

Potencialidades de oligogalacturónidos y quitosacáridos en el enraizamiento de las plantas

Potentialities of oligogalacturonides and chitosaccharides on plant rooting

Juan José Reyes-Pérez^{1‡} , Rommel Arturo Ramos-Remache¹ , Luis Tarquino Llerena-Ramos¹ , Miguel Ángel Ramírez-Arrebato²  y Alejandro Bernardo Falcón-Rodríguez³ 

¹ Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Av. Quito. km 1.5 vía a Santo Domingo de los Tsáchilas. Quevedo, Los Ríos, Ecuador.

[‡]Autor para correspondencia (jreyes@uteq.edu.ec)

² UCTB Los Palacios, Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Carretera La Francia km 1 s/n. 22900 Los Palacios, Pinar del Río, Cuba.

³ Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Carretera Tapaste-Jamaica km 3.5. 32700 San José de las Lajas, Mayabeque, Cuba.

RESUMEN

Los oligogalacturónidos y los quitosacáridos son miembros de una nueva clase de sustancias bioactivas en plantas que se conocen como oligosacarinas. Estas sustancias que incluyen poli y oligosacáridos de diferente origen, son consideradas una nueva jerarquía de hormonas que funcionan en la planta antes de la acción de las hormonas tradicionales, como las auxinas, citoquininas y giberelinas. Sus características fisicoquímicas y estructurales también influyen significativamente en su actividad biológica y en especial en los procesos de enraizamiento tanto en condiciones *in vitro* como *in vivo*. En este trabajo se discuten los efectos benéficos, que causa la aplicación de estas sustancias en el proceso de enraizamiento vegetal y la acción indirecta relacionada con la interacción con microorganismos simbióticos del suelo, tales como rizobacterias y hongos micorrízicos arbusculares que mejoran el crecimiento y el funcionamiento de las raíces en las plantas.

Palabras clave: crecimiento, oligopeptatos, quitosano, raíces.

SUMMARY

Oligogalacturonides and chitosaccharides are members of a new class of bioactive substances with plant activity known as oligosaccharins. The application of these substances has direct and

indirect beneficial effects on plant rooting processes, which are discussed in this work. These substances have been considered second messengers of some classic plant hormones, such as auxins, cytokines and gibberellins, resulting in their much more specific activity in the different organs of plants. Their physicochemical and structural characteristics also have a significant influence on their biological activity and especially on rooting processes, both *in vitro* and *in vivo*. In our study, we discussed positive effects caused by the application of oligogalacturonides and chitosaccharides in the process of rooting, as well as indirect effects related with the increased interaction with symbiotic soil microorganisms such as rhizobacteria and arbuscular mycorrhizal fungi that improve root growth and function in plants.

Index words: growth, oligopeptates, chitin, roots.

INTRODUCCIÓN

La necesidad cada vez más creciente de producir alimentos para la población mundial de forma rápida, pero amigable con el ambiente es uno de los principales retos de la agricultura moderna (Raza *et al.*, 2019). De esta forma, el empleo de bioestimulantes que benefician el crecimiento de las plantas o mejoren sus procesos biológicos para producir con mayor rendimiento o calidad de los frutos, es una de las líneas de trabajo fundamentales (Abdel-Aziz *et al.*, 2019).

Cita recomendada:

Reyes-Pérez, J. J., Ramos-Remache, R. A., Llerena-Ramos, L. T., Ramírez-Arrebato, M. Á. y Falcón-Rodríguez, A. B. (2021). Potencialidades de oligogalacturónidos y quitosacáridos en el enraizamiento de las plantas. *Terra Latinoamericana* 39: 1-9. e846. <https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.846>

Recibido: 04 de agosto de 2020. Aceptado: 09 de septiembre de 2020.

Revisión. Volumen 39, febrero de 2021.

Desde los años 80's se ha demostrado que la aplicación de algunos sacáridos estimula distintas funciones específicas en las plantas como crecer, florecer o formar raíces. A estas moléculas se les denominó oligosacarinas (Albersheim y Darvill, 1985). Estos compuestos de diferente estructura sacárida están presentes de forma natural en las paredes celulares de las plantas (oligosacarinas endógenas), en las paredes celulares de microorganismos patógenos o son sintetizados y excretados por bacterias simbiotas (oligosacarinas exógenas) en el proceso de simbiosis con las plantas. (Falcón-Rodríguez *et al.*, 2015a) Uno de los grupos de las oligosacarinas endógenas más estudiadas son los oligopectatos u oligogalacturónidos que se obtienen mediante hidrólisis de la pectina presente en la pared celular vegetal. Los oligogalacturónidos constituyen cadenas de entre 2 y 20 unidades de ácido galacturónico unidas por enlaces β (1, 4) según Cabrera y Van Cutsem (2005). Estos mismos autores explican que el número de unidades enlazadas se conoce como grado de polimerización (Gp) y define en muchos casos la actividad biológica de estas sustancias. Comercialmente pueden obtenerse de los albedos de frutas cítricas, como es el caso de la formulación Pectimorf® una mezcla de oligogalacturónidos con Gp entre 9 y 16 (Cabrera *et al.*, 2013).

Por su parte los chitosacáridos (poli u oligosacáridos de quitosano) están formados por cadenas de monómeros de N-Acetilglucosamina y glucosamina donde predominan estas últimas, unidas por enlaces β (1, 4) (Ramírez *et al.*, 2016). Sin embargo, su origen no se encuentra en las plantas ya que son (oligosacarinas exógenas), sino en estructuras quitinosas de bacterias, hongos y otros organismos invertebrados que llegan a la planta, un ejemplo de ello son las interacciones planta-microorganismo (Verlee *et al.*, 2017).

