

Ảnh hưởng của chitosan lên khả năng chống chịu với stress muối của thực vật

Lê Thị Thuý Tiên^{1,2,*}

TÓM TẮT

Stress muối ảnh hưởng nghiêm trọng đến sự sinh trưởng và phát triển của thực vật. Stress muối xảy ra do nồng độ Na^+ và Cl^- trong đất tăng cao. Sự hấp thu nước từ rễ đưa các ion này vào cây gây ra sự nhiễm độc ion và mất cân bằng nội môi. Stress muối dẫn đến stress thẩm thấu, stress ion và stress oxy hoá ở thực vật. Sự kích hoạt các cơ chế chống stress xảy ra qua các con đường truyền tín hiệu thông qua ROS, NO, hormone. Chitosan là polymer sinh học, không độc, dễ phân huỷ và có tính tương thích sinh học cao. Chitosan có nhiều ứng dụng trong nông nghiệp do có thể kích hoạt hệ thống phòng thủ bảo vệ thực vật chống lại stress sinh học và phi sinh học. Nhiều nghiên cứu đã chứng minh sự hiện diện của các thụ thể chitin trên màng tế bào thực vật, là nơi khởi đầu của các con đường truyền tín hiệu kích thích phản ứng phòng vệ chống stress. Chitosan duy trì sự sinh trưởng của cây trong điều kiện stress muối, bảo vệ bộ máy quang hợp, làm tăng sự tổng hợp các chất điều hoà thẩm thấu, kích hoạt enzyme chống oxy hoá, kích thích sự đóng khí khổng để giảm sự hấp thu Na^+ và Cl^- từ rễ. Tác động của chitosan lên phản ứng phòng vệ của thực vật phụ thuộc vào kích thước phân tử, độ deacetyl hoá, nồng độ của chitosan cũng như đặc tính di truyền của loài thực vật.

Từ khoá: chất điều hoà thẩm thấu, chitosan, con đường truyền tín hiệu, enzyme chống oxy hoá, ROS, stress muối

¹Bộ môn Công nghệ Sinh học, Khoa Kỹ thuật Hóa học, Trường Đại học Bách Khoa Tp. Hồ Chí Minh, Việt Nam

²Đại học Quốc gia Thành phố Hồ Chí Minh, Việt Nam

Liên hệ

Lê Thị Thuý Tiên, Bộ môn Công nghệ Sinh học, Khoa Kỹ thuật Hóa học, Trường Đại học Bách Khoa Tp. Hồ Chí Minh, Việt Nam

Đại học Quốc gia Thành phố Hồ Chí Minh, Việt Nam

Email: ltttien@hcmut.edu.vn

Lịch sử

- Ngày nhận: 16-11-2023
- Ngày chấp nhận: 12-4-2024
- Ngày đăng: 30-4-2024

DOI:

<https://doi.org/10.32508/stdjet.v7i1.1309>



Bản quyền

© ĐHQG Tp.HCM. Đây là bài báo công bố mở được phát hành theo các điều khoản của the Creative Commons Attribution 4.0 International license.



GIỚI THIỆU

Căng thẳng do muối (stress muối) là một trong những loại căng thẳng phi sinh học phổ biến và gây hại nghiêm trọng đến cây trồng và đe dọa an ninh lương thực¹. Trong những thập niên tới, diện tích đất nông nghiệp bị nhiễm mặn sẽ ngày càng mở rộng do sự biến đổi khí hậu và cả sự can thiệp của con người².

Stress muối hạn chế sự sinh trưởng và phát triển của thực vật do có những tác động bất lợi đến các quá trình sinh lý và sinh hóa. Việc tạo ra gốc tự do (ROS - reactive oxygen species) được tăng cường có thể làm biến đổi các đại phân tử như lipid, protein và acid nucleic, từ đó hạn chế năng suất cây trồng³. Sự nhiễm mặn đất gây ra do sự tích lũy các ion trong đất với nồng độ cao, đặc biệt là Na^+ và Cl^- . Sự hấp thu lượng thừa Na^+ và Cl^- sẽ dẫn đến tình trạng cây bị stress muối. Stress muối gây mất sự cân bằng áp suất thẩm thấu, ion, hormone, dinh dưỡng và tạo lượng lớn ROS⁴.

Chitosan, một loại polymer sinh học, có nguồn gốc từ chitin. Chitosan không độc hại, có khả năng phân hủy sinh học và có tính tương thích sinh học cao nên được ứng dụng rộng rãi trong nông nghiệp. Chitosan được chứng minh có thể cảm ứng một số cơ chế để chống lại tác động bất lợi của stress phi sinh học, từ đó duy trì sự sinh trưởng ổn định của cây⁵.

ĐÁP ỨNG CỦA THỰC VẬT VỚI STRESS MUỐI

Duy trì sự cân bằng ion

Lượng thừa Na^+ gây mất cân bằng thẩm thấu 2 bên màng tế bào và quan trọng hơn là làm mất cân bằng tỷ lệ K^+/Na^+ trong cây, tỷ lệ quan trọng trong nhiều phản ứng sinh hóa của tế bào thực vật. Nồng độ Na^+ cao sẽ cạnh tranh vị trí trên kênh vận chuyển K^+ ở màng tế bào, thay thế vào các quá trình sinh hóa phụ thuộc K^+ gây ức chế enzyme, phản ứng hoặc cả một quá trình sinh hóa⁶.

