



UNIVERSIDAD DE MATANZAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
DEPARTAMENTO DE AGRONOMÍA



TRABAJO DE DIPLOMA EN OPCIÓN AL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO



**EFFECTO DEL QUITOMAX® Y EL PECTIMORF® EN EL
CRECIMIENTO Y LA RELACIÓN FUENTE - DEMANDA DEL
CULTIVO DE LA ZANAHORIA (*Daucus carota* L.).**

Autor: Ismaray Revuelta Oramas
Tutor: MSc. Lilibeth Rodríguez Izquierdo

Julio, 2018

NOTA DE ACEPTACIÓN

Presidente del Tribunal

Firma

Miembro del Tribunal

Firma

Miembro del Tribunal

Firma

Dado en Matanzas, a los ____ días del mes de _____ de 2018.

“Año 60 de la Revolución”

AGRADECIMIENTOS



OPINIÓN DEL TUTOR

El Trabajo de Diploma: Efecto del QuitoMax® y el PectiMorf® en el crecimiento y la relación fuente - demanda del cultivo de la zanahoria (*Daucus carota* L.), de la estudiante Ismaray Revuelta Oramas, es el resultado de un constante y profundo estudio investigativo.

Realizar estudios como los que se presentan, permiten analizar la influencia de los bioestimulantes empleados no solo en el rendimiento, sino en los procesos fisiológicos que determinan la productividad de las plantas y comprender sus mecanismos de acción con vistas a optimizar su uso en momentos adecuados del desarrollo del cultivo.

La investigación posee alto valor científico y aplicabilidad en la producción agrícola, pues valida que los bioestimulantes aumentan la productividad del cultivo de la zanahoria, con incrementos significativos del rendimiento respecto a las plantas no tratadas, constituyendo por tanto una alternativa agroecológica para incrementar el crecimiento y rendimiento de este cultivo con un mínimo costo económico y medio ambiental.

El interés, seriedad, laboriosidad, responsabilidad e independencia demostrada por la estudiante durante el desarrollo del trabajo permitió el satisfactorio cumplimiento de los objetivos propuestos y el aporte de valiosos resultados al desarrollo de la agricultura en el territorio.

Por lo antes expuesto se propone que este trabajo sea aceptado por el tribunal y se le otorgue a Ismaray Revuelta Oramas el título de Ingeniera Agrónoma.

MSc. Lilibeth Rodríguez Izquierdo

RESUMEN

La investigación se desarrolló en el Organopónico de la Universidad de Matanzas en el período comprendido entre febrero y mayo de 2017, con el objetivo de evaluar el efecto de los productos QuitoMax® y Pectimorf® en el crecimiento y la relación fuente-demanda del cultivo de la zanahoria (*Daucus carota* L.). Se empleó la variedad de zanahoria “New Kuroda”, con un ciclo de 90 -100 días después de la siembra (DDS). Se estableció un diseño experimental de bloque al azar con tres réplicas en un área de 180 m², para la evaluación de los tratamientos: T1: control sin aplicación de productos, T2: 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax® y T3: 150 mg.ha⁻¹ de Pectimorf®, ambos aplicados a los 20 y 50 DDS. Se realizaron muestreos destructivos periódicamente para determinar entre otras variables agromorfológicas: la altura, superficie foliar, acumulación y distribución de masa seca en la planta, a partir de las cuales se calcularon los índices de crecimiento y potenciales fuente – demanda a lo largo del ciclo del cultivo. En la cosecha se evaluó el largo, diámetro y peso de la raíz carnosa y el rendimiento del cultivo. Los resultados validan el efecto favorable de los bioestimulantes en el crecimiento y la producción de masa seca en las plantas con un impacto significativo del producto PectiMorf® en la calidad comercial de la raíz carnosa y el rendimiento del cultivo. Se evidencia un efecto directo de ambas oligosacarinas en la actividad fotosintética, la producción y distribución de fotoasimilados desde las hojas hacia las raíces en etapas tempranas del ciclo biológico.

ÍNDICE

Contenidos	Página
Introducción	1
Problema e Hipótesis	2
Objetivos	3
1. Revisión bibliográfica	4
1.1 Generalidades del cultivo de la zanahoria.	4
1.2 Descripción morfológica y ciclo fenológico del cultivo.	5
1.3 Requerimientos edafoclimáticos.	7
1.4 Análisis del crecimiento, acumulación y distribución de asimilados en el cultivo.	8
1.5 Las oligosacarinas.	11
1.6 Efectos fisiológicos de las oligosacarinas en las plantas.	13
2. Materiales y métodos.	16
2.1 Descripción del experimento.	16
2.2 Características de los bioestimulantes empleados	17
2.3 Determinación del crecimiento y desarrollo de las plantas.	17
2.4 Análisis de la acumulación y distribución de asimilados.	18
2.5 Evaluación del rendimiento del cultivo.	19
2.6 Análisis estadístico.	19
3. Resultados y discusión.	20
3.1 Efecto de los bioestimuladores QuitoMax® y PectiMorf® en el crecimiento y desarrollo fisiológico del cultivo de la zanahoria.	20
3.2 Análisis de la relación fuente – demanda de asimilados en la planta.	28
3.3 Evaluación del rendimiento del cultivo en la cosecha.	33
Conclusiones	35
Recomendaciones	36
Bibliografía	37

INTRODUCCIÓN

El crecimiento acelerado de la población a nivel mundial y la sobrepoblación de las zonas urbanas es cada día más evidente. En el año 2002, cerca de dos mil millones de personas vivían en las ciudades y se estima que para el 2030 esta cifra se habrá duplicado (FAO, 2007), no obstante, la mayor parte de los alimentos continúan produciéndose en zona rurales y recorren grandes distancias hasta los mercados urbanos.

Los programas agrícolas para la producción sostenida de vegetales han logrado incrementos en los últimos años con aportes a la disponibilidad de productos para el consumo y la comercialización. El aumento del rendimiento en las hortalizas a nivel mundial, ha estado motivado más por el incremento de las producciones, que por la extensión de las áreas cultivadas, como resultado del uso y abuso de productos químicos que degradan cada vez más las bases productivas y atentan contra la salud de los propios consumidores (Díaz, 2013).

Según la Oficina Nacional de Estadística e Información [ONEI] en el año 2017, Cuba incrementó el cultivo de hortalizas en 102,6 % respecto al año anterior, sembrándose alrededor de 185 743 hectáreas, con la producción de 2 384 823 toneladas que representan el 28,39 % de las producciones agrícolas.

La zanahoria (*Daucus carota* L.) es una de las hortalizas de mayor demanda en la población cubana en cualquier época del año, por sus excelentes cualidades gustativas, la posibilidad de consumirse en estado fresco o en conserva y a su relativo aporte en vitaminas y minerales (Pérez y Figueredo, 2010).

Su cultivo se ha extendido fundamentalmente a condiciones de organopónicos y huertos intensivos, bajo tecnologías de producción sostenibles (mínimo uso de agroquímicos), dependientes de alto volúmenes de materia orgánica no siempre disponible, lo cual disminuye la fertilidad de los sustratos y no logra estimular la mayor eficiencia biológica de las plantas. Esta situación, ha implementado el uso de bioestimulantes y biofertilizantes orgánicos que permiten a las plantas superar las

situaciones de estrés en las condiciones adversas del medio y maximizar las potencialidades intrínsecas del cultivo para elevar sus rendimientos (Naroua, 2009; García, 2011; Álvarez, 2014; Sianeh, 2015).

En este sentido, los productos QuitoMax[®] y PectiMorf[®], desarrollados por el Grupo de Productos Bioactivos (GPB) del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA), demuestran ser una alternativa promisorio para inducir positivamente el crecimiento y la productividad de las plantas, ya que ejercen una influencia probada en el crecimiento vegetativo y radical, acortan y mejoran el período de floración y fructificación e incrementan los rendimientos mediante diversas formas de aplicación (Falcón *et al.*, 2010; 2012; 2015).

PROBLEMA

¿Cómo influye la aplicación de los productos QuitoMax[®] y PectiMorf[®] en el desarrollo fisiológico y la respuesta productiva del cultivo de la zanahoria?

HIPÓTESIS

El análisis de los indicadores del crecimiento, acumulación y distribución de asimilados en plantas de zanahoria, permitirán determinar la influencia que ejercen los productos QuitoMax[®] y PectiMorf[®] en la formación de la raíz carnosa y el rendimiento del cultivo.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de los productos QuitoMax® y Pectimorf® en el crecimiento y la relación fuente - demanda del cultivo de la zanahoria (*Daucus carota* L.).

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar el efecto de la aplicación foliar de los bioestimulantes en el comportamiento de algunas variables agromorfológicas e indicadores fisiológicos que intervienen en la formación del rendimiento del cultivo.
2. Evaluar la influencia de los bioproductos en los patrones de acumulación y distribución de asimilados en los órganos y los potenciales fuente - demanda de la planta.
3. Determinar el efecto de los bioestimuladores en el rendimiento y sus componentes en la cosecha.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1 Generalidades del cultivo de la zanahoria.

La zanahoria (*Daucus carota* L.) es una planta perteneciente a la familia *Umbelliferae*. Esta familia tiene más de 250 géneros y 3 000 especies de las cuales *Daucus carota* L. var. *Sativus* Hoffm. es la especie comercial más difundida (Rubatzky *et al.*, 1999).

Su origen y domesticación se asocia a la región del Mediterráneo y Asia Central, conociéndose también especies sudamericanas como *Daucus montans* y *Daucus montevidens* (Rachetti, 2006).

Las zanahorias cultivadas se clasifican en dos tipos: las orientales (asiáticas) con raíces púrpuras y amarillas, reportándose como centro primario de diversidad Afganistán y Türkistan (Asia Central), con evidencias de su cultivo desde el siglo X; y las occidentales con raíces anaranjadas, amarillas rojas o blancas. Una hipótesis plantea que las zanahorias anaranjadas se originaron como consecuencia de la selección de agricultores de la región de los Países Bajos durante los siglos XVII y XVIII (Rubatzky *et al.*, 1999).

A nivel mundial, la zanahoria es uno de los cultivos hortícolas más extendidos. En el año 2012, se produjeron alrededor de 36 917 246 toneladas, siendo China el principal país productor con 16 800 000 t, seguido por la Federación Rusa (1 565 032 t), Estados Unidos (1 346 080 t), Uzbekistán (1 300 000 t) y Ucrania (915 900 t), comercializada la mayor parte para su consumo en forma fresca (Ávila, 2015).

En los últimos 30 años la tasa de crecimiento del consumo mundial de zanahoria fue mayor que la tasa de crecimiento de la población. El rendimiento promedio mundial es de 22,4 t.ha⁻¹, aunque se destacan países como Holanda, España, Inglaterra y EEUU con rendimientos medios entre 50-40 t.ha⁻¹ (Gaviola, 2013). En Cuba el rendimiento promedio es de 30-40 t.ha⁻¹, dependiendo de la variedad y las condiciones de cultivo (Pérez y Figueredo, 2010).

Dentro de las variedades más importantes en el país están: Chantenay, Nantes, Imperator, New Kuroda, Kubanan, Brasilia, Tropical CH-4 y Tropical NK-6, cada una con sus particularidades, como ciclo de cultivo que puede estar entre los 70 y 120 días, formas (cónica, cilíndricas, largas, gruesas), tamaños (largas, semilargas, cortas y semicortas), sabores y texturas (Zaccari, 2010).

Este alimento se destaca en la dieta humana por su aporte de vitaminas como la provitamina A, que le da el pigmento naranja y es convertida por el organismo en vitamina A; además proporciona vitamina E, algunas del grupo B como folatos y niacina y la vitamina C. Respecto a los minerales, contiene calcio, potasio, calcio, magnesio, sodio, azufre, cloro y yodo. Tiene una mayor proporción de su peso en agua, contribuyendo a la salud de la piel, el funcionamiento del sistema inmune, la vista, el crecimiento y el embarazo. Por esto se consume en fresco como condimento y en ensaladas, y la industria la emplea en la elaboración de jugos y conservas, entre otros usos (Departamento Administrativo Nacional de Estadística [DANE], 2017).

1.2 Descripción morfológicas y ciclo fenológico del cultivo.

La zanahoria es una planta herbácea que puede ser anual o bianual. Las anuales presentan su fase vegetativa y reproductiva en el mismo año de plantación, mientras que las bianuales presentan su fase vegetativa en un año y durante el siguiente se presenta la fase reproductiva (García, s.f.).

Presenta las siguientes características morfológicas según Vidal *et al.* (2016):

Tallo: durante la etapa vegetativa se encuentra a ras del suelo, y sus entrenudos no son visibles. En los nudos se encuentran las yemas que dan origen a las hojas. Una vez que comienza la etapa reproductiva, los entrenudos del tallo se alargan y en su ápice se desarrolla la inflorescencia primaria. El tallo y las ramas son ásperos y pubescentes.

Hojas: la primera hoja verdadera emerge una o dos semanas después de la germinación. Las hojas son pubescentes, 2-3 pinnatisectas, con segmentos lobulados o pinnatífidos. Los pecíolos son largos, expandidos en la base.

Raíz: anatómicamente las raíces de la zanahoria están compuestas por el floema (en la parte más externa) y el xilema o corazón en la parte central. Las zanahorias de alta calidad son aquellas que poseen mayor contenido de floema que xilema, es decir, que tienen un corazón pequeño, pues el floema tiene mayor capacidad para acumular azúcares y carotenos. La forma de la raíz puede ser desde redondeada hasta cilíndrica, encontrándose diversas formas intermedias. El diámetro de la parte superior varía desde 1-10 cm y su longitud se extiende entre 5 y 50 cm, aunque la mayoría de las variedades tienen raíces comprendidas entre los 10 y 25 cm.

Inflorescencia, flores y semillas: la inflorescencia está formada por umbelas compuestas que aparecen en posición terminal y cada planta tiene una central, primaria o de primer orden, que corresponde al tallo principal. Una umbela primaria grande puede tener hasta 50 umbélulas, y cada umbélula contener hasta 50 flores. Generalmente las flores de zanahoria son hermafroditas, pequeñas y blancas, o blancas con tonalidades verdes o púrpuras. La floración de una planta de zanahoria abarca un período entre 30 y 50 días, dependiendo de la cantidad de umbelas por planta. La polinización se produce por medio de insectos. El fruto de cada flor de zanahoria consiste en un esquizocarpo compuesto por dos aquenios unidos. Cada aquenio es lo que comúnmente se denomina semilla y su peso varía entre 0,8 y 3 g cada 1 000 semillas.

La planta de zanahoria se desarrolla en dos etapas o ciclos: en el primero, “ciclo vegetativo”, se produce el follaje y la raíz se engrosa; durante el segundo, “ciclo reproductivo”, se generan los órganos reproductivos y se completa el desarrollo del tallo. Comercialmente los dos ciclos se completan cuando se desea obtener semillas. (Morales, 1995).

Según García (s.f.) pueden identificarse tres etapas fundamentales:

1. Desarrollo de raíces absorbentes y hojas: durante esta fase se genera el crecimiento en longitud de la raíz, presentando al final de esta etapa el 80 % de la longitud total del producto.

