ارزیابی پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برخی از ارقام انار تجاری ایرانی به تنش شوری

نصراله سوری[۱]، داود بخشی[۲*]، عبدالحسین رضایی‌نژاد[۳] و محمد فیضیان[٤]

[۱] گروه علوم باغبانی، دانشگاه گیلان، رشت، ایران و گروه کشاورزی، دانشگاه پیام نور، ایران، [۲] گروه علوم باغبانی، دانشکده علوم کشاورزی، دانشگاه گیلان، رشت، ایران، [۳] گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه لرستان، خرم‌آباد، ایران، [٤] گروه خاکشناسی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه لرستان، خرم‌آباد، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۳۹٦/۱۱/۱۰، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۷/۰٤/۰۲)

چکیده

شوری آب و خاک از مهمترین محدودیت‌های رشد و تولید درختان میوه به‌شمار می‌آید. کنترل شوری می‌تواند یکی از عوامل مدیریت تولید این محصولات باشد و پایداری تولید و استفاده بهینه از زمین و آب را تضمین نماید. لذا، به‌منظور بررسی اثر تنش شوری کلریدسدیم بر خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی برخی ارقام تجاری انار کشور و شناسایی رقم‌های متحمل به شوری، پژوهشی گلخانه‌ای در دانشکده کشاورزی دانشگاه لرستان در سال ۱۳۹٤ انجام شد. آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح پایه بلوک‌های کاملاً تصادفی در پنج سطح شوری صفر، ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم و شش رقم انار ملس دانه قرمز اصفهان، ملس یزدی، شیرین شهوار، می‌خوش یزد، ملس ساوه و ملس یوسف خانی و با سه تکرار صورت پذیرفت. پس از سه ماه اعمال تنش شوری، برخی خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشمیایی گیاهان بررسی و اندازه‌گیری گردید. نتایج پژوهش نشان داد در تیمار شاهد نسبت به ۱۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم با افزایش شوری، میزان کلروفیل a (٤۲ درصد)، کلروفیل b (٤۰ درصد)، کلروفیل کل (٤۲ درصد) و کاروتنوئید کل (٦۵ درصد) به‌طور معنی‌داری کاهش و میزان نشت یونی (۲۷ درصد)، مالون‌دی‌آلدئید (۹٤ درصد) و آنزیم‌های پراکسیداز (۵۰٦ درصد)، کاتالاز (٤۷۸ درصد) و آسکوربات پراکسیداز (۳٦٦ درصد) افزایش معنی‌داری یافت. همچنین مقایسه میانگین داده‌های آزمایش نشان داد تفاوت معنی‌داری بین ارقام در فاکتورهای اندازه‌گیری‌شده وجود دارد. یافته‌های پژوهش نشان داد که در شرایط تنش شوری، رقم ملس ساوه در بیشتر صفات مرتبط با تحمل به شوری برتری نشان داد و این رقم نسبت به سایر ارقام ارزیابی‌شده از تحمل به شوری بالاتری برخوردار بود.

واژه‌های کلیدی: آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز، کاتالاز، کاروتنوئید، کلروفیل، کلریدسدیم، مالون‌دی‌آلدئید

مقدمه

با توجه به خواص ارگانولپتیکی (Organoleptic) میوه انار و مزایای آن برای سلامتی انسان، مصرف انار در دهه‌های اخیر به طور قابل توجهی افزایش یافته است (Rodriguez *et al*., 2012; Bugueno *et al*., 2016). بر اساس آخرین داده‌های فائو و وزارت جهاد کشاورزی، سطح زیر کشت انار در جهان بیش از ۳۰۰ هزار هکتار می‌باشد که کشور ایران با دارا بودن سطح زیرکشت حدود ۷۵ هزار هکتار و میزان تولید سالیانه یک میلیون و ۹۸ هزار تن، مقام اول تولید و صادرات آن را در جهان به خود اختصاص داده است (احمدی و همکاران،

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: bakhshi-d@guilan.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

۱۳۹۶؛ Bugueno *et al*., 2016). میزان تولید انار در سال‌های ۱۹۹۰ تا ۲۰۱۰ به ویژه در کشورهایی مانند اسپانیا دو برابر شده است (Bugueno *et al*., 2016) که این افزایش تولید ممکن است مربوط به خواص میوه آن باشد که برای کنترل و درمان بیماری‌هایی مانند سرطان و فشار خون بالا استفاده می‌شود (Tehranifar *et al*., 2011). علی‌رغم این توجه فراگیر به انار و افزایش تولید جهانی آن، در کشور ایران با توجه به پدیده تغییرات آب و هوایی، خشکسالی‌های اخیر و کاهش کیفیت آب آبیاری، نگرانی‌های زیادی در ارتباط با سطح تولید کمی و کیفی این محصول بوجود آمده است. یکی از ضروریات توسعه کمی و کیفی محصول انار معرفی ارقام و ژنوتیپ‌های مناسب و سازگار آن با شرایط اقلیمی، آبی و خاکی هر منطقه می‌باشد و از آنجا که کشت و پرورش عمده درختان انار در مناطق خشک و نیمه‌خشک کشور صورت می‌پذیرد و در این مناطق در کنار مسأله خشکی، مشکلات شوری (Naeini *et al*., 2006) نیز بسیار قابل توجه است، لذا شناسایی و معرفی گیاهان متحمل به شوری می‌تواند یک روش مؤثر و عملی جهت مقابله با شوری آب و خاک باشد. بدین منظور، استفاده از معیارهای مناسب جهت گزینش رقم‌های مقاوم به شوری لازم است (جعفری، ۱۳۷۳؛ حیدری شریف‌آباد، ۱۳۸۰) و در این راستا، شناسایی پاسخ‌های مورفولوژیک، فیزیولوژیک و بیوشیمیایی گیاه و ارقام آن به شوری ضروری می‌باشد (Khan *et al*., 2000).

غلظت بالای نمک در خاک باعث وقوع پدیده‌های مختلفی می‌شود که تأثیر منفی بر تولید محصولات کشاورزی مانند تأخیر در رشد و نمو گیاه، مهار فعالیت‌های آنزیمی و کاهش میزان فتوسنتز دارد (Gaber, 2010). به طور کلی، تنش شوری باعث عدم تعادل یون‌های سلولی می‌شود که منجر به سمیت یونی، تنش اسمزی و تولید گونه‌های فعال اکسیژن (Reactive Oxygen Species, ROS) می‌گردد (Khan *et al*., 2000). تنش شوری باعث تولید بیش از حد گونه‌های فعال اکسیژن مانند آنیون‌های سوپراکسید (O_2^-)، پراکسیدهیدروژن (H_2O_2) و رادیکال‌های هیدروکسیل (OH) می‌شود (Zheng *et al*., 2009). گیاهان دارای یک سیستم آنتی‌اکسیدانی پیچیده از جمله آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی مانند اسید آسکوربیک، گلوتاتیون (GSH)، توکوفرول‌ها و کاروتنوئیدها می‌باشند تا از آسیب اکسیداتیو ناشی از گونه‌های فعال اکسیژن تشکیل شده تحت تنش شوری جلوگیری گردد. آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان نیز شامل سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، کاتالاز (CAT)، گلوتاتیون پراکسیداز (GP) و پراکسیداز (POD)؛ و آنزیم‌های چرخه آسکوربات-گلوتاتیون شامل آسکوربات پراکسیداز (APX) و گلوتاتیون ردوکتاز (GR) می‌باشند. این اجزای سیستم آنتی‌اکسیدانی در جهت کاهش آسیب سلولی که در شرایط تنش اکسیداتیو افزایش می‌یابد، عمل می‌کنند (Foyer and Halliwell, 2000; Ashraf, 2009). مطالعات متعدد حاکی از آن است که گونه‌های مقاوم به شوری افزایش فعالیت‌های آنزیمی آنتی‌اکسیدانی و محتوای آنتی‌اکسیدانی را در پاسخ به تنش شوری نشان می‌دهند، در حالیکه گونه‌های حساس به شوری قادر به انجام این کار نمی‌باشند (Meneguzzo *et al*., 1999). لذا، بررسی اطلاعات موجود نشان می‌دهد که مکانیسم‌های مقاومت آنتی‌اکسیدانی گیاهان ممکن است یک راهبرد برای افزایش تحمل به شوری را فراهم کند. از این رو، برای دستیابی به انتخاب کارآمد گیاهان متحمل به شوری از نظر ژنتیکی، باید مکانیسم‌هایی که شوری بر روی مورفولوژی، فیزیولوژی، رشد و پاسخ‌های آنتی‌اکسیدانی گیاهان را شامل می‌گردد، شناسایی و بررسی شوند (Xiong and Zhu, 2002).

در شرایط شوری، کاهش قابل توجهی در شدت فتوسنتز با کاهش محتوای کل کلروفیل و تغییر در زیرساختارهای کلروفیل همراه است (Meng *et al*., 2011). شوری باعث تخریب ساختار کلروپلاست و ناپایداری کمپلکس‌های رنگدانه- پروتئین، تجزیه کلروفیل‌ها و تغییر در محتوا و ترکیب کاروتنوئیدها می‌گردد (Ben-Asher *et al*., 2006). کاروتنوئیدها با جاروب کردن رادیکال‌های آزاد باعث حفاظت گیاه در مقابل تنش‌های اکسیداتیو می‌شوند (Chaudhury and Panda, 2005). همچنین این ترکیبات قادرند انرژی زیاد طول موج‌های کوتاه را گرفته و اکسیژن یک‌تایی را به سه‌تایی تبدیل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

کنند و با گرفتن رادیکال‌های اکسیژن تولید شده، نقش آنتی‌اکسیدانی خود را ایفا نمایند. کاروتنوئیدها نقش اساسی در حفاظت نوری کلروفیل‌ها علیه آسیب‌های ناشی از اکسیداسیون نوری را بوسیله کاهش گونه‌های فعال اکسیژن بر عهده دارند (Behera and Mishra, 2002).

تنش شوری سبب تولید گونه‌های فعال اکسیژن می‌شود که نشت از غشاهای سلولی را به دنبال خواهد داشت (Summart *et al.*, 2010). لذا، میزان نشت الکترولیت‌ها از بافت‌های گیاهی روشی مناسب جهت برآورد سلامت غشا پس از تنش‌های محیطی از قبیل شوری و خشکی است (Medrano *et al.*, 2002). تحت تنش شوری، مالون‌دی‌آلدئید (MDA)، محصول تجزیه اسیدهای چرب غیراشباع غشاهای زیستی، تمایل به تجمع دارد (Gosset *et al.*, 1994). بر همین اساس، پایداری غشا سلولی به طور گسترده‌ای برای تمایز بین ارقام مقاوم و حساس به تنش در برخی از محصولات استفاده شده است (Blum and Ebercon, 1981). رادیکال‌های اکسیژن در طول متابولیسم گیاه بوجود می‌آیند که نیاز به سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی جهت جاروب کردن دارند تا رشد طبیعی را حفظ کنند. بنابراین تعیین اثرات نامطلوب بر این سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی به علت شوری، یک سنجش مهم برای انتخاب مناسب ارقام است (Zhang *et al.*, 2014). هدف از این پژوهش بررسی اثرات شوری کلریدسدیم بر خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی از قبیل رنگیزه‌های فتوسنتزی، نشت یونی، پراکسیداسیون چربی‌های غشا و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان شش رقم انار تجاری ایرانی جهت ارزیابی تحمل به شوری در آنها طراحی و اجرا گردید.