Để giảm nồng độ Na^+ trong cây, lúa thường tích lũy Na^+ trong không bào của lá, đồng thời K^+ cũng được chuyển từ không bào ra tế bào chất để tạo sự cân bằng K^+/Na^+ ^{7,8}. Ngoài ra, khi nồng độ Na^+ trong tế bào cao, không bào sẽ đẩy Ca^{2+} từ trong ra và hấp thu Na^+ dư thừa vào. Nồng độ Ca^{2+} trong cytosol tăng, cùng với ROS phát tín hiệu cho cây sản sinh acid abscisic, điều hòa đóng mở khí khổng, làm giảm sự thoát hơi nước qua lá, từ đó giảm sự hấp thu muối qua rễ^{9,10}. Sự đóng mở khí khổng xảy ra do hoạt động của các kênh màng ở tế bào bảo vệ, trong đó, kênh SLAC1 (slow-type anion channel) đóng vai trò quan trọng trong việc điều chỉnh áp suất trương của các tế

Trích dẫn bài báo này: Tiên L T T. Ảnh hưởng của chitosan lên khả năng chống chịu với stress muối của thực vật. *Sci. Tech. Dev. J. - Eng. Tech.* 2024; 7(1):2149-2155.

bảo vệ bằng cách vận chuyển các ion bao gồm K^+ , Cl^- và malate^{11,12}. Khí khổng đóng, nồng độ CO_2 trong lá giảm dần, cường độ quang hợp giảm mạnh, trong khi O_2 trong tế bào tích tụ sẽ dẫn đến sự tăng hoạt động hô hấp. Quá trình hô hấp trong tế bào diễn ra mạnh mẽ nhằm cung cấp năng lượng cho các hoạt động kháng stress của cây. Song song với sự giảm quang hợp, nhiều quá trình sinh hóa ngăn chặn các yếu tố bất lợi cho cây diễn ra một cách mạnh mẽ như sản xuất ROS, tổng hợp các hợp chất điều hoà áp suất thẩm thấu.

Giảm nồng độ ROS gây hại

ROS có vai trò rất quan trọng trong hoạt động điều hòa, lập trình apoptosis (chết theo chương trình) và liên kết với các phân tử tín hiệu khác trong đời sống thực vật. Ở nồng độ thấp, ROS là tín hiệu kích thích các gen chống chịu ở cây nhưng ở nồng độ cao, ROS là chất gây độc, gây ra những tổn thương không thể hồi phục. Lục lạp và ti thể là những trung tâm kiểm soát trao đổi chất và sản xuất ROS, điều phối phản ứng chống căng thẳng. ROS được sinh ra quá nhiều sẽ gây phân hủy sắc tố quang hợp, oxy hoá bộ máy quang hợp, tác động lên màng ti thể, oxy hoá màng peroxisome. Nồng độ ROS cao (đặc biệt H_2O_2) có thể tạo ra các liên kết chéo với DNA làm thay đổi hoặc sai lệch tính ổn định của gen^{13,14}.

Để giảm tác hại của ROS, thực vật kích thích các cơ chế chống oxy hóa, bao gồm hệ thống enzyme và không enzyme. Hệ thống enzyme gồm superoxide dismutase, peroxidase, catalase, ascorbate peroxidase và hệ thống không enzyme như carotenoid, flavodoxin, α -tocopherol, melatonin, ... giúp loại bỏ các chất oxy hóa mạnh mà hệ thống enzyme không làm được¹⁵. Trong đó, ascorbate peroxidase là tác nhân chính giúp loại bỏ H_2O_2 , có mặt ở nhiều bào quan trong cây như lục lạp, ti thể và peroxisome¹⁶.

Duy trì sự cân bằng thẩm thấu

Chất bảo vệ thẩm thấu là các hợp chất hữu cơ ưa nước, trọng lượng phân tử thấp, có nhiều vai trò khác nhau liên quan đến cơ chế bảo vệ thực vật. Các hợp chất này không gây hại cho tế bào khi ở nồng độ cao^{17,18}. Trong điều kiện stress, các chất bảo vệ thẩm thấu được tăng cường tổng hợp như proline, ectoine, trehalose, polyol, fructan, glycine betaine, alanine betaine, proline betaine, choline-O-sulfate, hydroxyproline betaine và pipicolate betaine¹⁹.

Vai trò của chất bảo vệ thẩm thấu khi thực vật bị stress muối là duy trì áp suất trương của tế bào thông qua điều hòa thẩm thấu và bảo vệ các thành phần tế bào bằng cách làm giảm độc tính của ion. Bằng cách loại

bỏ ROS nguy hại được tạo ra do stress và bảo vệ các enzyme chống oxy hóa quan trọng, các chất bảo vệ thẩm thấu này giúp tăng cường hệ thống phòng vệ chống oxy hóa ở thực vật²⁰. Ngoài ra, chất bảo vệ thẩm thấu còn có chức năng kích hoạt các gen liên quan đến sự phòng vệ của thực vật dưới nhiều tác động bất lợi khác²¹.

