

Universidad de Matanzas

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Tesis presentada en opción al título de Ingeniero Agrónomo



Título: Evaluación de tres dosis de “QuitoMax” en el rendimiento biológico de plántulas de henequén (*Agave fourcroydes* Lem.) en condiciones de vivero.

Autora: Betsy Chávez Herrera.

Tutor: Dr.C. Enildo O. Abreu Cruz.

Matanzas.

Curso 2017- 2018.

*La sabiduría es un adorno en la prosperidad y un refugio
en la adversidad.*

Aristóteles.

DECLARACIÓN DE AUTORIDAD

Declaro que yo, Betsy Chávez Herrera soy la única autora de este Trabajo de Diploma, en calidad de lo cual autorizo a la Universidad de Matanzas a hacer uso del mismo con la finalidad que estime conveniente.

Firma

DEDICATORIA.

A mis padres Ofelia Herrera y Jimmy Chávez que desde pequeña me han inculcado la necesidad del estudio y la superación como un pilar fundamental para la vida, brindándome su apoyo y ejemplo incondicional y ser mi luz y guía.

A mi querido tutor Enildo Abreu Cruz por su dedicación y entrega, sin su apoyo y ayuda incondicional, la realización de esta tesis no hubiese sido posible. Gracias de todo corazón.

A toda mi familia en general, pues de una forma u otra me han brindado su apoyo y cariño, en especial a mi abuelita María.

A todos mis amigos que han hecho que este recorrido de cinco años sea inolvidable y maravilloso.

AGRADECIMEINTOS.

A mis queridos padres por hacer posible que se cumpliera mi meta de ser universitaria, sin su ayuda esto no hubiera sido posible.

A mi hermano Jimmito, que le deseo mucho éxito en cumplir su sueño de ser graduado universitario.

A todos mis profesores que a lo largo de estos cinco años han dejado huellas imborrables en mí.

Muy en especial al mejor tutor del mundo Enildo, sin su apoyo incondicional, enseñanzas y consejos no habría logrado llegar a la meta trazada.

A mis compañeros y compañeras de aula que juntos llegamos al final del recorrido graduándonos como Ingenieros Agrónomos, en especial a Yarina, Mairim, Leyanet, Lia , Jeniffer, Milena y Felito.

A mis amigos de toda la vida Graciela, Any, Lorena, Gabriela, Robe y Luis David por apoyarme en los buenos y malos momentos.

A todas las personas que de una forma u otra han brindado su apoyo y colaboración para la realización de esta tesis. Especialmente para mi querido tutor Enildo.

A TODOS MUCHAS GRACIAS.

OPINIÓN DEL TUTOR.

Uno de los principales problemas que hoy enfrenta la recuperación de la industria henequenera en la provincia de Matanzas es la falta de postura para cumplir los planes de siembra y dentro de estos con mayor incidencia la falta de postura de calidad. El henequén es un cultivo que se propaga asexualmente a través de los hijos basales o del rizomas y de los bubillos que se originan de los meristemos axilares sobre la inflorescencia después de la floración, que en condiciones de vivero tradicional pueden demorar entre 18 y 20 meses para pasar a plantaciones de campo, con mayor dificultad si no se recolectan con la calidad requerida, como es usual en las condiciones actuales por la carencia de este material de propagación. En este contexto el trabajo realizado por la estudiante Betsy Chávez Herrera va dirigido a evaluar el efecto del bioestimulador del crecimiento de origen natural "QuitoMax" en el desarrollo de plántulas de henequén en la fase de vivero, procedentes de la vía tradicional de propagación, con el objetivo de lograr una postura de mayor calidad y disminuir el tiempo de permanencia en esta fase, que pueda repercutir además en una mayor calidad de las plantaciones en campo, todo lo cual le confiere gran importancia, valor práctico y actualidad a la investigación que se presentan.

Es de destacar la dedicación que la estudiante mostró durante toda la fase experimental y en todo el trabajo de tesis, sobre todo con la seriedad y la independencia con que trabajó en el procesamiento de la información y en la elaboración del documento final, así como la responsabilidad asumida durante toda la etapa del montaje y conducción de los experimentos.

Considero que el trabajo realizado, así como la calidad del documento presentado, los resultados obtenidos y todo lo expuesto en la tesis que se defiende, son merecedores del otorgamiento del Título de Ingeniera Agrónoma con la máxima calificación.

Tutor

Dr.C. Enildo Osmani Abreu Cruz

RESUMEN.

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el efecto del bioestimulador del crecimiento de origen natural "QuitoMax" en plántulas de henequén durante la fase de vivero con el empleo de tres dosis. La investigación se desarrolló en el vivero de la Unidad Empresarial de Base (UEB) "Eladio Hernández", perteneciente a la Empresa Henequenera nacional, ubicada en la comunidad "La Conchita". En los estudios se utilizaron posturas de rizomas recolectadas de las plantaciones comerciales, de la variedad Sac Ki o henequén blanco. El experimento se desarrolló sobre suelo ferralítico rojo poco profundo rocoso. Se utilizó un diseño experimental totalmente aleatorizado con cuatro tratamientos con la aplicación del "QuitoMax" a diferentes dosis: Tratamiento 1: 100 mg.ha⁻¹; Tratamiento 2: 150 mg.ha⁻¹; Tratamiento 3: 200 mg.ha⁻¹; Tratamiento 4: Control (sin estimulador del crecimiento), con tres unidades experimentales de 25 plantas por tratamiento (12 unidades experimentales). Se hicieron tres aplicaciones del producto y el desarrollo de las plantas fue evaluado hasta los 196 días (6.5 meses) en tres momentos diferentes; se midieron indicadores morfológicos de respuesta de las plántulas y el comportamiento de las tasas de crecimiento. Los resultados arrojaron una mayor respuesta de las plantas al final del periodo estudiado con el empleo del bioestimulador del crecimiento de origen natural "QuitoMax" a la dosis de 200 mg.ha⁻¹ en la altura de las plantas, el grosor del tallo y en los indicadores fisiológicos (tasas de crecimiento).

ÍNDICE.

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.	4
2.1. Género Agave.....	4
2.1.1. Importancia económica del género Agave.....	4
2.2. Diversidad genética y distribución geográfica del Henequén (<i>Agave fourcroydes</i> Lem.).....	6
2.3. Propagación del henequén.....	9
2.3.1. Propagación por bulbillos.	10
2.3.2. Propagación por rizomas.....	10
2.3.3. Micropropagación del henequén.	11
2.4. Vivero.....	12
2.5. Estimuladores del crecimiento.	14
2.5.1. Quitomax.	14
III. MATERIALES Y MÉTODOS.	17
3.1. Material vegetal	17
3.2. Área y diseño experimental	18
3.3. Indicadores evaluados	19
3.4. Valoración económica.....	20
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	21
4.1. Valoración económica.....	34
V. CONCLUSIONES.....	36
VI. RECOMENDACIONES.....	37
VII. BIBLIOGRAFÍA.....	38

I. INTRODUCCIÓN.

El henequén (*Agave fougroydes* Lem.) es una especie perenne de propagación vegetativa que se ubica dentro del género *Agave*, y ha constituido en el mundo una de las fuentes de mayor importancia en la obtención de fibras naturales.

Aunque el uso de los *agaves* es amplio, incluyendo la preservación del paisaje y la conservación del suelo, su mayor importancia económica está en la utilización de las hojas y tallos como fuente de materia prima para la producción de fibras largas, utilizadas en la industria textil y en la fabricación de sogas, cordeles y jarcias, entre otros.

A partir de su jugo se elaboran bebidas alcohólicas (tequila) y se obtienen sustancias esteroides y corticoides como la hecogenina que tienen gran importancia para la industria farmacéutica; además se pueden obtener otros subproductos como abonos orgánicos de calidad y biodetergentes, que son también de gran utilidad (Otero, 2000; Garriga *et al.*, 2010; Sankoumba, 2014; Yanes, 2015).

En Cuba el cultivo del henequén se desarrolló favorablemente desde su introducción a mediados del siglo XIX, lo que conllevó a su industrialización y la comercialización de las fibras en el mercado internacional. Sin embargo, desde principios de la década de los 90 del siglo XX, ha experimentado un descenso significativo debido al deterioro de las plantaciones, agotamiento de la fertilidad del suelo, mal manejo de la cosecha que afecta la vida útil de las plantas, la alta incidencia de las malezas y por problemas industriales entre otros (Vincent, Torres y Rabelo, 1998), citados por Sankoumba (2014); Yanes (2015) y Fontes (2017).

Las plantaciones de henequén con que cuenta hoy la provincia de Matanzas presentan un elevado grado de deterioro, con una disminución gradual de los campos cultivados y carencia de posturas de calidad debido fundamentalmente al mal manejo de las plantaciones y a la desaparición de los viveros, lo que ha provocado una reducción significativa en la producción de fibras, criterios que también han sido informados por Sankoumba (2014) y Yanes (2015).

Desde siempre el henequén se ha propagado asexualmente a través de los hijos basales o del rizoma, con posterioridad se incorporó la propagación por bulbillos producidos en la inflorescencia y desde la década de los 80 se han desarrollado tecnologías para la propagación a escala de laboratorio (Madrigal *et al.*, 1986; Robert *et al.*, 1992; González, 2001; Abreu, 2009). Cada una de estas vías asexuales de propagación presenta ventajas y desventajas, y es precisamente su utilización racional lo que puede contribuir a que en menor tiempo se logren plantaciones de henequén homogéneas y de alta calidad en el país.

La fase de vivero es una etapa fundamental en la propagación de este cultivo, que está presente en cualquiera de las vías mencionadas. La estancia de las posturas en estas condiciones es necesaria para que en un ambiente más favorable para ellas, puedan alcanzar en el menor tiempo posible y de manera uniforme, el patrón de calidad establecido para pasar a plantación definitiva (MINAG, 2016).

Sin embargo en los viveros actuales con que cuentan las unidades de base productoras de henequén en Matanzas, el tiempo de permanencia de las posturas está entre 18 y 20 meses, siendo mucho menor cuando son procedentes de la micropropagación *in vitro* (Información aportada por la empresa; Abreu 2009), todo lo cual sugiere que la calidad de la postura y el vigor vegetativo inherente a ellas, tienen una incidencia directa en el desarrollo vegetativo de las mismas, así como las atenciones culturales que se les realizan; es por ello que la posibilidad de acelerar su desarrollo durante esta etapa aportaría mejores beneficios económicos para la empresa, no solo por la disminución de su tiempo de estancia en esta fase, sino también por una mayor calidad en el material de siembra que se lleva a los campos. Lo que repercutiría en la recuperación de las plantaciones, en el rendimiento del cultivo y en la calidad de las fibras.

En este contexto el empleo de productos estimuladores del crecimiento de origen natural que promuevan el crecimiento y desarrollo de las plantas durante la fase de vivero, puede constituir una vía para aumentar el

rendimiento biológico del cultivo, lo que permite lograr los aspectos anteriores, así como garantizar una mayor eficiencia y rentabilidad en todo el proceso.

El “QuitoMax” es un bioestimulante líquido a base de polímeros de quitosana, que funciona como activador de la fisiología y el crecimiento vegetal, que conlleva al incremento de los rendimientos.

Con este producto se han obtenido en las condiciones de Cuba muy buenos resultados en hortalizas, leguminosas, maíz, etc. (Falcón *et al.*, 2015); en henequén se han hecho estudios preliminares en la fase de previvero con resultados promisorios (Padrón, 2017), por lo que queda mucho por demostrar en cuanto a su éxito en esta especie, de acuerdo con las diferentes etapas en el desarrollo tecnológico de este cultivo, y por ser además una planta xerófila de crecimiento lento, es por ello que el **problema científico** que se propone es el siguiente:

Se desconoce el efecto fisiológico del bioestimulador cubano de origen natural “QuitoMax”, sobre el crecimiento y desarrollo de plántulas de henequén (*Agave fourcroydes* Lem.) durante la etapa de vivero.

Para darle respuesta al problema planteado se propone la siguiente **hipótesis** de trabajo:

La aplicación de “QuitoMax” (Quitosana) en posturas de henequén durante la fase de vivero, permitirá estimular un balance nutricional en las mismas, lo que promueve su crecimiento y desarrollo durante esta etapa.

