



EFECTO DEL TRATAMIENTO A LAS SEMILLAS CON QUITOSANA EN EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE ARROZ (*Oryza sativa* L.) CULTIVAR INCA LP-5 EN MEDIO SALINO

Effect of seed treatment with chitosan on the growth of rice (*Oryza sativa* L.) seedlings cv. INCA LP-5 in saline medium

Lisbel Martínez González✉, Yanelis Reyes Guerrero, Alejandro Falcón Rodríguez y Miriam Núñez Vázquez

ABSTRACT. The chitosan is widely used in agriculture for having a strong fungistatic effect, also it has other properties such as extending the post harvest life of fruits and vegetables and stimulating the plant growth, among others. However, the use of this biopolymer for inducing salinity tolerance has been few studied, so the objective of this work was to check if chitosan-treated seeds are able to reverse the effects caused by salinity in the rice seedling growth and some biochemical indicators associated to this response. To do this, rice (*Oryza sativa* L.) seeds variety INCA LP-5 were treated for 24 hours with different concentrations of chitosan (0, 100 and 500 mg L⁻¹). The germinated seeds were transferred to pots containing diluted Hoagland nutritive solution supplemented or not with NaCl 100 mmol L⁻¹ and they were placed in a growth chamber with controlled conditions. The growth and biochemical indicators were evaluated eleven days after stress treatment. Seeds treated with chitosan 100 mg L⁻¹ stimulated shoot length and dry matter in saline medium grown seedlings and lowered malondialdehyde and increased proline levels. Both chitosan concentrations enhanced the activities of catalase and peroxidase enzymes, although a higher effect was obtained with chitosan 500 mg L⁻¹.

RESUMEN. La quitosana es usada ampliamente en la agricultura por su efecto fungistático, además alarga la vida postcosecha de frutos y vegetales y estimula el crecimiento de las plantas. Sin embargo, ha sido poco estudiado el uso de este biopolímero en la inducción de tolerancia a la salinidad, por lo que el objetivo de este trabajo fue comprobar si el tratamiento a las semillas con quitosana revertía los efectos inhibitorios del estrés salino en el crecimiento de plántulas de arroz, así como en algunos indicadores bioquímicos asociados a esta respuesta. Para ello se trataron semillas de arroz (*Oryza sativa* L.) variedad INCA LP-5, durante 24 horas, con diferentes concentraciones de quitosana (0, 100 y 500 mg L⁻¹). Las semillas germinadas se transfirieron a potes, a los que se les adicionó solución nutritiva Hoagland diluida, suplementada o no con NaCl 100 mmol L⁻¹ y se colocaron en un cuarto de crecimiento con condiciones controladas. Las evaluaciones de crecimiento y los indicadores bioquímicos se realizaron a los once días después de establecido el estrés. El tratamiento a las semillas con la concentración de 100 mgL⁻¹ de quitosana estimuló la longitud y la masa seca de la parte aérea de las plántulas crecidas en medio salino, así como disminuyó los niveles de malondialdehído e incrementó los de prolina. En cuanto a la actividad enzimática ambas concentraciones de quitosana estimularon las enzimas catalasas y peroxidasas, siendo el efecto más notable con la concentración de 500 mg L⁻¹.

Key words: rice, growth, chitosan, salt stress

Palabras clave: arroz, crecimiento, quitosana, estrés salino

Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA), gaveta postal 1, San José de las Lajas, Mayabeque, Cuba. CP 32700.

✉ lisbel@inca.edu.cu; yanelisrg@inca.edu.cu; alfalcon@inca.edu.cu; mnunez@inca.edu.cu

INTRODUCCIÓN

La quitosana, es un compuesto inocuo y biodegradable, que se obtiene, fundamentalmente del exoesqueleto de cangrejo, camarón y langosta (1, 2). Es usada por sus potencialidades en diferentes campos que incluyen la biotecnología, la agricultura, la industria alimenticia, y la farmacéutica (3, 4, 5).

La quitosana, ha sido ampliamente usada en la agricultura principalmente por poseer actividad antifúngica y antimicrobiana (6, 7). Es capaz de estimular la producción de enzimas relacionadas con respuestas defensivas en las plantas como quitinasas, glucanasas y fenilalanina amonio liasas (PAL) (8). Se ha comprobado, además, que estos compuestos, en dependencia de su concentración y grado de acetilación, son capaces de activar la enzima PAL y otros componentes de la resistencia inducida en plantas (9).

La salinidad es un estrés abiótico que causa baja productividad en la mayoría de los cultivos en todo el mundo (10). Este estrés provoca una disminución de la germinación y una emergencia no uniforme de las plántulas, por lo que disminuye la densidad de población, aspecto que repercute en el establecimiento de los cultivos. Por otra parte, se conoce que la salinidad inhibe el crecimiento de las plantas ocasionado, en una primera fase, por la reducción en la absorción de agua por las raíces, a lo que se le denomina fase de estrés osmótico o de déficit hídrico (11).

Existe poca información acerca de la utilización de la quitosana para mitigar los efectos adversos que ocasiona la salinidad en el crecimiento de las plantas y no se tiene conocimiento de antecedentes en el cultivo del arroz. Por este motivo, el objetivo de este trabajo fue evaluar si el tratamiento a las semillas con quitosana era capaz de revertir los efectos adversos causados por la salinidad en el crecimiento de plántulas de arroz de la variedad INCALP-5, así como la evaluación de algunos indicadores bioquímicos relacionados con esta respuesta.

