مقاله پژوهشی

مقایسه تحمل به تنش شوری دو رقم انجیر (*Ficus carcia* L.) در شرایط کشت درون شیشه‌ای

نجمه مداحی‌نسب[۱]، فاطمه زهرا امیرمحمدی[۲]*، غلامعباس محمدی[۳]، محمود شعبانی[۴]

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۹/۲۲- تاریخ پذیرش: ۱۳۹۸/۶/۳۱)

چکیده

این مطالعه با هدف بررسی تحمل به شوری دو رقم انجیر (کشکی و رونو) در شرایط کشت درون شیشه‌ای انجام شد. تیمار شوری با استفاده از غلظت‌های مختلف کلریدسدیم (۰، ۴۰، ۸۰ و ۱۲۰ میلی‌مولار) اعمال شد. پس از سه هفته، نتایج نشان داد که شوری باعث کاهش معنی‌دار وزن‌تر و خشک، طول شاخساره و تعداد برگ در هر دو رقم شد. اما این کاهش در رقم کشکی بیشتر بود. در هر دو رقم با افزایش غلظت نمک کلریدسدیم در محیط کشت، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان افزایش یافت. فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی بطور معنی‌داری در رقم کشکی بیشتر بود. میزان تجمع سدیم و نسبت سدیم به پتاسیم در برگ و ریشه رقم رونو به طور معنی‌داری بیشتر از رقم کشکی بود. در غلظت ۱۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم، همه صفات بطور معنی‌داری کاهش داشتند. در بیشتر صفات مورد ارزیابی، دانهال‌های دو رقم پاسخ‌های متفاوتی نشان دادند. با توجه به یافته‌های پژوهش حاضر مشخص شد که رقم کشکی نسبت به رقم رونو از تحمل بیشتری نسبت به تنش شوری برخوردار بود.

کلمات کلیدی: آنتی‌اکسیدان، پراکسیداز، رقم رونو، رقم کشکی، محیط‌کشت

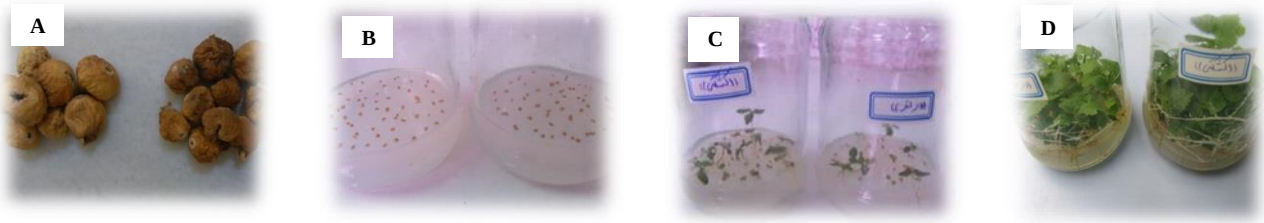
۱- دانشجوی سابق کارشناسی‌ارشد بیوتکنولوژی و ژنتیک مولکولی محصولات باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه آزاد اسلامی واحد جیرفت.
۲- دانش آموخته کارشناسی‌ارشد بیوتکنولوژی کشاورزی، مدرس دانشگاه آزاد اسلامی واحد جیرفت.
۳- دانشیار گروه باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه آزاد اسلامی واحد جیرفت.
۴- دانشجوی دکتری رشته گیاهان دارویی، دانشگاه پیام نور، واحد تهران.
* پست الکترونیک: Fz_amirmohamadi@mail.um.ac.ir

مقدمه

انجیر با نام علمی *Ficus carica* L. یک درخت خزان‌پذیر، متعلق به خانواده Moraceae است (والج[1] و همکاران، ۲۰۱۲)، که در محیط‌های مختلف و انواع خاک‌ها رشد می‌کند (اولیوریا[2] و همکاران، ۲۰۱۲). ایران چهارمین کشور تولید کننده انجیرخشک در جهان است (فائو[3]، ۲۰۱۳)، شوری و خشکی از عوامل محدودکننده رشد این گونه گیاهی با ارزش است که عملکرد محصول را به شدت کاهش می‌دهد (رنگاسمی[4] و همکاران، ۲۰۱۳). شوری خاک همراه با تغییرهای اقلیمی، محدودیت منابع آبی و آبیاری با آب‌های زیرزمینی شور، باعث تشدید شوری در مناطق خشک و نیمه‌خشک شده و مانع از تولید محصول می‌شود (ردی[5] و همکاران، ۲۰۱۳). این شرایط بحرانی کم آبی همراه با شوری، با افزایش کشت متراکم محصولات و استفاده از آب آبیاری نامناسب تشدید شده است. اگر چه درختان انجیر تحمل متوسطی به شوری دارند (متوالی و همکاران[6]، ۲۰۱۴)، اما تنش شوری محدودکننده رشد و عملکرد بسیاری از گیاهان از جمله انجیر است. شوری با کاهش پتانسیل اسمزی و آب قابل دسترس، تجمع یون‌های سدیم و کلر، سبب برهم زدن تعادل عناصر معدنی و آسیب سلولی می‌شود. تنش اسمزی ناشی از شوری باعث بسته شدن روزنه‌ها، کاهش فتوسنتز و کاهش رشد سلول و در نهایت کاهش رشد شاخساره و عملکرد می‌شود (موناس و تستر[7]، ۲۰۰۸). از آنجایی که کلرید سدیم محلول‌ترین و فراوان‌ترین نمک موجود در خاک است، تمامی گیاهان مکانیسم‌هایی را به منظور کنترل انباشت آن اتخاذ می‌نمایند. برخی از این مکانیسم‌ها شامل قابلیت کاهش جذب کلر یا سدیم توسط ریشه‌ها و عدم انتقال آن‌ها به قسمت‌های هوایی، توزیع یکنواخت یون‌های سمی در داخل واکوئل‌ها و تجمع یون‌های متعادل کننده اسمز در داخل سیتوپلاسم است (گارسیا-سانچز[8] و همکاران، ۲۰۰۷). شوری خاک به طور مستقیم ریشه‌ها را تحت تأثیر قرار می‌دهد، بنابراین انتخاب ارقام مناسب در نواحی متأثر از شوری برای تولید پایدار میوه، امری اجتناب ناپذیر است (ماتسوموتو[9] و همکاران، ۲۰۰۶). بسیاری از زمین‌های دیم و آبی کشور به دلیل کاهش میانگین بارندگی طی سالیان اخیر و تغییر در شرایط اقلیمی تبدیل به زمین‌های شور شده‌اند و این روند ادامه دارد. از اینرو ضروری است که متخصصین علوم باغبانی به دنبال راهکارهایی برای مقابله با این پدیده باشند. به دلیل تحمل انجیر به شرایط خشکی می‌توان در مناطق مستعد به صورت دیم اقدام به پرورش آن کرد و همچنین در بسیاری از مناطق کشور، با آبیاری بسیار کمتر نسبت به سایر درختان میوه اقدام به پرورش آن نمود. گزینش و تولید ارقام متحمل به شوری به صورت استفاده مستقیم و یا به عنوان پایه برای ارقام تجاری از طریق انجام آزمایش‌های مختلف، یکی از این راهکارهاست که می‌تواند در آینده مفید واقع شود. با شناسایی ارقام و پایه‌های کارآمد در شرایط تنش، میتوان از آنها در احداث باغ‌های جدید و در برنامه‌های بهنژادی و تلاقی‌های کنترل شده به عنوان والد مناسب استفاده نمود (جعفری و راحمی، ۱۳۹۵). پژوهش‌های متعدد نشان داده است که تحمل به شوری در برخی از درختان میوه را می‌توان با استفاده از انواع پایه‌ها و یا پیوندک‌های متحمل به شوری، افزایش داد. به عنوان مثال برخی از ارقام انگور به دلیل قابلیت جلوگیری از جذب و انتقال سدیم یا کلر به قسمت‌های هوایی گیاه، به عنوان پایه‌های متحمل به شوری قلمداد می‌شوند (فیساراکیس[10] و همکاران، ۲۰۰۴). پایه‌های گیلاس نیز قادرند که تحمل پیوندک نسبت به شوری را افزایش دهند. در آلو پایه پیکسی به عنوان پایه نسبتا متحمل به شوری و پایه‌های ماریانا جی۸ و میروبالان بی-ف۱، به عنوان پایه‌های حساس به شوری مطرح می‌باشند. پایه‌های مرکبات هم اختلاف گسترده‌ای در تحمل شوری خاک دارند و تمام درختان مرکبات تجاری بر روی پایه‌هایی پیوند می‌شوند که قادرند مقدار تجمع کلر یا سدیم موجود در برگ‌ها را کنترل نمایند (گارسیا-سانچز و مکاران، ۲۰۰۷).

