تأثیر تنش شوری بر میزان فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها و رشد گیاهچه در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ

احسان شهبازی[1] و پوراندخت گلکار[2]*

[1] گروه اصلاح نباتات و بیوتکنولوژی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شهرکرد

[2] پژوهشکده زیست فناوری و مهندسی زیستی، دانشگاه صنعتی اصفهان

(تاریخ دریافت: ٩٣/٠٨/٢٤، تاریخ پذیرش نهایی: ١٣٩٣/١٢/٢٤)

چکیده:

تنش شوری یکی از مهمترین تنش‌های غیر زنده در مناطق خشک و نیمه خشک می‌باشد. به‌منظور ارزیابی اثر تنش شوری بر فعالیت آنزیم‌های آسکوربات پراکسیداز، سوپر اکسیددیسموتاز و رشد گیاهچه در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ، آزمایشی بصورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در سال ١٣٩١ در گلخانه دانشگاه صنعتی اصفهان انجام شد. فاکتورهای آزمایشی شامل شش ژنوتیپ گلرنگ (اراک، اصفهان، خراسان، کوسه C_{111}، AC-stirling و Saffire) و پنج سطح شوری شامل صفر (شاهد)، ٥٠ ، ١٠٠، ١٥٠ و ٢٠٠ میلی مولار نمک طعام بود. نتایج آزمایش نشان داد که با افزایش شدت تنش شوری میزان فعالیت هر دو آنزیم (آسکوربات پراکسیداز، سوپر اکسیددیسموتاز) افزایش پیدا کرد که این افزایش بسته به ژنوتیپ متفاوت بود. در سطح شوری ٢٠٠ میلی‌مولار، فعالیت این آنزیم‌ها(آسکوربات پراکسیداز و سوپراکسیددیسموتاز) کاهش پیدا کرده است. در تیمار شاهد، ژنوتیپ اصفهان با میزان فعالیت‌های آنتی‌اکسیدانی آسکوربات پراکسیداز، ٩١جذب بر گرم ماده تر وسوپر اکسیددیسموتاز ٩٩/١٦ جذب بر گرم ماده تر دارای بیشترین فعالیت و ژنوتیپ AC-Stirling با فعالیت ٥٨ جذب بر گرم ماده تر (آسکوربات پراکسیداز) و ٣٩ جذب بر گرم ماده تر (سوپر اکسیددیسموتاز) دارای کمترین فعالیت بوده است. همچنین، ژنوتیپ اصفهان از نظر صفات مربوط به رشد گیاهچه‌ای(طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه، وزن خشک و تر ریشه‌چه و ساقه‌چه) بالاترین و ژنوتیپ AC-Stirling دارای پایین‌ترین میزان بودند. به طور کلی، ژنوتیپ اصفهان می‌تواند به عنوان یک ژنوتیپ احتمالی سازگار به تنش شوری در برنامه‌های اصلاحی بکار گرفته شود.

کلمات کلیدی: آسکوربات پراکسیداز، آنزیم، سوپراکسیددیسموتاز، وزن گیاهچه

مقدمه:

گلرنگ (*Carthamus tinctorius* L.) گیاهی یک‌ساله و از خانواده مرکبان است. این گیاه بومی قسمت‌هایی از آسیا، خاورمیانه و آفریقا است که امروزه بیشتر برای استخراج روغن از دانه آن کشت می‌شود (آلیاری و همکاران، ١٣٧٩). تنش‌های محیطی در حقیقت از عوامل محدود کننده رشد می‌باشند که باعث کاهش عملکرد گیاهان می‌شوند. از میان تنش‌های غیر زنده، تنش خشکی و شوری در سطح جهان گسترده‌تر بوده و به همین جهت بیشتر مورد مطالعه قرار گرفته‌اند، اگر چه در طبیعت اصولاً چند تنش با هم رخ می‌دهند و تفکیک آنها از یکدیگر مشکل است (Zamani *et al.*, 2010). حدود ٢٠٪ از اراضی زراعی و نزدیک ٥٪ از اراضی آبی جهان تحت تأثیر تنش شوری قرار دارند (Zhu, 2001). پیش بینی می‌شود تا سال ٢٠٥٠ بیش از ٥٠٪ از زمین‌های زراعی دنیا شور شوند (Mokhamed *et al.*, 2006). بطور کلی شوری از سه طریق تنش اسمزی، سمیت عناصر و به هم زدن تعادل یونی موجب اختلال در فعالیت گیاه و در نتیجه کاهش رشد و عملکرد می‌شود (Arzani, 2008). همچنین تنش شوری منجر به تولید