2. Engrosamiento de la raíz: en esta fase se acumulan carbohidratos; el engrosamiento no cesa mientras las hojas permanezcan. La tuberización empieza en la parte alta del cáliz y termina en la punta.
3. Fase reproductiva: es inducida la floración cuando existe una acumulación de horas frío (temperaturas inferiores a 10° C). Esto ocurre cuando la planta tiene entre 50 y 70 días en plantas anuales.

1.3 Requerimientos edafoclimáticos.

Suelo

Prefiere los suelos arcillo-calizos, aireados y frescos, ricos en materia orgánica bien descompuesta, con pH comprendido entre 5,8 y 7 y bien drenados. Los terrenos compactos y pesados originan raíces fibrosas, de menor peso, calibre y longitud, incrementándose además el riesgo de podredumbres. Los suelos pedregosos originan raíces deformes o bifurcadas y los suelos con excesivos residuos orgánicos dan lugar a raíces acorchadas (Vidal *et al.*, 2016).

Temperatura

Es una planta sensible a los cambios de temperatura, tiene preferencia por los climas templados. La temperatura mínima de crecimiento está en torno a los 9 °C, la óptima para el crecimiento de la raíz es de 15-21 °C y 23-25 °C para el follaje. Las temperaturas elevadas (más de 28°C) provocan una aceleración en los procesos de envejecimiento de la raíz, pérdida de coloración, etc. (Ávila, 2015).

Luz

Es una especie exigente y necesita alta intensidad lumínica para poder producir bien. La sombra disminuye el tamaño de la raíz y su calidad; es especialmente indeseable al inicio del crecimiento porque el hipocótilo del tallo se alarga y parte de la zanahoria se forma sobre la superficie del suelo, tornándose verdosa y áspera, reduciéndose su valor (Morales, 1995).

Humedad:

La combinación de alta humedad relativa y alta temperatura en el aire favorece el ataque de hongos y bacterias. En el suelo el exceso de humedad provoca la asfixia y pudrición de las raíces. Se adapta a las sequías, pero se reduce la calidad y el rendimiento. Las oscilaciones fuertes de humedad en el suelo provocan rajaduras en la raíz. El suelo debe estar húmedo durante el primer mes y se considera que el cultivo necesita unos 500 mm de agua bien distribuida durante su ciclo (Morales, 1995).

1.4 Análisis del crecimiento, acumulación y distribución de asimilados en el cultivo.

El crecimiento se define como un aumento constante en la masa de un organismo, o como un incremento irreversible en tamaño celular o en división celular (Srivastava, 2002). El crecimiento es posible por la asimilación de carbohidratos, e involucra procesos de absorción de agua, luz, dióxido de carbono y minerales (Bloksma y Huber, 2002).

Taiz y Zeiger (2002) señalan que el crecimiento está acompañado de dos procesos: morfogénesis y diferenciación. El primero es el desarrollo de la forma de la célula u órgano. El segundo, es el proceso por el cual las células cambian estructural y bioquímicamente, para adquirir funciones especializadas. Si bien la planta primero se concentra en el crecimiento y con el paso del tiempo en la diferenciación, ambos procesos ocurren simultáneamente en las plantas.

La productividad de un cultivo, en términos biológicos, comienza a definirse desde el inicio del ciclo de producción comercial, y es afectada por una multiplicidad de factores, algunos de ellos propios del genotipo, otros del ambiente, y otros de las condiciones de manejo (Poorter y Lambers, 1991; Anten y Poorter, 2009; Poorter *et al.*, 2014; Körner, 2015). Estos factores ejercen sus efectos a través de cambios en la diferenciación y expansión de órganos, en la captación de recursos por parte de ellos, y también en la distribución (“partición”) de esos recursos entre los distintos órganos de la planta. Como resultado de estos efectos se producen modificaciones en la acumulación de biomasa entre las distintas partes de esta.

Para poder evaluar cómo las variaciones en el genotipo, el ambiente y en el manejo modifican la acumulación de biomasa a nivel de planta aislada se han desarrollado, desde las primeras décadas del siglo XX, las técnicas matemáticas de “análisis de crecimiento vegetal”. A partir de mediciones sencillas (básicamente, área foliar y peso de los diferentes órganos) se han derivado parámetros que permiten estimar, con suficiente precisión, procesos fundamentales que hacen a la productividad, tales como la tasa de fijación de carbono y la partición de fotoasimilados entre los diferentes órganos de un vegetal. Desarrollos posteriores han permitido evaluar la eficiencia de la planta en cuanto a la utilización de los recursos del ambiente para la producción de biomasa (Di Benedetto y Tognetti, 2016).

Actualmente, el análisis de crecimiento se ha establecido como una disciplina relacionada con la ecofisiología y la agronomía, con sus propios conceptos, términos y herramientas de cálculo (Poorter, 1989; Poorter y Garnier, 1996; Ordoñez *et al.*, 2009; Poorter y Sack, 2012), sirviendo como base del desarrollo de modelos de crecimiento generales (Niinemets y Tenhunen, 1997; Yang y Midmore, 2005; Fourcaud *et al.*, 2008) e incluso para especies hortícolas bajo cultivo intensivo (Gary *et al.*, 1998; Marcelis *et al.*, 1998; Kage *et al.*, 2003).

A pesar de que la metodología del análisis clásico ha sido extensamente utilizada en estudios ecológicos y fisiológicos básicos, y también se ha aplicado a cultivos extensivos, su empleo en producciones vegetales bajo cultivo intensivo ha tenido mucho menos difusión (Di Benedetto *et al.*, 2013, 2015 a, b; Di Matteo *et al.*, 2015).

Dado que el uso e interpretación de los estimadores de crecimiento permite establecer las relaciones causales entre la capacidad de adaptación y el crecimiento de las plantas en ambientes específicos y el rendimiento potencial que es posible obtener para un genotipo dado (Hunt *et al.*, 2002; 2003), su empleo brinda información elemental acerca del comportamiento de las plantas en el sistema de producción.

La acumulación de materia seca es usada como parámetro para caracterizar el crecimiento, porque usualmente tiene un gran significado económico. La producción de asimilados por las hojas y su acumulación en los órganos que son cosechados, influye significativamente en el rendimiento del cultivo (Tekalign y Hammes, 2005 b). Un

estudio del patrón de distribución de materia seca entre los órganos de la planta, es importante para la evaluación de la tasa de crecimiento, la productividad y el nivel de rendimiento (Nganga, 1982).

El índice que mejor describe el crecimiento es la acumulación de masa seca por unidad de área por unidad de tiempo denominado tasa de crecimiento del cultivo (TCC). La TCC de una especie está relacionada estrechamente a la intercepción de radiación solar (Gardner *et al.*, 1985). Otro parámetro utilizado es el área foliar (Taiz y Zeiger, 2002); también expresado como índice de área foliar (IAF), que es la relación de área foliar del cultivo respecto al área de suelo que ocupa. Debido a que la radiación solar cubre toda la superficie del suelo, el IAF determina la fracción o proporción de luz interceptada (Suojala, 2000). Por otra parte, la tasa de asimilación neta (TAN) es una estimación de la capacidad fotosintética de la planta, ya que mide la ganancia neta de asimilados por unidad de área foliar y por unidad de tiempo (Santos *et al.*, 2010).

Cuando se analiza el modelo de crecimiento de una planta o el efecto de diferentes tratamientos sobre dicho modelo es importante cuantificar cómo se distribuyen los fotoasimilados entre diferentes órganos (Shipley y Meziane, 2002; Niklas, 2004; Makarieva *et al.*, 2008; Robinson *et al.*, 2010; Renton y Poorter, 2011; Poorter *et al.*, 2012).

En el proceso de crecimiento y desarrollo, las plantas presentan partes contrastantes metabólicamente que son referidas como tejidos fuente y vertedero. Los tejidos fuente en la planta de zanahoria, corresponden a aquellos exportadores netos de asimilados, principalmente hojas y tallos verdes (órganos autotróficos), productores de azúcares y aminoácidos a partir de compuestos resultantes de la fotosíntesis. Los tejidos vertedero son importadores netos de asimilados representados fundamentalmente por la raíz (órganos heterotróficos) que consume estos productos en los procesos de respiración, crecimiento y almacenamiento (Foyer y Paul, 2001). La potencia o demanda del vertedero se refiere a la habilidad de este tipo de órganos para atraer o acumular compuestos de carbono.

La asimilación de materia seca y su distribución dentro de la planta determinan la productividad del cultivo. La presencia de órganos de la planta con una demanda neta

por asimilados, puede influenciar fuertemente los patrones de producción y distribución de materia seca (Gifford y Evans, 1981 citados por Tekalign y Hammes, 2005a). El peso seco de la raíz depende de la actividad fotosintética de la parte aérea, la cual está estrechamente relacionada con el tamaño (masa seca) de las hojas (Currah y Barnes, 1979; Benjamin, 1984).

La formación de la raíz depende de la disponibilidad de asimilados y de la habilidad de estos para acumularlos. Antes de la tuberización, los fotoasimilados se destinan principalmente al desarrollo de las hojas, la fuerza de la demanda de las hojas es mayor que la de cualquier otro órgano. Con el inicio de la tuberización, esta tendencia cambia, pues a medida que la raíz crece, su demanda de asimilados aumenta (Krziesinski y Knaflewski, 2004).

1.5 Las oligosacarinas.

Las oligosacarinas fueron descubiertas como resultado de estudios de gran importancia en la biología vegetal realizados durante las décadas de los 70 y los 80. De esta forma se conoce hoy que la pared celular de las plantas es además de reservorio o sostén celular, un depósito de esta nueva jerarquía de hormonas que actúan en una variada gama de funciones en la planta, posiblemente mediante acción directa o indirecta sobre las llamadas hormonas tradicionales de la planta, y especialmente en la activación de respuestas defensivas y de resistencia de la planta contra patógenos y predadores.

Los componentes polisacáridos y glicoproteicos de las paredes celulares constituyen una fuente de oligosacáridos, que además de ser elicitores de respuestas defensivas en la planta, algunos ejercen efectos en el crecimiento y desarrollo de las mismas a bajas concentraciones. El término oligosacarinas se refiere, por tanto, a oligosacáridos de diferente origen con efecto biológico en las plantas. Están constituidos por una cadena de residuos glicósidos unidos por enlaces glicosídicos (Côté *et al.*, 1998; Shibuya y Minami, 2001).

Las oligosacarinas se denominan de tipo endógena o exógena, de acuerdo a que sean obtenidas o liberadas de las paredes celulares de la planta o del patógeno, respectivamente.

Entre las endógenas una de las más conocidas y estudiadas son los oligogalacturónidos (oligosacáridos pécticos). Estos están constituidos por una cadena lineal de moléculas de ácido galacturónico unida por enlaces α -1-4. Se localiza en la porción péctica que constituye la pared celular de las plantas y en condiciones naturales se liberan de la pectina mediante hidrólisis enzimática, por acción de la planta o como resultado del ataque de patógenos (Esquerré-Tugayé *et al.*, 2000; Ridley *et al.*, 2001).

Las oligosacarinas exógenas más conocidas son las oligoquitinas, poli y oligoquitosanas, y lipo-quitin-oligosacáridos. Los derivados de la quitina son liberados de la pared celular de los patógenos que los contienen, mediante degradación enzimática por enzimas quitinasas que se excretan por la planta como respuesta al ataque del patógeno (Shibuya y Minami, 2001). Los conocidos como factores Nod (lipo-oligo-quitinas) son sintetizados de novo y excretados por bacterias del género *Rizobiaceae*, como respuesta a señales químicas liberadas por la planta y percibidas por el microorganismo.

No obstante el origen mencionado, las oligosacarinas pueden ser extraídas de otras fuentes más ricas en los polisacáridos que las contiene; así la pectina cítrica comercial es la fuente principal para obtener oligogalacturónidos; mientras que el exoesqueleto de los crustáceos es muy rico en quitina y la presencia permanente de esta estructura química de manera natural en la biosfera es de 10 gigatoneladas (10^3 kg) (Badawy y Rabea, 2011). Debido a la versatilidad de aplicaciones de sus derivados, principalmente la quitosana y la glucosamina, la quitina es producida a escala industrial, fundamentalmente a partir de cangrejo, camarón, langosta y langostinos, en cantidades de alrededor de 10 000 toneladas anuales (Prashanth y Tharanathan, 2007).

Varios grupos de investigación y empresas agrícolas a escala mundial han comenzado a desarrollar agroquímicos alternativos a base de oligosacarinas, siendo la elección de la fuente apropiada de obtención de los polímeros y oligosacáridos, uno de los factores fundamentales en la reducción de costos de obtención y de precios de venta para los distintos sistemas agrícolas.

En Cuba, el grupo de productos bioactivos del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA) desarrolló una metodología de obtención de una mezcla de oligogalacturónidos activos biológicamente en plantas, a partir de pectina cítrica comercial, nombrado PectiMorf® (Cabrera, 2003), y otra metodología para la preparación de un producto a base de quitosana, derivado de la quitina de exoesqueleto de langosta cubana, a partir de desechos contaminantes de la industria pesquera, nombrado QuitoMax® (Falcón *et al.*, 2005). Ambos productos han demostrado diferentes efectos biológicos en cultivos de interés económico (Falcón *et al.*, 2010; 2015).

1.6 Efectos fisiológicos de las oligosacarinas en las plantas.

Las oligosacarinas fueron primeramente reconocidas como poli y oligosacáridos que inducían respuestas defensivas y resistencia en las plantas. Sin embargo, estudios posteriores desarrollados en la década de los 90 las implicaron, además, en varias respuestas relacionadas con el crecimiento y desarrollo vegetal (Côté *et al.*, 1998; Marfa *et al.*, 1991).

La aplicación exógena de oligosacarinas influye en el crecimiento y desarrollo de tejidos de plantas. Estas evidencias han sido obtenidas fundamentalmente con oligosacáridos derivados de los polímeros de pared celular de plantas y también con derivados de quitina y quitosana (Chibu *et al.*, 2002; Falcón, 2009). En la tabla 1 se presentan algunos ejemplos de efectos de oligosacarinas endógenas y exógenas en cultivos de importancia comercial (Falcón *et al.*, 2013).

Los oligopectanos han sido ampliamente estudiados en cuanto a su efecto en el crecimiento y desarrollo de la planta. En muchos casos estudiados, el efecto provocado en la planta parece ser el contrario a la acción auxínica (Spiro *et al.*, 2002). Sin embargo, resultados posteriores obtenidos con Pectimorf®, incluido en el medio de cultivo *in vitro* de diferentes especies con determinado balance hormonal, indican un efecto auxínico basado en la estimulación del enraizamiento, el incremento de brotes y del crecimiento vegetativo (Plana *et al.*, 2003; Cid *et al.*, 2006; Nieves *et al.*, 2006). También se han obtenido resultados *ex vitro* relacionados con la formación de raíces en niveles similares a las inducidas con AIA (Falcón y Cabrera, 2007).

Tabla 1. Efecto de oligosacarinas sobre el crecimiento, desarrollo, rendimiento y calidad postcosecha de diferentes cultivos.

