

Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano
Departamento de Ciencia y Producción Agropecuaria
Ingeniería Agronómica



Proyecto Especial de Graduación

**Micropropagación de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.): Revisión de
literatura**

Estudiante

Emilio José Reyes Arcentales

Asesoras

María Alexandra Bravo, M.Sc.

Cinthya Martínez, M.A.E.

Honduras, agosto 2021

Autoridades

TANYA MÜLLER GARCÍA

Rectora

ANA MARGARITA MAIER ACOSTA

Vicepresidenta y Decana Académica

ROGEL CASTILLO

Director Departamento de Ciencia y Producción Agropecuaria

HUGO ZAVALA MEMBREÑO

Secretario General

Contenido

| | |
|---|----|
| Resumen | 5 |
| Abstract..... | 6 |
| Introducción..... | 7 |
| Metodología..... | 9 |
| Revisión de Literatura | 10 |
| Propagación | 10 |
| Micropropación..... | 11 |
| Etapas de la Micropropagación | 13 |
| Fase 0: Selección de la Planta Madre..... | 13 |
| Fase 1. Establecimiento de los Cultivos in Vitro | 14 |
| Fase 2. Multiplicación | 15 |
| Fase 3. Elongación y Enraizamiento..... | 16 |
| Fase 4. Aclimatización..... | 16 |
| Los Sistemas de Inmersión Temporal en la Micropropagación de Caña de Azucar | 17 |
| Conclusiones | 19 |
| Recomendaciones..... | 20 |
| Referencias..... | 21 |

Índice de Cuadros

| | |
|---|----|
| Cuadro 1 Reguladores de crecimientos usados en la micropropagación de la caña de azúcar | 13 |
|---|----|

Resumen

La propagación *in vitro* es una técnica que permite producir plántulas a gran escala en condiciones asépticas y controladas. La caña de azúcar pertenece al género *Saccharum*, familia Poaceae. Los objetivos de esta revisión de literatura fueron identificar los avances en la micropropagación de caña de azúcar. La revisión se realizó entre marzo y julio del año 2021, la información fue obtenida de bases de datos como Scielo, Springer Link, Biotecnología Vegetal de los últimos 35 años. La micropropagación de caña de azúcar se hace a través del cultivo *in vitro* de ápices meristemáticos. Esta técnica se utiliza para la introducción rápida de nuevas variedades a campo. Dentro de las técnicas de cultivo de tejidos esta la producción de vitro-plantas vía organogénesis que es un conjunto de técnicas asépticas que se utilizan para propagar masivamente en ambientes controlados. Se puede decir que la multiplicación mediante ápices cultivados *in vitro* ofrece una valiosa alternativa para la propagación acelerada. El objetivo fundamental de producir vitro-plantas caña ha sido el rejuvenecimiento y saneamiento de las variedades comerciales, así como también garantizar la rápida introducción de nuevas variedades. El uso de sistemas de inmersión temporal automatizados hace más eficiente la micropropagación reduciendo la mano de obra y mejorando la sobrevivencia de las plantas micropropagadas.

Palabras clave: ambiente controlado, ápice meristemático, cultivo de tejidos, organogénesis, vitroplantas.

Abstract

In vitro micropropagation is a technique that allows the production of seedlings on a large scale under aseptic and controlled conditions. Sugarcane belongs to the genus *Saccharum*, and the family Poaceae. The objectives of this literature review were to identify advances in sugarcane micropropagation of sugar cane. The review was carried out between March and July of the year 2021, the information was obtained from databases such as Scielo, Springer Link, Plant Biotechnology and was used only from the last 35 years. The micropropagation of sugarcane is done through the in vitro culture of meristematic apices. This technique is used for the rapid introduction of new varieties to the field. Within the techniques of tissue culture is the production of vitro-plants via organogenesis which is a set of aseptic techniques that are used to propagate massively in controlled environments. It can be said that multiplication by in vitro cultured apices offers a valuable alternative for accelerated propagation. The fundamental objective of producing vitro-cane plants has been the rejuvenation and sanitation of commercial varieties, as well as ensuring the rapid introduction of new varieties. The temporary immersion system makes labor utilization efficient and improves the adaptation of the sugarcane micropropagated plants in to the field.