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: golkar@cc.iut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) در گیاهان می‌شود (Mittler, 2002). Bolkhia و همکاران (۲۰۰۳) گزارش کردند که بیشترین خسارت ناشی از تنش‌های مختلف در ارتباط با خسارت اکسیداتیو در سطوح مختلف سلولی است. فعالیت گونه‌های اکسیژن فعال ممکن است سبب بروز صدماتی مانند اکسیدشدن لیپیدها (در نتیجه تغییر ساختار غشاء و در نهایت از دست رفتن یکپارچگی آن می‌شود)، تغییر ساختمان پروتئین‌ها و اکسید شدن گروه‌های سولفیدریل (SH¯)، غیرفعال شدن آنزیم ها، فرآیندهای اکسیداتیو مثل پراکسیداسیون چربی‌ها، بی‌رنگ شدن کلروفیل، اکسیداسیون پروتئین و تخریب اسید نوکلئیک شود (Gambarova and Gins, 2008; Yan *et al*., 2006).

گیاهان برای مقابله با تنش اکسیداتیو ایجاد شده دارای سیستم دفاعی با کارائی بالا هستند که می‌تواند رادیکال‌های آزاد را از بین برده و یا خنثی کنند. این سیستم دفاعی شامل مکانیسم‌های آنزیمی و غیرآنزیمی است. آنزیم‌های این سیستم دفاعی شامل سوپر اکسیددیسموتاز (SOD)، آسکوربات پراکسیداز (APX)، گلوتاتیون ردوکتاز (GR)، کاتالاز (CAT) و نظام غیر آنزیمی شامل متابولیت‌هایی مانند آسکوربیک اسید، گلوتاتیون، کاروتنوئید و آلفاتوکوفرول (ویتامین E) می‌باشد (Sairam *et al*., 2002). سوپراکسیددیسموتاز یکی از مهمترین سدهای دفاعی گیاه در برابر تنش اکسیداتیو می‌باشد و نقش اساسی در مقابله با گونه های فعال اکسیژن دارد (Yan *et al*., 2006). سوپراکسیددیسموتاز باعث تنظیم میزان سوپراکسید و پراکسید هیدروژن که دو فرآورده چرخه هاپر–ویبر می‌باشند، می‌شود. همچنین، آسیب‌های ناشی از رادیکال آزاد هیدروکسیل OH˙ که رادیکالی بسیار واکنش‌پذیر می‌باشد و موجب می‌شود تا صدمات اساسی به غشاء پروتئین‌ها و DNA کاهش یابد (Sudhakar *et al*., 2001). فعالیت این آنزیم در میتوکندری همراه با گلوتاتیون پراکسیداز باعث پیشگیری از اکسایش و تخریب غشاء میتوکندری می‌شود (Alscher *et al*., 1997).