مواد و روش‌ها

این مطالعه در گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه لرستان با متوسط دمای روزانه ۳۲ و شبانه ۲۵ درجه سلسیوس، میانگین شدت نور ۵۰۰ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه و میزان رطوبت ۵۰ تا ٦۰ درصد در سال‌های ۹۴-۱۳۹۳ انجام شد. آزمایش به صورت فاکتوریل با پنج سطح شوری و شش رقم در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی و در سه تکرار انجام گردید. قلمه‌های یکساله ریشه‌دار شده شامل شش رقم انار ملس دانه قرمز اصفهان، ملس یزدی، شیرین شهوار، می‌خوش یزد، ملس ساوه و ملس یوسف‌خانی که از لحاظ قطر، سن و اندازه یکسان بودند، در اسفندماه ۱۳۹۳ از مراکز تحقیقاتی انار واقع در شهرستان‌های ساوه و یزد تهیه گردید. سپس نهال‌ها در گلدان‌های پلاستیکی ۱۲ لیتری حاوی ترکیب خاک زراعی، ماسه و کود حیوانی ضدعفونی شده توسط بنومیل به نسبت ۱:۱:۲ کاشته شدند. پس از استقرار نهال‌ها و سبز شدن برگ‌ها، تیمارهای مورد نظر در اواخر فصل بهار و اوایل فصل تابستان (خرداد، تیر و مردادماه) اعمال گردید. اعمال تیمارهای آزمایش با آب شهری (به عنوان تیمار شاهد) و غلظت‌های ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم (نمک هامر با درجه خلوص ۹۹/۲ درصد) که به ترتیب هدایت الکتریکی (توسط هدایت‌سنج رومیزی مدل Jenway- 4510 ساخت انگلستان اندازه‌گیری شدند) ۰/٦٦، ۳/۳۵، ٦/۲۱، ۹/۷۲ و ۱٤/۳۵ دسی‌زیمنس بر متر را دارا بودند آبیاری شدند.

قبل از انتقال گیاهان به گلدان‌های آزمایشی، میزان رطوبت خاک آنها در سطح ظرفیت زراعی (FC) و نقطه پژمردگی دائم (PWP) به کمک دستگاه صفحات فشاری (ساخت شرکت ابزار توسعه سهند تبریز- ایران) جهت مشخص نمودن مقدار آب مورد نیاز برای آبیاری آنها تعیین شد. پس از استقرار نهال‌ها و سبز شدن برگ‌ها، تیمارهای مورد نظر اعمال گردید. اعمال تیمارهای شوری به مدت سه ماه تا ظهور علائم ناشی از تنش که شامل رنگ‌پریدگی و بافت‌مردگی برگ‌ها بود انجام گرفت (علیایی و همکاران، ۱۳۹٤). برای اعمال تیمارهای شوری، به‌منظور اجتناب از ایجاد تنش ناگهانی و پلاسمولیز، افزودن نمک کلرید سدیم به‌صورت تدریجی صورت گرفت. بدین منظور، به‌غیر از تیمار شاهد، ابتدا گیاهان با تیمار ۲۵ میلی‌مولار، آبیاری شدند و در مراحل بعدی در گیاهانی که باید تیمار شوری بالاتر اعمال می‌گردید، به‌تدریج افزایش غلظت نمک صورت گرفت تا اینکه در نهایت به سطح شوری‌های مورد نظر رسانده شد. آبیاری گلدان‌ها با توجه به تغییرات وزن

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

آنها و لحاظ نیاز آبشویی، انجام گردید و به هر گلدان در هر بار از اعمال تنش شوری ۱/۵ لیتر آب از تیمار موردنظر اضافه گردید. بدین ترتیب با توجه به وجود زهکش، تیمارهای شوری طوری اعمال گردید که مقدار ۳۰ درصد آب از طریق زهکش گلدان‌ها خارج شود تا از تجمع بیش از حد نمک در گلدان‌ها ممانعت گردد. لذا، در طول دوره سه ماهه آزمایش، تیمارهای شاهد ۲٦ مرتبه، تیمارهای با هدایت الکتریکی ۳/۳۵ دسی‌زیمنس بر متر ۲٤ مرتبه، تیمارهای با هدایت الکتریکی ٦/۲۱ دسی‌زیمنس بر متر ۲۱ مرتبه، تیمارهای با هدایت الکتریکی ۹/۷۲ دسی‌زیمنس بر متر ۱۸ مرتبه و تیمارهای با هدایت الکتریکی ۱٤/۳۵ دسی‌زیمنس بر متر ۱۵ مرتبه اعمال شدند. تعداد دفعات کمتر آبیاری در سطوح بالاتر نمک به علت کاهش سرعت رشد گیاهان و کاهش تبخیر و تعرق توسط آنها و وجود نمک بیشتر در خاک گلدان‌ها بود. این شرایط باعث حفظ رطوبت به‌مدت بیشتری شده و فاصله زمانی بین دو نوبت آبیاری در این تیمارها را افزایش می‌داد و در نتیجه تعداد دفعات آبیاری در تیمارهای شوری با غلظت‌های بالاتر در طول دوره آزمایش نسبت به گیاهان شاهد، کاهش یافت. همچنین، به منظور اطمینان از انجام نیاز آبشویی خاک گلدان‌ها، پس از هر مرتبه آبیاری، زه‌آب تعدادی از گلدان‌ها به طور تصادفی جمع‌آوری و هدایت الکتریکی و pH آنها اندازه‌گیری شد. در پایان آزمایش صفات کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل، کاروتنوئید کل، نشت یونی (الکترولیت) برگ، پراکسیداسیون چربی‌های غشا (بر اساس میزان تولید مالون‌دی‌آلدئید) و میزان فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز اندازه‌گیری گردید.

برای سنجش میزان کلروفیل و کاروتنوئید از روش لیختن‌هالر (Lichtenthaler, 1987) استفاده شد. بدین منظور ابتدا ۰/۱ گرم برگ توزین و آن را در هاون چینی با ازت مایع خرد و با ۱۰ میلی‌لیتر استون خالص مخلوط گردید و عصاره به‌دست آمده در فالکون ۱۵ میلی‌لیتری ریخته و به مدت ۱۵ دقیقه در دور ٤۰۰۰ سانتریفوژ شد. سپس با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل Mapada UV-1800) جذب محلول در طول موج‌های ٤۷۰، ٦٦۲ و ٦٤۵ نانومتر اندازه‌گیری گردید. استون به‌عنوان محلول شاهد برای تنظیم صفر جذب نوری اسپکتروفتومتر استفاده شد. در نهایت میزان کلروفیل a (Chla)، کلروفیل b (Chlb)، کلروفیل کل (Chl_{Total}) و کاروتنوئید کل (Car) بر حسب میلی‌گرم در گرم برگ تازه از طریق روابط زیر محاسبه شدند:

(۱): $Chla = (11.24\ A_{662}) - (2.04\ A_{645})$

(۲): $Chlb = (20.13\ A_{645}) - (4.19\ A_{662})$

(۳): $Chl_{Total} = Chla + Chlb$

(٤): $Car = (1000 \times A_{470} - 1.90\ Chla - 63.14\ Chlb) /214$

سنجش پراکسیداسیون چربی‌های غشا بر اساس غلظت مالون‌دی‌آلدئید تولید شده در اثر آسیب به غشا بر اساس روش بوژ و آست (Buege and Aust, 1978) صورت گرفت. درصد نشت یونی (الکترولیت) برگ نیز از طریق رابطه زیر محاسبه شد (Lutts *et al.*, 1996):

(۵): $\%ELP = (EC_1 / EC_2) \times 100$

EC_1: هدایت الکتریکی اولیه نمونه؛ EC_2: هدایت الکتریکی ثانویه نمونه

به منظور استخراج و سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز نمونه‌های گیاهی از روش چنس و مهلی (Chance and Maehly, 1995)، جهت سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز از روش مک‌آدام و همکاران (Mac-Adam *et al.*, 1992) و به منظور اندازه‌گیری فعالیت آنزیم آسکوربات‌پراکسیداز از روش ناکانو و آسادا (Nakano and Asada, 1981) استفاده گردید. در نهایت، تجزیه و تحلیل داده‌ها توسط نرم‌افزارهای آماری SAS (9.2)، Excel 2013 و مقایسه میانگین‌ها بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن و در سطح احتمال ۵ درصد انجام گردید.

نتایج

نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌های این پژوهش نشان داد که اگر چه اثرات شوری، رقم و اثرات متقابل آنها بر میزان کلروفیل b، کاروتنوئید کل و مالون‌دی‌آلدئید اثر معنی‌داری ($P\leq$۰/۰۱) داشت، اما در مورد صفات میزان کلروفیل a، نشت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

یونی برگ و میزان آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز برهمکنش شوری و رقم معنی‌دار نبود اما اثرات ساده هر کدام از آنها به تنهایی معنی‌دار (P≤۰/۰۱) گردید. در مورد صفت میزان کلروفیل کل، برهمکنش شوری و رقم در سطح پنج درصد (P≤۰/۰۵) و اثرات ساده شوری و رقم در سطح یک درصد (P≤۰/۰۱) معنی‌دار گردید.

کلروفیل a: نتایج تجزیه واریانس داده‌های این مطالعه نشان داد اگر چه اثرات متقابل شوری و رقم بر میزان کلروفیل a معنی‌دار نگردید، اما اثرات ساده هر کدام از آنها به تنهایی معنی‌دار (P≤۰/۰۱) بود. مقایسه میانگین داده‌ها نیز مشخص نمود با افزایش تنش شوری و غلظت کلریدسدیم، میزان کلروفیل a در تمام رقم‌ها به طور معنی‌داری کاهش یافت به طوریکه کمترین میزان کلروفیل a مربوط به بالاترین غلظت‌های نمک کلریدسدیم یعنی ۷۵ و ۱۰۰ میلی‌مولار بود که به ترتیب سبب کاهش ۳٤/۵۹ و ٤۲/۳٤ درصدی نسبت به تیمار شاهد گردید. البته بیشترین میزان کلروفیل a در تیمارهای شاهد، ۲۵ و ۵۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به ترتیب با میانگین ۱۰/۵۸، ۹/٤٦ و ۸/۹۳ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ از نظر آماری اختلاف معنی‌داری نداشتند و در یک گروه قرار گرفتند. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر محتوای کلروفیل a وجود داشت، به‌طوریکه کمترین و بیشترین میزان کاهش کلروفیل a مربوط به ارقام ملس ساوه و ملس یوسف‌خانی به ترتیب با میانگین ۱۲ و ٦۱ درصد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد اتفاق افتاد (جدول ۱).

کلروفیل b: نتایج تجزیه واریانس داده‌های حاصل از این پژوهش نشان داد که شوری، رقم و اثرات متقابل آنها بر میزان کلروفیل b رقم‌های انار اثر معنی‌داری (P≤۰/۰۱) داشت، به طوریکه با افزایش غلظت کلرید سدیم، میزان کلروفیل b به طور معنی‌داری کاهش یافت. کمترین میزان کلروفیل b مربوط به بالاترین غلظت‌های کلریدسدیم یعنی ۷۵ و ۱۰۰ میلی‌مولار بود که از نظر آماری در یک گروه قرار گرفتند و به ترتیب باعث کاهش ۳۹/۷۲ و ۳۸/٦۸ درصدی نسبت به تیمار شاهد گردید. لازم به ذکر است که بالاترین میزان کلروفیل b در تیمارهای شاهد و ۲۵ میلی‌مولار کلریدسدیم به ترتیب با میانگین ۲/۸۷ و ۲/٦۸ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ از نظر آماری در یک گروه قرار گرفتند. بین ارقام انار از نظر محتوای کلروفیل b نیز تفاوت معنی‌داری وجود داشت، به‌طوریکه در رقم می‌خوش یزد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد نه تنها میزان کلروفیل b کاهش پیدا نکرد بلکه افزایش ۸۵ درصدی نیز نشان داد. بیشترین میزان کاهش کلروفیل b هم مربوط به ارقام ملس یزدی و ملس یوسف‌خانی به ترتیب با میانگین ٦۰ و ۵۹ درصد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد مشاهده گردید (جدول ۱).