Keywords: apices, controlled environment, meristematic apices, organogenesis, tissue culture.

Introducción

La caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) es una especie perteneciente a la familia Poaceae, se caracteriza por su alto contenido de sacarosa y esta característica es la que hace que este cultivo tropical sea uno de los principales de América y de distintas partes del mundo donde las condiciones son aptas para su establecimiento. La producción de caña de azúcar al 2019 fue de 1,950 millones de toneladas en el área cultivada de 26 millones de hectáreas a nivel mundial (FAO 2020). Los principales productores de caña de azúcar a nivel mundial son Brasil, India y Tailandia. De los países latinoamericanos México y Colombia están en los puestos 6 y 7 respectivamente y Guatemala en el puesto 10 (FAO 2020).

La producción de caña de azúcar en el continente americano representa el 51.7% de la producción mundial (FAO 2020). En Latinoamérica los países que más destacan son México, Cuba, Brasil, Colombia, Guatemala y en menor medida Argentina, Perú, Ecuador, Bolivia, El Salvador y Nicaragua. Las enfermedades que más afectan a este cultivo son el carbón (*Ustilago scitaminea* Sydow), el mosaico (SCMV), el raquitismo de las socas y la roya (*Puccinia melanocephala*), que se pueden propagar al sembrar semilla infectada. Por lo que es de suma importancia en la propagación convencional la selección de semilla de alta calidad para evitar estas enfermedades y posteriores repercusiones en la producción (Aguilar Rivera 2015).

Los semilleros deben planearse con anticipación a la siembra, con el fin de obtener la cantidad de semilla necesaria para la plantación comercial. Una hectárea de semillero en excelentes condiciones produce alrededor de 60 toneladas de semilla, con la cual se siembran hasta seis hectáreas (Espinoza et al. 2019).

La micropropagación es la aplicación más destacada en el cultivo de tejidos, a partir del cultivo de meristemas es posible obtener plantas genéticamente idénticas a la planta madre y propagar a gran escala especies seleccionadas o amenazadas, en peligro de extinción, nuevas variedades o las que tienen baja tasa de reproducción de manera natural (Cardoso et al. 2018). La micropropagación ayuda a que los agricultores tengan plántulas sanas a partir de cultivares mejorados ya que a diferencia de los patógenos fúngicos y agentes bacterianos, los virus tienen otro comportamiento lo que hace complicado su erradicación. Por ende, el cultivo de tejidos funciona óptimamente con el mantenimiento de germoplasma y mejoramiento de variedades (Lal et al. 2015). El objetivo de esta revisión de literatura fue conocer el estado actual de la micropropagación de caña de azúcar.

Metodología

La revisión de literatura se inició en marzo de 2021, la información fue obtenida de revistas científicas sobre la micropropagación y manuales de cultivo de caña de azúcar. Las bases de datos utilizadas para esta revisión fueron Research Gate, Scielo, Springer Link, de igual manera páginas oficiales como es FAO y FAOSTAT.

Las bases de datos fueron seleccionadas debido a la variedad de información disponible, investigaciones actualizadas y la facilidad de uso para buscar artículos científicos. En las bases de datos se utilizó información a partir de los últimos 35 años, priorizando la información de los años recientes. La mayor parte de la información fue encontrada en artículos publicados en inglés y español.

La biblioteca digital utilizada para la investigación fue la biblioteca Wilson Popenoe perteneciente a la Escuela Agrícola Panamericana Zamorano y Google Scholar. Las palabras clave utilizadas para la búsqueda rápida fueron: micropropagación, caña, medios de cultivo, fitohormonas, citoquininas, azúcar, “sugarcane”, “micropropagation”, “multiplication”

Revisión de Literatura

Propagación

Generalmente la caña de azúcar se reproduce por estacas, es decir partes de los tallos que contienen de una a tres yemas. Actualmente la propagación por estacas es la que más se emplea en la reproducción o siembra de los campos comerciales, a pesar de ser un método lento (Cengicaña 2017). Este sistema de propagación es considerado muy lento y además a la variabilidad del material que se utiliza para propagación y a la acumulación de plagas y enfermedades que disminuyen el porcentaje de brotación de las estacas (Salokhe 2016).