از اینرو برای مشخص نمودن وضعیت تحمل به شوری و

1. Vallejo
2. Oliveira
3. FAO
4. Rengasmy
5. Rady
6. Metalvi
7. Munans and Tester
8. Garcia-Sanchez
9. Matsumoto
10. Fisarakis



شکل ۱- A: میوه دو رقم انجیر، سمت راست رقم رونو و سمت چپ رقم کشکی، B: بذرهای دو رقم انجیر کشت‌شده درون شیشه، سمت راست رقم رونو و سمت چپ رقم کشکی، C: جوانه‌زنی و رشد دانهال‌های دو رقم انجیر، سمت راست رقم رونو و سمت چپ رقم کشکی و D: گیاهچه‌های انجیر در مرحله ۸ برگی، قبل از انتقال به محیط حاوی تیمارهای شوری

همچنین انتخاب بهترین ارقام بعنوان پایه‌های متحمل به شوری در این گیاه، انجام پژوهش‌های علمی امری لازم است. گزینش و بهنژادی ارقام متحمل به شوری در کنار اعمال مدیریت صحیح آب و خاک می‌تواند محدودیت کشت در زمین‌های شور را تا حد قابل قبول برطرف نماید. استفاده از کشت درون شیشه‌ای از آن جهت اهمیت دارد که می‌توان عوامل محیطی تأثیرگذار بر آزمایش‌ها را کنترل کرد. همچنین استفاده از کشت درون شیشه‌ای باعث می‌شود غربالگری روی تعداد بسیار زیادی از دانهال‌ها در فضای محدودتری و در زمان کوتاه‌تری انجام پذیرد (فیلیپس و همکاران، ۲۰۱۹). تکنیک کشت بافت برای انتخاب گیاهان متحمل به تنش‌های غیرزنده از جمله، شوری، خشکی و سایر تنش‌ها در بسیاری از گیاهان استفاده شده است (شاتنوی و همکاران[1]، ۲۰۰۹).

هدف از انجام این پژوهش، بررسی برخی از پاسخ‌های مورفولوژیکی و بیوشیمیایی دانهال‌های تحت تنش شوری در دو رقم انجیر، رونو[2] و کشکی[3] (گروه انجیرهای تازه خوری) و مشخص کردن میزان تحمل به شوری دانهال‌های این ارقام است.

مواد و روش‌ها

برای انجام تنش شوری در شرایط کشت بافت، از دانهال‌های انجیر رقم کشکی و رنو در مرحله ۸ برگی استفاده شد. به اینصورت که میوه‌های دو رقم انجیر، از محصول سال جاری از مرکز تحقیقات انجیر استهبان تهیه شد. میوه‌ها به مدت ۲۴ ساعت در آب خیسانده شد تا بذرها از آن به راحتی جدا شود و سپس بذرها به کمک دستکش و پارچه کاملا شسته شد تا مواد قندی چسبیده به آن‌ها از بذر جدا شود (شکل ۱).

آماده‌سازی محیط کشت

در این آزمایش از محیط کشت پایه MS[4] بهینه شده با ۱۰۰ میلی‌گرم بر لیتر میواینوزیتول، ۲ میلی‌گرم بر لیتر گلایسین، ۱ میلی‌گرم بر لیتر اسیدنیکوتینیک، ۰/۱ میلی‌گرم بر لیتر تیامین، ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر پیریدوکسین، ۳۰ گرم بر لیتر ساکارز و ۰/۸٪ آگار استفاده شد.

کشت بذر و رشد دانهال‌ها

پس از آماده‌سازی محیط کشت MS بهینه شده، بذرهای دو رقم انجیر، برای جوانه‌زنی و رشد اولیه، روی محیط کشت قرار گرفت. پس از جوانه‌زنی بذرها و رسیدن دانهال‌ها به مرحله ۸ برگی، دانهال‌های یکسان از نظر طول و وضعیت ظاهری گیاهچه، انتخاب شد و برای اعمال تیمارهای شوری به محیط کشت MS بهینه شده جدید، همراه با غلظت‌های مختلف کلرید سدیم (۰، ۴۰، ۸۰ و ۱۲۰ میلی‌مولار) منتقل شد.

اندازه‌گیری صفات مورفولوژیک

پس از ۳ هفته از اعمال تنش، دانهال‌ها از ظروف کشت خارج شده و شسته شدند. صفات رشدی از جمله طول شاخساره، تعداد برگ، سطح برگ، وزن تر و خشک شاخساره و ریشه اندازه گیری شد. طول نسبی ساقه و ریشه با استفاده از خط‌کش اندازه‌گیری شد. تعداد برگ از طریق شمارش برگ‌ها انجام گرفت. سطح برگ به وسیله دستگاه اندازه‌گیری سطح برگ (T Device leafarea meter)

1. Shatnawi
2. Rounou
3. Kushki'
4. Murashige and Skoog

ساخت کشور انگلستان انجام گرفت. وزن‌تر اندام‌های هوایی و ریشه به وسیله ترازوی دیجیتال اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن تر، دانهال‌های انجیر از شیشه‌های کشت خارج شد و شاخساره و ریشه از محل طوقه از یکدیگر جدا شد و وزن‌تر شاخساره و ریشه جداگانه اندازه گیری شد. سپس نمونه‌ها درون کیسه‌های کاغذی قرار گرفتند و به مدت ۴۸ ساعت در دستگاه آون (مدل Memmert ساخت آلمان) با دمای ۷۰ درجه سلسیوس قرار داده شد و وزن خشک شاخساره و ریشه‌ها هم اندازه‌گیری شد.

عناصر معدنی (میزان یون‌های سدیم و پتاسیم بخش هوایی و ریشه)

میزان اندازه‌گیری یون‌های سدیم و پتاسیم، پس از خاکسترکردن نمونه‌های گیاهی و اضافه کردن ۵ میلی‌لیتر اسید هیدروکلریک، با آب مقطر داغ حجم آن به ۵۰ میلی‌لیتر رسانده و با استفاده از دستگاه شعله‌سنج (Jenway PEP7, ELE Instrument Co. Ltd) تعیین شد.

برای اندازه‌گیری میزان کلر ۰/۵ گرم پودر خشک شده برگ را با ۰/۱۲ گرم اکسیدکلسیم و آب مقطر تبدیل به خمیر کرده سپس در کوره قرار داده شد تا خاکستر شود. سپس ۱۵ میلی‌لیتر آب مقطر به آن اضافه شد و با کاغذ صافی شماره ۶۱۵ صاف شد و به حجم ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد سپس ۵ قطره کرومات پتاسیم ۵٪ به آن افزوده شد و با نیترات نقره ۰/۰۵ نرمال تیتر گردید تا رسوب قرمز آجری دیده شود. سپس با استفاده از فرمول زیر درصد کلر محاسبه شد.

$$\%Cl=\frac{(ml\ AgNO3-ml\ blank)\times N\ AgNO3\times 35.5\times 100}{g\ sample\times 1000}$$

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی

برای اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (SOD) از روش بیچامپ و فریدوویچ[1] (۱۹۷۱) استفاده شد.

