Iranian Journal of Horticultural Science
Vol 49, No 2, Summer 2018 (465-475)
DOI: 10.22059/ijhs.2017.232193.1247

علوم باغبانی ایران
دورهٔ ۴۹، شمارهٔ ۲، تابستان ۱۳۹۷ (ص ۴۷۵-۴۶۵)

تأثیر تنش شوری بر رشد، فعالیت آنزیم‌های پاداکسنده، پراکسیداسیون لیپیدی و کارایی نظام نوری II در خیار پیوندی روی پایه‌های کدو

اسمعیل مددخواه[۱]، صاحبعلی بلندنظر[۲*] و شاهین اوستان[۲]
۱ و ۲. دانشجوی دکتری و دانشیار، دانشکدهٔ کشاورزی، دانشگاه تبریز
(تاریخ دریافت: ۱۳۹۶/۲/۱۲ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۶/۵/۱)

چکیده

شوری به‌عنوان یک تنش غیرزیستی مهم در کاهش رشد و تولید گیاهان، در نظر گرفته می‌شود. شناسایی سازوکارهای بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی که در مقاومت به تنش شوری دخالت دارند، می‌تواند برای انتخاب پایه‌های متحمل به شوری سودمند باشد. برای این هدف آزمایشی به‌منظور بررسی تأثیر پایه (سه پایهٔ کدو شینتوزا، کبالت و روت‌پاور) و تنش شوری (شاهد ۰، ٤٠، ٦٠ و ٨٠ میلی‌مولار NaCl) روی رشد، عملکرد، سطح برگ، فعالیت آنزیم‌های پاداکسنده (آنتی‌اکسیدان)، مقدار مالون‌دی‌آلدئید (MDA) و فراسنجه (پارامتر)های نورساختی (فتوسنتزی) در برگ خیار (رقم خسیب)، ۳۵ روز پس از تنش انجام شد. فراسنجه‌های رشدی در هر سه تیمار شوری به‌طور معنی‌داری در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیر پیوندی بالاتر بود. عملکرد در گیاهان پیوندی ۲۱-١٤ درصد بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. فعالیت آنزیم‌های کاتالاز (CAT)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، پلی‌فنل‌اکسیداز (PPO) و پراکسیداز (POD) در نتیجه تنش شوری افزایش یافت، اما این افزایش در گیاهان پیوندی ۲-۰/۱ برابر گیاهان غیرپیوندی بود. در هر سه تیمار شوری، کاهش میزان هدایت روزنه‌ای در گیاهان پیوندی در مقایسه با گیاهان غیرپیوندی به‌طور معنی‌داری کمتر بود، افزون بر این پراکسیداسیون لیپیدی در گیاهان پیوندی ۱۲-۷ درصد کمتر از گیاهان غیرپیوندی بود. بیشترین بازدهٔ کوانتومی نظام نوری (فتوسیستم) II (F_v/F_m) در برگ‌های خیار تفاوت معنی‌داری بین گیاهان پیوندی و غیرپیوندی نشان داد و این مقدار در گیاهان پیوندی ٦-۳ درصد بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. این نتایج اشاره به این دارد که افزایش فعالیت آنزیم‌های پاداکسنده، نسبت F_v/F_m و هدایت روزنه‌ای در گیاهان پیوندی، مرتبط با تحمل بیشتر آن‌ها به تنش شوری است.

واژه‌های کلیدی: آنزیم‌های پاداکسنده، پیوند، تنش شوری، فراسنجه‌های نورساختی، مالون‌دی‌آلدئید.

Effect of salt stress on growth, antioxidant enzymes activity, lipid peroxidation and photosystem II efficiency in cucumber grafted on cucurbit rootstock

Esmaeil Madadkhah[1], Sahebali Bolandnazar[2*] and Shahin Oustan[2]
1, 2. Ph.D. Candidate and Associate Professor, Faculty of Agriculture, University of Tabriz, Iran
(Received: May 2, 2017 - Accepted: Jul. 23, 2017)

ABSTRACT

Salinity is considered as one of the major abiotic stress limiting growth and productivity of plants. Identification of physiological and biochemical mechanisms involved in the resistance to salinity can be useful to select salt tolerant rootstocks. For this purpose, an experiment was conducted to investigate the effects of rootstock (three cucurbit rootstock, Shintoza, Cobalt, Rootpower) and salinity stress (0, 40, 60 and 80 mM NaCl) on growth, yield, leaf area, antioxidant enzymes activity, malondialdehyde (MDA) content and Photosynthetic parameters in cucumber (cv. Khasib) leaves were determined, 35 days after salt treatments. Plant Growth parameters in all salinity treatments were significantly higher in grafted plants than non-grafted plants. Grafted plants had 14-21% higher yield than non-grafted plants. The catalase (CAT), ascorbate peroxidase (APX), polyphenol oxidase (PPO) and peroxidase (POD) activity increased as a result of salinity stress, but this increase in grafted plant was 0.1-2 times of ungrafted plant. Reductions in stomatal conductance at the three salt treatments were significantly lower in the grafted plants in comparison to ungrafted plants. Moreover, lipid peroxidation (MDA content) in grafted plants was 7-12% less than ungrafted plants by salt stress. Maximal quantum yield of PS II (F_v/F_m) of cucumber leaves showed significant difference between grafted and ungrafted plant and this amount was 3-6 percent more than ungrafted plants. Results suggested that increase in activity of antioxidant enzymes, ratio of Fv/Fm and stomatal conductance in grafted plant could be associated with their greater tolerance to salinity stress.

Keywords: Antioxidant enzymes, grafting, malondialdehyde, photosynthetic parameters, salinity stress.

* Corresponding author E-mail: sbolandnazar@gmail.com

www.SID.ir

مقدمه

شوری در خاک یا آب یکی از مهم‌ترین عامل‌های ایجادکنندهٔ تنش در گیاهان در سراسر جهان است که باعث محدود شدن رشد و کاهش محصول در گیاه می‌شود. بیشتر مناطق ایران در اقلیم خشک و نیمه‌خشک قرار دارند که به‌طورمعمول در این مناطق میزان شوری خاک و آب زیاد است (Khold Brin & Eslamzadeh, 2001). تجمع نمک در منطقهٔ ریشه باعث تنش اسمزی، اختلال تغذیه‌ای، بهم خوردن توازن یونی یاخته و جلوگیری از رشد بسیاری از گونه‌های گیاهی می‌شود (Ashraf, 2004). از نظر فیزیولوژیکی شوری باعث کاهش وزن تر و خشک، میزان سبزینه (کلروفیل)، کاهش فعالیت آنزیم‌های اختصاصی، اختلال در نورساخت (فتوسنتز)، کاهش بیشترین بازدهٔ کوانتومی نظام نوری (فتوسیستم II) (F_v/F_m) و تخریب غشاءهای یاخته‌ای می‌شود (Han & Lee, 2005). این تنش‌های اولیه سبب بروز تنش‌های ثانویه به‌ویژه تنش اکسایشی (اکسیداسیونی) شده که در نتیجهٔ تولید مقادیر بیش‌ازحد انواع گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) ایجاد می‌شوند (Miller *et al*., 2010). در غیاب هرگونه سازوکار حفاظتی، ROSها می‌توانند از طریق آسیب اکسایشی (اکسیداتیو) به لیپیدها، پروتئین‌ها، اسیدهای نوکلئیک و آنزیم‌های حیاتی سوخت‌وساز (متابولیسم) طبیعی یاخته را مختل و به غشاء یاخته‌ای آسیب وارد کنند.

