistema Infocaña. Reportes de cierre. Consultado el 20 de octubre de 2016. Disponible en: <http://www.campomexicano.gob.mx/azcf/reportes/reportes.php?tipo=CIERRE>.
- Díaz-López, E., Loeza-Corte, J. M., Campos-Pastelín, J. M., Morales-Rosales, E. J., Domínguez-López, A. y Franco-Mora, O. 2013. Eficiencia en el uso de la radiación, tasa de asimilación neta e integral en función del fósforo en maíz (*Zea mays* L.). *Agrociencia* 47(2): 135–146.
- Digonzelli, P. A., Romero, E. R., Scandaliaris, J., Arce, O. y 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.
- Digonzelli, P. A., Romero, E. R., Scandaliaris, J. y 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.
- Endres, L., Silva, S. J., Duarte, R., Messias, J., de Souza, G. V. and Carvalho, J. A. 2016. Foliar applications of calcium reduce and delay sugarcane flowering. *BioEnergy Research* 9(1): 98–108.
- Engelmann, F. 1991. In vitro conservation of tropical plant germplasm - a review. *Euphytica* 57: 227–243.
- Fernández-Gálvez, Y., Pedraza-Olivera, R. M., Hermida-Baños, Y., Llanes-Díaz, A., Torres-Varela, I. C., Montalván-Delgado, J. y Noy-Perera, A. 2016. Indicadores de crecimiento de una población de 48 clones de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) con valor forrajero. *Agrisost* 22(3): 17–28.

- Flores, S. C. 2001. Las variedades de caña de azúcar en México. 1ª Ed. México D. F. 285 p.
- Flores-López, R., Sánchez-del Castillo, F., Rodríguez-Pérez, J. E., Mora-Aguilar, R., Colinas-León, M. T. y Lozoya-Saldaña, H. 2009. Influencia de la radiación solar en la producción de semilla-tubérculo de papa bajo cultivo sin suelo. Revista Chapingo Serie Horticultura 15(1): 25–30.
- Gardner, F. P., Brent-Pearce, R. and Mitchell, R. L. 1985. Carbon fixation by crop canopies. Physiology of crop plants. Iowa State University Press, pp. 31–57. Available in: http://agro.uncor.edu/~ceryol/documentos/ecofisiologia/FIJACIN_DE_CARBONO_POR_LOS_CULTIVOS.pdf.
- Gilbert, R. A., Rainbolt, C. R., Morris, D. R. and Bennett, A. C. 2007. Morphological responses of sugarcane to long-term flooding. Agronomy Journal 99(6): 1622–1628.
- Glyn, J. (Ed.). 2004. Sugarcane Agriculture, en Sugarcane, World agriculture series: Sugarcane. U.K.: Longman Group, Essex. pp. 101-142.
- González, G. A. 1970. La hibridación de la caña de azúcar en México, antecedentes e instructivo para cruza y selecciones. 2ª Ed. IMPA. México.
- Gonzalez-Arno, M. T. and Engelmann, F. 2006. Cryopreservation of plant germplasm using the encapsulation-dehydration technique: review and case study on sugarcane. CryoLetters 27(3): 155–168.
- Ha, S., Vankova, R., Yamaguchi-Shinozaki, K., Shinozaki, K., and Phan, T. L. S. 2012. Cytokinins: metabolism and function in plant adaptation to environmental stresses. Trends in Plant Science 17: 172-179.
- Hernández-Córdova, N. y Soto-Carreño, F. 2012. Influencia de tres fechas de siembra sobre el crecimiento y la relación fuente-demanda del cultivo del maíz (*Zea mays* L.). Cultivos Tropicales 33(1): 28–34.