Objetivo general

- ✓ **Evaluar el efecto biológico del “QuitoMax” en plántulas de henequén durante la fase de vivero.**

Objetivos específicos

- ✓ **Caracterizar la respuesta de las plántulas durante la fase de vivero a partir de indicadores morfológicos y fisiológicos.**
- ✓ **Realizar una valoración económica de la etapa de vivero con el empleo del estimulador del crecimiento “QuitoMax”.**

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

2.1. Género Agave.

La familia Agavaceae (orden Asperagales) incluye ocho géneros con 295 especies descritas. Todas las especies son nativas de América y los ocho géneros se encuentran en México; por ello se considera que su centro de origen es México central (Eguiarte *et al.*, 2000) seguido por los territorios contiguos del sur de los Estados Unidos, Guatemala y Cuba. Autores como González *et al.* (2002) y Keb *et al.* (2002) señalan que el centro de origen y diversidad del género *Agave* está limitado a México; sin embargo, después del siglo XVII fueron distribuidos prácticamente por todas las áreas subtropicales del mundo, fundamentalmente con propósitos ornamentales.

Agave quiere decir, en griego, distinguido, admirable o noble. El nombre científico de agave fue puesto por Carlos Linneo en 1753, quien inventó el sistema para nombrar científicamente a las plantas. Es por eso que este nombre, agave, es patrimonio científico de la humanidad (Info Rural, 2017). Los agaves están adaptados para sobrevivir en climas extremos y soportan una gran variación y fluctuación de temperaturas, así como la falta de agua. Esta capacidad de supervivencia se debe en gran medida a que presentan una vía de fijación de carbono alternativa a las plantas C3, denominado Metabolismo Ácido de las Crasuláceas (CAM), una alternativa fotosintética auxiliar en la vegetación desértica (Taiz y Zeiger, 2006; Arias, 2011).

2.1.1. Importancia económica del género Agave.

Desde la época prehispánica los agaves han sido usados por los seres humanos y continúan siendo ampliamente utilizados como fuentes de alimento, bebidas, materiales de construcción y medicinas naturales (Arizaga y Ecurra, 2002). También se sabe que se utilizan para producir esteroides, productos para cosmetología, fibras, combustible y jabón (Piven, *et al.*, 2002). Afirman estos autores que el cultivo de diferentes especies de *Agave* para la producción de pulque se desarrolló con las civilizaciones mesoamericanas. Un desarrollo más reciente, especialmente en los últimos dos siglos, es en la producción de licor destilado como el mezcal y el

tequila, considerándolas un grupo de plantas de amplia utilización (Gentry, 1982), citado por Fontes (2017).

De la pulpa se extraen numerosos metabolitos como saponinas, inulina, fructanos, flavonoides, fenoles, etc., que tienen aplicación en diferentes industrias (Reddy *et al.*, 2013). Las saponinas por ejemplo, muestran diversas actividades como hemolíticas, expectorativas, antiinflamatorias y estimuladora del sistema inmune. Además, se ha referido un efecto antibacteriano, antifúngico, antiprotozoario (Zwane *et al.*, 2011) y citotóxico (Casillas *et al.*, 2012). Esta última propiedad convierte a estos compuestos en candidatos potenciales para el tratamiento de tumores y tiene una vigencia notable, ya que muchos pacientes hacen resistencia a fármacos convencionales que se emplean en las quimioterapias (Lobert *et al.*, 2011).

El henequén tiene efectos conservacionistas y no compite con otros cultivos por clases preferenciales de suelo, en los primeros años de su implantación permite el asocio con otros cultivos como maíz, frijol y sorgo, además protege los suelos de la erosión y embellece los cerros de la zona con sus surcos bien formados. Como suplemento alimentario en gallinas, para reducir el nivel de colesterol en los huevos y rebajar el olor a estiércol, en la alimentación del ganado se utiliza la pulpa procedente del desfibrado que proporciona al ganado hasta un 85% de materia seca en cada ración. Extracción de ceras para uso industrial, la cutícula de la hoja tiene hasta un 0,75 % de ceras en base a peso seco (Miranda *et al.*, 2007, Guerra *et al.*, 2008) citados por Terry (2015).

Este cultivo ha establecido en la cultura agrícola cubana, hábitos y tradiciones que aportan muchos elementos valederos, pero que en muchos casos no están ajustados productivamente a las condiciones socioculturales de estos tiempos, siendo necesario enriquecer el cultivo con mejores plantaciones, más estables y mejor calidad de hojas para la obtención de fibras (Castillo, 2009; Terry *et al.*, 2015), que es el principal producto explotado en las condiciones de Cuba.

2.2. Diversidad genética y distribución geográfica del Henequén (*Agave fourcroydes* Lem.).

La diversidad genética de este cultivo antes de la llegada de los colonizadores no se conocía y no fue hasta el periodo entre 1814 y 1914, período en el que se produjo una plantación intensiva de henequén, en el que se encontraron referencias de su diversidad, y en los cuales se menciona el cultivo de la especie salvaje, así como de siete variedades de henequén: Yaax Ki, Sac ki, Chucum Ki, Bab Ki, Kitan Ki, Xtuk Ki y Xix Ki (Colunga, 1996).

Una exploración etnobotánica efectuada entre 1985 y 1987, en varias localidades del estado mexicano de Yucatán indicó que la diversidad del henequén había decrecido dramáticamente desde los inicios del siglo XX, donde sólo tres de las siete variedades descritas previamente se encontraron (Colunga, 1996; Colunga y May Pat, 1997), citados por SanKoumba (2014), siendo la predominante de estas la Sac Ki o henequén blanco, especie esta última, extendida a todas las áreas henequeneras de Cuba.

En Cuba, el henequén que se cultiva se introdujo alrededor de 1850, existiendo reportes de que además del *A. fourcroydes* se introdujeron entre otras especies *A. letonae*; *A. decipiens*; *A. mayana* (Carrión, 1988), lo que sugiere la posibilidad de encontrar variabilidad dentro de las plantaciones de henequén, hecho que permitirá establecer con mayor éxito un programa de mejoramiento genético basado en una selección continua y propagación de individuos con características distintivas.

Según Colunga (1996) la variabilidad genética de los agaves ha sido poco estudiada y la variación preexistente dentro de las plantaciones es totalmente desconocida, por lo que se carece de criterios de selección, sin embargo estudios posteriores realizados por González *et al.* (2003) evidenciaron la existencia de variabilidad en plantas propagadas por la vía tradicional.

El cultivo del henequén se ha desarrollado fuera del estado de Yucatán únicamente en algunas regiones de los estados de Tamaulipas y Veracruz y en Cuba, en estos tres lugares a partir del germoplasma yucateco. Este

cultivo se encuentra ubicado entre los 15 y 25 grados de latitud norte (MINAG, 2012). Por lo tanto fuera de las áreas tropicales, las plantas de henequén son muy escasas. Ello evidencia que mientras más cálido es el clima más se favorece el crecimiento y desarrollo de este cultivo, ya que son especies de regiones áridas incluso desérticas. (Otero, 1999).

En Cuba, fue introducido por los monopolios estadounidenses con el objetivo de lograr precios bajos para la compra de la fibra (Carrión, 1988), esta es la razón fundamental de la expansión de este cultivo. Sin embargo no es hasta alrededor del año 1900 cuando empieza a fomentarse este cultivo en Cayo Romano y Nuevitas, provincia de Camagüey, con fines de exportar su fibra, siendo en Matanzas donde se comenzó la siembra de henequén en gran escala con vistas a su industrialización.

2.2.1. Caracterización botánica del *A. fourcroydes* Lem.

Según diferentes autores (Otero, 1999; González y Abreu 2009; Buenas tareas, 2011; García y Serrano, 2012 y Terry *et al.*, 2015) se describe de la siguiente forma:

Raíces: El henequén como planta monocotiledónea concuerda con otras de esta clase al poseer un sistema radicular fibroso desparramado, formando penachos sin raíz principal que se encuentra entre los 30-40 cm de profundidad.

Rizomas: Los rizomas son tallos subterráneos, carnosos y blancos que brotan de la base de la planta, variando en grosor y longitud, poseen numerosas hojas escamosas pequeñas que protegen los brotes que posteriormente producirán retoños. El brote terminal del rizoma da lugar aproximadamente después de un año a un retoño el que forma raíces adventicias, pudiendo así independizarse de la planta madre.

Tallo: El tronco o tallo del henequén alcanza una altura de 1,30 m, su diámetro es de 20 cm en el momento en que la planta está lista para su explotación (4-5 años de edad), período a partir del cual el diámetro no aumenta más, ocurriendo solamente el crecimiento en su parte inferior. El

tallo constituye el eje de la planta donde se insertan las hojas y es un órgano donde hay una gran acumulación de sustancias de reserva.

Hojas: Las hojas del henequén tienen unas formas de roseta, generalmente fuertes, carnosas y perennes, con los bordes dentados y el ápice terminado en una aguda espina. Además son sésiles, largas y carnosas, un poco estrecha cerca de la inserción y acanaladas; forman con el tallo un ángulo cada vez más cubierto a medida que son más inferiores.

Inflorescencia: Es en racimo, cuyas flores se agrupan sobre un escapo que sale del centro de la planta; el perianto es simple y sepaloide, formado por seis lacinias arregladas regularmente en dos verticilos trímeros, alternando con seis estambres opuestos a las lacinias del perianto e insertadas en su base, con anteras biloculadas, terminado en un estigma simple; ovario ínfero de tres lóculos, el fruto es una cápsula polisperma de dehiscencia loculicida.

La floración del henequén tiene lugar después de los 6 a 10 y hasta 20 a 25 años, según la especie y el país donde se desarrolle. Lo más común es observar que el henequén emite el escapo floral al final de su ciclo vegetativo, esta etapa se observa cuando las hojas más jóvenes forman una roseta apretada y estas son estrechas y afiladas y se van cortando a medida que comienza a emerger en el centro de la planta dicho escapo floral, el tallo floral puede alcanzar hasta 8 m.

Bulbillos: Los bulbillos son pequeños brotes protegidos por brácteas. Cada bulbillo es una plántula que posee de 6 - 8 hojas reducidas con un sistema radicular rudimentario, un escape floral puede producir hasta 1 500 bulbillos según el Instructivo Técnico del cultivo. Cuando en la reproducción se utilizan posturas provienen de los bulbillos (MINAG, 2012).

Debajo del pedúnculo floral se localizan yemas que, al abortar la flor, dan origen a pequeñas plantas completas de origen asexual, denominadas bulbillos. En condiciones óptimas se producen entre 800 y 900 bulbillos por varejón. Por razones relacionadas con la práctica tradicional del cultivo del henequén, estos bulbillos no son empleados como material de siembra.

Fruto y semilla: En forma de cápsula carnosa de color verde que al madurar ennegrece, dentro de este fruto aparecen las semillas en número de 100 -150, las cuales presentan apariencia papirácea, de forma triangular y de color negro (González y Abreu, 2009; Buenas tareas, 2011; García y Serrano, 2012 y Terry *et al.*, 2015).

El ciclo de vida del henequén puede llegar a los 25 años, de los cuales los últimos 20 constituye la etapa productiva de la planta (Dahlgren *et al.*, 1985). Se considera como una especie de naturaleza privilegiada, pues no es afectada por la escasez ni la abundancia de las lluvias.

2.3. Propagación del henequén.

La propagación del henequén puede ser mediante reproducción sexual por semillas y por vía asexual, a través de los retoños producidos por los rizomas y por los bulbillos (Figura 1), que son yemas aéreas encontradas en el escapo floral (Infante *et al.*, 2003).

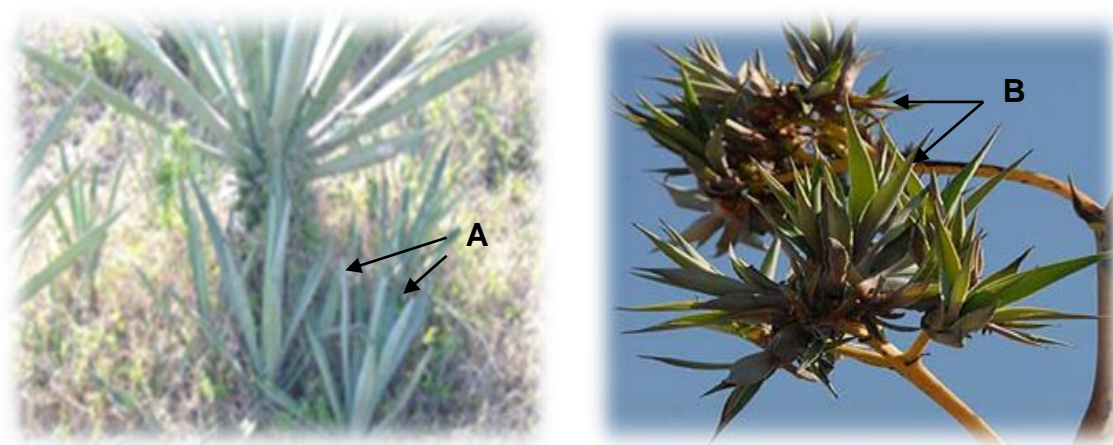


Figura 1. Reproducción asexual de *Agave fourcroydes* Lem. (Infante *et al.*, 2003.). **A:** hijos de rizomas; **B:** Bulbillos (Yemas aéreas del escapo floral).

