



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS TABASCO

PROGRAMA PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

**GERMINACIÓN DE LA SEMILLA ARTIFICIAL DE CAÑA DE AZÚCAR EN
CONDICIONES DE CAMPO**

GEINER FRANCISCO ÁLVAREZ SÁNCHEZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

H. CÁRDENAS, TABASCO, MÉXICO

2017



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas
Campeche-Córdoba-Montecillo-Puebla-San Luis Potosí-Tabasco-Veracruz

CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALÍAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACIÓN

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el(la) que suscribe GEINER FRANCISCO ÁLVAREZ SÁNCHEZ, alumno(a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta Institución, bajo la dirección del Profesor SERGIO SALGADO GARCÍA, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis GERMINACIÓN DE LA SEMILLA ARTIFICIAL DE CAÑA DE AZÚCAR EN CONDICIONES DE CAMPO y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre del Colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

H. Cárdenas, Tabasco, a 13 de diciembre de 2017.



Firma



Vo. Bo. Profesor Consejero

La presente tesis titulada: “GERMINACIÓN DE LA SEMILLA ARTIFICIAL DE CAÑA DE AZÚCAR EN CONDICIONES DE CAMPO”, realizado por el alumno: **Geiner Francisco Álvarez Sánchez**, 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

PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

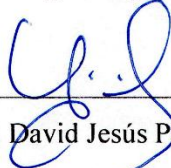
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



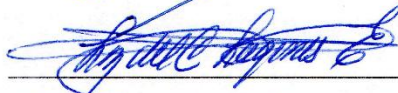
Dr. Sergio Salgado García

ASESOR



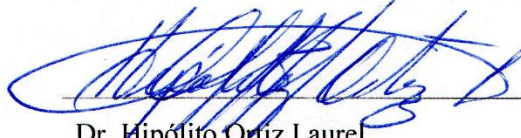
Dr. David Jesús Palma López

ASESORA



Dra. Luz del Carmen Lagunes Espinoza

ASESOR



Dr. Hipólito Ortiz Laurel

H. Cárdenas, Tabasco, a 13 de diciembre de 2017

GERMINACIÓN DE LA SEMILLA ARTIFICIAL DE CAÑA DE AZÚCAR EN CONDICIONES DE CAMPO

Geiner Francisco Alvarez Sánchez, MC.

Colegio de Postgraduados, 2017

RESUMEN

Estudios previos han mostrado que utilizando alginato de sodio y almidón para desarrollar la semilla artificial CP-54 de caña de azúcar, se logró darles resistencia y protección a las yemas de caña de azúcar, sin inhibir germinación (100 % de germinación usando alginato de sodio y de 84 % usando almidón). En el presente estudio, se realizaron tres experimentos para reducir los costos de elaboración de la semilla artificial de caña de azúcar y mejorar el encapsulado, sin afectar la germinación. El primero evaluó diferentes concentraciones de alginato de sodio y almidón, para determinar la más adecuada, en cuanto a resistencia y germinación, utilizando un diseño experimental completamente al azar (DECA) con nueve tratamientos (concentraciones de alginato de sodio y almidón) y 20 repeticiones cada uno. Las variables de estudio fueron: estado físico, prueba reológica, prueba de resistencia mecánica y germinación. En el segundo experimento se determinó el tiempo máximo de almacenamiento de la semilla artificial. Se utilizó un diseño factorial 5x5 completamente al azar, es decir, 5 tratamientos de semilla artificial y 5 tiempos de almacenamiento con 25 repeticiones cada una. Las variables de estudio fueron, el estado físico a los 5, 8, 11, 14 y 17 días de almacenamiento y germinación (%). En el tercer experimento se evaluó la emergencia de plántulas (%) a partir de la semilla artificial en condiciones de campo, utilizando un DECA con cuatro tratamientos de semilla artificial y cuatro repeticiones. Los resultados obtenidos muestran que las yemas encapsuladas con alginato de sodio al 2 % y almidón al 15 % ofrecen la mejor resistencia y protección de la yema de caña de azúcar, hasta 5 días de elaborada, germinando el 100 % a los 30 días después de la siembra, en condiciones de campo la emergencia de plántulas fue de 94.4 y 97.2 % respectivamente. Estos resultados demuestran la viabilidad de obtener semilla artificial de caña de azúcar, con alta capacidad de germinación, siendo una tecnología con potencial para su establecimiento en campo.

PALABRAS CLAVE: Yemas, Polímeros, Encapsulados, Emergencia de plántulas.

GERMINATION OF ARTIFICIAL SEED OF SUGARCANE IN FIELD CONDITIONS

Geiner Francisco Alvarez Sánchez, MC.

Colegio de Postgraduados, 2017

ABSTRACT

Previous studies have shown that using sodium alginate and starch to develop CP-54 artificial seed from sugarcane, it was possible to give resistance and protection to the sugarcane buds, without inhibiting germination (100% germination using sodium alginate and 84% using starch). In the present study, three experiments were carried out to reduce the cost of elaboration of artificial sugar cane seed and to improve the encapsulation without affecting germination. The first one evaluated different concentrations of sodium alginate and starch, to determine the most adequate, in terms of resistance and germination, using a completely randomized experimental design (DECA) with nine treatments (concentrations of sodium alginate and starch) and 20 repetitions each. The study variables were: physical condition, rheological test, mechanical resistance test and germination. In the second experiment, the maximum storage time of the artificial seed was determined. A completely randomized 5x5 factorial design was used, that is, 5 artificial seed treatments and 5 storage times with 25 repetitions each. The variables of study were, the physical state at 5, 8, 11, 14 and 17 days and their germination (%). In the third experiment the emergence of seedlings (%) was evaluated from the artificial seed in field conditions, using a DECA with four artificial seed treatments and four repetitions. The results obtained show that the buds encapsulated with 2% sodium alginate and 15% starch offer the best resistance and protection of the sugarcane bud, up to 5 days of elaboration, germinating 100% at 30 days after sowing, in field conditions the emergence of seedlings was 94.4 and 97.2% respectively. These results demonstrate the feasibility of obtaining artificial seed sugar cane, with high germination capacity, being a technology with potential for its establishment in the field.

KEY WORDS: Buds, Polymers, Encapsulated, Seedling emergence.

DEDICATORIAS

A Dios, que con su amor y bendición me ha dado la fortaleza de seguir a delante y me ha permitido finalizar esta etapa de mi vida.

A mi madre Graciela Sánchez López, por su apoyo, sus consejos, sus valores, por los ejemplos de perseverancia y constancia, y por la motivación constante que me ha permitido ser superándome, pero más que nada, por su amor y ejemplo de vida.

A mi familia, por su comprensión y apoyo para seguir adelante.

A mi esposa Heydi Lorena Arias de la Cruz por siempre estar a mi lado en las buenas y en las malas, por su comprensión, paciencia, amor y apoyo incondicional para seguir a delante.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo económico otorgado para realizar mis estudios de nivel Maestría.

A mi consejo particular por su apoyo, consejos, disposición de tiempo y facilidades otorgadas para realizar este proyecto de investigación.

Al personal académico y administrativo del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, por el apoyo brindado durante mi formación académica y la realización de esta tesis.

A mis amigos, Rafael Enrique Córdova León, Obed Alvarez Mogo y mi hermano Christian Orlando Álvarez Sánchez, por su apoyo durante el establecimiento del experimento en campo.

A mi esposa Heydi Lorena Arias de la Cruz, y mi amigo, Oscar López Hernández, por su apoyo durante el establecimiento del experimento en campo y sobre todo por su apoyo para la realizar y corregir el análisis estadístico.

¡A TODOS, GRACIAS!

CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVOS	2
Objetivo general.....	2
Objetivos particulares	2
HIPÓTESIS.....	2
REVISIÓN DE LITERATURA	2
La agroindustria de la caña de azúcar en México	2
Etapas fenológicas de la caña de azúcar	3
Propagación vegetativa de la caña de azúcar a nivel comercial.....	5
Métodos de siembra de la caña de azúcar	7
Siembra manual y mecánica	8
Siembra semimecánica.....	9
Semillas artificiales.....	11
Embriogénesis somática.....	12
Encapsulado de yemas	13
Semilla artificial de caña de azúcar.....	15
MATERIALES Y MÉTODOS	15
Localización del sitio de estudio.....	15
Material vegetativo utilizado	15
Tallos de caña de azúcar	15
Colecta de paja de caña de azúcar.....	16
Polímeros utilizados.....	17
Desarrollo experimental.....	17
Fase 1: Mejora del encapsulado de la semilla artificial de caña de azúcar	18
Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio + cloruro de calcio.....	18
Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio + hidróxido de calcio.....	19
Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón.	20
Variables de estudio.....	21
Fase 2: Tiempo de almacenamiento de la semilla artificial de caña de azúcar.....	22
Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón y alginato de sodio + cloruro de calcio.....	23
Variables de estudio.....	23
Fase 3: Evaluación de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo.	23

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón y alginato de sodio + cloruro de calcio.....	24
Establecimiento del experimento y manejo agronómico.....	25
VARIABLES DE ESTUDIO.....	26
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	26
Mejora del encapsulado de la semilla artificial de caña de azúcar.....	26
Estado físico de la semilla artificial.....	26
Prueba de resistencia mecánica.....	27
Prueba reológica.....	27
Emergencia de plántulas (%).....	28
Vigor de plántula.....	29
Tiempo de almacenamiento de la semilla artificial de caña de azúcar.....	30
Estado físico de la semilla artificial.....	30
Emergencia de plántulas (%).....	32
Vigor de plántula.....	34
Longitud de raíz.....	34
Altura de tallo.....	36
Evaluación de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo.....	37
Emergencia de plántulas.....	37
Vigor de plántula.....	38
CONCLUSIONES.....	39
LITERATURA CITADA.....	41

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Obtención de yemas de caña de azúcar: a) selección de tallos, b) trozo de tallos con yemas individuales, c) desinfección de yemas por inmersión, d) secado de yemas desinfectadas.....	16
Figura 2. Paja de caña de azúcar retenida en: a) tamiz malla #10, b) tamiz malla #20, c) tamiz malla #30, d) tamiz malla #40.	17
Figura 3. Procedimiento de encapsulado utilizando alginato de sodio + cloruro de calcio: a) solución de alginato de sodio, b) mezcla de paja + alginato de sodio, c) encapsulado manual de yemas, d) inmersión de encapsulados en cloruro de calcio, e) secado de los encapsulados	19
Figura 4. Procedimiento de encapsulado utilizando almidón: a) solución de almidón, b) mezcla de paja + solución de almidón, c) encapsulado manual de yemas, d) secado de los encapsulados.....	20
Figura 5. Variables de estudio: a) estado físico de los encapsulados del T3, b) prueba de resistencia mecánica, c) prueba de resistencia reológica, d) plántula de caña de azúcar, e) medición del vigor de plántula.	21
Figura 6. Esquema de la superficie de terreno utilizada y diseño de parcelas experimentales.....	24
Figura 7. Diferencia física de la yema sin encapsulado después de 72 h de reposo (a) y la yema recién cortada (b).....	25
Figura 8. Efecto del control químico de malezas (a), limpieza de parcelas experimentales y siembra (b).	26
Figura 9. Interacción del estado físico de la semilla artificial y los días de almacenamiento.....	32
Figura 10. Interacción de la emergencia de plántulas y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.	34
Figura 11. Interacción de la longitud de raíz y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.....	35
Figura 12. Interacción de la altura de tallos y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.....	37
Figura 13. Velocidad de emergencia de plántulas de caña de azúcar variedad mex 69-290 a 10, 20 y 30 días después de la siembra en condiciones de campo.....	39

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Pruebas físicas de los encapsulados de yemas de caña de azúcar variedad mex 69-290 después de 72 h de secado.	28
Cuadro 2. Emergencia y vigor de plántulas a partir de la semilla artificial de caña de azúcar de la variedad mex 69-290 a los 30 días de siembra.	30
Cuadro 3. Estado físico (%) de los encapsulados a diferentes días de almacenamiento (Da).	31
Cuadro 4. Emergencia de plántulas a partir de semillas artificiales sembradas después de 5, 8, 11, 14 y 17 días de almacenamiento (Da).	33
Cuadro 5. Longitud de raíz de semillas artificiales sembradas después de 5, 8 y 11 días de almacenamiento (Da).....	35
Cuadro 6. Altura de tallo de plántulas a partir de semillas artificiales sembradas después de 5, 8 y 11 días de almacenamiento (Da).	36
Cuadro 7. Emergencia y vigor de plántulas a los 30 días de siembra en condiciones de campo.	38

INTRODUCCIÓN

Aun cuando se utiliza la tecnología de máquinas sembradoras que usan tallos enteros o trozos de caña de azúcar, no se ha logrado la eficiencia de una siembra mecanizada de precisión, que reduzca la cantidad de material vegetativo de siembra utilizado, la mano de obra requerida y los costos de operación. Esto se debe principalmente a que, durante el proceso de obtención de los trozos de tallos de caña de azúcar con cosechadoras integrales y durante el transbordo a la tolva de las sembradoras, las yemas de caña de azúcar son dañadas mecánicamente, situación que reduce notablemente la viabilidad y el porcentaje de germinación de las yemas de caña de azúcar (Viveros y Calderón, 1995). Esto, obliga al productor a utilizar una mayor cantidad de tallos de caña de azúcar para asegurar el máximo de germinación, aunado a la necesidad de una resiembra manual en los espacios vacíos donde no germinaron las yemas de caña de azúcar incrementando aún más los costos de esta operación.

A pesar de más de tres décadas de experimentación, en el sistema de siembra mecanizado, tratando de mitigar esta situación, aún no se ha logrado asegurar el 100 % de germinación de yemas de caña de azúcar en campo. Los daños mecánicos producidos por el movimiento mecánico al que son sometidas las yemas de caña de azúcar en la tolva de las sembradoras, provocan que solo alrededor del 70 % de las yemas de caña de azúcar sembradas comercialmente logren germinar (Viveros y Calderón, 1995; Salgado *et al.*, 2009).

Con el fin de afrontar esta problemática, surge la tecnología de producción de semilla artificial. Una semilla artificial es un embrión somático, encapsulado con una cubierta sintética que lo protege del ambiente y de los daños mecánicos, suficientemente blanda para permitir la germinación, aportar nutrientes y permitir el intercambio gaseoso para la respiración del embrión (Morales y Cano, 2012).

Esta tecnología fue usada para desarrollar la semilla artificial CP-54 de caña de azúcar, donde se utilizó un trozo de tallo de caña de azúcar de 35 mm de longitud con una sola yema, desinfectado y encapsulado con una mezcla de paja seca molida y un polímero biodegradable. El encapsulado con alginato de sodio (2 % p/v) y almidón (10 % p/v), dio resistencia y protección a las yemas de caña de azúcar (Álvarez *et al.*, 2016). El porcentaje de germinación fue de 100 % usando alginato de sodio y 84 % usando almidón (Arias *et al.*, 2016).