- Kelly, R. M., Edwards, D. G., Thompson, J. P. and Magarey, R. C. 2005. Growth responses of sugarcane to mycorrhizal spore density and phosphorus rate. *Australian Journal of Agricultural Research* 56(12): 1405–1413.
- Labrador, J., Hernández, E. y Amaya, F. 2008. Evaluación de 13 variedades de *Saccharum* Spp. Híbrido con fines azucareros, paneleros y forrajeros en fase de plantilla. Municipio Colón, Estado Zulia-Venezuela. *Producción Agropecuaria* 1: 7–14.
- Larrahondo, J. E. y Villegas, F. 1995. Control y Características de Maduración, en El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Calí: CENICAÑA, pp. 297–313.
- Mahlanza, T., Rutherford, R. S., Snyman, S. J. and Watt, M. P. 2013. In vitro generation of somaclonal variant plants of sugarcane for tolerance to *Fusarium sacchari*. *Plant Cell Rep* 32: 249–262.
- Medeiros, L., Silva, M., Granja, C., Souza, G., Camara, T. and Willadino, L. 2014. Effect of exogenous proline in two sugarcane genotypes grown in vitro under salt stress. *Acta Biológica Colombiana* 20(2): 57–63.
- Medeiros, M., Ulisses, C., Lacerda, M., Cavalcante, M., Willadino, L. and Camara, T. 2014. Antioxidant enzymes activity in embryogenic and non-embryogenic tissues in sugarcane. *Acta Biológica Colombiana* 19(2): 203–210.
- Mekonnen, T., Diro, M., Sharma, M. and Negi, T. 2014. Protocol optimization for in vitro mass propagation of two sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) clones grown in Ethiopia. *African Journal of Biotechnology* 13(12): 1358–1368.
- Miller, J. D., Tai, P. Y. P., Glaz, B., Dean, J. L. and Kang, M. S. 1984. Registration of CP 72-2086 sugarcane. *Crop Science* 24(1): 210.
- Moore, P. H. and Botha, F. C. (Eds.). 2013. Sugarcane: physiology, biochemistry and functional biology. John Wiley & Sons.
- Munkholm, L. J., Hansen, E. M., Thomsen, I. K., Wahlström, E. M. and Østergaard, H. S. 2017. Nitrogen uptake, nitrate leaching and root development in winter-grown

wheat and fodder radish. *Soil Use and Management*, pp. 1–10. doi: 10.1111/sum.12337.

Muraya, M. M., Chu, J., Zhao, Y., Junker, A., Klukas, C., Reif, J. C. and Altmann, T. 2017. Genetic variation of growth dynamics in maize (*Zea mays* L.) revealed through automated non-invasive phenotyping. *The Plant journal : for cell and molecular* 89(2): 366-380.

Nikam, A. A., Devarumath, R. M., Shitole, M. G., Ghole, V. S., Tawar, P. N. and Suprasanna, P. 2014. Gamma radiation, *in vitro* selection for salt (NaCl) tolerance, and characterization of mutants in sugarcane (*Saccharum officinarum* L.). *Plant tissue culture* 50: 766–776.

Niubó, E., Díaz, P., Olivia, O., Portieles, R., Díaz, A., Ancheta, O., Rodríguez, S., Soto, A. y Sánchez, C. 2004. Metodología para la obtención *in vitro* de plantas y tejidos de la caña de azúcar libres de contaminantes exófitos y endófitos. *Revista CENIC Ciencias Biológicas* 35(3): 155–161.

Noguera, A. S., Paz, N. V, Díaz, M. E., Perera, M. F., Tusek, M. S., Filippone, M. P. y Castagnaro, A. P. 2010. La producción de caña semilla de alta calidad comienza en el laboratorio. *Publicación Especial de la Estación Experimental Agroindustrial Obispo Colombres* 40: 13-20.

Nuñez-Ramírez, F., Grijalva-Contreras, R. L., Macías-Duarte, R., Robles-Contreras, F. y Ceceña-Duran, C. 2012. Crecimiento, acumulación y distribución de materia seca en tomate de invernadero. *Revista de ciencias biológicas y de la salud* 14(5): 25–31.

OCDE/FAO. 2016. *OECD-FAO Agricultural Outlook. OECD Agriculture statistics (data base)*. Available in: dx.doi.org/10.1787/agr-outl-data-en.

Ortiz-Laurel, H., Rosas-Calleja, D., Rössel-Kipping, D., Salgado-Garcia, S. y Debernardi-de la Vequia, H. 2016. Efectividad y rentabilidad de técnicas de siembra de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *AGROProductividad* 9(3): 40–47.

