نشریه دانش کشاورزی و تولید پایدار/ جلد ۲۷ شماره ۳/ پاییز ۱۳۹۶

بهبود تحمل به شوری در خیار به وسیله پیوند بر روی پایه کدو

اسمعیل مددخواه[۱*]، صاحبعلی بلندنظر[۲]، شاهین اوستان[۳]

تاریخ دریافت: ۹۵/۱۰/۱۷ تاریخ پذیرش: ۹۶/۲/۳۱

۱- دانشجوی دکتری سبزیکاری، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تبریز
۲- دانشیار، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تبریز
۳- دانشیار، گروه علوم خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تبریز
*مسئول مکاتبه: E-mail: mmadadkhah@gmail.com

چکیده

یکی از مشکلات تولید خیار در کشور، تنش ناشی از شوری گسترده در خاک و آب است. استفاده از پایه‌های کدو یک راه‌حل موثر در افزایش تحمل به شوری در خیار است. به منظور بررسی اثر پیوند روی پایه‌های شینتوزا، کبالت و روت‌پاور در شرایط شوری ٤٠، ٦٠ و ٨٠ میلی‌مولار حاصل از نمک NaCl بر عملکرد، رشد، کیفیت میوه، نشت یونی، سطح برگ، سطح ویژه برگ، شاخص SPAD، مقدار آب نسبی برگ و برخی ترکیبات معدنی و پرولین در خیار رقم خسیب، یک آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح پایه کاملاً تصادفی (CRD) با ۳ تکرار انجام گرفت. شوری با افزایش ماده خشک و مواد جامد محلول باعث بهبود کیفیت میوه گیاهان پیوندی و غیرپیوندی شد. درصد کاهش عملکرد و زیست‌توده در هر سه تیمار شوری به طور معنی‌داری در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیر پیوندی پایین‌تر بود. گیاهان پیوندی تحت تنش دارای عملکرد میوه، رشد، سطح برگ، مقدار آب نسبی برگ، محتوای کلروفیل (شاخص SPAD) بیشتر، وضعیت تغذیه‌ای بهتر در بافت ریشه و برگ، غلظت پرولین بالاتر و نشت الکترولیت کمتر در مقایسه با گیاهان غیر پیوندی بودند. این نتایج نشان داد که پایه‌ها ظرفیت بالایی برای دفع و نگهداری سدیم داشته و در نتیجه باعث کاهش انتقال سدیم به ساقه و افزایش تحمل به شوری در خیار می‌شوند.

واژه‌های کلیدی: پیوند، تحمل به شوری، تنش شوری، خیار، شاخص‌های رشد

Improving Cucumber Salt Tolerance by Grafting on Cucurbit Rootstock

Esmaeil Madadkhah[1]*, Sahebali Bolandnazar[2], Shahin Oustan[3]

Received: January 6, 2017 Accepted: May 21, 2017
1- PhD Student, Dept. of Horticulture, Faculty of Agriculture, University of Tabriz, Iran.
2-Assoc. Prof., Dept. of Horticulture, Faculty of Agriculture, University of Tabriz, Iran.
3-Assoc. Prof., Dept. of Soil Sciences, Faculty of Agriculture, University of Tabriz, Iran.
*Corresponding Author Email: mmadadkhah@gmail.com

Abstract

Soil and water salinity is one of the stresses that have limited cucumber production in Iran. The use of cucurbit rootstocks is a valid strategy in increasing cucumber salt tolerance. In order to investigate the effect of the grafting on Shintoza, Cobalt, and Root power rootstocks in salinity condition (40, 60 and 80 mM NaCl) on yield, growth, fruit quality, electrolyte leakage, leaf area, specific leaf area (SLA), SPAD index, leaf relative water content (LRWC), mineral composition, and proline of cucumber plants (cv. Khasib), an factorial experiment was carried out based on completely randomized design (CRD) with three replications. Salinity improved fruit quality in both grafted and ungrafted plants by increasing fruit dry matter and total soluble solids content. Moreover, at the three salt treatments the percentage of yield and biomass reduction was significantly lower in the grafted plants in comparison to ungrafted plants. Grafted cucumber plants exposed to NaCl were capable of maintaining higher fruit yield, plant growth, leaf area, leaf relative water content (LRWC), higher chlorophyll content (SPAD index), a better nutritional status in the root and leaf tissues and higher proline concentration and less electrolytic leakage in comparison with ungrafted ones. These results suggest that rootstocks have a higher capacity for Na^+ exclusion and retention, which resulted in reduced Na^+ transport to the shoot and increased the salt tolerance of cucumber.

Keywords: Cucumber, Grafting, Growth Indices, Salinity Stress, Salt Tolerance

مقدمه

خیار (*Cucmis sativus* L.) گیاهی یکساله و از تیره کدوئیان است. طبق آمار سازمان خوار و بار جهانی (فائو)[۱] در سال ۲۰۱۵ ایران با تولید یک میلیون و پانصد و شصت هزار تن پس از چین و ترکیه سومین کشور تولید کننده خیار در جهان بود. بر طبق آمارنامه کشاورزی ۱۳۹۳خیار با ۱۹,٦ درصد رتبه سوم سطح محصولات جالیزی کشور را دارا می‌باشد و همچنین با ۱٦,۹ درصد بعد از هندوانه رتبه دوم میزان تولید محصولات جالیزی را دارد.

تنش شوری مهمترین فاکتور محدود کننده رشد و تولید گیاهان در مناطق خشک و نیمه خشک است (پاریدا و داس ۲۰۰۵). شوری خاک یا آب یکی از تنش-های غیر زنده مهم است که باعث کاهش رشد و بهره‌وری

۱ -FAO

محصول در سراسر جهان می‌شود، در حالی که ۲۳ درصد از زمین‌های کشاورزی (حدود ۱۵۰۰ میلیون هکتار) تحت تاثیر شوری خاک قرار گرفته‌اند، حدود ۵ درصد (۷۷ میلیون هکتار) به زمین‌های شور تبدیل شده‌اند. اکثر مناطق ایران در اقلیم خشک و نیمه‌خشک قرار دارند که رشد و نمو گیاهان را با محدودیت خشکی و شوری مواجه می‌کند. معمولاً در این مناطق شوری آب نیز بالاست که این امر، موجب آسیب بیشتر می‌شود. به دلیل کمبود ذخایر آبی و نامساعد بودن شرایط آب و هوایی، بخش عمده سطح کشور از اراضی شور و نیمه شور تشکیل شده است (خلدبرین و اسلام‌زاده ۲۰۰۱).

تنش شوری با اثرات اسمزی، تغذیه‌ای و سمی باعث ممانعت از رشد بسیاری از گونه‌های گیاهی می‌شود. تجمع نمک در منطقه ریشه باعث گسترش تنش اسمزی، اختلال در توازن یونی سلول از طریق ممانعت جذب عناصر غذایی ضروری نظیر K^+، Ca^{2+}، NO_3^- و تجمع Na^+ و Cl^- تا سطوح سمی در داخل سلول‌ها (اثر ویژه یونی[۱]) می‌گردد (اشرف ۲۰۰٤؛ راس و همکاران ۲۰۰٤). این تنش‌های اولیه سبب تولید انواع اکسیژن فعال (ROS[۲]) (مونز و تستر ۲۰۰۸)، تغییرات هورمونی، تغییر در متابولیسم هیدرات‌های کربن (چاوز و همکاران ۲۰۰۹)، کاهش فعالیت آنزیم‌های اختصاصی و اختلال در فتوسنتز می‌گردند (هان و لی ۲۰۰۵).

به دلیل نیاز روزافزون برای تولید غذا و گسترش فزاینده خاک‌های تحت تاثیر شوری، تحقیق در مورد واکنش‌های گیاهان به تنش شوری در دهه‌های اخیر به سرعت در حال گسترش بوده است (تستر و داونپورت ۲۰۰۳). تلاش‌های زیادی برای بهبود تحمل به شوری در محصولات، توسط برنامه‌های اصلاحی انجام شده است. با این حال، موفقیت تجاری بسیار محدود است. این امر به دلیل پیچیدگی صفت تحمل به شوری از لحاظ ژنتیکی و فیزیولوژیکی است (فلور ۲۰۰٤). در حال حاضر، تلاش عمده برای انتقال ژن از گیاهان مقاوم به گیاهان حساس به منظور بالا بردن تحمل است. علی‌رغم پیچیدگی این صفت، انتقال چند ژن مقاوم باعث بهبود تحمل به شوری با بیان برخی از ژن‌های دخیل در کنترل جذب و انتقال سدیم شده است (راس وهمکاران ۲۰۰۱؛ زانگ و بلوم‌والد ۲۰۰۱). همچنین برخی از شیوه‌های ارائه شده، مانند استفاده از کودهای شیمیایی در سطوح مطلوب، آب شیرین آبیاری، استفاده از اصلاح شیمیایی و یا نمک‌شویی به لایه‌های عمیق‌تر خاک، به سختی قابل اجرا است (کوآرترو و همکاران ۲۰۰٦).

با توجه به محدود بودن زمین‌های زراعی و تقاضای بالا برای سبزی‌های خارج از فصل تیره کدوییان، کشت آنها به طور مداوم تحت شرایط نامطلوب در برخی از کشورها صورت می‌گیرد. کشت‌های مداوم سبب افزایش شوری، بروز آفات و بیماری‌های خاکزاد می‌گردد. پیوند می‌تواند بر بسیاری از این مشکلات غلبه کند. در واقع، در بسیاری از نقاط جهان، پیوند یک فن مرسوم در سیستم‌های کشت پیوسته است (دیویس و همکاران ۲۰۰۸). پیوند یک روش سازگار با محیط زیست برای جلوگیری از کاهش عملکرد و زیان‌های ناشی از تنش شوری در ژنوتیپ‌های پر محصول متعلق به تیره Solanaceae و Cucurbitaceae می‌باشد (زو و همکاران ۲۰۰۸آ؛ هی و همکاران ۲۰۰۹؛ هانگ و همکاران ۲۰۰۹).