La caña de azúcar se caracteriza por presentar macollos, que son brotes secundarios que se forman a partir de las yemas axilares, ubicadas en los nudos del eje principal (Aquino Mercado 2015). Las temperaturas óptimas para diferentes etapas del desarrollo para la caña de azúcar son para la primera brotación de 32 y 38°C, para el macollamiento 32°C y para el crecimiento 27 °C (Cengicaña 2017). La semilla vegetativa de caña debe provenir de caña joven, de siete a nueve meses de edad y del primer o segundo corte como máximo, para asegurar una brotación uniforme, evitar la resiembra y minimizar el combate de malezas (Cengicaña 2017)

Los programas de mejoramiento genético y propagación masiva en esta especie han estado necesitados de un método que permita la reducción del tiempo de introducción de las variedades, por lo que se usa la micropropagación, que además permite aplicar técnicas de conservación del germoplasma, realizar el saneamiento y diagnóstico de las plántulas y disminuir las áreas destinadas a producción de material vegetal para siembra (Usman 2015). El principal problema que se tiene para la renovación de las cepas viejas en plantaciones, que van en rangos de los 10 a 15 años, ha sido la falta de material vegetativo que sea certificado. La propagación convencional requiere del establecimiento de grandes extensiones de semilleros y de un largo tiempo para su desarrollo que va

de 8 a 10 meses para obtener semilla vegetativa. Adicionalmente a esto, tenemos que el campo cañero presenta mezcla varietal, también el agotamiento de las variedades por la multiplicación masiva convencional, y se han documentado algunas plagas y enfermedades propagadas por tránsito de semilla convencional sin control (IAEA 2004).

Micropropación

Las diversas técnicas del cultivo de tejidos vegetales se fundamentan en la totipotencia celular y consisten en cultivar un explante en un medio aséptico y composición química definida e incubado en condiciones ambientales controladas (Bello-Bello et al. 2016). La micropropagación es la propagación de plantas a través de cultivo de tejidos.

La micropropagación de la caña de azúcar a través del cultivo *in vitro* de ápices meristemáticos ha demostrado ser la más óptima y una importante alternativa o herramienta de gran beneficio para la producción de semillas de calidad, la introducción de nuevas variedades o la renovación rápida por problemas sanitarios, proporcionando una solución, más eficiente, a las dificultades que presentan los métodos convencionales por la tasa de multiplicación o la cantidad de plantas propagadas en un tiempo definido, el tiempo necesario para la introducción de nuevas variedades y la incidencia de las enfermedades en los rendimientos agrícolas (Parreño Humanante 2012).

Dentro de las técnicas del cultivo de tejidos la producción de vitro-plantas vía organogénesis, constituye la vía de regeneración de plantas más utilizada para estos fines, podemos entenderlo como un conjunto de técnicas que permiten el cultivo en condiciones asépticas de un órgano preformado, en el caso de la caña meristemas, y luego su cultivo en medios nutritivos artificiales (Roca y Mroginski 1991; Gosal y Wani 2018).

El medio de cultivo es una solución que provee los nutrientes esenciales para el correcto desarrollo de las plantas (Lu et al. 2020). Un medio de cultivo se diferencia de otro, además de su

formulación básica (sales minerales, vitaminas y carbohidratos), en los reguladores de crecimiento. Los reguladores de crecimiento más utilizados para la micropropagación de caña de azúcar son la 6-bencilaminopurina (BAP), Kinetina (KIN), ácido indolacético (IAA), ácido indol-3-butírico (IBA) y ácido 1-naftalenacético (NAA) (Qazi A et al. 2020).