MATERIALES Y MÉTODOS

Semillas de arroz (*Oryza sativa* L.) de la variedad INCALP-5 se trataron, durante 24 horas, con diferentes concentraciones (0, 100 y 500 mg L⁻¹) de un polímero de quitosana, que posee las siguientes características: masa molecular 93,3 kDa y 31,69 % de grado de acetilación. Posteriormente, las semillas tratadas se colocaron en placas Petri con agua destilada para su germinación en la oscuridad a 25±2 °C. A las 48 horas, las semillas germinadas se transfirieron a potes, a los cuales se les adicionaron 50 mL de solución nutritiva Hoagland diluida (1:2), suplementada o no con NaCl 100 mmol L⁻¹. Se utilizaron 20 semillas por pote y seis potes por tratamiento, es decir, 120 plántulas. Los potes se colocaron en un cuarto de crecimiento con fotoperíodo de 12 horas y una temperatura de 24±0,2 °C.

Once días después, se midieron las longitudes de las raíces y de la parte aérea de 25 plantas por tratamiento y se conformaron cinco muestras de cinco plantas cada una, para evaluar la masa seca de la

parte aérea y de las raíces. En este mismo momento se realizaron algunas determinaciones bioquímicas. Para ello, se tomaron 0,25 g de tejido fresco de cada tratamiento y se maceraron en nitrógeno líquido, adicionándole 2,5 mL de tampón fosfato 100 mmol L⁻¹, pH 7 y centrifugándose posteriormente a 10000 rpm por 20 minutos a 4 °C. Con el sobrenadante obtenido se estimó la peroxidación lipídica mediante la cuantificación del malondialdehído (MDA) (12), la actividad de las enzimas peroxidasas totales (13) y catalasas (14) y las proteínas solubles totales por el método de MicroLowry (15).

Además, para la determinación del aminoácido prolina se tomaron 0,25 g de tejido fresco de cada tratamiento y se maceraron en nitrógeno líquido, adicionándole 10 mL de agua a 100 °C. El contenido de prolina se cuantificó por el método de Bates (16), utilizando L-prolina (Sigma) como patrón.

El experimento se repitió en dos ocasiones con comportamientos similares. Se muestran los resultados de una de las repeticiones. Los datos obtenidos se procesaron estadísticamente utilizando un Análisis de Varianza de Clasificación simple y las medias se compararon mediante el test de Rangos Múltiples de Tukey a p<0,05.

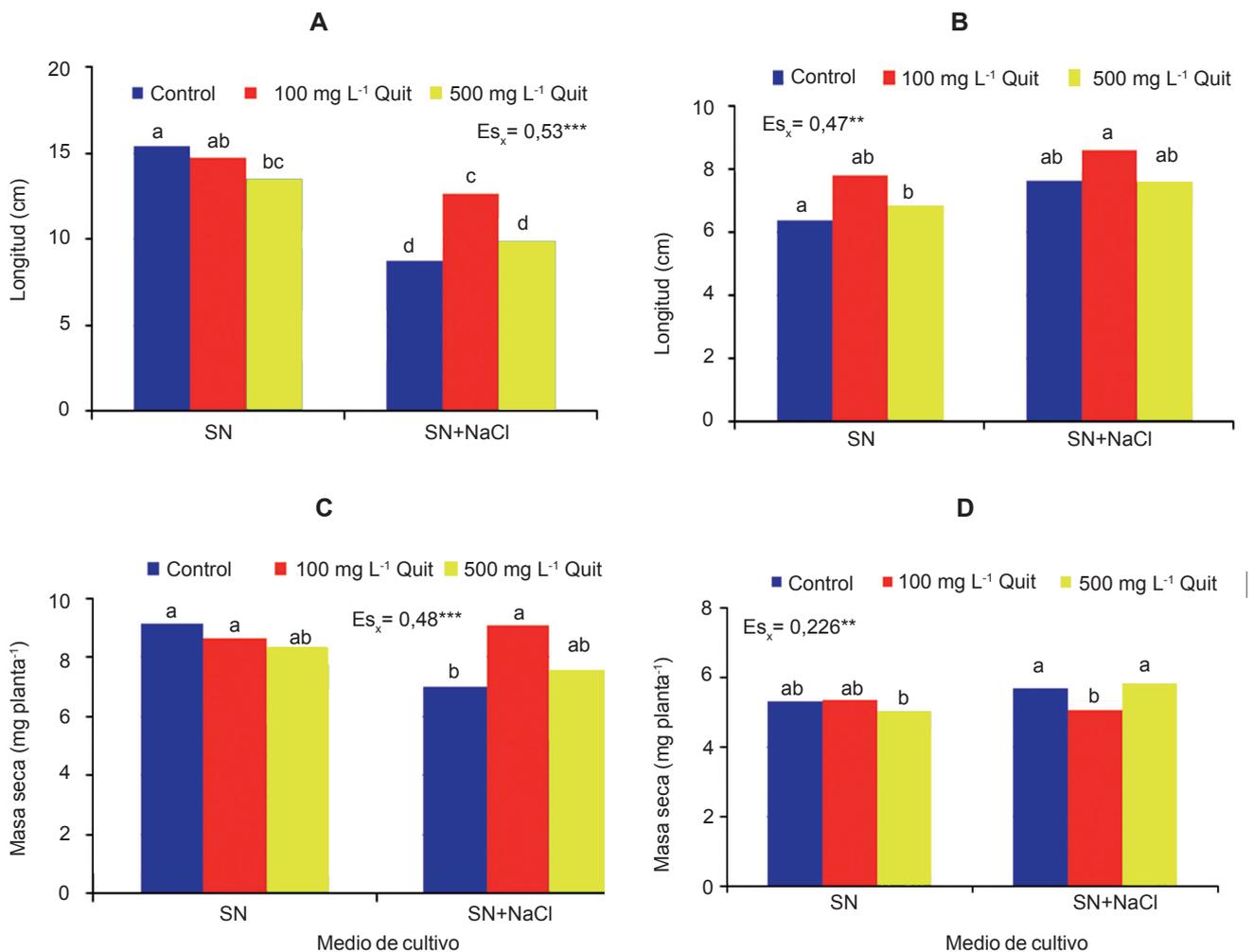
RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Figura 1 se presentan los resultados del comportamiento de las variables del crecimiento de las plántulas de arroz cultivar INCA LP-5, crecidas tanto en solución nutritiva sola y en solución nutritiva suplementada con NaCl. Como se puede observar, la presencia de NaCl 100 mmol L⁻¹ disminuyó significativamente la longitud y la masa seca de la parte aérea; sin embargo, no tuvo efecto en las raíces. La quitosana a la concentración de 100 mg L⁻¹ logró una estimulación significativa en la longitud y la masa seca de la parte aérea de aquellas plántulas cuyas semillas fueron tratadas con el polímero (Figura 1A y C).