علاوه بر مزایای گسترده پیوند از جمله افزایش قدرت گیاه از طریق افزایش جذب مواد غذایی خاک، تحمل به بیماری و بازدهی بالای محصول، پیوند همچنین در کاهش تلفات محصول ناشی از شرایط محیطی مانند درجه حرارت کم و شوری خاک نیز بسیار موثر است (دیویس و همکاران ۲۰۰۸). سانتاکروز و همکاران (۲۰۰۱)، گزارش کردند که با پیوند گوجه‌فرنگی رقم (Moneymaker) حساس به شوری، بر روی پایه Pera و آبیاری با آب حاوی ۵۰ میلی‌مولار NaCl، افزایش در رشد و عملکرد گیاهان پیوندی در مقایسه با گیاهان غیرپیوندی مشاهده شد. در شرایط شوری، پیوند خربزه

۱ –Specific ion effect

۲ -Reactive Oxygen Species

بر روی پایه هیبرید بین گونه‌ای کدو (*Cucurbita maxima* Duch.× *Cucurbita moschata* Duch) تحمل بیشتر و بازده عملکرد بالاتری را در گیاهان پیوندی نسبت به غیر پیوندی نشان داد. افزایش جذب آب و مواد مغذی در پایه‌های قوی‌تر، افزایش تولید هورمون‌ها و افزایش قدرت پیوندک علت بیشتر شدن عملکرد می‌باشد (لئونی و همکاران ۱۹۹۰). پایه‌ها می‌توانند تجمع یون‌های کلر و سدیم را در برگ‌های خربزه کاهش دهند. دلیل احتمالی آن می‌تواند در اثر ممانعت یا کاهش جذب یون کلر توسط ریشه‌ها و جایگزین شدن یون پتاسیم بجای یون سدیم در برگ‌ها باشد (رومرو و همکاران ۱۹۹۷). یانگ و همکاران (۲۰۰٦) نشان دادند که در شرایط تنش شوری، گیاهان پیوندی خیار نسبت به گیاهان غیرپیوندی دارای فتوسنتز خالص، هدایت روزنه‌ای و غلظت CO_2 داخلی بیشتری هستند. گیاهان پیوندی خیار تحت تنش شوری با Na_2SO_4 قادر به حفظ نرخ بالاتر اسیمیلاسیون، محتوای کلروفیل و وضعیت تغذیه‌ای بهتر (پتاسیم، کلسیم و منیزیم بالاتر و سدیم پایین‌تر) در بافت‌ها، در مقایسه با گیاهان غیر پیوندی بودند (کلا و همکاران ۲۰۱۲). در تنش شوری، کاهش اسیمیلاسیون خالص CO_2 و کاهش تبادل گازی برگ‌ها، مرتبط به افزایش غلظت سدیم در برگ است که این کاهش تبادل گازی در هندوانه و خربزه پیوندی در مقایسه با گیاهان غیر پیوندی کمتر بود (مارتینز و همکاران ۲۰۰٤). مسمومیت شوری منجر به از دست دادن مقدار قابل توجهی در محتوای کلروفیل (شاخصSPAD) به خصوص درگیاهان غیرپیوندی می‌شود، در تنش شوری ٦۰ میلی-مولار NaCl، شاخص SPAD و سطح برگ در گیاهان پیوندی خیار به طور قابل توجهی بالاتر از گیاهان غیرپیوندی بود (کلا و همکاران ۲۰۱۲).

هدف از این مطالعه بررسی تحمل خیار پیوندی از نظر عملکرد، رشد، کیفیت میوه، نشت الکترولیت، محتوای نسبی آب، شاخص SPAD، مقدار کاروتنوئید، ترکیب مواد معدنی و مقدار پرولین به سطوح مختلف تنش شوری NaCl بود.

مواد و روش‌ها

آزمایش به صورت فاکتوریل با دو فاکتور پیوند (روی سه پایه و گیاه غیرپیوندی) و شوری (یک سطح شاهد محلول ½ هوگلند و سه سطح شوری کلرید سدیم ٤۰، ٦۰ و ۸۰ میلی‌مولار) در قالب طرح پایه کاملاً تصادفی (CRD) در سه تکرار در دانشکده کشاورزی دانشگاه تبریز انجام شد.

کاشت بذور پایه و پیوندک و انجام پیوند

رقم خیار گلخانه‌ای خسیب (Khassib RZ 22-75 RZ F1) از شرکت Rijk Zwaan به عنوان پیوندک و پایه‌های شینتوزا[1] هیبرید (*C. maxima* × *C. moschata*) از شرکت Nongwoo Bio کره جنوبی، کبالت[2] (*Cucurbita maxima*) از شرکت Rijk Zwaan هلند و روت‌پاور[3] (*Cucurbita pepo*) از شرکت Sakata ژاپن مورد استفاده قرار گرفت. برای کاشت بذور پایه از سینی‌های ٤۹ حفره‌ای و برای بذور پیوندک از سینی‌های ۷۰ حفره‌ای استفاده شد و بستر کاشت مورد استفاده شامل پیت و پرلیت به نسبت ۱ به ۱ بود. بذور پیوندک ٥ روز زودتر از پایه کشت شد. بعد از کامل شدن عملیات کاشت بذور و آبیاری، سینی‌های نشاء به گلخانه با نور کافی و طبیعی ۷۰۰۰۰ لوکس، دمای ۲۸-۲٥ درجه سانتیگراد (روز) و ۲۰-۱۷ درجه سانتیگراد (شب) منتقل و جهت تغذیه نشاءها از محلول غذایی ½ هوگلند استفاده شد.

عمل پیوند در مرحله یک برگ حقیقی با استفاده از روش پیوند نیمانیم تغییر یافته، بعلت سازگاری بالا و آسانی این روش انجام گرفت. گیاهچه‌های پیوند شده

1 -Shintoza
2 - Cobalt
3 - Routpower

بعد از پیوند به اتاقک پیوند با رطوبت نسبی ۹۵٪ در ۳ روز اول فرآیند گیرایی، ۸۵٪ سه روز دوم و ۷۰٪ سه روز سوم و دمای ۲ ± ۲۸ درجه سانتیگراد منتقل شدند. در ۳ روز اول اتاقک تاریک و سپس نوردهی به تدریج تا روز نهم انجام گرفت (لی و ادا ۲۰۰۳). پس از گذشت ۱۰ روز از زمان پیوند، گیاهچه‌های پیوندی از اتاقک پیوند خارج و به گلدان‌های ۱۰ لیتری با بستر پیت و پرلیت به نسبت ۱ به ۱ انتقال داده و به گلخانه‌ای با نور کافی و طبیعی و دمای ۲۸-۲۵ درجه سانتیگراد (روز) و ۲۰-۱۷ درجه سانتیگراد (شب) منتقل شدند. اعمال تیمار شوری ۵ روز پس از انتقال نهال‌ها به محل اصلی خود در گلخانه و ایجاد سازگاری با محیط آغاز شد. تیمارها به صورت شاهد با محلول ½ هوگلند با EC ۱۵ میلی‌مولار و تیمار شوری ۴۰، ۶۰ و ۸۰ میلی‌مولار (با اضافه کردن NaCl به محلول شاهد) انجام گرفت. برخی از صفات رویشی ترکیبات پایه-پیوندک در محیط گخانه و مابقی همراه با خصوصیات فیزیولوژیکی در آزمایشگاه اندازه‌گیری شدند.

اندازه‌گیری صفات رشد

در پایان آزمایش، گیاهان از سطح بستر کف بر شده و ارتفاع گیاه از سطح بستر تا جوانه انتهایی اندازه-گیری شد و به عنوان ارتفاع بوته مورد ارزیابی قرار گرفت. همچنین تعداد گره‌ها نیز برای بدست آورن تعداد برگ کل گیاه شمارش گردید.

وزن تر و درصد وزن خشک ساقه، برگ، میوه، ریشه

بعد از اندازه گیری وزن تر، نمونه‌ها درون آون در دمای ۸۵ درجه سانتیگراد به مدت ۴۸ ساعت قرار گرفته و سپس وزن خشک آنها اندازه‌گیری و درصد ماده خشک محاسبه شد:

۱۰۰ × (وزن تر / وزن خشک) = درصد ماده خشک

همچنین برای اندازه‌گیری صفات کمی در هر مرحله برداشت میوه، تعداد و وزن میوه در هر بوته به طور دقیق محاسبه شد.

صفات کیفی میوه

اندازه‌گیری اسیدیته آب میوه (TA[1]) به روش تیتراسیون با NaOH ۰/۱ مولار تا رسیدن pH به ۸/۱ انجام شد و نتایج به صورت درصد اسید سیتریک در آب میوه بیان شد (رافائل و همکاران ۲۰۰۸). عصاره صاف شده آب میوه برای سنجش مواد جامد محلول (TSS[2]) و EC استفاده شد. میزان مواد جامد محلول میوه‌ها با استفاده از دستگاه رفراکتومتر دیجیتالی (Atago Co. Tokyo, Japan) و EC نیز با استفاده از ECمتر اندازه-گیری شد.