Por otro lado, los quitosanos comerciales pueden obtenerse por la hidrólisis básica de la quitina contenida en el exoesqueleto de los crustáceos desechados de la industria pesquera (Younes y Rinaudo, 2009). Un ejemplo de ello es la formulación comercial del Quitomax® (registro RFC No. 010/17) obtenido del exoesqueleto de la langosta (Falcón-Rodríguez *et al.*, 2015b).

Respecto a los procesos de enraizamiento, los oligogalacturónidos y quitosacáridos están relacionados con la formación de raíces, tanto en tejidos embriogénicos como en fragmentos de tejido vegetal (Taiz y Zeigler, 2002). La aplicación de estas sustancias es especialmente útil en los métodos de propagación

asexual que se prefiere porque tienen ventajas respecto a la propagación sexual. Entre ellas, se encuentran el que no se producen cambios en la constitución genética del nuevo individuo y se conservan todas las características desde el punto de vista genético de la planta madre. De esta forma la propagación asexual es el método de elección en la propagación de plantas sanas y uniformes de cultivos como el cacao, guayaba, plátanos y bananos (Borges *et al.*, 2015)

Para favorecer el enraizamiento, se han utilizado distintos materiales como vermiculita, aserrín de madera descompuesta, fibra de coco, así como extractos de ácidos húmicos que tienen gran efectividad, debido a sus fuentes altas de fósforo y estructuras húmicas. Al igual el uso de hormonas de crecimiento como el ácido beta-indol butírico, que favorece la formación y el desarrollo de raíces (Cajamarca-Marín *et al.*, 2017).

Comercialmente existen varias formulaciones que se basan en una mezcla balanceada de hormonas "enraizadoras", como el uso de macro nutrientes y sustancias activas que actúan para lograr un resultado rápido y eficaz (Cordero *et al.*, 2014). Adicionalmente Cajamarca-Marín *et al.* (2017), informaron que la cantidad de plantas con raíces mejora, a partir de esquejes con el uso agua de coco tierno y extractos de lentejas.

Se ha demostrado que los procesos de enraizamiento vegetal están regulados por un balance de hormonas vegetales donde se incluyen auxinas, citoquininas y giberelinas, fundamentalmente. Sin embargo, también se han obtenido resultados con aplicación de bioestimulantes como la formulación Pectimorf® (oligogalacturónidos) y quitosanos incluso a nivel de producción (Izquierdo *et al.*, 2009).

Efectos Biológicos Directos de Oligogalacturónidos y Quitosano en los Procesos de Enraizamiento

Actividad Biológica en la Micropropagación *in vitro*

Se ha demostrado que la adición de oligogalacturónidos (Pectimorf®) a concentraciones entre 0.1 y 100 mg L⁻¹ a los medios de cultivo *in vitro* de diferentes tejidos vegetales como plátanos, arroz y plantas ornamentales, estimuló el establecimiento de los explantes, ya que incrementó la masa fresca de los callos y favoreció su conversión en estructuras embriogénicas. En particular se ha destacado su efecto promotor en la formación de raíces y en su desarrollo (Lara *et al.*, 2018).

Específicamente la aplicación de Pectimorf® ha mostrado, en ausencia de la hormona 6-BAP, respuestas en el desarrollo raíces en embriones de cítricos, que se plantea son estructuras difíciles de lograr en este cultivo (Bao *et al.*, 2013). También en café se logró con su aplicación, embriones somáticos viables que regeneraron plantas en cultivos, así como en variedades recalcitrantes de caña de azúcar, en plátanos, ajo y plantas ornamentales, entre otros (Nieves *et al.*, 2006; Cabrera *et al.*, 2013).

Por su parte la aplicación de quitosano en concentraciones entre 50 y 100 mg L⁻¹ causó respuestas positivas en el incremento de las raíces, el peso fresco de plántulas de papas y en la formación de minitubérculos, así como en su mejor adaptación en la fase de aclimatación (Asghari-Zakaria *et al.*, 2009).

También la adición de quitosano provocó efectos biológicos en arroz y soya en condiciones *in vitro*. Hirano *et al.* (1990) encontraron un aumento en la actividad de enzimas quitinasas y el peso de callos de arroz crecidos en medios de cultivo suplementados con esta sustancia. Adicionalmente, en el cultivo de orquídeas la aplicación de quitosano estimuló el enraizamiento y formación de plantas enteras (Nge *et al.*, 2006).

Sin embargo, esta actividad depende de la concentración y el tipo de quitosano utilizado específicamente el grado de acetilación. De esta forma

la aplicación de oligoquitosanos acetilados incluso a muy bajas concentraciones estimulan reacciones de defensa que afectan considerablemente el crecimiento de las plantas a diferencia de los desacetilados que prácticamente no tienen esta actividad (Ramírez *et al.* 2016; Divya *et al.*, 2018a). Esto se ha demostrado en suspensiones celulares de arroz y soya donde se ha identificado la existencia de un receptor específico a estas sustancias acetiladas que explica por qué con el mismo tamaño los oligoquitosanos estimulan el crecimiento vegetal y los oligoquitosanos acetilados (oligoquitinas) lo detiene o reducen. (Divya *et al.*, 2018b).

En resumen los quitosanos y en especial OGAs con Gp > 7 puede sustituir parcial o totalmente hormonas tradicionales en los esquemas de micropropagación de diferentes cultivos, así como en otros procesos que requiera de la presencia de estos compuestos, con la ventaja que, a diferencia de las hormonas tradicionales, el producto obtenido estimula el vigor de los brotes vegetativos, permite un desarrollo adecuado de las raíces e incrementa el porcentaje de supervivencias de las vitroplantas al pasar del medio estéril a la fase de adaptación en vivero (Izquierdo *et al.*, 2009).