Dado que estos resultados fueron obtenidos utilizando arena de río como sustrato, en el presente trabajo de investigación se evaluaron, en primer lugar, diferentes concentraciones de polímeros para mejorar el encapsulado de la semilla artificial en cuanto a la reducción de costos y observar su comportamiento a diferentes días de almacenamiento y en segundo lugar la germinación de los encapsulados en condiciones de campo.

OBJETIVOS

Objetivo general

- Evaluar la germinación de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo.

Objetivos particulares

- Mejorar el encapsulado de la semilla artificial.
- Determinar el tiempo máximo de almacenamiento de la semilla artificial.
- Evaluar la germinación de la semilla artificial en condiciones de campo.

HIPÓTESIS

- Una concentración de alginato de sodio mayor al 2% permitirá un mejor estado físico de la semilla artificial de caña de azúcar.
- El tiempo máximo de almacenamiento de la semilla artificial a la sombra a temperatura ambiente es de 10 días.
- La emergencia de plántulas a partir de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo es mayor a 90 %.

REVISIÓN DE LITERATURA

La agroindustria de la caña de azúcar en México

La importancia de la industria azucarera en México radica en su relevancia económica y social, debido a las grandes inversiones en capital, así como la dependencia directa de más de 440,000 personas que desarrollan diversas actividades asociadas al cultivo como la siembra, el crecimiento y desarrollo, la cosecha, el transporte, la industrialización y la comercialización (Figuroa *et al*, 2015).

En México, el cultivo de la caña de azúcar es considerado dentro de la Ley de Desarrollo Rural Sustentable como un producto básico y estratégico. Además, es el único cultivo que posee una legislación propia: la Ley de Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar (LDSCA) y un organismo público descentralizado que atiende y coordina las actividades relacionadas con la agroindustria de la caña de azúcar, denominado Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar (CONADESUCA, 2016a).

La caña de azúcar es una de las especies más eficientes para convertir el CO₂, en biomasa, presentando un rápido crecimiento con alta producción de hojas y tallos, bajo condiciones ambientales favorables. Una vez que entra en la etapa de madurez, la mitad de su biomasa se concentra en los tallos ricos en fibra y azúcares (CONADESUCA, 2016a).

A nivel nacional, la producción de caña de azúcar, se da en 15 estados de la República Mexicana y 227 municipios. Para el año 2016 se reportó una superficie total cosechada de 778,930 ha, con rendimientos promedios de alrededor de 78 t ha⁻¹, siendo los estados de Veracruz, Jalisco y San Luis Potosí, los de mayor superficie cultivada. En los últimos años, México ha demostrado la capacidad para producir de 6 a 7 millones de t de azúcar cada zafra, con un valor comercial superior a 49 mil millones de pesos (SIAP, 2016; CONADESUCA, 2016b).

En el estado de Tabasco, se cultivan alrededor de 40,000 ha de caña de azúcar, con un rendimiento promedio de 55.6 t ha⁻¹. Y se cuenta con la presencia de tres ingenios azucareros: dos en la región de la Chontalpa (Presidente Benito Juárez y Santa Rosalía) y uno en la región de los Ríos (AZSUREMEX). Siendo la caña de azúcar el cultivo con mayor volumen de producción con más de 200 000 t anuales y contribuye con el 4 % de la producción nacional de azúcar (SIAP, 2016).

Etapas fenológicas de la caña de azúcar

El desarrollo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), difiere entre los diversos cultivares o variedades, dependiendo de la época de plantación o rebrote, factores medioambientales, densidad de plantación y prácticas de manejo. Esencialmente a nivel comercial, son cuatro las fases de crecimiento del cultivo de caña de azúcar según Salgado *et al.* (2013):

- 1) Germinación: el ambiente en que se coloca la semilla vegetativa (asexual) de caña de azúcar es importante para la germinación. Aunque los trozos de caña contienen los nutrientes y agua requeridos para la germinación del brote principal, los niveles son bajos

para soportar el crecimiento continuo del brote y las raíces. En esta fase, la yema inicia su proceso de crecimiento y desarrollo activo para formar la nueva plántula, inicia entre los 7 y 10 días después de la siembra y puede prolongarse hasta los 35 días (Salgado *et al.*, 2013). El éxito de esta fase radica en la magnitud, ritmo y uniformidad de la emergencia. En términos generales la germinación es muy lenta cuando la temperatura del suelo baja a los 17°C y será muy rápida cuando la temperatura se aproxime a los 35°C y raramente ocurre con temperaturas inferiores a 11°C (CONADESUCA, 2015). La humedad es otro de los factores importantes para la germinación, promueve que el brote de la yema pase de su estado latente, a un estado activo, por lo que, el primer riego debe aplicarse dentro de las 24 h después de la siembra. Durante los estados iniciales de la germinación, se producen abundantes raíces (primordiales) del trozo de caña original, mientras el brote crece a través del suelo hacia el exterior. Las nuevas plántulas, producen nuevas raíces (permanentes), que soportarán a la planta por el resto de su ciclo de vida. Las raíces primordiales son delgadas, muy ramificadas y su periodo de vida se extiende hasta los 2 o 3 meses de edad, tiempo en que aparecen las raíces en los nuevos brotes. Las raíces permanentes son numerosas, gruesas, de rápido crecimiento, además, se pueden dividir en tres tipos: absorbentes o superficiales, de anclaje o sostén y profundas. Bajo condiciones de campo, una germinación del 60 % puede ser considerada segura para un cultivo satisfactorio de caña, pues la obtención de la semilla, el manejo, el transporte y las labores de siembra, repercuten sobre la calidad y viabilidad de la yema, lo que propicia la disminución en el porcentaje de germinación o plántulas débiles y vulnerables a enfermedades y plagas (Castillo y Silva, 2004; Salgado *et al.*, 2013; Pierre *et al* 2014; CONADESUCA, 2015).

- 2) Ahijamiento: inicia alrededor de los 35 a 40 días y se extiende hasta los 90 días después de la siembra; se caracteriza por el brote de varios tallos a partir de las articulaciones nodales de la base de los tallos primarios. Inicialmente se producen muchos tallos (20 a 30 tallos m⁻¹); mientras que, el alargamiento de los tallos es mínimo. La competencia por luz y nutrientes hace que el ahijamiento disminuya y muchos de los tallos débiles formados anteriormente mueren (Castillo y Silva, 2004).
- 3) Rápido crecimiento: es la formación y elongación rápida de los tallos entre el cuarto y séptimo mes, el cual disminuye a medida que aumenta la edad del cultivo, durante esta etapa, la tasa normal de crecimiento es de 4-5 nudos por mes. Esta etapa inicia alrededor

de los 120 días después de la siembra y a los 180 días aproximadamente queda definido la población de tallos. La temperatura y la humedad son dos factores que afectan directamente al desarrollo de la caña. El rango óptimo de temperatura para el crecimiento se encuentra entre los 26 y 30°C, las temperaturas inferiores a los 21°C retardan el crecimiento de los tallos y conducen al aumento de sacarosa. El tallo es el órgano más importante de la planta de caña, ya que en él se almacenan los azúcares. Los tallos están formados por nudos que se encuentran separados por entrenudos. El nudo es la porción dura y más fibrosa del tallo que separa a dos entrenudos vecinos, está formado por el anillo de crecimiento, la banda de raíces, la cicatriz foliar, el nudo, la yema y el anillo ceroso. La yema es la parte más importante ya que da origen a los nuevos tallos, cada nudo presenta una yema en forma alterna, protegida por una vaina foliar. Las hojas de la caña de azúcar se originan en los nudos y se distribuyen en posiciones alternas a lo largo del tallo a medida que éste crece. La hoja está formada por la lámina foliar y por la vaina, la unión entre estas dos partes se denomina lígula y en cada extremo de ésta, existe una aurícula con pubescencia (Castillo y Silva, 2004; Salgado *et al.*, 2013).

- 4) Maduración: se inicia alrededor de dos a tres meses antes de la cosecha. La madurez de la caña es influenciada por factores climáticos como: luz, temperatura, lluvia y humedad. Se considera que las amplias oscilaciones de temperatura máxima diurna y mínima nocturna estimulan una mayor concentración de sacarosa. Durante el periodo de rápido crecimiento, la acumulación de sacarosa puede llegar a 35 % de los asimilados acumulados por la planta; mientras que, durante el periodo de maduración puede alcanzar el 95 %, esto ocurre desde la base hacia el ápice y por esta razón la parte basal contiene más azúcares que la parte superior de la planta (Castillo y Silva, 2004; Salgado *et al.*, 2013).

Propagación vegetativa de la caña de azúcar a nivel comercial

La caña de azúcar se propaga comercialmente mediante la siembra de trozos de tallos de caña de azúcar conocidos como esquejes de aproximadamente 25-30 cm de longitud y que contienen 2 o 3 yemas. Este método de establecimiento del cultivo se está haciendo poco rentable a medida que el costo de la semilla de caña de azúcar utilizada para la siembra representa más del 20 % del costo total de la producción. En el sistema convencional predominante en la India, se utilizan aproximadamente de 6 a 8 t de caña ha⁻¹ (casi el 10 % del rendimiento promedio del cultivo) como material de siembra, a través de esquejes. Este gran peso de material de siembra plantea un gran

problema en el transporte, manipulación y almacenamiento de la semilla de caña y sufre un rápido deterioro, lo que reduce la viabilidad de las yemas y, posteriormente, su germinación (Jain *et al.*, 2010; Naik *et al.*, 2013; Pierre *et al.*, 2014; Budi *et al.*, 2016; Galal, 2016).

Por lo tanto, uno de los principales gastos incurridos en la producción de caña de azúcar es la gran cantidad de material de semilla de caña requerido para su siembra (Patnaik *et al.*, 2017). Una alternativa para reducir el peso y mejorar la calidad de la semilla de caña sería plantar yemas axilares extirpadas del tallo de caña, popularmente conocidas como bud-chips, los cuales, son menos voluminosos, son más fáciles de transportar y son más económicas, además permite seleccionar brotes sanos, eliminar yemas enfermas e infectadas, por lo tanto, las enfermedades transmitidas y las plagas se pueden mantener en un mínimo y, en consecuencia, se aumentaría el volumen de tallos enviados a fábrica (Jain *et al.*, 2010; Naik *et al.*, 2013; Kuri y Naik, 2015; Budi *et al.*, 2016; Galal, 2016; Patnaik *et al.*, 2017).

La tecnología de los bud-chips del cultivo de caña de azúcar ha sido actualmente preferida por muchos agricultores, debido a la reducción de tareas pesadas (Patnaik *et al.*, 2017). Normalmente, se requieren de 6-8 t de caña de azúcar para sembrar una ha de tierra, si se usan 30 000 esquejes, en cambio, si se utilizan bud-chips, solo se requieren de 200-300 kg de material, lo que resulta en un ahorro de aproximadamente el 96% de la caña en peso (Galal, 2016). Keethipala *et al.* (2001), determinaron que, una ha de caña de azúcar podría producir bud-chips suficientes para 243 ha, mientras que, con el método convencional se requeriría de 45 ha para producir el material suficiente para las mismas 243 ha. Esto reduce notablemente el costo económico para el establecimiento del cultivo y, de paso, se ahorran toneladas de materia prima que se puede usar para extraer azúcar en lugar de ser enterrada en el suelo como semilla (Jain *et al.*, 2010; Galal, 2016). Es por esto que, la tecnología de bud-chips ha atraído la atención de una gran cantidad de agricultores de caña de azúcar, así como a instituciones publicadas y privadas, para su promoción y adaptación a nivel comercial (Patnaik *et al.*, 2017).

Las yemas de caña de azúcar (bud-chips), no necesitan más que la reserva contenida en el nudo para germinar (Reynoso, 1998). Por lo que estos podrían ser los materiales de siembra más viables y económicos en la reducción de los costos de producción e insumos no aprovechados.

Sin embargo, esta tecnología no se ha escalado a niveles comerciales debido a la mala supervivencia de los bud-chips en condiciones de campo, (Jain *et al.*, 2010). Bajo el esquema de

siembra tradicional Castillo y Silva (2004), mencionan que, la caña de azúcar debe ser sembrada comercialmente a través de esquejes de dos ó tres yemas, y no con una sola yema debido a que los entrenudos y nudos son una barrera natural para la infección y movimiento de las enfermedades, además que, el desarrollo de las plantas provenientes de trozos de una yema es menor y generalmente los tallos son más delgados que aquellos que provienen de trozos de dos o tres yemas (Bull and Bull, 2000). Esto se atribuye a que, las yemas individuales tienen reservas de alimentos relativamente bajas (1.2-1.8 g de azúcares yema⁻¹) en comparación con el esqueje (6.0-8.0 g de azúcares yema⁻¹), por lo tanto, las reservas de nutrientes y la humedad en la yema se agotan a un ritmo más rápido en comparación con 2 o 3 yemas, lo que se refleja en una pobre germinación y crecimiento temprano (Jain *et al.*, 2010).

En un estudio comparativo del porcentaje de germinación por el método tradicional de siembra contra la tecnología de bud-chips sembradas en mini-plots y bandejas (Galal, 2016), se observó que al utilizar la tecnología de bud-chips, se obtiene un 27,66 % más de germinación que por el método tradicional a los 35 días después de la siembra.

Patnaik *et al.* (2017), mostraron una supervivencia en campo de 92.4 % con tecnología bud-chips desarrolladas en semilleros comparada con solo 52.75 % de germinación de yemas con el método tradicional de siembra. Una marcada diferencia en la densidad inicial de la población vegetal fue observada, lo cual contribuyó a un mayor rendimiento (106.80 t ha⁻¹) de caña de azúcar usando la tecnología de bud-chips, en comparación con el rendimiento de la siembra tradicional de tres yemas (85.26 t ha⁻¹), a su vez el mayor rendimiento y el menor costo de cultivo de la tecnología de bud-chips, ayudaron a obtener un mayor rendimiento neto de US\$ 2377.09 ha⁻¹, en comparación con US\$ 461 ha⁻¹ en cultivos de caña de azúcar plantados convencionalmente.

Métodos de siembra de la caña de azúcar

La siembra es el primer paso para lograr el desarrollo y rentabilidad del cultivo. Esta es una de las etapas de producción de caña de azúcar que demanda más conocimiento técnico y planificación apropiada, ya que las decisiones tomadas repercuten a lo largo del ciclo de producción (5-8 años). La siembra por la forma en que se realiza, puede ser una actividad manual, semimecánica o mecánica: el surcado, el tapado de las semillas, la aplicación de insecticidas y fertilizantes, se efectúan mecánicamente, mientras que el troceado o corte de la semilla, su distribución en el surco, y comúnmente el tapado, son tareas manuales (Viveros y Calderón, 1995; Salgado *et al.*, 2013).