La respuesta de un explante bajo condiciones de cultivo *in vitro* es influenciada por el tipo de regulador de crecimiento adicionado al medio de cultivo, la dosis usada y los efectos sinérgicos de las combinaciones entre grupos de reguladores (Roca y Mroginski 1991). Actualmente existen numerosos medios de cultivo utilizados para la propagación *in vitro* de caña de azúcar, los cuales se basan, principalmente en las sales de Murashigue y Skoog (MS) (Qazi A et al. 2020).

Uno de los reguladores de crecimiento más utilizados en los últimos años y con más eficiencia es el BAP (6-Bencilaminopurina) debido a que induce una óptima multiplicación de brotes. combinado con Kinetina (KIN) aumenta la multiplicación celular y el ácido naftalenacético (ANA) induce el enraizamiento. Se ha observado que combinando reguladores de crecimiento se obtienen respuestas variadas (Cuadro 1).

La micropropagación de caña tiene ventajas, además del elevado número de plantas genéticamente iguales que se obtienen en corto tiempo, de permitir aplicar métodos de saneamiento para la producción de plantas libres de patógenos. Estas características les proporcionan gran calidad genética y fitosanitaria (Bello-Bello et al. 2016). Los procesos iniciales de desinfección a los que se somete el material vegetal permiten eliminar toda la contaminación exógena. Posteriormente, el tratamiento hidrotérmico y el propio proceso de micropropagación, eliminan casi en su totalidad algunos de los más importantes patógenos sistémicos del cultivo (contaminación endógena) (Getnet 2017). Por lo antes mencionado, el rendimiento de la caña de azúcar generada por micropropagación aumenta entre un 30 y 40% el número de los tallos, vigor y altura.

Cuadro 1

Reguladores de crecimiento usados en la micropropagación de la caña de azúcar

| Etapa de la micropropagación | Regulador de crecimiento | mg/L | Referencia |
|------------------------------|--------------------------|-------------|----------------------------|
| Establecimiento | Ácido giberélico | 0.01 | Criollo Chan et al. (2016) |
| Establecimiento | BAP | 0.20 | Zuñiga Pinto (2012) |
| Multiplicación | BAP + Kin | 1.00 + 1.50 | Abbas et. al. (2013) |
| Multiplicación | BA + ANA | 1.50 + 0.20 | Abdu et. al. (2012) |
| Multiplicación | BAP | 0.25 | Ali et. al. (2008) |
| Multiplicación y Elongación | Kin | 1.00 | Bello-Bello et al. (2016) |
| Multiplicación | BAP + ANA | 1.00 + 0.50 | Bhor y Mungse (2005) |
| Multiplicación | BAP + AIB | 1.00 + 0.50 | Gophita et. al. (2010) |
| Multiplicación | BA + ANA | 1.50 + 0.50 | Koy y Kabir (2007) |
| Multiplicación | BAP + Kin | 1.50 + 0.50 | Khan et. al. (2009) |
| Multiplicación | BAP + ANA | 0.50 + 0.50 | Mamun et. al. (2004) |
| Multiplicación | BAP + Kin + ANA | 0.50 + 0.50 | Yadav, et. al. (2012) |
| Multiplicación | BAP | 0.026 | Zuñiga Pinto (2012) |
| Enraizamiento | AIB | 3.00 | Qazai et al. (2020) |

Etapas de la Micropropagación

En la micropropagación se conoce cinco etapas que serán descritas a continuación.

Fase 0: Selección de la Planta Madre

En esta etapa hay que tomar e integrar dos aspectos fundamentales: la selección y el crecimiento de la planta madre bajo condiciones sanitarias y de nutrición ideales, puesto que el objetivo de esta etapa es mejorar la eficiencia en el establecimiento y desarrollo posterior de los explantes *in vitro* (Redae y Ambaye 2018). Para la mayoría de las plantas que son micropropagadas, el material inicial es una planta élite que ha sido seleccionada por características genotípicas y fenotípicas que deben corresponder al clon o variedad que se espera micropropagar. Por ello, uno de los cuidados especiales que se deben tener al iniciar el proceso es la selección del material inicial de partida (explante), debiendo asegurarse de que este provenga de una correcta selección individual.