En cuanto a la propagación por semillas la inmensa mayoría de los autores coinciden en señalar que esta no es la más adecuada. Taylor (1936) citado por Otero (1999) señaló que las semillas de los agaves se usan raramente debido a que la producción de ellas por las plantas es muy poco frecuente a menos que se realice una polinización artificial de las flores. Además las

plantas obtenidas por esta vía no manifiestan una talla uniforme, lo cual es una dificultad para el ciclo productivo y necesitan un período prolongado de crecimiento para ser utilizadas, lo cual fue señalado por Zayas (1921) citado por Otero (1999), quien no recomienda esta vía.

Según Piven *et al.* (2001) unido a la baja frecuencia en la producción de semilla en henequén, las que se producen presentan un reducido 8% de viabilidad, lo que refuerza la estrategia de no utilizar esta vía de propagación. En general se sugiere que la propagación se realice por medio de vástagos o retoños, como los bulbillos y los hijos basales. (Taylor 1936) citado por Otero (1999).

Ambos tipos de propágulos (hijos basales y bulbillos), son separados de la planta madre y llevados a condiciones de vivero tradicional cuando tienen una talla de 15 cm y seis o más hojas (Otero, 1999).

2.3.1. Propagación por bulbillos.

Los bulbillos se forman en la inflorescencia después de la floración, cada uno de ellos es una plántula completa con un cierto número de hojas pequeñas y raíces adventicias. El pedúnculo o quíote (tallo) está cubierto por un cierto número de brácteas (cuyo extremo es una aguda espina) cada una de las cuales protege a una yema axilar. Normalmente estas yemas no brotan; pero pueden ser forzadas al podar el quíote en un estado temprano de su desarrollo (Ferwerda y Wit, 1987).

El número de bulbillos producidos por la planta varía según el tamaño de la inflorescencia, en un quíote grande se pueden formar entre 1800 y 2000 (Peña *et al.*, 1997). Los bulbillos no requieren de cuidados especiales y producirán raíces una vez plantados en suelo húmedo.

2.3.2. Propagación por rizomas.

Los hijos basales se producen en los rizomas, tallos subterráneos, carnosos y blancos que brotan de la base de la planta, variando en grosor y longitud y poseen numerosas hojas escamosas pequeñas que protegen los brotes, que posteriormente producen retoños. El brote terminal del rizoma da lugar aproximadamente después de un año a un retoño el que forma raíces

adventicias, pudiendo así independizarse de la planta madre. Según Ruíz (2004) una planta adulta de agave generalmente forma de 1 a 2 hijuelos al año.

2.3.3. Micropropagación del henequén.

Diferentes especies del género *Agave* han sido propagadas por las técnicas del cultivo de tejidos, entre las que se destacan: *A. arizonica*, *A. potatorum*, *A. cantala*, *A. fourcroydes* y *A. sisalana* (Enríquez y Díaz, 1994).

Con relación a *A. fourcroydes* Lem. (Henequén), en esta especie fue establecida una metodología cubana para su propagación a partir de los resultados alcanzados por Robert *et al.* (1992), ya que los resultados de Madrigal *et al.*, (1990) no permitieron obtener resultados concretos para la propagación de henequén (Peña *et al.*, 1997). Posteriormente, González (2001) establece una nueva metodología a partir de la generación de embriones somáticos, donde destaca una mayor calidad del proceso para la fase *in vitro*, quedando la fase *ex vitro* limitada solamente a estudios preliminares del proceso de aclimatización.

El esquema de micropropagación de plantas se divide en varias etapas: establecimiento del cultivo, multiplicación, enraizamiento y aclimatización (Figura 2, Chu, 1992). Sin embargo, la aclimatización se considera una de las fases más críticas dentro de este proceso, ya que es donde el material producido *in vitro* se transfiere a las condiciones *ex vitro*. Si esta transferencia no se realiza cuidadosamente, puede resultar en una significativa pérdida del material propagado (Robert *et al.*, 1999) citado por Abreu (2009); Fontes (2017). Esto se debe a las alteraciones producidas en la morfología, la anatomía y la fisiología de las plántulas como consecuencia del ambiente *in vitro*, lo que dificulta su adaptación a las condiciones naturales. Como resultado, un gran número de plántulas micropropagadas no sobreviven cuando son transferidas de las condiciones *in vitro* a las casas de cultivos o campo (Rogalski *et al.*, 2003).

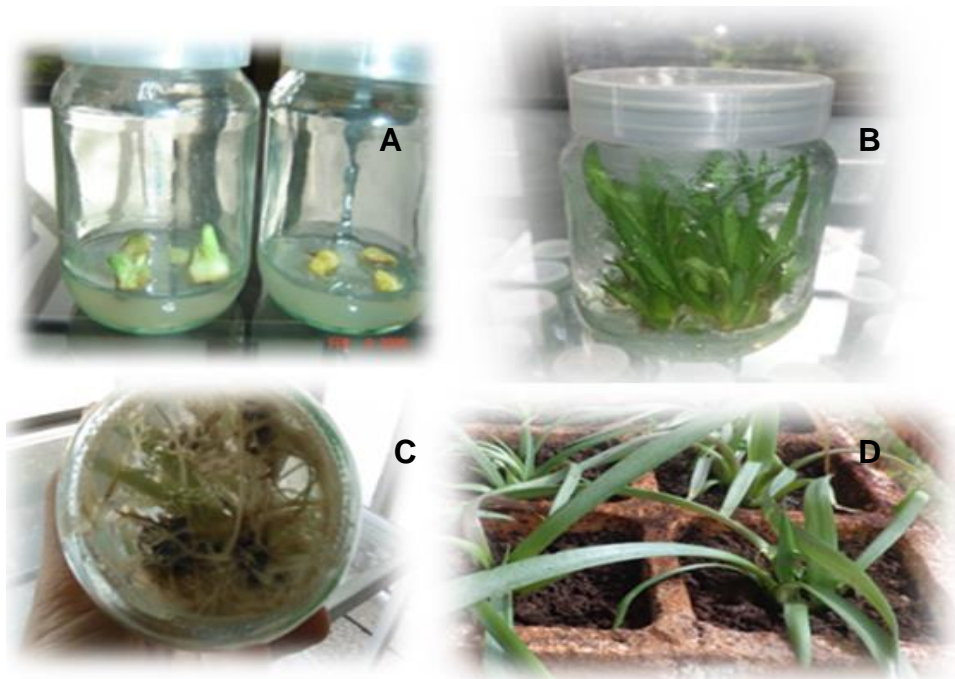


Figura 2. Etapas del proceso de micropropagación de *A. fourcroydes* Lem. (Chu, 1992) a) establecimiento del cultivo, b) multiplicación, c) enraizamiento d) aclimatización.

2.4. Vivero.

En el método tradicional de propagación de henequén el paso por el vivero constituye una fase importante pues en ella se logran plantas sanas con buen desarrollo, se asegura una mejor selección del material, prepara las posturas para soportar los rigores de las condiciones de campo en los cuales permanecerán por mucho tiempo y en consecuencia se producirá una mayor uniformidad de las plantaciones.

En la etapa de vivero, las posturas permanecen normalmente por un período de 14 ó 18 meses, y en ocasiones pueden llegar hasta los 20 meses, hasta alcanzar los patrones de calidad (45 o 50 cm de altura) para pasar a plantaciones de campo, según establece el Instructivo Técnico de este cultivo (MINAG, 2012) y la experiencia de los propios productores.

Cuando estos propágulos (bulbillos o hijos de rizoma) son recolectados con talla inferior a 15 cm, debido a la escasez de material de plantación en las

condiciones actuales, son establecidos en una primera fase de semillero o previvero (Otero, 1999), donde deben alcanzar los patrones de calidad para su trasplante al vivero tradicional (MINAG, 2012).

Las plántulas que se seleccionan en el campo para ser establecidas en el vivero no deben ser inferiores a los 15 cm y deben ser agrupadas según su tamaño. Las posturas recolectadas con tallas inferiores a los 15 cm son llevadas a una fase preliminar de semillero o previvero (Otero, 1999 y Otero *et al.*, 2000; Abreu, 2009), en la cual se plantan uniformemente de acuerdo con su tamaño.

También se necesita considerar que el material de siembra esté libre de plagas y enfermedades (Otero, 1999). Este autor recomienda marcos de plantación de 10x10 cm y 15x10 cm para establecer semilleros o previveros para el cultivo del henequén en propagación tradicional y la aplicación de enmiendas orgánicas al suelo, consistentes en residuos de henequén descompuestos.

En las vitroplantas la propuesta de una etapa intermedia de previvero entre la aclimatación y el vivero tradicional, permite preparar a las plantas para soportar los rigores de las condiciones de campo de forma menos agresiva, y las condiciona para lograr o completar el desarrollo que les permita en un tiempo mínimo, alcanzar el patrón de calidad (15 cm) establecido por los productores, para entrar finalmente en la etapa de vivero (Abreu, 2009; Yanes 2015; Padrón 2017).

Actualmente en nuestro país se avanza con un proceso de recuperación henequenera, que depende para el establecimiento y desarrollo de nuevas plantaciones, de la existencia de una política inteligente en la atención a la actividad de viveros. Es por ello que se reconoce lo importante de la recuperación de estas áreas, pues esta etapa es tan necesaria para las vitroplantas como para las posturas procedentes de plantas propagadas por la vía convencional. La propuesta del manejo combinado de la propagación biotecnológica y convencional puede ser una vía promisoría para la recuperación henequenera en el país a corto y mediano plazo (Yanes, 2015).

2.5. Estimuladores del crecimiento.

Los estimuladores del crecimiento son una variedad de productos, cuyo común denominador es el contenido de principios activos, que actúan sobre la fisiología de las plantas, aumentan su desarrollo, mejoran su productividad en la calidad del fruto y contribuyen a mejorar la resistencia de las especies vegetales ante diversas enfermedades (Díaz, 1995).

2.5.1. Quitomax.

El “QuitoMax” es un Bioestimulante líquido a base de polímeros de quitosana. Funciona como activador de la fisiología y el crecimiento vegetal que conlleva al incremento de los rendimientos. Mediante aplicaciones preventivas, protege los cultivos contra la incidencia de plagas y contra la acción perjudicial causada por estrés abiótico.

La quitosana es un polímero lineal formado por residuos de glucosamina unidos por enlaces β 1-4 (figura 3), cuyos grupos aminos pueden estar parcialmente acetilados (Falcón, *et al.*, 2012). Su principal fuente de obtención es la quitina que se extrae del exoesqueleto de los crustáceos (No y Meyers, 1995). Ambos polímeros, pero fundamentalmente la quitosana, tienen grandes aplicaciones en diversas ramas como la industria, la medicina, la cosmética, la protección del medio ambiente y la agricultura, por lo que la producción mundial de estos polímeros es de millones de toneladas (Prashanth y Tharanathan, 2007).

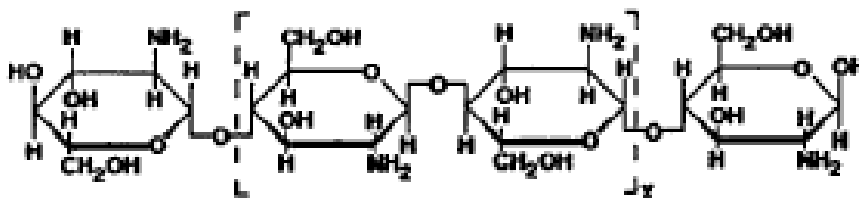


Figura 3. Estructura monomérica y enlaces que conforman el polímero de quitosana.

Así la utilización de la quitosana mediante imbibición o recubrimiento de las semillas, determinaron un incremento de la germinación de cultivos como maíz y trigo (Reddy, *et al.*, 1999; Shao, *et al.*, 2005), lográndose mayor calidad y vigor en las posturas. Zhou, *et al.* (2002) en aplicaciones al cultivo del maní reportaron aumentos tanto en la germinación como en la actividad de la enzima lipasa y los niveles de AG y AIA. El tratamiento de semillas de girasol causó a su vez mayor germinación y un aumento en la masa total de brotes (Cho, No y Prinyawiwatkul, 2008).