En cuanto a la masa seca de las raíces, el tratamiento con quitosana 100 mg L⁻¹ disminuyó esta variable en las plántulas estresadas (Figura 1D).

Es interesante destacar que el tratamiento a las semillas con quitosana no tuvo efecto en el crecimiento de las plántulas crecidas en solución nutritiva. Este resultado pudiera deberse a las concentraciones utilizadas, ya que se ha observado que las concentraciones que estimulan el crecimiento son menores.

La quitosana, además, de tener efectos contra hongos patógenos, en general, también tiene efectos promotores en el crecimiento, aunque estos se encuentran menos estudiados. Algunos autores plantean el incremento del rendimiento de los cultivos cuando se tratan las semillas con quitosana.



Letras comunes no difieren entre sí según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) $n=25$.

A. Longitud parte aérea. B. Longitud de las raíces. C. Masa seca de la parte aérea. D. Masa seca de las raíces.

Figura 1. Influencia del tratamiento con quitosana en algunas variables del crecimiento de plántulas de la variedad de arroz INCA LP-5 crecidas en solución nutritiva suplementada (SN+NaCl) o no (SN) con NaCl 100 mmol L⁻¹.

El rendimiento de fresa y arroz aumentó un 20-30 % después de la aspersion foliar y del tratamiento a las semillas con quitosana, respectivamente (17, 18).

Al analizar el efecto de los tratamientos con quitosana a las semillas se observó un efecto positivo de este polímero en el crecimiento de las plántulas de arroz variedad INCALP-5 en medio salino. Se destacó, el tratamiento de 100 mg L⁻¹ que revirtió total y parcialmente el impacto negativo de la sal en la masa seca y longitud de la parte aérea, respectivamente (Figura 1).

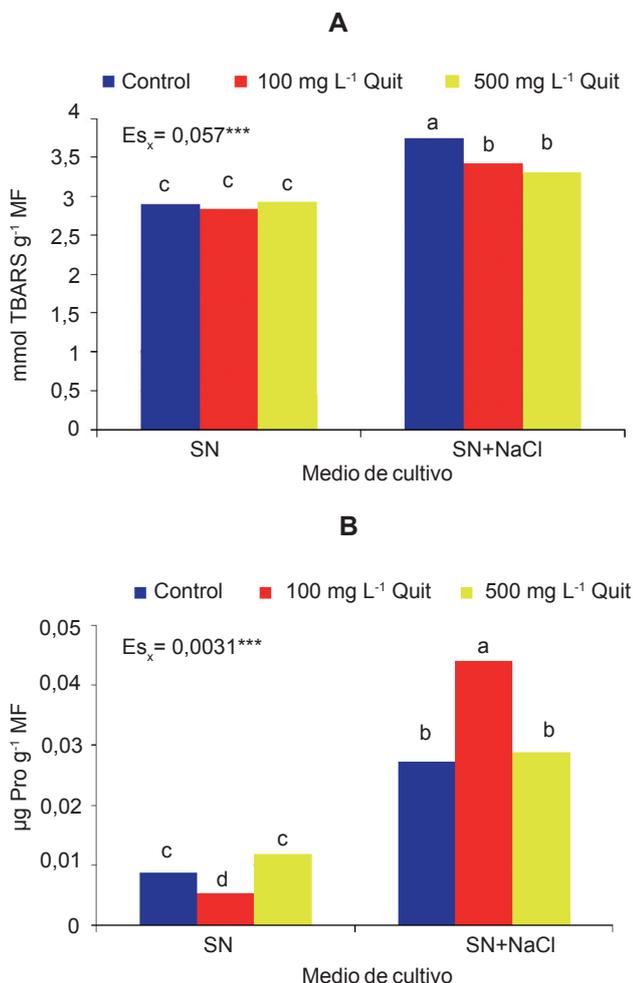
Estudios anteriores encontraron un comportamiento similar en plantas de Isabgol (*Plantago ovata* Forsk) donde la quitosana (0,2 %) estimuló la longitud del tallo y las raíces y la masa seca de estas últimas en condiciones de estrés salino (19). Con la aplicación de quitosana a plántulas de soya bajo estrés salino se observaron, también, incrementos en la masa seca de las mismas (20).