کلروفیل کل: نتایج تجزیه واریانس داده‌های حاصل از این پژوهش نشان داد که شوری و رقم (P≤۰/۰۱) و اثرات متقابل آنها (P≤۰/۰۵) بر میزان کلروفیل کل رقم‌های انار اثر معنی‌داری داشت، به طوریکه با افزایش غلظت کلریدسدیم، میزان کلروفیل کل به طور معنی‌داری کاهش یافت. کمترین میزان کلروفیل کل از نظر آماری مربوط به بالاترین غلظت‌های کلرید سدیم یعنی ۷۵ و ۱۰۰ میلی‌مولار بود که به ترتیب سبب کاهش ۳۵/٦۱ و ٤۱/۵٦ درصدی نسبت به تیمار شاهد گردید. لازم به ذکر است که بالاترین میزان کلروفیل کل در تیمارهای شاهد و ۲۵ میلی‌مولار کلریدسدیم به ترتیب با میانگین ۱۳/٤۵ و ۱۲/۱٤ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ از نظر آماری در یک گروه قرار گرفتند. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر محتوای کلروفیل کل وجود داشت، به‌طوریکه کمترین و بیشترین میزان کاهش کلروفیل کل مربوط به ارقام می‌خوش یزد و ملس یوسف‌خانی به ترتیب با میانگین ۱۳ و ٦۰ درصد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد اتفاق افتاد (جدول ۱).

کاروتنوئید کل: نتایج تجزیه واریانس حاصل از این پژوهش نشان داد که شوری، رقم و اثرات متقابل آنها بر میزان کاروتنوئید کل رقم‌های انار اثر معنی‌داری (P≤۰/۰۱) داشت، به طوریکه با افزایش غلظت کلریدسدیم، میزان کاروتنوئید کل به طور معنی‌داری کاهش یافت. کمترین میزان کاروتنوئید کل مربوط به بالاترین غلظت کلریدسدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) با

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

جدول ۱- مقایسه میانگین برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی شش رقم نهال انار در سطوح مختلف شوری

کلریدسدیم (میلی‌مولار)	رقم						میانگین
	ملس دانه قرمز اصفهان	ملس یزدی	شیرین شهوار	می‌خوش یزد	ملس ساوه	ملس یوسف‌خانی	
	کلروفیل a (میلی‌گرم در گرم وزن تر)						
۰	۹/۵۲$^{c-g}$	۸/۹۹$^{c-g}$	۱۰/۹۰$^{b-d}$	۸/۹۲$^{c-g}$	۹/۶۳$^{c-f}$	۱۵/۵۳^{a}	۱۰/۵۸^{A}
۲۵	۹/۴۷$^{c-g}$	۸/۳۲$^{c-h}$	۸/۸۹$^{c-g}$	۷/۳۴$^{d-h}$	۸/۴۷$^{c-h}$	۱۴/۳۰^{ab}	۹/۴۶^{A}
۵۰	۱۰/۲۶$^{b-e}$	۷/۴۸$^{c-h}$	۶/۸۷$^{d-h}$	۶/۲۷$^{d-h}$	۱۰/۶۱$^{b-e}$	۱۲/۱۰$^{a-c}$	۸/۹۳^{A}
۷۵	۸/۲۶$^{c-h}$	۵/۳۰$^{f-h}$	۵/۲۷$^{f-h}$	۸/۲۲$^{c-h}$	۷/۱۳$^{d-h}$	۷/۳۴$^{d-h}$	۶/۹۲^{B}
۱۰۰	۶/۷۰$^{d-h}$	۴/۰۳^{h}	۴/۷۷^{gh}	۶/۵۲$^{d-h}$	۸/۵۰$^{c-h}$	۶/۰۸$^{e-h}$	۶/۱۰^{B}
میانگین	۸/۸۴^{B}	۶/۸۲^{C}	۷/۳۴^{BC}	۷/۴۵^{BC}	۸/۸۷^{B}	۱۱/۰۷^{A}	
	کلروفیل b (میلی‌گرم در گرم وزن تر)						
۰	۳/۰۷^{bc}	۲/۲۱$^{b-f}$	۲/۶۰$^{b-d}$	۱/۳۱$^{d-f}$	۳/۲۸^{b}	۴/۷۳^{a}	۲/۸۷^{A}
۲۵	۲/۷۶$^{b-d}$	۱/۹۶$^{b-f}$	۱/۸۴$^{b-f}$	۱/۵۶$^{c-f}$	۲/۵۳$^{b-e}$	۵/۴۳^{a}	۲/۶۸^{AB}
۵۰	۲/۱۱$^{b-f}$	۲/۹۱^{bc}	۱/۳۲$^{d-f}$	۲/۲۵$^{b-f}$	۲/۳۶$^{b-f}$	۲/۹۷^{bc}	۲/۳۲^{B}
۷۵	۲/۳۱$^{b-f}$	۰/۹۹^{ef}	۱/۵۹$^{c-f}$	۲/۶۴۵$^{b-d}$	۱/۲۷$^{d-f}$	۱/۵۹$^{c-f}$	۱/۷۳^{C}
۱۰۰	۱/۶۲$^{c-f}$	۰/۸۸^{f}	۱/۳۰$^{d-f}$	۲/۴۲$^{b-f}$	۲/۳۷$^{b-f}$	۱/۹۵$^{b-f}$	۱/۷۶^{C}
میانگین	۲/۳۸^{B}	۱/۷۹^{BC}	۱/۷۳^{C}	۲/۰۴^{BC}	۲/۳۶^{B}	۳/۳۴^{A}	
	کلروفیل کل (میلی‌گرم در گرم وزن تر)						
۰	۱۲/۵۹^{bc}	۱۱/۲۰$^{b-e}$	۱۳/۴۹^{bc}	۱۰/۲۳$^{b-f}$	۱۲/۹۱^{bc}	۲۰/۲۶^{a}	۱۳/۴۵^{A}
۲۵	۱۲/۲۲$^{b-d}$	۱۰/۲۸$^{b-f}$	۱۰/۷۳$^{b-e}$	۸/۹۰$^{c-f}$	۱۱/۰۰$^{b-e}$	۱۹/۷۳^{a}	۱۲/۱۴^{AB}
۵۰	۱۲/۳۷$^{b-d}$	۱۰/۳۸$^{b-f}$	۸/۱۹$^{c-f}$	۸/۵۱$^{c-f}$	۱۲/۹۷^{bc}	۱۵/۰۷^{b}	۱۱/۲۵^{B}
۷۵	۱۰/۵۷$^{b-e}$	۶/۲۹^{ef}	۶/۸۶$^{d-f}$	۱۰/۸۷$^{b-e}$	۸/۴۱$^{c-f}$	۸/۹۴$^{c-f}$	۸/۶۶^{C}
۱۰۰	۸/۳۳$^{c-f}$	۴/۹۱^{f}	۶/۰۷^{ef}	۸/۹۴$^{c-f}$	۱۰/۸۷$^{b-e}$	۸/۰۳$^{c-f}$	۷/۸۶^{C}
میانگین	۱۱/۲۲^{B}	۸/۶۱^{C}	۹/۰۷^{BC}	۹/۴۹^{BC}	۱۱/۲۳^{B}	۱۴/۴۱^{A}	
	کاروتنوئید کل (میلی‌گرم در گرم وزن تر)						
۰	۴/۳۴^{d}	۴/۰۱^{e}	۴/۹۰^{b}	۴/۴۰^{d}	۴/۵۷^{c}	۵/۳۴^{a}	۴/۵۹^{A}
۲۵	۳/۵۱^{f}	۳/۰۵^{gh}	۳/۵۵^{f}	۳/۲۰^{g}	۳/۶۷^{f}	۴/۵۷^{c}	۳/۵۹^{B}
۵۰	۲/۸۹^{h}	۲/۱۶^{k}	۲/۴۶^{j}	۲/۴۹^{j}	۳/۱۰^{g}	۳/۶۴^{f}	۲/۷۹^{C}
۷۵	۲/۴۵^{j}	۱/۸۴^{mn}	۱/۹۲^{lm}	۲/۰۸^{kl}	۲/۵۳^{j}	۲/۶۹^{i}	۲/۲۵^{D}
۱۰۰	۱/۹۴^{lm}	۰/۹۵^{p}	۱/۴۷^{o}	۱/۵۰^{o}	۱/۷۰^{n}	۲/۰۲^{kl}	۱/۶۰^{E}
میانگین	۳/۰۲^{C}	۲/۴۰^{F}	۲/۸۶^{D}	۲/۷۳^{E}	۳/۱۱^{B}	۳/۶۵^{A}	

اعداد در هر ردیف یا ستون که در یک حرف مشترک می‌باشند از لحاظ آماری با آزمون دانکن در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

میانگین ۱/۶۰ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ بود که باعث کاهش ۶۵/۱۴ درصدی میزان آن نسبت به تیمار شاهد با میانگین ۴/۵۹ میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ گردید. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر میزان کاروتنوئید کل وجود داشت، به‌طوریکه کم‌ترین میزان کاهش کاروتنوئید کل مربوط به رقم ملس دانه قرمز اصفهان با میانگین ۵۵ درصد و بیشترین میزان کاهش آن مربوط به ارقام ملس ساوه و ملس یوسف‌خانی به ترتیب با میانگین ۶۳ و ۶۲ درصد در تیمار با

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد مشاهده شد (جدول ۱).

نشت یونی (الکترولیت) برگ: نتایج تجزیه واریانس داده‌های این مطالعه نشان داد اگر چه اثرات متقابل شوری و رقم بر نشت یونی برگ معنی‌دار نگردید، اما اثرات هر کدام از آنها به تنهایی معنی‌دار (P≤۰/۰۱) بود. با افزایش تنش شوری و غلظت کلرید سدیم، نشت یونی برگ در تمام رقم‌ها به طور معنی‌داری افزایش یافت. بیشترین میزان نشت یونی برگ مربوط به بالاترین غلظت نمک کلریدسدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) بود که سبب افزایش ۲۷/۲۰ درصدی نشت یونی برگ نسبت به تیمار شاهد گردید. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر میزان نشت یونی برگ وجود داشت، به‌طوریکه کمترین میزان نشت یونی مربوط به رقم ملس دانه قرمز اصفهان با میانگین ۲۲ درصد و بیشترین میزان نشت یونی مربوط به رقم ملس یزدی با میانگین ۳٤ درصد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد مشاهده گردید (جدول ۲).

پراکسیداسیون چربی‌های غشا (مالون‌دی‌آلدئید): نتایج تجزیه واریانس این پژوهش نشان داد که شوری، رقم و اثرات متقابل آنها بر غلظت مالون‌دی‌آلدئید برگ اثر معنی‌داری (P≤۰/۰۱) داشت، به‌طوریکه با افزایش تنش شوری و غلظت کلریدسدیم، غلظت مالون‌دی‌آلدئید (پراکسیداسیون چربی‌ها) برگ به‌طور معنی‌داری افزایش یافت. بیش‌ترین غلظت مالون‌دی‌آلدئید مربوط به بالاترین غلظت نمک کلریدسدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) بود که سبب افزایش ۹٤ درصدی میزان آن نسبت به تیمار شاهد گردید. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر غلظت مالون‌دی‌آلدئید برگ وجود داشت، به‌طوریکه بیشترین و کمترین میزان افزایش غلظت آن مربوط به ارقام ملس یزدی و ملس ساوه به ترتیب با میانگین ۱٦۲ و ٥٦ درصد در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد اتفاق افتاد (جدول ۲).