Cultivo	Efecto observado en diferentes aplicaciones	Referencia
α-1-4 Oligogalacturónidos (oligopectanos)		
Caña, banano	Sustitución de hormonas por PectiMorf® en cultivo <i>in vitro</i> incrementa el número de brotes, el enraizamiento y beneficia el proceso de aclimatización posterior de las vitroplantas.	Cid <i>et al.</i> , (2006) Nieves <i>et al.</i> , (2006) Izquierdo <i>et al.</i> , (2009)
Tomate	Imbibición de semillas con PectiMorf® y su combinación con micorrizas aumenta el enraizamiento de las plántulas. Aspersión foliar incrementa los rendimientos del cultivo.	Cabrera (2003)
Uva de mesa	Aspersión foliar de una mezcla de oligogalacturónidos en los racimos de uvas causa el incremento de la coloración y el contenido de antocianina en la fruta.	Ochoa-Villarreal <i>et al.</i> , (2011)
Quitosan. Recubrimiento o imbibición de semillas.		
Maíz, trigo	Incremento de la germinación, la calidad y el vigor de las posturas.	Reddy <i>et al.</i> , (1999) Shao <i>et al.</i> , (2005)
Maní	Aumento de la germinación, actividad lipasa y los niveles de AG y AIA.	Zhou <i>et al.</i> , (2002)
Arroz	Incremento significativo del rendimiento.	Boonlertnirun <i>et al.</i> , (2008)
Algodón	Incrementos en la altura de la planta y rendimiento en frutos	Dzung, (2004)
Girasol	Mayor masa en los brotes, mayor germinación y niveles de isoflavonoides.	Cho <i>et al.</i> , (2008)
Millo	Incremento significativo del crecimiento	Sarathchandra <i>et al.</i> , (2004)
Quitosan. Aspersión foliar		
Soya, maíz	Variaciones en la fotosíntesis, la conductancia estomática, la transpiración y el CO ₂ intercelular.	Khan <i>et al.</i> , (2002)
Fresas	Incremento de la altura de la planta, número, peso fresco y seco de las hojas y el rendimiento (número y masa).	Mawgoud <i>et al.</i> , (2010)
Tomate, lechuga	Incrementos en el crecimiento y rendimiento. 50 % de incremento en la superficie foliar de la lechuga.	Chibu y Shibayama (2001)
Papa	Aumento en el rendimiento y la calidad de minitubérculos, así como el crecimiento y los rendimientos en experimentos de campo.	Kowalski <i>et al.</i> , (2006) Falcón (2012)
Tabaco, tomate	Aumento en el crecimiento y rendimiento en experimentos y extensiones a escala de producción.	Falcón (2009) Falcón (2012)

Una aplicación potencial de los oligopectanos (y quizás de otras oligosacarinas) es la de provocar el incremento de color en algunos frutos. Estudios realizados en el cultivo de la vid para medir la respuesta del color a escala productiva con aplicación de una mezcla de oligogalacturónidos, mostraron incrementos de color significativamente

superiores al control y al producto comercial Ethephon que se utiliza con este propósito. El incremento estuvo directamente relacionado con aumentos en el contenido de antocianinas (responsables del color en la vid) (Ochoa-Villareal *et al.*, 2011).

Por otra parte, el polímero de quitosana y sus derivados de menor tamaño se consideran reguladores del crecimiento y desarrollo en las plantas al estimular el crecimiento radical y vegetativo de varias especies (Hadwiger, 1989; Chibu *et al.*, 2002), acortar el período de floración y mejorar la floración y fructificación (Utsunomiya *et al.*, 1998; Ohta *et al.*, 2004). Incluso se ha demostrado incrementos de los rendimientos y en la calidad en varios cultivos (Hadwiger, 1989; Freepons, 1990). En general, en dependencia del órgano de la planta que se trate se han obtenido los resultados benéficos antes mencionados cuando se hacen tratamientos a las semillas, a las raíces de las plantas o por aspersión foliar en los momentos adecuados para cada cultivo (Walker *et al.*, 2004; Cho, *et al.*, 2008; Falcón, 2009).

A su vez, las aplicaciones realizadas con oligogalacturónidos y quitosanas (Tabla 1), a escala de casas de cultivo y de campo han demostrado influencias benéficas sobre el crecimiento y los rendimientos de especies de importancia económica dentro de las familias *Solanácea*, *Cucurbitácea*, *Fabácea* y *Poacea*, entre otras (Sharathchandra *et al.*, 2004; Falcón *et al.*, 2005; Falcón, 2009; Falcón, 2012). Algunos autores plantean que la influencia benéfica está relacionada con un efecto anti-transpirante en la planta inducido por el cierre de los estomas (Lee *et al.*, 1999, Iriti *et al.*, 2009) y una mejor adaptación y consumo de agua en condiciones de sequía (Bitelli *et al.*, 2001).

Las investigaciones demuestran incrementos del crecimiento y los rendimientos de hasta un 60 % por encima de los controles. Estos promisorios resultados, algunos en fase de extensión se han demostrado en cultivos como: tabaco, tomate, papa, maíz, arroz, pepino, lechuga, soya y frijol (González *et al.*, 2010; Jiménez *et al.*, 2010; Torres, 2011; Batista, 2013; Díaz, 2013; Pérez, 2013).

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Descripción del experimento.

La investigación se realizó en el Organopónico de la Universidad de Matanzas en el período comprendido entre febrero y mayo de 2017.

Se empleó la variedad de zanahoria “New Kuroda”, que presenta un ciclo de 90-100 días aproximadamente. Se caracteriza por ser una planta muy vigorosa y erecta en la parte foliar, resistente al sobre crecimiento y tolera altas temperaturas. Forma una raíz ahusada, que alcanza 18-20 cm de longitud, de color rojo anaranjado, de tallo corto (Pérez y Figueredo, 2010).

Para el montaje del experimento se seleccionó un área de 180 m², en suelo Ferralítico Rojo según clasificación genética de Hernández *et al.* (1999), donde se estableció un diseño de bloque al azar con tres tratamientos y tres réplicas, constituido por parcelas de 20 m² (9 parcelas experimentales) (Figura 1). Se tuvo en cuenta un marco de siembra de 0,10 m entre plantas y 0,15 m entre hileras (4 hileras por cantero).

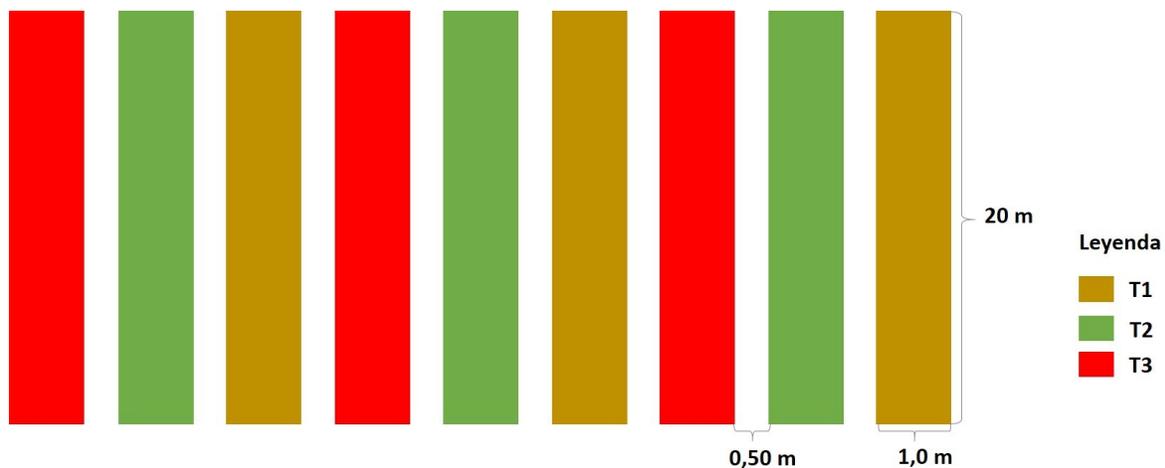


Figura 1. Croquis del área experimental.

Se evaluaron los siguientes tratamientos:

- T1: Control. Sin aplicación del producto.
- T2: Aplicación de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®.
- T3: Aplicación de 150 mg.ha⁻¹ de Pectimorf®.

La aplicación de los productos se realizó mediante aspersión foliar con mochila Matabi de 16 litros de capacidad, humedeciendo todas las plantas de forma homogénea a los 20 y 50 DDS (Días después de la siembra).

El manejo agrotécnico se realizó teniendo en cuenta la Guía técnica para la producción del cultivo de la zanahoria (Pérez y Figueredo, 2010) modificada en correspondencia con las posibilidades del área experimental y el desarrollo del cultivo, pero sin realizar aplicaciones de productos fertilizantes y fitosanitarios. Las necesidades hídricas del cultivo se cubrieron con el empleo de un sistema de riego microjet.

2.2 Características de los bioestimulantes empleados.

El producto QuitoMax® es un polímero de quitosana obtenido mediante desacetilación básica (NaOH) de la quitina de langosta cubana (Falcón *et al.*, 2015), por el Grupo de Productos Bioactivos del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Se caracteriza por presentar una masa molecular de $1,35 \times 10^5$ g.mol⁻¹, un grado de N-acetilación del 12 % y concentración de 4 g.L⁻¹.

El Pectimorf® consiste en una mezcla de carbohidratos biológicamente activos obtenidos a partir de la pectina cítrica comercial (Cabrera, 2003), que se caracteriza por presentar entre 55 y 61 % de ácido galacturónico y una concentración de ingrediente activo de 0,75 g.L⁻¹.

2.3 Determinación del crecimiento y desarrollo de las plantas.

Las evaluaciones se realizaron en diferentes momentos del ciclo del cultivo mediante muestreos destructivos, determinándose cada vez, en 10 plantas por parcelas (30 por tratamiento) las siguientes variables:

- Altura de la planta (cm).
- Área foliar (dm²): se determinó a partir del número de hojas activas por planta, con el empleo del software ImageJ ver. 1.51 (Rasband, s.f.) y la metodología propuesta por Caram (2016).
- Masa seca (g): Se determinó la masa seca total y por órganos (hojas y complejo tallo-raíz), colocando por separado en bolsas de papel los componentes en

estufa a temperatura de 80 °C durante 72 horas hasta alcanzar peso constante y se pesaron en balanza analítica.

- Índices del crecimiento: A partir de la producción de masa seca y la superficie foliar, se determinaron: Índice de Área Foliar (IAF), Tasa de Asimilación Neta (TAN) y Tasa de Crecimiento del Cultivo (TCC), utilizando las expresiones que aparecen en la tabla 2.

Tabla 2. Fórmulas y unidades para Índices de Crecimiento en Vegetales, adaptado de Santos *et al.* (2010).

Índices de crecimiento	Nombres	Fórmulas para valor medio	Unidades
Índice de Área Foliar	IAF	$\frac{AF_2 - AF_1}{AS}$	Adimensional
Tasa de Asimilación Neta	TAN	$\frac{W_2 - W_1}{T_2 - T_1} * \frac{LNAF_2 - LNAF_1}{AF_2 - AF_1}$	g.dm ⁻² .días ⁻¹
Tasa de Crecimiento del Cultivo	TCC	$\frac{1}{AS} * \frac{W_2 - W_1}{T_2 - T_1}$	g.m ⁻² .días ⁻¹

Símbolos Utilizados: W = Masa Seca Total; T = Tiempo; AF = Área Foliar; AS = Área de Suelo; LN = Logaritmo Natural.

2.4 Análisis de la acumulación y distribución de asimilados.

A partir de los valores de masa seca de los componentes de la zanahoria se determinaron las curvas de distribución de asimilados durante el ciclo del cultivo. Los datos fueron analizados en términos de planta.

Adicionalmente, se determinó la fuerza o potencia de fuente y de demanda de la planta (g.día⁻¹) a lo largo del ciclo, utilizando las fórmulas Wilson (1981):

*Potencia de la fuente = Tamaño de la fuente (Área Foliar)*Actividad de la fuente (TAN)*

*Potencia de la demanda = Tamaño de la demanda (Materia Seca Raíz)*Actividad de la demanda (TRC Raíz)*

2.5 Evaluación del rendimiento del cultivo.

En el momento de la cosecha se realizaron evaluaciones en 30 plantas por tratamientos para determinar:

- Diámetro de la raíz carnosa (cm): se utilizó un pie de rey.
- Largo de la raíz carnosa (cm): se utilizó una regla graduada.
- Masa de la raíz carnosa (g): se utilizó una balanza analítica.
- Rendimiento agrícola ($t \cdot ha^{-1}$).

2.6 Análisis estadístico.

Los datos se procesarán utilizando el programa STATGRAPHICS Plus 5.1, mediante ANOVA de clasificación simple y las medias se compararán por la prueba de Rangos Múltiples de Duncan a una $p \leq 0,05$; en los casos en que se analizaron las dinámicas, se estimó el error estándar de las medias.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Efecto de los biostimuladores QuitoMax® y PectiMorf® en el crecimiento y desarrollo fisiológico del cultivo de la zanahoria.

El análisis del crecimiento permite evaluar los cambios que ocurren durante el proceso de desarrollo del cultivo, estimar la eficiencia de la planta en cada uno de sus órganos y evaluar respuestas a los diferentes tratamientos aplicados.

La tabla 3 muestra la altura alcanzada por las plantas en diferentes etapas del desarrollo fenológico del cultivo. Aunque no se observan diferencias significativas entre los tratamientos, puede apreciarse que las plantas tratadas con los bioestimulantes presentaron un incremento de esta variable respecto al control a partir de los 50 DDS.

Tabla 3. Altura de la planta (cm) en los diferentes muestreos. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®.

Tratamientos	Altura de la planta (cm)			
	30 DDS	50 DDS	70DDS	90 DDS
T1	23,5 ± 2,66	27,86 ± 2,68	38,89 ± 7,06	46,83 ± 5,36
T2	24,27 ± 1,54	29,91 ± 3,71	42,06 ± 7,45	51,22 ± 5,09
T3	25,33 ± 2,82	29,2 ± 4,97	45,06 ± 8,38	50,0 ± 8,02

Izquierdo (2009) atribuye este efecto a que las oligosacarinas pueden estimular la actividad fotosintética; por tanto, hay una mayor ganancia de esqueletos carbonados que pueden ser utilizados para la síntesis de nuevos compuestos, como son las proteínas.

Se coinciden con Rodríguez *et al.* (2017) quienes no encontraron aumentos en la altura de plantas de arroz con la aplicación de QuitoMax®. Similares resultados fueron obtenidos en Tailandia por Boonlertnirun *et al.* (2006), los cuales observaron que quitosanas de diferentes masas moleculares no afectan la altura de la planta.

Sin embargo, la influencia de la aplicación exógena de oligosacarinas en el crecimiento y desarrollo de los tejidos de las plantas, ha sido evidenciada con oligosacáridos

derivados de los polímeros de la pared celular de plantas y también con derivados de quitina y quitosana (Falcón *et al.*, 2005; Cid *et al.*, 2006).