پاسخ پاداکسندگی (آنتی‌اکسیدانی)، یک فرایند مهم برای محافظت گیاهان در مقابل آسیب‌های اکسایشی است (Wei *et al*., 2009). آنزیم‌های پاداکسنده شامل سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، کاتالاز (CAT)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، پراکسیداز (POD) و گلوتاتیون ردوکتاز (GR) هستند که تولید اضافی گونه‌های اکسیژن فعال را در شرایط تنش کنترل و بافت را در مقابل تأثیر زیانبار آن‌ها محافظت می‌کنند (Zhu *et al*., 2008). ترکیب‌های فنلی و پلی‌فنل‌اکسیداز نقش مهمی در مهار رادیکال‌های آزاد و حفاظت گیاهان در برابر تأثیر زیانبار ROSها در تنش شوری و خشکی دارند (Parida & Das, 2005).

به دلیل نیاز روزافزون برای تولید غذا و گسترش فزایندهٔ خاک‌های تحت تأثیر شوری، تحقیق در مورد واکنش‌های گیاهان به تنش شوری در دهه‌های اخیر به‌سرعت در حال گسترش بوده است. با توجه به محدود بودن زمین‌های زراعی، کشت‌های مداوم سبب افزایش شوری خاک، بروز آفات و بیماری‌های خاک زاد می‌شود. پیوند گیاهان روی پایه‌های مقاوم می‌تواند به‌عنوان یک راهکار مناسب بر بسیاری از این مشکلات چیره شود (Davis *et al*., 2008). پیوند یک روش مؤثر برای جلوگیری از کاهش عملکرد و زیان ناشی از تنش شوری در کدوییان است (Huang *et al*., 2013). پیوند باعث افزایش توان تولید و محصول گیاه با افزایش جذب مواد غذایی و تحمل به بیماری‌ها شده و همچنین در کاهش هدررفت محصول ناشی از شرایط محیطی، مانند دمای کم و شوری خاک بسیار مؤثر است (Davis *et al*., 2008). بهبود تحمل به شوری در گیاهان پیوندی مرتبط با افزایش فعالیت آنزیم‌های پاداکسنده، تجمع املاح آلی، و ظرفیت تبادل گازی است (Zhen *et al*., 2010). شناسایی سازوکارهای بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی که در مقاومت به تنش شوری دخالت دارند، می‌تواند به انتخاب پایه‌های متحمل به شوری کمک کند. در این بررسی فراسنجه (پارامتر)های رشد، نورساختی، فعالیت آنزیم‌های پاداکسنده و پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء در خیار پیوندشده روی پایه‌های کدو، در تنش شوری بررسی شد.

مواد و رش‌ها

آزمایش به‌صورت فاکتوریل با دو عامل پیوند در چهار سطح (روی سه پایهٔ شینتوزا، کبالت و روت پاور و گیاه غیرپیوندی خیار رقم خسیب) و شوری در چهار سطح (شاهد (محلول ½ هوگلند) و سه سطح شوری کلرید سدیم ۴۰، ۶۰ و ۸۰ میلی‌مولار) در قالب طرح پایهٔ کامل تصادفی (CRD) در سه تکرار در گلخانهٔ آبکشتی (هیدروپونیک) دانشکدهٔ کشاورزی دانشگاه تبریز در ماه‌های تیر و مرداد و شهریور ۱۳۹۵ انجام شد.

کاشت بذرهای پایه و پیوندک و انجام پیوند

خیار گلخانه‌ای رقم خسیب (Khassib RZ 22-75 RZ F1) به‌عنوان پیوندک و پایه‌های شینتوزا دورگ یا هیبرید

Archive of SID

www.SID.ir

(*C. maxima* × *C. moschata*)، کبالت (*Cucurbita maxima*) و روت‌پاور (*Cucurbita pepo*) کشت شدند. عمل پیوند با استفاده از روش پیوند نیمانیم تغییریافته، به علت سازگاری بالا و آسانی این روش انجام گرفت (Lee & Oda, 2003). گیاهچه‌های پیوندشده پس از پیوند به اتاقک پیوند با رطوبت نسبی ۹۵درصد در سه روز اول فرآیند گیرایی، ۸۵درصد سه روز دوم و ۷۰درصد سه روز سوم و دمای ۲ ± ۲۸ درجهٔ سلسیوس منتقل شدند. در سه روز اول اتاقک تاریک و پس از آن نوردهی به‌تدریج تا روز نهم انجام گرفت. ده روز پس از پیوند، گیاهچه‌های پیوندی به گلخانه با نور کافی و طبیعی ۷۰۰۰۰ لوکس، دمای ۲۸-۲۵ درجهٔ سلسیوس (روز) و ۲۰-۱۷ درجهٔ سلسیوس (شب) منتقل و پس از سازگاری به گلدان‌های ۱۰ لیتری با بستر پیت و پرلیت به نسبت ۱ به ۱ انتقال داده شدند. اعمال تیمار شوری، ۵ روز پس از انتقال نهال‌ها به محل اصلی خود در گلخانه و ایجاد سازگاری با محیط آغاز شد. تیمارها به‌صورت شاهد (محلول ۱/۲ هوگلند) و تیمار شوری ۴۰، ۶۰ و ۸۰ میلی‌مولار (با اضافه کردن NaCl به محلول شاهد) انجام گرفت. اندازه‌گیری صفات مربوط به آنزیم‌ها، پراکسیداسیون لیپیدی و فنل با استفاده از برگ‌های جوان و صفات رشدی با استفاده از برگ پنجم و ششم بالای ساقه، ۳۵ روز پس از اعمال تیمار شوری انجام گرفت.

اندازه‌گیری صفات رشدی

در پایان آزمایش (اواسط شهریور ۹۵)، گیاهان از سطح بستر کف بر شده و پس از اندازه‌گیری وزن تر ساقه و ریشه، ارتفاع گیاه از سطح بستر تا جوانهٔ انتهایی اندازه‌گیری و به‌عنوان ارتفاع بوته ارزیابی شد. همچنین برای اندازه‌گیری عملکرد در هر مرحلهٔ برداشت میوه که به‌طور هفتگی انجام می‌گرفت، وزن میوه در هر بوته به‌طور دقیق محاسبه شد.

سطح برگ

با استفاده از دستگاه سطح‌سنج برگ (LI COR, model Li-1300 Lincoln, USA) سطح برگ بر پایهٔ سانتی‌متر مربع اندازه‌گیری شد.

اندازه‌گیری فلورسانس سبزینه (بیشترین کارایی فتوشیمیایی نظام نوری II)

کارایی فتوشیمیایی نظام نوری II (Fv/Fm) با استفاده از دستگاه fluorescence chlorophyll meter مدل (Handy PEA) با روش Chen *et al*. (2005) انجام شد.