Igualmente el tratamiento a las semillas de cártamo (*Carthamus tinctorius* L.) con quitosana incrementó el crecimiento de las plántulas en condiciones de déficit hídrico (20). Algo similar informaron Zeng y Luo, quienes encontraron que el recubrimiento de las semillas con quitosana incrementó la velocidad de germinación y el crecimiento de plantas de trigo en condiciones de sequía (21).

Otros autores han informado que al tratar semillas de maíz con quitosana 0,50 % se mejora la velocidad de germinación y se incrementa la longitud y la masa seca de la raíz y el tallo de las plántulas sometidas a estrés de temperaturas bajas (22).

El malondialdehído (MDA) es uno de los productos finales de baja masa molecular de la descomposición de los hidroperóxidos lipídicos. Este compuesto es el más utilizado como medida de la peroxidación lipídica en la membrana celular.

Como se puede observar en la Figura 2A, las plántulas crecidas en solución nutritiva con NaCl mostraron mayores niveles de MDA. Este aumento de la concentración de MDA ante diferentes tipos de estrés está ampliamente descrito en la literatura (23, 25) y es una consecuencia directa de la acción de las especies reactivas de oxígeno (EAO).



Letras comunes no difieren entre sí según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) $n=6$.

Figura 2. Influencia del tratamiento con quitosana en los niveles de malondialdehído (A) y prolina (B) de plántulas de la variedad de arroz INCA LP-5 crecidas en solución nutritiva suplementada (SN+NaCl) o no (SN) con NaCl 100 mmol L⁻¹.

El tratamiento a las semillas con ambas concentraciones de quitosana disminuyó los niveles de MDA en las plántulas estresadas. Resultados similares han sido informados por otros autores en plantas de girasol (26). También, se ha observado la disminución del contenido de MDA en plántulas de tomate asperjadas foliarmente con quitosana 150 mg L⁻¹ y sometidas a estrés salino (27). Además el pretratamiento con oligoquitosana 0,0625 %, también

disminuyó los niveles de MDA en plantas de trigo crecidas en condiciones de salinidad (28).

Igualmente, concentraciones de quitosana (hasta 0,5 %) disminuyeron los niveles de MDA en plántulas de cártamo sometidas a estrés osmótico (20). En condiciones de bajas temperaturas el tratamiento con quitosana también disminuyó el contenido de MDA en plantas de maíz (22).

Las plantas superiores pueden acumular L-prolina (Pro) en respuesta a diversos estrés medioambientales. En este experimento el estrés salino aumentó la concentración de este aminoácido en las plántulas de arroz con respecto al control. El tratamiento con quitosana a la concentración de 100 mg L⁻¹ aumentó aún más estos niveles. Nótese, que esta misma concentración disminuyó significativamente este indicador en las plántulas no estresadas.

Aunque el papel exacto de la prolina en el estrés salino es controversial, puesto que no siempre los aumentos de este aminoácido han correlacionado con mayor tolerancia al estrés (29), en los últimos años se ha demostrado que la aplicación exógena de prolina proporciona una acción protectora contra el daño oxidativo inducido por el estrés salino (30, 32).

Además, se ha demostrado que la acumulación de prolina estabiliza las membranas y los componentes subcelulares, incluyendo el complejo II de la cadena de transporte electrónico mitocondrial. Existen estudios que proponen a la prolina como aceptor final de los radicales libres (33) y estabilizador del potencial redox por reaprovisionamiento de la provisión de NADP⁺ (34).