Se valida por muchos autores el efecto estimulante del QuitoMax® en el crecimiento de las plantas (Costales *et al.*, 2017; Jerez *et al.*, 2017; Morales *et al.*, 2017). Así, Morales *et al.* (2015) obtuvieron incrementos en la longitud de los tallos de plantas de papa (*Solanum tuberosum* L.), con aplicaciones foliares del producto en iguales dosis y momentos de aplicación a las utilizadas en la presente investigación.

Algunas investigaciones indican un efecto auxínico del PectiMorf® incluido en el medio de cultivo *in vitro* de diferentes especies, con determinado balance fitohormonal, basado en la estimulación del enraizamiento, el incremento de brotes y del crecimiento vegetativo (Plana, 2003; Cid *et al.*, 2006; Nieves, 2013).

Álvarez y Reynaldo (2015) refieren que el PectiMorf® funciona como un mensajero químico hormonal que regula los mecanismos de crecimiento y diferenciación en diferentes cultivos, acelerando el proceso de crecimiento de las plantas. Cartaya *et al.*, (2016) lograron incrementos en la altura de las plantas de tomate sometidas a estrés por metales pesados, con la aplicación de este producto.

La figura 2 muestra la eficiencia de los bioproductos en el desarrollo del área foliar del cultivo. Los mejores resultados se presentaron en las plantas tratadas como consecuencia de un incremento en el tamaño de las hojas, T3 alcanzó el mayor resultado con 5,56 dm², que no difiere de T2 (4,65 dm²), pero si del control que solo obtuvo 4,18 dm².

Es característico en las plantas de zanahoria observar un crecimiento lento del follaje en la primera etapa del desarrollo (30-60 DDS), luego aumenta de forma constante en número de hojas ente los 61 y 97 DDS (Etapa II). Después de esta etapa el crecimiento del follaje se desacelera (Etapa III) y hacia el final del ciclo del cultivo el área foliar tiende a estabilizarse (Bertsch, 1998).

El resultado en el desarrollo foliar que se aprecia con la aplicación del Pectimorf®, puede atribuirse a que este producto fue capaz de estimular el balance hormonal endógeno adecuado, para inducir el incremento del proceso de división celular de las

yemas que originan las hojas (Nápoles *et al.*, 2016). Se considera que puede actuar como un mensajero químico hormonal, que desencadenan procesos fisiológicos de división celular, ya que promueven en las células vegetales la síntesis de importantes sustancias que actúan en estos procesos (Álvarez y Reynaldo, 2015). También están implicados en numerosas respuestas del crecimiento y desarrollo celular, entre los que se encuentran el alargamiento inducido por auxinas y la diferenciación, entre otros (Revista Colombiana de Biotecnología, 2013).

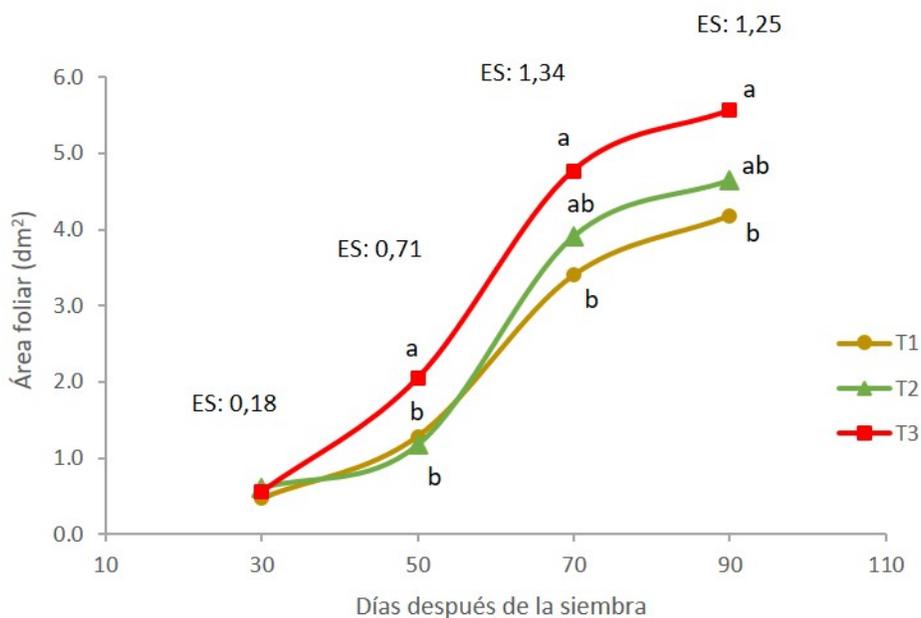


Figura 2. Dinámica del área foliar (dm^{-2}) de la planta durante el ciclo del cultivo. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha^{-1} de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha^{-1} de PectiMorf®. Letras diferentes en la vertical indican diferencias significativas según prueba Duncan para $p \leq 0,05$ en análisis realizado a cada muestreo.

Son conocidas, las potencialidades del Pectimorf® como enraizador (Pérez *et al.*, 2013), pudiendo contribuir también al mayor desarrollo foliar, si se tiene en cuenta que la mezcla estimula la formación de raíces desde estadios tempranos del cultivo con la posibilidad de garantizar, un suministro eficiente de agua y sales minerales y, por tanto, un mayor éxito en el desarrollo de la planta (Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical [INIFAT], 2011).

Los resultados coinciden con los informados por Sheikha y Malki (2011) quienes encontraron resultados favorables en el crecimiento del cultivo del frijol (*Phaseolus vulgaris* superstryke) expresado en el aumento de la superficie foliar y los contenidos de clorofila, con la aplicación de dosis bajas de quitosana.

Torres (2011) observó un incremento del 10 % en el número de hojas del cultivo de la papa tras la aplicación foliar de 150 mg.ha⁻¹ de quitosana a los 30 y 50 días de plantado. También Chibu *et al.* (2002), lograron incrementos de hasta un 50 % de la superficie foliar en plantas de lechuga tratadas con quitosana.

Se alcanza efectos positivos de este bioestimulador en el aumento del área foliar de cultivos como: calabaza china (Ouyang y Langlai, 2003), fresa (Abdel *et al.*, 2010), frijol (Morales *et al.*, 2017), soya (Corbera y Nápoles, 2013), tabaco (Díaz, 2013), tomate (González *et al.*, 2014) y otros (Dzung, 2010).

La aplicación de los productos a los 20 y 50 DDS, aceleró el ritmo de crecimiento del follaje, lo que tuvo una marcada influencia en la producción de asimilados en las plantas. Según Cookson *et al.* (2005), el aumento de biomasa vegetal se realiza a partir del área foliar expandida como fuente de producción de fotoasimilados. Por lo tanto, es una variable crítica para la productividad.

El aumento de la biomasa seca total de las plantas de zanahoria durante el ciclo del cultivo describe una curva sigmoideal (Figura 3). El crecimiento según la velocidad de acumulación de la masa seca, está dividido en fases que coinciden con las etapas sugeridas por Bertsch (1998); se observa en la fase I de los 30 a 60 DDS, un lento aumento en la producción de biomasa, lo cual coincide con lo planteado por Suojala (2000) y Vega *et al.* (2012). En la fase II comprendida entre los 60 y 90 DDS se observa un incremento acelerado de masa seca total que coincide con lo indicado por Plant Protection (2005). A partir de este momento suele ocurrir una estabilidad en la producción de biomasa como resultado de la etapa de madurez fisiológica de la planta, lo cual no se observó debido a que el cultivo fue cosechado al alcanzar el estado de desarrollo que garantiza su calidad para el mercado (madurez hortícola).

La producción de masa seca resultó similar a los 30 DDS en todos los tratamientos. A partir de entonces, comienzan a mostrarse diferencias estadísticamente significativas,

sobre todo después de realizada la segunda aplicación; al final del ciclo del cultivo los tratamientos 2 y 3 muestran la mayor productividad (11,76 y 12,58 g.planta⁻¹ respectivamente) y difieren del T1 que en todos los momentos presentó los menores valores (8,1 g.planta⁻¹).

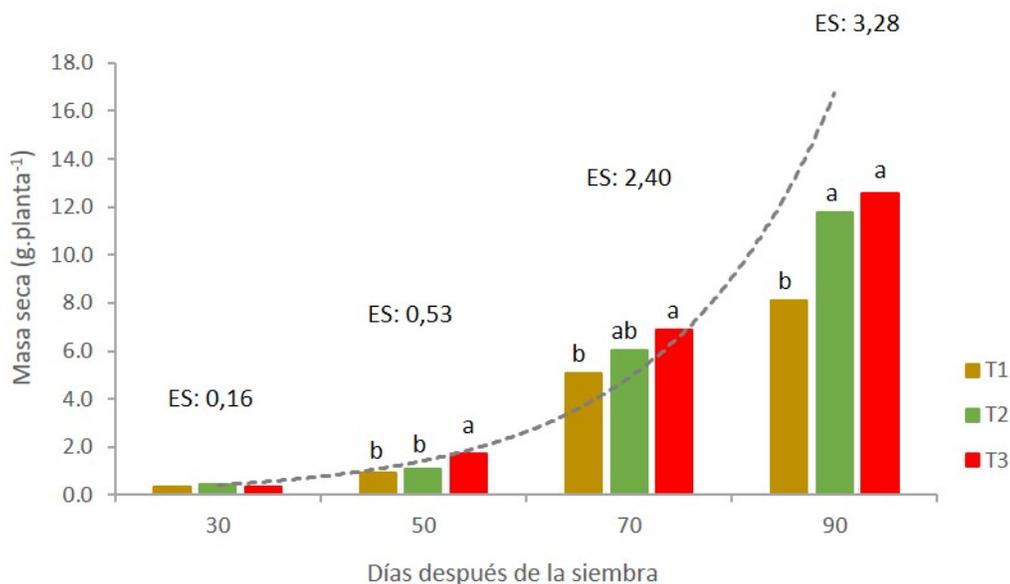


Figura 3. Acumulación de masa seca (MS) total (g) en diferentes momentos del ciclo del cultivo. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®. Letras diferentes indican diferencias significativas según prueba Duncan para $p \leq 0,05$ en análisis realizado a cada muestreo.

Diferentes autores plantean que las oligosacarinas favorecen la actividad fotosintética de las plantas provocando mayor acumulación de biomasa tanto en órganos aéreos como en las raíces. Así, Spiro *et al.* (2002) y Terry *et al.* (2011) lograron aumentos en la masa aérea en lechuga, y la masa aérea y radical del rábano con la aspersión foliar de PectiMorf®. También Martín *et al.* (2017) lograron una mayor productividad de biomasa acumulada en los tubérculos de papa con la aplicación del bioestimulante.

Bitelli *et al.* (2001) plantean que aplicaciones del polímero quitosana provocan una reducción de la conductancia estomática en hojas de pimiento, causando un cierre parcial de los estomas que evita la pérdida de agua y manteniendo la eficiencia fotosintética que propicia la síntesis de biomasa aún en condiciones adversas.

Prapagdee, *et al.*, (2007) demostraron que la quitosana es capaz de aumentar el peso seco de las hojas de plantas de soya y mejorar el crecimiento total del cultivo. Bhaskara *et al.* (1999), obtuvo incrementos en la masa total de brotes en plantas de girasol, tratadas con polímeros de quitosana a diferentes masas molares.

También Costales *et al.* (2017) lograron incrementar la producción de masa seca de la parte aérea y los nódulos de las raíces en plantas de soya tratadas en diferentes formas con el producto QuitoMax®.

La determinación de los índices de crecimiento (Figura 4) permitieron una mejor comprensión del proceso de crecimiento y la eficiencia fisiológica del cultivo. No se muestran diferencias significativas entre los tratamientos en los indicadores IAF y TAN, aunque se evidencia un mejor comportamiento de estas variables en las plantas tratadas con los biostimuladores.

El índice de área foliar (Figura 4A), varía con la forma de la hoja y la arquitectura del follaje. El IAF óptimo es aquel que soporta la máxima tasa de materia seca, y se consigue cuando el cultivo intercepta virtualmente toda la radiación fotosintéticamente activa (RFA) disponible (Clavijo, 1989). En todos los casos IAF óptimo se alcanza a los 70 DDS, coincidiendo con el máximo IAF. Este resultado está relacionado con la arquitectura de la variedad, la cual se caracteriza por presentar un follaje erecto, de forma que el ángulo de inserción de las hojas puede facilitar la exposición de las mismas a la RAF y así incrementar la eficiencia en la producción de biomasa.

La tasa de asimilación neta (Figura 4B) es un estimado de la fotosíntesis neta (el CO₂ fijado en la fotosíntesis menos la pérdida ocasionada por la respiración y la fotorrespiración), o sea es una medida de la eficiencia fotosintética de las hojas (Shiple, 2006; Carranza *et al.*, 2009). Indica la capacidad de la planta para incrementar el peso en términos de superficie asimilatoria y de los procesos de regulación interna relacionados con el proceso y la demanda de asimilados (Santos *et al.*, 2010). Los valores encontrados en este indicador estuvieron en correspondencia con los alcanzados en el IAF. Los mayores valores para TAN se correspondieron con los mayores valores de IAF. Los resultados apoyan la hipótesis de que los bioestimulantes favorecen la actividad fotosintética de la planta.