درصد نشت الکترولیت برگ[3]

برای این منظور ۴۰ روز پس از اعمال تیمارها ۰/۳ گرم از برگ‌های جوان در ابعاد ۱ سانتی‌متر نمونه‌برداری شده و پس از ۳ بار شستن در فالکون‌هایی حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر دو بار تقطیر قرار داده شدند. فالکون-ها در دمای اتاق (۲۵° C) به مدت ۲۴ ساعت بر روی شیکر با دور ۱۰۰rpm قرار داده شدند. سپس هدایت الکتریکی اولیه (EC_1) اندازه‌گیری شد. در مرحله بعد نمونه‌ها به مدت ۲۰ دقیقه در دمای ۱۲۰ درجه سانتیگراد اتوکلاو شده و پس از سرد شدن و رسیدن به دمای محیط هدایت الکتریکی ثانویه (EC_2) اندازه‌گیری شد (لوتس و همکاران ۱۹۹۵). در نهایت درصد نشت الکترولیت برگ از طریق رابطه زیر محاسبه شد:

$$EL(\%) = EC1/EC2 \times 100$$

اندازه‌گیری محتوی نسبی آب برگ[4]

برای اندازه‌گیری میزان محتوی نسبی آب برگ، از هر گیاه یک برگ کامل از وسط ساقه انتخاب شده و ۶

[1]- Titratable acidity
[2] - Total soluble solids
[3] -Leaf electrolyte leakage percentage
[4] -Leaf relative water content (LRWC)

دیسک برگی به قطر ۱ سانتی‌متر تهیه شد. پس از اندازه-گیری وزن تر (FW)، دیسک‌ها در داخل آب مقطر به مدت چهار ساعت در داخل یخچال نگهداری و سپس وزن آماس شده (اشباع شده) آنها اندازه گیری شد (TW). سپس نمونه ها به مدت ٤٨ ساعت در دمای ۷۰ درجه سانتیگراد در داخل آون خشک شده و وزن خشک (DW) آنها اندازه‌گیری شد. میزان محتوی نسبی آب برگ از رابطه زیر محاسبه شد (اسمارت و بینگهام ۱۹۷٤).

$$LRWC\% = [(FW-DW)/(TW-DW)] \times 100$$

سطح برگ و سطح ویژه برگ (SLA[1])

با استفاده از دستگاه سطح‌سنج برگ (LI COR, model Li-1300 Lincoln, USA) سطح برگ بر اساس سانتی‌متر مربع اندازه‌گیری شد. سطح ویژه برگ نیز از طریق رابطه زیر محاسبه شد.

$$SLA = LA/DWt$$

SLA= سطح ویژه برگ (سانتیمتر مربع بر گرم) LA= سطح برگ (سانتی متر مربع) DVT= وزن خشک برگ (گرم)

اندازه گیری میزان کاروتنوئید

برای سنجش میزان کارتنوئید با استفاده از روش لیچتندر (۱۹۸۷) ۰/۵گرم برگ توزین شد. سپس در هاون چینی با ۱۰میلی لیتر استون ٪۸۰ ساییده و پس از صاف کردن به فالکون منتقل و به مدت ۱۰ دقیقه با دور ۵۰۰۰ در دقیقه سانتریفوژ شد. با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر UV-VIS مدل 7220G جذب در طول موج‌های٦٦٣، ٦٤٧ و ٤٧٠ نانومتر اندازه‌گیری شد. میزان کارتنوئیدها بر حسب میلی-گرم بر گرم وزن تر به‌ترتیب از طریق روابط زیر محاسبه شدند.

$$a = ۱۲,۲۵A_{٦٦٣} - ۲,۷۹A_{٦٤٧} \qquad b = ۲۱,۵A_{٦٤٧} - ۵,۱A_{٦٦٣}$$

$$\text{میزان کارتنوئیدها} = (۱۰۰۰A_{٤٧٠} - ۱,۸۲a - ۸۵,۰۲b)/۱۹۸$$

محتوای کلروفیل

(شاخص SPAD) برگ

محتوای کلروفیل برگ با استفاده از دستگاه کلروفیل سنج ٤٥ روز پس از اعمال تیمار شوری اندازه-گیری شد. این دستگاه بدون تخریب برگ، معیاری از میزان کلروفیل برگ را به صورت یک عدد نشان می‌دهد.

اندازه گیری پتاسیم و سدیم برگ و ریشه

مقدار یک گرم ماده خشک گیاهی به همراه ۱۰ میلی‌لیتر اسید نیتریک غلیظ(٦٥ ٪) به اجاق هضم منتقل و عمل هضم انجام گرفت. با استفاده از کاغذ صافی عصاره صاف گردید و سپس با آب مقطر به حجم ۱۰۰ میلی لیتر رسانده شد. مقدار ۰/۵ میلی لیتر از این عصاره هضم را با ٤/٥ میلی لیتر آب مقطر رقیق و سپس به دستگاه فلایم‌فتومتر تزریق شد. عدد حاصل یادداشت و توسط منحنی استاندارد مقدار پتاسیم و سدیم به صورت میلی‌گرم در لیتر به‌دست آمد (اندرس و لمان ۲۰۱۲).

اندازه‌گیری مقدار پرولین

به منظور اندازه‌گیری مقدار پرولین برگ و ریشه ٤٥ روز بعد از اعمال تنش شوری، ۰/۱ گرم ماده گیاهی در ۱/۵ میلی لیتر اسید سولفوسالیسیلک ۳ درصد هموژنیزه و سپس سانتریفیوژ شد. ۸۰۰ مایکرولیتر از ماده رویی حاصل با همان مقدار نین‌هیدرین و اسید استیک به مدت ۱ ساعت در داخل حمام آب گرم در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و پس از یک ساعت نمونه‌ها به سرعت به حمام یخ انتقال یافتند. پس از سرد شدن نمونه‌ها ۲ میلی‌لیتر تولوئن به ترکیب واکنش اضافه شد و سپس به مدت ۲۰ ثانیه ورتکس و بعد از ۱۰ دقیقه میزان جذب در طول موج ۵۲۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت گردید. (بیتس و همکاران ۱۹۷۳).

1 - Specific leaf area

نتایج و بحث

نتایج نشان داد که کلیه صفات اندازه‌گیری شده در سطوح مختلف شوری و بین گیاهان پیوندی و غیر پیوندی دارای اختلاف معنی‌داری بودند. اثر متقابل برای صفات پتاسیم ریشه، TSS و نشت الکترولیت معنی‌دار نبود.

زیست توده[1] گیاهی

نتایج نشان داد که اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر وزن خشک برگ، وزن تر و خشک ریشه معنی‌دار بود. در گیاهان پیوندی و غیر پیوندی وزن خشک برگ با افزایش شوری کاهش پیدا کرد. بیشترین میزان وزن خشک برگ مربوط به پایه کبالت در تیمار شاهد و کمترین آن مربوط به گیاهان غیر پیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار بود (جدول ۱). در گیاهان پیوندی بین تیمارهای ٤۰ و ٦۰ میلی‌مولار اختلاف معنی-داری دیده نشد که نشاندهنده سطح تحمل برابر این پایه-ها در این سطوح شوری است. بیشترین وزن تر ریشه مربوط به گیاهان غیرپیوندی بدون تیمار شوری و کمترین آن نیز مربوط به گیاهان غیر پیوندی با تیمار ۸۰ میلی‌مولار NaCl بود. همچنین بیشترین و کمترین درصد وزن خشک ریشه مربوط یه گیاهان غیرپیوندی به ترتیب در سطوح شوری ٤۰ و ۸۰ میلی‌مولار مشاهده شد (جدول ۱) .

یتیسیر و ساری (۲۰۰٤) گزارش نمودند که از ۱۱ پایه مورد آزمایش برای هندوانه، تمام گیاهان پیوندی بیوماس بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی تولید کردند. پاسخ منفی وزن خشک گیاه به افزایش تنش شوری حاصل کاهش سطح برگ، جذب کمتر نور و در نتیجه کاهش فتوسنتز می‌باشد. رقابت سدیم با پتاسیم، و کلر با نیترات باعث اختلال در جذب عناصر غذایی می-شود. در نتیجه گیاه با صرف انرژی بیشتر برای تولید مواد آلی خود، انرژی لازم برای مقابله با تنش شوری را از دست داده و کارآیی ریشه با کاهش مواجه شده و نهایتا رشد اندام هوایی کاهش یافته و در نهایت وزن خشک برگ و اندام هوایی با کاهش مواجه می‌شود (میرمحمدی‌میبدی و قره‌یاضی ۲۰۰۲). بسیاری از محققین کاهش رشد گیاهان در اثر افزایش شوری را به علت تجمع مواد حدواسط سمی و اختلال در فعالیت‌های فتوسنتزی می‌دانند (بروگنولی و لوتری ۱۹۹۱).

اثر اصلی پایه و شوری بر وزن تر و خشک ساقه و طول ساقه معنی‌دار بود. بیشترین وزن تر ساقه در گیاهان پیوند شده روی پایه روت‌پاور در تیمار شاهد و کمترین آن در گیاهان غیر پیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار مشاهده شد. بالاترین وزن خشک ساقه نیز در پایه کبالت و در تیمار ٤۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاه غیرپیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار بود (جدول ۱). گورتا و همکاران (۲۰۰۸) گزارش کردند که در شرایط شوری زمانی که هندوانه Fantasy بر روی پایه Strong Tosa پیوند زده شد، کاهش وزن ساقه و سطح برگ نسبت به گیاهان غیر پیوندی کمتر بود.

در صفت طول ساقه، گیاهان پیوندی در تیمارهای مختلف بیشترین طول را نسبت به گیاهان غیر پیوندی نشان دادند (جدول ۱). بیشترین طول ساقه در پایه کبالت در تیمار شاهد ۳۲۵/۳۳ سانتی‌متر و کمترین آن در گیاهان غیر پیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار ۱٦٤/۳۳ سانتی‌متر بود.