برای تعیین میزان فعالیت کمی آنزیم کاتالاز (CAT) از روش تغییر یافته چانس و ماهلی[2] (۱۹۹۵) استفاده شد.

برای اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX)، ابتدا ۲ میلی‌لیتر بافر فسفات سیترات در کووت ریخته و ۳۵/۲ میلی‌لیتر گوایکول ۰/۲ مولار اضافه گردید.

1. Bichamb and Fridovich
2. Chance and Maehly

پس از آن ۱۶/۸ میلی‌لیتر عصاره استخراج شده به آن اضافه شد و بی‌درنگ محلول به هم زده شد و اسپکتروفتومتر مقدار جذب نوری در طول موج ۴۳۶ نانومتر به مدت ۲ دقیقه و به فواصل ۱۰ ثانیه قرائت گردید (چانس و ماهلی، ۱۹۹۵).

اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم آسکوربیک پراکسیداز (APX)، مقدار ۵۰ میکرولیتر از عصاره استخراج را با یک میلی‌لیتر محلول اندازه‌گیری آسکوربیک پراکسیداز (۵۰ میلی‌مول بافر فسفات‌پتاسیم (pH=۷)، ۰/۱ میلی‌مول EDTA، ۰/۵ میلی‌مولار اسید آسکوربیک (ASA) و ۰/۱۵ میلی‌مولار پراکسیدهیدروژن (H_2O_2) مخلوط شد. سپس جذب آن را در طول موج ۲۹۰ نانومتر، بعد از مدت یک دقیقه با دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد (ناکانو و اسدا[3]، ۱۹۸۱).

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم پلی‌فنول‌اکسیداز (PPO) با استفاده از روش کار و میشرا[4] (۱۹۷۶) انجام شد. مخلوط واکنش شامل (بافر تریس ۰/۲ مولار با pH=۷/۶ و پیروگالول ۰/۰۲ مولار) بود. واکنش با افزودن ۱۰۰ میکرو لیتر عصاره آنزیمی شروع شد. کاهش در جذب پیروگالول در ۴۲۰ نانومتر، پس از ۵ دقیقه در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد نسبت به زمان شروع واکنش، محاسبه گردید.

سنجش مقدار مالون‌دآلدئید (MDA)، به روش هت و پیکر[5] (۱۹۶۹) انجام شد.

تجزیه و تحلیل آماری

تیمارهای مورد استفاده در این آزمایش شامل ۴ سطح شوری و ۲ رقم انجیر به صورت فاکتوریل در قالب طرح کامل تصادفی با ۵ تکرار و در هر تکرار ۲ دانهال، انجام شد. تجزیه آماری داده‌ها با استفاده از نرم افزار SAS 9.1 و مقایسه میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون دانکن در سطح ۵٪ انجام شد.

3. Nakano and Asada
4. Kar and Miishra
5. Heath and Packer

نتایج و بحث

اثر شوری بر برخی صفات مورفولوژیک اندازه‌گیری شده

نتایج تجزیه واریانس و مقایسه میانگین صفات مورفولوژیک اندازه گیری شده به ترتیب در جدول ۱ و ۲ آورده شده است. نتایج تجزیه واریانس داده‌ها وجود اختلاف معنی‌داری بین سطوح مختلف تیمارهای شوری در تعداد بـرگ، سطح برگ، طول ساقه، وزن‌تر و خشک شاخساره و ریشه در سطح ۱ درصد نشان داد (جدول۱). براساس نتایج مقایسه میانگین‌ها با افزایش غلظت نمک در محیط کشت، تعداد برگ، سطح برگ، میزان رشد ساقه در هر دو رقم کاهش یافت، تا حدی که در تیمار۱۲۰ میلی‌مولار فقط ۲ یا ۳ برگ بسیار کوچک در هر دانهال وجود داشت. بیشترین میزان سطح برگ در هر دو رقم در تیمار شاهد و کمترین میزان سطح برگ در رقم کشکی (۲/۵۸) در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار مشاهده شد که تفاوت معنی‌داری با رقم رونو در این غلظت نداشت (جدول۲). کاهش تعداد برگ از جمله دلایلی است که برای کاهش شاخص سطح برگ در گیاهان در معرض شوری بیان شده است. خسارت به بافت‌های فتوسنتزی و کاهش تبادلات گازی برگ‌ها به علت همبستگی میان غلظت یون‌ها در بافت برگ و سرعت تبادل CO_2 نیز یکی از دلایل موثر در کاهش سطح برگ است. همچنین کاهش فشار تورژسانس لازم جهت توسعه سلولی و کاهش پتانسیل آب برگ در کاهش میزان سطح برگ موثر است (جبور[1] و همکاران، ۲۰۰۴). جهت درک کاهش رشد گیاهان در محیط‌های شور بایستی به فرآیندهایی که توسعه برگ‌ها را محدود می‌سازد توجه داشت و در واقع گیاه با کاهش سطح برگ میزان تبخیر خود را کاهش می‌دهد و مانع از دست رفتن آب می‌شود و در نتیجه آن میزان تولید مواد فتوسنتزی نیز کاهش می‌یابد (لازوف[2] و برنستین، ۱۹۹۸). رشد ساقه در تیمار شاهد (۸/۵۳ سانتی‌متر) و در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار نمک با میانگین (۱/۸۸ سانتی‌متر) به ترتیب دارای بیشترین و کمترین مقدار بود.

همچنین نتایج نشان داد بین دو رقم اختلاف آماری معنی داری وجود ندارد. با افزایش شوری، میزان رشد ریشه در هر دو رقم به طور معنی‌داری کاهش یافت. رقم رونو با میانگین طول ریشه (۴/۰۹ سانتی‌متر) اختلاف معنی‌داری با رقم کشکی (۳/۳۰ سانتی‌متر) داشت. بیشترین طول ریشه (۶/۶۵ سانتی‌متر) در دانهال‌های تیمار شاهد رقم رونو مشاهده شد که اختلاف معنی‌داری با سایر تیمارها داشت و کمترین طول ریشه مربوط به دانهال‌های هر دو رقم انجیر در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار کلرید سدیم بود که اختلاف معنی‌داری با یکدیگر نداشتند. گزارشات متعدد نشان می‌دهد که اعمال تنش شوری روی درختان میوه از جمله انجیر، باعث کاهش تعداد برگ، تعداد شاخه، طول شاخه و عملکرد شده است که با نتایج مطالعه حاضر در یک راستا است (سلیمان و آلهادی[3]، ۲۰۱۷؛ عبدلی‌نژاد و شکافنده[4]، ۲۰۱۴؛ شیاب[5] و همکاران، ۲۰۰۳؛ مالمیر و همکاران، ۱۳۹۶؛ زارعی و همکاران، ۱۳۹۶). یکی از اولین اثرات تنش شوری کاهش سرعت رشد است. شوری توان گیاه برای جذب آب را کاهش داده و منجر به کاهش رشد می‌شود. کاهش پتانسیل اسمزی آب باعث کاهش مقدار جذب آب، بسته شدن روزنه‌ها می‌شود. همچنین تجمع سدیم و کلر در بافت‌ها باعث کاهش تقسیم یاخته‌ای، فتوسنتز و در نهایت باعث کاهش رشد و عملکرد گیاه می‌شود (پاریهار[6] و همکاران، ۲۰۱۵).