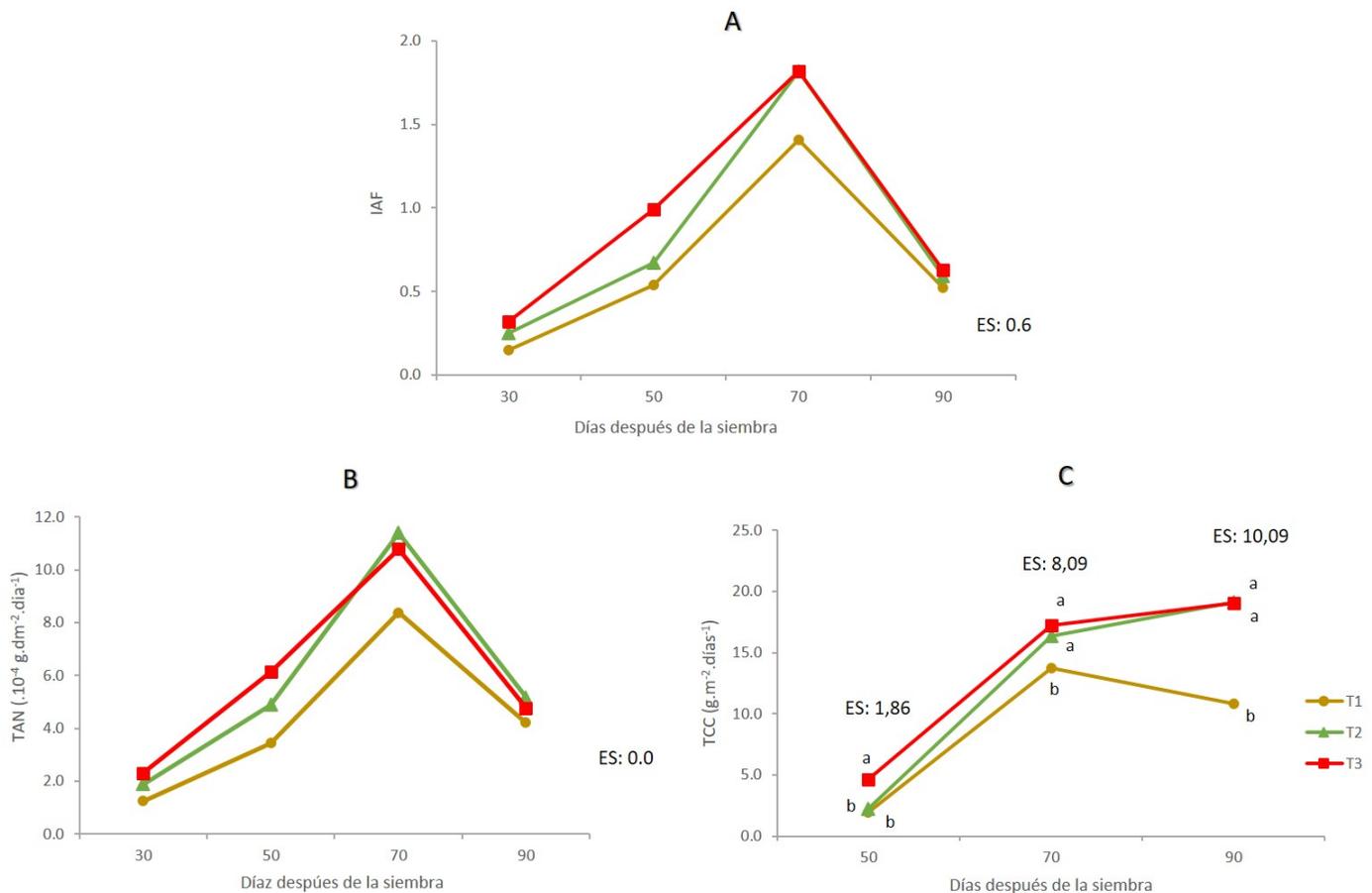


Figura 4. Índices de crecimiento del cultivo: A) Índice de Área Foliar, B) Tasa de Asimilación Neta, C) Tasa de Crecimiento del Cultivo. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®. Letras diferentes en la vertical indican diferencias significativas según prueba Duncan para $p \leq 0,05$ en análisis realizado a cada muestreo.

Chibu *et al.* (2002) y Khan *et al.* (2002) reportan que aplicaciones del pentámero de quitina y quitosana causan variaciones en la actividad fotosintética, asociadas a la disminución de conductancia estomática, la transpiración y a la disponibilidad de CO₂ intercelular en plantas de maíz y soya.

Álvarez y Reynaldo (2015) encontraron que en plantas asperjadas con Pectimorf® se incrementó significativamente el número de estomas y, por tanto, del índice estomático, que no es más que un valor diagnóstico que expresa el número de estomas por superficie foliar (Ripley *et al.*, 2007). Este resultado reviste gran importancia tomando

en consideración que la transpiración y la intensidad de la respiración en las plantas es directamente proporcional al número y abertura de los estomas (Meng *et al.*, 2014), ya que estos indicadores influyen directamente en la regulación del intercambio gaseoso y la tasa fotosintética en las plantas.

La tasa de crecimiento del cultivo (Figura 4C) es una medida de la productividad de la planta, indica la eficiencia productiva de biomasa por unidad de superficie de suelo y por unidad de tiempo (Hunt, 1978). Los valores de este indicador aumentan en la medida que avanza el ciclo del cultivo y comienza la formación de la raíz carnosa. Los valores más altos coinciden con los momentos en que se presenta un alto potencial de demanda, lo que permite corroborar la influencia de este factor en la eficiencia para la producción de materia seca de la planta. En el estudio, solo se presentaron diferencias estadísticamente significativas para este índice. La aplicación del PectiMorf® (T3) alcanzó los mayores valores en todos los momentos evaluados, seguido de la aplicación con QuitoMax® (T2), que en la primera etapa no difieren del control (T1). Al final del ciclo del cultivo las plantas bioestimuladas registran un valor máximo de 19,0 g.m⁻².día⁻¹ en el último muestreo, mientras las plantas no tratadas solo alcanzaron incrementos de 10,85 g.m⁻².día⁻¹.

La zanahoria presenta un crecimiento lento en sus primeros estados de desarrollo vegetativo (Richmond 2009; Suojala 2000). No obstante, Hole et al. (1983), al estudiar el crecimiento de cuatro cultivares de zanahoria en invernadero, encontraron que el crecimiento tanto de la parte aérea como la raíz fue exponencial hasta los 60 dds, para decrecer posteriormente. Westerveld et al. (2006), observaron que la acumulación de materia seca en el follaje se incrementa gradualmente hasta un punto máximo o en ocasiones disminuye al final del ciclo.

Los incrementos observados en TCC durante el ciclo de cultivo estuvieron relacionados con altos incrementos en la acumulación de materia seca la raíz carnosa, condición relevante si se tiene en cuenta que son los órganos de interés comercial de esta especie, por lo que la respuesta en este índice se relaciona con el rendimiento en T2 y T3, donde se presentaron valores más altos de TCC y a su vez rendimientos superiores.

3.2 Análisis de relación fuente - demanda de asimilados en la planta.

Se encontraron diferencias en el comportamiento del cultivo en los tratamientos evaluados en cuanto a los puntos máximos de acumulación de masa seca en los órganos de la planta (Figura 5). Esta distribución de asimilados resulta una variable de interés para poder valorar el comportamiento de los sitios de producción y de consumo de los mismos.

Los tejidos que acumulan asimilados son denominados sumidero, mientras los tejidos que produce asimilados son llamados fuente; el rol de un tejido como fuente o sumidero puede cambiar a lo largo del ciclo biológico de una planta (Rodríguez y Leihner, 2006).

La partición de asimilados entre la parte aérea y la raíz, durante el ciclo de cultivo de la zanahoria, es una expresión de la interacción entre los factores genéticos, los ambientales y los culturales (Hole *et al.*, 1983; Bertsch, 1998; Suojala, 2000).

En el primer muestreo realizado T1 presenta un comportamiento normal en la distribución de la biomasa seca. Se observa un mayor porcentaje de acumulación en las hojas que alcanzan el 61,4 % del total. Durante las primeras etapas del crecimiento de la zanahoria, el follaje y la raíz se desarrollaron simultáneamente y en sincronía. Inicialmente la parte aérea dominó el crecimiento y son las hojas los principales órganos fuentes y sumideros de la planta, debido a su capacidad asimilatoria y al consumo de gran cantidad de energía en la construcción del aparato fotosintético que permita el posterior desarrollo radical (Vega, 2010).

Para lograr un rápido crecimiento inicial de las plantas jóvenes, es importante un incremento substancial de la superficie foliar en la fase vegetativa, debido a que gran parte de la radiación solar incidente no es interceptada. Por lo tanto, en esta fase, una gran parte de los asimilados deben ser destinados a la formación de las hojas (Piel y Gálvez, 2005).

Cuando el sistema foliar alcanza un desarrollo apropiado disminuye la partición de asimilados hacia el follaje, con el consiguiente incremento en la movilización de asimilados hacia la raíz, lo que concuerda con los resultados alcanzados por Tirilly y

Bourgeois (2002) y Krzesinski y Knaflewki (2004). Con el inicio del engrosamiento, las raíces se convierten en el principal sumidero de la planta y las hojas en la fuente.

La acumulación de materia seca en la raíz resulta un proceso lento al principio, pero después del primer tercio del ciclo comienza a aumentar de forma constante hasta la cosecha, en este momento se alcanzan valores de 73,7 %.

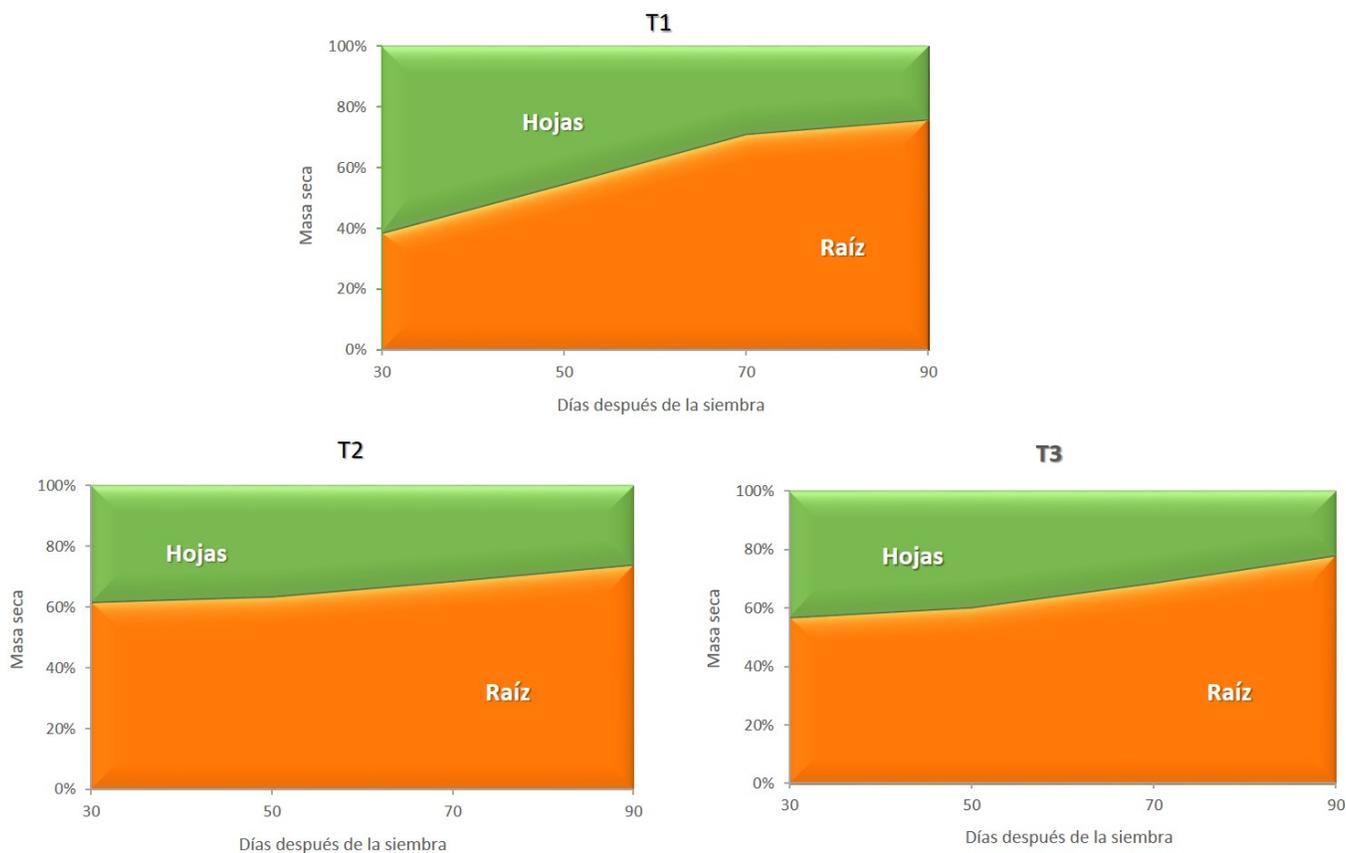


Figura 5. Porcentaje de distribución de la materia seca de hojas y raíces en los diferentes tratamientos en función del tiempo. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®.

La actividad meristemática en la punta de la raíz inicia los cambios en la arquitectura y distribución de la raíz (Aiken y Smucker, 1996). Además, el flujo de iones y de hormonas de crecimiento que emite la raíz hacia la parte aérea, regula todo el proceso de crecimiento de la planta, con efecto en la distribución de la materia seca entre la

parte aérea y la raíz, lo anterior sugiere que las hormonas endógenas controlan la partición de biomasa (Benjamin *et al.*, 1997).

Las plantas tratadas con los bioestimuladores mostraron una mayor acumulación de asimilados en la raíz (61,8 y 56,9 % para T2 y T3 respectivamente) que en las hojas (38,2 y 43,1 %) desde el primer muestreo.

Esto puede atribuirse al hecho de que estos productos en aplicaciones foliares incrementa los niveles de hormonas como giberelinas y ácido abscísico (ABA) (Jiao *et al.*, 2012), sustancias que están muy relacionadas con los procesos de distribución de la materia seca en las plantas y la inducción de la tuberización.

En tal sentido, parece existir una complementariedad entre las dos aplicaciones realizadas, la primera en fortalecer a la planta ante la posible entrada de enfermedades (Yan *et al.*, 2012) y, en segundo lugar, estimulando el movimiento de los asimilatos hacia la raíz, lo que contribuye positivamente en la acumulación de materia seca y el crecimiento en este órgano (Mármol *et al.*, 2011).

En la figura 6 se observan diferencias en el comportamiento de los potenciales de fuente y demanda de las plantas en los diferentes tratamientos.

En el tratamiento control, el máximo potencial de las hojas como tejido fuente se obtuvo a los 70 DDS, con un valor de $0,35 \text{ g}\cdot\text{día}^{-1}$; igual comportamiento presentó en este momento el potencial de demanda de la raíz con un valor de $0,38 \text{ g}\cdot\text{día}^{-1}$. Este período se corresponde con el momento de mayor traslocación de asimilados desde las hojas hacia las raíces. Al final del ciclo para este tratamiento, disminuyen ambos potenciales como resultado de la disminución del IAF y la tasa de ganancia de peso de la raíz cerca de la cosecha, lo cual coincide con Plant Protection (2005).