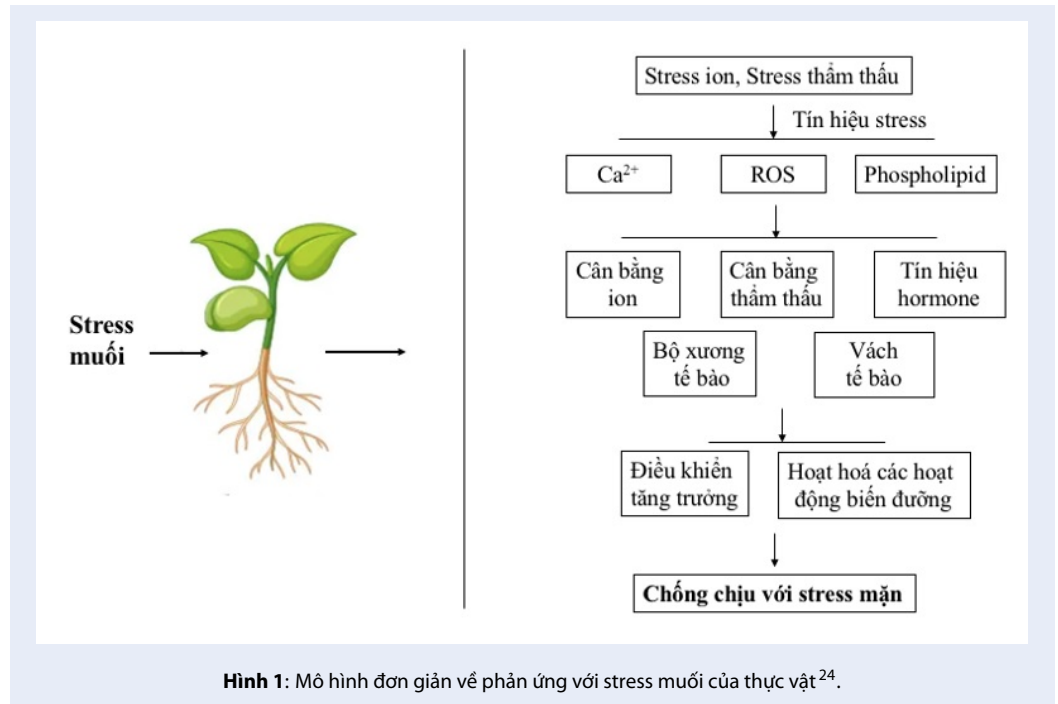
Proline là amino acid phổ biến trong thực vật, có vai trò quan trọng trong quá trình trao đổi chất sơ cấp, thường được tích lũy với số lượng lớn khi thực vật gặp điều kiện bất lợi như hạn hán hoặc nhiễm mặn. Proline được tổng hợp trong cytosol và lục lạp giúp điều chỉnh áp suất thẩm thấu của tế bào, góp phần ổn định các cấu trúc dưới tế bào, loại bỏ các gốc tự do và đóng vai trò là đệm oxy hóa khử của tế bào ở điều kiện bất lợi²². Proline còn có thể hoạt động như một hydrotrope tương thích với protein giúp duy trì tỷ lệ $NADP^+/NADPH$ tương ứng với sự trao đổi chất. Sau khi yếu tố căng thẳng giảm, proline bị phân hủy nhanh chóng thành các chất khử hỗ trợ quá trình phosphoryl hóa oxy hóa ở ti thể và tạo ra ATP giúp thực vật phục hồi và sửa chữa các tổn thương do căng thẳng gây ra²³.

Tóm tắt các phản ứng của thực vật khi gặp stress muối

Stress muối chủ yếu gây stress ion và stress thẩm thấu. Khi cảm nhận được nồng độ Na^+ và áp suất thẩm thấu cao, thực vật sẽ tích lũy Ca^{2+} , kích hoạt tín hiệu ROS và thay đổi thành phần phospholipid trên màng tế bào. Những tín hiệu này dẫn đến một loạt các quá trình thích ứng để giảm bớt stress, bao gồm duy trì sự cân bằng ion, cân bằng áp suất thẩm thấu nội bào, tạo tín hiệu hormone, điều chỉnh hoạt động của bộ xương tế bào và gia cố cấu trúc thành tế bào. Qua một loạt các con đường truyền tín hiệu, quá trình trao đổi chất phù hợp được kích hoạt để tăng khả năng chịu mặn cho cây (Hình 1).

CHITOSAN

Chitosan thu được từ chitin, được coi là polysaccharide tự nhiên phổ biến thứ hai sau cellulose²⁵. Chitin được tạo thành bởi nhiều đơn vị lặp N-acetylglucosamine. Sau khi chitin được khử acetyl, sản phẩm chitosan thu được là một polymer mạch thẳng gồm các đơn vị D-glucosamine và N-acetyl-D-glucosamine liên kết với nhau bằng liên kết glycoside. Trong nông nghiệp, chitosan được chứng minh có tác động tăng cường phản ứng sinh lý và giảm tác động bất lợi của stress phi sinh học thông qua các con đường truyền truyền tin thứ cấp. Khi thực vật gặp stress, chitosan thúc đẩy quang hợp, đóng khí khổng



thông qua sự tổng hợp acid abscisic; tăng cường hoạt động của enzyme chống oxy hóa từ con đường truyền tín hiệu NO và H₂O₂, đồng thời tạo acid hữu cơ, đường, amino acid và các chất chuyển hóa khác cần thiết cho việc điều chỉnh áp suất thẩm thấu, truyền tín hiệu stress và chuyển hóa năng lượng²⁶. Chitosan hiện đang được sử dụng trong nông nghiệp nhằm phát triển nền nông nghiệp bền vững dưới tác động bất lợi của sự biến đổi khí hậu²⁷.

Cơ chế tác động của chitosan trên thực vật vẫn chưa được hiểu đầy đủ. Tuy nhiên, có nhiều báo cáo cho thấy chitosan cảm ứng một số phản ứng phòng vệ ở thực vật^{28,29}. Các nhà khoa học tìm thấy sự hiện diện của các thụ thể đặc hiệu chitin trên màng tế bào thực vật. Khi được xử lý với chitosan, thực vật sẽ kích hoạt cơ chế bảo vệ theo cách tương tự như đối phó với các sinh vật gây hại có vỏ chitin. Các protein liên kết với thụ thể chitin (chitin elicitor binding protein CEBiP) đã được phân lập ở nhiều loại cây trồng khác nhau²⁹.