En México, el costo de la siembra de caña de azúcar incluye el; costo de la semilla, el corte y traslado, la destrucción de cepas viejas, las prácticas de preparación del suelo, el acondicionamiento de semilla (desinfección y tratamientos), la siembra, la fertilización y el tapado de la semilla; todos estos factores varían tanto en calidad como en cantidad, dependiendo de la región (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016)

Las fechas de siembra varían según las condiciones climáticas del año. En general, se consideran dos épocas de siembra, de junio a agosto (donde suelen presentarse problemas debido al exceso de humedad), y de noviembre a febrero (donde la humedad y temperatura son más conveniente) (Salgado *et al.*, 2013).

Siembra manual y mecánica

En la siembra manual, todas las labores de corte de tallos, distribución y troceado se realizan en forma manual. En contraste, en el sistema mecanizado, todas estas labores se realizan con máquinas sembradoras, que además aplican insecticidas y fertilizantes (Salgado *et al.*, 2013). Estas sembradoras utilizan trozos de tallos obtenidos a través de cosechadoras mecánicas, sin embargo, existen modelos con un depósito de tallos, las cuales realizan el troceado al momento de la siembra (Ripoli *et al.*, 2007).

La siembra a través de tallos ha sido el método convencional utilizado durante mucho tiempo de forma manual y mecánica, sin embargo, debido al movimiento o fricción que sufren las yemas en la tolva de la sembradora, estas sufren daños que afectan el porcentaje de germinación, una solución a este inconveniente ha sido utilizar una mayor cantidad de tallos (aproximadamente 12 t ha⁻¹) para asegurar una población lo más uniforme posible (Salgado *et al.*, 2009).

En México, la siembra de la caña de azúcar en la que se utilizan medios mecánicos, se le considera aún una práctica no totalmente explorada y aunque, se le cataloga como innovadora, no se dispone de muchas experiencias. Las primeras máquinas de siembra de caña únicamente colocaban y cubrían con suelo los trozos de tallos. En su siguiente etapa, las máquinas sembradoras llevan los tallos enteros y normalmente dos trabajadores alimentaban esos tallos dentro de un mecanismo que los corta en trozos de alrededor 30 cm de largo, que son depositados en el fondo del surco que la misma máquina abre con una reja surcadora en su parte anterior (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016).

Algunos países cañeros han impulsado la siembra mecanizada integral, utilizando máquinas sembradoras que realizan todas las labores de forma integral (Robotham, 2004; Ripoli y Ripoli, 2010).

Generalmente, estas máquinas manipulan trozos de caña, los cuales son proporcionados mediante un sistema de cosecha mecanizada. Sin embargo, a pesar de tener más de una década de experiencia, aún no se ha logrado reducir la cantidad de semilla requerida (Robotham, 2004). Este incremento en la densidad de semilla no ha repercutido en un incremento en el rendimiento y por lo general la semilla presenta daños que afectan la germinación, debido principalmente a un manejo deficiente de las cosechadoras que proveen la semilla (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016).

La obtención de plántulas de caña de azúcar por medio de la germinación de semillas y yemas, así como por el cultivo de tejidos, está adquiriendo relevancia como una alternativa para sustituir las fallas de la siembra convencional (Viveros y Calderón, 1995). Un sistema de siembra mecanizada en la que se utilicen plántulas, puede asegurar una reducción en los costos de siembra si se compara con la práctica convencional (Naik *et al.*, 2013). Sin embargo, la germinación de las plántulas y la serie de actividades que demanda su manejo hasta alcanzar el porte suficiente para su trasplante en campo, convierten a este sistema en uno de alto costo, laborioso y lento (Naik *et al.*, 2013).

Siembra semimecánica

En México, el proceso de la siembra de caña de azúcar es semimecanizada, pues incluye operaciones manuales y mecanizadas, que no siguen un orden específico, las labores de corte de tallos, distribución de tallos en campo y troceado se pueden realizar de forma manual y mecánica complementando una a la otra (Salgado *et al.*, 2013; Ortiz-Laurel *et al.*, 2016).

Esta división de actividades genera inconvenientes y deficiencias operativas entre cada una de las tareas involucradas; requiriéndose, primeramente, el aseguramiento y suministro de alrededor de 12-18 t ha⁻¹ de material vegetativo apropiado, así como su corte y traslado hacia el sitio de siembra. En segundo lugar, este proceso demanda mucha mano de obra (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016). Para el establecimiento de una siembra nueva, Salgado *et al.* (2013) recomiendan una población de 21000 plántulas ha⁻¹, con distancias entre surcos de 1.2 m y entre plántulas de 0.4 m.

En sí, la siembra semimecánica de caña de azúcar consiste en tirar manualmente los tallos de caña en el fondo de surcos previamente formados con maquinaria. Los tallos, algunos de hasta dos

metros se acomodan para que exista traslape, y con machete se cortan los tallos en trozos pequeños (dos a tres yemas), finalmente, los trozos son cubiertos con suelo, al mismo tiempo que el trabajador lo compacta, al pisar el suelo sobre la semilla (Ortiz-Laurel *et al.*, 2016)

La siembra de caña de azúcar a través de plántulas ha tomado gran importancia, esta técnica entra dentro de la categoría de semi-mecanizada, ya que un operador sentado sobre la máquina coloca las plántulas en los mecanismos de la trasplantadora, las cuales depositan la plántula en el surco semienterrada, mientras que un segundo operador, que marcha a pie, revisa y con un azadón, aporca y corrige las plántulas que quedan mal sembradas (Salgado *et al.*, 2013; Ortiz-Laurel *et al.*, 2016). De acuerdo al Instituto Nacional de Ingeniería Agrícola de Combaitore (Sao Paulo, Brasil), este sistema de siembra semimecánica con plántulas, reducen los costos de siembra un 40 % comparado con la siembra tradicional. Sin embargo, debido a que la germinación de las plántulas se realiza *in vitro* y se requiere de un manejo especial hasta alcanzar el porte suficiente para su trasplante en campo, lo convierten en un sistema de alto costo, laborioso y lento (Naik *et al.*, 2013).

La técnica de la embriogénesis somática, ha sido la más utilizada para obtener plántulas de caña de azúcar *in vitro*, con el objetivo de sembrarlas de forma semimecánica. La técnica consiste en encapsular un embrión somático en una matriz de alginato de sodio, para protegerlo y permitir su manipulación (Mariela *et al.*, 2006). A través de esta técnica se ha llegado a establecer los medios de cultivo más adecuados, y se han determinado las concentraciones y el tipo de reguladores de crecimiento que ayuden al desarrollo inicial del embrión, a pesar de ello, solo se han obtenido porcentajes de germinación de alrededor del 80 % (Mariela *et al.*, 2006; Shrivastava *et al.*, 2014).

El comportamiento de las plantas de caña de azúcar (cultivar CP-5243) derivadas de cultivos *in vitro* se ha comparado con métodos tradicionales de siembra (tallo con tres yemas) y yemas aisladas en condiciones de campo. Demostrando que las plantas cultivadas *in vitro* presentaron mayor altura y un diámetro menor a los 8 meses, sin embargo, estas diferencias desaparecieron a los 12 meses, y no se encontraron diferencias en el contenido de azúcar y rendimiento (Nieves *et al.*, 2003). Resultados similares en altura y rendimiento obtuvieron Neeru *et al.* (2006), al evaluar plantas de caña de azúcar de la variedad COJ 64 cultivadas *in vitro* en comparación con yemas propagadas convencionalmente, reportando además un 11.03 % más de recuperación de azúcar en plantas cultivadas *in vitro*.

Otra de las técnicas para promover la germinación *in vitro*, es mediante el uso de un biorreactor de inmersión temporal, el cual ha tomado importancia para la micropropagación de caña de azúcar, permitiendo mayores tasas de formación de brotes y reducción de costos (Lorenzo *et al.*, 2001). Estos autores evaluaron este sistema en campo en comparación con las plantas propagadas de forma convencional, obteniendo mayor longitud y diámetro de tallo en las yemas tratadas con el biorreactor de inmersión temporal a los 6 meses edad. Estos resultados son totalmente contrarios a los encontrados, con plantas obtenidas a través de la embriogénesis, donde los tallos producidos *in vitro*, tenían un diámetro y altura menor, que los producidos a partir de material propagado, sin embargo, estas diferencias desaparecieron a los 12 meses de edad según Martínez *et al.* (2002).

La multiplicación masiva de plantas, usando los métodos de cultivo de tejidos *in vitro* ha sido la técnica más usada desde hace varios años. Las posibilidades que ésta técnica ofrece son las inducciones a mutaciones, la separación de células y la regeneración de las mismas luego de haberlas fusionado y combinado con genes que tradicionalmente no podrían realizarse a través de cruzamientos usados convencionalmente (Castillo *et al.*, 2003).

Sin embargo, la obtención de plantas de caña de azúcar a través de la embriogénesis somática, resulta altamente costosa, por la necesidad de reactivos, materiales, técnicos y un laboratorio especializado, para obtener la semilla artificial *in vitro*, a esto se suman, los procesos de aclimatación en invernadero y posterior trasplante al campo (Neeru *et al.*, 2006).

Semillas artificiales

El creciente interés por la siembra directa, así como por la siembra de precisión, frente a las costosas operaciones de obtención de plántulas en invernadero para su posterior trasplante, tanto en cultivos extensivos como en cultivos hortícolas exigen cada vez más, el empleo de semillas de mayor calidad. Como consecuencia de esto surge la tecnología de las semillas artificiales o sintéticas.

Las semillas sintéticas, también denominadas semillas artificiales o semillas clonales, son estructuras vegetales de origen normalmente asexual, capaces de producir un vástago (brotes y ramificaciones aéreas) y una raíz, con la capacidad necesaria para regenerar una planta completamente idéntica a su progenitor (González *et al.*, 2004; Morales y Cano, 2012).

La técnica consiste en cubrir el embrión con una sustancia gelificante, de este modo es posible mantener viables los embriones durante varios días a partir de su encapsulamiento y al mismo tiempo, estimular su capacidad de crecimiento en el momento que sean colocados en condiciones favorables de humedad, temperatura y aireación (González *et al.*, 2004; Morales y Cano, 2012).

Una semilla artificial es una imitación de una semilla vegetal natural, formada por un meristemo encapsulado, con potencial para diferenciarse y producir una planta completa e idéntica a su progenitor. Generalmente, la técnica de formación de semillas sintéticas consiste en tomar una gota de una disolución de alginato de sodio, que contiene el material vegetal destinado a encapsularse, y agregarla a una solución de sal de calcio, lo que da como resultado una estructura de forma esférica y blanquecina (Morales y Cano, 2012).

La tecnología de la semilla artificial incluye dos partes: un sistema de micropropagación masiva a través del cultivo de tejido mediante embriones somáticos y otras por yemas.

Embriogénesis somática

La embriogénesis somática es la posibilidad de inducir la transformación de una célula no sexual y poco diferenciada en un grupo de células que sean capaces de originar un vástago y una raíz. Esta constituye hoy en día, el factor limitante más importante a la hora de ampliar el número de especies en las que se pueden obtener semillas sintéticas. Dada la delicada estructura que presentan los embriones somáticos, es evidente que no puedan encontrarse al descubierto; por el contrario, deben ir protegidos por un material blando y altamente hidratado que se adapte perfectamente a su estructura. Los geles son las sustancias que normalmente satisfacen todas estas necesidades, por lo tanto, son las más empleadas para el recubrimiento en la actualidad (González *et al.*, 2004).

Los mismos autores mencionan que, la envoltura que recubre el embrión debe protegerlo, facilitarle la germinación y permitir su manipulación durante su almacenamiento, transporte y plantación; debe contener nutrientes, agentes reguladores del crecimiento y otros componentes necesarios para el crecimiento y desarrollo de las plantas y finalmente debe considerarse que la plantación sea mecanizada.

La utilización de la semilla artificial, como fase final del proceso de la embriogénesis somática, es un paso clave dentro de la biotecnología vegetal. En el sistema de semilla artificial, el embrión somático es encapsulado en una matriz de alginato de calcio que lo soporta, protege, permite la

manipulación y se le puede adicionar los componentes nutricionales necesarios para los procesos de germinación y desarrollo. Hasta la fecha, es muy controvertido el tema de la composición de la cápsula artificial, pero es evidente la necesidad del uso de reguladores del crecimiento que ayuden al desarrollo inicial del embrión y luego su total independencia en el medio exterior, para llegar a desarrollar en campo una planta completa (Mariela *et al.*, 2006)

Las semillas normales consisten en un embrión maduro con resistencia al almacenaje que presentan varios tejidos nutritivos y una envoltura necesaria para el almacenamiento de nutrientes, transporte y protección de las semillas; algo similar se persigue con la semilla artificial (González *et al.*, 2004).

Encapsulado de yemas

El encapsulado puede llevarse a cabo en embriones y formar la semilla artificial, pero además pueden encapsularse yemas, lo cual tiene las siguientes ventajas: se elimina la fase de enraizamiento, aumenta el número de material de siembra, principalmente en aquellos cultivos donde la disponibilidad de semillas es limitada y especies en las que la producción de semillas botánicas es difícil. Las yemas encapsuladas se llevan directamente al suelo para lograr su germinación, se mecaniza la fase de siembra, permite la incorporación de hormonas a la cápsula, productos fitosanitarios y microorganismos estimuladores del crecimiento, el almacenamiento, la conservación, la manipulación y transporte del material, favorece el intercambio de germoplasma, entre otras. Las yemas axilares pueden ser establecidas en medios de cultivo, aisladas con una porción del tallo y mezcladas con alginato de sodio. Esto se puede lograr en condiciones no estériles, adicionándoles fungicidas para evitar la contaminación. (González *et al.*, 2004).

La cubierta de la semilla artificial, además de proteger contra daños mecánicos, debe ser lo suficientemente blanda para que, al germinar, la plántula pueda romper la cubierta y emerger. Los hidrogeles o matrices poliméricas que recubren el material vegetal encapsulado deben también ser capaces de retener los nutrientes con los que éste se alimenta; más aún, deben permitir el intercambio gaseoso resultante de la respiración del embrión (Morales y Cano, 2012). En relación a esto, Reynoso, (1998) realizó experimentos donde recubrió yemas de caña de azúcar con cera, lacre fundido y esparadrapo más cera fundida, demostrando en todos los casos, la capacidad de las raíces para romper estos materiales y lograr la germinación de la yema; además realizó otros

experimentos donde demostró que las yemas de caña de azúcar, no necesitan más que la reserva contenida en el nudo para germinar.