[1] -Biomass

جدول ۱- مقایسه میانگین صفات مورد ارزیابی در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی خیار خسیب تحت سطوح مختلف شوری NaCl

پایه	غلظت NaCl (میلی مولار)	٪وزن خشک برگ	وزن تر ریشه (گرم)	% وزن خشک ریشه	وزن تر ساقه (گرم)	% وزن خشک ساقه	طول ساقه (سانتی‌متر)	تعداد گره
غیرپیوندی	۱۵	۲۰ ab	٤٤/٩٣a	٩/٤٤ ab	١٢٣/٣ b	١١/٧٤ abc	٣٠٤/٣ b	٣٩/٦٦ ab
	٤٠	١٤/٥٤ ef	٣٩/٣٣cd	١٠/٠٨ a	١١٧/٣ c	٩/٢٢ de	٢٦٠/٣ de	٣٧/٣٣ abc
	٦٠	١٢/٥٦ gh	٢٥/٦٧fg	٩/١ a-d	٧٧ hi	٨/٤٢ ef	١٩٨/٦ h	٣٣ d
	٨٠	١١/٥٤ i	١٣/٥٩h	٣/٩٤ g	٥٧ j	٧/٦ f	١٦٤/٣ i	٢٨ e
Cobalt	١٥	٢١/٢٣ a	٣١/٢٦d-g	٧/٧٧ ef	١٣٤/٣ a	١١/٨٢ abc	٣٢٥/٣ a	٣٩/٣٣ ab
	٤٠	١٧/٤٢ d	٣٢/٨d-g	٧/٣ f	١٠٠/٦ e	١٢/٧ a	٢٤٨/٦ ef	٣٧/٦٦ abc
	٦٠	١٧/١٤ d	٣١/٩٣d-g	٨/٣ b-f	٨٧ g	١٢/٣٦ ab	٢٢٥/٦٦ g	٣٧ abc
	٨٠	١٤/٣٧ ef	٢٨/٧٣efg	٧/٩ ef	٧٦/٣ hi	١٢/٠٢ abc	١٩٣/٣ h	٣٤ d
Shintoza	١٥	١٩/٤٧ bc	٣٢/٤٥d-g	٩/٢٦ abc	١٢٤/٦ b	١٢/٥٥ a	٣٢٠/٣ ab	٤٠ a
	٤٠	١٧/٦٦ d	٣٢/٠٣d-g	٨/٤٩ b-f	١٠٨/٣ d	١٢/٣٤ ab	٢٧٩/٦ c	٣٩ ab
	٦٠	١٧/٥٧ d	٢٩/٤٧efg	٨/٣٢ b-f	٨١/٣ gh	١١/٥٨ abc	٢٣١ fg	٣٧/٣٣ abc
	٨٠	١٣/١٧ fg	٢٦/٢٣fg	٧/٩٣ def	٧٥/٦ hi	١١/٢٤ bc	٢٠٠/٣٣ h	٣٥/٣٣ cd
Routpower	١٥	٢٠/٦٢ ab	٤٣/٤٩b	٨/٥٢ b-e	١٣٦/٦ a	١١/٧ abc	٣٢٤ a	٤٠ a
	٤٠	١٨/٣ cd	٣٩/٣٧cd	٧/٥ ef	١٠٨ d	١٢/٠٥ abc	٢٧٤/٣ cd	٣٩ ab
	٦٠	١٧/١٨ d	٣٨/٩٣cd	٨/٢٣ c-f	٩٤ f	١٢/٠٦ ab	٢٣٩/٦ fg	٣٧/٦٦ abc
	٨٠	١٤/٢ ef	٣٣/٩٣def	٧/٩٢ ef	٧٤/٦ i	١٠/٩١ c	١٩٢ h	٣٥/٦٦ cd
معنی‌داری								
پایه		**	**	*	**	**	**	**
شوری		**	**	**	**	**	**	**
پایه × شوری		**	**	**	**	**	**	*

*، ** به ترتیب اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ٥٪ و ١ ٪ می باشد.

شوری با کاهش تقسیم و طویل شدن سلولی باعث کاهش ارتفاع گیاه می‌گردد (میرمحمدی میبدی و قره‌یاضی ۲۰۰۲). بدیهی است که کاهش طول ساقه باعث کاهش وزن آن و به تبع آن کاهش ماده خشک می‌شود. یکی دیگر از دلایل کاهش تجمع ماده خشک در گیاه تحت تنش شوری، کاهش غلظت کلروفیل و در نتیجه کاهش ساخت مواد فتوسنتزی لازم جهت رشد می‌باشد (رحیمی و همکاران ۲۰۱۰). هانگ و همکاران (۲۰۱۳)، با پیوند متقابل بین خیار و کدو تنبل 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 زمانی که گیاهان به مدت ۱۰ روز در معرض ۹۱ میلی مولار NaCl بودند، رشد ساقه در خیار پیوند شده بر روی پایه کدو تنبل (۲۹٪) و در خیار خودپیوندی (۵۸٪) کاهش یافت.

بر طبق نتایج به‌دست آمده اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر تعداد گره معنی‌دار بود. بیشترین تعداد گره در گیاهان پیوندی و در پایه شینتوزا و روت‌پاور (٤٠ گره) مشاهده شد و کمترین آن نیز در گیاهان غیرپیوندی (۲۸ گره) در تیمار ۸۰ میلی‌مولار NaCl بود (جدول ۱). در تیمار شاهد اختلاف زیادی بین گیاهان پیوندی و غیرپیوندی در تعداد گره ساقه وجود

نداشت اما در سطوح شوری بالا گیاهان پیوندی تعداد برگ بیشتری تولید کردند که یکی دیگر از دلایل بیشتر شدن تحمل و بالاتر بودن عملکرد در گیاهان پیوندی تحت تنش شوری می‌باشد. مطالعه‌ای توسط ادلستین و همکاران (۲۰۰٤) نشان داد که تعداد برگ، طول ساقه و وزن تر گیاهان خربزه با پیوند روی ۲۲ پایه مختلف از جنس *Cucurbita* spp.، افزایش می یابد و پایه ها روی تعداد گره ها و شاخه های فرعی تاثیر می گذارند.

سطح برگ و سطح ویژه برگ (SLA)

در صفت سطح برگ و سطح ویژه برگ بین ترکیب پیوندی و غیر پیوندی و همچنین سطوح مختلف تغذیه‌ای تفاوت معنی داری وجود داشت. بیشترین سطح برگ مربوط به پایه شینتوزا در تیمار شاهد و کمترین آن نیز مربوط به گیاهان غیر پیوندی در تیمار شوری ۸۰ میلی مولار است. بیشترین SLA نیز مربوط به گیاهان غیرپیوندی در سطح شوری ٦۰ میلی‌مولار و کمترین آن مربوط به پایه کبالت در تیمار شاهد است (جدول ۲). در تنش شوری کاهش سطح برگ برای خربزه، هندوانه، کدوی زوخینی گزارش شده است که ممکن است در نتیجه کاهش نرخ فتوسنتز باشد (کلا و همکاران ۲۰۱۲). افت سطح برگ سبب کاهش جذب نور و کاهش تولید ماده خشک جدید شده و رشد گیاه را کاهش می‌دهد. رافائل و همکاران (۲۰۰۸) گزارش کردند که در شرایط تنش سمیت مس زمانی که خیار Akito بر روی پایه شینتوزا پیوند زده شد مقدار سطح برگ در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود ولی میزان SLA درگیاهان پیوندی کمتر بود. SLA بالاتر در گیاهان غیر پیوندی در مقایسه با گیاهان پیوندی به علت تفاوت در ضخامت برگ یا ترکیب بافت برگ است. تراکم بافت در برگ، با لیگنین و یا دیگر ترکیبات ثانویه بیشتر خواهد شد و در نتیجه SLA کمتر خواهد داشت. بنابراین در گیاهان پیوندی میزان ترکیبات ثانویه و لیگنین بیشتر می‌باشد. سطح برگ بالاتر در شرایط تنش باعث افزایش جذب نور، در نتیجه فتوسنتز بیشتر و افزایش عملکرد در گیاهان پیوندی می‌شود.

عملکرد و تعداد میوه

اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر عملکرد و تعداد میوه معنی‌دار بود. در گیاهان پیوندی و غیر پیوندی عملکرد و تعداد میوه در پاسخ به افزایش شوری کاهش پیدا کرد (جدول ۲). این کاهش عملکرد در گیاهان پیوندی کمتر از گیاهان غیر پیوندی بود. کمترین عملکرد و تعداد میوه در گیاهان غیرپیوندی در سطح شوری ۸۰ mM به میزان ۸۰۲ گرم و ۱۰ میوه و بیشترین عملکرد و تعداد میوه مربوط به پایه شینتوزا با میانگین ۳٦۰۷/٤ گرم و ۳۷/۳۳ میوه بود. در تیمار شوری mM ۸۰ نیز بیشترین عملکرد مربوط به پایه کبالت با میانگین ۱۷۱۷/۷ گرم و ۲۰/۳۳ میوه بود. لیو و همکاران (۲۰۰٤) با پیوند هندوانه روی پایه‌های مقاوم به شوری *Cucurbita moschata* تحت شرایط شوری نشان دادند که گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی از رشد، عملکرد و کیفیت میوه بالایی برخوردار بودند. گزارش-های متعددی نشان داده که پیوند از طریق ایجاد مقاومت به بیماری‌های خاک‌زاد، تنش غیر زنده، سیستم قوی ریشه و افزایش فتوسنتز منجر به افزایش در عملکرد می-شود (زو و همکاران، ۲۰۰٦، وو و همکاران، ۲۰۰٦). گیاهان خیار پیوند شده روی پایه‌های کدو نسبت به گیاهان غیرپیوندی حدود ۲۷٪ افزایش عملکرد داشتند (سئونگ و همکاران ۲۰۰۳). سلام و همکاران (۲۰۰۲) افزایش عملکرد ۳/٥ برابری را در پایه های هیبرید هندوانه گزارش نمودند که دلیل آن‌را افزایش اندازه میوه، تعداد میوه در گیاه و نیز کاهش تلفات بوته ذکر کردند.