El crecimiento de la planta madre bajo buenas condiciones sanitarias reduce de manera notoria los riesgos de contaminación *in vitro*. El estado fisiológico de cada planta que dona el explante es también de gran influencia en la respuesta que van a tener los tejidos en cultivo, reportándose así las diferencias en los requerimientos nutricionales y hormonales cuando los tejidos provienen de plantas con diferentes edades fisiológicas. Generalmente se utilizan plantas en estado de crecimiento activo que muestren un desarrollo sano y vigoroso (Usman 2015). También en esta etapa se debe tomar en cuenta que hay factores que influyen sobre la buena calidad del explante como lo son el estado fisiológico y fenológico, el momento del año u estación en la que se hizo la recolección de material vegetal y el tamaño y la condición sanitaria (Bello-Bello et al. 2016).

Fase 1. Establecimiento de los Cultivos in Vitro

La iniciación o establecimiento de los cultivos *in vitro* consiste en manera general en que se debe hacer la elección del explante y la desinfección superficial de este para iniciar el cultivo axénico. El objetivo principal que se debe atender en esta etapa es establecer cultivos libres de microorganismos contaminantes y fisiológicamente viables para después continuar con el proceso de multiplicación (Cardoso *et al.* 2018).

Para la elección del explante se deben tomar en cuenta el estado de desarrollo de la planta madre, la edad y tamaño del material vegetal inicial. Los explantes que son tomados de plantas jóvenes o zonas de crecimiento activas tienen un mejor desarrollo que aquellos tomados de plantas adultas o yemas que se encuentran en dormancia. Por ello a medida que es más joven y menos diferenciado el tejido que se va a establecer, entonces mejor será la respuesta *in vitro*. Por otro lado, a medida que el explante es más pequeño es menor el riesgo de contaminación, pero más difícil la regeneración, mientras que con el aumento del tamaño del explante es mayor el peligro de contaminación y más rápido el crecimiento y la regeneración de plantas (Lal *et al.* 2015).

Se debe atender el tema de las superficies de los tejidos ya que constituye hábitat para microorganismos, estos pueden alojarse en los estomas, lenticelas, tricomas o cualquier otra estructura, lo que hace muy difícil su eliminación. Los contaminantes que se puedan alojar en el tejido pueden causar grandes pérdidas en etapas posteriores de la micropropagación, de ahí la importancia de su eliminación desde la fase de establecimiento, donde los daños son menores debido al menor volumen de explantes que se manipulan (Criollo-Chan *et al.* 2016).

Para la extracción de meristemos de caña se utiliza un bisturí y para poder extraerlos sin malograrlos se debe usar un estereoscopio, ya que los meristemos deben tener un tamaño 0.07 - 2 mm. Previo al proceso de extracción y para evitar contaminación los ápices debe ser desinfectados con jabón líquido, alcohol (etanol), detergente comercial, solución a base de cloro o el uso de un antifúngico, y agregar un agente tensoactivo como Tween 20 o Tween 80 y combinaciones de estos productos (Getnet 2017).

Fase 2. Multiplicación

Se puede decir que es la etapa más importante del proceso y en donde se debe garantizar la propagación de los brotes y su estabilidad genética. El objetivo de esta fase es la producción del mayor número posible de brotes a partir de los explantes establecidos. En esta etapa los brotes son separados en condiciones estériles y cultivados nuevamente en medio fresco para estimular e inducir nuevos brotes, esta operación se repite hasta lograr la cantidad de plantas deseada (IAEA 2004).