هدایت روزنه‌ای

هدایت روزنه‌ای برگ با استفاده از دستگاه AP4 Leaf Porometer اندازه‌گیری شد. اندازه‌گیری نزدیک ظهر و از ساعت ۱۱ تا ۱۴ انجام گرفت (Jiang *et al*., 2006).

اندازه‌گیری میزان پراکسیداسیون لیپیدی یا مالون دی آلدئید (MDA)

یک ماه پس از تیمار شوری میزان پراکسیداسیون لیپیدها با روش Lee & Blair (2000) با اندازه‌گیری غلظت مالون‌دی‌آلدئید به‌عنوان شاخص پراکسیداسیون لیپیدی صورت گرفت. میزان جذب (۶۰۰ nm و ۵۳۲، ۴۵۰=λ) با دستگاه طیف‌سنج نوری (اسپکتروفتومتر) خوانده و با استفاده از فرمول زیر محاسبه شد.

$$MDA\ (\mu mol\ g^{-1}\ FW) = ۶/۴۵\ (A_{۵۳۲} - A_{۶۰۰}) - (۰/۵۶\ A_{۴۵۰})$$

اندازه‌گیری فعالیت ویژهٔ آنزیم‌های وابسته به تنش

فعالیت ویژهٔ آنزیم‌های پاداکسنده بر مبنای مقدار پروتئین موجود در بافت برگ اندازه‌گیری شد. عصارهٔ آنزیمی با روش Sairam *et al*. (2002) استخراج شد. برای تعمیم فعالیت آنزیم به میلی‌گرم پروتئین موجود در بافت، میزان پروتئین محلول موجود در نمونه‌ها با روش Bradford (1976) در طول‌موج ۵۹۵ nm با استفاده از دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شد و با استفاده از معادله و منحنی استاندارد میزان کل پروتئین هر نمونه محاسبه شد.

آنزیم کاتالاز

ارزیابی میزان فعالیت کاتالاز با روش Aebi (1984) انجام شد. مخلوط واکنش شامل ۱۰۰ میکرولیتر H_2O_2 ۳۰ میلی‌مولار، ۱۷۰۰ میکرولیتر بافر فسفات و ۲۰۰ میکرولیتر عصاره که با دستگاه طیف‌سنج نوری

Archive of SID

www.SID.ir

در طول‌موج ۲۴۰nm تغییرپذیری کاهش جذب نور به مدت یک دقیقه اندازه‌گیری شد.

آسکوربات پراکسیداز

فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز از طریق کاهش جذب در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر به دست آمد. مخلوط واکنش شامل ۱۰۰ میکرولیتر عصارهٔ آنزیمی، ۱۱۶۰ میکرولیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار، ۱۵۰ میکرولیتر EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و ۹۰ میکرولیتر اسکوربیک اسید ۰/۵ میلی‌مولار بود و واکنش با اضافه کردن ۱۰ H_2O_2 میلی‌مولار آغاز شد و کاهش تغییرپذیری جذب در ۳۰ ثانیه اندازه‌گیری شد (Nakano & Asada, 1981).

پراکسیداز

ارزیابی میزان فعالیت پراکسیداز با روش Chance & Maehly (1955) در طول‌موج ۴۷۰ nm انجام شد. مخلوط واکنش شامل ۱۰۰ میکرولیتر عصارهٔ آنزیمی، ۱۷۸۰ میکرولیتر بافر فسفات و ۲۰ میکرولیتر گایاکول ۲۰ میلی‌مولار بود، واکنش با اضافه کردن ۱۰۰ میکرولیتر ۱۰ H_2O_2 میلی‌مولار آغاز و تغییرپذیری جذب در یک دقیقه اندازه‌گیری شد.

پلی‌فنل‌اکسیداز

مخلوط واکنش شامل ۱۰۰ میکرولیتر عصارهٔ آنزیمی و ۷۰۰ میکرولیتر بافر فسفات بود که با اضافه کردن ۷۰۰ میکرولیتر پیروکتکول ۱۰ میلی‌مولار به آن تغییرپذیری افزایش جذب نور به مدت یک دقیقه در طول‌موج ۴۹۵ nm با استفاده از دستگاه طیف‌سنج نوری خوانده شد (Mayer & Harel, 1979).

برای تجزیهٔ واریانس داده‌ها از نرم‌افزار SAS استفاده شد و مقایسهٔ میانگین‌ها با آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD)، در سطح احتمال ۵ درصد صورت گرفت.

نتایج و بحث

کارایی فتوشیمیایی نظام نوری II (F_v/f_m)

جدول ۱ نشان می‌دهد که نسبت F_v/F_m به‌طور معنی‌داری تحت تأثیر اثر اصلی پایه و شوری قرار گرفت درصورتی‌که اثر متقابل پایه و شوری تأثیر معنی‌داری روی این صفت نداشت. با افزایش سطوح شوری نسبت F_v/F_m کاهش یافت همچنین مقدار این نسبت در پایه‌های کدو بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. نتایج به‌دست‌آمده نشان داد، بیشترین نسبت F_v/F_m در پایهٔ روت پاور و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی بود. در پیوند گوجه روی پایهٔ مقاوم به شوری Zhezhen No.1 میزان F_v/F_m در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود (He *et al.*, 2009). همچنین Liu *et al.* (2012) نتایج همسانی در ارزیابی گیاهان خیار پیوندشده روی پایهٔ *Cucurbita moschata* در تیمار شوری ۹۰ میلی‌مولار و Roosta & Karimi (2012) در تنش قلیاییت گزارش کردند. کاهش معنی‌دار نسبت F_v/F_m بیانگر آسیب وارده به مرکز نظام نوری II در شرایط تنش شوری است. به دلیل جلوگیری یا کاهش جذب یون کلر و سدیم توسط ریشه‌های کدو و جایگزین شدن یون پتاسیم به‌جای یون سدیم در برگ‌ها، غلظت سدیم در برگ گیاهان پیوندی کمتر بوده و در نتیجه آسیب کمتری به نظام نوری II وارد می‌شود (Romero *et al.*, 1997). ازآنجایی‌که میزان F_v/F_m همبستگی بالایی با عملکرد کوانتومی نورساخت خالص دارد (Ashraf, 2004) لذا می‌توان پی برد که پیوند روی پایهٔ کدو باعث افزایش میزان نورساخت و در نتیجه افزایش تحمل به تنش شوری می‌شود.