جدول ۲- مقایسه میانگین صفات مورد ارزیابی تحت سطوح مختلف شوری NaCl در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی خیار

پایه	غلظت NaCl (میلی مولار)	سطح برگ (سانتی‌متر مربع)	SLA (سانتیمتر مربع بر گرم)	تعداد میوه در بوته	عملکرد (گرم بر بوته)	٪ ماده خشک میوه	TA (اسیدیته قابل تیتراسیون)	EC آب میوه (دسی زیمنس بر متر)
غیرپیوندی	۱۵	۱۳۳۲۹ abc	۲۳۲/۷ ij	۳۰/۳۳ c	۲۸۸۲/۷ b	۳/۳۲h-k	۰/۱۷۲ h	۳/۵٦ f-i
	٤۰	۱۲۹٦۳ a-d	۳٤۳/۹ bc	۲۹/۳۳ cde	۲٦٤۳ bc	۳/۰۹k	۰/۲۰۸ fg	٤/۱٤ bcd
	٦۰	۸۷۸۷ ij	۳٦٥/٥ a	۲۲/۳۳ g	۱۹٦۸/۳ e	۳/۷ d-i	۰/۲۰۹ fg	٤/٥ b
	۸۰	٦٤۰۷ k	۳٥۷/٥ b	۱۰ j	۸۰۲/۷ g	۳/٤۳ f-k	۰/۲۳۷ bcd	٥/۱ a
Cobalt	۱۵	۱۳۲۳۸ abc	۲۳۰/٤ ij	۳٦/۳۳ ab	۳٤۲۲/۱ a	۳/۲ jk	۰/۲۱۸ ef	۳/٤ hij
	٤۰	۱۲٥٦۹ b-e	۲٥۹/۷ fgh	۲۹/٦٦ cde	۲۷۸٤/٦ b	۳/٤۲ f-k	۰/۲ g	۳/۸۸ def
	٦۰	۱۰٥۱۲ fgh	۲٤۲/٥ g-j	۲۷/٦٦ def	۲٤۷۹/٤ cd	٤/۰٤ bcd	۰/۲۲٤ c-f	۳/٤٥ g-j
	۸۰	۱۰۲۷٤ gh	۳۰۸/٦ de	۲۰/۳۳ ghi	۱۷۱۷/۷ ef	٤/۲۳ abc	۰/۳۰۸ a	٤/۰۱ cde
Shintoza	۱۵	۱٤,۲۳ a	۲۲٦/٤ j	۳۷/۳۳ a	۳٦۰۷/٤ a	۳/۳٤ h-k	۰/۲۱۷ efg	۳/٥۲ f-j
	٤۰	۱۳٤۰۸ abc	۲٦۳/۸ fg	۲۹/۳۳ cde	۲۷٦۲ bc	۳/۳۱ijk	۰/۲٤ bc	۳/۲٤ ij
	٦۰	۱۰٤۲۹ fgh	۲٥۳ ghi	۲۷/۳۳ ef	۲٤۷۷ cd	۳/۷۲ d-h	۰/۲٤۱ bc	۳/٥۹ f-i
	۸۰	۹۷۳۲ hi	۳۲٥/٥ cd	۱۹/٦٦hi	۱٦۹٥/۳ ef	٤/٦۱ a	۰/۳۱۳ a	۳/۷٦ e-h
Routpower	۱۵	۱۳۹۱۱ ab	۲۲۲/۷ j	۳٤/۳۳ b	۳۳۳٦/۷ a	۳/۳٥ h-k	۰/۲٥ b	۳/۱٥ j
	٤۰	۱۳۰۳۰ abc	۲٤٤/۲ g-j	۲۹/٦٦ cde	۲۷٦٥ bc	۳/۸٥ cde	۰/۲٤۷ b	۳/٦۱ fgh
	٦۰	۱۱٥٦۹ efg	۲٥۳ ghi	۲٦/۳۳ f	۲٤٤۹/۲ d	۳/۸۲ def	۰/۲۲۸ cde	۳/۷۱ e-h
	۸۰	۸۸۲۱ ij	۳۰۷ de	۱۸/٦٦ i	۱٦٥٤/٥ f	٤/۳۱ ab	۰/۳۱۲ a	۳/۷۸ d-g
معنی‌داری								
پایه		**	**	**	**	**	**	**
شوری		**	**	**	**	**	**	**
پایه × شوری		**	**	**	**	**	**	**

*، ** به ترتیب اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ٥٪ و ۱ ٪ می باشد.

صفات کیفی میوه

نتایج نشان داد که اثر پایه و شوری بر درصد وزن خشک میوه و میزان اسیدیته قابل تیتراسیون (TA) معنی‌دار است (جدول ۲). بالاترین درصد ماده خشک میوه و TA در گیاهان پیوندی و در تیمار NaCl ۸۰ میلی مولار بدست آمد. بیشترین آن‌ها در پایه شینتوزا و کمترین آن‌ها در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد مشاهده شد. در پایه شینتوزا با افزایش شوری از ۱۵ به ۸۰ میلی‌مولار درصد وزن خشک میوه ۲۷ درصد افزایش یافت. همچنین اثر پایه و شوری بر EC آب میوه نیز معنی‌دار بود. بیشترین EC برابر ٥/۱ دسی زیمنس بر متر در گیاهان غیرپیوندی و در سطح شوری ۸۰ میلی مولار و کمترین آن در پایه روت‌پاور ۳/۱٥ دسی زیمنس بر متر در تیمار شاهد بدست آمد. در سطوح شوری بالا آب میوه در گیاهان پیوندی دارای EC پایینی بودند که نشان می‌دهد این گیاهان از ورود NaCl به میوه و شور شدن میوه خیار تا حد زیادی جلوگیری می‌کنند. هانگ و همکاران (۲۰۱۳) گزارش کردند که در تیمار شوری ۹۱ میلی مولار NaCl، غلظت سدیم در برگ خیار پیوند شده بر روی کدو تنبل در مقایسه با خیار خودپیوندی ٦۹٪ کاهش داشت و این خود نشان‌دهنده کاهش ورود سدیم به بخش شاخساره و میوه گیاه است.

طبق نتایج به دست آمده پایه روی مقدار TSS اثر معنی‌داری نداشت اما این صفت به طور معنی‌داری تحت تاثیر تیمار شوری قرار گرفت. بیشترین میزان TSS در پایه کبالت و در تیمار شوری ۸۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی و در تیمار شاهد بود (جدول ۳). هیوس (۲۰۰۱) گزارش نمود که در شرایط مطلوب رشد، خربزه‌ها و خیارهای پیوندی از بازارپسندی خوبی برخوردار بوده و کاهشی در کیفیت میوه نشان ندادند. تحت بهترین شرایط و استفاده از پایه و پیوندک خاص، پیوند می‌تواند کیفیت میوه (مواد جامد محلول کل، محتوای کاروتنوئیدها[1] و اسید اسکوربیک[2]) را افزایش دهد (دیویس و پرکینز ۲۰۰۵؛ زو و همکاران ۲۰۰۶). سلام و همکاران (۲۰۰۲) نشان دادند که افزایش قابل توجهی در مواد جامد محلول هندوانه پیوند شده روی پایه کدوی بطری شکل حاصل می‌شود. پیوند هندوانه می‌تواند لیکوپن و TSS را تا حد ۲۰٪ افزایش دهد و همچنین باعث افزایش اسیدهای آمینه بویژه سیترولین[3] شود.

دلیل اصلی گزینش پایه‌ها برای ارقام خیار، افزایش عملکرد و دستیابی به تولید با ثبات می‌باشد. پایه-های مختلف روی صفات کیفی خیار مثل شکل میوه، رنگ پوست و گوشت، بافت و سفتی گوشت، ضخامت پوست، اسید اسکوربیک و مواد جامد محلول اثر می‌گذارند. برای محصولاتی مثل خیار که میوه در مرحله نابالغ برداشت می‌شود، پیوند اثر منفی کمی روی کیفیت میوه دارد، خیار بخوبی خود را با پیوند وفق داده است و کمترین مشکلات ناسازگاری با پایه‌های رایج را داراست (هیوس ۲۰۰۱).

جدول ۳- تاثیر سطوح مختلف شوری NaCl و پایه‌های مختلف بر مقدار TSS، پتاسیم ریشه و درصد نشت الکترولیت برگ خیار

تیمار	% TSS	پتاسیم ریشه (میلی‌گرم بر گرم)	٪ نشت الکترولیت
پایه			
غیرپیوندی	٤/٣٣٣ ab	١٤/٢٨ a	٦٢/٣٤ ab
Cobalt	٤/٥٣٦ a	٧/٦٧ d	٥٥/٣٣ c
Shintoza	٤/٢٦٦ b	٨/٤ c	٥٦/٥٥ bc
Routpower	٤/٤٠٧ ab	٩/٣٦ b	٥٧/٤٦ bc
غلظت NaCl (میلی مولار)			
١٥	٤/١٠٨ b	١٧/١٩ a	٥٠/٨ c
٤٠	٤/١٨٦ b	٩/٨٢ b	٥٣/٨١ c
٦٠	٤/٥٧٣ a	٨/٧ c	٦١/١ b
٨٠	٤/٥٩٣ a	٧/٠٦ d	٧٠/٦٥ a
معنی‌داری			
پایه	ns	*	**
شوری	**	**	**
پایه × شوری	ns	ns	ns

ns ، *، ** به ترتیب اختلاف غیر معنی‌دار ، معنی‌دار در سطح احتمال ٥٪ و ١ ٪ می‌باشد.

[1] Carotenoid
[2] Ascorbic acid
[3] Citrulline

نشت الکترولیت

طبق نتایج به دست آمده اثر متقابل پایه و شوری روی درصد نشت الکترولیت اثر معنی‌داری را نشان نداد اما این صفت به طور معنی‌داری تحت تاثیر تیمار شوری و نوع پایه قرار گرفت. بیشترین میزان نشت الکترولیت در رقم غیرپیوندی و کمترین آن در پایه کبالت بود، همچنین سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار دارای بیشترین میزان نشت الکترولیت و تیمار شاهد دارای کمترین مقدار آن بود (جدول ۳). در بسیاری از محصولات، ثبات غشای سلولی به طور گسترده‌ای به عنوان معیاری برای تمایز ارقام متحمل و حساس به تنش استفاده می‌شود و در برخی موارد ثبات غشاء بالاتر می‌تواند با تحمل به تنش غیر زنده ارتباط داشته باشد (پرمچاندرا و همکاران ۱۹۹۲). در گیاهان پیوندی خیار میزان نشت یونی در تنش شوری کاهش می‌یابد در اینجا پیوند باعث حفظ و نگهداری عملکرد غشاء می‌شود (کلا و همکاران ۲۰۱۲).