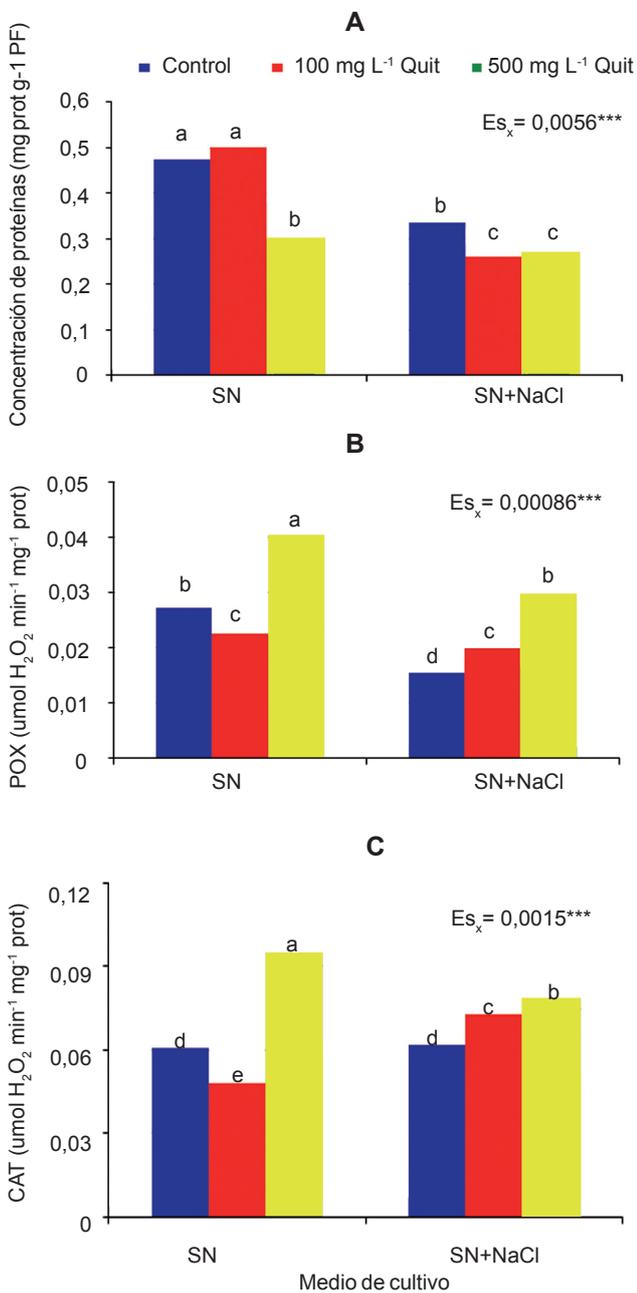
Los resultados de este trabajo mostraron que el tratamiento con quitosana aumentó los niveles de prolina en condiciones salinas; sin embargo, solamente la concentración de 100 mg L⁻¹ incrementó significativamente este indicador con relación al tratamiento control. Un incremento de la prolina ha sido encontrado en plantas de tomate y trigo sometidas a estrés salino (27, 28); mientras que en plantas de girasol el tratamiento a las semillas con quitosana produjo un efecto contrario (26).

La concentración de proteínas totales disminuyó con el estrés salino y el tratamiento con quitosana agudizó este comportamiento (Figura 3A). Contrario a este resultado se encontró que el tratamiento con bajas concentraciones de quitosana a plántulas de cártamo sometidas a estrés hídrico aumentó la concentración de proteínas solubles (20).

Es interesante notar cómo el tratamiento con el polímero a la concentración de 500 mg L⁻¹ en las plántulas no estresadas disminuyó también el contenido de proteínas. Resultados similares se encontraron en plántulas de cártamo provenientes de semillas tratadas con quitosana (20).

Entre las principales enzimas que remueven oxidantes tóxicos se encuentran las peroxidasas y las catalasas.

En la Figura 3 (B y C) se puede observar que el estrés salino, en el caso del tratamiento control, disminuyó la actividad de las enzimas peroxidadas (POX) y no tuvo influencia en las catalasas (CAT).



Letras comunes no difieren entre sí según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) $n=6$.

Figura 3. Influencia del tratamiento con quitosana en la concentración de proteínas solubles totales (A), en las actividades enzimáticas de peroxidadas (B) y catalasas (C) de plántulas de la variedad de arroz INCA LP-5 crecidas en solución nutritiva suplementada (SN+NaCl) ó no (SN) con NaCl 100 mmol L⁻¹.

El tratamiento con quitosana aumentó la actividad de ambas enzimas en las plántulas estresadas y este efecto fue dependiente de la concentración. Es interesante señalar que en las plántulas no estresadas la concentración de 100 mg L⁻¹ disminuyó ambas actividades enzimáticas; sin embargo, la concentración de 500 mg L⁻¹ aumentó significativamente la actividad de estas enzimas. Esto pudiera deberse a que una concentración mayor, pondría a la célula en estado de alerta, potenciando las defensas.

Existen numerosos estudios sobre los efectos del estrés salino en las enzimas antioxidantes de las plantas, pero estos, en ocasiones, son contradictorios.

En cuanto a las peroxidadas, el estrés salino aumenta la actividad de esta enzima en plantas de arroz (23, 35, 36). La actividad de las peroxidadas de callos de papa se incrementó bajo estrés salino, pero a altas concentraciones (NaCl 150 mmol L⁻¹) esta actividad disminuyó (37). Igualmente, en algodón, se ha informado que las POX se incrementan en los cultivos tolerantes a la sal y se reduce o permanece constante en los sensibles a dicho estrés (38, 40).

Sin embargo, en trigo, la salinidad disminuyó la enzima POX, además de aumentar los niveles de MDA y la producción del radical superóxido (41), similar a lo obtenido en este trabajo.

En el caso de la enzima catalasa ocurre algo similar, pues algunos autores han encontrado estimulación de la actividad de esta enzima a través de la activación de los genes *Cat2* y *Cat3* (42). Sin embargo, otros autores encontraron disminución en la CAT en hojas de arroz por tratamiento con NaCl (43, 44). Por otra parte, también se ha observado que esta enzima no varía ante estrés salino en plántulas de arroz (45).

En cuanto a la estimulación de la actividad enzimática de la CAT por el tratamiento con quitosana se han obtenido resultados similares en plántulas de tomate asperjadas con quitosana y sometidas a estrés salino (27). También en plántulas de trigo tratadas con oligoquitosanas y sometidas a estrés se encontraron aumentos de las actividades enzimáticas de las POX, CAT y superóxidos dismutasas (SOD) (28).

Sin embargo, en condiciones normales se ha encontrado estimulación de la actividad POX y CAT en plántulas de girasol después del tratamiento con quitosana, pero en condiciones salinas estas mismas concentraciones causaron disminución de ambas actividades enzimáticas (26).