هدایت روزنه‌ای

نتایج نشان داد، اثر اصلی پایه و شوری روی هدایت روزنه‌ای معنی‌دار بود، درصورتی‌که اثر متقابل آن‌ها تأثیر معنی‌داری روی این صفت نداشت (جدول ۱). با افزایش سطوح شوری از میزان هدایت روزنه‌ای کاسته شد. بیشترین میزان هدایت روزنه‌ای در گیاهان پیوندی روی پایهٔ شینتوزا و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی مشاهده شد. مسمومیت شوری منجر به کاهش هدایت روزنه‌ای در گیاهان شده و با کاهش آن، کارایی نورساخت به علت تبادل‌های کمتر گازها و به‌ویژه CO_2 کاهش می‌یابد و درنهایت تولید کمتر خواهد شد (Jiang *et al.*, 2006). کاهش تبادل گازی

Archive of SID

www.SID.ir

برگ در پاسخ به تنش شوری و مرتبط با افزایش غلظت سدیم در برگ است. پایهٔ کدو توانایی بالا در محدود کردن انتقال سدیم از ریشه به ساقه دارد. این کار توسط پمپ سدیم به واکوئل، توسط آنتی پورت Na^+/H^+ صورت می‌گیرد و شیب H^+ مورد نیاز با پمپ H^+-ATPase و H^+-pyrophosphate نگه داشته می‌شود که فعالیت این پمپ در کدو بیشتر از خیار است (Romero et al., 1997). در تیمار شوری میزان هدایت روزنه‌ای در گیاهان خیار پیوندشده روی پایهٔ کدو (Colla *et al.*, 2012; Huang *et al.*, 2013) و گوجه‌فرنگی پیوندشده روی پایهٔ مقاوم به شوری (Fan *et al.*, 2011) نسبت به گیاهان غیرپیوندی کاهش کمتری را نشان داد.

مالون‌دی‌آلدئید برگ

نتایج جدول ۱ نشان می‌دهد، مقدار MDA برگ به‌طور معنی‌داری تحت تأثیر اثر اصلی پایه و شوری قرار گرفت ولی اثر متقابل پایه و شوری روی این صفت معنی‌دار نبود. با افزایش سطح شوری مقدار MDA برگ افزایش یافت. بیشترین مقدار MDA در گیاهان غیرپیوندی و کمترین آن در پایهٔ روت‌پاور مشاهده شد. نتایج نشان داد، افزایش سطح تنش شوری سبب تخریب غشاءهای یاخته‌ای و افزایش غلظت مالون‌دی‌آلدهید برگ می‌شود که این شدت تخریب در گیاهان غیرپیوندی بیش از گیاهان پیوندی بود. تجمع یون سدیم در برگ تحت تأثیر تنش شوری، منجر به افزایش تخریب غشای یاخته‌ای می‌شود و پایهٔ کدو با کاهش جذب سدیم از محیط ریشه و انتقال کمتر آن از ریشه به شاخساره باعث کمتر شدن مقدار MDA در گیاهان پیوندی می‌شود (Miller *et al.*, 2010). در نتایج بررسی تأثیر شوری بر گوجه‌فرنگی نشان داده شد که میزان پراکسیداسیون لیپیدی به‌وسیلهٔ تیمار NaCl ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی‌مولار در گیاهان غیر پیوندی و خودپیوندی گوجه‌فرنگی به مقدار زیادی افزایش یافت، اما میزان آن در گیاهان پیوندی روی پایهٔ مقاوم کمتر بود (He *et al.*, 2009).

فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز

همان‌طور که در جدول ۲ نشان داده شده است، اختلاف معنی‌داری بین فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز در بین پایه‌های مختلف و سطوح مختلف شوری وجود دارد. در همهٔ سطوح شوری میزان فعالیت آنزیم در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. میزان فعالیت پراکسیداز در برگ گیاهان غیرپیوندی و شینتوزا با افزایش سطوح شوری تا ۸۰ میلی‌مولار افزایش یافت و در پایه‌های روت‌پاور و کبالت تا سطح ۶۰ میلی‌مولار افزایش و پس از آن کاهش یافت.

جدول ۱. تأثیر پیوند و سطوح شوری روی فراسنجه‌های فیزیولوژیکی خیار رقم خسیب

Table 1. Effect of grafting and salinity levels on physiological parameters of cucumber (cv. Khasib)

Treatments	Leaf MDA (µmol g^{-1} FW)	Stomatal Conductance (mmol $m^{-2}s^{-1}$)	Fv/fm
Grafting Combination			
Ungrafted	4.24 a	0.3235 c	0.7888 c
Cobalt	3.87 b	0.3715 ab	0.8125 b
Shintozwa	3.95 ab	0.3836 a	0.8153 b
Routpower	3.74 b	0.3614 b	0.8285 a
NaCl (mM)			
Control	3.66 c	0.417 a	0.825 a
40	3.93 bc	0.39 b	0.817 a
60	4.19 ab	0.341 c	0.807 b
80	4.27 a	0.253 d	0.787 c
Significance			
Grafting (G)	**	**	**
Salinity (S)	**	**	*
G×S	ns	ns	ns

در هر ستون اعداد دارای حرف‌های مشترک در سطح ۵ درصد آزمون LSD اختلاف معنی‌داری ندارند.

ns، *، **: نبود اختلاف معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ۵درصد و ۱ درصد.

Means within a column followed by the same letters are not significantly different at 0.01 probability level based on LSD test.
ns, *, **: Non-significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.

Archive of SID

www.SID.ir

بیشترین افزایش فعالیت آنزیم با افزایش سطوح شوری در پایهٔ شینتوزا ۶۷/۳۶درصد و کمترین آن در پایهٔ کبالت ۱۳/۲۵درصد بود، اما پایهٔ کبالت بیشترین فعالیت آنزیم در تیمار شاهد را داشت. بیشترین مقدار پراکسیداز در پایهٔ روت‌پاور در سطح شوری ۶۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد مشاهده شد. تجمع یون سدیم تحت تأثیر تنش شوری در برگ، منجر به افزایش تخریب غشاء یاخته‌ای می‌شود، درحالی‌که نتایج دیگر تحقیقات نشان داده، آنزیم پراکسیداز نقش بسزایی در کاهش فعالیت رادیکال‌های آزاد اکسیژن ناشی از تنش شوری و تجمع یون سدیم در برگ گیاهان دارد که منجر به کاهش تخریب غشاهای یاخته‌ای و آسیب‌دیدگی گیاهان می‌شود (Miller *et al*., 2010). نتایج نشان داد، بیشترین فعالیت آنزیم پراکسیداز و در نتیجه کمترین تخریب غشای یاخته‌ای (تولید مالون‌دی‌آلدهید) در سطوح شوری ۶۰ و ۸۰ میلی‌مولار NaCl در پایهٔ روت‌پاور و کبالت مشاهده شد درحالی‌که کمترین فعالیت آنزیم پراکسیداز و بیشترین تخریب غشا یاخته‌ای در گیاهان غیرپیوندی مشاهده شد. در تنش شوری NaCl در هندوانه‌های پیوندی روی پایهٔ کدو، فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و پلی‌فنل‌اکسیداز به‌طور معنی‌داری بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود (Zhu *et al*., 2008).