En el Cuadro 1 se presenta un resumen de resultados publicados de la actividad biológica de Pectimorf® y quitosano en el enraizamiento en condiciones *in vitro*.

Cuadro 1. Resultados publicados de la actividad biológica de oligogalacturónidos y quitosano en el enraizamiento en condiciones *in vitro*.

Table 1. Published results of the biological activity of oligogalacturonides and chitosan in rooting under *in vitro* conditions.

Producto	Efecto fisiológico	Concentración	Sistema biológico	Referencias
Pectimorf®	Promoción de raíces y desarrollo de embriones somáticos	10 y 100 mg L ⁻¹	Cotiledones de cítrico	Bao <i>et al.</i> (2013)
	Estimuló mayor número de plantas con raíces, su longitud y cantidad	10-30 mg L ⁻¹	Caña de azúcar	Nieves <i>et al.</i> (2006)
	Promoción del crecimiento y enraizamiento en fase de aclimatación	10 y 100 mg L ⁻¹	Plátanos bananos	Izquierdo <i>et al.</i> (2009)
Quitosano soluble	Estimulación enraizamiento	50-100 mg mL ⁻¹	Mini tubérculos de papa	Asghari-Zakaria <i>et al.</i> (2009)
Oligómeros de quitosana	Estimula la formación de raíces regeneración de planta	15 mg L ⁻¹	Tejido de orquídeas	Nge <i>et al.</i> (2006)
Quitosano despolimerizado	Aceleración en la formación de raíces	1 mg L ⁻¹	Semillas de arroz	Hirano <i>et al.</i> (1990)

Relación de Oligogalacturónidos y Quitosanos con las Hormonas Vegetales Clásicas en Procesos de Enraizamiento

Los oligogalacturónidos (OGAs) y quitosanos han demostrado tener una estrecha relación con las hormonas vegetales tradicionales (Izquierdo *et al.*, 2009). Estos estudios demostraron que los oligogalacturónidos se comportan como antagonistas competitivos del AIA interactuando con los sitios de enlace de las auxinas en la membrana celular. Sin embargo, también se demostró que los no afectan la elongación inducida por GA₃ en hipocótilos de lechuga, ni la síntesis de clorofila y la expansión de cotiledones de pepino inducidos por la kinetina, lo cual refuerza la hipótesis mencionada sobre la relación con las auxinas (Lara *et al.*, 2018).

Esta actividad de OGAs ha sido utilizada para la estimulación del enraizamiento de esquejes y regeneración de plantas por micropropagación en cultivos como plátanos y bananos, guayaba y plantas ornamentales, en especial con formulaciones de OGAs con Gp > 7 encontrándose que pueden sustituir parcial o totalmente hormonas vegetales para el enraizamiento (Cabrera *et al.*, 2013). También se ha encontrado relación con otras hormonas, en la estimulación de la producción de etileno en frutos con la aplicación exógena de OGAs activos.

Respecto al quitosano se ha demostrado que oligómeros o polímeros de quitosano acetilados son detectados por receptores específicos en las membranas vegetales (Kouzai *et al.*, 2014). De esta forma en el cultivo del arroz su aplicación afecta un intermediario importante en las síntesis de giberelinas para producir preferentemente diterpenos usados en la defensa de las plantas (Ren y West, 1992).

Sin embargo, los quitosanos desacetilados estimulan activamente los procesos metabólicos en las semillas de cereales, donde se incluye estimulación de giberelinas, la germinación y la brotación de la radícula (Hadwiger, 2013; Divya *et al.*, 2018b).

Sin embargo, investigaciones recientes han demostrado que altas dosis de quitosano aplicado a la rizosfera de varias especies de plantas, causa reducción del desarrollo de las raíces de las plantas como resultado de provocar la acumulación de ácido indolacético en la raíz por la vía de biosíntesis dependiente del triptófano y reprimir el principal gen involucrado en la translocación de este compuesto en la raíz

(López-Moya *et al.*, 2017 y 2019). Por lo que, la acción biológica de estos compuestos en el enraizamiento es dependiente de la concentración del quitosacárido.

Actividad Biológica en el Enraizamiento de Esquejes y Plántulas

Los OGAs también se han utilizado en la estimulación del enraizamiento de esquejes en condiciones *ex vitro* de distintas especies vegetales. De esta forma esquejes de guayaba (*Psidium guajava*) tratadas con 20 mg L⁻¹ de OGU tuvieron superiores porcentajes de plantas con raíces que el tratamiento control (Ramírez *et al.*, 2003) También la aplicación de 20 mg L⁻¹ de OGAs provocó la estimulación del crecimiento de raíces en vitroplantas de plátanos con lo cual se acortó el tiempo necesario de la fase de aclimatización para su producción. Adicionalmente el tratamiento de fragmento nodulares de yuca (*Manihot esculenta*) con 10 mg L⁻¹ de OGU promovió el enraizamiento en este vegetal con respecto al control (Suárez y Hernández, 2015). Otros resultados similares de estimulación del crecimiento de las raíces se han obtenido en distintas plantas ornamentales como violeta, palma areca (Cabrera *et al.*, 2013).

Respecto a los mecanismos de acción para esta actividad estimuladora del enraizamiento no están totalmente establecidos. Se conoce que actúan a nivel de membrana y que son competidores competitivos por los mismos sitios de acción de las auxinas, como se mencionó anteriormente. Estos resultados permiten considerar que, por sus efectos, los OGAs constituye una alternativa poco costosa para el enraizamiento de esquejes que el uso de hormonas comerciales.