پراکسیداز: نتایج تجزیه واریانس داده‌های این مطالعه نشان داد اگر چه اثرات متقابل شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز معنی‌دار نگردید، اما اثرات ساده هر کدام از آنها معنی‌دار (P≤۰/۰۱) شد. مقایسه میانگین داده‌ها مشخص نمود با افزایش تنش شوری و غلظت کلریدسدیم، میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز در تمام رقم‌ها به طور معنی‌داری افزایش یافت. بیشترین میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز مربوط به بالاترین غلظت نمک کلریدسدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) بود که سبب افزایش ٥/۰٦ برابری آن نسبت به تیمار شاهد با میانگین ۰/۲۸۳ واحد آنزیم در گرم وزن تر برگ گردید. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز وجود داشت، به‌طوریکه بیشترین و کمترین میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز مربوط به ارقام ملس دانه قرمز اصفهان و ملس یوسف‌خانی به ترتیب با میانگین ٦٤۹ درصد (٦/٤۹ برابر) و ٤۳۷ درصد (٤/۳۷ برابر) در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد مشاهده شد (جدول ۳).

کاتالاز: نتایج تجزیه واریانس داده‌های این پژوهش مشخص نمود اگر چه اثرات متقابل شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم کاتالاز معنی‌دار نگردید، اما اثرات ساده هر کدام از آنها معنی‌دار (P≤۰/۰۱) شد. مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد با افزایش تنش شوری و غلظت کلریدسدیم، میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در تمام ارقام به طور معنی‌داری افزایش یافت. بیشترین میزان فعالیت آنزیم کاتالاز مربوط به بالاترین غلظت نمک کلرید سدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) بود که سبب افزایش ٤/۷۸ برابری آن نسبت به تیمار شاهد گردید. از نظر میزان فعالیت آنزیم کاتالاز برگ بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری وجود داشت، به‌طوریکه بیشترین و کمترین میزان فعالیت آنزیم کاتالاز مربوط به ارقام ملس ساوه و ملس دانه قرمز اصفهان به ترتیب با میانگین ۹۰۳ درصد (۹/۰۳ برابر) و ۲۷۸ درصد (۲/۷۸ برابر) در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد اتفاق افتاد (جدول ۳).

آسکوربات پراکسیداز: نتایج تجزیه واریانس داده‌های این مطالعه نشان داد اگر چه اثرات متقابل شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز معنی‌دار نشد، اما اثرات ساده هر کدام از آنها معنی‌دار (P≤۰/۰۱) گردید. مقایسه میانگین داده‌ها مشخص نمود با افزایش تنش شوری و غلظت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

جدول ۲- مقایسه میانگین برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی شش رقم نهال انار در سطوح مختلف شوری

کلریدسدیم (میلی‌مولار)	رقم						میانگین
	ملس دانه قرمز اصفهان	ملس یزدی	شیرین شهوار	می‌خوش یزد	ملس ساوه	ملس یوسف‌خانی	
	نشت یونی (الکترولیت) برگ (٪)						
۰	۱۷/۹۹^{mn}	۱۹/۵۸^{kl}	۲۰/۰۲$^{i-k}$	۱۹/۶۰^{kl}	۱۷/۰۷^{n}	۱۸/۰۲^{mn}	۱۸/۷۱^{E}
۲۵	۱۸/۵۴^{lm}	۲۰/۸۷$^{g-j}$	۲۱/۲۴$^{f-i}$	۲۰/۴۶$^{h-k}$	۱۸/۰۹^{mn}	۱۹/۶۸$^{j-l}$	۱۹/۸۱^{D}
۵۰	۱۹/۳۴^{kl}	۲۲/۲۷$^{d-f}$	۲۲/۸۱$^{c-e}$	۲۱/۶۷$^{e-h}$	۱۹/۲۶^{kl}	۲۰/۴۷$^{h-k}$	۲۰/۹۷^{C}
۷۵	۲۰/۴۸$^{h-k}$	۲۳/۴۸$^{b-d}$	۲۳/۸۶^{bc}	۲۳/۳۱$^{b-d}$	۱۹/۹۸$^{i-k}$	۲۱/۶۰$^{e-h}$	۲۲/۱۲^{B}
۱۰۰	۲۱/۹۹$^{e-g}$	۲۶/۱۹^{a}	۲۶/۴۱^{a}	۲۴/۴۹^{b}	۲۱/۱۴$^{f-i}$	۲۲/۵۸^{de}	۲۳/۸۰^{A}
میانگین	۱۹/۶۷^{D}	۲۲/۴۸^{A}	۲۲/۸۷^{A}	۲۱/۹۱^{B}	۱۹/۱۱^{E}	۲۰/۴۷^{C}	
	مالون‌دی‌آلدئید (میکرومول بر گرم وزن تر)						
۰	۱/۶۶۳^{o}	۱/۸۳۰^{n}	۱/۹۸۷^{m}	۱/۷۳۳^{no}	۲/۶۴۷^{j}	۲/۱۰۰^{l}	۱/۹۹۳^{E}
۲۵	۲/۰۴۳^{lm}	۲/۵۳۷^{k}	۲/۴۶۰^{k}	۲/۰۷۷^{lm}	۲/۹۶۰^{h}	۲/۵۷۰^{jk}	۲/۴۴۱^{D}
۵۰	۲/۴۶۰^{k}	۳/۴۴۰^{f}	۲/۷۷۰^{i}	۲/۵۱۳^{k}	۳/۳۵۰^{fg}	۳/۰۲۰^{h}	۲/۹۲۶^{C}
۷۵	۲/۷۷۷^{i}	۳/۹۸۷^{c}	۳/۳۴۷^{fg}	۲/۸۱۰^{i}	۳/۶۶۷^{d}	۳/۵۵۰^{e}	۳/۳۵۶^{B}
۱۰۰	۳/۰۴۰^{h}	۴/۷۹۳^{a}	۳/۹۷۰^{c}	۳/۲۷۳^{g}	۴/۱۳۳^{b}	۴/۰۴۰^{bc}	۳/۸۷۵^{A}
میانگین	۲/۳۹۷^{E}	۳/۳۱۷^{A}	۲/۹۰۷^{C}	۲/۴۸۱^{D}	۳/۳۵۱^{A}	۳/۰۵۶^{B}	

اعداد در هر ردیف یا ستون که در یک حرف مشترک می‌باشند از لحاظ آماری با آزمون دانکن در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

کلرید سدیم، میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در تمام ارقام به طور معنی‌داری افزایش یافت. بیشترین میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز مربوط به بالاترین غلظت نمک کلریدسدیم (۱۰۰ میلی‌مولار) بود که سبب افزایش ۳/۶۶ برابری آن نسبت به تیمار شاهد با میانگین ۰/۳۲۱ واحد آنزیم در گرم وزن تر برگ گردید. بین ارقام انار نیز تفاوت معنی‌داری از نظر میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز وجود داشت، به‌طوریکه بیشترین و کمترین میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز مربوط به ارقام شیرین شهوار و ملس یزدی به ترتیب با میانگین ۴۲۵ درصد (۴/۲۵ برابر) و ۳۳۱ درصد (۳/۳۱ برابر) در تیمار با بالاترین میزان شوری نسبت به تیمار شاهد مشاهده گردید (جدول ۳).

بحث

یافته‌های این پژوهش نشان داد که با افزایش شوری، میزان کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و کاروتنوئید کل به طور معنی‌داری کاهش و میزان نشت یونی، مالون‌دی‌آلدئید و آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز افزایش معنی‌داری پیدا کردند. در این مطالعه، تنش شوری سبب کاهش غلظت رنگیزه‌های فتوسنتزی از قبیل کلروفیل و کاروتنوئید گردید، به‌طوریکه با افزایش سطح نمک کلرید سدیم، میزان کلروفیل برگ روند کاهشی نشان داد که این موضوع باعث ناکارآمدی برگ‌ها در انجام فتوسنتز و تشدید آسیب‌های ناشی از تنش می‌شود. کاهش میزان کلروفیل ناشی از تنش شوری در این مطالعه با نتایج تحقیقات انجام شده در گیاهان انار (Ibrahim, 2016)، توت‌فرنگی (Kaya *et al.*, 2002)، انگور (Sivritepe and Eris, 1999) و مرکبات (خوشبخت و همکاران، ۱۳۹۳) تأیید می‌گردد. بعضی از محققین عقیده دارند که کاهش غلظت کلروفیل برگ‌ها در اثر تنش شوری می‌تواند در ارتباط با افزایش فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده کلروفیل (کلروفیلاز) باشد (Rao and Rao, 1981). کاهش کلروفیل برگ می‌تواند ناشی از تغییر متابولیسم نیتروژن و استفاده بیشتر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

جدول ۳- مقایسه میانگین برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی شش رقم نهال انار در سطوح مختلف شوری

کلریدسدیم (میلی‌مولار)	رقم						میانگین
	ملس دانه قرمز اصفهان	ملس یزدی	شیرین شهوار	می‌خوش یزد	ملس ساوه	ملس یوسف‌خانی	
			پراکسیداز (واحد آنزیم در گرم وزن تر)				
۰	۰/۲٤۰^{m}	۰/۲٦۷^{lm}	۰/۲۲۷^{m}	۰/۲۱۳^{m}	۰/٤۱۳^{k}	۰/۳۳۷^{kl}	۰/۲۸۳^{E}
۲۵	۰/۳٦۷^{k}	۰/۵۰۰^{j}	۰/۵۲۳^{j}	۰/۳۸۰^{k}	۰/۷۳۰^{h}	۰/۵۲۷^{j}	۰/۵۰٤^{D}
۵۰	۰/٦۱۷^{i}	۱/۰۹۰^{e}	۰/۷۲۰^{h}	۰/۵۸۰^{ij}	۰/۹٦۷^{f}	۰/۷۷۰^{h}	۰/۷۹۱^{C}
۷۵	۱/۲۲۳^{d}	۱/۳۰۰^{d}	۰/۸۷۷^{g}	۰/۷۵۰^{h}	۱/۲۹۳^{d}	۱/۰۱۷^{ef}	۱/۰۷۷^{B}
۱۰۰	۱/۵۵۷^{b}	۱/۵۵۳^{b}	۱/۰۸۳^{e}	۱/۰۳۷^{ef}	۱/۸۹۷^{a}	۱/٤۷۳^{c}	۱/٤۳۳^{A}
میانگین	۰/۸۰۱^{C}	۰/۹٤۲^{B}	۰/٦۸٦^{D}	۰/۵۹۲^{E}	۱/۰٦۰^{A}	۰/۸۲۵^{C}	
			کاتالاز (واحد آنزیم در گرم وزن تر)				
۰	۱۲/۹٤^{m}	٦/٤۳^{p}	۷/٦۱^{o}	۷/۲۸^{op}	۳/٤۹^{q}	٤/۳٦^{q}	۷/۰۲^{E}
۲۵	۱٦/٦۰^{k}	۱۲/۲۲^{m}	۱٤/۲۷^{l}	۱٤/۲۵^{l}	۹/۱۸^{n}	۱۰/۲۵^{n}	۱۲/۷۹^{D}
۵۰	۲۰/۳۲^{h}	۱۸/٤۲^{i}	۲۲/۵٦^{g}	۱۷/۹٦^{ij}	۱۸/۲۷^{ij}	۱۷/۱۱^{jk}	۱۹/۱۰^{C}
۷۵	۲۷/۲۱^{d}	۲٦/۲٤^{de}	۳۱/٦٤^{c}	۲۳/۸۷^{f}	۲۵/٤۳^{e}	۲۳/٤۸^{fg}	۲٦/۳۱^{B}
۱۰۰	۳٦/۰۳^{a}	۳۳/۲۸^{b}	۳٦/۳٦^{a}	۳۱/۸٦^{c}	۳۱/۵۳^{c}	۳۲/٤۳^{bc}	۳۳/۵۸^{A}
میانگین	۲۲/٦۲^{A}	۱۹/۳۲^{B}	۲۲/٤۹^{A}	۱۹/۰۵^{B}	۱۷/۵۸^{C}	۱۷/۵۳^{C}	
			آسکوربات پراکسیداز (واحد آنزیم در گرم وزن تر)				
۰	۰/۳٤۷^{kl}	۰/٤۰۰^{jk}	۰/۲۸۰^{l}	۰/۳۰۳^{l}	۰/۳۰۳^{l}	۰/۲۹۰^{l}	۰/۳۲۱^{E}
۲۵	۰/٦۲۷^{h}	۰/٦۵۰^{h}	۰/٤۲۷^{j}	۰/٤۳۰^{j}	۰/٤۱۳^{jk}	۰/۳۹۰^{jk}	۰/٤۸۹^{D}
۵۰	۰/۷۸۷^{g}	۰/۸۷۰^{f}	۰/٦٤۷^{h}	۰/٦۵۷^{h}	۰/۵۵۳^{i}	۰/۵۱۰^{i}	۰/٦۷۱^{C}
۷۵	۰/۹۷۳^{de}	۱/۰٤۷^{c}	۰/۸۷۳^{f}	۰/۹۱۰^{ef}	۰/۸٤۰^{fg}	۰/٦۸۳^{h}	۰/۸۸۸^{B}
۱۰۰	۱/۲۱۰^{b}	۱/۳۲۳^{a}	۱/۱۹۰^{b}	۱/۱۹۷^{b}	۱/۱٤۳^{b}	۰/۹۹۳^{cd}	۱/۱۷٦^{A}
میانگین	۰/۷۸۹^{B}	۰/۸۵۸^{A}	۰/٦۸۳^{C}	۰/٦۹۹^{C}	۰/٦۵۱^{D}	۰/۵۷۳^{E}	