نتایج مطالعه حاضر نشان داد با افزایش شوری محیط کشت، وزن‌تر و خشک شاخساره در هر دو رقم به طور معنی‌داری کاهش یافت. بطوریکه وزن‌تر شاخساره از ۳/۹۰ به ۱/۸۷ در رقم رونو از ۴/۱۰ به ۱/۷۷ گرم، در رقم کشکی کاهش داشت. همچنین تفاوت معنی‌داری در وزن خشک شاخساره بین دو رقم مشاهده نشد. نتایج نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت، میزان وزن‌تر و خشک ریشه در هر دو رقم انجیر به طور معنی‌داری کاهش نشان داد. بیشترین میزان وزن خشک ریشه در تیمار شاهد در هر دو رقم و کمترین میزان وزن خشک ریشه در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار، در هر دو رقم مشاهده شد. (جدول ۲). سلیمان و آلهادی (۲۰۱۷)، نیز با بررسی تنش شوری در چهار رقم انجیر، کاهش وزن‌تر و خشک شاخساره به ترتیب از ۳/۵۵ به ۱/۸۵ و ۱/۸۹ به ۱/۰۴

1. Gebauer
2. Lazof and Bernstein
3. Soliman and Alhady
4. Abdolinejad
5. Shiyab
6. Parihar

جدول ۱- تجزیه واریانس تأثیر غلظت‌های مختلف کلریدسدیم بر خصوصیات مورفولوژیک دو رقم انجیر در شرایط کشت بافت

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		تعداد برگ	سطح برگ	طول ریشه	وزن‌تر شاخساره	وزن خشک شاخساره	وزن خشک ریشه
رقم	۱	۰/۰۵^{ns}	۱/۹۸^{ns}	۱۲/۷۱**	۰/۰۰۸^{ns}	۰/۰۰۰۷^{ns}	۰/۱۴**
شوری	۳	۱۵۵/۸۱**	۱۵۳/۱۲**	۱۰۸/۴۸**	۱۷/۰۲**	۱/۵۳**	۲/۰۲**
رقم*شوری	۳	۲/۰۱^{ns}	۱/۲۸^{ns}	۲/۳۲**	۰/۵۳*	۰/۰۴*	۰/۰۲^{ns}
خطای آزمایشی	۷۲	۱/۷۶	۰/۹۶	۰/۲۴	۰/۱۶	۰/۰۱۵	۰/۰۱
ضریب تغییرات (درصد)	-	۲۰/۸۴	۱۷/۶۹	۱۳/۲۸	۱۴/۲۵	۱۴/۲۵	۲۱/۷۶

*،** و ns به ترتیب معنی‌دار در سطح ۵ درصد، ۱ درصد و عدم اختلاف معنی‌دار

جدول ۲- مقایسه میانگین اثر متقابل رقم و غلظت کلرید سدیم بر برخی صفات مورفولوژیک انجیر

رقم	غلظت نمک (mM)	تعداد برگ	سطح برگ (cm^2)	طول ساقه (cm)	طول ریشه (cm)	وزن تر شاخساره (gr)	وزن خشک شاخساره (gr)	وزن تر ریشه (gr)	وزن خشک ریشه (gr)
'رونو'	۰	۹/۷۰^{a}	۸/۷۴^{a}	۸/۵۲^{a}	۶/۶۵^{a}	۳/۹۰^{a}	۱/۱۷^{a}	۲/۸۳^{a}	۰/۹۶^{a}
	۴۰	۷/۰۰^{b}	۶/۵۴^{b}	۷/۶۲^{b}	۵/۷۱^{b}	۲/۹۷^{b}	۰/۸۹^{bc}	۲/۳۰^{b}	۰/۷۸^{b}
	۸۰	۵/۳۰^{c}	۳/۵۵^{d}	۳/۸۳^{c}	۳/۱۰^{d}	۲/۷۵^{c}	۰/۸۲^{c}	۱/۵۴^{c}	۰/۵۲^{c}
	۱۲۰	۳/۶۰^{d}	۲/۷۳d^{e}	۲/۴۰^{d}	۰/۹۳^{e}	۱/۸۷^{e}	۰/۵۶^{e}	۰/۶۰^{e}	۰/۲۰^{e}
'کشکی'	۰	۹/۷۰^{a}	۹/۰۹^{a}	۸/۵۵^{a}	۵/۶۲^{b}	۴/۱۰^{a}	۱/۲۳^{a}	۲/۶۹^{a}	۰/۹۱^{a}
	۴۰	۷/۸۰^{b}	۶/۵۹^{b}	۶/۸۷^{b}	۴/۰۵^{c}	۳/۳۳^{b}	۰/۹۹^{b}	۱/۸۴^{c}	۰/۶۲^{c}
	۸۰	۵/۰۰^{c}	۴/۵۶^{c}	۳/۶۵^{c}	۲/۸۷^{d}	۲/۳۷^{d}	۰/۷۱^{d}	۱/۱۶^{d}	۰/۳۹^{d}
	۱۲۰	۲/۹۰^{d}	۲/۵۸^{e}	۱/۳۷^{d}	۰/۶۶^{e}	۱/۷۷^{e}	۰/۵۳^{e}	۰/۵۵^{e}	۰/۱۹^{e}

میانگین‌هایی که در هر ستون با حروف مختلف مشخص شده‌اند، بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن، اختلاف معنی‌داری با یکدیگر در سطح احتمال ۵ درصد دارند.

گرم را با افزایش سطح شوری گزارش کردند.

اثر تیمارهای مختلف شوری بر میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی برگ

نتایج آورده شده در جدول ۳ و ۴ نشان می‌دهد که به طور کلی با افزایش غلظت نمک تا ۸۰ میلی‌مولار در محیط کشت، میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی نیز افزایش داشت. کمترین میزان فعالیت آنزیم SOD در تیمار شاهد مشاهده شد. که نسبت به سایر دانهال‌ها تفاوت آماری معنی‌داری نشان دادند. نتایج نشان می‌دهد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت، فعالیت آنزیم کاتالاز نیز افزایش زیادی نشان داد. بین تیمارهای مختلف شوری اختلاف معنی‌داری وجود داشت، بیشترین فعالیت آنزیم کاتالاز در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین میزان فعالیت هم مربوط به تیمار شاهد بود که نسبت به سایر تیمارها اختلاف معنی‌داری داشت. این آنزیم به طور مستقیم پراکسید هیدروژن را به آب و اکسیژن تبدیل کرده و سمیت این رادیکال آزاد اکسیژن را کاهش می‌دهد (اپلیسوتا[1] و همکاران، ۲۰۰۷). بطور کلی آنزیم‌ها آنتی‌اکسیدان با حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن نقش مهمی در محافظت از سلول‌های گیاهان عالی در برابر تنش‌های زنده و غیرزنده دارد (پاسیورا[2]، ۱۹۹۶) و سبب پایداری گیاه در برابر بسیاری از تنش‌های محیطی می‌شوند (وان[3] و همکاران، ۱۹۹۰؛ وسل[4]، ۱۹۹۱؛ سارواجیت و توجا[5]، ۲۰۱۰) . نتایج نشان داد که با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز افزایش نشان داد. بطوریکه بیشترین میزان فعالیت گایاکول‌پراکسیداز در بین تیمارهای مختلف شوری مربوط به رقم کشکی و تیمار ۸۰ میلی‌مولار کلرید سدیم

1. Azpilicueta
2. Passioura
3. Van
4. Waisel
5. Sarvajeet and Tuteja

جدول ۳-نتایج تجزیه واریانس تأثیرغلظت‌های مختلف کلریدسدیم بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان دو رقم انجیر در شرایط کشت بافت

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		PPO	CAT	APX	SOD	MDA
رقم	۱	۰/۵۴*	۷/۰۳**	۴/۲۷**	۸۵/۱۱**	۰/۰۸ns
شوری	۳	۳۲/۷۵**	۱۳/۳۶**	۳۹/۵۹**	۳۱۸/۶۴**	۲۷/۵۷**
رقم*شوری	۳	۱/۹۱**	۱/۸۸**	۳/۸۷**	۷/۹۰**	۰/۴۴**
خطای آزمایشی	۳۲	۰/۰۹	۰/۰۴	۰/۱۴	۱/۷۰	۰/۰۹
ضریب تغییرات (درصد)	-	۱۰/۵۶	۱۰/۶۰	۹/۸۸	۴/۹۷	۱۱/۶۲

*،** و ns به ترتیب معنی دار در سطح ۵ درصد، ۱ درصد و عدم اختلاف معنی دار.