- Pérez, D., Ascencio, J., Lazo, J. V. y Castro, M. 2014. Inventario florístico y distribución de malezas presentes en asociación con caña de azúcar antes del cierre del dosel del cultivo en Chivacoa, Estado Yaracuy. *Ernstia* 24(1): 25–40.
- Pérez-Amaro, J. A., García-Moya, E., Enríquez-Quiroz, J. F., Quero-Carrillo, A. R., Pérez-Pérez, J. and Hernández-Garay, A. 2004. Growth analysis, specific leaf area and leaf nitrogen concentration in 'mulato' grass (*Brachiaria* hybrid), cv Mulato. *Técnica Pecuaria en México* 42(3): 447–458.
- Pribil, M., Hermann, S.R., Dun, G.D., Karno, C., Neill, S. O., Wang, L., Bonnett, G. D., Chandler, P. M., Beveridge, C. A. and Lakshamanan, P. 2007. Altering sugarcane shoot architecture through genetic engineering: prospects for increasing cane and sugar yield. *Proceedings of the Australian Society of Sugar Cane Technologists* 29: 251–257.
- Portuguez, R., Chavarría, E. y Solera, M. C. 2007. Recomendaciones técnicas para el establecimiento y manejo de semilleros básicos de caña de azúcar en Costa Rica. Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar. 25 p. Disponible en: <https://www.laicaco.cr/biblioteca/servlet/DownloadServlet?c=443&s=2521&d=1885>.
- Ramírez-Seañez, A. R., Contreras-Martínez, J. G., Palomo-Gíl, A., Álvarez-Reyna, V. de P., Rodríguez-Herrera, S. A. y García-Carrillo, M. 2012. Producción de biomasa de algodón en surcos ultra-estrechos y densidad poblacional. *Agronomía Mesoamericana* 23(2): 259–267.
- Ramírez, J., Insuasty, O. y Viveros, C. A. 2014. Comportamiento agroindustrial de diez variedades de caña de azúcar para producción de panela en Santander, Colombia. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 15(2): 183–195.
- Ricardo-Hijuelos, I., Solís-Bauta, A., Rodríguez-Palma, M. I. y Naranjo, E. C. 2014. Evaluación del comportamiento agroindustrial de diferentes variedades comerciales de caña de azúcar en la UBPC 'Arroyo Blanco', municipio Cacocum, Holguín. *Revista Granma Ciencia* 18(3). Disponible en: http://www.grciencia.granma.inf.cu/vol_18/3/2014_18_no3_a3.pdf.

- Rincón, A. 2005. Evaluación agronómica y nutricional de variedades de caña de azúcar con potencial forrajero en el Piedemonte Llanero. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 6(2): 60–68.
- Rodríguez, S. and Romero, J. 2007. Effect of a biofertilizer and the response to the waterlogging stress in sugarcane vitroplants, variety C120-78. *Temas agrarios* 12(2): 14–20.
- Rostron, H. 1977. Results of recent experiments on chemical ripening of sugarcane. *Proceedings of the South African Sugar Cane Technologists Association* 50:30-35.
- Ruiz, C., Urdaneta, J., Borges, J. y Verde, O. 2009. Respuesta agronómica de cultivares de caña de azúcar con potencial forrajero a diferentes intervalos de corte en Yaracuy, Venezuela. *Zootecnia Tropical* 27(2): 143–150.
- Santos-Castellanos, M., Segura-Abril, M. y 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). *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* 63(1): 5253–5266.
- Sedano, G., Gonzalez, V., Engleman, E. y Villanueva, E. 2005. Dinámica de crecimiento y eficiencia fisiológica de la planta de calabacita. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 1(2): 291–297.
- SIAP, Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2016. Anuario estadístico de la producción agrícola. Disponible en: http://infosiap.siap.gob.mx/aagricola_siap_gb/icultivo/index.jsp
- Singels, A., Smit, M. A., Redshaw, K. A. and Donaldson, R. A. 2005. The effect of crop start date, crop class and cultivar on sugarcane canopy development and radiation interception. *Field Crops Research* 92: 249–260.
- Singh, M., Zhao, D., Sandhu, H., and Mccray, M. 2016. Growth, yield and physiology of sugarcane as affected by soil and foliar application of silicon on organic and mineral soils. *Sugar Journal* 79: 28-29.
- Smit, M. A. and Singels, A. 2006. The response of sugarcane canopy development to water stress. *Field Crops Research* 98(2–3): 91–97.