با توجه به جدول ۲، میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در پایه‌های مختلف، تا سطح شوری ۶۰ میلی‌مولار افزایش و پس از آن کاهش یافت. در سطوح مختلف شوری میزان فعالیت آنزیم در پایهٔ کبالت بیشتر از دیگر گیاهان بود. در پایهٔ شینتوزا بین سطوح مختلف شوری اختلاف معنی‌داری وجود نداشت و همچنین در پایهٔ کبالت در تیمار ۴۰ و ۸۰ میلی‌مولار اختلافی در فعالیت آنزیم دیده نشد. اما در گیاهان غیرپیوندی و روت‌پاور اختلاف در بین سطوح مختلف شوری معنی‌دار بود. بیشترین فعالیت آنزیم APX در پایهٔ کبالت و در تیمار ۶۰ میلی‌مولار مشاهده شد و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد بود. مقدار اولیهٔ فعالیت آنزیم گیاهان پیوندی در تیمار شاهد بالا بوده که این می‌تواند در کمک به گیاه در تحمل شوری مؤثر باشد. شوری سبب تولید O^{-}_{2} شده و تبدیل آن به H_2O_2 در درون‌یاخته بازدارندهٔ فعالیت چرخهٔ کالوین و درنهایت فرآیند قندسازی در گیاهان می‌شود. با افزایش فعالیت آسکوربات‌پراکسیداز از تأثیر سوء تشکیل H_2O_2 بر فرآیند قندسازی در کلروپلاست جلوگیری می‌شود. در شرایط تنش شوری، در رقم‌های مقاوم تولید مالون‌دی‌آلدئید کمتر همراه با فعالیت بالاتر آنزیم آسکوربات پراکسیداز وجود دارد (Demiral & Türkan, 2005). در شرایط شوری در گیاهان بادنجان پیوندشده روی پایهٔ مقاوم، میزان تولید O^{-}_{2} و H_2O_2 و مالون‌دی‌آلدئید کمتر از گیاهان غیرپیوندی بود، درصورتی‌که میزان فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز، آسکوربات‌پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز بیشتر بود (Wei *et al*., 2009).

فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پلی‌فنل‌اکسیداز

نتایج جدول ۲ نشان می‌دهد، اختلاف معنی‌داری بین فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پلی‌فنل‌اکسیداز در بین پایه‌های مختلف و سطوح مختلف شوری وجود دارد. میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در برگ گیاهان پیوندی با افزایش سطوح شوری تا ۶۰ میلی‌مولار افزایش و پس از آن کاهش یافت و در گیاهان غیرپیوندی تا سطح ۴۰ میلی‌مولار افزایش ولی پس از آن تا ۸۰ میلی‌مولار روند کاهشی داشت. در سطوح مختلف شوری میزان فعالیت آنزیم در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. میزان فعالیت اولیهٔ آنزیم در پایه‌های کبالت و روت‌پاور بالاتر بوده و همین ممکن است باعث بیشتر بودن فعالیت این آنزیم در سطوح مختلف شوری باشد. بیشترین مقدار کاتالاز برگ در پایهٔ روت‌پاور در سطح شوری ۶۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در تیمار ۸۰ میلی‌مولار شوری مشاهده شد. نتایج همسان افزایش مقدار کاتالاز در نتایج بررسی‌های تنش شوری، در گیاهان پیوندی گوجه‌فرنگی (He *et al*., 2009) و خیار (Zhen *et al*., 2010) گزارش شده است. کاتالاز به همراه آسکوربات‌پراکسیداز جاروب‌کنندهٔ مهم و در نتیجه تنظیم‌کنندهٔ سطح H_2O_2 در یاخته است (Dixit *et*

Archive of SID

www.SID.ir

al., 2001). با توجه به بیشتر بودن میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در پایه‌های کدو می‌توان نتیجه گرفت که پایه‌های کدو نقش مهمی در کاهش آسیب اکسایشی ناشی از تنش شوری و به‌ویژه افزایش ظرفیت پاداکسندگی ایفا می‌کنند.

میزان فعالیت آنزیم پلی‌فنل‌اکسیداز در برگ همهٔ گیاهان با افزایش سطح شوری تا ۶۰ میلی‌مولار افزایش و پس از آن کاهش یافت (جدول ۲). در پایهٔ روت‌پاور و گیاهان غیرپیوندی اختلاف معنی‌داری در فعالیت آنزیم بین سطوح مختلف شوری مشاهده شد، ولی میزان فعالیت آنزیم در پایه‌های شینتوزا و کبالت در تیمار شاهد و ۸۰ میلی‌مولار همسان بود. بیشترین مقدار فعالیت پلی‌فنل‌اکسیداز برگ در پایهٔ روت‌پاور در سطح شوری ۶۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد مشاهده شد. فعالیت آنزیم در گیاهان پیوندی در تیمارهای ۴۰ و ۶۰ میلی‌مولار شوری بیشتر از گیاهان غیرپیوندی و در تیمار ۸۰ میلی‌مولار کمتر بود. در این بررسی نیز فعالیت اولیهٔ آنزیم در گیاهان پیوندی بالاتر از غیرپیوندی بوده و این گیاهان با آغاز تنش به‌سرعت فعالیت آنزیم را افزایش می‌دهند. در تنش شوری NaCl در گیاه سویا میزان فعالیت آنزیم پلی‌فنل‌اکسیداز در برگ و ریشه به‌طور قابل‌توجهی تحت تأثیر تنش شوری بود و با افزایش شوری تا ۹۹ میلی‌مولار افزایش نشان داد. در بررسی دیگری نتایج همسان در لوبیا مشاهده و بیان داشت که این آنزیم در دفاع در برابر تنش شوری نقش دارد (El-Mashad & Mohamed, 2012). افزایش فعالیت آنزیم پلی‌فنل‌اکسیداز نشان‌دهندهٔ توانایی این آنزیم برای اکسایش و کم کردن مواد سمی مانند ترکیب‌های فنولیک، که به‌طور عمده در طول تنش شوری انباشته شده‌اند است (Parida & Das, 2005). دفع ROSها به‌طور عمده توسط ترکیب‌های پاداکسندگی مانند PPO، POD، CAT و APX است و در شرایط تنش شوری، تشکیل یک ظرفیت پاداکسندگی بالا می‌تواند از آسیب و زیان‌های ناشی از ROSها جلوگیری به‌عمل آورد (Harinasut *et al*., 2003; Cavalanti *et al*., 2007). نتایج بسیاری از تحقیقات نیز نشان می‌دهد، فعالیت این آنزیم‌ها در برگ‌های رقم‌های حساس و متحمل به شوری در بسیاری از گونه‌های گیاهی افزایش می‌یابد، اگرچه این افزایش فعالیت آنزیمی در رقم‌های متحمل به شوری بیشتر از رقم‌های حساس گزارش شده است (Shalata *et al*., 2001).

جدول ۲. تأثیر پیوند و سطوح شوری روی آنزیم‌های پاداکسنده در خیار (رقم خسیب)

Table 2. Effect of grafting and salinity levels on antioxidants enzymes in cucumber (cv. Khasib)

Grafting combination	NaCl concentration (mM)	APX µmol/min.mg pro	POD µmol/min.mg pro	CAT µmol/min.mg pro	PPO µmol/min.mg pro
Ungrafted	Control	15.28 l	1.3 l	2.37 ijk	0.312 l
	40	18.05 jk	2.04 k	2.53 h	0.507 hi
	60	24.64 c	3.04 i	2.18 kl	0.662 d
	80	23.28 d	3.85 ef	2.02 l	0.607 e
Cobalt	Control	22.84 de	3.73 f	2.72 g	0.544 fgh
	40	25.89 b	3.77 ef	3.32 d	0.721 c
	60	31.14 a	4.57 c	3.34 d	0.815 b
	80	26.87 b	4.3 d	3.09 e	0.556 fg
Shintoza	Control	19.12 ij	1.4 l	2.2 k	0.493 ij
	40	21.4 fg	2.83 j	2.49 hi	0.546 fg
	60	22.02 ef	3.21 gh	2.79 g	0.829 ab
	80	22.74 de	4.32 d	2.29 k	0.467 j
Routpower	Control	19.7 hi	3.08 hi	3.63 c	0.414 k
	40	22.95 de	3.87 ef	4.02 b	0.572 ef
	60	18.08 jk	5.56 a	4.37 a	0.85 a
	80	15.08 l	4.81 b	3.03 ef	0.488 ij
Significance					
Grafting (G)		**	**	**	**
Salinity (S)		**	**	**	**
G×S		**	**	**	**

در هر ستون اعداد دارای حرف‌های مشترک در سطح ۵ درصد آزمون LSD اختلاف معنی‌داری ندارند.

ns، *، **: نبود اختلاف معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ۵درصد و ۱ درصد.