Por su parte, los quitosanos también se han identificado como estimulantes del crecimiento vegetal incluido el radicular (Pichyangkura y Chadchawan, 2015). Respecto a los mecanismos de acción que explican estos efectos cuando se trata las semillas se ha planteado que la quitosana estimula la síntesis de giberelinas y de enzimas hidrolíticas en los cereales como la β1,3 glucanas y quitinasas que provocan un mayor y más rápido desdoblamiento de las sustancias de reserva que están en el embrión de la semilla que permiten que se acelere el proceso de germinación y la emergencia del hipocótilo y la radícula (Hirano *et al.*, 1990; Hadwiger, 2013). En ese sentido se ha demostrado que el recubrimiento de semillas de soya con solución de quitosano por 6 h estimuló la longitud y la masa

fresca de las raíces de las plántulas (Deepmala *et al.*, 2014). Otros autores (Guan *et al.*, 2009) también han publicado que al tratar semillas de maíz con quitosano de concentración 0.5% se mejora la velocidad de germinación y se incrementa la longitud y la masa seca de la raíz y el tallo de las plantas. Además se ha informado, el crecimiento de las raíces y el aumento de su masa seca, por aplicación de quitosano a las semillas, incluso bajo condiciones de estrés abióticos (Mahdavi y Rahimi, 2013).

Por su parte, la aplicación foliar de quitosano se ha demostrado que incrementa significativamente variables del crecimiento y el rendimiento de este tipo de plantas. De esta forma Toan y Hahn (2013) demostraron incrementos del crecimiento de las plantas y rendimiento medio de 31% en cuatro diferentes variedades de arroz, a las cuales se le aplicó quitosano tres veces en concentraciones entre 10 y 15 mg L⁻¹. Adicionalmente, la aplicación foliar de Quitomax[®] en concentración de 300 mg ha⁻¹ estimuló el largo de las raíces y la masa seca en pimiento y tomate (Reyes-Pérez *et al.*, 2018 y 2019).

Sin embargo, Terry *et al.* (2017) trabajando en tomate obtuvo los mayores incrementos de crecimiento vegetal y rendimiento con el tratamiento combinado a la semilla en la concentración de 1.0 g L⁻¹ más la aspersión foliar de quitosano con la dosis de 0.3 g ha⁻¹

Estos efectos se han atribuido al incremento de la producción de clorofila y la fotosíntesis en las plantas, así como el uso más eficiente del agua mediante un cierre estomático (Iriti *et al.*, 2009; Pichyangkura y Chadchawan, 2015) lo cual pudiera explicar el significativo aumento de la altura, el grosor del tallo y las raíces de las plantas.

Sin embargo, Malerba y Cerana (2014), demostraron que el incremento de los contenidos de clorofila en las hojas también está relacionado con una estimulación en el aumento del tamaño de las raíces y la toma de nutrientes por estas estructuras.

Efectos Biológicos Indirectos de OGAs y Quitosano en los Procesos de Enraizamiento

Interacción con Microorganismos Simbióticos de la Rizósfera

La adición de OGAs y quitosanos no sólo favorecen de forma directa el crecimiento y enraizamiento de las plantas también lo favorece de forma indirecta

al mejorar las interacciones en la rizósfera de las plantas con microorganismos simbióticos y también con controles biológicos naturales de fitopatógenos (Chun y Chandrasekaran, 2018; Divya *et al.*, 2018b). Ambas sustancias, oligosacáridos de quitosana y OGAs estimularon la interacción simbiótica Soya-Bradyrhizobium (Costales *et al.*, 2007) la cual se ha atribuido a la producción de señales claves para la activación de enzimas como las quitinasas y peroxidasas importantes en el establecimiento de relaciones simbióticas en las plantas, tanto con bacterias fijadoras de nitrógeno como con hongos micorrizógenos (Agbodjato *et al.*, 2016).

Por su parte, en la interacción de las plantas con bacterias fijadoras de nitrógeno, los oligómeros acetilados de quitosano con Gp entre 3 y 5 son constituyentes fundamentales de los factores de nodulación. Estos compuestos son inductores imprescindibles para el establecimiento de la asociación simbiótica leguminosas-*Rhizobium*. (Nápoles *et al.*, 2011).

En el caso de las micorrizas la producción de enzimas quitinasas específica por la planta es un paso inicial necesario, para establecimiento de la simbiosis (Chialva *et al.*, 2019). Por lo tanto, la aplicación exógena de sustancias que estimulan esta producción enzimática también favorecerá esta simbiosis. En ese sentido, varios autores han demostrado que la aplicación de quitosano estimula la micorrización en plantas de tomate. La presencia en las raíces de esas micorrizas confiere a las plantas tolerancia a diferentes tipos de estrés bióticos y abióticos, todo lo cual, se manifiesta, posteriormente, en el incremento de la masa foliar y radicular, el aumento de la concentración de nutrientes foliares y el rendimiento del cultivo (Liao *et al.*, 2018; Chialva *et al.*, 2019).

La adición de quitosano en el cultivo del maíz también incrementa la población de microorganismos en el suelo, como los actinomicetos (Torres-Rodríguez *et al.*, 2018). Estudios realizados por El-Tarabily *et al.* (2008) demostraron la capacidad que poseen los actinomicetos para mejorar el crecimiento de plantas mediante la producción de ácido indolacético.