Además, se ha encontrado que el tratamiento con quitosana estimula la actividad enzimática antioxidante en plantas sometidas a otros tipos de estrés como temperaturas bajas en plantas de maíz (22) y estrés hídrico en plantas de trigo (21).

Recientemente, la quitosana ha recibido una especial atención por su capacidad como antioxidante, la cual depende de la masa molecular y del grado de

acetilación (46). Varios estudios han confirmado que la quitosana puede tener potencial como atrapadora de radicales libres (46, 47). Este compuesto puede atrapar el radical hidroxilo y el superóxido y ha sido informado que tiene propiedades protectoras del ADN (48). El mecanismo por el cual actúa la quitosana pudiera atribuirse a su estructura con un gran número de grupos hidroxilo y aminos disponibles para reaccionar con las especies activas de oxígeno EAO (49).

De forma general, el tratamiento con quitosana produjo la activación de las enzimas antioxidantes POX y CAT en plántulas crecidas en medio salino, con lo que disminuyó la peroxidación lipídica en la membrana. Por otra parte, aunque la quitosana también incrementó los niveles de prolina en las plántulas crecidas en medio salino, solamente la concentración de 100 mg L⁻¹ indujo un incremento que se diferenció estadísticamente del resto de los tratamientos, coincidiendo con la concentración que revirtió la inhibición que la salinidad produjo en el crecimiento de la parte aérea de las plántulas, lo que sugiere la importancia de este metabolito en estas condiciones, ya que es conocido que la prolina puede actuar como antioxidante y como soluto osmóticamente activo.

Teniendo en cuenta, que estos son los primeros resultados que se obtienen del efecto de la quitosana en el crecimiento de plántulas de arroz en medio salino y muy particularmente, en la variedad INCA LP-5, se sugiere continuar profundizando en estos estudios, sobre todo, si se considera la importancia que tiene esta variedad en la producción cubana de arroz y el incremento cada vez mayor que existe de áreas afectadas por la salinidad.

BIBLIOGRAFÍA

- Ramírez, M. A.; Cabrera, G.; Gutiérrez, A. y Rodríguez, T. Metodología de obtención de quitosana a partir de quitina de langosta. *Cultivos Tropicales*, 2000, vol. 21, no. 1, pp. 81-84. ISSN 1819-4087.
- El Hadrami, A.; Adam, L. R.; El Hadrami, I. y Daayf, F. Chitosan in Plant Protection. *Marine Drugs*, 2010, vol. 8, pp. 968-987. ISSN 1660-3397.
- Lárez, C. Algunas potencialidades de la quitina y el quitosano para usos relacionados con la agricultura en Latinoamérica. *Revista UDO Agrícola*, 2008, vol. 8, no. 1, pp. 1-22. ISSN 1317-9152.
- Xia, W.; Liu, P.; Zhang, J. y Chen, J. Biological activities of chitosan and chitooligosaccharides. *Food Hydrocolloids*, 2011, vol. 25, no. 2, pp. 170-179. ISSN 0268-005X.
- Dutta, J.; Tripathi, S. y Dutta, P. K. Progress in antimicrobial activities of chitin, chitosan and its oligosaccharides: a systematic study needs for food applications. *Food Science and Technology International*, 2012, vol. 18, no. 1, pp. 3-34. ISSN 1532-1738.
- Falcón, A.; Cabrera, J. C.; Costales, D.; Ramírez, M. A.; Cabrera, G.; Toledo, V. y Martínez-Téllez, M. A. The effect of size and acetylation degree of chitosan derivatives on tobacco plant protection against *Phytophthora parasitica*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 2008, vol. 24, pp. 103-112. ISSN 1573-0972.
- Yin, H.; Zhao, X. y Du, Y. Oligochitosan: A plant diseases vaccine. A review. *Carbohydrate Polymers*, 2010, vol. 82, pp. 1-8. ISSN 0144-8617.
- Hongyin, Z.; Renping, L. y Weimin, L. Effects of Chitin and Its Derivative chitosan Postharvest Decay of Fruits: A Review. *Int. J. Mol. Sci.*, 2011, vol. 12, pp. 917-934. ISSN 1422-0067.
- Falcón Rodríguez, A. B.; Costales, D.; Cabrera, J. C. y Martínez Téllez, M. A. Chitosan physico-chemical properties modulate defense responses and resistance in tobacco plants against the oomycete *Phytophthora nicotianae*. *Pestic. Biochem. Physiol.*, 2011, vol. 100, p. 221-228. ISSN 0048-3575.
- Álvarez, A.; Baños, R. y Otero, L. Salinidad y uso de aguas salinas para la irrigación de cultivos y forrajes en Cuba. *Ciencia y Tecnología Ganadera*, 2008, vol. 2, no. 1, pp. 1-12. ISSN 1998-3050.
- Munns, R. y Tester, M. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 2008, vol. 59, pp. 651-681. ISSN 1543-5008.
- Hodges, M. D.; DeLong, J. M.; Fomey, C. F. y Prange, R. K. Improving the thiobarbituric acid-reactive-substances assay for lipid peroxidation in plant tissues containing anthocyanin and other interfering compounds. *Planta*, 1999, vol. 207, pp. 604-611. ISSN 1432-2048.
- Bergmeyer, H. U. Peroxidase. En: *Methods of Enzymatic Analysis*. Bergmeyer, H. U. Editor. New York y London: Academic Press Inc. 1974, pp. 685-690. ISBN 978-0-12-091302-2
- Aebi, H. Catalase *in vitro*. *Methods in Enzymology*, 1984, vol. 105, pp. 121-126. ISSN 0076-6879.
- Sun, S. MicroLowry in methods in Plant Molecular Biology and Agricultural Biotechnology. *Asian Vegetable Research and Development Center Council of Agriculture*, 1994, pp. 9-11. ISSN 0252-1542.
- Bates, L. S.; Waldren, R. P. y Teare, I. D. Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant Soil*, 1973, vol. 39, pp. 205-207. ISSN 1573-5036.
- Abdel-Mawgoud, A. M. R.; Tantawy, A. S. El-Nemr, M. A. y Sassine, Y. N. Growth and Yield Responses of Strawberry Plants to Chitosan Application. *European Journal of Scientific Research*, 2010, vol. 39, no. 1, pp. 161. ISSN 1450-202X.
- Boonlertnirun, S.; Boonraung, C. y Suvanasa, R. Application of Chitosan in Rice Production. *Journal of Metals, Materials and Minerals*, 2008, vol. 18, no. 2, pp. 47-52. ISSN 1543-1851.
- Mahdavi, B. Seed germination and growth responses of Isabgol (*Plantago ovata* Forsk) to chitosan and salinity. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences*, 2013, vol. 5, no. 10, pp. 1084-1088. ISSN 2227-670X.
- Mahdavi, B.; Sanavy, S. A. M. M.; Aghaalikhani, M.; Sharifi, M. y Dolatabadian, A. Chitosan Improves Osmotic Potential Tolerance in Safflower (*Carthamus tinctorius* L.) Seedlings. *Journal of Crop Improvement*, 2011, vol. 25, no. 6, pp. 728-741. ISSN 1542-7536.