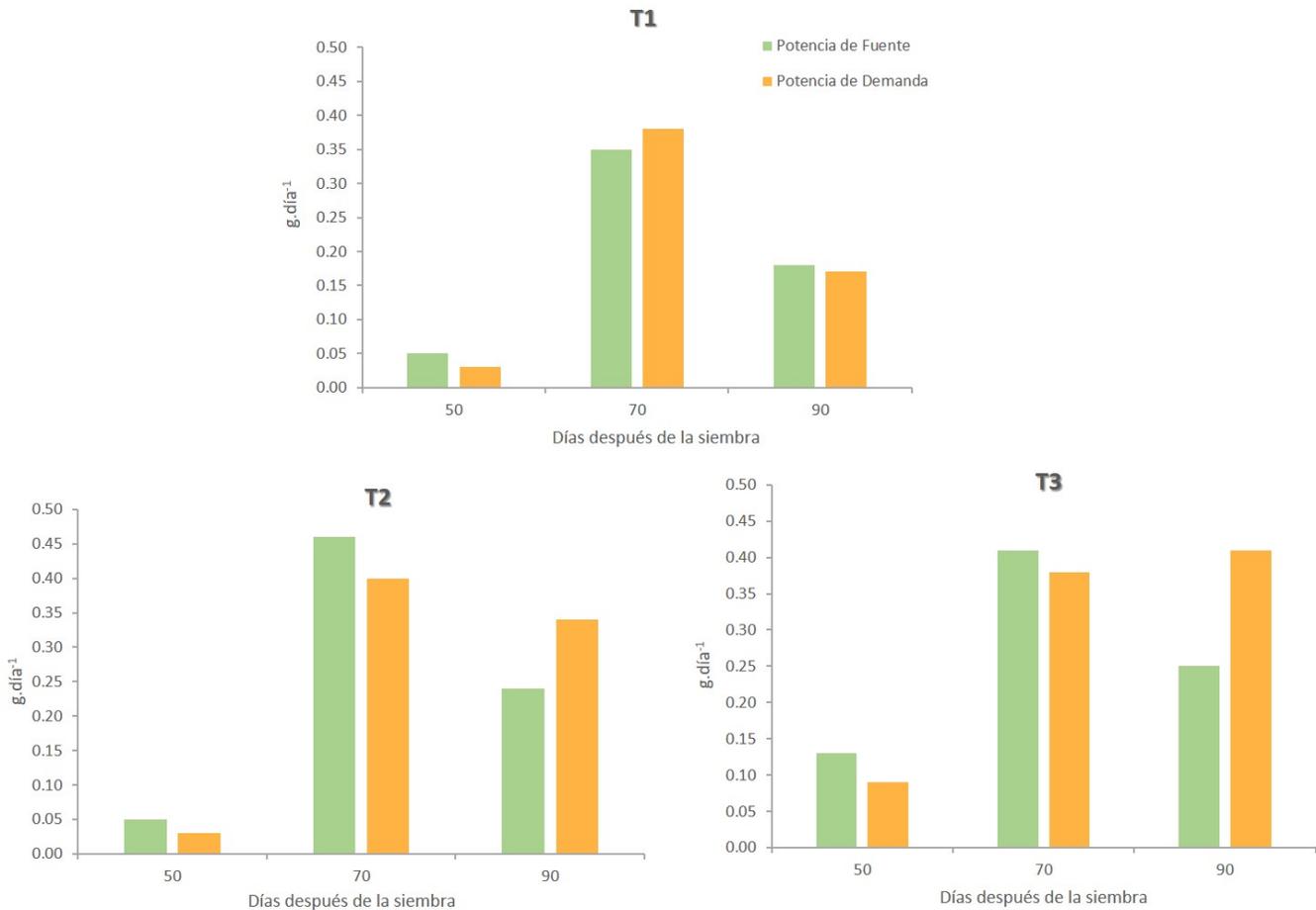


Figura 6. Potenciales fuente – demanda en el cultivo de la zanahoria. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®.

Este resultado de potencia de fuente se puede interpretar como el momento donde el aparato fotosintético fue más eficiente durante el proceso metabólico, y las redes vasculares fueron más eficientes en la carga floemática de azúcares según Wardlaw (1990) para el caso de las diferencias en relación fuente - demanda entre especies. La potencia de demanda o habilidad de la raíz para obtener asimilados está relacionada con el aumento en la actividad del cambium secundario, la rápida división y expansión celular que provoca el engrosamiento de la raíz en esta etapa del ciclo de cultivo (Benjamin *et al.*, 1997; Tirilly y Bourgeuis, 2002). Este proceso implica una mayor descarga floemática de fotoasimilados en los tejidos vertedero (Patrick, 1997) y por ende una mayor fuerza como tejidos “demandantes” de carbohidratos y otras sustancias orgánicas cuya acumulación tiene lugar en la raíz de la planta.

Las plantas que recibieron aplicaciones del producto QuitoMax[®] alcanzan valores superiores, con máximos potenciales de fuente y demanda a los 70 DDS con 0,46 y 0,40 g·día⁻¹ respectivamente; hacia el final del ciclo de desarrollo del cultivo la potencia de fuente disminuye de forma marcada, mientras la fuerza de demanda mantiene valores altos (0,34 g·día⁻¹) lo cual indica que la raíz continuó acumulando reservas hasta el momento de la cosecha, aumentando la productividad del cultivo.

La aplicación de PectiMorf[®] provocó una mayor potencia de fuente en las plantas a los 70 DDS (0,41 g·día⁻¹) y un mayor potencial de demanda de la raíz a los 90 DDS (0,41 g·día⁻¹). En este último muestreo se observó un incremento considerable de la potencia de demanda, lo cual significa que la mayor traslocación y descarga de fotoasimilados en la raíz se lleva a cabo en este período.

Valores más elevados en los potenciales entre los órganos fuente y sumidero, y en la tasa de asimilación neta (TAN), pueden traducirse en una mayor acumulación de biomasa en momentos próximos a la madurez fisiológica alcanzándose mayores rendimientos (Hernández y Soto, 2012).

Varios autores sugieren que las altas tasas de translocación son un importante factor en el mantenimiento de altas tasas fotosintéticas en muchas plantas (Wardlaw, 1990), de igual forma una inadecuada utilización de fotoasimilados y bajas tasas de translocación pueden resultar en una reducción de la fotosíntesis, manifestando una estrecha relación entre la potencia de fuente y la potencia de demanda.

La asimilación de materia seca y su distribución dentro de la planta, son procesos importantes que determinan la productividad del cultivo. El estudio de los patrones de asignación de materia seca hacia las diferentes partes de la planta, la variabilidad de estos patrones entre cultivares y el efecto de las condiciones ambientales en el proceso, pueden ayudar a maximizar la productividad y a seleccionar cultivares para un propósito particular (Ñústez *et al.*, 2009).

La producción de asimilados por las hojas y el punto hasta el cual pueden ser acumulados por el sumidero, representado en este caso por la raíz cosechada, define los rendimientos (Tekalign y Hammes, 2005b).

3.3 Evaluación del rendimiento del cultivo en la cosecha.

En la tabla 4 se presenta el rendimiento y los componentes que lo determinan en el momento de la cosecha.

El largo de la raíz carnosa no presentó diferencias entre los tratamientos, sí el diámetro, la masa de la raíz carnosa y el rendimiento que resultaron superiores en las plantas tratadas con el bioestimulante PectiMorf® que difieren significativamente del T1 y T2.

Tabla 4. Rendimiento y sus componentes en la cosecha. T1: Control sin aplicación, T2: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de QuitoMax®, T3: Aspersión foliar de 150 mg.ha⁻¹ de PectiMorf®. Letras diferentes en la vertical indican diferencias significativas según prueba Duncan para $p \leq 0,05$ en análisis realizado a cada muestreo.

Tratamientos	Largo de raíz carnosa (cm)	Diámetro de raíz carnosa (cm)	Masa de raíz carnosa (g)	Rendimiento (t.ha ⁻¹)
T1	10.14 ± 2.80	2.41 ± 0.36 b	47.85 ± 8.05 b	31.5 ± 2.10 b
T2	11.22 ± 2.53	2.56 ± 0.44 b	58.60 ± 7.63 b	38.70 ± 1.25 b
T3	11.39 ± 1.39	3.33 ± 0.25 a	74.41 ± 17.46 a	49.11 ± 3.26 a

Los rendimientos alcanzados resultan superiores a los informados por Sianeh (2015) como resultado de la aplicación de un biofertilizantes a base de microorganismos nativos en esta variedad.

En sentido general, los productos tuvieron un efecto positivo en el rendimiento agrícola, demostrando ser bioestimulantes efectivos pues las plantas tratadas superaron al testigo de producción.

Terry *et al.* (2014) informaron incrementos en el rendimiento del rábano con aplicaciones de PectiMorf® en diferentes momentos y formas de aplicación. También, Jerez *et al.* (2017) y Martín *et al.* (2017), corrobora el efecto positivo de este bioestimulante en el rendimiento y la calidad de los tubérculos de la papa.

La oligosacarinas han sido reportada como un importante producto estimulador del crecimiento y los rendimientos en cultivos como papa, tabaco, tomate, maíz, arroz, pepino, soya y frijol, tanto en condiciones experimentales como a escalas productivas

(Kowalski *et al.*, 2006; Burrows *et al.*, 2007; Falcón, 2012; Costales *et al.*, 2016). Resultados más recientes demuestran incrementos que oscilan entre 10 y 60 % por encima de los controles en dependencia de las dosis de aplicación experimentadas, del cultivo y la localidad de que se trate (González *et al.*, 2010; Jiménez *et al.*, 2010; Falcón *et al.*, 2015).

CONCLUSIONES

- El cultivo de la zanahoria respondió favorablemente a la aplicación foliar de los bioestimulantes, lográndose incrementos en el crecimiento de las plantas, con un impacto significativo del producto PectiMorf® (T3), en el aumento del área foliar y la producción masa seca.
- Las diferencias encontradas en la TCC, los incrementos superiores en la TAN y las diferencias en el comportamiento de los potenciales fuente y demanda de las plantas con la aplicación de las oligosacarinas, evidencian su efecto directo en la actividad fotosintética, la producción y distribución de fotoasimilados desde las hojas hacia las raíces en etapas tempranas del ciclo biológico.
- La aplicación foliar de $150 \text{ mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de PectiMorf® a los 30 y 50 días después de la siembra, mostró una mejor respuesta productiva de las plantas y la calidad comercial de la raíz carnosa, expresado en un notable aumento de los rendimientos.

RECOMENDACIONES

- Extender los resultados alcanzados a mayores áreas productivas con el fin de validar el efecto positivo de los bioestimulantes sobre el crecimiento y productividad del cultivo de la zanahoria.
- Profundizar en los mecanismos y modos de acción que ejercen las oligosacarinas en el desarrollo fisiológico y los patrones de acumulación y distribución de asimilados en este y otros cultivos de interés agrícola.

BIBLIOGRAFÍA

1. Abdel, M. A. M. R.; Tantawy, A. S.; El-Nemr, M. A. y Sassine, Y. N. 2010 Growth and yield responses of strawberry plants to chitosan application. *European Journal of Scientific Research*, 39 (1): 161-168.
2. Aiken, R.M. y Smucker, A.J.M. 1996. Root system regulation of whole plant growth. *Annual Review Phytopathology*, 34: 325-346.
3. Álvarez, C. N. 2014. Comportamiento agroproductivo del cultivo del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) con diferentes frecuencias de aplicación del VIUSID agro. Santi Spiritu. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Sancti Spíritus “José Martí Pérez”.
4. Álvarez, I. y Reynaldo, I. 2015. Efecto del Pectimorf® en el índice estomático de plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Cultivos Tropicales*, 36 (3): 82-87.
5. Anten, N.P.R. y Poorter, H. 2009. Carbon balance of the oldest and most-shaded leaves in a vegetation: a litmus test for canopy models. *New Phytologist*, 183 (1): 1-3.
6. Ávila. C. E. 2015. Manual Zanahoria. Programa de Apoyo Agrícola y Agroindustrial Vicepresidencia de Fortalecimiento Empresarial, Cámara de Comercio de Bogotá. 50 p.
7. Badawy, M.E.I. y Rabea, E.I. 2011. A biopolymer chitosan and its derivatives as promising antimicrobial agents against plant pathogens and their applications in crop protection. *International J. of Carb. Chemistry*, 2011, article ID 460381, 29 p.
8. Batista, Lizandra. 2013. Evaluación de tres dosis de quitosana en el cultivo de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) variedad Lital en condiciones de organopónico semitapado en el municipio de Matanzas. Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.

9. Benjamin, L.R., McGarry, A. y Gray, D. 1997. The root vegetables: beet, carrot, parsnip and turnip. In: The physiology of vegetable crop. Edited of: Wien, H.C. CAB International. 553-580 p.
10. Benjamin, L.R. 1984. Role of foliage habit in the competition between differently sized plants in carrots crops. *Annals of Botany*, 53: 549-557.
11. Bertsch, F. 1998. La fertilidad de los suelos y su manejo. Asociación Costarricense de las Ciencias del Suelo. San José, Costa Rica. 157 p.
12. Bhaskara, R. M. V., Arul, J., Angers, P. y Couture, L. 1999. Chitosan treatment of wheat seeds induces resistance to *Fusarium graminearum* and improves seed quality. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47 (3): 1208–1216.
13. Bitelli, M., Flury, M., Campbell, G.S. y Nichols, E.J. 2001. Reduction of transpiration through foliar application of chitosan. *Agric. Forest Meteorol.*, 107: 167.
14. Bloksma, J. y Huber, M. 2002. Life processes in crops: on growth and differentiation. Food Quality and Health (FQH). Louis Bolk Institut. 24 p.
15. Boonlertnirun, S., Boonraung, C., y Suvanasa, R. 2008. Application of chitosan in rice production. *J. Metals Mat. Min.*, 18: 47-52.
16. Boonlertnirun S, Sarobol E y Sooksathan I. 2006. Effects of molecular weight of chitosan on yield potential of rice cultivar Suphan Buri 1. *Kasetsart Journal (Natural Science)*, 40 (3): 854–861.
17. Burrows, F.; Louime, C.; Abazinge, M. y Onokpise, O. 2007. Extraction and evaluation of chitosan from crab exoskeleton as a seed fungicide and plant growth enhancer. *American-Eurasian J. Agric. & Environ. Sci.*, 2(2): 103-111
18. Cabrera, J.C. 2003. Procedimiento de obtención de unamezclade oligosacáridos pécticos estimuladora del enraizamiento vegetal. Patente cubana No. 22859/2003.

19. Caram, Julia. 2016. Usando o ImageJ para calcular a área foliar. [en línea]. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/235737768>. [Consulta: 15 de febrero, 2018].
20. Carranza, C., Lancho, O., Miranda, D. y Chaves, B. 2009. Growth analysis of 'Batavia' lettuce (*Lactuca sativa* L.) cultivated in a saline soil of the Bogota Plateau. *Agronomía Colombiana*, 27 (1): 41-48.
21. Cartaya, O.E, Moreno, Ana M., Hernández, Yenisei, Cabrera, J.A. y Guridi, F.I. 2016. Efectos de la aplicación de una mezcla de oligogalacturonidos sobre un suelo contaminado cultivado con plántulas de tomate. *Cultivos Tropicales*, 37 (4): 160-167.
22. Chibu, H., Shibayama, H. y Arima, S. 2002. Effects of chitosan application on the shoot growth of rice and soybean. *Japanese J. of Crop Sci.*, 71: 206-211.
23. Chibu, H. y Shibayama, H. 2001. Effects of chitosan application on the growth of several crops. In *Chitin Chitosan in Life Science*, Uragami, T., Kirita, K., Fukamiso, T. (eds.) Tokyo, Japan: Kodansha Scientific LTD, p. 235-239.
24. Cho, M.H., No, H.K. y Prinyawiwatkul, W. 2008. Chitosan treatments affect growth and selected quality of sunflower sprouts. *J. Food Sci.*, 73: 70-77.
25. Cid, M., González-Olmedo, J.L., Lezcano, Y. y Nieves, N. 2006. Influencia del Pectimorf sobre la calidad de la semilla artificial de caña de azúcar (*Saccharum spp.*) *Cultivos Tropicales*, 27: 31.
26. Clavijo, J. 1989. Análisis de crecimiento en malezas. *Revista Comalfi*. 15: 12 – 16.
27. Cookson, S.J., Van Lijsebettens, M. y Granier, C. 2005. Correlation between leaf growth variables suggest intrinsic and early controls of leaf size in *Arabidopsis thaliana*. *Plant, Cell and Environment*, 28 (11): 1355-1366.
28. Corbera, G. J. y Nápoles, G. M. C. 2013. Efecto de la inoculación conjunta *Bradyrhizobium elkanii* hongos MA y la aplicación de un bioestimulador del crecimiento vegetal en soya (*Glycine max* (L.) Merrill), cultivar INCASOY-27. *Cultivos Tropicales*, 34 (2): 5-11.