Tanto la imbibición de semillas como la aplicación foliar de diferentes dosis del producto favorecieron el incremento del crecimiento en diferentes cultivos entre ellos el millo (Sharathchandra, *et al.*, 2004), papa (Kowalski, *et al.*, 2006), tabaco, tomate y lechuga (Falcón, 2009); en cultivos como arroz (Boonlertnirun, Boonraung y Suvanasara, 2008) y algodón (Dzung, 2004) favoreció además el incremento de la altura y el rendimiento de las plantas.

Características del producto.

Las características principales del compuesto son su concentración de 4 g.l^{-1} , masa molecular de $1,35 \times 10^5 \text{ g.mol}^{-1}$ y grado de N-acetilación de 12 %.

Es un producto natural, no tóxico a plantas y animales, biodegradable y compatible con la aplicación de otros agroquímicos o controles biológicos. Permite reducir las aplicaciones de plaguicidas químicos a los cultivos, incrementa entre el 10 y el 30% el rendimiento en los cultivos, en particular cuando las condiciones de producción son menos favorables. La aplicación combinada con biofertilizantes beneficia los procesos de fijación del nitrógeno y el crecimiento en leguminosas.

Las cargas positivas presentes en el grupo amino de la quitosana le confieren a la molécula un carácter policatiónico y determinan numerosas y únicas propiedades biológicas de gran importancia. Usualmente, los polímeros de quitosana que se obtienen y se aplican con distintos fines, poseen una acetilación parcial de los grupos aminos dependiente del método y las condiciones en que se obtuvieron a partir de la quitina. Debido a la reactividad biológica de las cargas positivas del grupo amino, estos tendrán más o menos

actividad biológica, en dependencia del número y distribución de cargas positivas en la molécula.

La masa molecular del polímero también juega un papel importante en sus efectos biológicos. La conversión de quitina en quitosana reduce la masa molar promedio del polímero de $1-2,5 \times 10^6$ a $1-5 \times 10^5$ (Majeti y Kumar, 2000).

Modo de acción.

El modo de acción de estos polímeros en la planta se desconoce, pero varios autores como resultado de experimentos han considerado que puede deberse a la asimilación por la planta de los grupos aminos del polímero y su utilización en esqueletos carbonados o a un efecto antitranspirante en la planta que permite un mejor uso del agua para el crecimiento, en especial cuando se hacen aplicaciones foliares (Iriti *et al.*, 2009).

Formas de aplicación.

- La Imbibición de semillas: en 100 mL (1 ha) previo a la siembra, entre 1 y 24 horas, en dependencia del tipo y dureza de la semilla, favorece el crecimiento y rendimiento en granos y hortalizas.
- La mezcla: con la semilla de 100 mL (1 ha) de “QuitoMax” y su combinación con microorganismos benéficos (Azofert y/o EcoMic) previo a la siembra, favorece el rendimiento en granos como frijol, soya, maíz y sorgo.
- La Inmersión: de raíces de las plantas en 100 mL (1 ha) en el momento del trasplante protege y fortalece el cultivo en la plantación.
- La Aspersión foliar: de 50 mL (1 ha) en el período de crecimiento y en la prefloración de la plantación favorece el rendimiento del cultivo

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

La investigación se desarrolló en el vivero de la Unidad Empresarial de Base (UEB) “Eladio Hernández”, perteneciente a la Empresa Henequenera nacional; ubicada en la comunidad “La Conchita”, carretera de Varadero, km 26 Vía Blanca. Cárdenas, Matanzas, El montaje del experimento se inició desde el 1^{ero} de noviembre del 2017, hasta el 16 de Mayo del 2018.



Figura 4. Lugar donde se estableció el experimento a) Vivero “Julián Alemán” b) UEB: “Eladio Hernández”.

3.1. Material vegetal

En los estudios se utilizaron posturas de rizomas recolectadas de las plantaciones comerciales, de la variedad Sac Ki o henequén blanco (el mismo material de propagación empleado por la UEB), las plántulas fueron seleccionadas, de manera que mostraran un adecuado vigor vegetativo, buen estado fitosanitario y la mayor uniformidad posible en cuanto a su tamaño, número de hojas y grosor del tallo (Tabla 1.).

Tabla 1. Valores promedios de indicadores de calidad de las plántulas en el momento inicial de su establecimiento en el vivero (MINAG, 2016).

Indicadores	Número de hojas	Tamaño de la plántula (cm)	Grosor del tallo (cm)
-	3	23,41	2,42
Cv (%)	29,8	15,5	7,5

3.2. Área y diseño experimental

El experimento se desarrolló en un área total de 72,2 m² sobre un suelo Ferralítico rojo poco profundo, rocoso.



Figura 5. Momento inicial en que se estableció el experimento.

Se utilizó un diseño experimental totalmente aleatorizado con cuatro tratamientos, establecidos de la siguiente forma:

Tratamiento 1: aplicación de “QuitoMax” (100 mg.ha⁻¹).

Tratamiento 2: aplicación de “QuitoMax” (150 mg.ha⁻¹).

Tratamiento 3: aplicación de “QuitoMax” (200 mg.ha⁻¹).

Tratamiento 4: control (sin estimulador del crecimiento).

Las aplicaciones se hicieron de forma foliar con mochila manual.

Las unidades experimentales se conformaron de 25 plantas con un marco de plantación de 0,30 x 0,15 m. Tres repeticiones para cada tratamiento (12 unidades experimentales totales).

En el período de desarrollo evaluado se hicieron tres aplicaciones (18 de diciembre del 2017; 20 de febrero y 25 de abril del 2018).

Las posturas fueron asistidas con labores de limpieza y deshierbe.

3.3. Indicadores evaluados.

3.3.1. Indicadores morfológicos y fisiológicos.

Las mediciones se realizaron pasado los 21-30 días después de cada aplicación hasta completar los 196 días (6,5 meses). Con estos resultados se evaluó la dinámica de crecimiento y desarrollo. Para ello se determinaron los siguientes indicadores morfológicos y fisiológicos:

- ✓ Tamaño de la planta (Altura): se empleó una regla graduada.
- ✓ Número de hojas.
- ✓ Largo y ancho de las hojas (cm): se empleó una regla graduada.
- ✓ Grosor del tallo (cm): se empleó un pie de rey.

Peso fresco y seco al inicio y final del experimento: Se determinó con el empleo de una balanza digital analítica Sartorius. Para determinar el peso seco, las muestras fueron colocadas en una estufa a 60°C hasta alcanzar un peso constante.

3.3.2. Área foliar y tasas de crecimiento.

El área foliar se determinó según la ecuación propuesta por González (2001)

$$A_f = \text{largo} \times \text{ancho} \times 0,68.$$

Las tasas relativas se calcularon de acuerdo a las expresiones matemáticas propuestas por Beadle (1993):

- Tasa relativa de crecimiento. $TRC = (\ln m_2/m_1) / (t_2 - t_1)$, siendo m_1 y m_2 , y t_1 y t_2 las masas secas y los tiempos, al inicio y final del período considerado respectivamente.
- Tasa de asimilación neta. $TAN = [(m_2 - m_1) / (A_2 - A_1)] [(\ln A_2 / A_1) / (t_2 - t_1)]$, siendo A_2 y A_1 la superficie total foliar inicial y final respectivamente.
- La tasa absoluta de crecimiento se calculó según la siguiente ecuación propuesta por Torres (1985): $TAC = (m_2 - m_1) / (t_2 - t_1)$.

Para la determinación de los indicadores morfológicos se utilizó un tamaño de muestra de 10 plantas por tratamiento, y para determinar el peso fresco y seco

de las plántulas el tamaño de muestra utilizado fue de cinco plantas por tratamiento.

Procesamiento estadístico.

Toda la información obtenida fue procesada según el paquete estadístico Statgraphic plus 5.1 sobre WINDOWS. Se determinó el ajuste a una Distribución Normal mediante la prueba de Bondad de Ajuste Kolmogorov-Smirnov y la Homogeneidad de Varianza mediante las Pruebas de Bartlett (Sigarroa, 1985). En los casos en que los datos cumplieron los requisitos exigidos se procesaron mediante ANOVA de clasificación simple y se utilizó la Prueba de Rangos Múltiples de Duncan para la comparación entre medias. Para los datos que no cumplieron con estas premisas, se utilizó la Prueba de Kruskal-Wallis y las medias fueron comparadas mediante la Prueba de Rangos Múltiples de Student-Newman-Kwels (SNK) ($p < 0,05$).

3.4. Valoración económica.

Se determinó la factibilidad económica de la aplicación del “QuitoMax” en las condiciones del vivero y de la UEB. Para ello se elaboró una ficha de costo comparativa de acuerdo con los tratamientos evaluados y considerando la cantidad de posturas necesarias para cubrir una hectárea de vivero. Se partió del costo de obtención de las posturas por el método tradicional o con el precio de compra de las posturas cuando estas son obtenidas de otras entidades productoras fuera de la provincia así como los gastos por concepto de permanencia en las condiciones del vivero de acuerdo con el instructivo técnico del cultivo MINAG (2016).

Para el cálculo de los gastos de aplicación del “QuitoMax” se tuvo en cuenta las dosis empleadas, así como el costo del producto, el cual es de \$ 34.00 moneda nacional, para cubrir una hectárea (Información aportada por el Instituto Nacional de Ciencias Agrícola).

Con la información obtenida se determinó el costo total de mantención de las posturas hasta cumplir con los parámetros de calidad para pasar a plantación definitiva.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

El comportamiento en cuanto a la dinámica del crecimiento de las plántulas de acuerdo con los tratamientos en estudio, (T1 (“QuitoMax”, 100 mg.ha⁻¹), T2 (“QuitoMax”, 150 mg.ha⁻¹), T3 (“QuitoMax”, 200 mg.ha⁻¹) y T4 (Tratamiento control, sin estimulador del crecimiento), se presenta en las figuras 6, 7, 8, 9 y 10. Cada resultado refleja la respuesta de las plántulas, a partir de los indicadores morfológicos evaluados durante su estancia en el vivero, en relación con el periodo estudiado.

La figura 6 refleja la dinámica en cuanto a la altura de las plántulas.

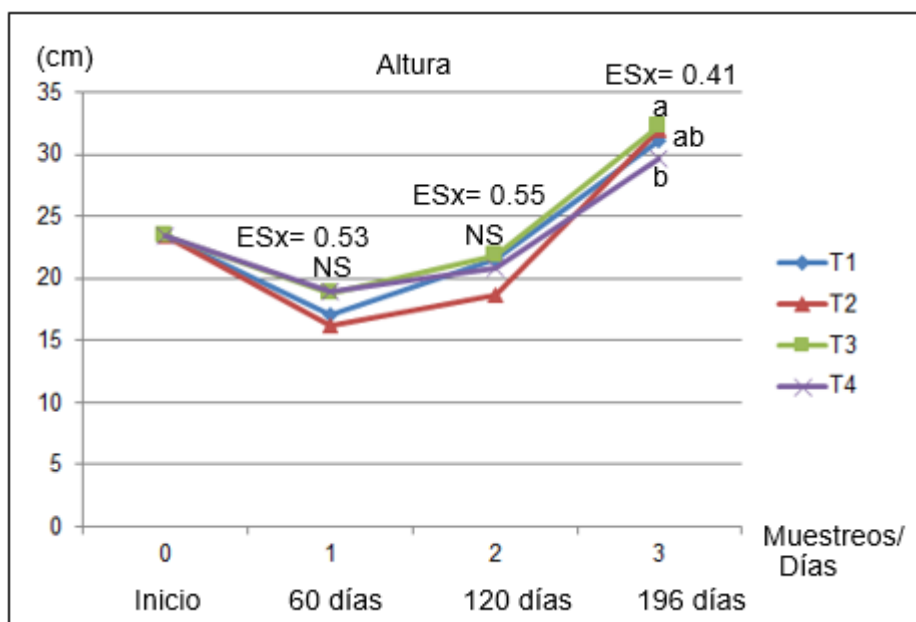


Figura 6. Comportamiento de la altura de las plántulas desde su establecimiento en el vivero hasta los 196 días (6,5 meses). Tratamientos: T1 (“QuitoMax”, 100 mg.ha⁻¹), T2 (“QuitoMax”, 150 mg.ha⁻¹), T3 (“QuitoMax”, 200 mg.ha⁻¹) y T4 (Tratamiento control, sin estimulador del crecimiento). Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

Como se puede observar en esta figura, durante los primeros 60 y 120 días después del trasplante de las posturas en el vivero, no hubo incremento en la altura de las plántulas con respecto al momento inicial de la plantación, periodo que coincide con los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero, y por el contrario a los 60 días se reflejan valores aún más bajos que los exhibidos en el momento inicial. Este comportamiento se mantienen hasta los 120 días, pero menos marcado en este segundo muestreo, lo que evidencia una tendencia al incremento en la altura de las plántulas a partir de este segundo momento. Ya a los 196 días se observa un aumento en el tamaño de las plántulas, inclusive con respecto al momento inicial, donde los valores alcanzados superan esta condición en más de 5 cm, período que coincidió en este caso con los meses de marzo, abril y la primera quincena de mayo.