21. Zeng, D. y Luo, X. Physiological Effects of Chitosan Coating on Wheat Growth and Activities of Protective Enzyme with Drought Tolerance. *Open Journal of Soil Science*, 2012, vol. 2, pp. 282-288. ISSN 2162-5379.
22. Guan, Y.-J.; Hu, J.; Wang, X.-J. y Shao, C.-X. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relation to physiological changes under low temperature stress. *Journal of Zhejiang University Science B.*, 2009, vol. 10, no. 6, pp. 427-433. ISSN 1862-1783.
23. Khan, M. H. y Panda, S. K. Alterations in root lipid peroxidation and antioxidative responses in two rice cultivars under NaCl-salinity stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, 2008, vol. 30, pp. 81-89. ISSN 1861-1664.
24. Soleimanzadeh, H.; Habibi, D.; Ardakani, M. R.; Paknejad, F. y Rejali, F. Effect of Potassium Levels on Antioxidant Enzymes and Malondialdehyde Content under Drought Stress in Sunflower (*Helianthus annuus* L.). *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*, 2010, vol. 5, no. 1, pp. 56-61. ISSN 1557-4997.
25. Juvany, M.; Müller, M. y Munné-Bosch, S. Photo-oxidative stress in emerging and senescing leaves: a mirror image?. *Journal of Experimental Botany*, 2013, vol. 64, no. 11, pp. 3087-3098. ISSN 1460-2431.
26. Jabeen, N. y Ahmad, R. The activity of antioxidant enzymes in response to salt stress in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) and sunflower (*Helianthus annuus* L.) seedlings raised from seed treated with chitosan. *J. Sci. Food Agric.*, 2013, vol. 93, no. 7, pp. 1699-1705. ISSN 1097-0010.
27. LiQiang, G. Effects of chitosan on physiological characteristics of tomato seedlings under salt stress. *Agricultural Science & Technology-Hunan*, 2012, vol. 13, no. 3, pp. 551-553. ISSN 1009-4229.
28. Ma, L.; Li, Y.; Yu, C.; Wang, Y.; Li, X.; Li, N.; Chen, Q. y Bu, N. Alleviation of exogenous oligochitosan on wheat seedlings growth under salt stress. *Protoplasma*, 2012, vol. 249, no. 2, pp. 393. ISSN 1615-6102.
29. Kong-Ngem, K.; Bunnag, S. y Theerakulpisut, P. Proline, hydrogen peroxide, membrane stability and antioxidant enzyme activity as potential indicators for salt tolerance in rice (*Oryza sativa* L.). *International Journal of Botany*, 2012, vol. 8, no. 2, pp. 54-65. ISSN 1811-9700.
30. Nounjan, N. y Theerakulpisut, P. Effects of exogenous proline and trehalose on physiological responses in rice seedlings during salt-stress and after recovery. *Plant, Soil and Environment*, 2012, vol. 58, no. 7, pp. 309-315. ISSN 1805-9368.
31. Hossain, M. A. y Fujita, M. Evidence for a role of exogenous glycinebetaine and proline in antioxidant defense and methylglyoxal detoxification systems in mung bean seedlings under salt stress. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 2010, vol. 16, pp. 19-29. ISSN 0974-0430.
32. Huang, Y.; Bie, Z.; Liu, Z.; Ai, Z. y Wang, W. Protective role of proline against salt stress is partially related to the improvement of water status and peroxidase enzyme activity in cucumber. *Soil Science and Plant Nutrition*, 2009, vol. 55, pp. 698-704. ISSN 1747-0765.
33. Sharma, S. S. y Dietz, K. J. The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *Journal of Experimental Botany*, 2006, vol. 57, pp. 711-726. ISSN 1460-2431.
34. Hamilton, E. W. y Heckathorn, S. A. Mitochondrial adaptations to NaCl. Complex I is protected by antioxidants and small heat shock proteins, whereas complex II is protected by proline and betaine. *Plant Physiology*, 2001, vol. 126, pp. 1266-1274. ISSN 1532-2548.
35. Panda, S. K. y Khan, M. H. Salt stress influences lipid peroxidation and antioxidants in the leaf of an indica rice (*Oryza sativa* L.). *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 2003, vol. 9, pp. 273-278. ISSN 0974-0430.
36. Özdemir, F.; Bor, M.; Demiral, T. y Turkan, I. Effects of 24-epibrassinolide on seed germination, seedling growth, lipid peroxidation, proline content and antioxidative system of rice (*Oryza sativa* L.) under salinity stress. *Plant Growth Regulation*, 2004, vol. 42, pp. 203-211. ISSN 1573-5087.
37. Rahnama, H. y Ebrahimzadeh, H. Antioxidant isozymes activities in potato plants (*Solanum tuberosum* L.) under salt stress. *Journal of Sciences, Islamic Republic of Iran*, 2006, vol. 17, no. 3, pp. 225-230. ISSN 1016-1104.
38. Gossett, D. R.; Millhollon, E. P. y Lucas, M. C. Antioxidant response to NaCl stress in salt-tolerant and salt-sensitive cultivars of cotton. *Crop Science*, 1994, vol. 34, no. 3, pp. 706-714. ISSN 1435-0653.
39. Rajguru, S. N.; Banks, S. W.; Gossett, D. R.; Lucas, M. C.; Fowler, T. E. J. y Millhollon, E. P. Antioxidant Response to Salt Stress During Fiber Development in Cotton Ovules. *Journal of Cotton Science*, 1999, vol. 3, pp. 11-18. ISSN 1524-3303.
40. Meloni, D. A.; Oliva, M. A.; Martinez, C. A. y Cambraia, J. Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 2003, vol. 49, no. 1, pp. 69-76. ISSN 0098-8472.
41. Zheng, C.; Jiang, D.; Liu, F.; Dai, T.; Jing, Q. y Cao, W. Effects of salt and waterlogging stresses and their combination on leaf photosynthesis, chloroplast ATP synthesis, and antioxidant capacity in wheat. *Plant Science*, 2009, vol. 176, pp. 575-582. ISSN 0168-9452.
42. Savouré, A.; Thorin, D.; Davey, M.; Hua, X. J.; Mauro, S.; Van Montagu, M.; Inzé, D. y Verbruggen, N. NaCl and CuSO₄ treatments trigger distinct oxidative defence mechanisms in *Nicotiana plumbaginifolia* L. *Plant, Cell & Environment*, 1999, vol. 22, pp. 387-396. ISSN 1365-3040.
43. Dionisio-Sese, M. L. y Tobita, S. Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. *Plant Science*, 1998, vol. 135, pp. 1-9. ISSN 0168-9452.
44. Lee, D. H.; Kim, Y. S. y Lee, C. B. The inductive responses of the antioxidant enzymes by salt stress in the rice (*Oryza sativa* L.). *Plant Physiology*, 2001, vol. 158, pp. 737-745. ISSN 1532-2548.
45. Fadzilla, N. M.; Finch, R. P. y Burdon, R. H. Salinity, oxidative stress and antioxidant responses in shoot cultures of rice. *Journal of Experimental Botany*, 1997, vol. 48, pp. 325-331. ISSN 1460-2431.