En esta etapa el medio cultivo utilizado por excelencia es el de Murashigue y Skoog (MS) suplementado con 0.2 mg/L de BAP (Zuñiga Pinto 2012). Para garantizar la máxima estabilidad genética de las plantas obtenidas *in vitro*, los brotes deben multiplicarse durante un número definido de subcultivos manteniendo un coeficiente de propagación estable a través del tiempo. También se reportó formación de brotes a una dosis de 1.7 mg/L de BA (6- Bencilaminopurina) y éstos alcanzaron

en promedio 5.6 cm (Kodym y Zapata-Arias 2001). Durante toda esta etapa se debe tener una temperatura de 25 C° y una iluminación de 2500 lux, se realizan de 5 a 6 multiplicaciones en el cual el primer sub cultivo se realiza de 15 a 20 días (Salokhe 2016). Existen dos vías de regeneración que son la organogénesis y embriogénesis. Pueden darse en forma directa o indirecta. La forma indirecta forma los callos. De manera general, se puede decir que la organogénesis produce vástagos unipolares que enraízan en etapas sucesivas, mientras que por embriogénesis somática se forman embriones bipolares a través de etapas ontogénicas similares a la embriogénesis cigótica (Kaur y Kapoor 2016).

Fase 3. Elongación y Enraizamiento

Los brotes que se han obtenido en la etapa de multiplicación crecen hasta desarrollar un sistema radicular y una altura adecuada que les permite ser transferidos a un sustrato en condiciones de invernadero para que se puedan aclimatar. Generalmente en esta fase es necesaria la adición de auxinas, el rol de las auxinas en esta etapa es promover la formación de raíces. En el enraizamiento, se observó formación de raíces en medio MS suplementado con 3 mg/L IBA o 4 mg/L NAA. (Qazi A *et al.* 2020). Cuando las plantas han alcanzado una longitud adecuada y cuenten con un sistema radical profuso, estarán listas para pasar a la siguiente fase.

Fase 4. Aclimatización

Lo que se busca hacer en esta fase principalmente es lograr la adaptación de las plantas a ambiente no controlado, iniciando con la sobrevivencia de las plantas al momento del trasplante y el inicio del crecimiento *ex vitro*. Durante esta etapa se produce un retorno gradual de las plantas a sus características morfológicas normales, después de su cultivo *in vitro*. La eficiencia y aprovechamiento en la aclimatización es vital para la propagación comercial, pues del resultado de esta va a depender en gran medida la eficiencia total del proceso y la calidad final de las plantas. Esta es la fase final del proceso y por lo tanto su meta es lograr plantas listas para su trasplante definitivo a campo, se realiza

en vivero, sombreadero o en algún invernadero donde se pueda controlar las condiciones de humedad y luz para gradualmente ir modificándolas iniciando desde condiciones lo más parecido posible al laboratorio y finalizando en condiciones parecidas a las de campo (Rangel-Estrada et al. 2016).

Se reporta buena aclimatización utilizando suelo + Mycoral® (Estacio Arcos 2013) y también en el sustrato de medio de turba de coco y perlita (1:1). Durante la aclimatización las condiciones ambientales del deben iniciar con 90% de humedad relativa y temperatura de 25 C° la humedad se debe ir bajando gradualmente cada 5 - 7 días. Esta fase dura seis semanas aproximadamente (Redae y Ambaye 2018).

Los Sistemas de Inmersión Temporal en la Micropropagación de Caña de Azúcar

Actualmente la industria biotecnológica agrícola en varios países, en lo que se refiere a propagación masiva de plantas, cuenta con un gran potencial productivo. Sin embargo, el empleo de la micropropagación a escala comercial se ha limitado cada vez más debido principalmente a los altos costos ocasionados por la mano de obra, la baja eficiencia biológica que se da y también a la falta de automatización durante los procesos de producción de vitroplantas. Los sistemas de micropropagación de plantas utilizan medios semisólidos de forma convencional. Sin embargo, la manipulación y lavado de gran número de recipientes durante el cultivo *in vitro* incrementa los costos de operación (Posada Pérez et al. 2003).

Actualmente se han desarrollado nuevas tecnologías para reducir el tiempo de manipulación, para aumentar la tasa de multiplicación y para mejorar la calidad de las plántulas *in vitro*, como resultado de estas tecnologías se han desarrollado los sistemas de inmersión temporal automatizados. Las principales características de este sistema se fundamentan en el contacto intermitente del medio de cultivo líquido y los explantes durante un periodo de tiempo corto con el fin de renovar constantemente la atmosfera gaseosa y de esta forma poder evitar la hiperhidricidad de los tejidos

vegetales y así poder evitar la acumulación de gases dañinos en el ambiente como lo es el etileno. Estos sistemas utilizan biorreactores que han sido diseñados para la producción a gran escala de células, tejidos u órganos cultivados en medio líquidos con capacidad variable. Estos recipientes reducen la mano de obra, producen un aumento en el rendimiento biológico y mejoran la calidad de las plantas (Posada Pérez *et al.* 2003) .