شاخص Spad و میزان کاروتنوئید

اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر شاخص Spad معنی‌دار بود. بیشترین مقدار آن ٤٤/٢ در پایه روت‌پاور و در تیمار شاهد مشاهده شد و کمترین مقدار آن ۲۹/۱۳ نیز در گیاهان غیرپیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار بود. میزان کاهش این شاخص در گیاهان غیرپیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار ۳۱ درصد بود اما در گیاهان پیوندی بیشترین کاهش این شاخص در اثر افزایش سطح شوری تا ۸۰ میلی‌مولار، ۱۱ درصد در پایه روت‌پاور بود (جدول ٤). کلا و همکاران (۲۰۱۲) گزارش کردند که مسمومیت شوری منجر به از دست دادن مقدار قابل توجهی در محتوای کلروفیل (شاخصSPAD) به خصوص درگیاهان غیرپیوندی خیار می‌شود و شاخص SPAD در گیاهان پیوندی (۳٪) بالاتر از گیاهان غیرپیوندی است.

طبق نتایج به دست آمده اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر میزان کاروتنوئیدها معنی‌دار بود. با افزایش تنش شوری میزان کاروتنوئیدها در گیاهان پیوندی افزایش یافت و برعکس آن در گیاهان غیرپیوندی کاهش نشان داد. بیشترین میزان کاروتنوئید در پایه شینتوزا و در سطح شوری ٦٠ میلی‌مولار بود و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار مشاهده شد (جدول ٤). کاروتنوئیدها در کلروپلاست به عنوان رنگدانه‌های کمکی در جذب نور فعالیت می‌کنند، اما مهمترین نقش آنها، توانایی در رفع سمیت شکل‌های مختلف اکسیژن فعال است که در نتیجه برانگیختگی ترکیب‌های فتوسنتزی تولید می‌شوند (کافی و همکاران ۲۰۰۹). افزایش میزان کاروتنوئیدها در شرایط تنش با توجه به نقش آنها در سیستم دفاع اکسیدانی برای محافظت از رنگدانه‌های فتوسنتزی (کلروفیل) قابل انتظار است. همچنین افزایش آن تحت تنش شوری نشان‌دهنده نقش آن‌ها در تعدیل میزان رادیکال‌های فعال اکسیژن می‌باشد (ادروا ۲۰۰۵). افزایش کاروتنوئیدها در سطوح تنش بالاتر در گیاهان پیوندی، نشان‌دهنده تحمل بیشتر این گیاهان است.

محتوی نسبی آب برگ (LRWC)

نتایج نشان داد که اثر پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر میزان LRWC معنی‌دار بود. پایه کبالت در تیمار شاهد با ٨٦/٨٤ بالاترین RWC و همچنین روت پاور در سطح شوری ٦٠ میلی‌مولار با ٧٠/٢٨ کمترین میزان را دارا بود (جدول ٤). در مطالعه ما پایه اثر معنی‌داری در بهبود محتوی نسبی آب در سطوح شوری بالا نداشت. نتایج مشابهی در گوجه‌فرنگی و خیار تحت تنش شوری مشاهده شد (استان و همکاران ۲۰۰۵؛ هانگ و همکاران ۲۰۰۹).

جدول ۴- تاثیر سطوح مختلف شوری NaCl بر صفات مورد ارزیابی در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی

	پایه	غلظت NaCl (میلی مولار)	شاخص Spad	کاروتنوئید (میلی‌گرم بر گرم وزن تر)	% LRWC	سدیم برگ (میلی‌گرم بر گرم)	سدیم ریشه (میلی‌گرم‌بر گرم)	پتاسیم برگ (میلی‌گرم بر گرم)
سدیم	غیرپیوندی	۱۵	۴۲/۴۷ abc	۱/۱۲ de	۸۵/۳۳ ab	۱/۲۱	۷/۱۱ k	۱۵/۷۲ def
		۴۰	۳۴/۷۷ gh	۰/۶۳ gh	۷۹/۱۱ c-f	۸/۴۹ d	۲۴/۲۷ h	۱۵/۶۳ def
		۶۰	۳۲/۴۷ hi	۰/۷۴ g	۸۳/۱۸ abc	۱۵/۶۴ b	۲۵/۸۲ gh	۱۱/۱۷ ij
		۸۰	۲۹/۱۳ i	۰/۴۶ h	۷۷/۰۹ ef	۲۲/۸۳ a	۳۲/۸۶ f	۴/۷۷ k
	Cobalt	۱۵	۴۳/۰۷ ab	۱/۰۹ de	۸۷/۷۸ a	۰/۹۵ ef	۲۰/۵۸ i	۲۱/۵۵ a
		۴۰	۴۲/۱ bcd	۱/۴ ab	۷۷/۷ def	۱/۲۹ ef	۴۱/۵۸ cd	۱۸/۵۳ b
		۶۰	۴۲/۸۷ ab	۱/۳۵ abc	۷۸/۴ c-f	۱/۴۵ ef	۴۴/۲۶ ab	۱۴/۱۱ e-h
		۸۰	۴۱/۲ b-e	۱/۳۷ ab	۷۸/۹ c-f	۲ ef	۴۵/۸۷ a	۱۲/۵۱ hij
	Shintoza	۱۵	۴۳/۹۳ ab	۱/۱ de	۸۵/۱ ab	۰/۶۸ f	۱۸/۵ ij	۱۸/۴۴ bc
		۴۰	۴۱/۲۳ b-e	۱/۰۳ de	۸۰/۷ b-e	۱/۱۵ ef	۳۹/۰۱ de	۱۶/۷۵ bcd
		۶۰	۴۱/۷ b-e	۱/۵ a	۷۷/۶۷ ef	۱/۲۸ ef	۴۳/۳۲ abc	۱۵/۱ d-g
		۸۰	۳۸/۶ def	۱/۲۵ bcd	۷۶/۸۱ ef	۲/۴۲ e	۴۵/۲۷ a	۱۳/۵۱ f-i
	Routpower	۱۵	۴۴/۲ a	۱/۱۴ cde	۸۶/۸۴ a	۱/۱۱ ef	۱۶/۰۷ j	۱۶/۳ b-e
		۴۰	۴۱/۷۳ b-e	۱/۱۹ bcde	۸۱/۴۲ b-e	۰/۷۹ ef	۳۸ e	۱۶/۲۱ b-e
		۶۰	۴۳/۸۷ ab	۱/۳۴ abc	۷۰/۲۸ g	۱/۰۵ ef	۴۲/۲۶ bc	۱۵/۰۵ d-g
		۸۰	۳۸/۹۳ cde	۱/۴ ab	۷۵/۳۵ fg	۲/۳۷ e	۴۴/۳ ab	۱۲/۶۸ g-j
	معنی‌داری							
	پایه		**	**	*	**	**	**
	شوری		**	*	**	**	**	**
	پایه × شوری		**	**	**	**	**	**

*، ** به ترتیب اختلاف معنی دار در سطح احتمال ۵٪ و ۱ ٪ می باشد.

طبق نتایج به دست آمده اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر مقدار سدیم برگ و ریشه معنی‌دار بود. در سطوح شوری اختلاف زیادی در مقدار سدیم برگ بین گیاهان پیوندی و غیر پیوندی دیده شد. بیشترین مقدار سدیم در برگ گیاهان غیرپیوندی در سطح ۸۰ میلی‌مولار ۲۲/۸۳ میلی‌گرم بر گرم و کمترین آن در برگ پایه شینتوزا در تیمار شاهد ۰/۶۸ میلی‌گرم‌بر گرم مشاهده شد. میزان سدیم در برگ گیاهان غیرپیوندی در مقایسه با پیوندی در سطوح شوری ۶۰ و ۸۰ میلی مولار ۱۰ تا ۱۵ برابر بود و این نشاندهنده کارایی بسیار موثر پایه‌ها در کاهش انتقال سدیم از محیط ریشه به شاخساره می‌باشد. در ریشه بیشترین مقدار سدیم در پایه شینتوزا ۴۵/۲۷ میلی‌گرم‌بر گرم در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار و کمترین آن در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد ۷/۱۱ میلی‌گرم‌بر گرم بود (جدول ۴) و این خود دلیلی بر کاهش انتقال سدیم از ریشه به شاخساره می‌باشد.

سدیم به عنوان یک عنصر ضروری برای گیاه در نظر گرفته نمی‌شود و تجمع سدیم در گیاه در شرایط شوری به کاهش کلسیم و پتاسیم گیاه منجر میگردد. اگرچه سدیم می‌تواند به افزایش فشار تورژسانس کمک کند اما نمی‌تواند در فعالیت‌های ویژه همانند فعال‌سازی