- Smith, D. M., Inman-Bamber, N. G. and Thorburn, P. J. 2005. Growth and function of the sugarcane root system. *Field Crops Research* 92(2–3): 169–183.
- Snyman, S. J., Meyer, G. M., Koch, A. C., Banasiak, M. y Watt, M. P. 2011. Applications of *in vitro* culture systems for commercial sugarcane production and improvement. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant* 47: 234–249.
- Soplín, J. A., Rengifo, A. y Chumbe, J. 1993. Análisis de crecimiento en *Zea mays* L. y *Archis hypogaea* L. *Folia Amazónica* 5(1-2): 171-189.
- Subiros, F. 2000. Cultivo de la Caña de Azúcar. 1ª Ed. EUNED. San José, Costa Rica.
- Taiz, L. and Zeiger, E. 2002. *Plant Physiology*. 3rd ed. Sinauer Associates, Sunderland, MA.
- Teodoro, I., Neto, J. D., De Holanda, L. A., Neto, G. D. S., De Souza, J. L., Barbosa, G. V. D. and Lyra, G. B. 2015. Weather Variables, Water Balance, Growth, and Agro Industrial Yield of Sugarcane. *Engenharia Agricola* 35(1): 76–88.
- Teruel, D. A., Barbieri, V. and Ferraro, L. A. 1997. Sugarcane leaf area index modeling under different soil water conditions. *Scientia Agricola* 54(spe): 39–44.
- Tiwari, A. K., Bharti, Y. P., Tripathi, S., Mishra, N., Lal, M., Rao, G. P., Sharma, P. K. and Sharma, M. L. 2010. Review Article : Biotechnological Approaches to Improve Sugarcane Crop with Special Reference 45(2): 235–249.
- Tolera, B. and 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.
- Torres-Varela, I., Valladares-Arrocha, F., Montalván-Delgado, J., Fernández-Gálvez, Y., Padrón-Padilla, M. y Noy-Perera, A. 2015. Comportamiento del área foliar específica en tres cultivares comerciales de caña de azúcar. *Agrisost* 21(3): 1–9.
- Tosquy, H. y Castañón, G. 1998. Respuesta de fertilización y densidad de siembra en líneas de maíz. *Agronomía mesoamericana* 9(2): 113-118.

- Vasantha, S., Shekinah, D. E., Gupta, C. and Rakkiyappan, P. 2012. Tiller Production, Regulation and Senescence in Sugarcane (*Saccharum* species hybrid) Genotypes. *Sugar Tech* 14(2): 156–160.
- Vera-Espinoza, J., Carrillo-Ávila, J., Flores-Cáceres, S., Arreola-Enríquez, J., Osanaya-González, M. y Castillo-Aguilar, C. D. C. 2016. Evaluación agroindustrial de diez variedades de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *AGROProductividad* 9(3): 21–26.
- Viator, R. P., Johnson, R. M., Richard, E. P., Waguespack, H. L. and Jackson, W. 2008. Influence of nonoptimal ripener applications and postharvest residue retention on sugarcane second ratoon yields. *Agronomy Journal* 100: 1769-1773.
- Wang, J., Huang, J., Gao, P., Wei, C. and Mansaray, L. 2016. Dynamic mapping of rice growth parameters using HJ-1 CCD time series data. *Remote Sensing* 8(11): 931.
- Yoneyama, T., Tanno, F., Tatsumi, J. and Mae, T. 2016. Whole-Plant dynamic system of nitrogen use for vegetative growth and grain filling in rice plants (*Oryza sativa* L.) as revealed through the production of 350 grains from a germinated seed over 150 days: A Review and Synthesis. *Frontiers in Plant Science* 7: 1–13. Disponible en: doi: 10.3389/fpls.2016.01151.

8. ANEXOS

Cuadro A1. Suma de suma de cuadrados, promedio para las variables estudiadas en los diferentes muestreos.