Efecto Protector en las Raíces contra Patógenos

También la aplicación exógena de OGAs y quitosanos tiene acciones indirectas en los procesos de enraizamiento, al proteger las raíces de distintos

cultivos como tabaco, tomate, plátanos, cacao entre otros (Falcón-Rodríguez *et al.*, 2015b; Borges *et al.*, 2015) del ataque de agentes patógenos, tanto por su actividad antimicrobiana intrínseca (Sathiyabama *et al.*, 2014; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2017) como al inducir mecanismos de defensa y metabolitos secundarios en las plantas que causan un aumento de la resistencia basal contra patógenos (Divya *et al.*, 2018b) o al causar el aumento de la población de microorganismos quitinolíticos del suelo, tales como los actinomicetos al ser aplicados al sustrato de crecimiento de las plantas (El-Tarabily *et al.*, 2008; Torres-Rodríguez *et al.*, 2018).

La acción antimicrobiana directa de quitosacáridos contra patógenos; aunque es una forma indirecta de beneficiar el crecimiento de las raíces, ya que reduce la afectación por patógenos de la raíz y el tallo, principalmente hongos de amplio espectro en plantas, tales como, *Phytophthora*, *Rizoctonia*, *Fusarium*, *Sclerotium*, entre otros (Xing *et al.*, 2015; Malerba y Cerana, 2016) necesita, desde el punto de vista práctico, concentraciones elevadas de estos derivados aplicadas al sustrato o solución de crecimiento vegetal, ya que la acción inhibitoria comienza a concentraciones aproximadamente por encima de 1 g L⁻¹ y no se hace fungicida hasta concentraciones entre 2 y 5 g L⁻¹ (Xing *et al.*, 2015; Mohammed *et al.*, 2019). Estas altas concentraciones necesarias contra patógenos del suelo que, a su vez, pueden afectar el crecimiento de la raíz mediante inhibición de la translocación auxínica en las mismas (López-Moya *et al.*, 2019) permiten considerar que la aplicación de altas dosis de quitosano al suelo de crecimiento de plantas podrían no beneficiar el enraizamiento y crecimiento de algunas especies.

Otra forma indirecta de la protección del crecimiento de la raíz en las plantas con oligogalacturónidos y quitosano, lo constituye la acción biológica de inducción de respuestas defensivas y aumento de la resistencia basal de las plantas contra patógenos, cuando se aplican previamente con estos compuestos, lo cuál ha sido demostrado por autores previos (Aziz *et al.*, 2003; Sharif *et al.*, 2018).

Estudios realizados en la interacción Tabaco-*Phytophthora nicotianae* demostraron la activación temporal de indicadores enzimáticos defensivos relacionados con la resistencia basal, en las raíces de plantas de tabaco en etapa de semillero, cuando se aplicaron previamente una mezcla de oligogalacturónidos y polímeros y oligómeros de

quitosano mediante aspersión foliar (Falcón *et al.*, 2009).

La presencia en las raíces de microorganismos donde se incluyen las micorrizas también tienen función protectora contra microorganismos patógenos (Duc *et al.*, 2018). Así como eleva la población y actividad de microorganismo quitinolíticos reconocidos como controles biológicos naturales tales como *Trichoderma* sp., *Metharrhizum anisoplae* sp. que constituyen en muchos casos controles biológicos naturales de microorganismos patógenos. De esta forma, la aplicación conjunta de quitosano y *Trichoderma* sp. ha resultado en control del *Fusarium* sp. en garbanzo y tomate (Martínez-Coca *et al.*, 2019).

CONCLUSIONES

La aplicación a los cultivos de oligogalacturónidos y quitosanos tiene un efecto estimulador directo en el enraizamiento tanto en cultivo *in vitro*, como en semillas y esquejes, así como indirecto en la mejora de las interacciones de las plantas con microorganismos simbióticos y controles biológicos naturales con mecanismos que dependen de las características fisicoquímica de cada compuesto.

DECLARACIÓN DE ÉTICA

No aplicable.

CONSENTIMIENTO PARA PUBLICACIÓN

No aplicable.

DISPONIBILIDAD DE DATOS

No aplicable.

CONFLICTO DE INTERESES

Los autores declaran que no tienen intereses en competencia.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Conceptualización, análisis formal, validación, administración del proyecto, adquisición de fondo: J.J.R.P. Escritura: revisión y edición: R.A.R.R.

Investigación, metodología: L.T.L.I.R. Escritura: revisión y edición: M.Á.R.A. Investigación, escritura: preparación del borrador original, escritura: revisión y edición: A.B.F.R.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, por el apoyo otorgado a través del Fondo Competitivo de Investigación Científica y Tecnológica (FOCICYT) 7^{ma} Convocatoria, a través del proyecto PFOC7-15-2020 “Metodología para la propagación de esquejes de cacao mediante el uso de bioestimulantes de amplio espectro de acción”.