Se han utilizado muchos tipos de materiales para la elaboración de las semillas artificiales, siendo los polímeros biodegradables los más estudiados, como el colágeno, queratina, gelatina, gluten de maíz, gluten de trigo, y polisacáridos como almidón, celulosa, quitosano, alginato, carragenatos, pectinas, etc. El almidón ha sido considerado durante muchos años como un polímero con alto potencial para formar películas biodegradables, por su alta disponibilidad y bajo costo (Rubio y Guerrero, 2012).

El biopolímero más utilizado en los procesos de encapsulación es el alginato de sodio, el cual es un polímero natural que forma parte de la pared celular de las algas marinas, cuya función principal es dar rigidez, elasticidad y flexibilidad, y ha sido ampliamente utilizado por su viscosidad moderada, baja toxicidad y rápida gelificación (Morales y Cano, 2012; Avendaño *et al.*, 2013).

La aplicación de los alginatos en la tecnología de las semillas artificiales, se basa en cuatro propiedades principales. La primera concierne a su habilidad como espesantes al ser disueltos en agua, la segunda, a su capacidad de retener agua, la tercera se debe a su habilidad de formar un gel, cuando las semillas encapsuladas con alginato de sodio son sumergidas en una solución de cloruro de calcio, ocurre una reacción de intercambio iónico, en la que el sodio es remplazado por el calcio, y la cuarta, se basa en la propiedad de formar películas (Avendaño *et al.*, 2013).

La tecnología de la semilla artificial tiene muchas aplicaciones, por ejemplo, en especies de difícil propagación, pueden ser producidas en masa, o en especies susceptibles a enfermedades, pueden crecer libres de patógenos, pues en el gel de la cápsula se pueden incluir nutrientes, productos fitosanitarios (fungicidas, bactericidas) y reguladores de crecimiento (Morales y Cano, 2012).

La posibilidad de encapsular embriones somáticos para diferentes cultivos depende fundamentalmente del costo de la estructura protectora utilizada en la encapsulación. De ahí los grandes esfuerzos que a nivel mundial están llevando a cabo los países desarrollados para encontrar nuevos y mejores materiales de encapsulación, que sean más eficientes en el proceso o que permitan incorporar otros agentes tales como nutrientes minerales y orgánicos, reguladores del crecimiento, productos fitosanitarios e incluso microorganismos benéficos (González *et al.*, 2004).

Semilla artificial de caña de azúcar

Una alternativa para generar una semilla artificial de caña de azúcar es utilizar trozos de tallos con yemas individuales, y encapsularlos con un material gelificante lo suficientemente fuerte para proteger la yema, y permitir el crecimiento de las raíces y la germinación de la yema, esta semilla artificial de caña de azúcar se denominó CP-54; donde la sigla CP, significa Colegio de Postgraduados y el número 54, se debe a que la conceptualización de dicha semilla artificial se logró cuando el Colegio de Postgraduados celebraba su 54 aniversario (Álvarez *et al.*, 2016).

La metodología para la obtención de la semilla artificial CP-54, consiste en tomar una yema de 30 a 35 mm de longitud proveniente de tallos de caña de azúcar de ocho meses de edad. Esta es desinfectada en una solución de Malathion 50 EC 0.1 % (2 mL/L de agua) y Carbendazim 0.1 % (1 mL/L de agua). La yema, se deja reposar y secar durante 10 minutos. La yema desinfectada y seca, se cubre manualmente con una mezcla de polímero y material orgánico, formando un encapsulado de forma cilíndrica, procurando que no exceda los 35 mm de ancho y 50 mm de largo, dejándose secar durante 72 h a la sombra y temperatura ambiente. A partir de este momento la yema está lista para la siembra mecánica (Álvarez *et al.*, 2016).

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del sitio de estudio

La presente investigación se llevó a cabo en las instalaciones del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, ubicado en el municipio de Cárdenas, Tabasco, cuyas coordenadas geográficas son: 17° 58' 37" Norte, -93° 23' 5" Oeste. Presenta un clima cálido húmedo con abundantes lluvias en verano, la temperatura media anual es de 26-28°C y una precipitación media anual de 2000-2500 mm, con una altura promedio de 10 m sobre el nivel del mar (INEGI, 2010).

Material vegetativo utilizado

Tallos de caña de azúcar

Los tallos de caña de azúcar fueron de la variedad Méx 69-290, de aproximadamente 8 meses de edad (Figura 1a), colectado en el poblado C-34: Benito Juárez García, del municipio de Huimanguillo, Tabasco, cuyas coordenadas geográficas son: 17° 58' 16" Norte, -93° 37' 30" Oeste.



Figura 1. Obtención de yemas de caña de azúcar: a) selección de tallos, b) trozo de tallos con yemas individuales, c) desinfección de yemas por inmersión, d) secado de yemas desinfectadas

Con el uso de una segueta se cortaron trozos de tallos con yemas de 3.5 cm de longitud (1.5 cm de la cicatriz hacia abajo y de 2.0 cm en la parte superior), de la sección media (Figura 1b), eliminando las yemas de la parte inferior con presencia de raíces y las yemas jóvenes de la sección superior.

Una vez obtenidos los trozos de tallos con yema, estas se desinfectaron en una solución de Malathion 50 EC 0.1% (2 mL/L de agua) y Carbendazim 0.1% (1 mL/L de agua). Las yemas, se sumergieron en la solución durante 10 minutos (Figura 1c), y posteriormente se dejaron secar por 10 minutos más (Figura 1d), antes de proceder al encapsulado.

Colecta de paja de caña de azúcar

La paja de caña de azúcar utilizada en esta investigación, consistió de los residuos dejados en el campo cuando se realiza la cosecha mecanizada en verde, es decir, hojas, cogollo y puntas de tallos, los cuales, son recolectados utilizando una máquina empacadora.

Una vez obtenidas las pacas de paja de caña de azúcar, estas se trituraron utilizando una picadora de forraje con malla #10 en las instalaciones del Campo Experimental km 21 del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Posteriormente, la paja picada, se tamizó utilizando tamices malla #10, 20, 30 y 40 en el área común del Laboratorio Central del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, con la finalidad de homogenizar el tamaño de partícula, facilitar el proceso de encapsulado y eliminar las partículas grandes que no se lograron triturar adecuadamente (Figura 2). Una vez tamizada, se decidió utilizar la paja retenida en la malla #30 y 40 (partículas de 0.86-0.42 mm), las cuales se mezclaron en una bolsa de plástico y se almacenaron hasta su utilización.

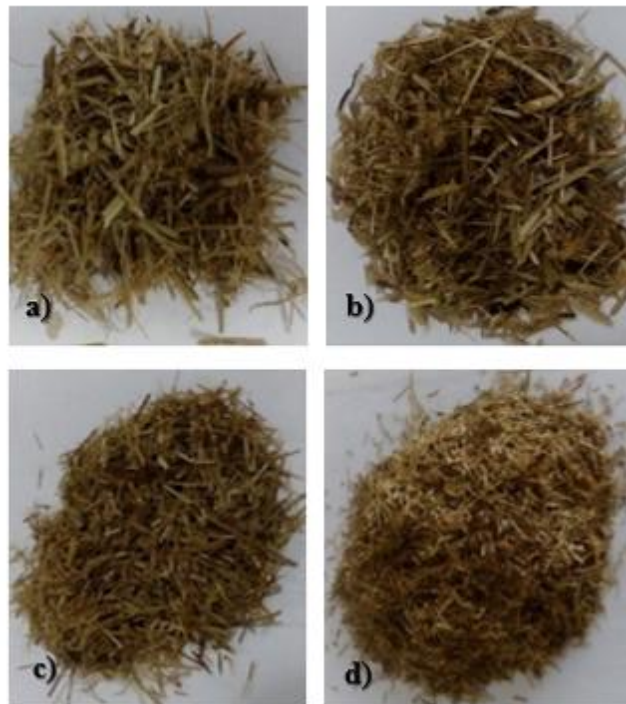


Figura 2. Paja de caña de azúcar retenida en: a) tamiz malla #10, b) tamiz malla #20, c) tamiz malla #30, d) tamiz malla #40.

Polímeros utilizados

Los polímeros utilizados para establecer los encapsulados en este proyecto de investigación fueron: almidón y alginato de sodio de acuerdo con Alvarez *et al.* (2016), este último complementado con cloruro de calcio y/o hidróxido de calcio.

Desarrollo experimental

Para alcanzar los objetivos y comprobar la veracidad de las hipótesis se realizó el trabajo de investigación en tres fases experimentales.

Fase 1: Mejora del encapsulado de la semilla artificial de caña de azúcar

Este experimento, se llevó a cabo en octubre de 2016. Para elaborar la semilla artificial se utilizaron los siguientes Tratamientos (T):

- T1: alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %.
- T2: alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 10 %.
- T3: alginato de sodio al 6 % + cloruro de calcio al 10 %.
- T4: alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 12 %.
- T5: alginato de sodio al 4 % + hidróxido de calcio al 10 %.
- T6: almidón al 10 %.
- T7: almidón al 12,5 %.
- T8: almidón al 15 %.
- T9: almidón al 17,5 %.

Para el establecimiento del experimento, se utilizó un diseño completamente al azar con nueve tratamientos y 20 repeticiones cada uno.

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio + cloruro de calcio

Se utilizaron 20, 40 y 60 g de alginato de sodio (MEYER[®]), así como, 100 y 120 g de cloruro de calcio (J.T. Baker[®]), para formar los T1, T2 y T3. Se mezcló el alginato de sodio con 1 L de agua en un vaso de precipitado, agitando constantemente para evitar la formación de grumos (Figura 3a). De igual manera se mezcló el cloruro de calcio en 1 L de agua en un vaso de precipitado. Se pesaron 300 g de paja de caña de azúcar, utilizando una balanza granataria (modelo TJ611, OHAUS[®], México) y se agregaron a la solución de alginato de sodio para formar una pasta (Figura 3b), con la cual se cubrieron las yemas manualmente (Figura 3c). Las yemas encapsuladas se sumergieron en la solución de cloruro de calcio por 5 minutos, para la solidificación del polímero (Figura 3d), y posteriormente se colocaron en una bandeja de plástico para dejarlos secar durante 72 h a la sombra y temperatura ambiente (Figura 3e). El grosor del encapsulado fue de aproximadamente 5 mm.



Figura 3. Procedimiento de encapsulado utilizando alginato de sodio + cloruro de calcio: a) solución de alginato de sodio, b) mezcla de paja + alginato de sodio, c) encapsulado manual de yemas, d) inmersión de encapsulados en cloruro de calcio, e) secado de los encapsulados

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio + hidróxido de calcio

Se utilizaron 40 g de alginato de sodio (MEYER®), y 100 g de hidróxido de calcio para formar el T5. Se mezclaron 40 g de alginato de sodio con 1 L de agua en un vaso de precipitado, agitando constantemente para evitar la formación de grumos. De igual manera se mezclaron 100 g de hidróxido de calcio en 1 L de agua en un vaso de precipitado. Se pesaron 300 g de paja de caña de azúcar utilizando una balanza granataria (modelo TJ611, OHAUS®, México) y se agregaron a la solución de alginato de sodio para formar una pasta, con la cual se cubrieron las yemas manualmente. Las yemas encapsuladas se sumergieron en la solución de hidróxido de calcio por

5 minutos, y se colocaron en una bandeja de plástico para secarlos durante 72 h a la sombra y temperatura ambiente. El grosor del encapsulado fue de aproximadamente 5 mm.

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón

Se utilizaron 100, 125, 150 y 175 g de almidón (Maizena®) para formar los T6, T7, T8 y T9. En una parrilla eléctrica (modelo Cimarec, Thermo scientific, USA) se colocó un vaso de precipitado (KIMAX®, USA) con 750 mL de agua para calentarla. El almidón se disolvió en 250 mL de agua en un vaso de precipitado, a esta mezcla se le agregaron los 750 mL de agua caliente, y se agitó hasta homogeneizarla (Figura 4a). Se pesaron 300 g de paja de caña de azúcar, utilizando una balanza granataria (modelo TJ611, OHAUS®, México). A la mezcla de Almidón se le agregó la paja de caña de azúcar para formar una pasta (Figura 4b), con la cual se cubrieron las yemas manualmente (Figura 4c) y se colocaron en una bandeja de plástico para dejarlos secar durante 72 h a la sombra y temperatura ambiente (Figura 4d). El grosor del encapsulado fue de aproximadamente 5 mm.

La obtención de yemas, la desinfección y el encapsulado, se realizaron el mismo día del corte de los tallos de caña de azúcar.



Figura 4. Procedimiento de encapsulado utilizando almidón: a) solución de almidón, b) mezcla de paja + solución de almidón, c) encapsulado manual de yemas, d) secado de los encapsulados.

VARIABLES DE ESTUDIO

Estado físico de la semilla artificial. Se realizó un análisis visual de las 20 repeticiones después de 72 horas de secado a la sombra a temperatura ambiente (Figura 5a). Para su evaluación se utilizó la siguiente escala; 1: encapsulados en buen estado físico sin desprendimientos del encapsulado, procesos de germinación, ni presencia de hongos y 0: para los encapsulados con desprendimientos y procesos de germinación. Posteriormente se estimó el porcentaje de repeticiones en buen estado físico para su respectivo análisis estadístico.

Prueba de resistencia mecánica. Con la finalidad de observar la resistencia o fragilidad de los encapsulados, se colocaron 5 repeticiones en una charola de plástico, la cual se agitó manualmente en forma horizontal en 10 ocasiones (Figura 5b).

Prueba reológica. Con un penetrómetro de bolsillo (modelo E-280, AMS[®], USA) se ejerció fuerza sobre el centro de 5 repeticiones y se registró el esfuerzo necesario (kg cm^{-2}) para romperlos o deformarlos (Figura 5c).