اعداد در هر ردیف یا ستون که در یک حرف لاتین مشترک می‌باشند از لحاظ آماری با آزمون دانکن در سطح ۵ درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

از گلوتامات (ماده اولیه سنتز پرولین و کلروفیل) در مسیر سنتز پرولین باشد که در تنظیم اسمزی به کار می‌رود (Rosa-Ibara and Maiti, 1995). همچنین بعضی از مواد تنظیم‌کننده رشد نظیر آبسیزیک اسید و اتیلن موجب تحریک فعالیت آنزیم کلروفیلاز می‌شوند و در شرایط تنش غلظت آنها افزایش می‌یابد (Drazkiewice, 1994). از طرفی کاهش کلروفیل به علت کاهش پتانسیل آب برگ می‌تواند مربوط به حساسیت این رنگدانه به افزایش تنش‌های محیطی به ویژه شوری و خشکی باشد (Younis *et al.*, 2000).

از دیگر دلایل کاهش غلظت کلروفیل برخی ارقام تحت تأثیر تنش شوری، می‌تواند به علت مشترک بودن مسیر بیوسنتزی کلروفیل و آلفاتوکوفرول باشد که گیاه در شرایط تنش شوری با توقف بیوسنتز کلروفیل، مسیر بیوسنتزی آنتی‌اکسیدان آلفاتوکوفرول را فعال می‌نماید (Kaya *et al.*, 2001). کاهش محتوای کلروفیل در شوری بالا ممکن است به دلیل بازدارندگی در جذب، انتقال و یا استفاده یون‌های مغذی منیزیم و نیترات در گیاهان باشد (Ibrahim, 2016). کاهش میزان کلروفیل می‌تواند عمدتاً به علت تخریب ساختمان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

کلروپلاست و دستگاه فتوسنتزی، فتواکسیداسیون کلروفیل‌ها، واکنش آنها با اکسیژن یکتایی، تخریب پیش‌ماده‌های سنتز کلروفیل و جلوگیری از بیوسنتز کلروفیل‌های جدید و فعال شدن آنزیم‌های تجزیه‌کننده کلروفیل از جمله کلروفیلاز و اختلالات هورمونی باشد (El-Tayeb, 2005; Rout *et al*., 1997/98; Neocleous and Vasilakakis, 2007; Sultana *et al*., 1999). تجمع یون‌های سدیم و کلر در برگ‌ها در تنش شوری نیز تأثیر منفی بر غلظت کلروفیل دارد (Sultana *et al*., 1999; Stepien and Klobus, 2006). علاوه بر این، تنش شوری در جذب برخی عناصر ضروری نظیر آهن و منیزیم که در سنتز کلروفیل ضروری هستند اختلال ایجاد می‌کند (Neocleous and Vasilakakis, 2007).

بررسی‌ها نشان داده که مقدار کلروفیل در ارقام حساس در شرایط تنش شوری مقدار کاهش بیشتری را نسبت به ارقام مقاوم نشان می‌دهند که این امر با میزان مقاومت ارقام نسبت به تنش شوری مرتبط است (Younis *et al*., 2000). پس می‌توان بیان نمود که گیاهانی که در شرایط تنش شوری قرار می‌گیرند، محتوای کلروفیل آنها تحت تأثیر قرار گرفته و در بیشتر آنها میزان کلروفیل کاهش می‌یابد. در این میان، آن دسته از گیاهانی که به شوری متحمل هستند، می‌توانند این کاهش محتوای کلروفیل را تعدیل کنند. پایداری کلروفیل به عنوان شاخصی از مقاومت گیاه به تنش است، به طوریکه ارقام مقاوم به شوری دارای شاخص پایداری بالا و ارقام حساس پایین‌ترین میزان پایداری را نشان می‌دهند (Modhan *et al*., 2000) بررسی برخی دیگر از ارقام مقاوم و حساس گیاهان، این مطلب را تأیید کرد که مقدار کلروفیل با افزایش غلظت نمک در هر دو گروه ارقام مقاوم و حساس کاهش می‌یابد اما میزان کاهش با میزان مقاومت آنها در ارتباط است (Lu *et al*., 2009) که با نتایج این پژوهش نیز هماهنگی دارد.

در کلروپلاست‌ها، کاروتنوئیدها به‌عنوان رنگیزه کمکی عمل می‌کنند، اما نقش مهمتر آنها نقش آنتی‌اکسیدانی آنها می‌باشد (Egert and Tevini, 2002; Koyro, 2006)، زیرا این رنگیزه‌ها مسئول خاموش کردن اکسیژن یکتایی و جلوگیری از پراکسیداسیون چربی‌ها و در نهایت تنش اکسیداتیو می‌باشند (Koyro, 2006). همچنین کاروتنوئیدها از طریق چرخه گزانتوفیل باعث حفاظت از کلروفیل در مقابل فتواکسیداسیون می‌شوند (Loggini *et al*., 1999). گزارش شده است که کاهش مقدار کاروتنوئید در شرایط تنش نیز به علت تجزیه بتاکاروتن و تشکیل زئازانتین در چرخه گزانتوفیل می‌باشد (Sultana *et al*., 1999). کاهش مقدار کلروفیل و کاروتنوئید در شرایط تنش شوری در گیاه گوجه‌فرنگی (Tari *et al*., 2002; Juan *et al*., 2005) و سویا (Abd El Samad and Shaddad, 1997) گزارش شده که این کاهش در رقم‌های حساس بیشتر از رقم‌های مقاوم بوده است که با نتایج این تحقیق سازگار می‌باشد.

صدمه ناشی از عوامل تنش‌زای محیطی مانند شوری و خشکی در مرحله اول بر روی غشاهای سلولی قابل مشاهده است، به‌طوریکه در اثر اعمال تنش شوری نفوذپذیری غشا نیز تحت تأثیر قرار می‌گیرد (عموآقایی و قربان‌نژاد، ۱۳۹۳). افزایش نشت الکترولیتی مواد، نشانه‌ای از آسیب غشاها و کاهش پایداری آنها می‌باشد که احتمالاً نتیجه تنش اکسیداتیو منتج از شوری است (Hasegawa *et al*., 2000; Besma and Denden, 2012). برخی از محققین گزارش نموده‌اند که شوری موجب القای تنش اکسیداتیو ثانویه شده و با تولید سطح افزایش یافته‌ای از گونه‌های فعال اکسیژن موجب تخریب غشا و افزایش نشت یونی (الکترولیتی) می‌گردد. بر طبق همین گزارش، نشت یونی در رقم حساس به شوری نسبت به رقم مقاوم بیشتر بوده است (Bhattacharjee and Mukherjee, 2002). نشت یونی غشا به‌عنوان شاخصی مؤثر در تعیین درجه مقاومت به شوری و ارتباط آن با شاخص‌های رشد گیاهان توسط برخی از محققین نیز مطرح شده است (Ashraf and Ali, 2008). نتایج حاصل از پژوهش حاضر بر روی شش رقم انار نشان داد که تخریب غشا و افزایش نشت یونی در رقم‌های ملس یزدی و شیرین شهوار نسبت به سایر رقم‌ها بیشتر بوده و در رقم ملس ساوه از سایر رقم‌ها کمتر بوده است که این امر با میزان حساسیت و مقاومت آنها نسبت به شوری مرتبط است.

رادیکال‌های سوپراکسید تولیدشده ناشی از تنش شوری

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

سبب پراکسیداسیون چربی‌های غشا می‌شوند که نتیجه آن، تولید ترکیباتی مثل مالون‌دی‌آلدئید می‌باشد. این ماده به عنوان شاخصی برای اندازه‌گیری مقدار پراکسیداسیون چربی‌ها تحت عنوان شاخص افزایش تنش اکسیداتیو در نظر گرفته می‌شود (مومنی و همکاران، ۱۳۹۱؛ داش‌آقا و همکاران، ۱۳۹۳؛ Heath and Packer, 1969; Llusia *et al*., 2005). محققین افزایش غلظت مالون‌دی‌آلدئید را نشان‌دهنده افزایش واکنش پراکسیداسیون چربی‌ها و اکسید شدن اسیدهای چرب غشایی می‌دانند (مومنی و همکاران، ۱۳۹۱؛ داش‌آقا و همکاران، ۱۳۹۳؛ Jiang and Hung, 2001; Erdal, 2012). در شرایط تنش شوری، پراکسیداسیون سبب تجزیه اسیدهای چرب غیراشباع غشا سلولی و کاهش شاخص پایداری غشا و نشت الکترولیت‌ها می‌گردد (داش‌آقا و همکاران، ۱۳۹۳؛ Liang, 1999; Sairam and Srivastava, 2002) که نتیجه آن، تولید مالون‌دی‌آلدئید می‌باشد. روند تولید این ترکیبات با افزایش پراکسیداسیون چربی‌های غشا ادامه می‌یابد و تداوم این وضعیت موجب از هم گسیختگی ساختار غشا و خروج آب و یون‌ها از سلول می‌شود و تداوم تنش منجر به مرگ سلول می‌گردد (Leul and Zhou, 1999). با توجه به مشاهدات Wang و همکاران (۲۰۰۹) در اندام هوایی گیاهچه‌های یونجه تحت تنش شوری، افزایش غلظت مالون‌دی‌آلدئید گزارش و اعلام گردیده است که بین کاهش غلظت مالون‌دی‌آلدئید و افزایش تحمل به شوری در یونجه همبستگی مستقیم وجود دارد. بنابراین می‌توان گفت رقم‌هایی که تحت تنش، میزان مالون‌دی‌آلدئید کمتری تولید می‌نمایند از تحمل به تنش بیشتری برخوردار می‌باشند. افزایش پراکسیداسیون چربی‌ها (تولید مالون‌دی‌آلدئید) در شرایط تنش شوری در مطالعات دیگر نیز گزارش شده است؛ به‌طوریکه مومنی و همکاران (۱۳۹۱) گزارش کردند تنش شوری در برگ‌های گیاه ذرت باعث افزایش نشت یونی، افزایش پراکسیداسیون لیپیدها و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مانند پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز شد. همچنین با توجه به مشاهدات Chaparzadeh و همکاران (۲۰۰٤)، مشخص شده است که شوری بالا در گیاه همیشه‌بهار باعث کاهش پارامترهای رشد، افزایش پراکسیداسیون لیپیدها و تجمع پراکسید هیدروژن می‌شود. قربانلی و همکاران (۱۳۹۱) نیز بیان نمودند در گیاهان تحت تیمار شوری، با افزایش غلظت کلریدسدیم، میزان پرولین، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و مالون‌دی‌آلدئید افزایش می‌یابد که با نتایج این پژوهش سازگار می‌باشد.