46. Kim, K. W. y Thomas, R. L. Antioxidative activity of chitosans with varying molecular weights. *Food Chem.*, 2007, vol. 101, pp. 308-313. ISSN 0308-8146.
47. Yen, M. T.; Yang, J. H. y Mau, J. L. Antioxidant properties of chitosan from crab shells. *Carbohydr. Polym.*, 2008, vol. 74, pp. 840-844. ISSN 0144-8617.
48. Harish Prashanth, K. V.; Dharmesh, S. M.; Jagannatha Rao, K. S. y Tharanathan, R. N. Free radical-induced chitosan depolymerized products protect calf thymus DNA from oxidative damage. *Carbohydr. Res.*, 2007, vol. 342, pp. 190-195. ISSN 0008-6215.
49. Feng, Y.; Jingjiang, H.; Jianlong, L.; Xiaoling, W. y Yurong, Q. Chitosan enhances leaf membrane stability and antioxidant enzyme activities in apple seedlings under drought stress. *Plant Growth Regul.*, 2009, vol. 58, p. 131-136. ISSN 1573-5087.

Recibido: 2 de octubre de 2014

Aceptado: 26 de enero de 2015

¿Cómo citar?

Martínez González, Lisbel; Reyes Guerrero, Yanelis; Falcón Rodríguez, Alejandro y Núñez Vázquez, Miriam. Efecto del tratamiento a las semillas con quitosana en el crecimiento de plántulas de arroz (*Oryza sativa* L.) cultivar INCA LP-5 en medio salino. [en línea]. *Cultivos Tropicales*, 2015, vol. 36, no. 1, pp. 143-150. ISSN 1819-4087. [Consultado: ____]. Disponible en: <----->.