آنزیم‌ها و سنتز پروتئین برای ایجاد رشد کافی جایگزین یون پتاسیم گردد (رنجل، ۱۹۹۲). هانگ و همکاران (۲۰۱۳) گزارش کردند که در تیمار شوری ۹۱ میلی مولار NaCl، غلظت سدیم در برگ خیار پیوند شده بر روی کدو تنبل ٦٩٪ کاهش در مقایسه با خیار خودپیوندی داشت، در حالی که غلظت سدیم در ریشه کدو ۷۳٪ افزایش در مقایسه با ریشه خیار خودپیوندی داشت. آنالیز کمی نشان داد که ریشه‌های کدو تنبل باعث حذف ٥٠,٥٪ سدیم شدند، در حالی که تقریبا هیچ سدیمی در ریشه خیار دفع نشد. غلظت سدیم در شیره آوند چوبی گیاهان با پایه کدو از ٦/٥ میلی‌مول در پایه به ۱/۹ میلی‌مول در پیوندک کاهش یافت. با این حال، در پایه خیار، پیوند یک مانع برای حمل سدیم نبود. سه مکانیسم می‌تواند کاهش غلظت سدیم در شاخه‌های گیاهان با پایه کدو تنبل را توضیح دهد: (۱) دفع سدیم به وسیله ریشه کدو تنبل (۲) کاهش بارگذاری سدیم به آوند چوبی و یا حداکثر بازیابی قبل از رسیدن به پیوندک توسط ریشه کدو تنبل و (۳) احتباس (نگهداری) سدیم در پایه کدو تنبل (ادلستین و همکاران ۲۰۱۱). ریشه کدو تنبل ظرفیت جذب سدیم کمتری نسبت به خیار دارد، که احتمالا به علت ظرفیت نفوذ نسبتا پایین سدیم به سیستم ریشه و انتشار نسبتا بالاتر سدیم به محلول خاک است (پاردو و همکاران ۲۰۰٦). پایه کدو تنبل دارای توانایی بالا در محدود کردن حمل و نقل سدیم از ریشه به ساقه است. ژنهایی مشابه SOS1 و HKTs احتمالا درگیر در حمل و نقل سدیم در ریشه کدو تنبل هستند. این نوع از تحمل مستلزم آن است که برای جلوگیری از غلظت‌های سمی سدیم در سیتوزول، سدیم باید در واکوئل جا داده شود. پمپ سدیم به واکوئل، توسط آنتی پورت Na^+/H^+ صورت می‌گیرد. شیب H^+ مورد نیاز به وسیله پمپ H^+-ATPase و H^+ - pyrophosphate نگه داشته می‌شود (گاکسیولا و همکاران ۲۰۰۱)، فعالیت antiporter Na^+/H^+ در شرایط افزایش سدیم در جو، گوجه فرنگی، ذرت و آفتابگردان زیاد می‌شود (بالستروز و همکاران ۱۹۹۷؛ وو و همکاران ۲۰۰٤).

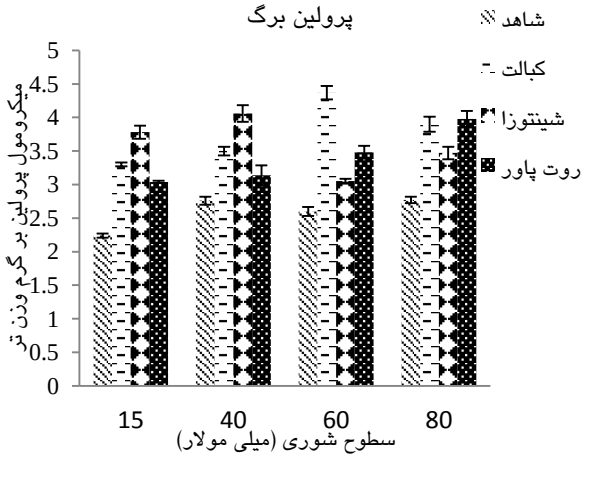
پتاسیم

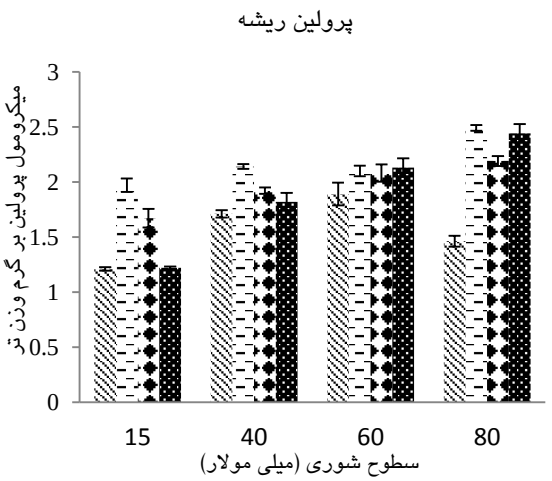
اثر اصلی پایه و شوری بر مقدار پتاسیم برگ و ریشه معنی‌دار بود اما اثر متقابل آنها بر مقدار پتاسیم ریشه معنی‌دار نبود. بیشترین مقدار پتاسیم در برگ گیاهان پیوندی و در پایه کبالت در تیمار شاهد ۲۱/٥٥ و کمترین آن در برگ گیاهان غیرپیوندی در تیمار ۸۰ میلی-مولار ٤/۷۷ بود (جدول ٤). بیشترین مقدار پتاسیم ریشه در گیاهان غیرپیوندی و در تیمار شاهد مشاهده شد (جدول ۳). میزان کاهش پتاسیم در برگ گیاهان پیوندی با افزایش سطوح شوری با شیب ملایمی کاهش یافت اما در گیاهان غیرپیوندی این کاهش در تیمار ۸۰ میلی‌مولار بسیار زیاد و حدود ۳ برابر گیاهان پیوندی بود. پتاسیم یک عنصر سیتوپلاسمی ضروری است و به علت نقش آن در تنظیم اسمزی و نیز اثر رقابتی آن با سدیم غالبا به عنوان یک عنصر مهم در شرایط شوری در نظر گرفته می‌شود. میزان کاهش پتاسیم و افزایش سدیم در گیاهان پیوندی نسبت به غیرپیوندی کمتر بود و این امر می‌تواند دلیل تحمل بیشتر این گیاهان نسبت به شرایط تنش شوری باشد. علت کمتر بودن پتاسیم در ریشه گیاهان پیوندی، انتقال بیشتر این عنصر به شاخساره می‌باشد.

در آزمایشی با پیوند متقابل کدو و خیار بر روی هم، غلظت پتاسیم در ریشه گیاهان با پایه کدو کمتر از گیاهان با پایه خیار بود، اما در برگ گیاهان با پایه کدو مقدار بیشتری پتاسیم وجود داشت (یانگ و همکاران ۲۰۰٦). گیاهان پیوندی خیار تحت تنش شوری قادر به حفظ نرخ بالاتر اسیمیلاسیون، محتوای کلروفیل و وضعیت تغذیه‌ای بهتر (پتاسیم، کلسیم و منیزیم بالاتر و سدیم پایین‌تر) در شاخساره، در مقایسه با گیاهان غیر پیوندی بودند (کلا و همکاران ۲۰۱۲). استفاده از پایه مقاوم به شوری باعث مهار نشت K و جذب سدیم می-شود، در نتیجه، نسبت K/Na بالا باقی می‌ماند.

پرولین

طبق نتایج به دست آمده اثر اصلی پایه و شوری و اثر متقابل آن‌ها بر مقدار پرولین برگ و ریشه معنی‌دار بود. بیشترین مقدار پرولین ریشه ۲/۴۹ میکرومول در پایه کبالت و در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار و کمترین مقدار آن ۱/۲۱ میکرومول در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد بدست آمد. در گیاهان غیرپیوندی تا سطح شوری ٦٠ میلی‌مولار مقدار پرولین ریشه روند افزایشی داشت ولی بعد از آن کاهش یافت ولی گیاهان پیوندی این روند افزایشی را در سطح شوری ۸۰ میلی‌مولار هم نشان دادند (شکل ۱). بیشترین مقدار پرولین برگ ٤/٣٧ میکرومول در پایه کبالت و در سطح شوری ٦٠ میلی-مولار و کمترین مقدار آن ٢/٢٤ میکرومول در گیاهان غیرپیوندی در تیمار شاهد مشاهده شد (شکل ۱). آمیدهایی نظیر گلوتامین و آسپاراژین نیز در گیاهان تحت تنش شوری تجمع پیدا می‌کنند. پرولین که به صورت گسترده‌ای در گیاهان عالی وجود دارد، در مقایسه با سایر اسیدهای آمینه به مقدار بیشتری در گیاهان تحت تنش شوری تجمع می‌یابد. تجمع پرولین به ایجاد ثبات پروتئین‌ها در غلظت‌های یونی بالا و یا در فعالیت های کم آب کمک می کند (اشر، ۲۰۰۹). زو و همکاران (آ۲۰۰۸) نشان دادند که در دو رقم حساس و مقاوم خیار با افزایش شوری NaCl تا ۷۵ میلی‌مولار میزان پرولین در هر دو رقم افزایش یافت اما این افزایش در ارقام مقاوم بسیار بیشتر بود. در گیاه خیار با مقایسه ساختار بیوشیمیایی رقم مقاوم به شوری Hazerd و حساس به شوری HH1-8-57 در سطح شوری ۱۲۰ میلی‌مولار، سطوح بالای مقدار پرولین، و فعالیت آنزیم-های آنتی‌اکسیدانی سوپراکسید دیسموتاز و پراکسیداز نسبت به ژنوتیپ حساس مشاهده شد (مالیک و همکاران، ۲۰۱۰). پرولین دارای نقش سازگار کننده و دخیل در تنظیم اسمزی سلولی و حفاظت کننده ساختارهای سلولی در شرایط تنش است. در مطالعات زیادی ارتباط مثبت بین تجمع پرولین و تحمل به تنش در گیاهان پیدا شده است (لوتس و همکاران ۱۹۹۵؛ هانگ و همکاران ۲۰۰۹). مقدار بالای پرولین در گیاهان پیوندی ممکن است یکی از دلایل تحمل به شوری این گیاهان در مقایسه با گیاهان غیرپیوندی باشد.





شکل ۱- اثر سطوح مختلف شوری بر میزان پرولین ریشه و برگ در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی

(اعداد مربوط به ستون‌ها، میانگین مقدار پرولین در ۳ تکرار و خطوط روی ستونها خطای استاندارد (±SE) می‌باشد. مقایسه میانگین با روش حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) در سطح معنی‌داری ۰/۰۱).

نتیجه گیری کلی

به طور کلی نتایج این آزمایش نشان داد در سطوح مختلف شوری بین گیاهان پیوندی و غیرپیوندی از نظر اکثر صفات مطالعه شده تفاوت معنی‌داری وجود دارد. سطوح مختلف شوری تاثیر منفی و معنی‌داری را بر بیشتر صفات بجز TA، TSS و وزن خشک میوه نشان داد. از لحاظ صفات کمی و کیفی اختلاف کمی در بین پایه ها دیده شد و مقایسه میانگین نشان داد که پایه شینتوزا دارای بیشترین عملکرد و تعداد میوه در شرایط بدون تنش بود و در سطوح مختلف شوری پایه کبالت عملکرد بهتری نشان داد که می‌تواند به عنوان پایه متحمل به شوری با تکرار زمانی و مکانی معرفی شود.