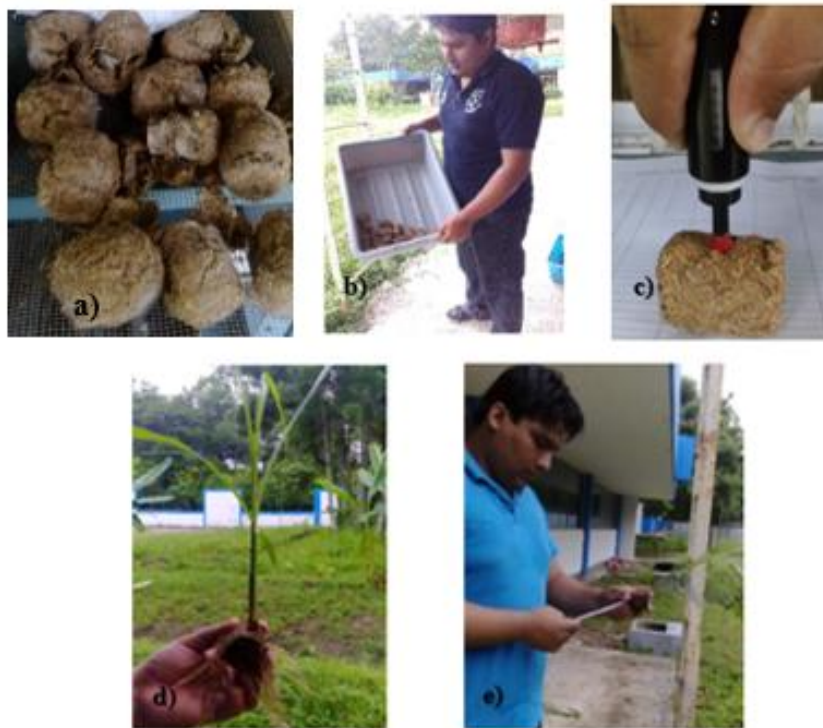


Figura 5. Variables de estudio: a) estado físico de los encapsulados del T3, b) prueba de resistencia mecánica, c) prueba de resistencia reológica, d) plántula de caña de azúcar, e) medición del vigor de plántula.

Emergencia de plántulas. Para su evaluación, se seleccionaron 10 repeticiones en buen estado físico de cada tratamiento y se sembraron completamente al azar en charolas de plástico que contenían arena de río. El riego se aplicó cada segundo día a capacidad de campo. 30 días después de la siembra, se realizó un conteo de las plántulas que emergieron por tratamiento (Figura 5d).

Vigor de plántula. 30 días después de la siembra, se agregó abundante agua en las charolas para humedecer completamente el sustrato y facilitar la extracción de las plántulas. A cada plántula se le midió la longitud de las raíces y la altura del tallo (Figura 5e).

Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza con un diseño completamente al azar, y la prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, usando el paquete SAS versión 9.3. Para las variables evaluadas en porcentaje (estado físico, resistencia mecánica y emergencia de plántulas) se realizó una transformación por medio de la función arcoseno de la raíz cuadrada $[\sqrt{X}/(100)]$, para obtener una distribución normal aproximada. Para el resto de las variables (prueba reológica y vigor de plántula) se realizó una transformación logarítmica.

Fase 2: Tiempo de almacenamiento de la semilla artificial de caña de azúcar

El experimento se realizó en noviembre de 2016. Para el establecimiento del experimento, se utilizó un diseño factorial 5x5 completamente al azar, es decir, cinco tratamientos y cinco tiempos de almacenamiento de la semilla artificial con 25 repeticiones cada uno.

Factor 1; Tratamientos (T):

- T1: alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 7 %.
- T2: alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %.
- T3: alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 13 %.
- T4: almidón al 10 %.
- T5: almidón al 15 %.

Factor 2; Tiempos de almacenamiento: 5, 8, 11, 14 y 17 días a la sombra a temperatura ambiente.

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón y alginato de sodio + cloruro de calcio

Para el proceso de encapsulado de las yemas de caña de azúcar, se llevó a cabo el mismo procedimiento descrito en el experimento anterior para cada uno de los tratamientos descritos anteriormente.

La obtención de yemas, la desinfección y el encapsulado, se realizaron el mismo día del corte de los tallos de caña de azúcar.

VARIABLES DE ESTUDIO

Estado físico de la semilla artificial. Para su evaluación se realizó un análisis visual del encapsulado después de 5, 8, 11, 14 y 17 días de almacenamiento a la sombra a temperatura ambiente, siguiendo la misma notación que en la Fase 1.

Emergencia de plántulas. En cada fecha de evaluación del estado físico del encapsulado, se sembraron completamente al azar 5 repeticiones por tratamiento en charolas de plástico que contenían como sustrato arena de río. El riego se aplicó cada segundo día a capacidad de campo. 30 días después de la siembra, se realizó un conteo de las plántulas que emergieron por tratamiento.

Vigor de plántula. 30 días después de la siembra, se extrajeron todas las plántulas, con la finalidad de medir la longitud de las raíces y la altura del tallo.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó un análisis de varianza con el diseño factorial 5x5 completamente al azar, y la prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, usando el paquete SAS versión 9.3. Para las variables evaluadas en porcentaje (estado físico y germinación) se realizó una transformación por medio de la función arcoseno de la raíz cuadrada $[\sqrt{X}/(100)]$, para obtener una distribución normal aproximada. Para el resto de las variables (vigor de plántula) se realizó una transformación logarítmica.

Fase 3: Evaluación de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo

El experimento se realizó en julio de 2017, en un suelo Fluvisol eutrítico (Salgado *et al.*, 2005), en las instalaciones del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, con dimensiones de 15 m de ancho por 17 m de largo, la cual se dividió en 16 parcelas experimentales, cada una de 3 m de

ancho por 3.5 m de largo, con tres líneas de siembra a 1.3 m de separación una de otra y una distancia entre semillas de 50 cm (Figura 6).

Para este experimento se utilizaron los siguientes Tratamientos (T) para encapsular la yema de caña de azúcar y formar la semilla artificial:

- T1: alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %.
- T2: almidón al 15 %.
- T3: yema sin encapsulado con reposo.
- T4: yema recién cortada.

Para el establecimiento del experimento, se utilizó un DECA, donde los 4 tratamientos de semilla artificial se distribuyeron en parcela experimental con 4 repeticiones cada una.

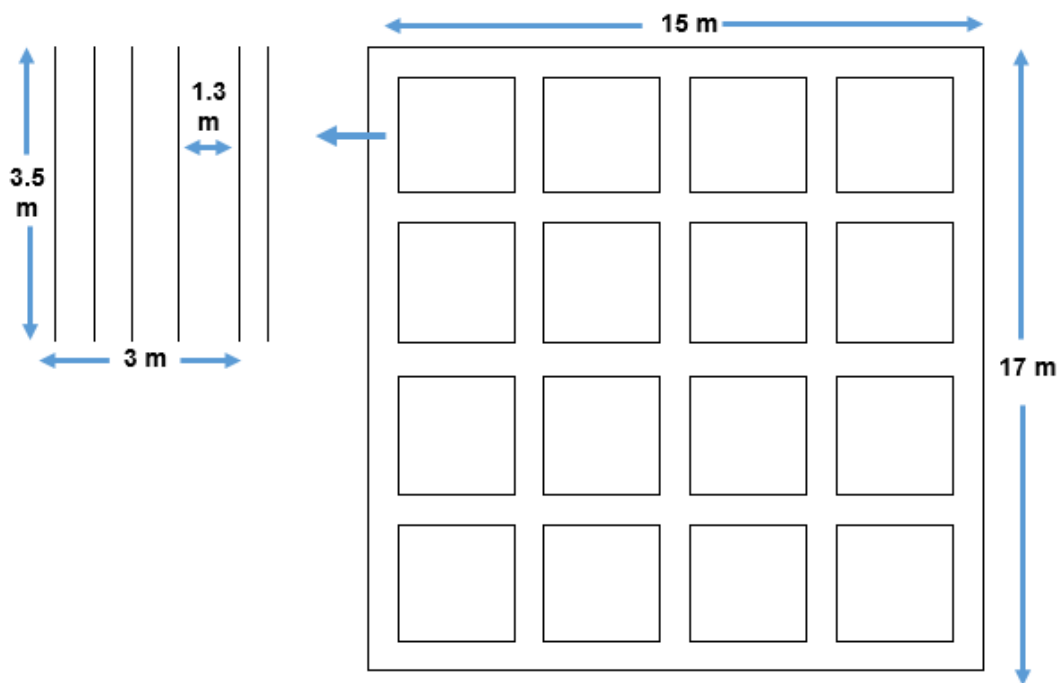


Figura 6. Esquema de la superficie de terreno utilizada y diseño de parcelas experimentales.

Encapsulado de yemas de caña de azúcar utilizando almidón y alginato de sodio + cloruro de calcio

Para el proceso de encapsulado de las yemas de caña de azúcar, se siguió el mismo procedimiento descrito en la Fase 1 para cada tratamiento correspondiente.

El T3 (yemas sin encapsulado con reposo), consistió en el mismo procedimiento de obtención y desinfección de yemas que el T1 y T2, pero sin encapsular (Figura 7a), de igual manera se dejaron en reposo bajo las mismas condiciones que el T1 y T2.

La obtención de yemas, la desinfección y el encapsulado, se realizaron el mismo día del corte de los tallos de caña de azúcar.

El T4 (yema recién cortada), consistió en el mismo procedimiento de obtención y desinfección de yemas que el T3, pero este procedimiento se realizó el mismo día de la siembra) (Figura 7b).

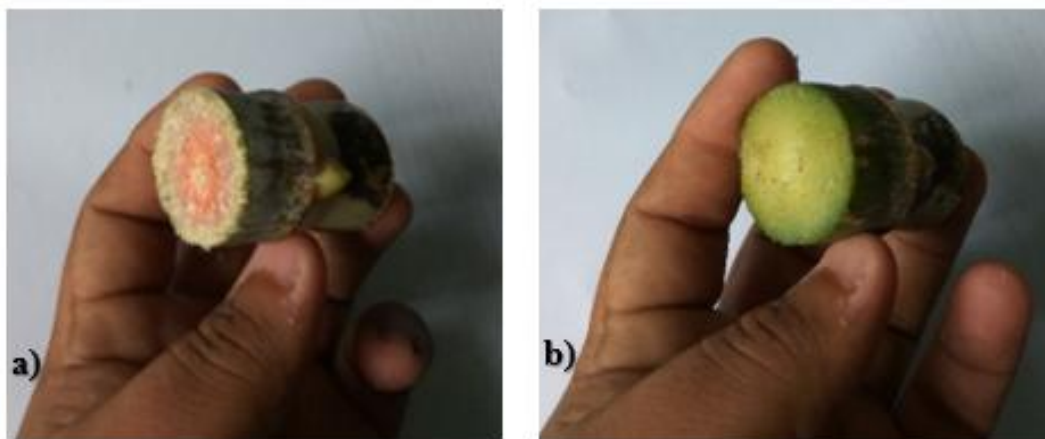


Figura 7. Diferencia física de la yema sin encapsulado después de 72 h de reposo (a) y la yema recién cortada (b)

Establecimiento del experimento y manejo agronómico

Para el control de malezas en las parcelas experimentales, se aplicó un herbicida post-emergente (velfosato) 7 días antes de realizar la siembra, una vez establecido el experimento el control de malezas se realizó de forma manual. La siembra se llevó a cabo después de las 72 h de reposo de los tratamientos T1, T2 y T3, para ello, se eliminó con palas la maleza seca en cada línea de siembra de las parcelas experimentales, posteriormente, cada semilla fue depositada en el suelo a una profundidad aproximada de 10 cm y una distancia de siembra de 50 cm entre semillas (Figura 8). El riego de las parcelas experimentales se aplicó diariamente con mangueras hasta capacidad de campo.



Figura 8. Efecto del control químico de malezas (a), limpieza de parcelas experimentales y siembra (b).

VARIABLES DE ESTUDIO

Emergencia de plántulas. Se realizó un conteo de las plántulas emergidas por tratamiento a los 30 días después de la siembra.

Vigor de plántula. 30 días después de la siembra, se extrajeron todas las plántulas emergidas, con la finalidad de medir la longitud de las raíces y la altura del tallo.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó un análisis de varianza con el diseño completamente al azar, y la prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, usando el paquete SAS versión 9.3. Para obtener una distribución normal aproximada, el porcentaje de emergencia de plántulas se transformó por medio de la función arcoseno de la raíz cuadrada $[\sqrt{X}/(100)]$. Para la variable vigor de plántula se realizó una transformación logarítmica.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Mejora del encapsulado de la semilla artificial de caña de azúcar

Estado físico de la semilla artificial

El análisis de varianza indica diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, indica que el mejor estado físico (100 %) lo obtuvo el T8 (almidón al 15 %), estos resultados son similares al estado físico de los encapsulados reportado por Álvarez *et al.* (2016) utilizando almidón al 10 % después de 72 horas de secado a la sombra a temperatura ambiente.

Los T1 y T4 obtuvieron un 95 % de encapsulados en buen estado físico, siendo estadísticamente iguales al T8 (Cuadro 1), Álvarez *et al.* (2016), reportaron un 94 % de encapsulados de alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %, en buen estado físico después de 72 h de secado a la sombra a temperatura ambiente. El 5 % restante en ambos tratamientos presentaron desprendimiento de la cubierta por germinación.

Prueba de resistencia mecánica

En los resultados del análisis de varianza se observa que existen diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, indica que los tratamientos con 100 % de los encapsulados en buen estado después de realizar la prueba fueron, el T1, T8 y T9 (Cuadro 1), corroborando lo reportado por Álvarez *et al.* (2016), para el T1, y superando el 84 % de encapsulados de almidón al 10 % que resistieron la prueba, según lo reportado por el mismo autor, en comparación con el 100 % de los T8 y T9 (almidón al 15 y 17.5 % respectivamente).

Estos resultados demuestran que, aumentar la concentración de alginato de sodio de 2 a 6 % manteniendo la concentración de cloruro de calcio al 10 %, no favorece la resistencia del encapsulado al reducirse el porcentaje de repeticiones en buen estado después de realizar la prueba. En contraste, aumentar la concentración de almidón de 10 a 15 %, favorece la resistencia del encapsulado al obtener hasta 100 % de repeticiones en buen estado después de realizar la prueba (Cuadro 1).

Prueba reológica

En la prueba reológica, el análisis de varianza indica diferencias altamente significativas entre tratamientos. De acuerdo con la prueba de medias de Tukey, la menor resistencia la obtuvo el T5 (3.6 kg cm⁻²) debido a que, este tratamiento no solidificó correctamente. Con esto se demuestra que, sustituir el cloruro de calcio por el hidróxido de calcio no favorece al buen estado físico ni la resistencia del encapsulado.

El resto de los tratamientos son estadísticamente iguales entre sí, con una resistencia promedio de 4.5 kg cm⁻² (Cuadro 1), esto se debe a que, el penetrómetro de bolsillo solo puede registrar hasta 4.5 kg cm⁻², por ello, no fue posible determinar la resistencia máxima real que puede soportar cada tratamiento. Estos resultados son similares a los 4.2 y 4.3 kg cm⁻² reportados por Álvarez *et al.* (2016), para los encapsulados elaborados con almidón al 10 % y alginato sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % respectivamente.