Các con đường tín hiệu của chitosan trên thực vật

Tín hiệu được tạo ra bởi chitosan được tiếp nhận bởi các thụ thể trên màng tế bào, sau đó được chuyển đi bởi chất truyền tin thứ cấp như ROS, H₂O₂, Ca²⁺, NO và hormone thực vật để tạo ra các phản ứng sinh lý. Sự tăng độ deacetyl hoá chitosan làm tăng khả năng ức chế gốc superoxide và gốc hydroxyl. Ở nồng độ 5 mg/mL, chitosan 90 (độ deacetyl hoá 90 %) có

khả năng ức chế gốc superoxide ở mức 65,34% trong khi chitosan 50 (độ deacetyl hoá 50 %) ức chế ở mức 58,81%. Với gốc hydroxyl, chitosan 90 nồng độ 0,25 mg/mL ức chế 91,67% trong khi chitosan 50 ở cùng nồng độ thì khả năng ức chế đạt 85 %³⁰. H₂O₂ hoạt động như một phân tử truyền tín hiệu tạo ra khả năng chống stress thẩm thấu ở hai giống lúa LPT123 và LPT123-TC171 bằng cách tăng cường sự phát triển của cây và tổng hợp các sắc tố quang hợp khi gặp stress thẩm thấu³¹. Chitosan đã được áp dụng trên lúa mì để cải thiện tính ổn định của màng tế bào thông qua việc kích hoạt hệ thống chống oxy hóa³², và trên đậu tương để tăng tổng hợp oligosaccharide nhằm tăng khả năng chịu hạn³³. Ca²⁺ điều chỉnh hoạt động tổng hợp callose ở cây đậu tương để đáp ứng với kích thích chitosan³⁴.

Chitosan cảm ứng sự tích lũy acid jasmonic ở nhiều loài thực vật khi gặp stress muối và hạn hán. Ở cây cải dầu *Brassica napus*, acid jasmonic và ethylene đóng vai trò tín hiệu trong phản ứng bảo vệ thực vật khi chitosan cảm ứng sự phiên mã của gen mã hoá jasmonic acid synthase và các gen liên quan đến sự sinh tổng hợp các thụ thể ethylene trên màng tế bào³⁵. Sự hoạt hóa gen mã hóa phenylalanine amoniac lyase và chất ức chế protease ở lá cây đậu tương được kích hoạt bởi chitosan thông qua acid jasmonic³⁶. Chitosan có thể kích hoạt tổng hợp acid jasmonic và acid abscisic giúp điều tiết sự sử dụng nước của thực vật. Ở cây lúa, có sự gia tăng tích tụ acid jasmonic và 12-oxophytodienic

thông qua con đường octadecanoid khi được xử lý với chitosan, trong khi acid abscisic cũng được cảm ứng thông qua tín hiệu H_2O_2 dẫn đến đóng khí khổng³⁷. Ngoài ra, chitosan còn cảm ứng các phản ứng phòng vệ liên quan đến việc kích hoạt H_2O_2 thông qua con đường octadecanoid và NO trong lục lạp, tăng lượng lớn ROS để kích thích phản ứng siêu mẫn cảm. Toàn bộ các phân tử tín hiệu này góp phần vào cơ chế thích ứng ở các cây được xử lý với chitosan để phản ứng với stress³⁸.

Phản ứng của thực vật dưới tác động chitosan trong điều kiện stress muối

Khi gặp stress muối, hàm lượng Na^+ trong cây tăng cao là nguyên nhân dẫn đến sự tích lũy MDA (malondialdehyde). MDA được xem như chất đánh dấu (marker) quá trình peroxid hoá lipid xảy ra khi thực vật gặp stress sinh học và phi sinh học³⁹. Việc xử lý cây bị stress muối với chitosan nồng độ thấp có thể làm giảm bớt các tác động tiêu cực do stress muối gây ra. Trong điều kiện đất bị nhiễm mặn, sự tăng tỷ lệ nảy mầm của hạt *Carthamus tinctorius* L. và hạt *Helianthus annuus* L. được ghi nhận khi hạt được xử lý với chitosan nồng độ thấp. Bên cạnh đó, hàm lượng MDA và proline giảm. Điều này chứng tỏ chitosan có thể làm giảm stress oxy hóa do muối gây ra ở hai loại thực vật này⁴⁰. Tương tự, xử lý cây trồng với chitosan khi bị stress muối dẫn đến sự tăng hoạt động của enzyme chống oxy hóa, giảm nồng độ MDA. Hiệu quả tác động của chitosan khác nhau tùy thuộc vào trọng lượng phân tử, nồng độ và đối tượng nghiên cứu. Ở lúa, nồng độ chitosan 50 ppm tỏ ra hiệu quả hơn nồng độ 25 ppm⁴¹. Ngược lại, chitosan nồng độ 25% lại có tác dụng làm tăng hoạt tính catalase và peroxidase, giảm MDA tốt hơn so với nồng độ 50 và 75% khi được dùng để tạo lớp vỏ bọc hạt bắp và lúa mì⁴². Ở cây đậu xanh, nano chitosan kích thước 500 nm có hiệu quả tích cực hơn trong sự thúc đẩy hoạt động của catalase so với chitosan⁴³. Nano chitosan nồng độ 1% khi được xử lý trên lá cây *Catharanthus roseus* trong điều kiện mặn đã làm giảm sự thoái hoá sắc tố quang hợp, tăng hoạt tính enzyme chống oxy hoá, đồng thời làm tăng hàm lượng alkaloid⁴⁴. Ngoài ra, thí nghiệm trên lúa mì cho thấy khi hạt được xử lý với nano chitosan 0,0625% đã có sự tăng đáng kể hoạt tính của enzyme chống oxy hóa như superoxide dismutase, peroxidase và catalase ở cây mạ khi gặp stress muối và từ đó làm giảm stress oxy hóa⁴⁵.