Tener una gran cantidad de plantas para iniciar un cultivo a gran escala no es fácil, se requiere de la ayuda de diversas herramientas biotecnológicas; sin embargo, estas no son muy económicas, desde que se comenzó en el año 1993 con el diseño de nuevas metodologías para aumentar el coeficiente de multiplicación se hizo basándose en la premisa de que inmersiones cortas con el medio de cultivo líquido aumentaban el coeficiente de multiplicación. Algo importante de esta metodología es que los laboratorios que utilizan estas técnicas deben estar preparados para la aclimatación de cientos de miles de plantas. Por ejemplo, en caña se necesitan 10, 000 plantas/ha, de tal forma que es necesario gran cantidad de plantas en un periodo de tiempo relativamente corto (Posada Pérez *et al.* 2003).

El uso de la propagación *in vitro* contribuye a solucionar una problemática concreta e importante de la producción de caña de azúcar en los países que se dedican a la producción de azúcar, al poner a disposición de los productores cañeros semilla de alta calidad de los principales cultivares comerciales. Como consecuencia del empleo de este tipo de caña semilla es posible mejorar el estado sanitario de los cañaverales e incrementan su productividad (Lu *et al.* 2020).

Conclusiones

Se identificó que en la micropropagación el explante debe ser lo más pequeño posible para evitar riesgo de contaminación

Las plantas micropropagadas presentan dificultades para el enraizamiento debido al efecto inhibitorio de las citocininas; se requiere por tanto un medio que estimule en ellas un sistema radicular bastante fuerte que asegure un alto porcentaje de supervivencia en el suelo.

La micropropagación de caña en sistemas de inmersión temporal reduce la utilización de mano de obra y mejoran la calidad y cantidad de plantas producidas, debido al ahorro asociado a las pérdidas que causa la acumulación de gases tóxicos se evita el trabajo doble y optimización del tiempo de trabajo empleado al no tener que hacer un doble trabajo.

Recomendaciones

Realizar investigaciones modificando la mezcla de fitohormonas utilizadas en esta revisión de literatura.