Cuadro 1. Pruebas físicas de los encapsulados de yemas de caña de azúcar variedad Mex 69-290 después de 72 h de secado.

Tratamientos (T)	Estado físico (%)	Prueba de resistencia mecánica (%)	Prueba reológica (kg cm ⁻²)
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	95 a	100 a	4.5 a
T2 Alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 10 %	80.4 d	80 b	4.5 a
T3 Alginato de sodio al 6 % + cloruro de calcio al 10 %	70 e	40 d	4.5 a
T4 Alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 13 %	95 a	80 b	4.5 a
T5 Alginato de sodio al 4 % + hidróxido de calcio al 10 %	85 d	80 b	3.6 b
T6 Almidón al 10 %	60 f	66.7 c	4.5 a
T7 Almidón al 12,5%	93.3 ab	87.5 b	4.5 a
T8 Almidón al 15 %	100 a	100 a	4.5 a
T9 Almidón al 17,5 %	90.4 c	100 a	4.5 a
Media (%)	85.4	81.5	4.4
CV (%)	2.6	4.2	1.9
Prob F	0.0001**	0.0001**	0.0001**
DMS	0.06	0.1	0.2

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey (P ≤ 0.05). **Diferencia altamente significativa.

Los resultados del estado físico y la prueba de resistencia mecánica, indican que, aumentar la concentración de alginato de sodio para elaborar la semilla artificial, no favorece el estado físico ni la resistencia mecánica después de 72 h de secado, incluso se observa una disminución del porcentaje en ambas variables conforme se aumenta la concentración de alginato de sodio (T1, T2 y T3). Al duplicar la concentración inicial de alginato de sodio y aumentar la concentración de cloruro de calcio para el T4, se obtuvo el mismo resultado que el T1 para el estado físico (Cuadro 1), lo cual indica que, aumentar la concentración de alginato de sodio y cloruro de calcio sería un gasto innecesario de los polímeros. Por otro lado, al aumentar la concentración de almidón de 10 a 15 %, se obtuvo el mejor estado físico (100 %), el encapsulado fue resistente a la prueba mecánica y mantiene la resistencia de 4.5 kg cm⁻² (Cuadro 1), por ello, resulta factible aumentar la concentración de almidón para la elaboración de la semilla artificial.

Emergencia de plántulas (%)

El análisis de varianza indica diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, muestra que, los tratamientos T1 y T8 presentaron una emergencia de plántulas del 100 %, seguido de los T2, T4 y T5, todos con un 90 % de emergencia de plántulas (Cuadro 2). Estos resultados son superiores a los reportados por Muralles *et al.* (2009) y Galal (2016), el primero reportó en un estudio bajo condiciones controladas en el norte de Florida, porcentajes de germinación de 73 % utilizando esquejes de la sección superior del tallo de caña de azúcar, mientras

que, Galal (2016), reportó un porcentaje de germinación de 92.66 % a los 35 días, utilizando yemas (bud chips) sembradas en bandejas, superando la germinación de la siembra tradicional en un 8.43 %. Esta diferencia del porcentaje de emergencia de plántulas obtenidos en esta investigación, se puede atribuir a la inmadurez de las yemas de la sección superior utilizadas en el estudio de Muralles *et al.* (2009), y a la menor cantidad de reservas de nutrientes contenidas en las bud chips utilizadas por Galal (2006), lo cual, propicia una rápida deshidratación de la yema, reduciendo la viabilidad de la germinación, en contraste, la semilla artificial de caña de azúcar contiene una mayor cantidad de reservas de nutrientes debido a su longitud (3.5 cm), y al estar protegida del ambiente, posiblemente se reduce la velocidad de deshidratación, propiciando un mayor porcentaje de germinación y emergencia de plántulas.

Vigor de plántula

Para la longitud de raíz, el análisis de varianza indica diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, muestra que el T4, obtuvo la mayor longitud de raíz (19.6 cm), y la menor longitud se obtuvo con los T1 y T8 (11.4 y 10.2 cm respectivamente) siendo ambos estadísticamente iguales entre sí (Cuadro 2).

En lo que respecta a la altura de tallo, en el análisis de varianza se observa que existen diferencias altamente significativas entre tratamientos, observándose un alto CV para las variables evaluadas, particularmente en la altura del tallo. De acuerdo con la prueba de medias de Tukey, la mayor altura de tallos se obtuvo con el T7 (77.6 cm), seguido de los T8 y T9 (64.6 y 68.8 cm respectivamente), siendo estadísticamente iguales. La menor altura de tallos se obtuvo con los T1 y T2 (41.3 y 33.3 cm respectivamente) siendo ambos estadísticamente iguales entre sí (Cuadro 2).

Estos resultados demuestran que, al aumentar la concentración de almidón en los T7, T8 y T9 (12.5, 15 y 17.5 % respectivamente) se favorece la altura del tallo siendo estadísticamente iguales, superando la altura de tallo obtenida con el T6 (almidón 10 %). Y, utilizando la concentración inicial de alginato de sodio (al 2 %), se obtiene la mejor altura de tallo entre los tratamientos de alginato de sodio (T1, T2 y T3).

La menor longitud de raíz de los T1 y T8 pudo deberse a pérdidas de raíces debido a la dificultad de extraer la totalidad de las raíces del encapsulado debido a la fragilidad de estas y no a una deficiencia del sistema de radical provocado por el encapsulado, pues como se observa en el Cuadro 2, el T8 a pesar de presentar menor longitud de raíz, obtuvo una de las mayores alturas de

tallo. Budi *et al.* (2016), mencionan que, las deficiencias en el sistema radical afectan el crecimiento de las plántulas para alcanzar la altura óptima.

Cuadro 2. Emergencia y vigor de plántulas a partir de la semilla artificial de caña de azúcar de la variedad Mex 69-290 a los 30 días de siembra.

Tratamientos (T)	Emergencia de plántulas (%)	Longitud de raíz (cm)	Altura de tallo (cm)
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	100 a	11.4 d	41.3 d
T2 Alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 10 %	90.4 b	14.9 bc	33.3 d
T3 Alginato de sodio al 6 % + cloruro de calcio al 10 %	80.4 c	14.3 c	40.7 cd
T4 Alginato de sodio al 4 % + cloruro de calcio al 13 %	90.4 b	19.6 a	44.4 bcd
T5 Alginato de sodio al 4 % + hidróxido de calcio al 10 %	90.4 b	16.8 b	43.3 bcd
T6 Almidón al 10 %	71.2 d	13.8 c	44.6 bcd
T7 Almidón al 12,5%	80.4 c	14.3 c	76.7 a
T8 Almidón al 15 %	100 a	10.2 d	64.6 abc
T9 Almidón al 17,5 %	80.4 c	14.6 bc	68.8 ab
Media (%)	87	14.7	45.7
CV (%)	1.6	2.6	8.1
Prob F	0.0001**	0.0001**	0.0001**
DMS	0.04	0.1	0.5

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

Estos resultados demuestran que, las concentraciones utilizadas en el TI, producen semillas artificiales con buen estado físico y resistencia mecánica, que beneficia la protección de las yemas, corroborando lo reportado por Álvarez *et al.* (2016), además de no impedir la germinación de la semilla, la emergencia del tallo y el desarrollo de las raíces, tal como lo reporta Arias *et al.* (2016). Para las semillas artificiales elaboradas con almidón, se logró obtener un 100 % de emergencia de plántulas utilizando almidón al 15 %, en comparación con el 80 % de emergencia de plántulas utilizando almidón al 10 %, según lo reportado por Arias *et al.* (2016).

Tiempo de almacenamiento de la semilla artificial de caña de azúcar

Estado físico de la semilla artificial

De acuerdo a los resultados obtenidos en el análisis de varianza, se observaron diferencias altamente significativas para Tratamiento (T), Días de almacenamiento (DA) y su interacción T*DA. Los resultados de la prueba de medias de Tukey, para el factor Tratamiento, indica que, en promedio de todos los DA, los mejores tratamientos son los T2 y T3 ambos con un 100 % de sus repeticiones en buen estado físico (Cuadro 3), corroborando que la concentración inicial de alginato de sodio y cloruro de calcio propuesta por Álvarez *et al.* (2016), es suficiente para mantener un buen estado

físico hasta por 17 DA. Al reducir la concentración de cloruro de calcio al 7 % en el T1, se obtiene un menor estado físico producto de la fragilidad de la cubierta, situación similar ocurre con el T4.

Para el factor días de almacenamiento, se observó que, a los cinco DA se obtuvo el mayor porcentaje de repeticiones en buen estado físico (98.4 %), seguido de los ocho y once DA con un 96 y 94.6 % de repeticiones en buen estado físico, siendo estos estadísticamente iguales entre sí (Cuadro 3), sin embargo, a partir de los 14 DA se observa una disminución gradual significativa del buen estado físico.

Cuadro 3. Estado físico (%) de los encapsulados a diferentes días de almacenamiento (DA).

Tratamientos (T)	Días de almacenamiento (DA)					Media de T
	5	8	11	14	17	
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 7 %	96 b	95 b	93.3 b	90 b	80 b	90.8 c
T2 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	100 a	100 a	100 a	100 a	100 a	100 a
T3 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 13 %	100 a	100 a	100 a	100 a	100 a	100 a
T4 Almidón al 10 %	96 b	90 c	86.5 c	80 c	60 c	82.5 d
T5 Almidón al 15 %	100 a	95 b	93.3 b	90 b	80 b	91.6 b
Media de Días de almacenamiento (DA)	98.4 a	96 b	94.6 b	92 c	84 d	
CV (%)	2.9					
Prob F						
Tratamiento (T)	0.001**					
Días de almacenamiento (DA)	0.001**					
Interacción (T*DA)	0.001**					
DMS (T)	0.03					
DMS (DA)	0.03					

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

En cuanto a la interacción T*DA, esta fue altamente significativa, lo que indica que, el estado físico de los encapsulados depende del tratamiento y el tiempo de almacenamiento. En la Figura 9, se observa que los tres mejores tratamientos (T2, T3 y T6) tienen una mejor interacción a los cinco DA, donde se conserva el 100 % de las repeticiones en buen estado físico. Este efecto se mantiene hasta los ocho DA con 100, 100 y 95 % de repeticiones en buen estado físico, respectivamente (Cuadro 3).

Estos resultados del estado físico, indican que, al disminuir la concentración de cloruro de calcio (7 %) para elaborar la semilla artificial no se favorece el estado físico después de cinco DA, por el contrario, el mejor estado físico (100 %) se obtuvo con una concentración de cloruro de calcio de 10 y 13 % (Cuadro 3), corroborando lo reportado por Álvarez *et al.* (2016) para el cloruro de calcio al 10 %, por ello, aumentar la concentración de cloruro de calcio sería un gasto innecesario del

polímero. Por otro lado, utilizando almidón al 10 %, se obtuvo un 96 % de repeticiones en buen estado físico a los cinco DA, siendo un 4 % menor a lo reportado por Álvarez *et al.* (2016) a los tres DA. Esto confirma que, utilizando almidón al 15 %, se obtiene el mayor porcentaje de repeticiones (100 %) en buen estado físico, pero solo hasta cinco DA (Cuadro 3), después se degrada gradualmente hasta llegar al 80 % a los 17 DA.

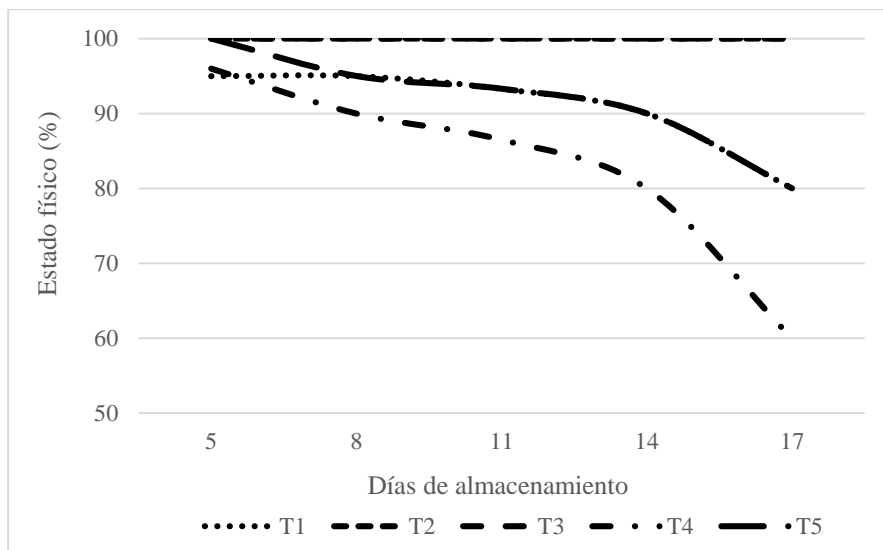


Figura 9. Interacción del estado físico de la semilla artificial y los días de almacenamiento.

Emergencia de plántulas (%)

De acuerdo a los resultados del análisis de varianza, se observaron diferencias altamente significativas para Tratamiento (T), Días de almacenamiento (DA) y su interacción T*DA (Cuadro 4). Los resultados de la prueba de medias de Tukey, para el factor Tratamiento, indica que, en promedio de todos los DA, el peor tratamiento resultó ser el T3, el cual no tuvo emergencia de plántulas, esto puede atribuirse a la dificultad de reblandecer el encapsulado con el riego debido a su dureza provocado por el aumento en la concentración de cloruro de calcio. Los mejores tratamientos son los T4 y T5 (52 y 48 % de emergencia de plántulas respectivamente) siendo ambos estadísticamente iguales (Cuadro 4). La disminución en el porcentaje de emergencia de plántulas a partir de los ocho DA, esto se puede atribuir a la deshidratación y pérdida de reserva de nutrientes por el periodo de inactividad al que se sometieron las yemas después del corte del tallo. Carneiro *et al.* (1995), mencionan que, la cantidad de reserva orgánica de las yemas, influyen directamente en el tiempo de germinación y desarrollo inicial de plántulas de caña de azúcar.

Para el factor Días de almacenamiento, se observó que, en promedio de todos los tratamientos, con las semillas artificiales con cinco DA antes de la siembra, se obtiene el mayor porcentaje de emergencia de plántulas con una media de 76 %, después, conforme aumenta el tiempo de almacenamiento antes de la siembra, se reduce el porcentaje de emergencia de plántulas hasta llegar a 0 % a partir de los 14 DA (Cuadro 4).

En cuanto a la interacción T*DA, esta es altamente significativa, indicando que la emergencia de plántulas depende del tratamiento y del tiempo de almacenamiento. En la Figura 10, se observa que, los mejores tratamientos (T2, T4, T5 y T6) tienen una mejor interacción a los cinco DA, e incluso a los 8 y 11 DA para el T6 (Cuadro 4). Lo cual es muy favorable. Shrivastava *et al.* (2008), mencionan que para lograr una buena germinación no se debe permitir que la caña permanezca sin plantar más de dos días después del corte. Esto demuestra el efecto favorable del encapsulado al propiciar un medio adecuado para que las yemas mantengan su viabilidad durante más tiempo.