Esta respuesta de las plantas se presentó de manera similar en todos los tratamientos, tanto en el primer muestreo (60 días), como en el segundo (120 días), lo que determinó que de manera general no se observaran diferencias significativas en los valores mostrados. Solamente se destaca diferencia significativa entre los tratamientos al final del periodo evaluado (196 días), donde el T3 ("QuitoMax", 200 mg.ha⁻¹), fue significativamente superior al T4 (Testigo), pero similar al T2 ("QuitoMax", 150 mg.ha⁻¹) y al T1 ("QuitoMax", 100 mg.ha⁻¹); de la misma manera que el T2 y el T1 son similares al testigo (T4).

Referente a la figura 7, los resultados que se muestran reflejan la respuesta de las plantas en cuanto al número de hojas.

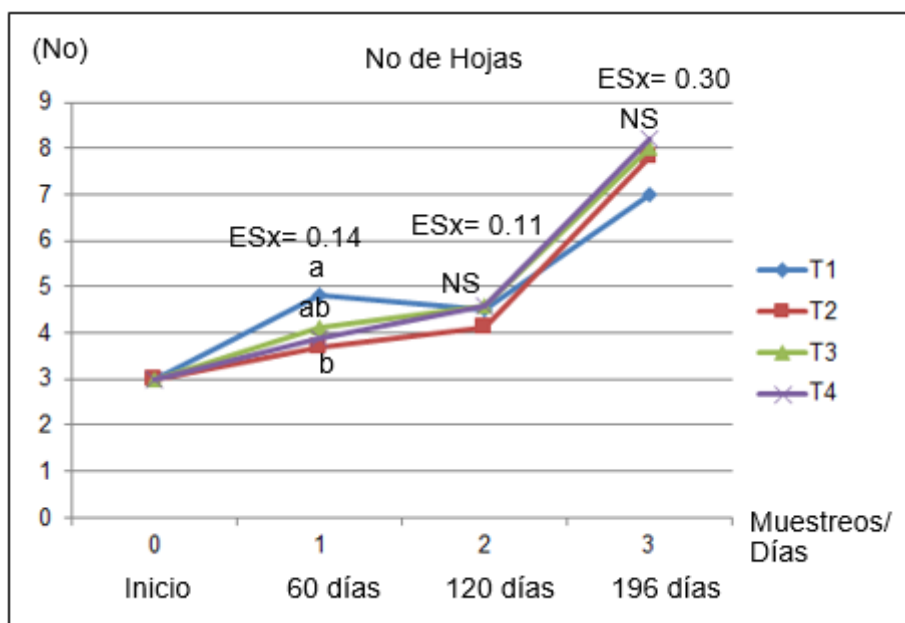


Figura 7. Respuesta de las plántulas en cuanto al comportamiento del número de hojas totales, desde su establecimiento en el vivero hasta los 196 días (6,5 meses). Tratamientos: T1 (100 mg.ha⁻¹), T2 (150 mg.ha⁻¹), T3 (200 mg.ha⁻¹) y T4 (Tratamiento control). Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

La dinámica en este indicador mantuvo una tendencia al incremento desde el momento inicial de su plantación de manera uniforme en todos los tratamientos. No obstante se observó diferencia significativa en la respuesta de las plántulas a los 60 días, pero solamente entre el T1 y T4. Con el resto de los tratamientos no hubo diferencia significativa. Respecto a los muestreos de los 120 y 196 días, no se encontró diferencias estadísticamente significativa entre ninguno de los tratamientos en estudio.

En el número de hojas es importante destacar que a pesar de la tendencia al incremento que muestra su dinámica desde el momento del trasplante, durante los primeros 120 días, el promedio en el ritmo de emisión de nuevas hojas es inferior a una hoja por mes, sin embargo después de los 120 días se presenta un incremento bien marcado en la emisión de las nuevas hojas con una tasa que está cercana a las 1,5 hojas mensuales, lo que se corresponde con el comportamiento normal de la especie para esta fase de desarrollo en condiciones de temperatura y humedad favorable (Otero, 1999; Abreu, 2009,

Sosa, 2011). Según estos propios autores el henequén puede emitir entre 2 y 3 hojas mensuales en condiciones ecológicas favorables.

En relación al largo y ancho de las hojas (Figura 8), coincide que en el primer periodo (0 -120 días), la dinámica de estos indicadores mostró pocos cambios en sus valores con respecto al momento inicial. Al igual que en la altura de las plantas y en el número de hojas, los resultados evidencian una respuesta de mantenimiento o supervivencia de las plántulas durante el primer periodo (60 días) después del trasplante en el vivero, y posteriormente a partir de los 120 días (inicio del mes de marzo) ocurre un incremento marcado de los mismos, que coincide con condiciones ecológicas (temperatura y humedad) más favorables para el desarrollo de este cultivo como ya se destacó en la variable número de hojas (Otero, 2000, Sosa, 2011; MINAG, 2012, 2016).

De igual manera, al final del periodo evaluado no se encontró un efecto significativo del estimulador del crecimiento "QuitoMax" sobre el largo y ancho de las hojas; solamente a los 60 días se presentó diferencia significativa que estuvo reflejada entre el T1 y T2, y con el resto de los tratamientos no hubo diferencia significativa.

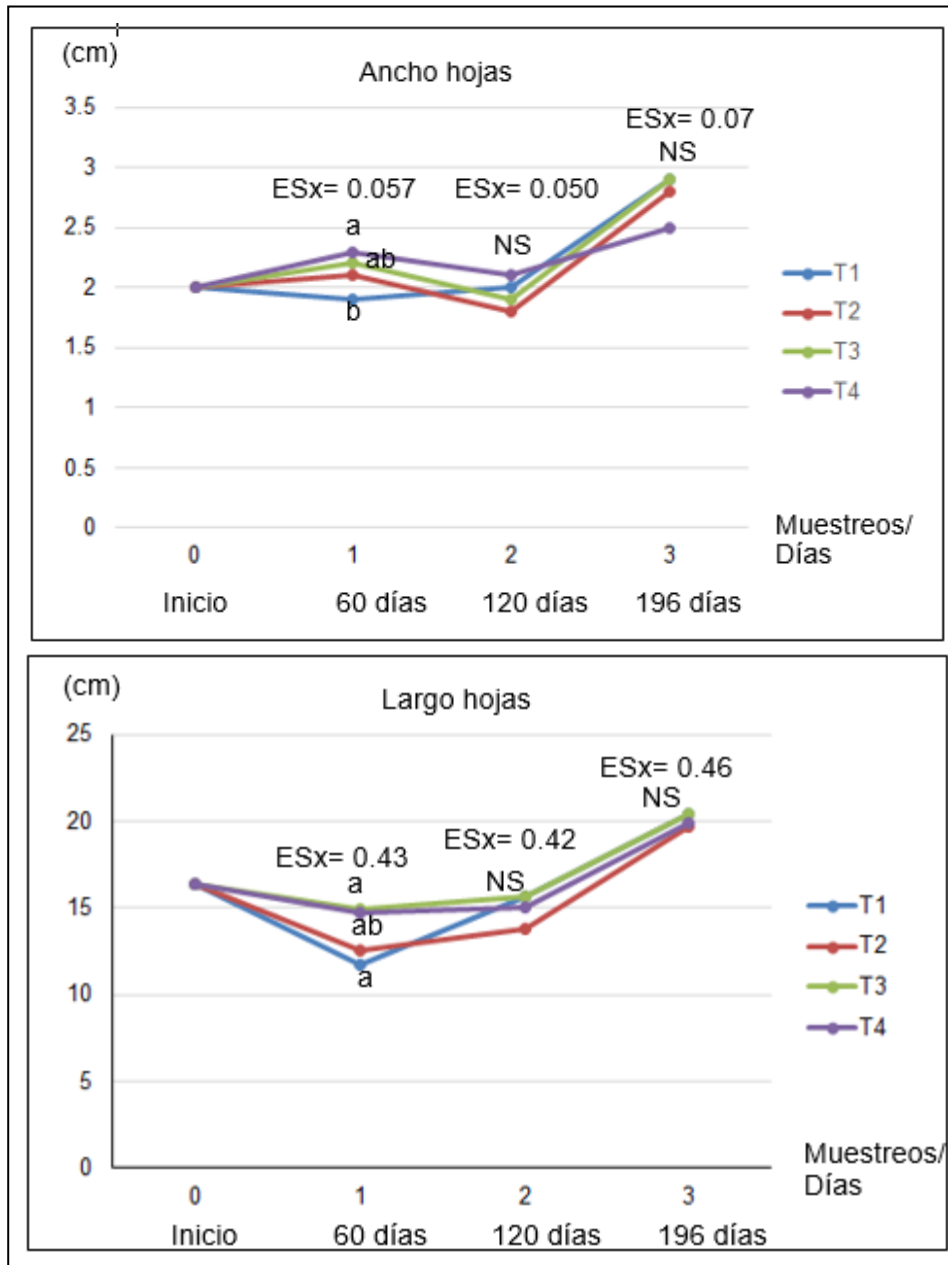


Figura 8. Dinámica del largo y ancho de las hojas, desde su establecimiento en el vivero hasta los 196 días (6,5 meses). Tratamientos: T1 (100 mg.ha⁻¹), T2 (150 mg.ha⁻¹), T3 (200 mg.ha⁻¹) y T4 (Tratamiento control). Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

El área foliar (Figura 9), integra la respuesta de las plantas en cuanto al número de hojas y largo y ancho de las mismas. Como puede observarse en la propia figura, su dinámica se corresponde con el comportamiento de los indicadores anteriores, lo que está en correspondencia con las fase de desarrollo del cultivo y la etapa en que se realiza el estudio de acuerdo con las

épocas estacionales del clima en las condiciones de Cuba (Abreu 2009, MINAG, 2012, 2016).

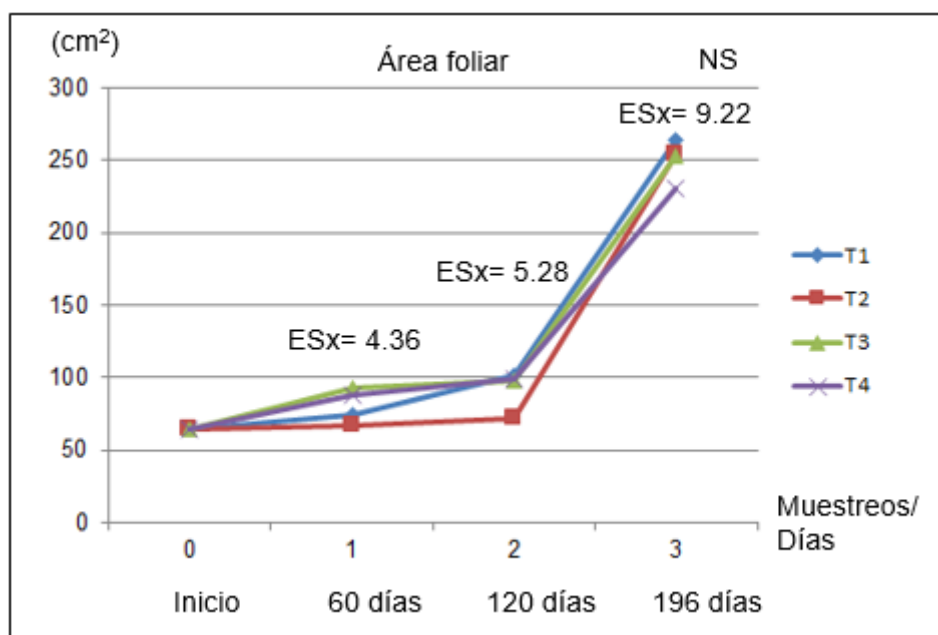


Figura 9. Respuesta de las plántulas en cuanto al área foliar, desde su establecimiento en el vivero hasta los 196 días (6,5 meses). Tratamientos: T1 ($100 \text{ mg} \cdot \text{ha}^{-1}$), T2 ($150 \text{ mg} \cdot \text{ha}^{-1}$), T3 ($200 \text{ mg} \cdot \text{ha}^{-1}$) y T4 (Tratamiento control). Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

Como puede apreciarse, en un primer momento durante los meses de noviembre y hasta inicios del mes de marzo (de 0 a 120 días, período de sequía y bajas temperaturas), el área foliar se mantiene con muy pocos cambios con respecto al momento inicial del trasplante, y posteriormente a partir de los 120 días, Inicio del mes de marzo, donde normalmente comienza el ascenso de las temperaturas y un incremento de las precipitaciones, se observa un desarrollo bien marcado en este indicador, los valores que se muestran en este período son superiores al doble de la condición inicial o al de los 120 días. Sin embargo esta respuesta se manifiesta de igual manera en todos los tratamientos, lo que coincide con los resultados anteriores referente al efecto del “QuitoMax” en el periodo de estudio.