Stress muối làm giảm đáng kể hàm lượng diệp lục tố trong lá do sự thay đổi số lượng, kích thước lục lạp, tổ chức của phiến màng kết nối các granum⁴⁶, cũng như sự tăng cường tổng hợp chlorophyllase⁴⁷. Mặt

khác, sự tích lũy quá mức Na^+ gây đóng khí khổng, làm giảm CO_2 trong lá và dẫn đến giảm quang hợp. Chitosan làm giảm các bất lợi do muối nồng độ cao gây ra như duy trì cử động bình thường của khí khổng, duy trì tính ổn định của các protein liên kết với diệp lục tố giúp ổn định năng suất cây ớt ngọt⁴⁸. Ở cây mạ lúa, nano chitosan duy trì hoạt động quang hợp và sự sinh trưởng trong điều kiện mặn. Tác động của nano chitosan phụ thuộc vào trọng lượng phân tử, nồng độ cũng như phương thức xử lý. Nano chitosan trọng 30.143 Da, 11.126 Da, 5.994 Da, và 4.592 Da được cắt bởi tia bức xạ gamma từ chitosan lượng 573.170 Da, độ deacetyl hoá 85% được sử dụng để khảo sát tác động bảo vệ cây mạ lúa trong điều kiện mặn (nồng độ NaCl 0,6%). Trong đó, phân đoạn 5.994 Da có hiệu quả cao nhất trong việc duy trì sự phát triển của cây mạ lúa *in vitro* ở điều kiện mặn thông qua sự cải thiện hình thái, các chỉ số về sinh lý (tăng hàm lượng sắc tố, tăng quang hợp, giảm hô hấp), giảm hàm lượng proline ở lá, kích hoạt sự biểu hiện của gen tổng hợp enzyme quét gốc tự do (ascorbate peroxidase) trong cây^{49,50}. Nano chitosan hiện đang được tập trung nghiên cứu để ứng dụng trong nông nghiệp do hoà tan được trong nước và có nhiều tính chất vật lý, hoá học độc đáo làm tăng hiệu quả sử dụng trên cây trồng.

KẾT LUẬN

Stress muối gây nhiều bất lợi đến sự sinh trưởng và phát triển của thực vật, ảnh hưởng nghiêm trọng đến năng suất cây trồng. Thực vật có các cơ chế thích nghi với stress muối như điều chỉnh áp suất thẩm thấu nội bào, duy trì sự cân bằng ion, thu dọn ROS theo con đường enzyme và phi enzyme, ... Tuy nhiên, thực vật sẽ khó chống chịu khi stress muối kéo dài. Chitosan ở các trọng lượng phân tử khác nhau được chứng minh có tác thể giúp thực vật tăng khả năng chống chịu với stress. Các nghiên cứu về cơ chế tác động của chitosan lên thực vật là cơ sở cho việc áp dụng hợp chất này lên cây trồng nhằm đảm bảo an ninh lương thực và phát triển nông nghiệp bền vững.

LỜI CẢM ƠN

Chúng tôi xin cảm ơn Trường Đại học Bách Khoa, ĐHQG – HCM đã hỗ trợ cho nghiên cứu này.

XUNG ĐỘT LỢI ÍCH

Tác giả tuyên bố không có xung đột lợi ích.

ĐÓNG GÓP CỦA TÁC GIẢ

Lê Thị Thuỳ Tiên đọc tài liệu, tóm tắt thông tin và viết bản thảo.