Var	0 ddt	45 ddt	65 ddt	85 ddt	105 ddt	125 ddt	145 ddt	
Nt	Tra		435.40	997.54	1,621.35	674.74	533.64	336.74
	V		45.00 (10.00)	0.01 (0.01)	42.05 (2.59)	52.81 (7.83)	27.61 (5.17)	3.61 (1.07)
	F		387.20 (89.00)	987.01 (98.94)	1,428.05 (88.08)	621.61 (92.13)	505.01 (94.64)	324.01 (96.22)
	VxF		3.20 (1.00)	10.51 (1.05)	151.25 (9.33)	0.31 (0.04)	1.01 (0.19)	9.11 (2.71)
	E		62.40	143.85	143.40	51.15	49.55	81.75
	T		497.80	1,141.39	1,764.75	725.89	583.19	418.49
	P	1.0	6.0	13.2	18.1	13.5	13.3	13.4
At (m)	Tra	0.003165 **	0.212 **	0.921 **	0.375 **	0.106 **	0.301 **	0.420 **
	V	0.00082 (2.58)	0.0082 ** (3.87)	0.052 ** (5.65)	0.021 ** (5.73)	0.001 (0.52)	0.281 ** (93.23)	0.322 ** (76.78)
	F	0.0030 ** (97.37)	0.203 ** (95.82)	0.832** (90.34)	0.324 ** (86.46)	0.010 * (9.31)	0.012 * (3.98)	0.097 ** (23.00)
	VxF	0.00002 (0.05)	0.0007 (0.31)	0.037 ** (4.01)	0.029 ** (7.81)	0.096 ** (90.17)	0.008 (2.79)	0.001 (0.22)
	E	0.0118	0.0811	0.0943	0.078	0.142	0.194	0.193
	T	0.150	0.293	1.016	0.453	0.248	0.495	0.614
	P	0.13	0.35	0.56	0.85	1.39	1.77	2.05
Øt (mm)	Tra	125.9 **	1097.7 **	1074.3 **	104 **	10.3 **	4.9	17.2 **
	V	6.7 * (5.29)	20 * (1.82)	8.5 (0.78)	0.1 (0.11)	1.5 (14.63)	2.8 (56.82)	6.1 ** (35.71)
	F	117.6 * (93.38)	1,051 ** (95.77)	1,065. ** (99.21)	90.3 ** (86.81)	1.0 (9.79)	1.5 (30.81)	5.5 ** (32.15)
	VxF	1.7 * (1.33)	26 ** (2.41)	0.05 (0.01)	13.6 * (13.08)	7.8 ** (75.58)	0.6 (12.37)	5.5 ** (32.14)
	E	56.7	271	199.9	222.9	69.9	57.8	44.9
	T	182.6	1,368	1,274.2	327	80.2	62.7	62.5
	P	5.3	14.4	19.4	22.6	24.2		24.6
IAF	Tra	1.79E-5 **	0.037 **	1.40 **	7.71 **	2.57 **	11.78 **	19.56 **
	V	1.23E-5 ** (68.96)	0.02 ** (53.56)	0.78 ** (55.99)	5.37 ** (69.68)	1.56 ** (60.63)	4.34 ** (36.85)	17.21 ** (88.02)
	F	2.70E-7 (1.51)	0.014 ** (36.28)	0.55 ** (39.01)	1.65 ** (21.39)	0.42 ** (16.40)	6.79 ** (57.62)	2.23 ** (11.42)
	VxF	5.28E-6 ** (29.53)	0.004 ** (10.17)	0.07 ** (5.00)	0.69 ** (8.93)	0.59 ** (22.97)	0.65 ** (5.53)	0.11 (0.56)
	E	6.10E-6	0.004	0.09	0.55	1.54	3.37	2.88
	T	2.40E-5	0.042	1.49	8.25	4.11	15.15	22.44
	P	0.0035	0.0736	0.386	1.192	2.1976	3.591	4.594

Continuación Cuadro A1. Suma de suma de cuadrados y promedio para las variables estudiadas en los diferentes muestreos.