به طور کلی تنش شوری در گیاهان باعث تنش خشکی فیزیولوژیک و سمیت یونی می‌شود؛ یعنی شوری خود ترکیبی از دو تنش اسمزی و یونی می‌باشد. به‌علاوه، این دو تنش سبب ایجاد تنش ثانویه‌ای به نام تنش اکسیداتیو می‌شوند (Parida and Das, 2005; Orcutt and Nilsen, 2000; Chinnusamy *et al*., 2005) که منجر به تولید رادیکال سوپراکسید و به دنبال آن سایر گونه‌های فعال اکسیژن (Abdul Jaleel *et al*., 2009; Sudhakar *et al*., 2001) می‌گردد. گیاهان برای مقابله با این اکسیدان‌ها دارای مکانیسم‌های حفاظتی خاصی می‌باشند که شامل مولکول‌ها و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی است. به طور کلی آنتی‌اکسیدان‌های گیاهی به سه گروه تقسیم‌بندی می‌شوند: ۱- ترکیبات غشایی و محلول در چربی مانند آلفاتوکوفرول و کاروتنوئیدها، ۲- ترکیبات محلول در آب مثل آسکوربات، گلوتاتیون، ترکیبات فنلی، فلاونوئیدها و آنتوسیانین‌ها و ۳- آنزیم‌هایی مانند سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز و گلوتاتیون رداکتاز (Sudhakar *et al*., 2001, Parida and Das, 2005).

تولید آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهان نشان داده است که به‌طور بسیار کارآمدی، اثرات مخرب گونه‌های فعال اکسیژن را برطرف می‌نماید (Ashraf and Harris, 2004). به طور کلی، آنزیم سوپراکسید دیسموتاز (SOD) به عنوان اولین خط سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی در نظر گرفته می‌شود، زیرا باعث تبدیل سوپراکسید (O_2^-)، به H_2O_2 و O_2 در سیتوزول، کلروپلاست و میتوکندری می‌شود (Sigaud-Kutner *et al*., 2002). سپس H_2O_2 تولید شده، توسط آنزیم‌های کاتالاز و پراکسیداز حذف می‌گردد (Mittler, 2002). کاتالاز که عمدتاً در پراکسیزوم‌ها یافت می‌شود اصلی‌ترین آنزیمی است که به

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

طور مستقیم H_2O_2 را به مولکول آب و O_2 تبدیل می‌کند. پراکسیداز (POD) عمدتاً در فضای آپوپلاستی و واکوئل‌ها قرار دارد، جایی که نقش مهمی در سرعت بخشیدن به تبدیل H_2O_2 به H_2O و O_2 دارد (Gratao *et al*., 2005)؛ بدین ترتیب آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز، سیستم‌های اصلی تخلیه H_2O_2 را در سلول‌ها تشکیل می‌دهند و H_2O_2 توسط کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز از بین برده می‌شود. کاتالاز H_2O_2 را به H_2O و O_2 تبدیل می‌کند، در حالیکه آسکوربات پراکسیداز همراه با مونودهیدروآسکوربات ردااکتاز، دهیدروآسکوربات ردااکتاز و گلوتاتیون ردااکتاز H_2O_2 را به H_2O از طریق مسیر آسکوربات- گلوتاتیون تبدیل می‌کند. آسکوربات پراکسیداز اولین آنزیم در این مسیر است که H_2O_2 را با استفاده از آسکوربات به عنوان یک دهنده الکترون در یک واکنش اکسایش- کاهش حذف می‌کند (Noctor and Foyer, 1998). گلوتاتیون، آنزیم نهایی در این مسیر است و برای محافظت از گیاهان از تنش اکسیداتیو با حفظ گلوتاتیون در مرحله کاهش عمل می‌کند (Blokhina *et al*., 2002).

تعادل میان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان یک فاکتور اساسی و بحرانی برای تعیین سطح پایدار رادیکال‌های سوپراکسید و پراکسید هیدروژن است. این تعادل برای جلوگیری از تشکیل بیش از اندازه رادیکال‌های هیدروکسیل بسیار مهم است (Mittler, 2002). مطالعات مختلفی نشان داده است که مقاومت به تنش اکسیداتیو تا حد زیادی با مقاومت به شوری در گیاهان مرتبط می‌باشد؛ به بیان دیگر ارقام متحمل به شوری از طریق افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌های مختلف ساز و کار دفاعی بهتری در برابر تنش اکسیداتیو نسبت به ارقام حساس نشان داده‌اند (Gossett *et al*., 1994; Hernandez and Almansa, 2002; Sairam *et al*., 2002; Koca *et al*., 2007; Yildiz and Terzi, 2013). آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مانند کاتالاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز سبب حذف و غیرفعال شدن گونه‌های فعال اکسیژن (McDonald, 1999; Baily, 2004) و همچنین حذف و کاهش خسارت پراکسید هیدروژن (McDonald, 1999) می‌شوند. نتایج بسیاری از تحقیقات نیز نشان می‌دهد که فعالیت این آنزیم‌ها در برگ‌های ارقام حساس و متحمل به شوری بسیاری از گونه‌های گیاهی افزایش می‌یابد (Demiral and Turkan, 2005; Bor *et al*., 2003)، اگر چه این افزایش فعالیت آنزیمی در ارقام متحمل به شوری بیشتر از ارقام حساس گزارش شده است (Shalata *et al*., 2001; Moradi and Abdelbaghi, 2007).

با توجه به مشاهدات Apel و Hirt (۲۰۰٤) بسته به گونه گیاهی و نوع تنش، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان خاصی جهت تحمل به تنش فعال می‌شوند. همچنین مطالعات انجام شده توسط Heidari و Mesri نشان می‌دهد که در ارقام مختلف گندم تحت تنش شوری بر میزان فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز افزوده می‌شود. علاوه بر این، پاسخ آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی گیاهان به شوری در بین گونه‌های گیاهی، بافت‌ها و محل‌های درون سلولی متفاوت است (Mittova *et al*., 2003). از طرفی، بررسی پارامترهای مناسب به عنوان معیار گزینش برای تحمل به شوری در ارقام مختلف گلرنگ نشان داده است که تفاوت در سرعت جذب CO_2 و میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی شامل کلروفیل a و b می‌توانند به عنوان معیارهای اصلی گزینش ارقام متحمل به شوری مورد استفاده قرار بگیرند (Siddiqi *et al*., 2009). بنابراین دستیابی به تحمل به شوری در ارقام و گونه‌های گیاهی نه تنها مستلزم بهبود مقاومت به تنش اکسیداتیو به علت آنزیم‌هایی است که عمدتاً برای محافظت از غشاها و بافت‌ها از چنین آسیب‌هایی استفاده می‌شود، بلکه ممکن است شامل پیشرفت مسیر بیوسنتز رنگدانه‌های فتوسنتزی برای حفظ میزان بیشتر فتوسنتز در مواجهه با تنش باشد.

همبستگی بین صفات: نتایج بررسی همبستگی بین صفات مورد ارزیابی تحت تنش شوری نشان داد که همبستگی مثبت و معنی‌داری بین کلروفیل a با کلروفیل b (r=۰/۸۳)، کلروفیل کل (r=۰/۹۹) و کاروتنوئید کل (r=۰/۸۲) وجود داشت اما همبستگی منفی و معنی‌داری با میزان نشت یونی (r=-۰/۷۳)، کاتالاز (r=-۰/۷۰) و آسکوربات پراکسیداز (r=-۰/٦۹) نشان داد. همچنین همبستگی مثبت و معنی‌داری بین محتوای کاروتنوئید کل با کلروفیل b (r=۰/٦۲) و کلروفیل کل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

جدول ٤- ضرایب همبستگی بین صفات مورد ارزیابی برخی رقم‌های تجاری انار در شرایط تنش شوری

		۱	۲	۳	٤	٥	٦	۷	۸	۹
۱	کلروفیل a	۱								
۲	کلروفیل b	۰/۸۳**	۱							
۳	کلروفیل کل	۰/۹۹**	۰/۹۱**	۱						
٤	کاروتنوئید کل	۰/۸۲**	۰/٦۲**	۰/۷۹**	۱					
٥	نشت یونی	-۰/۷۳**	-۰/٥٤**	-۰/۷۰**	-۰/۸۳**	۱				
٦	مالون‌دی‌آلدئید	-۰/٥۷**	-۰/٤۰ns	-۰/٥٤**	-۰/۷۹**	۰/٦۷**	۱			
۷	پراکسیداز	-۰/٥۳**	-۰/۳۸ns	-۰/٥۰**	-۰/۸۰**	۰/٥٦**	۰/۸۹**	۱		
۸	کاتالاز	-۰/۷۰**	-۰/٥۳**	-۰/٦۷**	-۰/۹۲**	۰/۷۹**	۰/۷٦**	۰/۸٤**	۱	
۹	آسکوربات پراکسیداز	-۰/٦۹**	-۰/٤۸**	-۰/٦٥**	-۰/۹٤**	۰/۷۹**	۰/۷۹**	۰/۸٦**	۰/۹٤**	۱

**** و ns به ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال ۱ درصد و بدون اختلاف معنی‌دار**

(r=۰/۷۹) مشاهده گردید اما همبستگی منفی و معنی‌داری بین میزان کاروتنوئید کل با نشت یونی (r=-۰/۸۳)، میزان مالون‌دی‌آلدئید (r=-۰/۷۹)، پراکسیداز (r=-۰/۸۰)، کاتالاز (r=-۰/۹۲) و آسکوربات پراکسیداز (r=-۰/۹٤) پدیدار شد. با بررسی همبستگی بین صفات دیگر نیز معلوم شد که همبستگی مثبت و معنی‌داری بین نشت یونی و مالون‌دی‌آلدئید با هم و با آنزیم‌های پراکسیداز، کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز و همینطور بین خود آنزیم‌ها وجود داشت (جدول ٤).