Means within a column followed by the same letters are not significantly different at 0.01 probability level based on LSD test.

ns, *, **: Non-significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.

Archive of SID

www.SID.ir

سطح برگ

نتایج به‌دست‌آمده از تجزیه‌وتحلیل داده‌ها نشان داد، اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر سطح برگ معنی‌دار ($P<۰/۰۱$) بود. مقایسهٔ میانگین داده‌ها گویای این بود که سطح برگ گیاهان پیوندی و غیرپیوندی در تیمار شاهد و ۴۰ میلی‌مولار NaCl اختلاف نداشت، اما با افزایش سطح شوری تمایز بین دو گروه گیاهان پیوندی و غیر پیوندی مشاهده شد. در سطح شوری ۶۰ میلی‌مولار گیاهان پیوندی کاهش معنی‌داری در سطح برگ نشان دادند، اما این کاهش در هر سه پایه یکسان و کمتر از گیاهان غیرپیوندی بود. همچنین در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار، پایهٔ روت‌پاور نسبت به دو پایهٔ دیگر کاهش بیشتری در سطح برگ نشان داد، بااین‌حال میزان این کاهش کمتر از گیاهان غیرپیوندی بود. بیشترین میزان کاهش سطح برگ در نتیجهٔ افزایش سطوح شوری در گیاهان غیرپیوندی ۵۱/۹درصد و کمترین آن در پایهٔ کبالت ۲۲/۳۹درصد بود (جدول ۳). به‌عبارت‌دیگر تنش شوری در گیاهان غیرپیوندی باعث کاهش بیشتر میزان سطح برگ در نتیجهٔ افزایش سطوح شوری می‌شود. Rouphael *et al.* (2008) در نتایج بررسی‌های خود گزارش کردند، در شرایط تنش سمیت مس هنگامی‌که خیار Akito روی پایهٔ شینتوزا پیوند زده شد مقدار سطح برگ در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود.

طول ساقه

نتایج نشان داد، تأثیر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر طول ساقه معنی‌دار ($P<۰/۰۱$) بود (جدول۳). با افزایش سطح شوری طول ساقه در همهٔ گیاهان کاهش نشان داد، که این میزان کاهش در گیاهان غیرپیوندی بیشتر از گیاهان پیوندی بود. کاهش ارتفاع در سطوح مختلف شوری در پایه‌های پیوندی همسان بوده و تنها در سطح شوری ۴۰ میلی‌مولار، پایه‌های شینتوزا و روت‌پاور کاهش ارتفاع کمتری نسبت به پایهٔ کبالت نشان دادند. بیشترین کاهش طول ساقه با افزایش سطح شوری، در گیاهان غیرپیوندی ۴۶درصد و کمترین آن در پایهٔ شینتوزا ۳۷/۵درصد بود که این نشان‌دهندهٔ تحمل بیشتر گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی در جلوگیری از کاهش طول ساقه در تنش شوری است. شوری با کاهش تقسیم و طویل شدن یاخته‌ای باعث کاهش ارتفاع گیاه می‌شود. Huang *et al.* (2013) با پیوند متقابل بین خیار و کدوتنبل در شش ترکیب پیوندی نقش پایه در تعیین تحمل به شوری و تجمع سدیم تحت تیمار ۹۱ میلی مولار NaCl را در خیار نشان دادند. نتایج نشان داد، هنگامی‌که گیاهان به مدت ده روز در معرض ۹۱ میلی مولار NaCl بودند، رشد ساقه در خیار پیوندشده روی پایهٔ کدوتنبل (۲۹٪) و در خیار خودپیوندی (۵۸٪) کاهش یافت.

وزن تر ریشه و ساقه

نتایج نشان داد، تأثیر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر وزن تر ریشه و ساقه معنی‌دار بود (جدول ۳). در گیاهان پیوندی و غیر پیوندی وزن تر ریشه با افزایش سطح شوری کاهش پیدا کرد. با افزایش سطوح شوری کاهش وزن در گیاهان غیرپیوندی بیشتر از گیاهان پیوندی بود و همچنین در گیاهان پیوندشده روی پایه‌های کبالت و شینتوزوا بین سطوح مختلف شوری در هر پایه اختلاف معنی‌داری وجود نداشت، ولی در پایهٔ روت پاور تیمار شاهد با سطوح دیگر اختلاف معنی‌داری دارد. به‌عبارت‌دیگر در پایهٔ روت پاور میزان کاهش وزن ریشه در نتیجهٔ افزایش شوری شدیدتر از پایه‌های دیگر است. بیشترین وزن تر ریشه در گیاهان پیوندشده روی پایهٔ روت‌پاور در تیمار شاهد و کمترین آن نیز در گیاهان غیر پیوندی در تیمار ۸۰ میلی‌مولار NaCl مشاهده شد.

در وزن تر ساقه بین سطوح مختلف شوری در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی تفاوت معنی‌داری وجود دارد. با افزایش سطح شوری میزان وزن تر ساقه در همهٔ گیاهان کاهش یافت، اما در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی کاهش کمتری در وزن تر ساقه مشاهده شد. بیشترین کاهش وزن تر با افزایش سطوح شوری در پایهٔ روت‌پاور ۴۵/۳درصد و کمترین آن در پایهٔ شینتوزا ۳۹/۳درصد است (جدول ۳). وزن تر ساقه در تیمار ۸۰ میلی‌مولار بین پایه‌های

Archive of SID

www.SID.ir

پیوندی همسان بود اما در تیمارهای ۴۰ و ۶۰ میلی‌مولار با هم تفاوت معنی‌داری داشتند.

Yetisir *et al.* (2003) در نتایج بررسی‌های خود گزارش کردند، از یازده پایهٔ مورد آزمایش برای هندوانه، همهٔ گیاهان پیوندی زیست‌تودهٔ (بیوماس) بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی تولید کردند. پاسخ منفی وزن گیاه به افزایش تنش شوری حاصل کاهش سطح برگ، جذب کمتر نور و در نتیجه کاهش نورساخت است. رقابت سدیم با پتاسیم، و کلر با نیترات باعث اختلال در جذب عنصرهای غذایی می‌شود. در نتیجه گیاه با صرف انرژی بیشتر برای تولید مواد آلی خود، انرژی لازم برای رویارویی با تنش شوری را ازدست‌داده و کارایی ریشه با کاهش روبه‌رو شده و درنهایت رشد کاهش می‌یابد (Khayyat *et al.*, 2014).