Var	0 ddt	45 ddt	65 ddt	85 ddt	105 ddt	125 ddt	145 ddt	
PST (t ha ⁻¹)	Tra	672.6 **	49,294 **	1,735,593 **	605,183 **	1,267,777 **	1,271,312 **	1,860,499 **
	V	0.00007 (0.10)	0.454 ** (9)	88.43 ** (50.95)	10.12 ** (16.71)	0.678 (0.53)	30.85 ** (24.27)	109.1 ** (58.66)
	F	0.06667 ** (99.11)	4.458 ** (90)	84.95 ** (48.95)	46.39 ** (76.66)	124.9 ** (98.55)	86.94 ** (68.38)	62.6 ** (33.66)
	VxF	0.00053 (0.79)	0.017 (0.34)	0.171 (0.10)	4.011 ** (6.63)	1.16 (0.92)	9.342 ** (7.35)	14.3 ** (7.68)
	E	0.019	0.698	3.97	9.67	24.36	31.41	59.7
	T	0.086	5.627	9.79	70.19	151.14	158.54	245.75
	P	0.2044333	1.02975	2.9628	6.397813	11.13018	16.85938	20.60828
PSr (t ha ⁻¹)	Tra	617.85 **	4,974 **	148,177 **	120,018 **	70,210 **	46,459 **	74,866 **
	V	0.08 (0.01)	52 (1.06)	2,480 ** (1.6)	10,723 ** (8.9)	26,583 ** (37.87)	1,323 (2.85)	31,916 ** (42.63)
	F	615.68 ** (99.65)	4,494 ** (90.34)	145,010 ** (97.9)	108,369 ** (90.3)	42,242 ** (60.16)	25,508 ** (54.90)	29,510 ** (39.42)
	VxF	2.09 (0.34)	428 ** (8.60)	687 ** (0.5)	926 (0.8)	1,385 (1.97)	19,628 ** (42.25)	13,440 ** (17.95)
	E	102.72	2,744	6,717	19,082	56,351	55,920	79,746
	T	720.58	7,719	154,894	139,100	126,561	102,379	154,613
	P	11.52	46.8675	106.6625	181.03	280.6088	327.7663	388.1038
PSt (t ha ⁻¹)	Tra		0.297 **	27.696 **	9.957 **	70.771 **	49.047 **	67.374 **
	V		0.076 ** (25.49)	4.752 ** (17.16)	2.074 ** (20.83)	2.589 ** (3.66)	4.179 ** (8.52)	25.630 ** (38.04)
	F		0.175 ** (59.11)	22.857 ** (82.53)	6.927 ** (69.56)	67.778 ** (95.77)	30.195 ** (61.56)	31.430 ** (46.65)
	VxF		0.046 ** (15.40)	0.087 ** (0.31)	0.957 ** (9.61)	0.404 * (0.57)	14.672 ** (29.92)	10.313 ** (15.31)
	E		0.0348	0.699	2.235	6.697	18.782	26.623
	T		0.331	28.395	12.192	77.469	67.829	93.997
	P		0.098	0.921	2.667	4.84	7.752	9.787
PSf (t ha ⁻¹)	Tra	0.0014 **	1.171 **	2.084 **	9.012 **	7.288 **	20.379 **	52.112 **
	V	0.00003 (1.71)	0.105 ** (8.99)	1.670 ** (80.11)	7.706 ** (85.51)	5.838 ** (80.11)	15.004 ** (73.62)	51.416 ** (98.67)
	F	0.00010 (7.01)	1.047 ** (89.43)	0.394 ** (18.92)	0.787 ** (8.74)	0.792 ** (10.86)	4.982 ** (24.45)	0.347 * (0.66)
	VxF	0.00135 ** (91.28)	0.018 ** (1.58)	0.020 * (0.97)	0.519 ** (5.75)	0.658 ** (9.03)	0.393 ** (1.93)	0.348 * (0.067)
	E	0.00216	0.098	0.302	0.976	2.762	4.112	4.832
	T	0.00364	1.269	2.386	9.988	10.05	24.492	56.944
	P	0.089	0.464	0.975	1.92	3.484	5.83	6.94

Continuación Cuadro A1. Suma de suma de cuadrados y promedio para las variables estudiadas en los diferentes muestreos.