نتیجه‌گیری

تحمل به شوری وابسته به فعالیت یک اندام یا یک صفت گیاهی نمی‌باشد، بلکه برآیندی از بیشتر صفات مهم گیاهی از قبیل صفات مورفولوژیک، فیزیولوژیک و بیوشیمیایی است که در ایجاد مقاومت به تنش شوری مؤثر هستند. لذا رقمی که در بیشتر صفات مرتبط با تحمل به شوری برتری نشان دهد می‌تواند در شرایط تنش مناسب باشد. بنابراین، با توجه به این نکات و بر اساس یافته‌های به‌دست آمده از این مطالعه می‌توان نتیجه‌گیری نمود که رقم ملس ساوه با میزان کاهش کمتر انواع کلروفیل a، b و کلروفیل کل و مقدار پایین پراکسیداسیون چربی‌ها (کم‌ترین میزان تولید مالون‌دی‌آلدئید) و آسیب کمتر به غشا (نشت یونی پایین) همراه با فعالیت بالای آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی (میزان کاروتنوئیدها) و فعالیت متوسط تا بالای آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی شامل پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز در شرایط شوری، در مجموع دارای ظرفیت بالاتری جهت حذف گونه‌های فعال اکسیژن تولیدی و ثبات عملکرد بهتری در مقایسه با سایر رقم‌های ارزیابی شده می‌باشد. پس از رقم ملس ساوه بر اساس صفات مورد بررسی در این پژوهش که شامل برخی از صفات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی بود، از نظر تحمل نسبی به شوری به ترتیب ارقام ملس دانه قرمز اصفهان و می‌خوش یزد در گروه دوم، ارقام ملس یوسف‌خانی و شیرین شهوار در گروه سوم و سرانجام رقم ملس یزدی در گروه چهارم قرار گرفت. همچنین بر اساس یافته‌های این پژوهش می‌توان گفت با توجه به اینکه افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها بیان‌کننده افزایش حذف گونه‌های فعال اکسیژن می‌باشد، لذا اغلب از این ویژگی می‌توان به عنوان یک شاخص قابل اعتماد جهت بیان افزایش تحمل به شوری استفاده نمود.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

منابع

احمدی، ک.، قلی‌زاده، ح.، عبادزاده، ح.، حاتمی، ف.، حسین‌پور، ر.، عبدشاه، ه.، رضایی، م. و فضلی استبرق، م. (۱۳۹٦) آمارنامه کشاورزی سال ۱۳۹۵ (جلد سوم: محصولات باغبانی). انتشارات وزارت جهاد کشاورزی، تهران.

جعفری، م. (۱۳۷۳) بررسی مقاومت به شوری در تعدادی از گیاهان مرتعی ایران. چاپ اول. انتشارات مؤسسه تحقیقات جنگل‌ها و مراتع کشور. تهران.

حیدری شریف‌آباد، ح. (۱۳۸۰) گیاه و شوری. انتشارات مؤسسه تحقیقات جنگل‌ها و مراتع، تهران.

خوشبخت، د.، میرزایی، م. و رامین، ع. ا. (۱۳۹۳) عکس‌العمل فتوسنتزی، تغذیه‌ای و رویشی دو پایه مرکبات تحت تأثیر تنش شوری. مجله تولید و فرآوری محصولات زراعی و باغی ٤: ٤٧-۳۵.

داش‌آقا، ز.، مظاهری تیرانی، م. و قاسمی خوراسگانی، م. (۱۳۹۳) اثر سالیسیلیک اسید بر برخی پارامترهای رشد و بیوشیمیایی گیاه گندم و ذرت تحت تنش شوری در شرایط آزمایشگاهی. مجله تولید و فرآوری محصولات زراعی و باغی ٤: ۲۱۵-۲۰۷.

علیایی، ف.، بانی‌نسب، ب. و قبادی، س. (۱۳۹٤) اثر تنش شوری بر برخی شاخص‌های تبادلات گازی برگ در چهار رقم زیتون. مجله فرآیند و کارکرد گیاهی ٤: ۵۹-۵۱.

عموآقایی، ر. و قربان‌نژاد، ه. (۱۳۹۳) بررسی اثر شوری بر رشد گیاهچه، میزان کلروفیل، محتوای نسبی آب و پایداری غشا در دو رقم کلزا. مجله پژوهش‌های گیاهی (زیست‌شناسی ایران) ۲۷: ۲٦۸-۲۵٦.

قربانلی، م.، احمدی، ف.، منفرد، ا. و بخشی خانیکی، غ. (۱۳۹۱) اثر تنش شوری و برهمکنش آن با آسکوربات بر میزان فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، پرولین و مالون‌دی‌آلدئید در گیاه زیره سبز چهار هفته پس از جوانه‌زنی. مجله تحقیقات گیاهان دارویی و معطر ایران ۱: ۲۷-۱٤.

مومنی، ن.، آروین، م. ج.، خواجویی‌نژاد، غ.، کرامت، ب. و دانشمند، ف. (۱۳۹۱) تأثیر کلریدسدیم و سالیسیلیک اسید بر سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی در گیاه ذرت (*Zea mays* L.). مجله زیست‌شناسی گیاهی ٤: ۳٤-۲۳.

Abd El Samad, H. M. and Shaddad, M. A. K. (1997) Salt tolerance of soybean cultivars. Biologia Plantarum 39: 263-269.

Abdul Jaleel, C., Riadh, K., Gopi, R., Manivannan, P., Ines, J., Al-Juburi, H. J., Chang-Xing, Z., Hong-Bo, S. and Panneerselvam, R. (2009) Antioxidant defense responses: physiological plasticity in higher plants under abiotic constrains. Acta Physiologia Plantarum 31: 427-436.

Apel, K. and Hirt, H. (2004) Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress and signal transduction. Annual Review of Plant Biology 55: 373-399.

Ashraf, M. and Ali, Q. (2008) Relative membrane permeability and activities of some antioxidant enzymes as the key determination of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). Environmental and Experimental Botany 63:266-273.

Ashraf, M. and Harris, P. J. C. (2004) Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. Plant Science 166: 3-16.

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

Baily, C. (2004) Active oxygen species and antioxidants in seed biology. Seed Science Research 14: 93-107.

Behera, R. K. and Mishra, P. C. (2002) High irradiance and water stress induce alterations in pigment composition and chloroplast activities of primary wheat leaves. Plant Physiology 159: 967-973.

Ben-Asher, J. I., Tsuyuki, B., Bravdo, A., and Sagih, M. (2006) Irrigation of grapevines with saline water. I. Leaf area index, stomatal conductance, transpiration and photosynthesis. Journal of Agricultural Water Management 83: 13-21.

Besma, B. D. and Denden, M. (2012) Effect of salt stress on growth, anthocyanins, membrane permeability and chlorophyll fluorescence of okra (*Abelmoschus esculentus* L.) seedlings. American Journal of Plant Physiology 7:174-183

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

Bhattacharjee, S. and Mukherjee, A. K. (2002) Salt stress-induced cytosolute accumulation, antioxidant response and membrane deterioration in the three rice cultivars during early germination. Seed Science and Technology 30: 279-286.

Blokhina, O., Virolainen, E. and Fagestedt, K. V. (2002) Antioxidants, oxidative damage, and oxygen deprivation stress: A review. Annals of Botany 91: 179-194.

Blum, A. and Ebercon, A. (1981) Cell membrane stability as a measure of drought and heat tolerance in wheat. Crop Science 21: 43-47.

Bor, M., Ozdemir, F. and Turkan, I. (2003) The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in leaves of sugar beet *Beta vulgaris* L. and wild beet *Beta maritima* L. Plant Science 164: 77-84.

Buege, J. A. and Aust, S. D. (1978) Microsomal lipid peroxidation. Methods Enzyme 52: 302-310.

Bugueno, F., Livellara, N., Varas, F., Undurraga, P., Castro, M. and Salgado, E. (2016) Responses of young *Punica granatum* plants under four different water regimes. Ciencia Einvestigacion Agraria 43: 49-56.

Chance, B. and Maehly, A. C. (1995) Assay of catalase and peroxidase. In: Methods in Enzymology (eds. Colowick, S. P., and N. D. Kaplan) Pp. 764-791. Academic Press, New York.

Chaparzadeh, N., D'Amico, M. L., Khavari-Nejad, R. A., Izzo, R. and Navari-Izzo, F. (2004) Antioxidative responses of *Calendula officinalis* under salinity conditions. Plant Physiology and Biochemistry 42: 695-701.

Chaudhury, S. and Panda, S. K. (2005) Toxic effects, oxidative stress and ultrastructural changes in moss *Taxithelium nepalense* (schwaegr.) Broth. under chromium and lead phytotoxicity. Water, Soil and Air, Soil Pollution 167: 73-90.

Chinnusamy, V., Jagendorf, A. and Zhu, J. K. (2005) Understanding and improving salt tolerance in plants. Crop Science 45: 437-448.

Demiral, T. and Turkan, 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: 247-257.

Drazkiewice, M. (1994) Chlorophyllase: occurrence, function, mechanism of action, effect of external and internal factors. Photosythetica 30: 321-331.

Egert, M. and Tevini, M. (2002) Influence of drought on some physiological parameters symptomatic for oxidative stress in leaves of chives (*Allium schoenoprasum*). Environmental and Experimental Botany 48: 43-49.

El-Tayeb, M. A. (2005) Response of barley grain to the interactive effect of salinity and salicylic acid. Plant Growth Regulation 42: 215-224.

Erdal, S. (2012) Androsterone-induced molecular and physiological changes in maize seedlings in response to chilling stress. Plant Physiology and Biology 57: 1-7.

Foyer, C. H. and Halliwell, B. (2000) Oxygen processing in photosynthesis: regulation and signaling. New Phytol 146: 359-388.

Gaber, M. A. (2010) Antioxidative defense under salt stress. Plant Signaling and Behaviour 5: 369-374

Gossett, D. R., Millhollon, E. P. and Lucas, M. C. (1994) Antioxidant response to NaCl stress in salt tolerant and salt sensitive cultivars of cotton. Crop Science 34: 706-714.

Gratao, P. L., Polle, A., Lea, P. J. and Azevedo, R. A. (2005) Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. Functional Plant Biology 32: 481-494.

Hasegawa, P. M., Bressan, R. A., Zhu, J. K. and Bohnert, H. J. (2000) Plant cellular and molecular responses to high salinity. Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology 51: 463-99.

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.

Heidari, M. and Mesri, F. (2008) Salinity effects on compatible solutes, antioxidants enzymes and ion content in three wheat cultivars. Pakistan Journal of Biological Sciences 11: 1385-1389.

Hernandez, J. A. and Almansa, M. S. (2002) Short-term effects of salt stress on antioxidant systems and leaf water relations of pea leaves. Physiologia Plantarum 115: 251-257.

Ibrahim, H. I. M. (2016) Tolerance of two pomegranates cultivars (*Punica granatum* L.) to salinity stress under hydroponic culture conditions. Journal of Basic and Applied Scientific Research 6: 38-46.

Jiang, Y. and Hung, B. (2001) Drought and heat stress injury to two cool-season turfgrasses in relation to antioxidant metabolism lipid peroxidaion. Crop Science 41: 436-442.

Juan, M., Rivero, R. M., Romero, L. and Ruiz, J. M. (2005) Evaluation of some nutritional and biochemical indicators in selecting salt-resistant tomato cultivars. Environmental and Experimental Botany 54: 193-201.

Kaya, C., Higges, D., and Kirnak, H. (2001) The effects of high salinity (NaCl) and supplementary phosphorus and potassium on physiology and nutrition development of spinach. Plant Physiology 27: 47-59.

Kaya, C., Kirnak, H., Higgs, D. and Saltali, K. (2002) Supplementary calcium enhances plant growth and fruit yield in stawberry cultivars grown at high (Nacl) salinity. Scientia Horticulture 93: 65- 74.

Khan, M. A., Ungar, I. A. and Showalter, A. M. (2000) Effects of salinity on growth, water relations and ion accumulation in the subtropical perennial halophyte, *Atriplex griffithii* var. stocksil. Annals of Botany 85: 225-232.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

Koca, H., Bor, M., Ozdemir, F. and Turkan, I. (2007) The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. Environmental and Experimental Botany 60 344-351.