منابع مورد استفاده

Ashraf M, 2004. Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants, 199(5): 361-376.

Ashraf M, 2009. Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. Biotechnology Advances, 27(1): 84-93.

Bates LS, Waldern RP and Tears ID. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant and Soil, 39: 205-207.

Brugnoli N and Lauteri M. 1991. Effect of salinity on stomatal conductance photosynthesis capacity and carbon isotope discrimination of salt tolerant, (*Gossypium hirsutum* L.) and salt sensitive (*Phaseolus vulgaris* L.) C3 nonhalophytes. Plant Physiology, 95(2): 628-635.

Chaves MM, Flexas J and Pinheiro C. 2009. Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. Annals of Botany, 103(4): 551-560.

Colla G, Rouphael Y, Rea E and Cardarelli M. 2012. Grafting cucumber plants enhance tolerance to sodium chloride and sulfate salinization. Scientia Horticulture, 135: 177-185.

Cuartero J, Bolarin MC, Asins MJ and Moreno V. 2006. Increasing salt tolerance in the tomato. Journal of Experimental Botany, 57(5): 1045-1058.

Davis AR and Perkins-Veazie P. 2005. Rootstock effects on plant vigor and watermelon fruit quality. Report-Cucurbit Genetics Cooperative, 28: 39-42.

Davis AR, Perkins-Veazie P, Sakata Y, López-Galarza S, Maroto JV, Lee SG, Huh YC, Sun Z, Miguel A, King SR and Cohen R. 2008. Cucurbit grafting. Critical Reviews in Plant Sciences, 27(1): 50-74.

Edreva A, 2005. The importance of non-photosynthetic pigments and cinnamic acid derivatives in photoprotection. Agriculture Ecosystems and Environmental, 106(2): 135-146.

Edelstein M, Burger Y, Horev C, Porat A, Meir A and Cohen R. 2004. Assessing the effect of genetic and anatomic variation of Cucurbita rootstocks on vigour, survival and yield of grafted melons. The Journal of Horticultural Science and Biotechnology, 79(3): 370-374.

Edelstein M, Plaut Z and Ben-Hur M. 2011. Sodium and chloride exclusion and retention by non-grafted and grafted melon and Cucurbita plants. Journal of Experimental Botany, 62(1): 177-184.

Enders A and Lehmann J. 2012. Comparison of wet-digestion and dry-ashing methods for total elemental analysis of biochar. Communications in Soil Science and Plant Analysis, 43(7): 1042-1052.

Estañ MT, Martinez-Rodriguez MM, Perez-Alfocea F, Flowers TJ and Bolarin MC. 2005. Grafting raises the salt tolerance of tomato through limiting the transport of sodium and chloride to the shoot. Journal of Experimental Botany, 56(412): 703-712.

Faostate, F. 2015. Statistical yearbook 2015. World Food and Agriculture.

Flowers TJ, 2004. Improving crop salt tolerance. Journal of Experimental Botany, 55(396): 307-319.

Gaxiola RA, Li J, Undurraga S, Dang LM, Allen GJ, Alper SL and Fink GR. 2001. Drought-and salt-tolerant plants result from overexpression of the AVP1 H^+-pump. Proceedings of the National Academy of Sciences, 98(20): 11444-11449.

Goreta S, Bucevic-Popovic V, Selak GV, Pavela-Vrancic M and Perica S. 2008. Vegetative growth, superoxide dismutase activity and ion concentration of salt-stressed watermelon as influenced by rootstock. The Journal of Agricultural Science, 146(06): 695-704.

Han HS and Lee KD. 2005. Plant growth promoting rhizobacteria effect on antioxidant status, photosynthesis, mineral uptake and growth of lettuce under soil salinity. Research Journal of Agriculture and bBiological Sciences, 1(3): 210-215.

He Y, Zhu Z, Yang J, Ni X and 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.

Hoyos P, 2001. Influence of different rootstocks on the yield and quality of greenhouses grown cucumbers. Acta Horticulturae, 559(4): 139-143.

Huang Y, Bie ZL, Liu P, Niu M, Zhen A, Liu ZX and 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.

Huang Y, Tang R, Cao Q and Bie Z. 2009. Improving the fruit yield and quality of cucumber by grafting onto the salt tolerant rootstock under NaCl stress. Scientia Horticulturae, 122(1): 26-31.

Kafi M, Borzoee A, Salehi M, Kamandi A, Masoumi A and Nabati J. 2009. Physiology of environmental stresses in plants. Publication of Ferdowsi University. 502 pp. (In Persian).

Khold Brin B and Eslam Zadeh I. 2001. Mineral Nutrition of plants (Translation). Volume II. Publication of Shiraz University. 432pp. (In Persian).

Lee JM and Oda M. 2003. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. Horticultural Reviews, 28:61–124.

Leoni S, Grudina R, Cadinu M, Madeddu B and Carletti MG. 1990. The influence of four rootstocks on some melon hybrids and a cultivar in greenhouse. Acta Horticulturae, 287: 127–134.

Lichtenthder HK, 1987. Cholorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. Methods in Enzymeology, 148: 350-382.

Liu HP, Dong BH, Zhang YY, Liu ZP and Liu YL. 2004. Relationship between osmotic stress and the levels of free, conjugatedandboundpolyamines in leaves of wheat seedlings. Plant Science, 166(5): 1261–1267.

Lutts S, Kinet JM and Bouharmont J. 1995. Changes in plant response to NaCl during development of rice (*Oryza sativa* L.) varieties differing in salinity resistance. Journal of Experimental Botany, 46(12): 1843-1852.

Malik AA, Li WG, Lou LN, Weng JH and Chen JF. 2010. Biochemical/physiological characterization and evaluation of in vitro salt tolerance in cucumber. African Journal of Biotechnology, 9(22): 3298-3302.

Martınez-Ballesta MC, Martınez V and Carvajal M. 2004. Osmotic adjustment, water relations and gas exchange in pepper plants grown under NaCl or KCl. Environmental and Experimental Botany, 52(2): 161-174.

Maybodi SAM and Qarhyazy B. 2002. Physiological aspects and breeding for salinity stress in plants. Publication of Isfahan University. 226 pp. (In Persian).

Munns R and Tester M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology, 59: 651–681.

Parida AK and Das AB. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. Ecotoxicology and Environmental Safety, 60(3): 324-349.

Premchandra GS, Saneoka H, Fujita K and Ogata S. 1992. Leaf water relations, osmotic adjustment, cell membrane stability, epi-cuticular wax load and growth as affected by increasing water deficits in Sorghum. Journal of Experimental Botany, 43(12): 1569-1576.

Rahimi A, ShmsAldyn Said D and Etemadi F.2010. Effects of salinity on germination, vegetative growth and ionic values in *Nigella sativa*. L. Khoshkbum Journal, 1 (2): 20-30. (In Persian).

Rengel Z, 1992. The role of calcium in salt toxicity. Plant, Cell and Environment, 15(6): 625-632.

Romero L, Belakbir A, Ragala L and 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.

Rouphael Y, Cardarelli M, Rea E and Colla G. 2008. Grafting of cucumber as a means to minimize copper toxicity. Environmental and Experimental Botany, 63(1): 49-58.

Rus A, Lee B, Munoz-Mayer A, Sharkhuu A, Miura K, Zhu JK, Bressan RA, Masegawa PM, 2004. AtHKT1 facilitates Na^+ homeostasis and K^+ nutrition in plants. Plant Physiology, 136(1): 2500–2511.

Santa-Cruz A, Martínez-Rodríguez MM, Cuartero J and Bolarin MC. 2001. Response of plant yield and ion contents to salinity in grafted tomato plants. Acta Horticulturae, 559: 413–417.

Salam MA, Masum ASMH, Chowdhury SS, Dhar M, Saddeque A and Islam MR. 2002. Growth and yield of watermelon as influenced by grafting. Online Journal of Biological Sciences, 2(5): 298-299.

Seong KC, Moon JH, Lee SG, Kang YG, Kim KY and Seo HD. 2003. Growth, lateral shoot development, and fruit yield of white-spined cucumber (*Cucumis sativus* cv. Baekseong-3) as affected by grafting methods. Journal-Korean Society for Horticultural Science, 44(4): 478-482.

Smart RE and Bingham GE. 1974. Rapid estimates of relative water content. Plant Physiology, 53(2): 258-260.

Tester M and Davenport RJ. 2003. Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. Annals of Botany, 91(5): 503–527.

Wu YF, Chen Y and Zhao YJ. 2006. Effect of pumpkin stocks on growth, development, yield, and quality of grafted muskmelon. Journal of Agricultural Science, 21: 354-359.

Yang L, Zhu Y, Hu C, Liu Z and Zhang G. 2005. Effects of NaCl stress on the contents of the substances regulating membrane lipid oxidation and osmosis and photosynthetic characteristics of grafted cucumber. Acta Botanica Boreali-Occidentalia Sinica, 26(6): 1195-1200.

Yetisir H, Sari N and Yücel S. 2003. Rootstock resistance to fusarium wilt and effect on watermelon fruit yield and quality. Phytoparasitica, 31(2): 163-169.

Zhang HX and Blumwald E. 2001. Transgenic salt-tolerant tomato plants accumulate salt in foliage but not in fruit. Nature Biotechnology, 19(8): 765–768.

Zhu J. Bie ZL, Huang Y and Han XY. 2008a. Effect of grafting on the growth and ion contents of cucumber seedlings under NaCl stress. Soil Science and Plant Nutrition, 54(6): 895–902.

Zhu J, Bie ZL and Li Y. 2008b. Physiological and growth responses of two different salt-sensitive cucumber cultivars to NaCl stress. Soil science and plant nutrition, 54(3): 400-407.

Zhu J, Bie ZL, Xu R, Tang M and Pei Y. 2006. Effects of different rootstocks on the growth, yield and quality of cucumber fruits. Journal of Huazhong Agricultural University, 25: 668-671.