Var	0 ddt	45 ddt	65 ddt	85 ddt	105 ddt	125 ddt	145 ddt
TAN	Tra	1.129 **	1.038 **	1.045 **	0.574 **	0.010 **	0.002 **
	V	0.620 ** (54.88)	0.202 ** (19.46)	0.447 ** (42.80)	0.111 ** (19.34)	0.003 ** (25.30)	0.001 ** (22.19)
	F	0.484 ** (42.83)	0.804 ** (77.46)	0.477 ** (45.70)	0.412 ** (71.77)	0.007 ** (74.09)	0.002 ** (76.55)
	VxF	0.026 ** (2.29)	0.032 ** (3.08)	0.120 ** (11.50)	0.051 ** (8.89)	0.000 (0.61)	0.000 (1.26)
	E	0.225	0.040	0.013	0.004	0.003	0.001
	T	1.354	1.078	1.057	0.578	0.013	0.004
	P	80.03	50.75	27.38	15.37	10.19	4.59
TRC	Tra	0.0005 **	0.0044 **	0.0136 **	0.0125 **	0.0009 **	0.0001 **
	V	0.0002 ** (44.3)	0.0006 ** (13.7)	0.0011 ** (8.05)	0.0009 ** (7.40)	0.0004 ** (43.9)	0.0001 ** (52.5)
	F	0.0002 ** (39.2)	0.0036 ** (82.0)	0.0125 ** (91.3)	0.0110 ** (88.3)	0.0005 ** (52.6)	0.0001 ** (47.5)
	VxF	0.0001 ** (16.6)	0.0002 ** (4.3)	0.0001 ** (0.61)	0.0005 ** (4.33)	0.0000 ** (3.5)	0.0000 (0.03)
	E	0.0001	0.0003	0.0001	0.0001	0.0001	0.00001
	T	0.0006	0.0047	0.0138	0.0125	0.0010	0.0002
	P	0.035	0.051	0.042	0.028	0.021	0.010
TRCt	Tra	0.0112 **	0.0819 **	0.1692 **	0.0215 **	0.0039 **	0.0002 **
	V	0.0027 ** (24.2)	0.0121 ** (14.7)	0.0419 ** (24.8)	0.0021 ** (9.7)	0.0010 ** (24.9)	0.0001 ** (57.1)
	F	0.0078 ** (69.7)	0.0211 ** (25.7)	0.1058 ** (62.5)	0.0188 ** (87.4)	0.0025 ** (62.5)	0.00004 * (18.3)
	VxF	0.0007 ** (6.10)	0.0488 ** (59.6)	0.0215 ** (12.7)	0.0006 ** (2.9)	0.0005 ** (12.7)	0.0001 ** (24.6)
	E	0.00132	0.024	0.002	0.001	0.0007	0.0006
	T	0.0125	0.106	0.17	0.022	0.0046	0.0009
	P	0.4768	0.1030	0.0725	0.0293	0.0242	0.0117
TAC	Tra	18.4 **	1,395.9 **	208.7 **	8,730.6 **	1,200.7 **	661.5 **
	V	2.16 ** (11.75)	132.05 ** (9.46)	1.06 ** (0.51)	401.36 ** (4.60)	1,016.3 ** (84.6)	598.80 ** (90.5)
	F	16.07 ** (87.54)	1,261.8 ** (90.4)	144.53 ** (69.3)	8,092.0 ** (92.7)	86.03 ** (7.16)	49.66 ** (7.51)
	VxF	0.13 (0.70)	2.04 (0.15)	63.07 ** (30.22)	237.19 ** (2.72)	98.39 ** (8.19)	13.05 * (1.97)
	E	2.57	41.54	51.46	167.56	95.13	211.96
	T	20.93	1,437.46	260.13	8,898.18	1,295.86	873.47
	P	1.82	9.67	17.18	23.66	28.65	18.74

Continuación Cuadro A1. Suma de suma de cuadrados y promedio para las variables estudiadas en los diferentes muestreos.