TÀI LIỆU THAM KHẢO

1. Stuart JR, Elise JT, Mark T. Genetic analysis of abiotic stress tolerance in crops. *Current Opinion in Plant Biology* [Internet]. 2011;14(3): 232-239;PMID: 21478049. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2011.03.002>.
2. Hashem A, Abd Allah EF, Alqarawi AA, Egamberdieva D. Induction of salt stress tolerance in cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) by arbuscular mycorrhizal fungi. *Legume Research* [Internet]. 2015; 38(5):579-588; Available from: <https://doi.org/10.18805/lr.v38i5.5933>.
3. Pooja S, Krishna KC, Nivedita C, Shweta G, Mamatamaye S, Boddu T, Subrata S. Salt stress resilience in plants mediated through osmolyte accumulation and its crosstalk mechanism with phytohormones. *Front Plant Sci* [Internet]. 2022; 13:1006617; PMID: 36237504. Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1006617>.
4. Mahipal SK, Neela S, Bhagwat SK, Ajay K, Hyun-Uk K, Sang-Min C, Manu K. Regulation of reactive oxygen species during salt stress in plants and their crosstalk with other signalling molecules - current perspectives and future directions. *Plants* [Internet]. 2023; 12(4):864; PMID: 36840211. Available from: <https://doi.org/10.3390/plants12040864>.
5. Singh RK, Eliel R-M, Rajput VD, Tatiana M, Rosa LG-P, Verma KK, Mahipal SS, Catia P, Virgilio F, Francisco RQ-F. Viewpoint of chitosan application in grapevine for abiotic stress/disease management towards more resilient viticulture practices. *Agriculture* [Internet]. 2022;12:1369; Available from: <https://doi.org/10.3390/agriculture12091369>.
6. Assaha DVM, Ueda A, Saneoka H, Rashid A-Y, Yaish MW. The role of Na⁺ and K⁺ transporters in salt stress adaptation in glycophytes. *Front Physiol* [Internet]. 2017;8:509; PMID: 28769821. Available from: <https://doi.org/10.3389/fphys.2017.00509>.
7. Brini F, Masmoudi K. Ion transporters and abiotic stress tolerance in plants. *ISRN Mol Biol* [Internet]. 2012; 927436; PMID: 27398240. Available from: <https://doi.org/10.5402/2012/927436>.
8. Nardana E, Guoxin S, Hong Z. Genetic manipulation for abiotic stress resistance traits in crops. *Front Plant Sci* [Internet]. 2022;13; PMID: 36212298. Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1011985>.
9. Parveen A, Ahmar S, Kamran M, Malik Z, Ali A, Riaz M. Abscisic acid signalling reduced transpiration flow, regulated Na⁺ ion homeostasis and antioxidant enzyme activities to induce salinity tolerance in wheat (*Triticum aestivum* L.) seedlings. *Environmental Technology & Innovation* [Internet]. 2021;24:101808; Available from: <https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101808>.
10. Gollmack D, Li C, Mohan H, Probst N. Tolerance to drought and salt stress in plants: unraveling the signaling networks. *Front Plant Sci* [Internet]. 2014;5:151; PMID: 24795738. Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2014.00151>.
11. Vahisalu T, Kollist H, Wang Y-F, Nishimura N, Chan W-Y, Valerio G, Airi L, Mikael B, Heino M, Radhika D, Julian IS, Jaakko K. SLAC1 is required for plant guard cell S-type anion channel function in stomatal signalling. *Nature* [Internet]. 2008;452:487-491; PMID: 18305484. Available from: <https://doi.org/10.1038/nature06608>.
12. Kim HY, Choi E-H, Min MK, Hwang H, Moon S-J, Yoon I, Byun M-O, Kim B-G. Differential gene expression of two outward-rectifying shaker-like potassium channels OsSKOR and OsGORK in rice. *J Plant Biol* [Internet]. 2015;58: 230-235; Available from: <https://doi.org/10.1007/s12374-015-0070-4>.
13. Hossain MS and Dietz K. Tuning of redox regulatory mechanisms, reactive oxygen species and redox homeostasis under salinity stress. *Front Plant Sci, sec Plant Physiology* [Internet]. 2016;7:548; Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00548>.
14. Mahipal SK, Neela S, Bhagwat SK, Ajay K, Kim H-U, Chung S-M, Manu K. Regulation of reactive oxygen species during salt stress in plants and their crosstalk with other signaling molecules - Current perspectives and future directions. *Plants* [Internet]. 2023; 12(4):864; PMID: 36840211. Available from: <https://doi.org/10.3390/plants12040864>.
15. Dajiang W, Yuan G, Simiao S, Xiang L, Qingshan L, Lianwen L, Kun W, Jihong L. Effects of salt stress on the antioxidant activity and malondialdehyde, solution protein, proline, and chlorophyll contents of three *Malus* species. *Life* [Internet]. 2022;12(11):1929; PMID: 36431064. Available from: <https://doi.org/10.3390/life12111929>.
16. Andréia C, Gisele P, Silvia BS, Carolina WI, Fernanda L, Márcia M-P. Plant responses to stresses: role of ascorbate peroxidase in the antioxidant protection. *Genet Mol Biol* [Internet]. 2012;35:1011-1019; PMID: 23412747. Available from: <https://doi.org/10.1590/S1415-47572012000600016>.
17. Ghosh UK, Islam MN, Siddiqui MN, Khan MAB. Understanding the roles of osmolytes for acclimatizing plants to changing environment: a review of potential mechanism. *Plant Signal Behav* [Internet]. 2021;16(8):1913306; PMID: 34134596. Available from: <https://doi.org/10.1080/15592324.2021.1913306>.
18. Niazian M, Sadat-Noori SA, Tohidfar M, Mortazavian SMM, Sabbatini P. Betaine aldehyde dehydrogenase (BADH) vs. flavodoxin (Fld): two important genes for enhancing plants stress tolerance and productivity. *Front Plant Sci* [Internet]. 2021; 12:695110; PMID: 33868350. Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.650215>.
19. Singh M, Kumar J, Singh S, Singh VP, Prasad SM. Roles of osmoprotectants in improving salinity and drought tolerance in plants: a review. *Rev Environ Sci Biotechnol* [Internet]. 2015;14(3):407-426; Available from: <https://doi.org/10.1007/s11157-015-9372-8>.
20. Hasanuzzaman M, Alam MM, Rahman A, Hasanuzzaman M, Nahar K, Fujita M. Exogenous proline and glycine betaine mediated upregulation of antioxidant defense and glyoxalase systems provides better protection against salt-induced oxidative stress in two rice (*Oryza sativa* L.) varieties. *Biomed Res. Int.* [Internet]. 2014;7:57219; PMID: 24991566. Available from: <https://doi.org/10.1155/2014/757219>.
21. Wani SH, Tripathi P, Zaid A, Challa GS, Kumar A, Kumar V, Upadhyay J, Joshi R, Bhatt M. Transcriptional regulation of osmotic stress tolerance in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Plant Mol Bio* [Internet]. 2018;97:469-487; PMID: 30109563. Available from: <https://doi.org/10.1007/s11103-018-0761-6>.
22. Ha TTN, Sudipta DB, Long H, Cheng Y, Mundree S, Linh TMH. Rapid accumulation of proline enhances salinity tolerance in Australian wild rice *Oryza australiensis* Domin. *Plants* [Internet]. 2021;10(10):2044; PMID: 34685853. Available from: <https://doi.org/10.3390/plants10102044>.
23. Moukhtari AE, Cecile C-H, Farissi M, Savoure A. How does proline treatment promote salt stress tolerance during crop plant development. *Front Plant Sci* [Internet]. 2020;11:1127; PMID: 32793273. Available from: <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01127>.
24. Zhao S, Zhang Q, Liu M, Zhou H, Ma C, Wang P. Regulation of plant responses to salt stress. *Int J Mol Sci* [Internet]. 2021;22(9):4609; PMID: 33924753. Available from: <https://doi.org/10.3390/ijms22094609>.
25. Hidangmayum A, Dwivedi P, Katiyar D, Hemantaranja. Application of chitosan on plant responses with special reference to abiotic stress. *Physiol Mol Biol Plants* [Internet]. 2019;25(2):313-326; PMID: 30956416. Available from: <https://doi.org/10.1007/s12298-018-0633-1>.
26. Mejía-Teniente L, Duran-Flores FD, Chapa-Oliver AM, Torres-Pacheco I, Cruz-Hernández A, González-Chavira MM, Ocampo-Velázquez RV, Guevara-González RG. Oxidative and molecular responses in *Capsicum annuum* L. after hydrogen peroxide, salicylic acid and chitosan foliar applications. *Int J Mol Sci* [Internet]. 2013;14:10178-10196; PMID: 23676352. Available from: <https://doi.org/10.3390/ijms140510178>.
27. Malerba M, Cerana R. Reactive oxygen and nitrogen species in defense/stress responses activated by chitosan in sycamore cultured cells. *Int J Mol Sci* [Internet]. 2015;16(2):3019-