LITERATURA CITADA

- Abdel-El-Aziz, M. E., S. M. M. Morsi, D. M. Salama, M. S. Abdel-Aziz, M. S. Abd Elwahed, E. A. Shaaban, and A. M. Youssef. 2019. Preparation and characterization of chitosan/polyacrylic acid/copper nanocomposites and their impact on onion production. *Int. J. Biol. Macromol.* 123: 856-865. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.11.155>.
- Agbodjato, N. A., P. A. Noumavo, A. Adjanohoun, L. Agbessi, and L. Baba-Moussa. 2016. Synergistic effects of plant growth promoting rhizobacteria and chitosan on *in vitro* seeds germination, greenhouse growth, and nutrient uptake of maize (*Zea mays* L.). *Biotechnol. Res. Int.* 1-11. doi: <https://doi.org/10.1155/2016/7830182>.
- Albersheim, P. and A. G. Darvill. 1985. Oligosaccharins. *Sci. Am.* 253: 58-64. doi: <https://doi.org/10.1038/scientificamerican1085-58>.
- Asghari-Zakaria, R., B. Maleki-Zanjani, and E. Sedghi. 2009. Effect of *in vitro* chitosan application on growth and minituber yield of *Solanum tuberosum* L. *Plant Soil Environ.* 55: 252-256. doi: <https://doi.org/10.17221/1018-PSE>
- Aziz, A., A. Heyraud, and B. Lambert. 2003. Oligogalacturonide signal transduction, induction of defense related responses and protection of grapevine against *Botrytis cinerea*. *Planta* 218: 767-774. doi: <https://doi.org/10.1007/s00425-003-1153-x>.
- Bao Fundora, L., R. M. Hernández Ortiz, E. Diosdado Salcés, M. I. Román Gutiérrez, C. González Arencibia, A. Rojas Álvarez y A. Rodríguez Valdés. 2013. Embriogénesis somática de *Citrus macrophylla* Wester con el empleo del Pectimorf® y análogos de brasinoesteroides. *Rev. Colomb. Biotecnol* 15: 189-194.
- Borges, M., D. Reyes Avalos, J. Zayas Acosta y R. Destrade Batista. 2015. Efecto de Pectimorf® en el enraizamiento *in vitro* de plantas de "FHIA-18" (Musa AAAB). *Biotechnol. Veg.* 15: 227-232.
- Cabrera, J. C., M. C. Nápoles, A. Falcón, D. Costales, E. Diosdado, S. González, L. González, G. González, H. J. Rogers, G. Cabrera, G. Wégria, R. Onderwater, and R. Wattiez. 2013. Practical use of oligosaccharins in agriculture. *Acta Hort.* 1009: 195-212. doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2013.1009.24>.
- Cabrera, J. C. and P. Van Cutsem. 2005. Preparation of chitooligosaccharides with degree of polymerization higher than 6 by acid or enzymatic degradation of chitosan. *Biochem. Engin. J.* 25: 165-172. doi: <https://doi.org/10.1016/j.bej.2005.04.025>.
- Cajamarca-Marín, E. S., J. N. Quevedo-Guerrero y R. M. García-Batista. 2017. Eficiencia de hormonas en el enraizamiento de ramillas de cacao (*Theobroma cacao* L.) tipo nacional x trinitario. *Rev. Cient. Agroecosist.* 5: 6-15.
- Chialva, M., J. U. Fangel, M. Novero, I. Zouari, A. S. di Fossalunga, W. G. T. Willats, P. Bonfante, and R. Balestrini. 2019. Understanding changes in tomato cell walls in roots and fruits: The contribution of arbuscular mycorrhizal colonization. *Int. J. Mol. Sci.* 20: 415. doi: <https://doi.org/10.3390/ijms20020415>.
- Chun, Se- C. and M. Chandrasekaran. 2018. Chitosan and chitosan nanoparticles induced expression of pathogenesis-related proteins genes enhances biotic stress tolerance in tomato. *Int. J. Biol. Macromol.* 15: 948-954. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.12.167>.
- Cordero Rivera, F. F., O. Montalván Castellón y O. Flores Pérez. 2014. Tipos de enraizadores en varetas de (*Theobroma cacao*), comunidad carao Siuna, 2011. *Cienc. Intercul.* 14: 98-105. doi: <https://doi.org/10.5377/rci.v14i1.1501>.
- Costales, D., M. C. Nápoles y A. Falcón. 2007. Influencia de oligosacáridos de quitosana y pectina en la interacción simbiótica soya-Bradyrhizobium. *Rev. Cub. Cienc. Agríc.* 41: 175-181.
- Deepmala, K., A. Hemantaranjan, S. Bharti, and A. Nishant. 2014. A future perspective in crop protection: Chitosan and its oligosaccharides. *Adv. Plants Agric Res.* 1: 00006. doi: <https://doi.org/10.15406/APAR.2014.01.00006>.
- Divya, K., V. Smitha, and M. S. Jisha. 2018a. Antifungal, antioxidant and cytotoxic activities of chitosan nanoparticles and its use as an edible coating on vegetables. *Int. J. Biol. Macromol.* 15: 572-577. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.03.130>.
- Divya, K., S. Vijayan, S. J. Nair, and M. S. Jisha. 2018b. Optimization of chitosan nanoparticle synthesis and its potential application as germination elicitor of *Oryza sativa* L. *Int. J. of Biol. Macromol.* 1: 1053-1059. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.11.185>.
- Duc, N. H., Z. Csintalan, and K. Posta. 2018. Arbuscular mycorrhizal fungi mitigate negative effects of combined drought and heat stress on tomato plants. *Plant Physiol. Biochem.* 132: 297-307. doi: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2018.09.011>.
- El-Tarabily, K., A. H. Nassar, and K. Sivasithamparam. 2008. Promotion of growth of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in a calcareous soil by a phosphate-solubilizing, rhizosphere-competent isolate of *Micromonospora endolithica*. *Appl. Soil Ecol.* 39: 161-171. doi: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2007.12.005>.
- Falcón-Rodríguez, A. B., J. C. Cabrera, E. Ortega, and M. A. Martínez-Téllez. 2009. Concentration and physicochemical properties of chitosan derivatives determine the induction of defense responses in roots and leaves of tobacco (*Nicotiana tabacum*) plants. *Am. J. Agric. Biol. Sci.* 4: 192-200. doi: <https://doi.org/10.3844/ajabssp.2009.192.200>.