عملکرد

در صفت عملکرد بین ترکیب پیوندی و غیر پیوندی و همچنین سطوح مختلف تغذیه‌ای تفاوت معنی‌داری وجود داشت. در گیاهان پیوندی و غیر پیوندی عملکرد در پاسخ به افزایش شوری کاهش پیدا کرد اما این کاهش عملکرد در گیاهان پیوندی کمتر از گیاهان غیر پیوندی بود (جدول ۳). میزان عملکرد در گیاهان پیوندی در سطوح مختلف شوری با هم تفاوتی نداشت اما در تیمار ۶۰ و ۸۰ میلی‌مولار با افزایش شوری اختلاف معنی‌داری با عملکرد گیاهان غیرپیوندی نشان داد. در پایهٔ شینتوزا بین تیمارهای ۴۰ و ۶۰ میلی-مولار و در گیاهان غیرپیوندی بین تیمارهای شاهد و ۴۰ میلی‌مولار تفاوت معنی‌دار دیده نشد. بیشترین کاهش عملکرد با افزایش سطوح شوری در گیاهان غیرپیوندی ۷۲/۱۷درصد و کمترین آن در پایهٔ روت‌پاور ۵۰/۴۱درصد بود.

سطح برگ بالاتر در شرایط تنش باعث افزایش جذب نور، در نتیجه نورساخت بیشتر و افزایش عملکرد در گیاهان پیوندی می‌شود. Yetisir *et al.* (2003) در نتایج بررسی‌های خود با پیوند هندوانه روی پایه‌های مقاوم به شوری *Cucurbita moschata* در شرایط شوری نشان دادند که گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی رشد، عملکرد و کیفیت میوهٔ بالایی داشتند. گزارش‌های چندی نیز نشان داده، پیوند با ایجاد مقاومت به بیماری‌های خاک‌زاد، تنش غیرزنده، شبکهٔ قوی ریشه و افزایش نورساخت منجر به افزایش در عملکرد می‌شود (He *et al.*, 2009).

جدول ۳. تأثیر پیوند و سطوح شوری روی فراسنجه‌های رشد در خیار (رقم خسیب)

Table 3. Effect of grafting and salinity levels on Growth parameters in cucumber (cv. Khasib)

Grafting combination	NaCl concentration (mM)	root fresh weight (g)	shoot fresh weight (g)	Shoot length (Cm)	Leaf area (Cm^2 $plant^{-1}$)	fruit yield (g $plant^{-1}$)
Ungrafted	Control	41.93 a	b 123.3	b 304.3	abc 13329	b 2882.7
	40	39.33 cd	c 117.3	de 260.3	a-d 12963	bc 2643
	60	25.67 fg	hi 77	h 198.6	ij 8787	e 1968.3
	80	13.59 h	j 57	i 164.3	k 6407	g 802.7
Cobalt	Control	31.26 d-g	a 134.3	a 325.3	abc 13238	a 3422
	40	32.8 d-g	e 100.6	ef 248.6	b-e 12569	b 2784.6
	60	31.93 d-g	g 87	g 225.6	fgh 10512	cd 2479.4
	80	28.73 efg	hi 76.3	h 193.3	gh 10274	ef 1717.7
Shintoza	Control	32.45 d-g	b 124.6	ab 320.3	a 14023	a 3607.4
	40	32.03 d-g	d 108.3	c 279.6	abc 13408	bc 2762
	60	29.47 efg	gh 81.3	fg 231	fgh 10429	cd 2477
	80	26.23 fg	hi 75.6	h 200.3	hi 9732	ef 1695.3
Routpower	Control	43.49 b	a 136.6	a 324	ab 13911	a 3336.7
	40	39.37 cd	d 108	cd 274.3	abc 13030	bc 2765
	60	38.93 cd	f 94	fg 239.6	efg 11569	d 2449
	80	33.93 def	i 74.6	h 192	j 8821	f 1654.5
Significance						
Grafting (G)		**	**	**	**	**
Salinity (S)		**	**	**	**	**
G×S		**	**	**	**	**

در هر ستون اعداد دارای حرف‌های مشترک در سطح ۵ درصد آزمون LSD اختلاف معنی‌داری ندارند.

ns، *، **: نبود اختلاف معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال ۵درصد و ۱ درصد.

Means within a column followed by the same letters are not significantly different at 0.01 probability level based on LSD test.

ns, *, **: Non-significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.

Archive of SID

www.SID.ir

نتیجه‌گیری

نتایج مقایسهٔ میانگین نشان داد، گیاهان پیوندی فعالیت نورساختی و هدایت روزنه‌ای بالاتر و میزان پراکسیداسیون لیپیدی کمتر (محتوای پایین‌تر مالون‌دآلدئید) دارند. همچنین فعالیت آنزیم‌های POD، CAT و PPO در گیاهان پیوندی بیشتر بوده که این امر سبب ظرفیت بالاتر این گیاهان در جهت حذف گونه‌های اکسیژن فعال و تحمل تنش است. بالاتر بودن وزن تر ریشه، ساقه، طول ساقه و سطح برگ در این گیاهان سبب افزایش عملکرد در شرایط بدون تنش و تنش شوری می‌شود. در پایان پیشنهاد می‌شود برای یافتن ارتباط قوی‌تر بین آنزیم‌های پاداکسنده و چگونگی عمل آن در شرایط تنش شوری و مقاومت به شوری، آنزیم‌های پاداکسندهٔ دیگر و تغییرپذیری فعالیت آن‌ها و نیز محتوای دیگر متابولیت‌های پاداکسنده بررسی و ارزیابی‌های جامع‌تری صورت گیرد.