Cuadro 4. Emergencia de plántulas a partir de semillas artificiales sembradas después de 5, 8, 11, 14 y 17 Días de almacenamiento (DA).

Tratamientos (T)	Emergencia de plántulas (%)					Media de T
	5 DA	8 DA	11 DA	14 DA	17 DA	
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 7 %	80 b	60 c	60 b	0 a	0 a	40 b
T2 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	100 a	80 b	0 d	0 a	0 a	36 c
T3 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 13 %	0 c	0 d	0 d	0 a	0 a	0 d
T4 Almidón al 10 %	100 a	80 b	80 a	0 a	0 a	52 a
T5 Almidón al 15 %	100 a	100 a	40 c	0 a	0 a	48 a
Días de almacenamiento (DA)	76 a	64 b	38 c	0 d	0 d	
CV (%)	3.1					
Prob F						
Tratamiento (T)	0.001**					
Días de almacenamiento (DA)	0.001**					
Interacción (T*DA)	0.001**					
DMS (T)	0.01					
DMS (DA)	0.01					

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

En general, a partir de los 11 DA, se observó una disminución considerable de la emergencia de plántulas (Cuadro 4), resultados similares reportaron Shrivastava *et al.* (2008), donde, después de un período de inactividad de 10 días, las yemas de la parte superior e inferior del tallo no germinaron y sólo unas pocas de la sección media logran germinar.

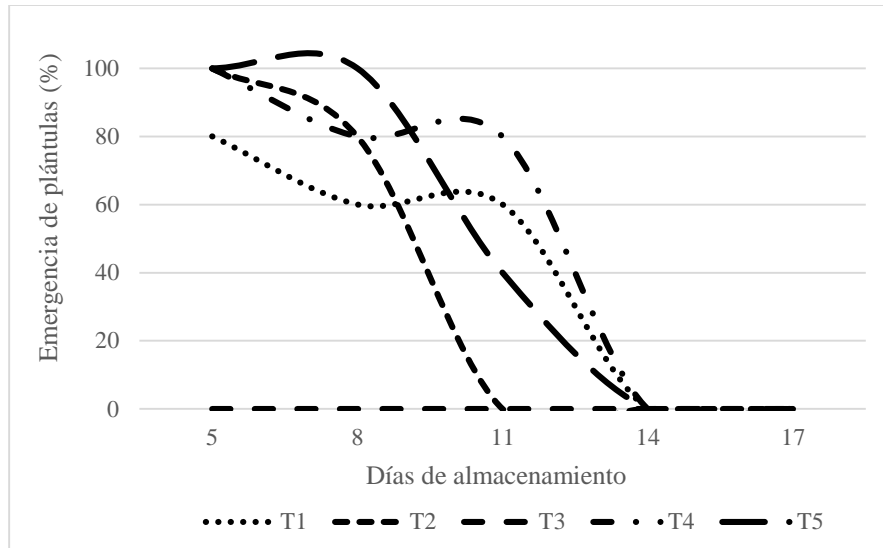


Figura 10. Interacción de la emergencia de plántulas y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.

Por lo tanto, la mayor viabilidad de la semilla artificial se observa a los cinco DA donde la emergencia de plántulas fue del 100 %, siendo mayor que lo reportado por Galal (2016), quien demostró, que las yemas (buds chips) sembradas en bandejas pueden alcanzar un porcentaje de viabilidad de 95 %.

Vigor de plántula

Longitud de raíz

De acuerdo a los resultados del análisis de varianza, se observaron diferencias altamente significativas para Tratamiento (T), Días de almacenamiento (DA) y su interacción T*DA (Cuadro 5). Los resultados de la prueba de medias de Tukey, para el factor Tratamiento, indica que, la mayor longitud de raíz se obtuvo con el T4 (10.6 cm), siendo el T3 el de peor desempeño (Cuadro 5) al no presentar crecimiento de raíz, debido posiblemente al incremento en la dureza del encapsulado a medida que se aumenta la concentración de cloruro de calcio de 7 al 10 %. Para el factor Días de almacenamiento, se observó que, en promedio de todos los tratamientos, con cinco DA antes de la siembra se presentó la mayor longitud de raíz (9 cm), y, a medida que aumentan los DA se reduce notablemente la longitud de raíz, esto puede atribuirse a la pérdida de la reserva de nutrientes de la yema por deshidratación debido a los días de inactividad después del corte del tallo.

La interacción T*DA, fue altamente significativa, indicando como ya fue observado anteriormente, que la longitud de raíz depende del tratamiento y del tiempo de almacenamiento (Cuadro 5). En la Figura 11 se observa que, en general la mejor interacción se obtuvo con las semillas artificiales sembradas después de cinco DA, al obtener una mayor longitud de raíz en la mayoría de los tratamientos, y al aumentar los DA antes de la siembra, se observa una disminución de la longitud del sistema radicular.

Cuadro 5. Longitud de raíz de semillas artificiales sembradas después de 5, 8 y 11 Días de almacenamiento (DA).

Tratamientos (T)	Longitud de raíz (cm)			Media de T
	5 DA	8 DA	11 DA	
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 7 %	11.3 ab	9 a	2.4 c	7.5 c
T2 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	10 b	7.8 a	2 c	6.6 d
T3 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 13 %	0 c	0 b	0 d	0 e
T4 Almidón al 10 %	12.3 a	8.4 a	11.2 a	10.6 a
T5 Almidón al 15 %	11.3 ab	8 a	5.4 b	8.2 b
Días de almacenamiento (DA)	9 a	6.6 b	4.2 c	
CV (%)	2.7			
Prob F				
Tratamiento (T)	0.001**			
Días de almacenamiento (DA)	0.001**			
Interacción (T*DA)	0.000**			
DMS (T)	0.1			
DMS (DA)	0.07			

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

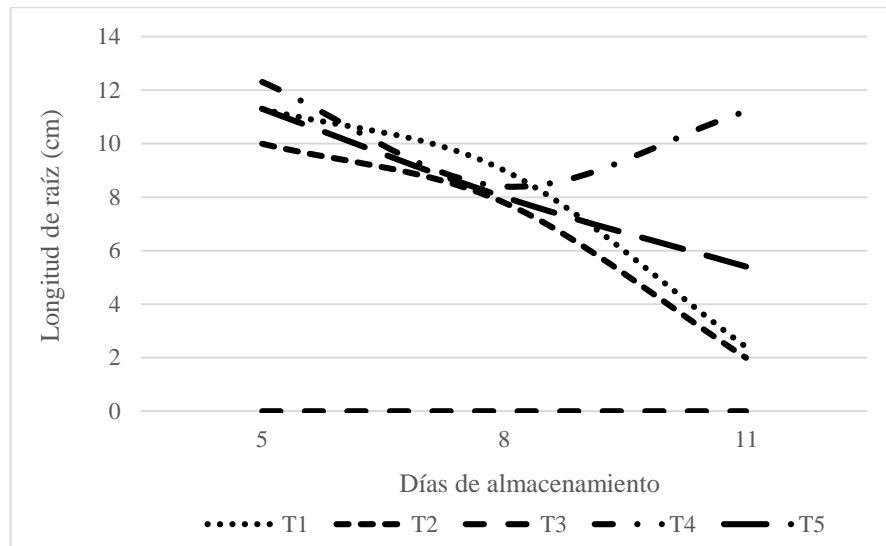


Figura 11. Interacción de la longitud de raíz y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.

Altura de tallo

De acuerdo a los resultados del análisis de varianza, se observaron diferencias altamente significativas para Tratamiento (T), Días de almacenamiento (DA) y su interacción T*DA (Cuadro 6). Los resultados de la prueba de medias de Tukey, para el factor Tratamiento, indica que, la mayor altura de tallo, se obtuvo con el T4 con una media de 41.9 cm, en contraste, el T3 presentó el peor desempeño al no desarrollar el tallo (Cuadro 6), atribuido a la dureza del encapsulado producto del aumento en la concentración de cloruro de calcio (13 %) lo cual impidió el reblandecimiento de la cubierta y la hidratación de la yema durante el riego.

Para el factor Días de almacenamiento (DA), se observó que, en promedio de todos los tratamientos, con las semillas artificiales con cinco DA antes de la siembra, se presentó la mayor altura de tallo (35.7 cm), conforme aumenta el tiempo de almacenamiento antes de la siembra, se reduce la altura del tallo debido posiblemente a la deshidratación de la yema y la pérdida de reservas derivado del almacenamiento después del corte y encapsulado (Cuadro 6).

La interacción T*DA, fue altamente significativa indicando la dependencia de la altura de plántulas del tratamiento y de los días de almacenamiento (Cuadro 6). En la Figura 12, se observa que la mejor interacción T*DA se observó a los cinco DA, donde se obtuvo la mayor altura de tallos y a partir de los ocho DA la altura del tallo se reduce.

Cuadro 6. Altura de tallo de plántulas a partir de semillas artificiales sembradas después de 5, 8 y 11 días de almacenamiento (DA).

Tratamientos (T)	Altura de tallo (cm)			Media de T
	5 DA	8 DA	11 DA	
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 7 %	35 b	41 ab	32.6 a	36.2 b
T2 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	30.5 c	37.6 bc	17.6 c	28.5 c
T3 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 13 %	0 d	0 d	0 d	0 d
T4 Almidón al 10 %	53 a	34.8 c	28.1 b	41.9 a
T5 Almidón al 15 %	50 a	43.2 a	18.2 c	37.1 b
Días de almacenamiento (DA)	35.7 a	31.3 b	19.3 c	
CV (%)	2.7			
Prob F				
Tratamiento (T)	0.001**			
Días de almacenamiento (DA)	0.001**			
Interacción (T*DA)	0.001**			
DMS (T)	0.07			
DMS (DA)	0.05			

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

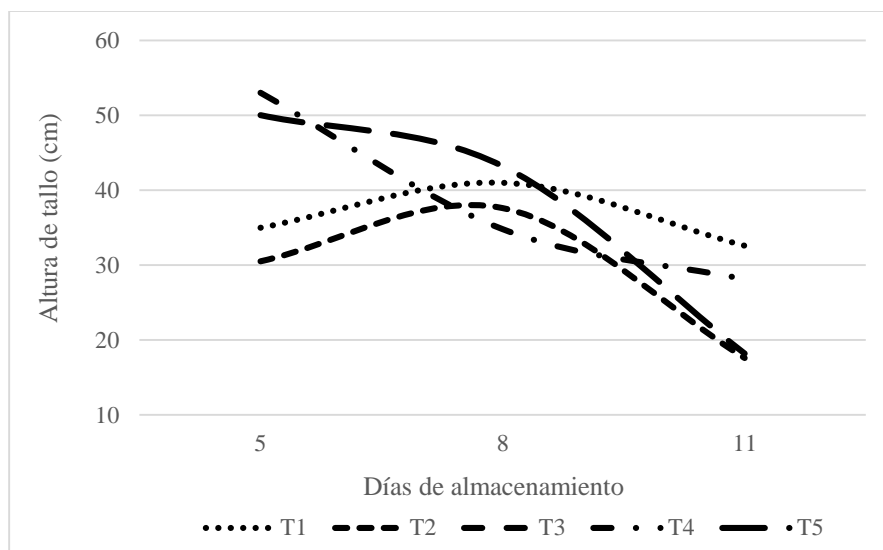


Figura 12. Interacción de la altura de tallos y los días de almacenamiento de la semilla artificial antes de la siembra.

Estos resultados demuestran que los recubrimientos de polímeros en las concentraciones utilizadas en el T2 y T5, producen semillas artificiales con alta germinación, emergencia del tallo y desarrollo de las raíces, hasta con cinco días de almacenamiento a la sombra y temperatura ambiente.

Evaluación de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo

Emergencia de plántulas

El análisis de varianza indica que existen diferencias altamente significativas entre tratamientos. De acuerdo con la prueba de medias de Tukey, los T1 y T2 presentaron una emergencia de plántulas de 94.4 y 97.2 %, siendo estos estadísticamente iguales entre sí (Cuadro 7). El T3 (yema sin encapsulado), presentó el más bajo porcentaje de emergencia de plántulas (55.5 %). Estos resultados demuestran que, encapsular yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio (T1) y almidón (T2) mantiene la viabilidad de la yema superando a las yemas recién cortadas (T4).

Los resultados de emergencia de plántulas obtenidos por los T1 y T2 (94.4 y 97.2 % respectivamente), son superiores al 93.66 % de germinación obtenido a los 35 días después de la siembra por Galal (2016) al sembrar bud-chips (macetas con sistema de riego), y a los 92.4 % que reportaron Patnaik *et al.* (2017), utilizando la tecnología bud-chips.

Arias *et al.* (2016), reportaron una emergencia de plántulas de 84 % al encapsular yemas de caña de azúcar utilizando almidón al 10 % y un 100 % emergencia de plántulas con alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % a los 45 días después de la siembra. En nuestro estudio, se

demuestra por un lado que, al aumentar la concentración de almidón al 15 % se obtiene un mayor porcentaje de emergencia de plántulas. Y, por otro lado, se corroboró que, la concentración de alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % es la ideal para la elaboración de la semilla artificial de caña de azúcar.

Vigor de plántula

Para la longitud de raíz, el análisis de varianza indica diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, indica que el T1 y el T4 presentaron la mayor longitud de raíz (12 y 11.2 cm, respectivamente), siendo estos estadísticamente iguales entre sí. La menor longitud de raíz se obtuvo con los T2 y T3, ambos con una media de 8 cm de longitud de raíz (Cuadro 7).

En lo que respecta a la altura de tallo, en el análisis de varianza se observan diferencias altamente significativas entre tratamientos. La prueba de medias de Tukey, indica que los T1 y T4, presentaron la mayor altura de tallo (49.6 y 54.6 cm, respectivamente), mientras que la menor altura de tallo se presentó en el T3 (30 cm) (Cuadro 7).

Cuadro 7. Emergencia y vigor de plántulas a los 30 días de siembra en condiciones de campo.

Tratamientos (T)	Emergencia de plántulas (%)	Longitud de raíz (cm)	Altura de tallo (cm)
T1 Alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 %	94.4 a	12 a	49.6 a
T2 Almidón al 15 %	97.2 a	8 b	40.4 b
T3 Yema sin encapsulado	55.5 c	8 b	30 c
T4 Yema recién cortada	80.5 b	11.2 a	54.6 a
Media (%)	81.9	9.8	43.6
CV (%)	4.5	1.6	1.7
Prob F	0.0001**	0.0001**	0.0001**
DMS	0.1	0.06	0.1

†Medias con la misma letra en la columna son iguales estadísticamente. Prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). **Diferencia altamente significativa.