- Falcón-Rodríguez, A. B., D. Costales-Menéndez, D. González-Peña y M. Nápoles-García. 2015a. Nuevos productos naturales para la agricultura: las oligosacarinas. *Cult. Trop.* 36: 111-129.
- Falcón-Rodríguez, A. B., D. González-Peña, D. Costales, D. Morales, L. Travieso, E. Terry, J. Ruiz, L. G. González, M. C. Jiménez y M. A. Martínez-Téllez. 2015b. Avances en las investigaciones conducentes a la implementación del QuitoMax® en el cultivo del tomate. *Agrotec. Cuba* 39: 34-46.
- Guan, Y., J. Hu, X. Wang, and C. Shao. 2009. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relation to physiological changes under low temperature stress. *J. Zhejiang Uni. Sci. B.* 10: 427-433. doi: <https://doi.org/10.1631/jzus.B0820373>.
- Hadwiger, L. A. 2013. Multiple effects of chitosan on plant systems: Solid science or hype. *Plant Sci.* 208: 42-49. doi: <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2013.03.007>.
- Hirano, S., T. Yamamoto, M. Hayashi, T. Nishida, and H. Inui. 1990. Chitinase activity in seed coated with chitosan derivatives. *Agric. Biol. Chem.* 54: 2719-2720. doi: <https://doi.org/10.1080/00021369.1990.10870362>.
- Iriti, M., V. Picchi, M. Rossoni, S. Gomarasca, N. Ludwing, M. Gargano, and F. Faoro. 2009. Chitosan antitranspirant activity is due to abscisic acid dependent stomatal closure. *Env. Exp. Bot.* 66: 493-500. doi: <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.01.004>.
- Izquierdo, H., M. Núñez, M. C. González, R. Proenza y J. C. Cabrera. 2009. Influencia de un oligogalacturónido en la aclimatización de vitroplantas de banano (*Musa spp.*) del clon FHIA18 (AAAB). *Cult. Trop.* 30: 1-7.
- Kouzai, Y., K. Nakajima, M. Hayafune, K. Ozawa, H. Kaku, N. Shibuya, E. Minami, and Y. Nishizawa. 2014. CEBIP is the major chitin oligomer-binding protein in rice and plays a main role in the perception of chitin oligomers. *Plant Mol. Biol.* 84: 519-528. doi: <https://doi.org/10.1007/s11103-013-0149-6>.
- Lara, D., D. Costales y A. Falcón. Los oligogalacturónidos en el crecimiento y desarrollo de las plantas. 2018. *Cult. Trop.* 39: 127-134.
- Liao, D., X. Sun, N. Wang, F. Song, and Y. Liang. 2018. Tomato LysM Receptor-Like Kinase SLYK12 Is Involved in Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Front. Plant Sci.* 9: 1-11. doi: <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01004>.
- López-Moya, F., N. Escudero, E. A. Zavala-Gonzalez, D. Esteve-Bruna, M. A. Blázquez, D. Alabadi, and L. V. Lopez-Llorca. 2017. Induction of auxin biosynthesis and WOX5 repression mediate changes in root development in Arabidopsis exposed to chitosan. *Sci. Rep.* 7: 16813. doi: <https://doi.org/doi.org/10.1038/s41598-017-16874-5>.
- López-Moya, F., M. Suarez-Fernández, and L. V. López-Llorca. 2019. Molecular mechanisms of chitosan interactions with fungi and plants. *Int. J. Mol. Sci.* 20: 332. doi: <https://doi.org/10.3390/ijms20020332>.
- Mahdavi, B. and A. Rahimi. 2013. Seed priming with chitosan improves the germination and growth performance of ajowan (*Carum copticum*) under salt stress. *Eurasia J. Biosci.* 7: 69-76. doi: <https://doi.org/10.5053/ejobios.2013.7.0.9>.
- Malerba, M. and R. Cerana. 2016. Chitosan effects on plant. *Int. J. Mol. Sci.* 17: 996. doi: <https://doi.org/10.3390/ijms17070996>.
- Martínez-Coca, B., D. Infante, W. Caraballo, Y. Duarte-Leal, and A. Echevarría-Hernández. 2018. Antagonismo de cepas de *Trichoderma asperellum* Samuels, Lieckfeldt & Nirenberg frente a aislamientos de *Fusarium spp.* procedentes de garbanzo. *Rev. Protec. Veg.* 33: 1-13. e07.
- Mohammed, S. R., E. M. Zeitar, and I. D. Eskov. 2019. Inhibition of mycelial growth of *Rhizoctonia solani* by chitosan *in vitro* and *in vivo*. *The Open Agric. J.* 13: 156-161. doi: <https://doi.org/10.2174/1874331501913010156>.
- Nápoles, M. C., G. Gómez, D. Costales, J. A. Freixas, E. Guevara, S. Meira, G. González-Anta, and A. Ferreira. 2011. Signals in soybean's inoculants. Chapter 19. pp. 323-344. *In: Tzi-Bun Ng (ed.). Soybean: Biochemistry, chemistry and physiology.* Published by InTech. Rijeka, Croatia. ISBN: 978-953-307-219-7.
- Nge, K. L., N. Nwe, S. Chandkrachang, and W. F. Stevens. 2006. Chitosan as a growth stimulator in orchid tissue culture. *Plant Sci.* 170: 1185-1190. doi: <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2006.02.006>.
- Nieves, N., A. Poblete, M. Cid, Y. Lezcano, J. L. González-Olmedo y J. C. Cabrera. 2006. Evaluación del Pectimorf como complemento del 2,4-D en el proceso de embriogénesis somática de caña de azúcar (*Saccharum sp.*). *Cult. Trop.* 27: 25-30.
- Pichyangkura, R. and S. Chadchawan. 2015. Biostimulant activity of chitosan in horticulture. *Sci. Hortic.* 196: 49-65. doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.031>.
- Ramírez, A., N. Cruz y O. Franchialfaro. 2003. Uso de bioestimuladores en la producción de guayaba (*P. guajava L.*) mediante el enraizamiento de esquejes. *Cult. Trop.* 24: 59-63.
- Ramírez-Arrebató, M. Á., A. T. Rodríguez-Pesroso, S. Bautista-Baños, and E. Ventura-Zapata. 2016. Chitosan protection rice diseases. pp. 115-125. *In: S. Bautista-Baños, G. Romanazzi and A. Jiménez-Aparicio (eds.). Chitosan in the preservation of agricultural commodities.* Oxford Academic Press. Oxford, UK. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802735-6.00004-5>. ISBN: 978-0-12-802735-6.
- Raza, A., A. Razaq, S. S. Mehmood, X. Zou, X. Zhang, Y. Lv, and J. Xu. 2019. Impact of climate change on crops adaptation and strategies to tackle its outcome: A review. *Plants (Basel)* 8: 1-29. doi: <https://doi.org/10.3390/plants8020034>.
- Ren, Y. Y. and C. A. West. 1992. Elicitation of diterpene biosynthesis in rice (*Oryza sativa L.*) by chitin. *Plant Physiol.* 99: 1169-1178. doi: <https://doi.org/10.1104/pp.99.3.1169>.
- Reyes-Pérez, J. J., E. A. Enrique, B. Murillo, M. Ramírez, T. Rodríguez, and L. G. Hernández. 2018. Physiological, phenological and productive responses of tomato (*Solanum lycopersicum L.*) plants treated with Quitomax®. *Cienc. Inv. Agr.* 45: 120-127. doi: <http://dx.doi.org/10.7764/rcia.v45i2.1943>.
- Reyes-Pérez, J. J., E. A. Enríquez-Acosta, M. A. Ramírez-Arrebató, A. T. Rodríguez-Pedroso, L. Lara-Capistrán, and L. G. Hernández-Montiel. 2019. Evaluation of the growth, yield and nutritional quality of pepper fruit with the application of Quitomax®. *Cienc. Inv. Agr.* 46: 35-46. doi: <http://dx.doi.org/10.7764/rcia.v46i1.2002>.
- Rodríguez-Pedroso, A. T., M. Ramírez-Arrebató, A. Falcón-Rodríguez, S. Bautista-Baños, E. Ventura-Zapata y Y. Valle-Fernández. 2017. Efecto del Quitomax® en el rendimiento y sus componentes del cultivar de arroz (*Oryza sativa L.*) var. INCA LP 5. *Cult. Trop.* 38: 156-159. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362017000400002&lng=es&tlng=es.