- 3034;PMID: 25642757. Available from: <https://doi.org/10.3390/ijms16023019>.
28. Iriti M, Faoro F. Chitosan as a MAMP, searching for a PRR. *Plant Signal Behav* [Internet]. 2009;4(1):66-68;PMID: 19704712. Available from: <https://doi.org/10.4161/psb.4.1.7408>.
 29. Miya A, Albert P, Shinya T, Desaki Y, Ichimura K, Shirasu K, Narusaka Y, Kawakami N, Kaku H, Shibuya N. CERK1, a LysM receptor kinase, is essential for chitin elicitor signaling in Arabidopsis. *Proc Natl Acad Sci* [Internet]. 2007;104(49):19613-19618;PMID: 18042724. Available from: <https://doi.org/10.1073/pnas.0705147104>.
 30. Je J-Y, Kim S-K. Reactive oxygen species scavenging activity of aminoderivatized chitosan with different degree of deacetylation. *Bio & Med Chem* [Internet]. 2006;14(17): 5989-5994;PMID: 16725329. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.bmc.2006.05.016>.
 31. Pongprayoon W, Roytrakul S, Pichyangkura R, Chadchawan S. The role of hydrogen peroxide in chitosan-induced resistance to osmotic stress in rice (*Oryza sativa* L.). *Plant Growth Regulation* [Internet]. 2013;70(2):159-173; Available from: <https://doi.org/10.1007/s10725-013-9789-4>.
 32. Liheng H, Zhiqiang G, Runzhi L. Pretreatment of seed with H₂O₂ enhances drought tolerance of wheat (*Triticum aestivum* L.) seedlings. *Afr J Biotechnol* [Internet]. 2009;8(22):6151-6157; Available from: <https://doi.org/10.5897/AJB09.490>.
 33. Yushi I, Haruka Y, Takashi Y, Mari I-I, Susumu A, Zheng S-H. Hydrogen peroxide spraying alleviates drought stress in soybean plants. *J Plant Physiol* [Internet]. 2011;168(13):1562-1567;PMID: 21377755. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2011.02.003>.
 34. Harald K, Wolfgang J, Frauke P, Wolfgang B, Heinrich K. Chitosan elicited callose synthesis in soybean cells as a Ca²⁺-dependent process. *Plant Physiology* [Internet]. 1985;77(3):544-551;PMID: 16664095. Available from: <https://doi.org/10.1104/pp.77.3.544>.
 35. Yin H, Li S, Zhao X, Du Y, Ma X. cDNA microarray analysis of gene expression in Brassica napus treated with oligochitosan elicitor. *Plant Physiol Biochem* [Internet]. 2006;44(11-12):910-916;PMID: 17092736. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2006.10.002>.
 36. Khan W, Prithviraj B, Smith DL. Chitosan and chitin oligomers increase phenylalanine ammonia-lyase and tyrosine ammonia-lyase activities in soybean leaves. *Journal of Plant Physiology* [Internet]. 2003;160(8):859-863;PMID: 12964861. Available from: <https://doi.org/10.1078/0176-1617-00905>.
 37. Pichyangkura R, Chadchawan S. Biostimulant activity of chitosan in horticulture. *Scientia Horticulturae* [Internet]. 2015;196:49-65; Available from: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.031>.
 38. Verma N, Tiwari S, Singh VP, Prasad SM. Nitric oxide in plants: an ancient molecule with new tasks. *Plant Growth Regulation* [Internet]. 2020;90:1-13; Available from: <https://doi.org/10.1007/s10725-019-00543-w>.
 39. Melanie M, Sergi M-B. Malondialdehyde: facts and artifacts. *Plant Physiol* [Internet]. 2019;180(3):1246-1250;PMID: 31253746. Available from: <https://doi.org/10.1104/pp.19.00405>.
 40. Jabeen N, 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. *Journal of the Science of Food and Agriculture* [Internet]. 2013;93(7): 1699-1705;PMID: 23197363. Available from: <https://doi.org/10.1002/jsfa.5953>.
 41. Khaleduzzaman M, Hossain M, Muhammad MJH, Murata Y, Mahmud S, Tahib-Ui-Arif M. Chitosan-mediated salt stress mitigation in rice by enhancing antioxidant defense system. *Fundamental and Applied Agriculture* [Internet]. 2021;6(4):1; Available from: <https://doi.org/10.5455/faa.128175>.
 42. Peykani LS, Mozghan FS. Effect of chitosan on antioxidant enzyme activity, proline, and malondialdehyde content in *Triticum aestivum* L. and *Zea mays* L. under salt stress condition. *Iranian Journal of Plant Physiology* [Internet]. 2018;9(1):2661- 2670; Available from: https://ijpp.savh.iau.ir/article_545906_e6f7cf94b6862f651146cf7ee2269474.pdf.
 43. Sujoy KS, Divya C, Dipayan D, Palash M, Raja G. Improvisation of salinity stress response in mung bean through solid matrix priming with normal and nano-sized chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules* [Internet]. 2019;145(5);PMID: 31870871. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.12.170>.
 44. Hassan FAS, Ali E, Gaber A, Fetouh MI, Mazrou R. Chitosan nanoparticles effectively combat salinity stress by enhancing antioxidant activity and alkaloid biosynthesis in *Catharanthus roseus* (L.) G. Don. *Plant Physiology and Biochemistry* [Internet]. 2021;162:291-300;PMID: 33714144. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2021.03.004>.
 45. Ma L, Li Y, Yu C, Wang Y, Li X, Li N, Chen Q, Bu N. Alleviation of exogenous oligochitosan on wheat seedlings growth under salt stress. *Protoplasma* [Internet]. 2012;249:393-399;PMID: 21626287. Available from: <https://doi.org/10.1007/s00709-011-0290-5>.
 46. Abdul H, Muhammad ZA, Tabassum H, Irfan A, Niaz A, Bilquees G, Brent LN. Effects of salinity stress on chloroplast structure and function. *Cells* [Internet]. 2021; 10(8):2023;PMID: 34440792. Available from: <https://doi.org/10.3390/cells10082023>.
 47. Khaled T, Fadhila T, Leila AA, Amel E, Moulay B, José MM. Effect of salt stress on growth, chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidant defence systems in *Phaseolus vulgaris* L. *South African Journal of Botany* [Internet]. 2016;105:306-312; Available from: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.03.011>.
 48. Muneera DFA, Kotb AA, Yaser MH, Naeem K, Ahmed ME, Mohamed AMA, Khaled AAA. Chlorophyll fluorescence parameters and antioxidant defense system can display salt tolerance of salt acclimated sweet pepper plants treated with chitosan and plant growth promoting Rhizobacteria. *Agronomy* [Internet]. 2020;10(8):1180; Available from: <https://doi.org/10.3390/agronomy10081180>.
 49. Lam VT, Lan NT, Giang PH, Tien LTT. The effects of oligochitosans on the growth of in vitro rice seedlings under salinity stress. *Indian Journal of Agricultural Research* [Internet]. 2023;57(5):635-64; Available from: <https://www.academia.edu/108482110>.
 50. Thanh NTP, Tien LTT. The tolerance of saline conditions of rice seedlings in the treatment of oligochitosan. *Indian Journal of Agricultural Research* [Internet]. 2023; Available from: <https://doi.org/10.18805/IJARc.AF-814>.