Koyro, H. W. (2006) Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.). Environmental and Experimental Botany 56: 136-149.

Leul, M. and Zhou, W. J. (1999) Alleviation of waterlogging damage in winter rape by uniconazole application: effects on enzyme activity, lipid proxidation and membrane integrity. Plant Growth Regulation 18: 9-14.

Liang, Y. (1999) Effects of silicon on enzyme activity and sodium, potassium and calcium concentration in barley under salt stress. Plant and Soil 209: 217-224.

Lichtenthaler, H. K. (1987) Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. Methods in Enzymology 148: 350-382.

Llusia, J., Penuelas, J. and Munne-Bosch, S. (2005) Sustained accumulation of methyl salicylate alters antioxidant protection and reduces tolerance of holm oak to heat stress. Physiologia Plantarum 124: 353-361.

Loggini, B., Scartazza, A., Brugonli, E. and Navari-Izzo, F. (1999) Antioxidative defense system, pigment composition, and photosynthetic efficiency in two wheat cultivars subjected to drought. Plant Physiology 119: 1091-1099.

Lu, K. X., Cao, B. H., Feng, X. P., He, Y. and Jiang, D. A. (2009) Photosynthetic response of salt-tolerant and sensitive soybean varieties. Photosynthetica 47: 381-387.

Lutts, S., Kinet, J. M. and Bouharmont, J. (1996) NaCl-induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. Annals of Botany 78: 389-398.

Mac-Adam, J. W., Nelson, C. J. and Sharp, R. E. (1992) Peroxidase activity in the leaf elongation zone of tall fescue I. Spatial distribution of ionically bound peroxidase activity in genotypes differing in length of the elongation zone. Plant Physiology 99: 872-878.

McDonald, M. B. (1999) Seed deterioration: physiology, repair, and assessment. Seed Science and Technology 27: 177-237.

Medrano, H., Escolana, J. M., Bota, J., Gulias, J. and Flexas, J. (2002) Regulation of photosynthesis of C_3 plants in response to progressive drought: stomatal conductance as a reference parameter. Annual Botany 88: 895-905.

Meneguzzo, S., Navario-Izzo, F. and Izzo, R. (1999) Antioxidative responses of leaves and roots of wheat to increasing NaCl concentrations. Journal of Plant Physiology 155: 274-280.

Meng, H. B., Jiang, S. S., Hua, S. J., Lin, X. Y., Li, Y. L., Guo, W. L. and Jiang, L. X. (2011) Comparison between a tetraploid turnip and its diploid progenitor (*Brassica rapa* L.): the adaptation to salinity stress. Agricultural Sciences in China 10: 363-375.

Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in Plant Science 7: 405-10.

Mittova, V., Tal, M., Volokita, M. and Guy, M. (2003) Up-regulation of the leaf mitochondrail and peroxisomal antioxidative systems in response to salt-induced oxidative stress in the wild salt-tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. Plant, Cell and Environment 26: 845-856.

Modhan, M. M., Narayanan, S. L. and Ibrahim, S. M. (2000) Chlorophyll stability indexces (CSI): its impacts on salt tolerance in rice. International Rice Research Notes 25: 38-40.

Moradi, F. and Abdelbaghi, M. I. (2007) Responses of photosynthesis, chlorophyll fluorescence and ROS-scavenging systems to salt stress during seedling and reproductive stages in rice. Annals of Botany 99: 1161-1173.

Naeini, M. R., Khoshgoftarmanesh, A. H. and Fallahi, E. (2006) Partitioning of chlorine, sodium, and potassium and shoot growth of three pomegranate cultivars under different levels of salinity. Journal of Plant Nutrition 29: 1835-1843.

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

Neocleous, D. and Vasilakakis, M. (2007) Effects of NaCl stress on red raspberry (*Rubus idaeus* L. *Autumn Bliss*). Scientia Horticulturae 112: 282-289.

Noctor, G. and Foyer, C. H. (1998) Ascorbate and glutathione: keeping active oxygen under control. Annual Review of Plant Physiology 49: 249-279.

Orcutt, D. M. and Nilsen, E. T. (2000) The Physiology of Plants Under Stress, Soil and Biotic Factors. John Wiley and Sons, New York.

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

Rao, G. G. and Rao, G. R. (1981) Pigment composition chlorophyllase activity in pigeon pea (*Cajanus indicus* Spreng) and gingelley (*Sesamum indicum* L.) under NaCl salinity. Indian Journal Experimental Biology 19: 768-770.

Rodriguez, P., Mellisho, C. D., Conejero, W., Cruz, Z. N., Ortuno, M. F., Galindo, A. and Torrecillas, A. (2012) Plant water relations of leaves of pomegranate trees under different irrigation conditions. Environmental and Experimental Botany 77: 19-24.

Rosa- Ibara, M. D. L. and Maiti, R. K. (1995) Biochemical mechanism in glossy sorghum lines for resistance to salinity stress. Journal of Plant Physiology 146: 515-519.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

Rout, N. P., Tripathi, S. B. and Shaw, B. P. (1997/98) Effect of salinity on chlorophyll and proline content in three aquatic macrophytes. Biologia Plantarum 40: 453-458.

Sairam, R. K. and Srivastava, G. C. (2002) Changes in antioxidant activity in sub-cellular fractions of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long-term salt stress. Plant Science 162: 897-904.

Sairam, R. K., Veerabhadra Rao, K. and 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: 1037-1046.

Shalata, A., Mittova, V., Volokita, M., Guy, M. and Tal, M. (2001) Response of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative *Lycopersicon pennellii* to salt-dependent oxidative stress: the root antioxidative system. Physiologia Plantarum 112: 487-494.

Siddiqi, E. H., Ashraf, M., Hussain, M. and Jamil, A. (2009) Assessment of inter-cultivar variation for salt tolerance in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) using gas exchange characteristics as selection criteria. Pakistan Journal of Botany 41: 2251-2259.

Sigaud-Kutner, T. S. C., Pinto, E., Okamoto, O. K., Latorre, L. R. and Colepicolo, P. (2002) Changes in superoxide dismutases activity and photosynthetic pigment content during growth of marine phytoplankters in batch-cultures. Plant Physiology 114: 566-571.

Sivritepe, N. and Eris, A. (1999) Determination of salt tolerance in some grapevine cultivars (*Vitis vinifera* L.) under in vitro conditions. Turkish Journal of Biology 23: 473-485.

Stepien, P. and Klobus, G. (2006) Water relations and photosynthesis in *Cucumis sativus* L. leaves under salt stress. Biologia Plantarum 50: 610-616.

Sudhakar, C., Lakshmi, A. and Giridarakumar, S. (2001) Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. Plant Science 141: 613-619.

Sultana, N., Ikeda, T. and Itoh, R. (1999) Effect of NaCl salinity on photosynthesis and dry matter accumulation in developing rice grains. Environmental and Experimental Botany 42: 211-220.

Summart, J., Thanonkeo, P., Panichajakul, S., Prathepha, P. and McManse, M. T. (2010) Effect of salt sress on growth, inorganic ion and proline accumulation in Thai aromatic rice, Kaho Dawk Mail 105, Callus Culture. World Applied Sciences Journal 9: 145- 152.

Tari, I., Csiszar, J., Szalai, G., Horvath, F., Pecsvaradi, A., Kiss, G., Szepsi, A., Szabo, M. and Erdei, L. (2002) Acclimation of tomato plants to salinity stress after a salicylic acid pre-treatment. Acta Biologica Szegediensis 46: 55-56.

Tehranifar, A., Selahvarzi, Y., Kharrazi, M. and Bakhsh, V. J. (2011) High potential of agro-industrial by-products of pomegranate (*Punica granatum* L.) as the powerful antifungal and antioxidant substances. Industrial Crops and Products 34: 1523-1527.

Wang, W. B., Kim, Y. H., Lee, H. S., Kim, K. Y., Deng, X. P. and Kwak, S. S. (2009) Analysis of antioxidant enzymes activity during germination of alfalfa under salt and drought stresses. Plant Physiology and Biochemistry 47: 570-577.

Xiong, L. and Zhu, J. K. (2002) Molecular and genetic aspects of plant responses to osmotic stress. Plant, Cell and Environment 25: 131-139.

Yildiz, M. and Terzi, H. (2013) Effect of NaCl stress on chlorophyll biosynthesis, proline, lipid peroxidation and antioxidative enzymes in leaves of salt-tolerant and salt-sensitive barley cultivars. Journal of Agricultural Sciences 19: 79-88.

Younis, M. E., El-Shahaby, O. A., Abo-Hamed, S. A, Ibrahim, A. H. (2000) Effects of water stress on growth, pigments and $^{14}CO_2$ assimilation in three sorghum cultivars. Agronomy and Crop Science 185: 73-82.

Zhang, L., Ma, H., Chen, T., Pen, J., Yu, S. and Zhao, X. (2014) Morphological and physiological responses of cotton (*Gossypium hirsutum* L.) Plants to Salinity. Plos One 9: 112807.

Zheng, C., Jiang, D., Liu, F., Dai, T., Jing, Q. and Cao, W. (2009) Effects of salt and waterlogging stresses and their combination on leaf photosynthesis, chloroplast ATP synthesis, and antioxidant capacity in wheat. Plant Science 176: 575-582.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]

Evaluation of physiological and biochemical responses of some Iranian commercial pomegranate cultivars to salinity stress

Nasrollah Soori[1], Davood Bakhshi[2*], Abdolhossein Rezaei Nejad[3] and Mohammad Faizian[3]

[1] Faculty of Horticulture, University of Guilan, Rasht, Iran and Department of Agriculture, Payame Noor University, Iran
[2] Faculty of Agricultural Sciences, Guilan University, Rasht, Iran
[3] Faculty of Agriculture, Lorestan University, Khorramabad, Iran
(Received: 30/01/2018, Accepted: 23/06/2018)

Abstract

Salinity of water and soil are one of the most important restrictions on the growth and production of fruit trees. Control of this phenomenon can be one of the factors in managing the production and guarantee the production sustainability and optimal use of land and water. Therefore, in order to investigate the effect of salinity stress on the physiological and biochemical properties of some Iranian commercial pomegranate cultivars and identification of salinity tolerant cultivars, a greenhouse research conducted at the Faculty of Agriculture of Lorestan University in 2015. The Factorial experiment based on randomized complete block design with five levels of salinity (0, 25, 50, 75 and 100 mM NaCl) and six pomegranate cultivars included Malas Dane Ghermez Esfahan, Malas Yazdi, Shirin Shahvar, Meykhosh Yazd, Malas Saveh and Malas Yousofkhani and with three replications. After three months of applying salt stress, some physiological and biochemical properties of the plants were examined and measured. The results showed that in control treatment, compared to 100 mM NaCl treatment with increasing salinity, chlorophyll a (42%), chlorophyll b (40%), total chlorophyll (42%) and total carotenoids (65%) decreased significantly whereas Electrolyte leakage rate (27%), malondialdehyde (94%), and peroxidase (506%), catalase (478%), and ascorbate peroxidase (366%) enzymes increased. In addition, comparison of data meanings showed that there was a significant difference between cultivars in measured factors. The results showed that, in salt stress conditions, Malas Yousofkhani cultivar was superior to salinity tolerance in most traits, and this genotype was more tolerant to salinity than other evaluated cultivars.

Keywords: Ascorbate peroxidase, Peroxidase, Catalase, Carotenoids, Chlorophyll, Sodium Chloride, Malondialdehyde.

Corresponding author, Email: bakhshi-d@guilan.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.32.19.7]