جدول ۴- مقایسه میانگین اثر متقابل رقم و غلظت‌های کلرید سدیم بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی

رقم	غلظت نمک (mM)	سوپر اکسید دیسموتاز (U/mg protein)	کاتالاز (U/mg protein)	آنزیم گایاکول پراکسیداز (U/mg protein)	آنزیم پلی فنل اکسیداز (U/mg protein)	مالون دی آلدهید (mg/g F.W)	آسکوربات پراکسیداز (U/mg protein)
'رونو'	۰	۱۹/۴۱f	۰/۹۰e	۱/۴۴e	۰/۸۷f	۰/۹۴f	۱/۸۸f
	۴۰	۲۲/۷۱e	۱/۳۵d	۱/۴۶e	۱/۷۹e	۱/۹۵d	۳/۴۶d
	۸۰	۲۶/۴۵c	۱/۵۵cd	۲/۱۰c	۲/۹۱d	۳/۴۶c	۲/۸۷e
	۱۲۰	۳۰/۵۸b	۲/۶۳b	۱/۸۲d	۵/۶۲a	۴/۲۳b	۵/۹۲b
'کشکی'	۰	۲۱/۰۸ef	۰/۸۰e	۱/۵۴e	۰/۹۱f	۰/۶۵f	۱/۳۷g
	۴۰	۲۴/۴۵d	۱/۷۵c	۱/۹۹cd	۲/۶۸d	۱/۳۷e	۳/۳۱de
	۸۰	۲۹/۲۴b	۲/۷۲b	۲/۸۳a	۳/۸۴c	۳/۵۵c	۵/۱۰c
	۱۲۰	۳۶/۰۵a	۴/۵۱a	۲/۳۷b	۴/۷۰b	۴/۶۲a	۶/۹۶a

میانگین‌هایی که در هر ستون با حروف مختلف مشخص شده‌اند، بر اساس آزمون چنددامنه‌ای دانکن، اختلاف معنی‌داری با یکدیگر در سطح احتمال ۵ درصد دارند

(۲/۸۳) بود که اختلاف معنی‌داری با سایر تیمارها داشت و کمترین میزان فعالیت آنزیم (۱/۴۴) نیز در تیمار شاهد و رقم رونو مشاهده شد. آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز و پراکسیداز به ترتیب کاتالیزکننده رادیکال‌های آزاد و پراکسید هیدروژن تولید شده در تنش هستند و از این راه آسیب بافتی اینگونه رادیکال‌های آزاد اکسیژنی را به حداقل می‌رسانند (گیل[1] و توتجا، ۲۰۱۰). آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز با پایین نگه داشتن غلظت سوپراکسید باعث می‌شود که تشکیل رادیکال هیدروکسیل به حداقل برسد (بولر[2] و همکاران، ۱۹۹۲). فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز تا شوری ۸۰ میلی‌مولار افزایش یافت و در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار کاهش داشت. آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX) مسئول حذف پراکسیدهیدروژن از سیستم‌های بیولوژی است (هدج[3]، ۱۹۹۷؛ اسدا[4]، ۱۹۹۹). این آنزیم با تجزیه ایندول تری‌استیک‌اسید (IAA)، داشتن نقش موثر در تولید لیگنین و مصرف پراکسیدهیدروژن باعث تحمل گیاهان در برابر بسیاری از تنش‌های زنده و غیر زنده می‌شود (رادوتیک[5] و همکاران، ۲۰۰۰؛ هالیول[6]، ۱۹۸۷). میزان فعالیت آنزیم آسکوربات (APX) بین دو رقم تفاوت معنی‌داری مشاهده شد به طوری که فعالیت این آنزیم در رقم کشکی بیشتر از رقم رونو بود که از نظر آماری تفاوت معنی‌داری نشان دادند. بیشترین فعالیت APX در رقم کشکی در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار (۶/۹۶) و

1. Gill
2. Bowler
3. Hodges
4. Asada
5. Radotic
6. Halliwell

کمترین فعالیت APX در تیمار شاهد رقم کشکی (۱/۳۷) مشاهده شد که اختلاف معنی‌داری با سایر تیمارها داشتند. نتایج نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان فعالیت آنزیم PPO افزایش داشت به نحوی که بیشترین فعالیت این آنزیم در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین میزان فعالیت در تیمار شاهد مشاهده شد. بیشترین میزان فعالیت آنزیم MDA (۴/۶۲) در رقم کشکی در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار کلریدسدیم مشاهده شد. کمترین میزان فعالیت آنزیم مالون‌دی‌آلدهید (MDA) در هر دو رقم در تیمار شاهد مشاهده شد که نسبت به سایر تیمارها تفاوت آماری معنی‌داری نشان دادند (جدول ۳ و ۴). افزون براثر مستقیم شوری بر گیاهان، یکی دیگر از اثرات شوری افزایش تنش اکسیداتیو و تجمع گونه‌های فعال اکسیژن مانندپراکسیدهیدروژن، سوپراکسید و هیدروکسیل است که باعث پراکسیداسیون لیپیدها، تخریب پروتئین‌ها، آنزیمها و آسیب به نوکلئیک اسیدها می‌شود (ازدن[1] و همکاران، ۲۰۰۹؛ پاریدا[2] و داس، ۲۰۰۵) افزایش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در تنش‌های مختلف در گلابی و انجیر گزارش شده است (مالمیر و همکاران، ۱۳۹۶؛ عبدلی‌نژاد و شکافنده، ۲۰۱۴). بطور کلی تنش‌های غیرزنده مانند شوری و خشکی باعث افزایش انواع اکسیژن فعال (ROS) در گیاه می‌شود. دامنه وسیعی از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در انواع ترکیبات سلولی مربوط به گیاهان مختلف شناسایی شده است. اکسیژن فعال ممکن است با مولکول‌های بزرگی مانند پروتئین، لیپید و دئوکسی ریبونوکلئیک اسید واکنش دهد و باعث آسیب به غشا و فعالیت غیرعادی سلول‌ها شود. فعالیت هم زمان سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، کاتالاز (CAT)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، مونودهیدرو آسکوربات ردوکتاز (MDHAR) دهیدرو آسکوربات ردوکتاز (DHAR) و گلوتاتیون‌ردوکتاز (GR) به عنوان قسمتی از سامانه آنتی‌اکسیدانی، می‌توانند سلول را در مقابل گونه‌های فعال اکسیژن حفاظت کنند. سلول‌های گیاهی برای مقابله با اکسیژن فعال تولید شده تحت شرایط تنش با دو استراتژی اصلی یعنی کاهش اکسیژن فعال در کل ساختار آناتومی گیاه و همچنین سازگاری فیزیولوژیکی، با اکسیژن فعال مقابله می‌کنند (یون[3]، ۲۰۱۵؛ میرزایی[4] و همکاران، ۲۰۱۳؛ گیل و توجا، ۲۰۱۲).