Var	0 ddt	45 ddt	65 ddt	85 ddt	105 ddt	125 ddt	145 ddt	
TACt	Tra		1.35 **	645.00 **	140.65 **	3,248.54 **	776.38 **	237.58 **
	V		0.37 ** (27.33)	90.57 ** (14.04)	13.65 ** (9.70)	232.43 ** (7.15)	333.66 ** (42.98)	** 227.71 (95.85)
	F		0.76 ** (56.11)	548.00 ** (84.96)	115.30 ** (81.89)	2,950.9 ** (90.84)	187.39 ** (24.14)	0.31 (0.13)
	VxF		0.22 ** (16.56)	6.44 ** (1.00)	11.70 ** (8.32)	65.12 ** (2.00)	255.33 ** (32.89)	** 9.56 (4.02)
	E		0.13	15.44	30.78	124.40	325.66	473.96
	T		1.49	588.44	171.42	3,372.95	1,102.05	711.54
	P		0.2	4.1	8.7	10.9	14.6	10.2
AFE	Tra	118.31	249.70 *	809.07 **	293.61 **	578.81 **	280.28 **	678.78 **
	V	0.05 (0.04)	16.08 * (6.44)	383.60 ** (47.41)	44.73 ** (15.23)	498.95 ** (86.20)	179.85 ** (64.17)	498.30 ** (73.40)
	F	36.05 (30.47)	137.37 (55.01)	387.46 ** (47.89)	244.09 ** (83.13)	79.86 ** (13.79)	80.38 ** (28.68)	180.48 ** (26.59)
	VxF	82.20 (69.48)	96.25 (38.55)	38.01 ** (4.70)	4.79 (1.63)	5E ⁻⁶ (1.51)	20.05 * (7.15)	1.1E ⁻⁵ (1.51)
	E	14,597.50	2,267.63	177.75	170.13	229.73	272.79	215.49
	T	14,715.81	2,517.33	986.82	463.75	808.54	553.07	894.27
	P	89.4	89.8	82.7	86.2	76.5	69	74
RAF	Tra	6.97 **	181.04 **	804.60 **	928.91 **	418.26 **	47.73 **	103.83 **
	V	2.52 ** (36.15)	118.3 ** (65.35)	426.24 ** (52.98)	809.88 ** (87.19)	176.45 ** (42.19)	30.27 ** (63.42)	73.11 ** (70.42)
	F	3.95 ** (56.67)	6.12 ** (3.38)	218.46 ** (27.15)	4.45 ** (0.48)	198.17 ** (47.38)	15.42 ** (32.31)	1.82 (1.75)
	VxF	0.50 ** (7.18)	56.60 ** (31.26)	159.90 ** (19.87)	114.58 ** (12.33)	43.65 ** (10.43)	2.04 (4.27)	28.90 ** (27.83)
	E	0.30	15.15	21.78	37.40	53.30	81.22	60.03
	T	6.97 **	181.04 **	804.60 **	928.91 **	418.26 **	47.73 **	103.83 **
	P	2.52 ** (36.15)	118.3 ** (65.35)	426.24 ** (52.98)	809.88 ** (87.19)	176.45 ** (42.19)	30.27 ** (63.42)	73.11 ** (70.42)

FV: fuente de variación; ddt: días después del trasplante, Tra: efecto del tratamiento, V: efecto de las variedades (MEX 69-290 y CP 72-2086), F: efecto de la fuente de propágulo (vitroplantas y esqueje convencional), VxF: Efecto de la interacción entre dos variedades y dos fuentes de propágulo de caña de azúcar, E: efecto de error, T: total, P; promedio del muestreo, Nt: número de tallos, At: altura de tallo, Øt: diámetro de tallo, IAF: índice de área foliar, PST: biomasa total, PSr: Biomasa de raíz, PSt: biomasa de tallo, PSf: biomasa foliar, TAN: tasa de asimilación neta, TRC: tasa relativa de crecimiento total, TRCt: tasa relativa de crecimiento del tallo, TAC: tasa absoluta de crecimiento total, TACt: tasa absoluta de crecimiento del tallo, AFE: área foliar específica, RAF: relación del área foliar. Para el muestreo 0 ddt fueron 59 GL totales y para los muestreos subsecuentes 79 GL totales. * significativo $p \leq 0.05$, ** altamente significativo $p \leq 0.01$. Entre paréntesis es el porcentaje que explica de la variabilidad total.