Estos resultados pueden estar relacionados con las características de la especie. El henequén es una planta xerófila de crecimiento lento, que según

Otero (1999) y Piven *et al.* (2001), citados por Sosa (2011) y Yanes (2015), dadas sus características botánicas y fisiológicas, presenta resistencia a la sequía y se desarrolla bien en climas secos. Por lo tanto cierto grado de humedad y temperaturas cálidas favorecen su crecimiento significativamente, por el contrario su ritmo de crecimiento se retarda por causas de las bajas temperaturas debido a que el frío reduce la actividad meristemática además del contenido de fibras en las hojas y la emisión foliar.

Todo ello justifica el hecho de que las plantas durante los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero (120 días después del trasplante), tengan de manera general un rendimiento biológico muy bajo a pesar del empleo del "QuitoMax", y posteriormente a partir del mes de marzo ocurre un incremento bien marcado en el rendimiento biológico del cultivo, que se mantiene hasta el final del periodo estudiado.

Por otra parte está demostrado que las hojas que crecen en altas temperaturas poseen un mejor comportamiento en la expansión foliar, que cuando lo hacen a bajas temperaturas (Taiz y Ziegler, 2006), lo que es muy importante para este cultivo por su valor agrícola. Ello explica que con las bajas temperaturas que normalmente acompañan a los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero, en las condiciones de Cuba, se presentara una actividad biológica del cultivo muy baja, con poco o casi ningún incremento en los indicadores estudiados.

Estos resultados estuvieron influenciados además, sobre todo en la respuesta observada en los primeros 60 días, por los efectos del trasplante donde las plántulas tienen que sobrevivir inicialmente a expensas de sus reservas nutricionales y por tanto reducen su actividad biológica a un nivel de mantenimiento, hasta que emitan las nuevas raíces. Bajo estas condiciones, durante las primeras semanas ocurre una disminución en el contenido hídrico de las plantas, como sucede en las hojas en estado de marchitez, característica que Según Torres y Mogollón (2002) es usualmente visible en las plántulas después del trasplante. Este proceso produce cierto incremento de la actividad respiratoria, debido a la transformación de almidones en

azúcares y por consiguiente una disminución de la masa seca. (Ribas Carbó y González-Mele, 2000), citados por Abreu (2009).

En relación a la respuesta del cultivo de henequén de acuerdo con las condiciones climáticas de Cuba, Abreu (2009), en un trabajo sobre evaluación de vitroplantas de henequén en fase de previvero, bajo diferentes condiciones ambientales (épocas estacionales de acuerdo con las condiciones climáticas de Cuba), señaló que este cultivo es muy sensible a las bajas temperaturas y por el contrario puede soportar temperaturas atmosféricas elevadas, debido a la capacidad que presenta dicha planta de resistir la sequedad. Si las temperaturas fluctúan entre 27 y 32°C y no bajan de 16°C, el cultivo encuentra condiciones óptimas para su desarrollo, por el contrario, por debajo de 10°C su ritmo de crecimiento se retarda considerablemente, lo que también había sido informado por Otero (1999).

El grosor del tallo (Figura 10), no tuvo un comportamiento diferente a los indicadores anteriores en cuanto a su dinámica, no obstante el T4 (Testigo) se mostró inestable en este sentido, lo que estuvo reflejado por una disminución de su valor a los 196 días después de haber exhibido valores favorables en relación al resto de los tratamientos hasta los 120 días. Ello pudo ser la causa que al final del periodo (196 días) se reflejara una diferencia estadísticamente significativa del T4 con respecto al T3 (“QuitoMax”, 200 mg.ha⁻¹). No obstante el resto de los tratamientos (T1 y T2), aunque tampoco reflejan diferencia estadísticamente significativa con el T4, sí tuvieron un comportamiento más estable, al igual que el T3, lo que pudo estar asociado al efecto estimulador del “QuitoMax”.

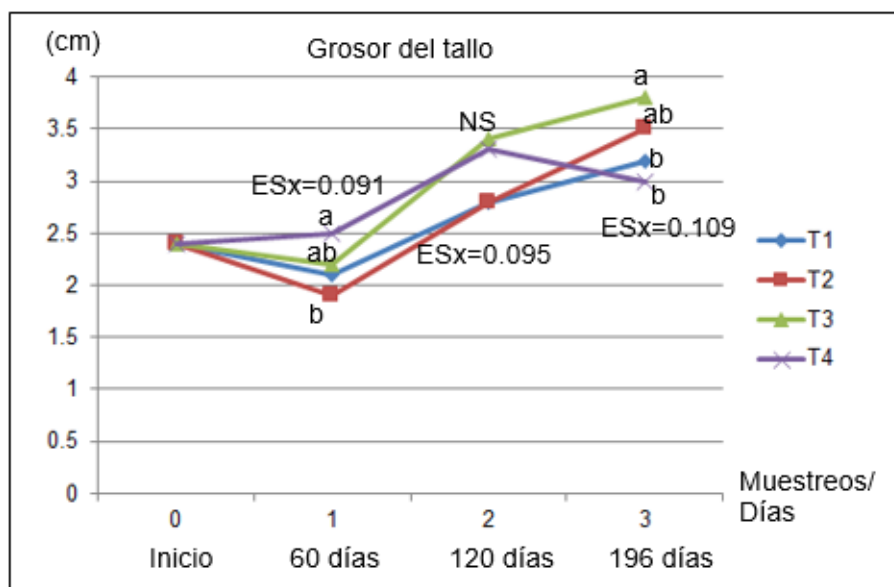


Figura 10. Dinámica del grosor del tallo, desde su establecimiento en el vivero hasta los 196 días (6,5 meses). 0: momento inicial de la plantación; 1: 60 días; 2: 120 días; 3: 196 días. Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

El grosor del tallo es un indicador de referencia para la calidad de las plántulas en este cultivo, este además de ser el órgano de sostén o eje de la planta donde se insertan las hojas, en él se acumulan un gran número de sustancias de reservas imprescindibles para su desarrollo (Otero, 1999; Buenas tareas, 2011; García y Serrano, 2012 y Terry *et al.*, 2015). El instructivo técnico de este cultivo (MINAG, 2012, 2016) establecen diferentes categorías de posturas para su establecimiento en el vivero a partir del grosor del tallo y la altura de la planta. De acuerdo con estos criterios, las posturas con mayor diámetro basal e igual talla (Altura), se desarrollan más rápidamente.

De manera general los resultados mostrados, en cuanto a los indicadores morfológicos, no reflejan de forma categórica un efecto del estimulador del crecimiento “QuitoMax”, en cuanto al incremento en el rendimiento biológico del cultivo a partir de los tratamientos en estudio, en el periodo evaluado.

Sin embargo la información en cuanto a las tasas de crecimiento evaluadas (Figuras 11 y 12), sí demuestran un efecto estimulador del producto “QuitoMax” en la respuesta de las plantas, lo que puede ser un resultado más determinante por la dimensión fisiológica de estos indicadores.

Referente a la figura 11, en los gráficos se presenta el comportamiento de la tasa absoluta de crecimiento (TAC) y la tasa relativa de crecimiento (TRC).

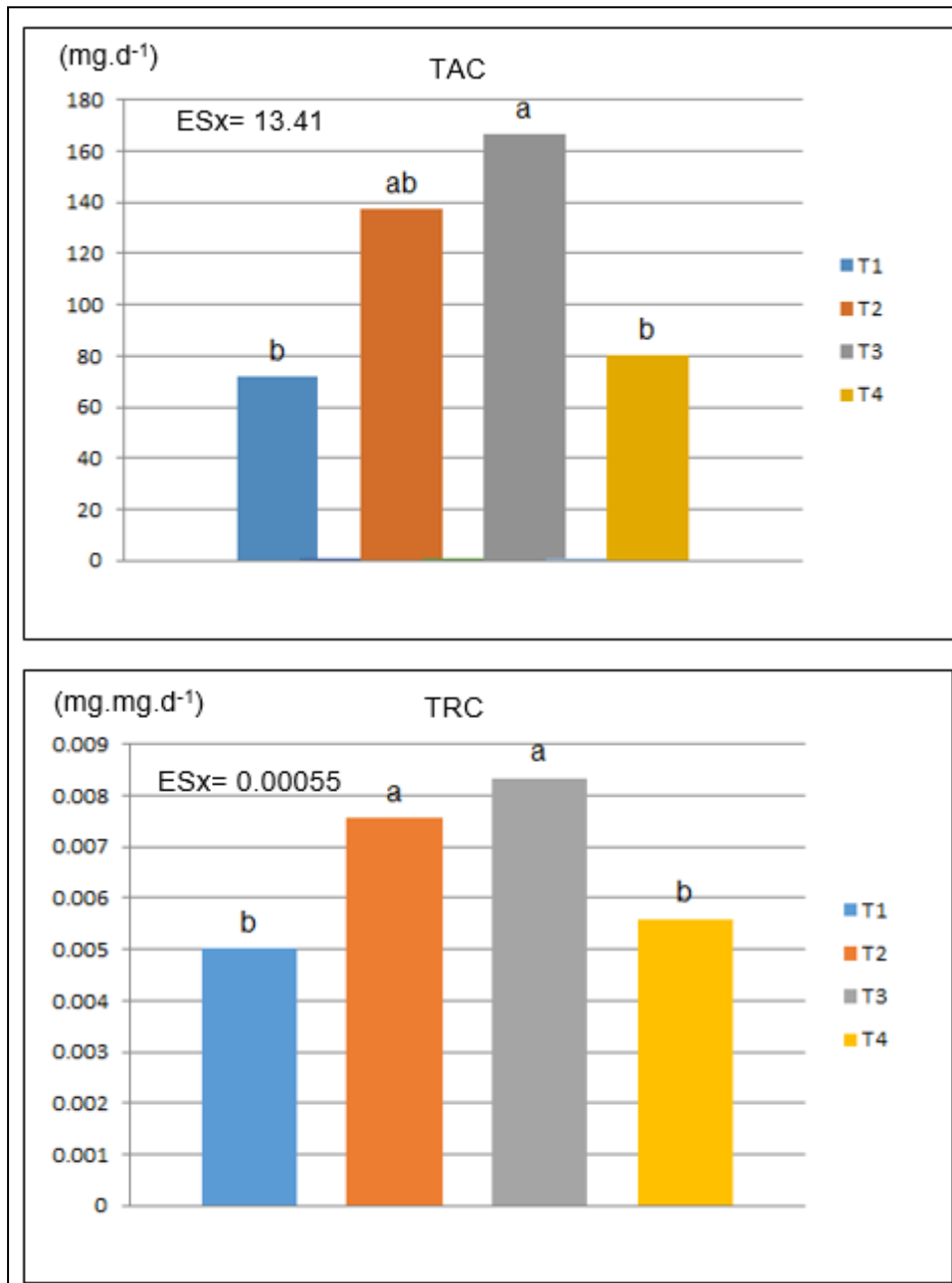


Figura 11. Comportamiento de la tasa Absoluta (TAC) y relativa de crecimiento (TRC), en el periodo de 0 a 196 días. Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

De acuerdo con estos resultados, la TAC, que muestra el incremento de la biomasa por día de acuerdo con el periodo estudiado, refleja una mejor respuesta de las plantas cuando fueron tratadas con el estimulador “QuitoMax” en la dosis de 200 mg.ha⁻¹ (T3), con resultados similares al T2 (150 mg.ha⁻¹) y significativamente superiores al de los tratamientos T1y T4. Por su parte la TRC, que es un indicador que aporta mayor información que la TAC, también muestra una respuesta más favorable de las plantas referentes al T3 y al T2, con diferencias estadísticamente significativa respecto al T1 y T4. Estos últimos similares entre sí.

En el caso de la información obtenida con el cálculo de la tasa de asimilación neta (TAN), (Figura 12), se puede decir que hay un efecto significativo del “QuitoMax” en el incremento del rendimiento biológico de las plántulas de henequén durante la etapa de vivero en el periodo estudiado. Este indicador expresa una relación entre la biomasa producida por unidad de área foliar, por unidad de tiempo, lo que puede ser empleado para evaluar la eficiencia fotosintética de las plantas (medida del balance que se manifiesta entre la fotosíntesis y la respiración).