اثر تیمارهای شوری بر میزان عناصر برگ و ریشه

نتایج تجزیه واریانس و مقایسه میانگین اثر تیمارهای شوری بر میزان عناصر برگ و ریشه (جدول ۵ و ۶) نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان سدیم برگ افزایش بسیار زیادی داشت. بطوریکه بیشترین تجمع سدیم در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار مشاهده شد که نسبت به سایر تیمارها اختلاف معنی‌داری داشت، دو رقم انجیر در تجمع سدیم اختلاف معنی‌داری نشان دادند، بطوریکه که رقم رونو سدیم بیشتری نسبت به رقم کشکی داشت. همچنین نتایج اثر تیمارهای شوری نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت، میزان سدیم ریشه نیز به شدت افزایش یافت و بین تیمارهای مختلف شوری اختلاف آماری معنی‌داری وجود داشت. بیشترین میزان سدیم ریشه (۱/۵۶) در رقم رونو در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین میزان سدیم ریشه در دانهال‌های تیمار شاهد هر دو رقم مشاهده شد که با سایر تیمارها اختلاف معنی‌داری نشان دادند. نتایج نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان تجمع یون کلر در برگ افزایش یافت، به صورتی که رقم کشکی نسبت به رقم رونو کلر بیشتری در برگ‌های خود تجمع داد. بیشترین میزان تجمع یون کلر در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین میزان تجمع در تیمار شاهد مشاهده شد. با افزایش غلظت نمک میزان تجمع یون کلر در ریشه هر دو رقم افزایش زیادی داشت، رقم رونو نسبت به رقم کشکی میزان کلر بیشتری در ریشه داشت که دو رقم از لحاظ آماری اختلاف معنی‌داری نشان دادند. به طور کلی نتایج اثر تیمارهای شوری در کشت درون شیشه‌ای نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان پتاسیم برگ به طور معنی‌داری کاهش یافت. بیشترین میزان پتاسیم برگ در تیمار شاهد و کمترین میزان آن در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار مشاهده شد و میان رقم‌های انجیر اختلاف معنی‌داری وجود نداشت. بیشترین میزان پتاسیم برگ با میانگین (۴/۰۳) در دانهال‌های رقم کشکی تیمار شاهد و کمترین میزان پتاسیم در دانهال‌های هر دو رقم در تیمار ۱۲۰

1. Ozden
2. Parida and Das
3. Yoon
4. Mirzaee

جدول ۵- نتایج تجزیه واریانس تاثیرغلظت های مختلف کلرید سدیم بر میزان تجمع برخی عناصر دو رقم انجیر در شرایط کشت بافت

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		سدیم برگ	سدیم ریشه	کلر ریشه	پتاسیم برگ	سدیم/ پتاسیم برگ	سدیم/ پتاسیم ریشه
رقم	۱	۰/۰۱*	۰/۱۲**	۰/۰۳**	۰/۰۴*	۰/۰۰۴**	۰/۰۳**
شوری	۳	۱/۳۹**	۲/۲۶**	۳/۹۴**	۳/۵۷**	۰/۳۱**	۰/۶۶**
رقم*شوری	۳	۰/۰۳**	۰/۰۱**	۰/۰۰۶ns	۰/۰۰۷ns	۰/۰۰۶**	۰/۰۰۷**
خطای آزمایشی	۱۶	۰/۰۰۱	۰/۰۰۱	۰/۰۰۲	۰/۰۰۵	۰/۰۰۰۲	۰/۰۰۰۲
ضریب تغییرات (درصد)	-	۶/۵۴	۴/۸۸	۳/۳۹	۲/۵۰	۶/۶۷	۴/۶۶

*،** و ns به ترتیب معنی‌دار در سطح ۵ درصد، ۱ درصد و عدم اختلاف معنی‌دار

جدول۶- مقایسه میانگین اثر متقابل رقم و تیمارهای شوری بر میزان عناصر برگ و ریشه

رقم انجیر	غلظت نمک (mM)	سدیم برگ (% F.W)	سدیم ریشه (% F.W)	کلر برگ (% F.W)	کلر ریشه (% F.W)	پتاسیم برگ (% F.W)	پتاسیم ریشه (% F.W)	نسبت سدیم به پتاسیم برگ	میزان سدیم به پتاسیم ریشه
	۰	۰/۰۱f	۰/۰۴g	۰/۸۱g	۰/۵۹e	۳/۸۵b	۲/۴۹bc	۰/۰۰۴e	۰/۰۱g
’رونو‘	۴۰	۰/۳۴e	۰/۴۵e	۲/۰۶f	۱/۳۰d	۳/۲۴c	۲/۵۴b	۰/۱۰d	۰/۱۷e
	۸۰	۰/۷۶c	۰/۹۱c	۳/۱۸d	۲/۱۵b	۲/۶۶d	۲/۳۰d	۰/۲۸c	۰/۳۹c
	۱۲۰	۱/۲۶a	۱/۵۶a	۴/۵۷a	۲/۴۱a	۲/۱۴e	۱/۸۱f	۰/۵۹a	۰/۸۶a
	۰	۰/۰۱f	۰/۰۴g	۰/۷۸g	۰/۵۶e	۴/۰۳a	۲/۶۸a	۰/۰۰۴e	۰/۰۱g
’کشکی‘	۴۰	۰/۴۵d	۰/۳۰f	۲/۳۴e	۱/۲۴d	۳/۳۶c	۲/۴۵c	۰/۱۳d	۰/۱۲f
	۸۰	۰/۷۰c	۰/۶۷d	۳/۴۲c	۱/۹۷c	۲/۶۷d	۲/۳۰d	۰/۲۶c	۰/۲۹d
	۱۲۰	۱/۰۲b	۱/۳۷b	۴/۳۸b	۲/۳۵a	۲/۱۸e	۱/۹۶f	۰/۴۶b	۰/۶۹b

میانگین‌هایی که در هر ستون با حروف مختلف مشخص شده اند، بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن، اختلاف معنی‌داری با یکدیگر در سطح احتمال ۵ درصد دارند

میلی‌مولار مشاهده شد. همچنین نتایج اثر تیمارهای شوری نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان پتاسیم ریشه به طور معنی‌داری کاهش داشت ولی میان رقم ها تفاوت معنی‌داری وجود نداشت. بین تیمارهای مختلف شوری تفاوت معنی‌داری وجود داشت به طوری که بیشترین میزان پتاسیم در تیمار شاهد و کمترین میزان آن در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار مشاهده شد. نتایج برهمکنش تیمارهای شوری و رقم نشان داد که بیشترین میزان پتاسیم ریشه با میانگین (۲/۶۸) در رقم کشکی در تیمار شاهد و کمترین میزان پتاسیم در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار در هر دو رقم مشاهده شد. با افزایش غلظت نمک در محیط کشت نسبت سدیم به پتاسیم برگ به طور معنی‌داری افزایش یافت. بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم برگ در هر دو رقم انجیر در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین نسبت در هر دو رقم انجیر در تیمار شاهد مشاهده شد که بین دو رقم اختلاف معنی‌داری وجود نداشت. همچنین نتایج نشان داد با افزایش غلظت نمک در محیط کشت نسبت سدیم به پتاسیم ریشه نیز به طور معنی‌داری افزایش یافت و رقم رونو نسبت به رقم کشکی نسبت سدیم به پتاسیم بالاتری داشت و دو رقم از نظر آماری تفاوت معنی‌داری نشان دادند، بین تیمارهای مختلف شوری نیز تفاوت معنی‌داری وجود داشت. نتایج برهمکنش تیمارهای شوری و رقم نشان داد که بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم در رقم رنو در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار و کمترین نسبت آن در هر دو رقم در تیمار شاهد مشاهده شد. در مورد ارزیابی درختان میوه تحت شرایط تنش شوری در شرایط کشت درون شیشه، گزارشات زیادی وجود دارد. بطور کلی با افزایش غلظت نمک، میزان رشد در ریزنمونه‌های هلو کاهش داشت. افزایش سطح تنش شوری منجر به افزایش سطح سدیم و کلر و کاهش غلظت کلسیم و پتاسیم می‌شود (اتروک و همکاران، ۲۰۰۷). بررسی تنش شوری بر برخی پایه‌های

سیب موجب کاهش وزن خشک شد و میزان پرآوری کاهش یافت (شیاب و همکاران، ۲۰۰۳). با افزایش سطح تنش شوری در پایه M4 غلظت سدیم، پتاسیم و کلر در گیاهچه‌ها افزایش نشان داد (سوتری پولوس و همکاران، ۲۰۰۷). میزان سدیم و پتاسیم در پایه‌های انگور با افزایش سطح تنش شوری (۱۲۵ میلی‌مولار) افزایش یافت (علیزاده و همکاران، ۲۰۱۰).