Referencias

- Aguilar Rivera N. 2015. Ficha Técnica del cultivo de Caña de azúcar. Mexico; [consultado el 25 de may. de 2021].
- Aquino Mercado P. 2015. Ficha Técnica del Cultivo de la Caña de Azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Mexico: Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentacion. 19 p.
- Bello-Bello JJ, Mendoza-Mexicano M, Pérez-Sato JA. 2016. In Vitro Propagation of Sugarcane for Certified Seed Production. Technology and Research, Alexandre Bosco de Oliveira, IntechOpen. 101–112. doi:10.5772/intechopen.74037.
- Cardoso JC, Sheng Gerald LT, Da Teixeira Silva JA. 2018. Micropropagation in the Twenty-First Century. Methods Mol Biol. 1815:17–46. eng. doi:10.1007/978-1-4939-8594-4_2.
- Cengicaña. 2017. Guía de Buenas Prácticas Agrícolas en Caña de Azúcar. Guatemala. 85 p; [consultado el 15 de jul. de 2021]. 7.7.2021.
- Criollo-Chan MA, Osnaya-Gonzalez ML, Robledo-Paz A, Monsalvo-Espinosa JA, Echeverría-Echeverría ST, Alamilla-Magña JC, Caamal-Velázquez JH. 2016. Reducción de costos en la micropropagación de caña de azúcar (*Saccharum spp.*). Agroproductividad; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 9(7):18–22.
- Espinoza F, Cantero R, Ibañez H. 2019. Caña de Azúcar Version 13-05-19. Paraguay: Instituto Paraguayo De Tecnología Agraria. 80 p; [consultado el 9 de jul. de 2021].
- Estacio Arcos RA. 2013. Aclimatación de plantas micropropagadas de caña de azúcar -variedad CP 73-1547-. Honduras: Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Zamorano. 18 p. <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/1755/1/CPA-2013-029.pdf>.
- FAO. 2020. Production quantities of Sugar cane by country. Roma: FAO; [actualizado el 22 de dic. de 2020; consultado el 15 de jul. de 2021]. <http://www.fao.org/faostat/en/>.
- Getnet B. 2017. Review on In Vitro Propagation of Sugarcane to Advance the Value of Tissue culture. ARTOAJ; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 5(4). doi:10.19080/ARTOAJ.2017.05.555670.
- Gosal SS, Wani SH. 2018. Biotechnologies of Crop Improvement, Volume 1. Cham: Springer International Publishing. ISBN: 978-3-319-78282-9; [consultado el 6 de jul. de 2021].
- [IAEA] International Atomic Energy Agency. 2004. Low cost options for tissue culture technology in developing countries; [consultado el 6 de jul. de 2021].
- Kaur R, Kapoor M. 2016. Plant Regeneration Through Somatic Embryogenesis in Sugarcane. Sugar Tech. 18(1):93–99. doi:10.1007/s12355-015-0380-3.
- Lal M, Tiwari AK, Gupta GN, Kavita. 2015. Commercial Scale Micropropagation of Sugarcane: Constraints and Remedies. Sugar Tech; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 17(4):339–347. doi:10.1007/s12355-014-0345-y.
- Lu J, Ali A, He E, Yan G, Arak T, Gao S-J. 2020. Establishment of an Open, Sugar-Free Tissue Culture System for Sugarcane Micropropagation. Sugar Tech. 22(1):8–14. doi:10.1007/s12355-019-00758-1.

- Parreño Humanante JG. 2012. Establecimiento in vitro de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) - variedad CP 72-2086-. Honduras: Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano. 30 p; [consultado el 19 de jul. de 2021].
- Posada Pérez L, Gomez Kasky R, Reyes M, Alvarez Diaz L. 2003. Empleo de los Sistemas de Inmersión Temporal (RITA) en la propagación de plantas vía organogénesis en caña de azúcar y bananos; [consultado el 15 de jul. de 2021]. 3(1):3–8. <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/198/174>.
- Qazi A, Nizamani GS, Khan MT, Yasmeen S, Baloch SK, Ali M, Khan IA, Ahmad S, Nizamani MR, Siddiqui MA. 2020. In-Vitro Management of Phytohormones for Micropropagation of Sugarcane. *PJAR*; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 33(1). doi: 10.17582/journal.pjar/2020/33.1.180.191.
- Rangel-Estrada ES, Hernández-Meneses E, Hernández-Arenas M. 2016. Micropropagacion de variedades de caña de azucar cultivadas en México. *Rev. Fitotec.Mex*; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 39(3):225–231.
- Redae MH, Ambaye TG. 2018. In Vitro propagation of sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) variety C86-165 through apical meristem. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 14:228–234. doi:10.1016/j.bcab.2018.03.005.
- Roca WM, Mroginski LA. 1991. Cultivo de tejidos en la agricultura: Fundamentos y Aplicaciones. Cali, Colombia: [sin editorial]. 1039 p. ISBN: 958-9183-15-8.
- Salokhe S Dr. 2016. Production of disease-free quality sugarcane plating material through micropropagation. *International Journal of Innovative Research in Science and Engineering*; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 2:97–103.
- Usman IS. 2015. Biotechnology Interventions for Production of Good Quality Seed Canes. *International Journal of Scientific Research and Innovative Technology*; [consultado el 6 de jul. de 2021]. 2(9):96–104.
- Zuñiga Pinto AI. 2012. Establecimiento in vitro de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) -variedad CP 73-1547- [Tesis]. Honduras: Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano. 32 p; [consultado el 15 de jul. de 2021]. <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/1086/1/T3360.pdf>.