Aun cuando el porcentaje de emergencia de plántulas es igual estadísticamente en los tratamientos de alginato de sodio y almidón, existe una diferencia en la velocidad de germinación y emergencia de plántulas (Figura 9) que origina las diferencias en longitud de raíces y altura del tallo, los tratamientos que presentaron una mayor velocidad de emergencia de plántulas a los 20 días después de la siembra (T1 y T4), obtuvieron la mayor longitud de raíces y altura de tallo a los 30 días después de la siembra, en contraste, el T2 presentó una mayor velocidad de emergencia de plántulas a los 30 días, obteniendo una longitud de raíz y altura de tallo promedio, menor que los T1 y T4. Sin

embargo, a largo plazo, esto podría no presentarse, según lo reportado por Nieves *et al.* (2003), al demostrar que, las diferencias de altura y diámetro del tallo de plantas de cultivos de caña de azúcar *in vitro* y plantas derivadas de tallos con tres yemas sembradas en condiciones de campo disminuyen con el tiempo e incluso desaparecen a los 12 meses de edad.

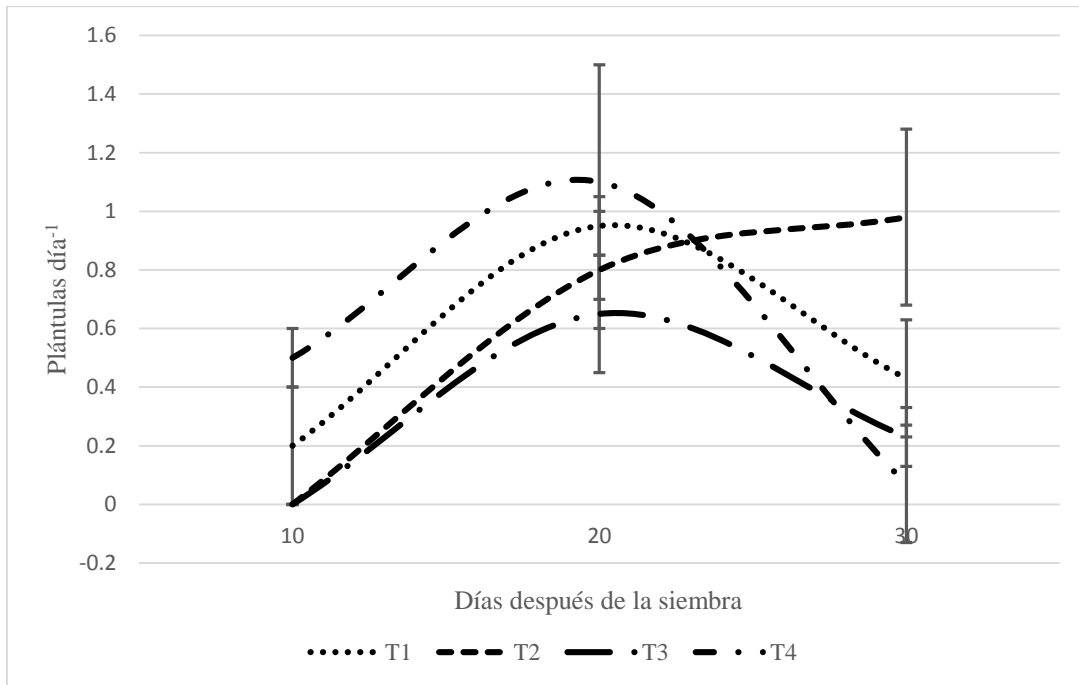


Figura 13. Velocidad de emergencia de plántulas de caña de azúcar variedad Mex 69-290 a 10, 20 y 30 días después de la siembra en condiciones de campo.

Estos resultados demuestran que los recubrimientos de polímeros en las concentraciones utilizadas en el T1 y T2, producen mayor porcentaje de emergencia de plántulas a los 30 días después de la siembra, en comparación con las yemas sin encapsulados y recién cortadas, lo cual demuestra la viabilidad de la semilla artificial de caña de azúcar en condiciones de campo.

CONCLUSIONES

Mediante el desarrollo del experimento enfocado a la mejora del encapsulado de la semilla artificial, utilizando alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % y almidón al 15 %, se obtiene la mejor dureza del encapsulado para la protección de las yemas, sin afectar el proceso de germinación, emergencia y desarrollo de la plántula.

En cuanto al experimento referente al tiempo de almacenamiento, se determinó que la viabilidad de la semilla artificial elaborada con alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % y almidón al 15 %, se mantiene hasta los cinco días de reposo, obteniendo un estado físico y emergencia de plántulas del 100 %.

Encapsular yemas de caña de azúcar utilizando alginato de sodio al 2 % + cloruro de calcio al 10 % y almidón al 15 %, propician un medio adecuado para la conservación de la viabilidad de la yema al obtener porcentajes de emergencia en condiciones de campo de 94.4 y 97.2 % respectivamente.

Con los resultados del presente proyecto de investigación, se demuestra la capacidad de la semilla artificial de caña de azúcar elaborada con almidón y alginato de sodio para una emergencia rápida y homogénea en condiciones de campo, lo que pone en evidencia el enorme potencial de esta tecnología como una alternativa que permita mejorar la calidad de semillas de caña de azúcar y reducir el peso del material de siembra utilizado en los métodos tradicionales.

LITERATURA CITADA

- Álvarez S.G.F., Salgado García S., Córdova Sánchez S., Castelán Estrada M., Ortiz Laurel H., García de la Cruz R., Castañeda Ceja R. 2016. Polímeros para elaborar la semilla artificial CP-54 de caña de azúcar. ATAM (Asociación de Técnicos Azucareros de México. 29(4): 15-20 pp.
- Arias de la Cruz H.L., Salgado García S., Córdova Sánchez S., García de la Cruz R., Ortiz Laurel H. 2016. Germinación de semilla artificial CP-54 de caña de azúcar para la siembra mecanizada de precisión. In: Martínez H.J., Ramírez G.M.A., y Cámara C.J., ed., Innovación Tecnológica para la Seguridad Alimentaria. 1ra Edición. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Villahermosa, Tabasco. México. 292-298 pp.
- Avendaño R.G.C., López M.A., y Palo E.U. 2013. Propiedades del alginato y aplicaciones en alimentos. Universidad de las Américas Puebla. Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos. 7(1): 87-96 pp.
- Budi S., Redjeki E.S., and Prihatiningrum A.E. 2016. Effect Variety and Stratified Plantlet Nursery to the Growth Sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) Propagated in Single Bud. Research Journal of Seed Science. 9(2): 42-47 pp.
- Bull, T.A. and Bull, J.K. 2000. High density planting as an economic production strategy. Overview of potential benefits. Sugar Tech. 22: 9-15 pp.
- Carneiro A.E.V., Trivelin P.C.O., y Victoria R.L. 1995. Utilização da reserva orgânica e de nitrogênio do tolete de plantio (colmo-semente) no desenvolvimento da cana-planta. Sci. Agric., Piracicaba. 52(2): 199-209 pp.
- Castillo T.R.O., Gómez A., y Garcés F. 2003. Multiplicación masiva de semilla sana de variedades de caña de azúcar mediante cultivo de tejidos vegetales. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (CINCAE). El Triunfo, Ecuador. 12 p.

- Castillo T.R.O. y Silva C.E. 2004. Fisiología, Floración y Mejoramiento genético de la caña de azúcar en Ecuador. Publicación técnica No. 3. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (CINCAE). Ecuador. 26 p.
- CONADESUCA. 2015. Ficha técnica del cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). CONADESUCA (Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar). México. 19 p.
- CONADESUCA. 2016a. Atlas de la agroindustria de la caña de azúcar 2015. Primera edición. CONADESUCA (Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar). México. 264 p.
- CONADESUCA 2016b. Comparativo de hectáreas cosechadas para distintas zafras (información de cierres) zafra 2016. Sistema Infocaña. CONADESUCA (Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar). México. <http://www.campomexicano.gob.mx/azcf/reportes/reportes.php?tipo=CIERRE> Fecha de consulta: 10 de octubre de 2017.
- Figuroa R.K.A., García G.A.M.T., Mayett M.Y., Hernández R.F., y Figuroa S.B. 2015. Factores que explican el rendimiento de caña de azúcar a nivel municipal en México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 6(6): 1345-1358 pp.
- Galal A.M.O. 2016. A new technique for planting sugarcane in Egypt. IIOAB JOURNAL. 7(4): 15–21 pp.
- González P.O.S., Silva J.J., y Espinosa R.A. 2004. La semilla artificial. Una solución en la biodiversidad mundial. Cuadernos de biodiversidad. 15: 17-22 pp.
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística y Geografía). 2010. Compendio de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos, Cárdenas, Tabasco. INEGI. México. 8 p.
- Jain R., Solomon S., Shrivastava A.K., and Chandra A. 2010. Sugarcane bud chips: a promising seed material. Sugar Tech. 12(1): 67-69 pp.

- Keethipala A.P., Wijesuriya A., Ariyawansa B.D.S.K., and Sunil H.K. 2001. An economic assessment of lateral shoot multiplication of sugarcane in Sri Lanka. *Sugar Tech.* 3(3): 106-108 pp.
- Kuri N.H. and Naik R.J. 2015. Design and development of sugar cane bud chipping machine. *International Journal of Research in Aeronautical and Mechanical Engineering.* 3(12): 97-110 pp.
- Lorenzo J.C., Ojeda E., Espinosa A. and Borroto C. 2001. Field performance of temporary immersion bioreactor-derived sugarcane plants. *In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant* 37: 803-806 pp.
- Mariela C., González O.J.L., Lezcano Y., y Nieves N. 2006. Influencia del pectimorf sobre la calidad de la semilla artificial de caña de azúcar (*Saccharum* sp.). *Cultivos tropicales.* 27(1): 31-34 pp.
- Martínez M.M.E., Ojeda E., Espinosa A., Sánchez M., Castillo R., González A.M.T., Engelmann F., and Lorenzo J.C. 2002. Field performance of sugarcane (*Saccharum* sp.) plants derived from cryopreserved calluses. *Cryo Letters.* 23(1): 21-26 pp.
- Morales M.E de J. y Cano S.J del S. 2012. Semillas sintéticas. El campo del futuro. *Revista Ciencia y Desarrollo.* 38(258): 16-21 pp.
- Muralles L., Bolques A., Grant H., and Queeley G. 2009. Sugarcane eye propagation in Northern Florida. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 122: 411-413 pp.
- Naik R., Annamalai S.J.K., Nair N.V., and Prasad N.R. 2013. Studies on mechanization of planting of sugarcane bud chip settlings raised in portraits. *Sugar Tech.* 15(1): 27–35 pp.
- Neeru S., Piyush G.K., Srivastava R.K., and Gosal S.S. 2006. Comparative studies on field performance of micro propagated and conventionally propagated sugarcane plants. *Plant Tissue Culture & Biotechnology.* 16(1): 25-29 pp.
- Nieves N., Zambrano Y., Tapia R., Cid M., Pina D., and Castillo R. 2003. Field performance of artificial seed-derived sugarcane plants. *Plant cell tissue and organ culture.* 75(3): 279-282 pp.

- Ortiz-Laurel H., Rosas-Calleja D., Rössel-Kipping D., Salgado-García 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 pp.
- Patnaik J.R., Singh S.N., Sarangi D., and Nayak P.K. 2017. Assessing potentiality of bud chip technology on sugarcane productivity, profitability and sustainability in real farming situations under south east Coastal Plain Zone of Odisha, India. *Sugar Tech*. 19(4): 373-377 pp.
- Pierre J.S., Rae A.L., and Bonnett G.D. 2014 Abiotic limits for germination of sugarcane seed in relation to environmental spread. *Tropical Plant Biol*. 7:100-110 pp.
- Reynoso A. 1998. Ensayo sobre el cultivo de la caña de azúcar. 6ta edición. Publicaciones azucareras. La Habana, Cuba. 462 p.
- Ripoli C.T.C., Ripoli C.M.L., Casagrandi V.D., e. Ide Y.B. 2007. Plantio de cana-de- açúcar: estado da arte. 2da adicione. Editorial dos autores. Piracicaba, São Paulo. Brasil. 198 p.
- Rípoli C.M.L., and Rípoli C.T.C. 2010. Evaluation of five sugarcane planters. *Eng. Agríc*. 30(6): 1110-1022 pp.
- Robotham B.G. 2004. Sugarcane planters: characteristics of different types, soil disturbance and crop establishment. *Sugar Cane Technology*, 26: 1-9 pp.
- Rubio A.M., y Guerrero B.J.A. 2012. Polímeros utilizados para la elaboración de películas biodegradables. *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos*. 6(2): 173-181 pp.
- Salgado G.S., Palma-López D.J., Lagunes E.L.C., Ortiz G.C.F., y Ascencio R.J.M. 2005. Bases para generar un programa sustentable de fertilización en un Ingenio de Tabasco, México. *Interciencia*. 30(7): 395-403 pp.
- Salgado G.S., Pons J.M., Salaya D.J., Villegas C.V.M., Ramos H.E. y Alejo P.D.E. 2009. Evaluación preliminar de la capacidad de sobrevivencia de las plántulas de caña de azúcar. In: *Memorias de la XXXII Convención de la ATAM*. Jalapa, Veracruz. 1-6 pp.
- Salgado G.S., Lagunes E.L del C., Núñez E.R., Ortíz G.C.F., Bucio A.L., y Aranda, I.E.M. 2013. *Caña de azúcar: producción sustentable*. Editorial Bba. México. 523 p.

- Shrivastava A.K., Solomon S., Srivastava A.K., Shukla S.P., Sawnani A., Darash R., Prajapati C., Singh P., Singh P., Rai R.K., Jain R., Srivastava P., Chatterjee C., and Dube B.K. 2008. Influence of progressive staling on germination of sugarcane. Sugar Tech. India. 10(2): 137-142 pp.
- Shrivastava B., Singh Y., Tiwari S., and Sapre S. 2014. Studies on micropropagation of sugarcane from leaf roll, eye bud and meristem tip. Indian Res. J. Genet. & Biotech. 6(1): 319-323 pp.
- SIAP 2016. Estadística de la Producción Agrícola de 2016. SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. México. Fecha de consulta: 12 de octubre de 2017. http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/Siacon_datos_Abiertos.php
- Viveros C.A. y Calderón H. 1995. Siembra. En: CENICAÑA. El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Grupo CENICAÑA. Cali, Colombia. 131-139 pp.