متالوی و همکاران (۲۰۱۴) با بررسی تنش شوری در شرایط کشت بافت روی ارقام انجیر (Black Mission, Brown Turkey و Brunswick) گزارش کردند که غلظت کلریدسدیم بیشتر از ۱۲ گرم در لیتر، اثرات سمیت بر همه صفات مورد بررسی نشان داد و غلظت ۱۱ گرم در لیتر اثرات جانبی بر گیاهچه‌های رقم Brunswick نشان داد. میزان عناصر پتاسیم، سدیم، آهن و روی با افزایش سطوح شوری در تمام ارقام افزایش داشت. رقم Brown Turkey تجمع میزان بیشتری سدیم و پتاسیم نسبت به سایر ارقام نشان داد. عبدلی‌نژاد و شکافنده (۲۰۱۴) نیز با بررسی غلظت‌های مختلف کلرید سدیم در شرایط کشت بافت در دو رقم شاه انجیر و انجیرسبز گزارش کردند که غلظت سدیم و کلر در برگ و ریشه با افزایش غلظت شوری، افزایش داشت. اما سمیت کلر در رقم شاه انجیر بیشتر بود. همان سطوح شوری اثرات مخرب کمتری بر تجزیه کلروفیل در شاه انجیر داشت. در هر دو رقم با افزایش غلظت نمک محتوای پرولین و فعالیت آنتی آکسیدانی آنزیم‌ها افزایش داشت اما مقادیر پروتئین کل کاهش داشت. تجمع پرولین و فعالیت آنزیمی در رقم شاه انجیر کمتر از انجیر سبز بود. همچنین کاهش نسبت پتاسیم به سدیم در برگ گیاه انار در پاسخ به افزایش شوری آب آبیاری گزارش شده است (خیاط[1] و همکاران، ۲۰۱۴). افزایش مقدار کلریدسدیم در محیط کشت باعث افزایش مقدار سدیم در شاخساره‌های هر دو رقم شد، سدیم عنصری زیان‌آور و پتاسیم عنصر ضروری و مفید برای رشد و توسعه گیاه است. تنش شوری با افزایش مقدار سدیم و کلر در بافت‌ها، باعث بر هم زدن تعادل عنصرهای غذایی، تخریب غشای یاخته‌ای، کاهش تقسیم و نمو یاخته و کاهش عنصرهای ضروری از جمله پتاسیم می‌شود. تحمل به شوری در درختان میوه مرتبط با توانایی آنها در محدود کردن تجمع یون‌های کلر و سدیم می‌باشد، بنابراین شاخص مهمی در ارزیابی و انتخاب گیاهان متحمل به شوری است. اعمال تنش شوری روی نارنج در شرایط درون شیشه‌ای نشان داد، با افزایش سطح شوری مقدار سدیم افزایش یافت و باعث کاهش معنی‌دار مقدار پتاسیم و نسبت پتاسیم به سدیم بافت برگ شد (ماهاجان و توتجا[2]، ۲۰۰۵؛ شیاب و همکاران، ۲۰۰۳). همچنین کاهش معنی‌دار مقدار پتاسیم با افزایش شوری مقدار پتاسیم شاخساره در دو رقم گلابی در مطالعات مالمیر و همکاران (۱۳۹۶) نیز گزارش شده است.

نتیجه‌گیری کلی

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که در پایان آزمایش، تعداد زیادی از دانهال‌ها در تیمار۱۲۰میلی‌مولار از بین رفتند و همه صفات بطور معنی‌داری کاهش داشتند. دانهال‌ها در تیمار ۸۰ میلی‌مولار در هر دو رقم رشد بسیار کمی داشتند. در بیشتر صفات مورد ارزیابی، دانهال‌های دو رقم در شرایط درون شیشه پاسخ‌های متفاوتی نشان دادند. نتایج پژوهش حاضر نشان داد که وضعیت رقم کشکی در تیمار ۸۰ میلی‌مولار بهتر از رقم رونو بود. به طور کلی میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در رقم کشکی بیشتر از رقم رونو بود. می‌توان نتیجه گرفت که رقم کشکی به دلیل فعالیت بیشتر سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی و تجمع کمتر سدیم در بافت ریشه و برگ، از تحمل بالاتری به تنش شوری برخوردار است و مدت زمان بیشتری می‌تواند تنش را تحمل کنند.

1. Khayyat

2. Mahajan and Tuteja

منابع

جعفری، م. و راحمی، م. ۱۳۹۵. اثر پایه‌های رویشی و بذری انجیر بر جذب عنصرهای غذایی پیوندک رقم سبز در شرایط تنش خشکی. مجله علوم و فنون باغبانی ایران، ۱۷(۴). ۴۰۱- ۴۱۴.

زارعی، م.، م. عزیزی، م. راحمی و ع. تهرانی‌فر .۱۳۹۶. ارزیابی تحمل به شوری سه رقم انجیر بر اساس ویژگی‌های رشدی، فیزیولوژیکی و توزیع یون در گیاه. مجله علوم و فنون باغبانی ایران، ۱۸(۲). ۱۴۳- ۱۵۸.

مالمیر، ح.، سلیمانی، ع. نیکزاد، ا. بیگدلو، و. رضوی، ف. و عمارلو، ع. ۱۳۹۶. مقایسه تحمل به تنش شوری دو رقم گلابی در شرایط کشت درون شیشه‌ای. مجله علوم و فنون باغبانی ایران، ۱۸(۱). ۴۷- ۵۶.

Abdolinejad, R. and Shekafandeh. A. 2014. Responses of two figs (*Ficus carica* L.) Cultivars under salt stress via in vitro condition. Agriculture Sciens Development, 3:194-199.

Alizadeh M., Singh, S.K., Patel, V.B., Bhattacharya, R.C. and Yadav, B.P. 2010. In vitro responses of grape rootstocks to NaCl. Biologia plantarum, 54: 381-385.

Asada, K. 1999. The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. Annual review of plant biology, 50: 601-639.

Azpilicueta, C.E., Benavides, M.P., Tomaro, M.L. and Gallego, S.M. 2007. Mechanism of CATA3 induction by cadmium in sunflower leaves. Plant Physiology and Biochemistry, 45: 589-595.

Bichamp, C. and Fridovich, I. 1971. Superoxide dismutases: improved assays and an assay predictable to acrylamide gels. Analytical biochemistry, 44: 276–287.

Bowler, C., Montagu, M.V. and Inze, D. 1992. Superoxide dismutase and stress tolerance. Annual review of plant biology, 43: 83-116.

Bradford, M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantites of protein utilizing the principles of protein dyebinding. Analytical biochemistry, 72: 248-254.