REFERENCES

1. Aebi, H. (1984). [13] Catalase in vitro. *Methods in Enzymology*, 105, 121-126.
2. Ashraf, M. (2004). Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 199(5), 361-376.
3. Ayaz, F. A., Kadioglu, A. & Turgut, R. (2000). Water stress effects on the contentof low molecular weight carbohydrates and phenolic acids in *Ctenanthe setosa* (Rosc.) Eichler. *Canadian Journal of Plant Science*, 80, 373-378.
4. Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1-2), 248-254.
5. Cavalcanti, F. R., Lima, J. P. M. S., Ferreira-Silva, S. L., Viégas, R. A. & Silveira, J. A. G. (2007). Roots and leaves display contrasting oxidative response during salt stress and recovery in cowpea. *Journal of Plant Physiology*, 164(5), 591-600.
6. Chance, B. & Maehly, A. C. (1955). [136] Assay of catalases and peroxidases. *Methods in Enzymology*, 2, 764-775.
7. Chen, S. F., Yuelin, Z., Youliang, L. & Shijun, L. (2005). Effects of NaCl stress on activities of protective enzymes, contents of osmotic adjustment substances and photosynthetic characteristics in grafted tomato seedlings. *Acta Horticulturae Sinica*, 32(4), 609-613.
8. Colla, G., Rouphael, Y., Rea, E. & Cardarelli, M. (2012). Grafting cucumber plants enhance tolerance to sodium chloride and sulfate salinization. *Scientia Horticulturae*, 135, 177-185.
9. Davis, A. R., Perkins-Veazie, P., Sakata, Y., López-Galarza, S., Maroto, J. V., Lee, S. G. & Cohen, R. (2008). Cucurbit grafting. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 27(1), 50-74.
10. Demiral, T. & Türkan, I. (2005). Comparative lipid peroxidation, antioxidant defense systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 53(3), 247-257.
11. Dixit, V., Pandey, V. & Shyam, R. (2001). Differential antioxidative responses to cadmium in roots and leaves of pea (*Pisum sativum* L. cv. Azad). *Journal of Experimental Botany*, 52(358), 1101-1109.
12. El-Mashad, A. A. A. & Mohamed, H. I. (2012). Brassinolide alleviates salt stress and increases antioxidant activity of cowpea plants (*Vigna sinensis*). *Protoplasma*, 249(3), 625-635.
13. Fan, M., Bie, Z., Krumbein, A. & Schwarz, D. (2011). Salinity stress in tomatoes can be alleviated by grafting and potassium depending on the rootstock and K-concentration employed. *Scientia Horticulturae*, 130(3), 615-623.
14. Han, H. S. & Lee, K. D. (2005). Plant growth promoting rhizobacteria effect on antioxidant status, photosynthesis, mineral uptake and growth of lettuce under soil salinity. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 1(3), 210-215.
15. Harinasut, P., Poonsopa, D., Roengmongkol, K. & Charoensataporn, R. (2003). Salinity effects on antioxidant enzymes in mulberry cultivar. *Science Asia*, 29(10), 109-113.
16. He, Y., Zhu, Z., Yang, J., Ni, X. & Zhu, B. (2009). Grafting increases the salt tolerance of tomato by improvement of photosynthesis and enhancement of antioxidant enzymes activity. *Environmental and Experimental Botany*, 66(2), 270-278.
17. Huang, Y., Bie, Z., Liu, P., Niu, M., Zhen, A., Liu, Z. & Wang, B. (2013). Reciprocal grafting between cucumber and pumpkin demonstrates the roles of the rootstock in the determination of cucumber salt tolerance and sodium accumulation. *Scientia Horticulturae*, 149, 47-54.
18. Jiang, Q., Roche, D., Monaco, T. A. & Hole, D. (2006). Stomatal conductance is a key parameter to assess limitations to photosynthesis and growth potential in barley genotypes. *Plant Biology*, 8(04), 515-521.

www.SID.ir

19. Khayyat, M., Tehranifar, A., Davarynejad, G. H. & Sayyari-Zahan, M. H. (2014). Vegetative growth, compatible solute accumulation, ion partitioning and chlorophyll fluorescence of 'Malas-e-Saveh'and 'Shishe-Kab'pomegranates in response to salinity stress. *Photosynthetica*, 52(2), 301-312.
20. KholdBrin, B. & eslamZadh, I. (2001). *Mineral Nutrition of plants*. (2nd ed.). Publication of Shiraz University. 432p. (in Farsi)
21. Lee, S. H. & Blair, I. A. (2000). Characterization of 4-oxo-2-nonenal as a novel product of lipid peroxidation. *Chemical Research in Toxicology*, 13(8), 698-702.
22. Lee, J. M. & Oda, M. (2010). Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. *Horticultural Reviews, Volume* 28, 61-124.
23. Lin, J. Y. & Tang, C. Y. (2007). Determination of total phenolic and flavonoid contents in selected fruits and vegetables, as well as their stimulatory effects on mouse splenocyte proliferation. *Food Chemistry*, 101(1), 140-147.
24. Liu, Z. X., Bie, Z. L., Huang, Y., Zhen, A., Lei, B. & Zhang, H. Y. (2012). Grafting onto *Cucurbita moschata* rootstock alleviates salt stress in cucumber plants by delaying photoinhibition. *Photosynthetica*, 50(1), 152-160.
25. Mayer, A. M. & Harel, E. (1979). Polyphenol oxidases in plants. *Phytochemistry,* 18(2), 193-215.
26. Miller, G. A. D., Suzuki, N., Ciftci-yilmaz, A. N. & Mittler, R. O. N. (2010). Reactive oxygen species homeostasis and signaling during drought and salinity stresses. *Plant, Cell & Environment*, 33(4), 453-467.
27. Nakano, Y. & Asada, K. (1981). Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant and cell physiology*, 22(5), 867-880.
28. Orcutt, D. M. (2000). *The physiology of plants under stress: soil and biotic factors*. (pp.177-235.) John Wiley & Sons.
29. Parida, A. K. & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3), 324-349.
30. Romero, L., Belakbir, A., Ragala, L. & Ruiz, M. (1997). Response of plant yield and leaf pigments to saline conditions: Effectiveness of different rootstocks in melon plants (*Cucumis melo* L.). *Soil Science and Plant Nutrition*, 43(4), 855-862.
31. Rouphael, Y., Cardarelli, M., Rea, E. & Colla, G. (2008). Grafting of cucumber as a means to minimize copper toxicity. *Environmental and Experimental Botany*, 63(1), 49-58.
32. Roosta, H. R. & Karimi, H. R. (2012). Effects of alkali-stress on ungrafted and grafted cucumber plants: using two types of local squash as rootstock. *Journal of Plant Nutrition*, 35(12), 1843-1852
33. Sairam, R. K., Rao, K. V. & Srivastava, G. C. (2002). Differential response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *Plant Science*, 163(5), 1037-1046.
34. Shalata, A., Mittova, V., Volokita, M., Guy, M. & Tal, M. (2001). Response of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative Lycopersiconpennellii to salt-dependent oxidative stress: The root antioxidative system. *Physiologia Plantarum*, 112(4), 487-494.
35. Wei, G. P., Yang, L. F., Zhu, Y. L. & Chen, G. (2009). Changes in oxidative damage, antioxidant enzyme activities and polyamine contents in leaves of grafted and non-grafted eggplant seedlings under stress by excess of calcium nitrate. *Scientia Horticulturae*, 120(4), 443-451.
36. Xu, P. L., Guo, Y. K., Bai, J. G., Shang, L. & Wang, X. J. (2008). Effects of long-term chilling on ultrastructure and antioxidant activity in leaves of two cucumber cultivars under low light. *Physiologia Plantarum*, 132(4), 467-478.
37. Yetisir, H., Sari, N. &Yücel, S. (2003). Rootstock resistance to fusarium wilt and effect on watermelon fruit yield and quality. *Phytoparasitica*, 31(2), 163-169.
38. Zhen, A., Bie, Z., Huang, Y., Liu, Z. & Li, Q. (2010). Effects of scion and rootstock genotypes on the anti-oxidant defense systems of grafted cucumber seedlings under NaCl stress. *Soil Science & Plant Nutrition*, 56(2), 263-271.
39. Zhu, S. N., Guo, S. R., Zhang, G. H. & Li, J. (2008). Activities of antioxidant enzymes and photosynthetic characteristics in grafted watermelon seedlings under NaCl stress. *Acta Botanica Boreali-Occidentalia Sinica*, 28, 2285-2291.

www.SID.ir