29. Costales, Daimy, Nápoles, María C., Falcón, A.B., González, G., Ferreira, A. y Rossi, A. 2017. Influencia de quitosanas en la nodulación y el crecimiento vegetativo de soya (*Glycine max* L. Merrill). *Cultivos Tropicales*, 38 (1): 138-146.
30. Côté, F., Ham, K.S., Hahn, M.G. y Bergman, C.W. 1998. Oligosaccharide elicitors in host-pathogen interactions: Generation, perception and signal transduction. En: Biswas, B.B. y Das, H. (Eds.). *Subcellular biochemistry*, 29. Plant-microbe interactions. Plenum Press, New York, p. 385-431.
31. Currah, I.E. y Barnes, A. 1979. Vegetable plant part relationships. I. Effects of time and population density on the shoot and storage root weight of carrot (*Daucus carota* L.). *Annals of Botany*, 43: 475-486.
32. DANE. 2017. Características relevantes en el cultivo de la zanahoria (*Daucus carota* L.) en Colombia y estudios de caso sobre costos de producción en los municipios de Madrid (Cundinamarca) y Ventaquemada (Boyacá). Boletín mensual: *Insumos y factores asociados a la producción agropecuaria*. (60): 1-6.
33. Díaz, M. 2013. Evaluación de tres dosis de quitosana en el cultivo de la cebolla *Allium cepa* L. en el municipio de Martí. Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.
34. Díaz, Y. 2013. Evaluación de tres dosis de quitosana en la respuesta productiva del cultivo del tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) variedad Criollo 98. Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.
35. Di Benedetto, A., Galmarini, C. y Tognetti, J. 2013. Changes in leaf size and in the rate of leaf production contribute to cytokinin-mediated growth promotion in *Epipremnum aureum* L. cuttings. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, 88 (2): 179-186.
36. Di Benedetto, A., Galmarini, C. y Tognetti, J. 2015a. Exogenous cytokinin promotes *Epipremun aureum* L. growth through enhanced dry weight assimilation rather than through changes in partitioning. *American Journal of Experimental Agriculture*, 5 (5): 419-434.

37. Di Benedetto, A., Galmarini, C. y Tognetti, J. 2015b. Effects of combined or single exogenous auxin and/or cytokinin applications on growth and leaf area development in *Epipremnum aureum*. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, 90 (6): 643-654.
38. Di Benedetto, A. y Tognetti, J. 2016. Técnicas de análisis de crecimiento de plantas: su aplicación a cultivos intensivos. *RIA*, 42 (3): 258-282.
39. Di Mateo, J., Rattin, J. y Di Benedetto. 2015. Increase of spinach growth through the use of larger plug cell volume and an exogenous BAP spray. *American Journal of Experimental Agriculture*, 6 (6): 372-383.
40. 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 project of Science & Technology Department of Dak Nong (Vietnamese).
41. Esquerré-Tugayé, M.T., Boudart, G. y Dumas, B. 2000. Cell Wall degrading enzymes, inhibitory proteins and oligosaccharides participate in the molecular dialogue between plants and pathogen. *Plant Physiol. Biochem.*, 38: 157-163.
42. Falcón, A.B., Cabrera, J.C., Reinaldo, I.M. y Núñez, M.N. 2005. Desarrollo de activadores de las plantas de amplio espectro de acción. Informe Final del PNCT 00100191, CITMA, Cuba.
43. Falcón, A.B., Costales, D., González-Peña, D. y Nápoles, M.C. 2015. Nuevos productos naturales para la agricultura: las oligosacarinas. *Cultivos Tropicales*, 36 (especial): 111-129.
44. Falcón, A.B., Costales, D., González-Peña, D. y Nápoles, M.C. 2013. Nuevos productos naturales para la agricultura: las oligosacarinas. Grupo de Productos Bioactivos, Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. 25 p. (monografía).
45. Falcón, A.B., Gordon, Trudy A., Costales, Daimy y Martínez, M.A. 2012. Respuesta enzimática y de crecimiento en una variedad comercial de tabaco (*Nicotiana tabacum*, L.) tratada por aspersión foliar de un polímero de quitosana. *Cultivos Tropicales*, 33 (1): 65-70.

46. Falcón, R.A., Rodríguez, A.T., Ramírez, M.A., Rivero, D., Martínez, B.; Cabrera, J.C., Costales, D., Cruz, A., González, L.G., Jiménez, M.C., Jiménez, L., Hernández, I., Gonzáles, P.D. y Marquez, R. 2010. Chitosans as bioactive macromolecules to protect economically relevant crops from their main pathogens. *Biotecnología Aplicada*, 27 (4): 305-309.
47. Falcón, A.B. y Cabrera, J.C. 2007. Actividad enraizadora de una mezcla de oligogalacturónidos en peciolo de violeta africana. *Cultivos Tropicales*, 24: 29-33.
48. Falcón, A.B. 2009. Evaluación de oligosacarinas naturales de quitosana en la estimulación del crecimiento, la nodulación y la protección de cultivos de interés económico. Informe Final del PNCT 00300277. CITMA.
49. Falcón, A.B. 2012. Compuestos de quitosana como activadores del metabolismo, el crecimiento y la resistencia contra el estrés biótico en cultivos de interés económico. Informe Final de PNCT 00300330. CITMA.
50. FAO. 2007. Cultivos Urbanos. [en línea]. Disponible en: <http://www.FAO.org/unfao/bodies/COAG/COAG15/X0076S.HTM> [Consulta: noviembre, 2016].
51. Freebans, D. 1990. Plant growth regulators derived from chitin. United State Patent 4964894.
52. Foyer, C. y Paul, M. 2001. Source – Sink Relationships. En: Encyclopedia of Life Sciences. Nature Publishing Group, United Kingdom. 11 p.
53. Fourcaud, T., Zhang, X., Stokes, A., Lambers, H. y Körner, C. 2008. Plant growth modelling and applications: The increasing increasing importance of plant architecture in growth models. *Annals of Botany*, 101 (8): 1053-1063.
54. García, Madays. 2011. Evaluación de la aplicación de biofertilizantes a base de Micorrizas y Microorganismos Eficientes en el crecimiento del cultivo de la zanahoria (*Daucus carota* L), con diferentes niveles de materia orgánica, en condiciones de Agricultura Urbana. Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.

55. García, M. (sf). El cultivo de la Zanahoria. Montevideo, Uruguay: Universidad de la República.
56. Gardner, F.P., Pearce, R.B. y Mitchell, R.L. 1985. Carbon fixation by crop canopies. In: Physiology of crop plant. Ames, Iowa State University Press. p 31-57.
57. Gary, C., Jones, J.W. y Tchamitchian, M. 1998. Crop modelling in horticulture: state of the art. *Scientia Horticulturae*, 74 (1): 3-20.
58. Gaviola, J.C. 2013. Manual de producción de zanahoria. Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), Argentina. 26 p.
59. González, L.G., Falcón, A.B., Jiménez, M.C., Jiménez, L. y Tenrero, J.C. 2010. Evaluación de tres dosis de quitosana en el cultivo del pepino en un período tardío. *Rev. Amazónica*, 1: 39-42.
60. González, P.D., Costales, D. y Falcón, A.B. 2014. Influencia de un polímero de quitosana en el crecimiento y la actividad de enzimas defensivas en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Cultivos Tropicales*, 35 (1): 35-42.
61. Hadwiger, L.A. 1989. Method for treating cereal crop seed with chitosan to enhance yield, root growth and stem strength. Canadian Patent.
62. Hernández, A., Pérez, J., Ascanio, O., Ortega, F., Avila, L., Cárdenas, A., Marrero, A. 1999. Nueva versión de la clasificación genética de los suelos de Cuba. Agroinform. La Habana. 64 p.
63. Hernández, Naivy y Soto, F. 2012. Influencia de tres fechas de siembra sobre el crecimiento y la relación fuente-demanda del cultivo del maíz (*Zea mays* L.). *Cultivos Tropicales*, 33 (1): 28-34.
64. Hole, C.C., Barnes, A., Thomas, T.H., Scott, P.A. y Rankin, W.E.F. 1983. Dry matter distribution between the shoot and the storage root of carrot (*Daucus carota* L.). I. Comparison of varieties. *Annals of Botany*, 51: 175-187.
65. Hunt, R., Causton, D.R., Shipley, B. y Askew, A.P. 2002. A modern tool for classical plant growth analysis. *Annals of Botany*, 90 (4): 485-488.

66. Hunt, R. 1978. Plant growth analysis. Edward Arnold Publishers. London. 67 p.
67. Hunt, R. 2003. Growth analysis, individual plants. En: Murphy, B.T. y Murray, D. (Eds.). Encyclopedia of Applied Plant Sciences, 588-596 p.
68. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical [INIFAT]. 2011. Manual técnico para organopónicos, huertos intensivos y organoponía semiprotegida. Séptima Edición. Cuba. 208 p. ISBN 980-215-022-3.
69. Iriti, M., Picchi, V., Rossoni, M., Gomarasca, S., Ludwing, N., Garganoand, M. y Faoro, F. 2009. Chitosan antitranspirat activity is due to abscisic acid-dependent stomatal closure. *Env. Exp. Bot*, 66: 493-500.
70. Izquierdo, H., González, M.C., Núñez, M., Proenza, R. y Cabrera, J.C. 2009. Influencia de un oligogalacturónido en la aclimatación de vitroplantas de banano (*Musa spp.*) del clon FHIA-18. *Cultivos Tropicales*, 30 (1): 37-42.
71. Izquierdo, O.H. 2009. Los oligogalacturónidos de origen péctico y su acción en las plantas. *Temas de Ciencia y Tecnología de México*, 13 (39): 31-40.
72. Jerez, E., Martín, R., Morales, D. y Reynaldo, Inés. 2017. Efecto de oligosacarinas en el comportamiento de la papa (*Solanum tuberosum L.*) variedad Romano. *Cultivos Tropicales*, 38 (1): 68-74.
73. Jiao, Z., Li, Y., Li, J., Xu, X., Li, H., Lu, D. y Wang, J. 2012. Effects of Exogenous Chitosan on Physiological Characteristics of Potato Seedlings Under Drought Stress and Rehydration. *Potato Research*, 55 (3-4): 293-301. ISSN 0014- 3065, 1871-4528.
74. Jiménez, M.C., González, L.G., Falcón, A.B., Quintana, O., Bernardo, G. y Robaina, C. 2010. Evaluación de tres bioestimulantes sobre la incidencia de plagas en el maíz (*Zea mayz L.*) en la provincia de Santiago de Cuba. *Rev. Centro Agrícola*, 37: 45-48.
75. Kage, H., Alt, C. y Stützel, H. 2003. Aspects of nitrogen use efficiency of cauliflower II. Productivity and nitrogen partitioning as influenced by N supply. *Journal of Agricultural Science*, 141: 17-29.

76. Khan, W., Prithiviraj, B. y Smith, D.L. 2002. Effect of foliar application of chitin and chitosan oligosaccharides on photosynthesis of maize and soybean. *Photosynthetica*, 40: 621-624.
77. Körner, C. 2015. Paradigm shift in plant growth control. *Current Opinion in Plant Biology*, 25:107.
78. Kowalski, B., Jimenez 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.
79. Krzesinski, W. y Knaflewski, M. 2004. Preliminary model of carrot growth. *Acta Horticulturae*, 654: 235-242.
80. Lee, S., Choi, H., Suh, S., Doo, I.S., Oh, K.Y., Choi, E.J., Schroeder-Taylor, A.T., Low, P.S. y Lee, Y. 1999. Oligogalacturonic acid and chitosan reduce stomatal aperture by inducing the evolution of reactive oxygen species from guard cells of tomato and *Commelina communis*. *Plant Physiol.*, 121: 147-152.
81. Makarieva, A.M., Gorshkov, V.G., Li, B.L., Chown, S.L., Reich, P.B. y Gavrillov, V.M. 2008. Mean mass-specific metabolic rates are strikingly similar across life's major domains: Evidence for life's metabolic optimum. *Proceedings of the National Academy USA*, 105 (44): 16994-16999.
82. Marcelis, L.F.M., Heuvelink, E. y Goudriaan, J. 1998. Modelling biomass production and yield of horticultural crops: a review. *Scientia Horticulturae*, 74 (1): 83-111.
83. Marfa, V., Gollin, D., Eberhard, S., Mohnen, D., Albersheim, P. y Darvill, A. 1991. Oligogalacturonides are able to induce flowers to form on tobacco explant. *Plant J.*, 1: 217-225.
84. Mármol, Z., Páez, G., Rincón, M., Araujo, K., Aiello, C., Chandler, C. y Gutiérrez, E. 2011. Quitina y quitosano polímeros amigables. Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tecnocientífica URU*, 1: 53-58. ISSN 2244 - 775.

85. Martín, R., Jerez, E., Morales, D. y Reynaldo, Inés. 2017. Empleo de PectiMorf[®] para estimular la tuberización en papa (*Solanum tuberosum* L.). *Cultivos Tropicales*, 38 (3): 72-76.
86. Mawgoud, A.M.R.A., Tantawy, A.S., El-Nemr, M.A. y Sassine, Y.N. 2010. Growth and yield responses of strawberry plants to chitosan application. *Eur. J. of Scie. Research*, 39: 161-168.
87. Meng, F., Peng, M., Pang, H. y Huang, F. 2014. Comparison of photosynthesis and leaf ultrastructure on two black locust (*Robinia pseudoacacia* L.). *Biochemical Systematics and Ecology*, 55: 170-175.
88. Morales, D., Dell' Amico, J., Jerez, E., Rodríguez, P., Álvarez, Idioleydis, Díaz, Y. y Martín R. 2017. Efecto del QuitoMax[®] en plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) sometidas a dos regímenes de riego. I. Crecimiento y rendimiento. *Cultivos Tropicales*, 38 (2): 119-128.
89. Morales, D.; Torres, L.; Jerez, E.; Falcón, A. y Dell' Amico, J. 2015. Efecto del Quitomax en el crecimiento y rendimiento del cultivo de la papa (*Solanum tuberosum* L.) *Cultivos Tropicales*, 36 (3): 133-143.
90. Morales, J. P. 1995. Cultivo de Zanahoria. Santo Domingo, República Dominicana: Fundación de Desarrollo Agropecuario.
91. Nápoles, S., Garza, Taymi e Reynaldo, Inés M. 2016. Respuesta del cultivo de habichuela (*Vigna unguiculata* L.) var. Lina a diferentes formas de aplicación del PectiMorf[®]. *Cultivos Tropicales*, 37 (3): 172-177.
92. Naroua, I. 2009. Uso del lodo de un biodigestor a base de residuales de la producción porcina en el cultivo de zanahoria (*Daucus carota* L.). Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.
93. Nganga, S. 1982. Physiological basis of potato crop yield: principles. En: Nganga, S. y Shideler, F. (Eds.). Potato Seed Production for Tropical Africa. International Potato Center. p. 13 – 16.