Chance, B. and Maehly, A.C. 1995. Assay of catalase and peroxidase. pp. 764-765 In: S. P. Culowic, and N.O. Kaplan. Methods in enzymology Vol. 2. Academic Press. Inc. New York.

Erturk U., Sivritepe N., Yerlikaya C., Bor M., Ozdemir F. and Turkan, I. 2007. Response of the cherry rootstock to salinity in vitro. Biologia Plantrum, 51: 597-600.

FAO. 2013. FAOSTAT agricultural statistics database. retrived from http://faostat3.fao.org/download/Q/QC/E.

Fisarakis, I., Nikolaou, N., Tsikalas, P., Therios, I. and Stavrakas, D. 2004. Effect of salinity and rootstock on concentration of potassium, calcium, magnesium, phosphorus, and nitratenitrogen in Thompson Seedless grapevine. Journal of Plant. Nutrition, 27: 2117-2134.

García-Sánchez, F., Syvertsen, J.P., Gimeno, V., Botía, P. and Perez-Perez, J.G. 2007. Responses to flooding and drought stress by two citrus rootstock seedlings with different water-use efficiency. Physiologia Plantarum, 130(4): 532-542.

Gebauer, J., El-siddig, K., Salih, A.A. and Ebert., G. 2004. '*Tamarindus indica*' L. seedlings are moderately salt tolerant when exposed to NaCl-induced salinity. Scientia Horticulturae, 103: 1-8.

Gill, S.S. and Tuteja, N. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. Plant Physiology and Biochemistry, 48: 909-930.

Halliwell, B. 1987. Oxidative damage, lipid peroxidation and antioxidant protection in chloroplasts. Chemistry and Physics of Lipids, 44: 327-340.

Heath, R.L. and Packer, L. 1969. Photoperoxidation in isolated chloroplast. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics, 125: 189-198.

Hodges, D.M., Andrews, C.J., Johnson, D.A. and Hamilton, R.I. 1997. Antioxidant enzyme responses to chilling stress in differentially sensitive inbreed maize lines. Journal of Experimental Botany, 48: 1105–1113

Kar, M. and Mishra, D. 1976. Catalase, peroxidase, polyphenol oxidase activities during rice senescence. Plant Physiology, 57: 315-319.

Khayyat, M., Tehranifar, A., Davarynejad, G.H. and 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: 301-312

Lazof, D. and Bernstein, N. 1998. The NaCl-induced inhibition of shoot growth: the case for disturbed nutrition with special consideration of calcium nutrition. Advances in Botanical Research, 29: 113-118.

Mahajan, S. and Tuteja, N. 2005. Cold, salinity and drought stress. Archives of Biochemistry and Biophysics, 444: 139–158**.**

Matsumoto, K., Chun, J.P., Tamura, F., Kamamoto, Y. and Tanabe, K. 2006. Salt tolerance in Pyrus species is linked to levels of Na and Cl translocation from roots to leaves. Journal of Japanese Society for Horticultural Science, 75: 385-391.

Metwali, E.M., Hemaid, I.A.S., Al-Zahrani, H.S., Howlader, S.M. and Fuller, M.P. 2014. Influence of different concentrations of salt stress on in vitro multiplication of some fig (*Ficus carcia* L.) cultivars. Life Science Journal, 11(10): 386-397.

Mirzaee, M., Moieni, A. and Ghanati, F. 2013. Effects of drought stress on the lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities in two Canola (*Brassica napus* L.) cultivars .Tabacco. Agricultural Science Technology, 15: 593-602.

Munans, R. and Tester, M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Plant Biology, 59: 651-81. Homeostasis in NaCl stress environments. Plant Physiology, 109: 735-742.

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

Nakano, Y. and Asada, K. 1981. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. Plant and Cell Physiology, 22: 867–880.

Oliveira, A., Baptista, P., Andrade, P., Martins, F., Pereira, J., Silva, B. and Valentao, P. 2012. Characterization of ficuscarica L. cultivars by DNA and secondary metabolite analysis: Is genetic diversity reflected in the chemical composition. Food Research International, 49: 710-719.

Ozden, M., Demirel, U. and Kahraman, A. 2009. Effects of proline on antioxidant system in leaves of grapevine (*Vitis vinifera* L.) exposed to oxidative stress by H2O2. Scientia Horticulturae,119: 163-168.

Parida, A.K. and Das, A.B. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. Ecotoxicology and Environmental Safety, 60: 324-349.

Parihar, P., Singh, S., Singh, R., Singh, V.P. and Prasad, S.M. 2015. Effect of salinity stress on plants and its tolerance strategies: a review. Environmental Science and Pollution Research, 22 (6): 4056-4075

Passioura, J.B. 1996. Drought and drought tolerance. Plant Growth Regulation, 20: 79-83.

Phillips, G.C., and Garda, M. 2019. Plant tissue culture media and practices: an overview. *In vitro* Cellular and Developmental Biology-Plant, 55(3): 242-257.

Radotic, K., Ducic, T. and Mutavdzic, D. 2000. Changes in perxidase activity and isoenzymes in spruce needles after exposure to different concentrations of cadmium. Environmental and Experimental Botany, 44: 105-113.

Rady, M., Varma, B. and Howladar, S. 2013. Common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedling overcome NaCl stress as a result of pre-soaking in Moringaoleifera leaf extract. Scientia Horiculturae, 162: 63-70.

Rengasamy, P. 2002. Transient salinity and subsoil constraints to dryland farming in Australian sodic soil: an overview. Australian Journal of Experimental Agriculture, 42: 351-361.

Sarvajeet, S. and Tuteja, N. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. Plant Physiology and Biochemistry, 48: 909-930.

Shatnawi, M., Faouri, A., Al-Mazraawi, M., Shibli, R. and Makhadmeh, I. 2009. Tissue culture and salt stress in *Chrysanthemum morifolium*. Acta Horticulture, 829:189-196.

Shiyab, M.S., Shibli, R.A. and Mohammad, M.M. 2003. Influence of sodium chloride salt stress on growth and nutrient acquisition of sour orange *in vitro*. Journal of Plant Nutrition, 26 (5): 985–996.

Soliman, H.I.A. and Alhady, M.R.A. 2017. Evaluation of salt tolerance ability in some fig (*Ficus carica* L.) cultivars using tissue culture technique. Journal of Applied Biology and Biotechnology, 5: 29-39.

Sotriopoulos, T.E. 2007. Effect of NaCl and CaCl2 on growth and contents of minerals, chlorophyll, proline and sugar in the apple rootstock M4 cultured in vitro. Biologia Plantarum, 51 (1): 177-180.

Valia, R.Z., Patil, V.K. and Kapadia, P.K. 1993. Physiological responses of drumstick (*Maringo olifera* lamk) to varying levels of ESP. Soil Science, 36: 261 – 262.

Vallejo, F., Marin, J. and Tomas-Barberan, F. 2012. Pheolic compound content of fresh and dried figs (*Ficuscarica* L.). Food Chemistry, 130: 485-492.

Van, C.W., Bowler, C., Villarroel, R., Tsang, E.W.T., Montagu, M.V. and Inze, D. 1990. Characterization of iron superoxide dismutase cDNAs from plants obtained by genetic complementation in Escherichia coli. Proceedings of the National Academy of Sciences, 87: 3820-3824.

Waisel, Y. 1991. Adaptation to salinity. In: Ed. A.S. Rayhavenclra. Physiology of Trees. John wifey and Sons, New York, pp. 359-383.

Yoon, JY. 2015. Evaluation of phenolic compounds, antioxidant and antimicrobial activities from transgenic hairy root cultures of gherkin (*Cucumis anguria* L.). South African Journal of Botany, 100: 80-86.