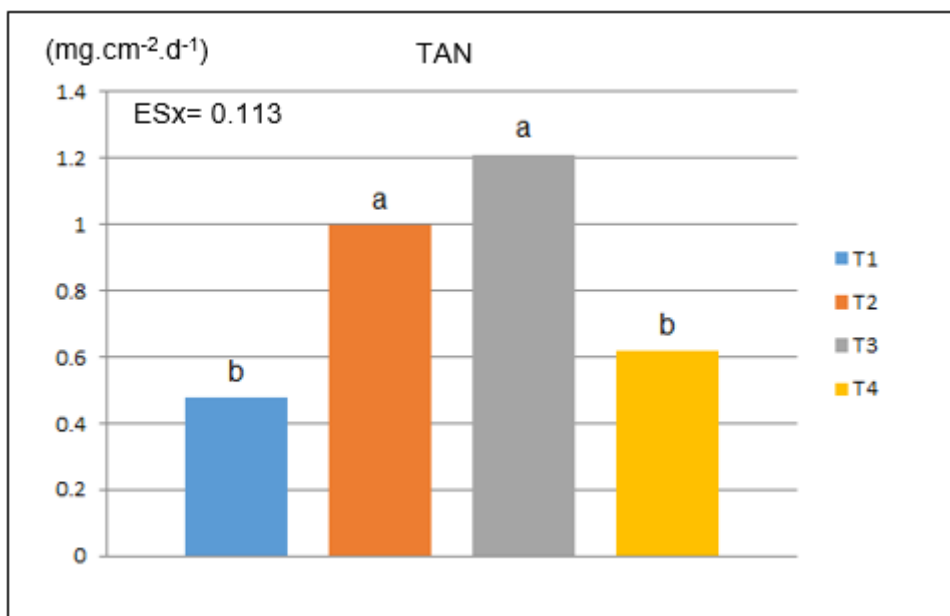


Figura 12. Comportamiento de la tasa de asimilación neta (TAN) en el periodo de 0 a 196 días. Tratamientos con letras diferentes difieren significativamente para $p < 0,05$. ESx significa error estándar de la media. NS significa que no hay diferencia significativa entre las medias.

Como se puede apreciar en estos resultados, la TAN muestra una respuesta de las plantas muy similar al mostrado en la TRC. De la misma manera que en la TRC, en los resultados de la TAN, se refleja que las dosis de 150 y 200 mg.ha⁻¹ de “QuitoMax”, tuvieron un efecto estimulador sobre la actividad metabólica en las plantas. Sin embargo con la dosis de 100 mg.ha⁻¹, no se obtuvo este efecto y por el contrario los resultados obtenidos fueron similares al testigo (T4).

En el cultivo del henequén, resultados similares fueron informados por Padrón (2017), con el empleo del “QuitoMax”, en plántulas procedente de la micropropagación *in vitro* en condiciones de previvero, pero empleando solamente la dosis de 150 mg.ha⁻¹.

El “QuitoMax” es un bioestimulante líquido a base de polímeros de quitosana, que funciona como activador de la fisiología y el crecimiento vegetal lo que conlleva al incremento de los rendimientos (Falcon *et al.*, 2015; Iriti *et al.*, 2009). Según estos propios autores se ha considerado que el modo de acción de estos polímeros puede deberse a la asimilación por la planta de los grupos aminos del polímero y su utilización en esqueletos carbonados o a un efecto antitranspirante en la planta que permite un mejor uso del agua para el crecimiento, en especial cuando se hacen aplicaciones foliares.

Este efecto en el cultivo del henequén pudiera estar más asociado a la asimilación de los grupos aminos por la planta, ya que el henequén realiza el Metabolismo Ácido de las Crasuláceas, (CAM), con la particularidad de tener los estomas cerrados durante el día, además de tener alto contenido de ceras epicuticulares en sus hojas, todo lo cual le permite tener una tasa de transpiración baja, y hacer una mejor economía del agua. Sin embargo estas especies acumulan cantidades significativas de carbono durante la noche, el cual es almacenado en forma de malato para ser descompuestos durante el día y obtener el CO₂ necesario para la síntesis de azúcares en el ciclo de Calvin (Hernández, 2002). Aunque se ha reportado que puede funcionar indistintamente como planta CAM o C3 (Luttge, 2004). No obstante el crecimiento de estas plantas es lento.

Falcón *et al.* (2015) se refieren a resultados en el crecimiento, desarrollo y rendimiento de diferentes cultivos (soya, maíz, tomate, lechuga, papa) con la aplicación foliar de quitosana. En relación a la soya y el maíz lo asociaron con variaciones en la fotosíntesis, conductancia estomática, transpiración y concentración de CO₂ intercelular, en el resto de los cultivos se refieren solamente al incremento en biomasa, como lo especifican en la lechuga, que se declara un aumento del 50 % de la superficie foliar.

Jiménez *et al.* (2009), por su parte no encontraron efecto con el uso de tres dosis de Quitosana en la emisión de flores en el cultivo del pepino, y por otra parte en el grosor del fruto, dosis de 100 y 150 mg.ha⁻¹ arrojaron resultados similares al testigo.

Finalmente a pesar de los criterios favorables en cuanto al efecto estimulador del “QuitoMax”, en el cultivo del henequén, los resultados mostrados pueden no ser concluyentes en las condiciones del estudio para esta fase del desarrollo del cultivo. La etapa de vivero en el cultivo del henequén puede extenderse en las condiciones actuales de Matanzas hasta los 18 o 20 meses, de acuerdo con la calidad de las posturas en el momento de su trasplante y a las atenciones culturales que se les realicen durante esa etapa (información aportada por los especialistas de la UEB), criterios que también fueron informados por Vinent *et al.* (1998) en análisis anteriores. Estos autores se refirieron a un tiempo mayor de 14 meses cuando las condiciones de vivero no son favorables.

El estudio realizado se enmarcó solamente en un período de 6,5 meses, que coincidió además con los meses menos favorables para el desarrollo de este cultivo de acuerdo con las condiciones climáticas de Cuba (noviembre-febrero), (Otero, 1999; Abreu, 2009; Sosa, 2011; MINAG, 2012; MINAG, 2016), lo cual no excluye la posibilidad de que en un mayor tiempo de evaluación puedan reflejarse efectos más beneficiosos con el empleo del estimulador de origen natural “QuitoMax” en el desarrollo del cultivo y en el proceso productivo en general. Las posturas en el vivero deben alcanzar una altura de 45 a 50 cm, o puede ser inclusive de 40 cm y no menos de 15 hojas para pasar a plantación permanente (MINAG, 2012, 2016), lo que aún no se

cumple en este estudio durante el período que se evaluó, por ello deben permanecer un mayor tiempo en esta fase, que pudiera llegar a ser finalmente inferior a los 14 meses.

4.1. Valoración económica

Tabla 2. Ficha de costo comparativa por tratamiento para cubrir una hectárea de vivero.

Gastos generales	UM	16 - 18 meses			
		T 1 (\$ MN)	T 2 (\$ MN)	T 3 (\$ MN)	T 4 (\$ MN)
Costo de la postura para ser llevada al vivero	\$/ha	8888,88	8888,88	8888,88	8888,88
Costo de permanencia de la postura	\$/ha	33333,33	33333,33	33333,33	33333,33
Costo de aplicación del "QuitoMax"	\$/ha	34,00	34,00	34,00	-
Gastos totales	\$/ha	42256,18	42256,18	42256,18	4222,21
Cantidad total de plantas	ha	222222,22	222222,22	222222,22	222222,22
Costo/planta		0,190	0,190	0,190	0,189

Costo del QuitoMax para cubrir una hectárea (\$ 34,00)

Marco de plantación en vivero 0,30 x 0,15 (222222,22 posturas por hectárea.)

Costo de la postura para ser llevada al vivero: \$ 0,04

Costo de permanencia de la postura: \$ 0,15

Como se puede observar en la tabla 2, el incremento en el costo de la postura con el empleo del “QuitoMax”, puede considerarse insignificante para cubrir una hectárea de vivero, debido a que este producto se comercializa a precios muy bajos (Producción nacional). Por otra parte el empleo del “QuitoMax” pudiera reducir considerablemente el tiempo de permanencia de la postura en la fase de vivero, lo que conllevaría a una reducción significativa en el costo de permanencia de las plantas, al tiempo que se obtiene una postura de mayor calidad, lo que influirá en una reducción del tiempo para la entrada en producción de estas plantaciones.

Finalmente sobre estos criterios no se pudo concluir en la investigación realizada, ya que no se pudo evaluar el comportamiento de las plantas hasta la fase final del vivero.

V. CONCLUSIONES.

- En los indicadores altura y grosor del tallo se evidenció una mayor respuesta de las plantas al final del periodo estudiado con el empleo del bioestimulador del crecimiento de origen natural “QuitoMax” a la dosis de 200 mg.ha⁻¹, lo que no ocurrió de la misma manera en las variables número de hojas, largo y ancho de las hojas y área foliar.
- En el comportamiento de los indicadores fisiológicos evaluados (TAC, TRC y TAN) se evidenció una mayor actividad fisiológica de las plantas en los tratamientos con el empleo del “QuitoMax” en las dosis de 200 y 150 mg.ha⁻¹.
- Con el empleo del bioestimulador del crecimiento de origen natural “QuitoMax”, no se incrementa de manera significativa el costo por planta en posturas de henequén en la etapa de vivero y por el contrario se pueden obtener mejores beneficios económicos y mayor calidad de las plantaciones.

VI. RECOMENDACIONES.

- Continuar el estudio con el empleo del bioestimulador del crecimiento de origen natural “QuitoMax”, en postura de henequén en condiciones vivero, que permita establecer una metodología para su uso en este cultivo.

VII. BIBLIOGRAFÍA.

1. Abreu, E.O. 2009. Aclimatización de plántulas de henequén (*Agave fourcroydes* Lem.) y su evaluación en la etapa de previvero La Habana. Tesis (en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas) Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA).
2. Arias M, L A. 2011. Ecología poblacional de *Agave Angustifolia* en la región de Xochicalco, Morelos: Evaluación de su potencial para la restauración ecológica. Tesis en opción al título de Maestro en Ciencias (Biología Ambiental). Universidad Nacional Autónoma de México.
3. Arizaga, S. y Ezcurra, E. 2002. Propagation Mechanisms in *Agave Macroacantha* (Agavaceae), a tropical arid-land Succulent rosette. *American Journal of Botany* 89(4): 632-641.
4. Binh, L.T., Muoi, L.T., Oanh, H.T.K., Thang, T.D.Y and Phong, D.T. 1990. Rapid propagation of *agave* by *in vitro* tissue culture. *Plant cell, tissue and Organ culture*.23: 67-70.
5. Buenas Tareas. 2011. Henequén En Yucatán [en línea] Disponible en:<http://www.buenastareas.com/ensayos/Henequen-En-Yucatan/1811362.html> [Consulta: mayo, 24 2017].
6. Boonlertnirun, S., Boonraung, C., y Suvanasa, R. 2008. Application of chitosan in rice production. *J. Metals Mat. Min.* 18:47-52.
7. Casillas, F.R., Cárdenas, A.O., Rivas, C., Verde, M.J. and Cruz-Vega, D.E. 2012. Cytotoxic activity of *Agave lechuguilla* Torr. *African Journal of Biotechnology* Vol. 11(58): 12229-12231.
8. Carrión, M. 1988. El henequén como planta productora de fibra dura. *Boletín* 15, pp. 7- 29.
9. Colunga, P.S. 1996. Origen, variación y tendencias evolutivas del Henequén (*Agave fourcroydes* Lem). Capítulo 1. Tesis presentada para obtener el grado Científico de Doctora en Ecología. Universidad Nacional
10. Chu, I.Y.E. 1992. Perspectiva of micropropagation industry. In: Kutwa

- K and Kozai, T. P (eds) Transplant Production Systems. p. 137-150.
11. Cho, M H.; No, H K. y Prinyawiwatkul, W. 2008. Chitosan Treatments Affect Growth and Selected Quality of Sunflower Sprouts. *Journal of Food Science*. 73: 70-77.
 12. Dahlgren, R.M.T., Clifford, H.T., Yeo, P.H. 1985. The family of the monocotyledons. Structure, evolution and taxonomy – Springer-Verlag. Pp 177 – 186.
 13. Díaz, G. 1995. Efecto de un análogo de brasinoesteroide DDA-6 en el cultivo del tabaco. *Cultivos Tropicales*, vol. 16, no. 3, p. 53-55.
 14. Dzung, N.A. 2004. Study on effect of chitosan oligomer on the growth and development of some short term crops in Dak Nong province. *Final report of projet of Science & Technology Department of Dak Nong* (Vietnamese).
 15. Eguiarte, L.E., A. Silva y V. Sousa. 2000. Biología evolutiva de la familia Agavaceae: Biología reproductiva, genética de poblaciones y filogenia. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 166, pp.131- 150.
 16. Enríquez del V, R. y Díaz, B. 1994. Experiencias sobre propagación *in vitro* de plantas. Centro de micropropagación de especies vegetales. Cuadernos de los centros No 1. Pp. 11 – 14.
 17. Falcón, A.B. 2009. Evaluación de oligosacarinas nacionales de quitosana en la estimulación del crecimiento, la nodulación y la protección de cultivos de interés económico. *Informe Final del PNCT 00300277*. CITMA.
 18. Falcón, A B. 2012. Actividad enraizadora de una mezcla de oligogalacturónidos en pecíolos de violeta africana. *Cultivos Tropicales*. 28 (2): 87–90.
 19. Falcón, A. B; Costales Menéndez Daimy; González-Pena Fundura, Dianevys; Nápoles García, María. C. 2015. Nuevos productos naturales para la Agricultura: Las Oligosacarinas. *Cultivos Tropicales*. 36(especial): 111-129.