- Sathiyabama, M., G. Akila, and R. E. Charles. 2014. Chitosan-induced defence responses in tomato plants against early blight disease caused by *Alternaria solani* Sorauer. Arch. Phytopathol. Plant Protec. 47: 1963-1973. doi: <https://doi.org/10.1080/03235408.2013.858423>.
- Sharif, R., M. Mujtaba, M. Ur Rahman, A. Shalmani, H. Ahmad, T. Anwar, D. Tianchan, and X. Wang. 2018. The multifunctional role of Chitosan in horticultural crops: A review. Molecules 23: 872. doi: <https://doi.org/10.3390/molecules23040872>.
- Suárez Guerra, L. y M. Hernández Espinosa. 2015. Efecto del Pectimorf® en el cultivo de ápices de plantas in vitro de yuca (*Manihot esculenta* Crantz), clones 'CMC-40' y 'Señorita'. Cult. Trop. 36: 55-62.
- Taiz, L. y E. Zeiger. 2002. Plant physiology. Sinauer Associates. Sunderland, MA, USA. ISBN: 0878938230.
- Terry A., E., A. Falcón-Rodríguez, J. Ruiz-Padrón, Y. Carrillo-Sosa y H. Morales-Morales. 2017. Respuesta agronómica del cultivo de tomate al bioproducto QuitoMax®. Cult. Trop. 38: 147-154.
- Toan, N. and T. T. Hahn. 2013. Application of chitosan solutions for rice production in Vietnam. Afr. J. Biotechnol. 12: 382-384. doi: <https://doi.org/10.5897/AJB12.2884>.
- Torres-Rodríguez, J., J. Reyes-Pérez, L. G. González-Gómez, M. Jiménez-Pizarro, T. Boicet-Fabre, E. Enríquez-Acosta, A. Rodríguez-Pedroso, M. A. Ramírez-Arrebato y J. González-Rodríguez. 2018. Respuesta agronómica de dos variedades de maíz blanco (*Zea mays* L.) a la aplicación de Quitomax, Azofert y Ecomic. Biotecnia 20: 3-7. doi: <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v20i1.522>.
- Verlee, A., S. Mincke, and C. V. Stevens. 2017. Recent developments in antibacterial and antifungal chitosan and its derivatives. Carbohydr. Pol. 164: 268-283. doi: <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2017.02.001>.
- Xing, K., X. Zhu, X. Peng, and S. Qin. 2015. Chitosan antimicrobial and eliciting properties for pest control in agriculture: A review. Agron. Sust. Dev. 35: 569-588. doi: <https://doi.org/10.1007/s13593-014-0252-3>.
- Younes, I. and M. Rinaudo. 2009. Chitin and chitosan preparation from marine sources. Structure, properties and applications. Marine Drugs 13: 1133-1174. doi: <https://doi.org/10.3390/md13031133>.