94. Nieves, N., Poblete, A., Cid, M., Lezcano, Y., González-Olmedo, J.L. y Cabrera, J.C. 2006. Evaluación del Pectimorf como complemento del 2,4-D en el proceso de embriogénesis somática de caña de azúcar (*Saccharum spp.*). *Cultivos Tropicales*, 27: 25.
95. Niinemets, Ü y Tenhunen, J.D. 1997. A model separating leaf structural and physiological effects on carbon gain along light gradients for the shade-tolerant species *Acer saccharum*. *Plant, Cell and Environment*, 20 (7): 845-866.
96. Niklas, K.J. 2004. Plant allometry: is there a grand unifying theory? *Biological Review*, 79 (4): 871-889.
97. Núñez, C. E., Santos, Marcela y Segura, Mariela. 2009. Drymatter allocation and partitioning of four potato varieties (*Solanum tuberosum* L.) in Zipaquirá, Cundinamarca (Colombia). *Rev. Fac. Nat. Agr. Medellín*, 62 (1): 4823-4834.
98. Ochoa-Villareal, M., Vargas-Arispuro, I., Islas-Osuna, M.A., González-Agilar, G. y Martínez-Tellez, M.A. 2011. Pectin-derived oligosaccharides increase color and anthocyanin content in Flame Seedling grapes. *J. Sci. Food Agric.*, 91: 1928-1930.
99. Ohta, K., Morishita, S., Suda, K., Kobayashi, N. y Hosoki, T. 2004. Effects of chitosan soil mixture treatment in the seedling stage on the growth and flowering of several ornamental plants. *J. Japan. Soc. Hort. Sci.*, 73: 66-68.
100. ONEI. 2017. Anuario estadístico de Cuba 2016. Agricultura, ganadería, silvicultura y pesca. Oficina Nacional de Estadística e Información. República de Cuba. 32 p.
101. ONEI. 2017. Sector agropecuario. Indicadores seleccionados. Enero - septiembre de 2017. Oficina Nacional de Estadística e Información. República de Cuba. 13 p.
102. Ordoñez, J.C., Van Bodegom, P.M., Witte, J.P.M., Wright, I.J., Reich, P.B. y Aerts, R. 2009. A global study of relationships between leaf traits, climate and soil measures of nutrient fertility. *Global Ecology and Biogeography*, 18 (2): 137-149.

103. Ouyang S y Langlai X. 2003. Effects of chitosan on nutrient qualities and some agronomic characters of non-heading Chinese cabbage. *Plant Physiology Communications*, 39 (1): 21–4.
104. Patrick, J.W. 1997. Phloem unloading: sieve element unloading and post-sieve element transport. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. 48: 191 – 222.
105. Pérez, C. 2013. Efecto de diferentes dosis de aplicación del producto Quitomax en la respuesta productiva del cultivo del tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill). Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.
106. Pérez, P y Figuerdo, Mercedes. 2010. Guía técnica para la producción del cultivo de la zanahoria. Cuarta Edición. Biblioteca ACTAF. 13 p.
107. Pérez, R., Aranguren, M., Luzbet, R., Reynaldo, Inés M. y Rodríguez, Jenny. 2013. Aportes a la producción intensiva de plantas de guayabo (*Psidium guajava* L.) a partir de esquejes en los viveros comerciales. *CitriFrut*, 30 (2): 11-16.
108. Piel, Roberta M. y Gálvez, J. L. 2005. Dry-matter partitioning as a determinant of greenhouse fruit vegetable crop production. *R. bras. Agrociência*, 11 (1): 05-11.
109. Plana, D. Álvarez, M. Florido, M. Lara, R.M. y Cabrera, J.C. 2003. Actividad biológica en la morfogénesis *in vitro* del tomate variedad Amalia. *Cultivos Tropicales*, 24: 29-33.
110. Plant Protection. 2005. Zanahoria. Programa Leonardo da Vinci de la Comisión Europea. [en línea]. Disponible en: http://www.plantprotection.hu/modulok/spanyol/root_veg/growth:root.htm. [Consulta: 15 de febrero, 2018].
111. Poorter, H. y Garnier, E. 1996. Plant growth analysis: an evaluation of experimental design and computational methods. *Journal of Experimental Botany*, 47 (9): 1343-1351.

112. Poorter, H. y Lambers, H. 1991. Is interspecific variation in relative growth rate positively correlated with biomass allocation to the leaves? *The American Naturalist*, 138 (5): 1264-1268.
113. Poorter, H. y Sack, L. 2012. Pitfalls and possibilities in the analysis of biomass allocation patterns in plants. *Frontiers in Plant Science*, 3 (259): 1-10.
114. Poorter, H., Niklas, K.J., Reich, P.B., Oleksyn, J., Poot, P. y Mommer, L. 2012. Biomass allocation to leaves, stems and roots: meta-analyses of interspecific variation and environmental control. *New Phytologist*, 193 (1): 30-50.
115. Poorter, H., Lambers, H. y Evans, J.R. 2014. Trait correlation networks: a whole-plant perspective on the recently criticized leaf economic spectrum. *New Phytologist*, 201 (2): 378-382.
116. Poorter, H. 1989. Plant growth analysis: towards a synthesis of the classical and the functional approach. *Physiologia Plantarum*, 75 (3): 237-244.
117. Prapagdee, B., Kotchadat, K., Kumsopa, A. y Visarathanont, N. 2007. The role of chitosan in protection of soybean from sudden death syndrome caused by *Fusarium solani* f. sp. *Glycines*. *BioresourceTech.*, 98: 1353-1358.
118. 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.
119. Rachetti, M. 2006. Colecta, caracterización y evaluación agronómica de poblaciones de zanahoria (*Daucus carota* L.) cultivadas en el sur de Uruguay. Uruguay. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de la República.
120. Rasband, W. (s.f.). ImageJ 1.51j8. National Institutes of Health, Usa. [en línea]. Disponible en: <http://imagej.nih.gov/ij/>. [Consulta: 15 de febrero, 2018].
121. 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.

122. Renton, M. y Poorter, H. 2011. Using log–log scaling slope analysis for determining the contributions to variability in biological variables such as leaf mass per area: why it works, when it works and how it can be extended. *New Phytologist*, 190 (1): 5-8.
123. Revista Colombiana de Biotecnología. 2013. Oligogalacturónidos. *Rev. Colomb. Biotecnol*, 15 (1). [en línea]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/> [Consultado: 25 de febrero 2018].
124. Richmond, F.J. 2009. Evaluación agronómica de 12 cultivares comerciales de zanahoria (*Daucus carota* L.) en Cot, Cartago. Costa Rica. Tesis presentada en opción al grado de Licenciatura en Ingeniería Agronómica con énfasis en Fitotecnia. Universidad de Costa Rica.
125. Ridley, B.L., O'Neil, M.A. y Mohnen, D. 2001. Pectins: structure, biosynthesis and oligogalacturonide-related signaling. *Phytochemistry*, 57: 929-967.
126. Ripley, B.S.; Gilbert, M.E.; Ibrahim, D.G. y Osborne, C.P. 2007. Drought constraints on C4 photosynthesis: stomatal and metabolic limitations in C3 and C4 subspecies of *Alloteropsis semialata*. *Journal of Experimental Botany*, 58 (6): 1351-1363.
127. Robinson, D., Davidson, H., Trinder, C. y Brooker, R. 2010. Root–shoot growth responses during interspecific competition quantified using allometric modelling. *Annals of Botany*, 106: 921-926.
128. Rodríguez, Aida T., Ramírez, M.A., Falcón, A., Bautista, S., Ventura, E. y Valle, Yosleidy. 2017. Efecto del QuitoMax[®] en el rendimiento y sus componentes del cultivar de arroz (*Oryza sativa* L.) var. INCA LP 5. *Cultivos Tropicales*, 38 (4): 156-159.
129. Rodríguez, W. y Leihner, D. 2006. Análisis del crecimiento vegetal. Volumen 7 de la Serie: Fisiología de la producción de los cultivos tropicales. Primera Edición. Editorial Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 37 p.
130. Rubatzki, V.E., Quiros, C.F. y Simon, P.W. 1999. Carrots and related vegetable Umbelliferae. CABI Publishing. 297 p.

131. Santos, Marcela; Segura, Mariela y Núñez, C. E. 2010. Análisis del crecimiento y relación fuente-demanda de cuatro variedades de papa (*Solanum tuberosum* L.) en el municipio Zipaquirá (Cundinamarca, Colombia). *Rev. Fac. Nat. Agr. Medellín* 63 (1): 5253 – 5266.
132. 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.
133. Sharathchandra, R.G., Niranjan Raj, S., Shetty, N.P., Amruthesh, K.N. y Shetty, H.S. 2004. A chitosan formulation Elexa™ induces downy mildew disease resistance and growth promotion in pearl millet. *Crop Protection*, 23: 881-888.
134. Sheikha, S.A. y Malki, F.M. A. 2011. Growth and chlorophyll responses of bean plants to the chitosan applications. *European Journal of Scientific Research*, 50 (1): 124-134.
135. Shibuya, N. y Minami, E. 2001. Oligosaccharide signalling for defenses responses in plant. *Physiol. and Mol. Plant Pathol.*, 59: 223-233.
136. Shipley, B. y Meziane, D. 2002. The balanced-growth hypothesis and the allometry of leaf and root biomass allocation. *Functional Ecology*, 16 (3): 326-331.
137. Shipley, P. 2006. Net assimilation rate, specific leaf area and leaf mass ratio: which is most closely correlated with relative growth rate? A meta-analysis. *Fun. Ecol.*, 20: 565-574.
138. Sianeh, Gaydou. 2015. Evaluación de biofertilizante a base de biopreparado de microorganismos nativos (ME) en el cultivo de la zanahoria (*Daucus carota*, L), en condiciones de organopónico. Matanzas. Tesis en opción al título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de Matanzas.
139. Spiro, M.D., Bower, J.F. y Cosgrove, D.J. 2002. A comparison of oligogalacturonide and auxin-induced extracellular alkalinization and growth responses in roots of intact cucumber seedlings. *Plant Physiology*, 130: 895-903.

140. Srivastava, L.M. 2002. Plant growth and development: Hormones and environment. Elsevier Science. USA. 772 p.
141. Suojala, T. 2000. Pre and postharvest development of carrot yield and quality. University of Helsinki. Department of Plant Production. Section of Horticulture. Publication 37. Helsinki. 43 p.
142. Taiz L. y Zeiger, E. 2002. Plant physiology. Benjamin Cummings Publishing. California, USA. 623 p.
143. Tekalign, T. y Hammes, P.S. 2005a. Growth and productivity of potato as influenced by cultivar and reproductive growth I. Stomatal conductance, rate of transpiration, net photosynthesis, and dry matter production and allocation. *Scientia Horticulturae*, 105 (1): 13 – 27.
144. Tekalign, T. y Hammes, P.S. 2005b. Growth and productivity of potato as influenced by cultivar and reproductive growth II. Growth analysis, tuber yield and quality. *Scientia Horticulturae*, 105 (1): 29 – 44.
145. Terry, A. E., Ruiz, P. J., Tejeda, P.T., Reynaldo, E. I. y Díaz, de A.M.M. 2011. Respuesta del cultivo de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) a la aplicación de diferentes productos bioactivos. *Cultivos Tropicales*, 32 (1): 28-37.
146. Terry, E., Ruíz, J., Tejeda, T. y Reynaldo, I. 2014. Afectividad agrobiológica del producto bioactivo PectiMorf® en el cultivo del rábano (*Raphanus sativus* L.). *Cultivos Tropicales*, 35 (2): 105-111.
147. Tirilly, Y. y Bourgeois, C.M. 2002. Tecnología de las hortalizas. Editorial Arcibia. S.A. Zaragoza, España. 591 p.
148. Torres, LLiddrey. 2011. Efecto de diferentes dosis y momentos de aplicación de la quitosana en la respuesta productiva del cultivo de la papa *Solanum tuberosum* L. Variedad Call White. Matanzas. Tesis en opción al título de Máster en Ciencias Agrícolas. Universidad de Matanzas.
149. Utsunomiya, N., Kinai, H., Matsui, Y. y Takebayashi, T. 1998. The effects of chitosan oligosaccharides soil conditioner and nitrogen fertilizer on the flowering

- and fruit growth of purple passion fruit (*Pasiflora edulis* Sims var. *edulis*). *J. Japan. Soc. Hort. Sci.*, 67: 567-571.
150. Vega, Tatiana, Méndez, C. y Rodríguez, W. 2012. Análisis del crecimiento de cinco híbridos de zanahoria (*Daucus carota* L.) mediante la metodología del análisis funcional. *Agronomía Costarricense*, 36 (2): 29-46.
151. Vega, Tatiana. 2010. Análisis de crecimiento y absorción de nutrimentos de cinco híbridos de zanahoria (*Daucus carota* L.). Costa Rica. Tesis presentada en opción al grado de Licenciatura en Ingeniería Agronómica con énfasis en Fitotecnia. Universidad de Costa Rica.
152. Vidal, A., Sanjuan, J., Ferrándiz, J.C., Camañez, M. Carmen, Muñoz, P., Bartalomé, Pilar, Domene, R. y Sanjuan, Susana. 2016. Cultivos al aire libre: zanahoria. Cajamar Caja Rural. Serie Agricultura. 19 p.
153. Walker, R., Morris, S., Brown, P. y Gracie, A. 2004. Evaluation of potencial for chitosan to enhance plant defence. In: Report of Rural Industries Research and Development Corporation, Publication No. 4, Project No. RS. 49 p.
154. Wardlaw, I. F. 1990. The control of carbon partitioning in plants. *New Phytologist*, 116 (3): 341-381.
155. Westerveld, S.M., McKeown, A.W. y McDonald, M.R. 2006. Seasonal nitrogen partitioning and nitrogen uptake of carrot as affected by nitrogen application in mineral and an organic soil. *HortScience*, 41(5): 1332-1338.
156. Wilson, J.W. 1981. Analysis of growth, photosynthesis and light interception for single plants and stands. *Annals of Botany*. 48: 507 – 512.
157. Yan, J., Cao, J., Jiang, W. y Zhao, Y. 2012. Effects of preharvest oligochitosan sprays on postharvest fungal diseases, storage quality, and defense responses in jujube (*Zizyphus jujuba* Mill. cv. Dongzao) fruit. *Scientia Horticulturae*, (142): 196-204. ISSN 0304-4238.
158. Yang, Z. y Midmore, D.J. 2005. Modelling plant resource allocation and growth partitioning in response to environmental heterogeneity. *Ecological Modelling*, 181 (1): 59-77.

- 159.Zaccari, F.I. 2010. Caracterización de seis cultivares de zanahorias (*Daucus carota* L.) crudas y cocidas al vapor, por color y contenido y bioaccesibilidad *in vitro* de β -carotenos y minerales. Uruguay. Tesis presentada en opción al título de Magister en Ciencias Agrícolas. Universidad de la República.
- 160.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. *J. Peanut Sci.*, 31: 22-25.