20. Ferwerda, P., F y Wit, F. 1987. Sistemática y relaciones botánicas. En: Genotecnia de cultivos tropicales perennes. Editorial AGT, México. pp. 3- 20.
21. Fontes, E. 2017. Evaluación de vitroplantas de henequén (*Agave fourcroyes* Lem.) procedentes de una nueva accesión (Subinerme) durante la etapa de aclimatización. Trabajo de Diploma (en opción al título de Ingeniero Agrónomo) - Universidad de Matanzas.
22. García S, D y Serrano, H. 2012. *Agave fourcroydes* (Lem.) y sus nuevas perspectivas. Tecno Agro. (78).
23. Garriga, M., González, G., Alemán S., Abreu, E., Quiroz K., Caligari, P. y García, R. 2010. Manejo de la Interacción Auxina-Citoquinina para Mejorar el Protocolo Micropropagación de Henequén (*Agave fourcroydes* Lem.) Chilean Journal of Agricultural Research, 70 (4): 545-551.
24. Gentry, H. S. 1982. Agaves of continental North America. University of Arizona Press, Tucson, AZ.
25. González, G. 2001. Embriogénesis somática en henequén (*Agave fourcroydes* Lem) Tesis presentada en opción al grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas Universidad de Matanzas. 114p.
26. González, G.; Alemán, S.; Trujillo, R.; Domech, R.; Abreu, E O.; Pérez, Y. 2002. Influencia del 6 Benziladenina sobre el comportamiento in vitro de plantas de henequén obtenidas a partir de embriones. Biotecnología Vegetal 2 (4): 235-238.
27. González, G.; Alemán, S.; Infante, D. 2003. Asexual genetic variability in *Agave fourcroydes* II: Selection among individuals in clonally propagated population. Rev. Plant Science (165), pp. 595-601.
28. González, G.; Abreu, E. 2009. El henequén. Cultivo importante desconocido, con futuro promisorio. Universidad de Matanzas "Camilo Cienfuegos". 12p (monografía).
29. Hernández, R. 2002. Fotosíntesis en plantas con el Metabolismo Ácido de Crasuláceas (MAC O CAM). p. 24-27.

30. Infante, D.; González, G.; Peraza, L.; Keb-Llanes, M. 2002. Asexual genetic variability in Agave. *Plant Science*. 164 (2), pp. 223-230.
31. Iriti, M.; Picchi, V.; Rossoni, M.; Gomarasca, S.; Ludwig, N.; Garganoand, M. y Faoro, F. 2009. Chitosan antitranspirat activity is due to abscisic acid-dependent stomatal closure. *Env. Exp. Bot.* 66: 493-500.
32. Jiménez Nuñez, L. 2009. Evaluación de tres dosis de quitosana en el cultivo de pepino en un período tardío. Universidad de Granma. Apartado 21. Bayamo CP. 85100 Granma. Cuba.
33. Keb, L.M., González, G., Bartolome, Chi.M. and Infante, D. 2002. A rapid and simple method for smal-scale DNA. Extraction agavaceae and others tropical plant. *Plant Molecular Biology Reporter* 20: 1-5 September.
34. Kowalski, B., Jiménez Terry, F., Herrera, L. y Agramonte-Peñalver, D. 2006. Application of soluble chitosan in vitro and in greenhouse to increase yield and seed quality of potato minitubers. *Potato Res.* 49:167- 176.
35. Lobert, S., Jefferson, B., Morris K. Cytoskeleton. 2011. Cell polarity and migration emerging role for the endosomal sorting machinery *Physiology*. 14: 171-180.
36. Luttge, U. 2004. Ecophysiology of Crassulacean Acid Metabolism (CAM). *Annals of Botany*. 93 (6): 629 – 652.
37. Madrigal, L., R. y Pineda, E. F. 1986. Propagación *in vitro* de Agave. Programas y Resúmenes XI Congreso Nacional de Citogenética. pp 5.
38. Madrigal L., R., Pineda, E., Rodríguez de la O, JL. 1990. Agave. *Handbook of Plant Cell Cultura*. Philip V. Ammirato, David A. Evans. William R. Sharp and Yashpal P.S. Bajaj. Vol. 5: Ornamental Species. MacGraw-Hill Publishing Co., New York. pp 206- 227.
39. MINAG. 2012. Instructivo técnico del cultivo del Henequén. Instituto de investigaciones hortícolas “Liliana Dimitrova”. 18 p.
40. MINAG. 2016. Instructivo técnico del cultivo del Henequén. Instituto

- de investigaciones hortícolas "Liliana Dimitrova". 19 p.
41. Miranda, E.D. y Orellana, J.A. (2007). Propuesta de diversificación, industrialización y comercialización del cultivo del henequén, para contribuir al fortalecimiento del subsector Henequenero de la zona oriental de E Salvador.
 42. No, H. K. y Meyers, S. P. 1995. Preparation and characterization of chitin and chitosan – a review. *J. Aquatic Food Product Tech.* 4:27-52.
 43. Otero B. R. 1999. El cultivo del henequén (*Agave fourcroydes*, Lem.) como planta textil y su aprovechamiento integral. *Temas de Ciencia y Tecnología.* 3(9): 23 - 46.
 44. Otero, B., Valdez-Torres, C., Igarza, S., A., Rodríguez, Z. 2000. Efecto de la norma e intervalo de riego en el crecimiento y desarrollo del henequén (*Agave fourcroydes*, Lem). *Temas de Ciencia y Tecnología.* 4 (11): 45.
 45. Padrón, L. 2017. Evaluación de dos estimuladores del crecimiento de origen natural en plántulas micropropagadas de henequén, accesión Subinerme en condiciones de previvero. Trabajo de Diploma (en opción al título de Ingeniero Agrónomo) - Universidad de Matanzas.
 46. Peña, Esperanza.; González, G.; Berrillo, A.; Sosa, D.; Arteaga, M.; Rittoles, D.; Pérez, D.; Torriente, Z. 1997. Tecnología para la micropropagación del Henequén a gran escala. *Rev. Jardín Botánico Nacional.* 18, pp 169-176.
 47. Piven, N. M.; Barredo-Pool, F. A; Borges-Argáez y Robert, M.L. 2002. Key events in the regulation of somatic embryogenesis in monocots: Agaves. *Bulletin of the state Nikitsky Botanical Gardens.* vol. 86:12-16.
 48. Prashanth, K. V. H. y Tharanathan, R. N. 2007. Chitin/chitosan: modifications and their unlimited application potential-an overview. *Trends in Food Science & Tech.* 18: 117-131.
 49. Reddy, M.V., Arul, J., Angers, P. y Couture, L. 1999. Chitosan treatment of wheat seeds induces resistance to *Fusarium graminearum* and improves seed quality. *J. Agric. Food Chem.* 47: 1208-1216.

- 50.Reddy, G.K., Lakshmi, S.M., Kumar, C.K.A., Kumar, D.S and Srinivas, T.L. 2013. Evaluation of anti-inflamatoy and antioxidant activity of methanolic extract of *Agave cantala* Roxb. Journal of Global Trends in Pharmaceutical Sciences 4 (4): 1300-1309.
- 51.Robert, M.L., Herrera, J.L., Contreras, F., Scorer, K. N. 1987. In vitro propagation of *Agave fourcroydes* Lem. (Henequen) Plant Cell, Tissue and Organ Culture 8: 37 – 48.
- 52.Robert, M.L., Herrera, J.L., Chan, J.L., Contreras, F. 1992. Micropropagation of *Agave* spp. J:P:Y: Bajaj (ed) Biotechnology in Agriculture and Forestry Springer-Verlag. p. 306 -329.
- 53.Robert, M.L., Ortiz, R.y Herrera, J.L. 1999. *In vitro* and *ex vitro* weaning: A key factor for field performance of micropropagate henequen (*Agave fourcroydes* Lem) Cassals Methods and markers for Quality assurance in micropropagation. Ed University College, Cork Ireland.
- 54.Rogalski, M., Antunes de Moraes, L K., Felisbino, C., Crestani, L., Guerra, M P., Lima da Silva. 2003. Aclimatization of micropropagated *Prunus* rootstocks Rev Bras Frutic. 25 (2).
- 55.Ruiz, M. L. 2004. Comparación del crecimiento de magueyes pulqueros (*Agave salmiana* Otto ex. Salm y *Agave mapisa-ga* Trel.) bajo esquemas de propagación *in vitro* y condiciones de invernadero. Biología Scripta Maqueda. p. 1–6.
- 56.Sankoumba F, M. 2014. Evaluación del comportamiento de la propagación *in vitro* de nuevas accesiones (Subinerme y C-97) de henequén (*Agave fourcroydes* Lem). Tesis (en opción al título científico de Master en Ciencias Agrícolas).
- 57.Sharathchandra, R.G., Niranjan Raj, S., Shetty, N.P., Amruthesh, K.N. y Shetty, H.S. 2004. A chitosan formulation Elexa TM induces downy mildew disease resistance and growth promotion in pearl millet. Crop Protection. 23: 881-888
- 58.Shao, C.X., Hu, J., Song, W.J.y Hu, W.M. 2005. Effects of seed priming with chitosan solutions of different acidity on seed germination and physiological characteristics of maize seedling. *J. Zhejiang Univ. Agric. Life Sci.* (1): 705-708.

59. Sosa del Castillo, M. 2011. Evaluación en vivero de comportamiento de posturas de henequén (*Agave fourcroydes Lem*) procedente de diferentes vías de propagación. Matanzas. Tesis (en opción al grado científico de máster en ciencias agrícolas)—Universidad de Matanzas Sede: “Camilo Cienfuegos”.
60. Taiz, L. and Zeiger, E. 2006. Plant Physiology, 4th Ed. Sinauer, Sunderland, M. A. 660 p.
61. Terry, Caridad; Castellanos G, L.; Maritza Hernández Castellanos; González O, G. 2015. Posibilidades del henequén (*Agave fourcroydes*) para el control de plagas de los cultivos. Agroecosistemas. p. 514-524.
62. Torres, J y Mogollón, N. 2002. Efecto del Pbz sobre la brotación y el desarrollo in vitro de la epidermis foliar de *Cattleya mossiae parker ex hooker* previo a la aclimatización Bioagro. p. 25-28.
63. Vinent S, E.; Valdés T, C.; Grillo R, O. 1998. Análisis de las alternativas para la producción de henequén en Cuba. Proyección 1998-2007. Instituto de Investigaciones Hortícolas “Liliana Dimitrova”. 19 p.
64. Yanes, A. 2015. Evaluación del efecto del fertilizante foliar “Plantos verde” en el crecimiento y desarrollo de plántulas de henequén (*Agave fourcroydes Lem.*) en la fase de previvero. Trabajo de Diploma (en opción al título de Ingeniero Agrónomo) – Universidad de Matanzas.
65. Zwane, P.E., Masarirambi, M.T., Magagula, N.T., Dlamini, A.M. and Bhebhe, E. 2011. Exploitation of *Agave Americana* L. plant for food security in Swaziland. American Journal of Food and Nutrition. Am. J. Food. Nutr. 1 (2) : 82-88.
66. Zhou, Y. G.; Yang, Y. D.; Qi, Y. G.; Zhang, Z. M.; Wang, X. J. y Hu, X. J. 2002. Effects of chitosan on some physiological activity in germinating seed of peanut. Journal of Peanut Science. p. 22–25.