Effects of chitosan on plant tolerance to salt stress

Le Thi Thuy Tien^{1,2,*}

ABSTRACT

Salt stress seriously affects plant growth and development. Salt stress occurs mainly due to increased Na^+ and Cl^- concentrations in the soil. Water absorption from the roots brings these ions to the plant, causing ion toxicity and loss of homeostasis. Salt stress leads to osmotic, ionic, and oxidative stress in plants. Anti-stress mechanisms are activated through ROS, NO, and hormone signalling pathway. Chitosan is a non-toxic biological polymer, easily degradable and highly bio-compatible. The applications of chitosan in agriculture are essential because chitosan can activate plant defence systems against biotic and abiotic stress. Many studies have demonstrated the presence of chitin receptors on plant cell membranes, which are the starting point of signalling pathways, stimulating defence responses against stress. Chitosan maintains plant growth under salt stress, protects the photosynthetic apparatus, increases the synthesis of osmolytes, activates antioxidant enzymes, and stimulates stomatal closure to reduce the absorption of Na^+ and Cl^- from roots. The impact of chitosan on the defence response of plants depends on the molecular size, deacetylation, and concentration of chitosan and depends on the genetic characteristics of the plant.

Key words: antioxidant enzymes, chitosan, osmolytes, signalling pathways, salt stress, ROS

¹Department of Biotechnology, Faculty of Chemical Engineering, Ho Chi Minh University of Technology (HCMUT), Vietnam

²Vietnam National University Ho Chi Minh City, Vietnam

Correspondence

Le Thi Thuy Tien, Department of Biotechnology, Faculty of Chemical Engineering, Ho Chi Minh University of Technology (HCMUT), Vietnam

Vietnam National University Ho Chi Minh City, Vietnam

Email: lttien@hcmut.edu.vn

History

- Received: 16-11-2023
- Accepted: 12-4-2024
- Published Online: 30-4-2024

DOI : <https://doi.org/10.32508/stdjet.v7i1.1309>



Copyright

© VNUHCM Press. This is an open-access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution 4.0 International license.



Cite this article : Tien L T T. **Effects of chitosan on plant tolerance to salt stress.** *Sci. Tech. Dev. J. –Engineering and Technology* 2024, 7(1):2149-2155.