آسکوربات پراکسیداز به لحاظ تمایل زیاد که نسبت به آب اکسیژنه دارد، پراکسید هیدروژنی را که مورد مصرف کاتالاز قرار نمی‌گیرد خنثی می‌کند، بنابراین یکی از آنتی‌اکسیدان‌های اصلی در سمیت‌زدائی از آب اکسیژنه می‌باشد (Hafsi *et al*., 2010). فعالیت این آنزیم اولین بار در کلروپلاست و در چرخه گلوتاتیون آسکوربات شناخته شد (Hafsi *et al*., 2010; Seckin *et al*., 2010). پژوهش‌های مختلف نشان داده است که ارتباطی قوی بین تحمل به تنش‌های اکسیداتیو و افزایش در غلظت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهان فتوسنتزکننده وجود دارد (Alscher *et al*., 1997). تولید گونه‌های اکسیژن فعال و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در اثر تیمار شوری در گیاهان مختلف گزارش شده است (Sairam *et al*., 2002; Vaidyanathan *et al*., 2003). Koca و همکاران (۲۰۰۷) افزایش فعالیت آنزیم‌های سوپر اکسیددیسموتاز، کاتالاز، گلوتاتیون‌ردوکتاز و مالون‌دی‌آلدئید را در اثر تیمار شوری در کنجد گزارش کردند. در یک بررسی توسط Chi Lin و Huei Kao (۲۰۰۰) بر روی برنج مشاهده شد که میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان سوپر اکسیددیسموتاز، گلوتاتیون ردوکتاز، کاتالاز و پراکسیداز تحت تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار افزایش پیدا کرد. Sairam و همکاران (۲۰۰۲) با مطالعه تنش شوری بر تغییرات آنتی‌اکسیدان‌های برگ دو ژنوتیپ متحمل و نیمه متحمل گندم دریافتند که شوری در تمام سطوح باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های سوپر اکسیددیسموتاز، گلوتاتیون ردوکتاز و کاتالاز شده است. همچنین آنها دریافتند که میزان افزایش فعالیت این آنزیم‌ها در ژنوتیپ متحمل نسبت به ژنوتیپ نیمه متحمل بیشتر بوده است. Shahbazi و همکاران (۲۰۱۱) فعالیت آنتی اکسیدان‌های گلوتاتیون ردوکتاز، آسکوربات پراکسیداز و سوپر اکسیددیسموتاز را در مرحله گیاهچه‌ای روی ژنوتیپ‌های مختلف کلزا تحت تنش شوری مورد مطالعه قرار دادند. آنها گزارش کردند که در تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار نمک کلرید سدیم فعالیت آنتی اکسیدان‌های کاهش یافت. چندین مطالعه به منظور بررسی میزان تحمل به شوری در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ در مرحله گیاهچه‌ای صورت گرفته است (Ghazizade *at al*., 2012; Mostafavi, 2011)، نتایج این پژوهش‌ها نشان داد که شوری، اثرات نامطلوبی بر صفات گیاهچه‌ای دارد. Culha و Cakirlar

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

(۲۰۱۱) تاثیر غلظتهای مختلف نمک کلرید سدیم (۰، ۷۵، ۱۵۰، ۲۲۵ و ۳۰۰ میلی مولار) را بر روی میزان جوانه زنی و صفات گیاهچه ای در سه ژنوتیپ گلرنگ بررسی کردند و گزارش کردند که افزایش سطح شوری باعث کاهش معنیدار در طول ریشه‌چه و طول ساقه چه شد. Kaya و همکاران (۲۰۰۳) گزارش کردند که با افزایش تنش شوری در گلرنگ،طول ریشه‌چه و ساقه‌چه و وزن خشک ساقه‌چه و ریشه‌چه کاهش نشان داد.افزایش تنش شوری در مرحله گیاهچه ای میتواند منجر به بازدارندگی از فعالیت های متابولیکی، تخریب آنزیمی و عدم تعادل در رشد هورمونهای رشدی شود و علاوه بر تاثیر بر روی درصد جوانه‌زنی منجر به تاثیر منفی بر روی سرعت جوانه زنی و سر عت رشد گیاهچه شود (Huang *et al.*, 2003). گیاهان زراعی تا یک حد آستانه میتوانند شوری را تحمل کنند و بعد از آن با افزایش شدت شوری، عملکرد دچار کاهش می شود. لذا با شناخت آستانه تحمل گیاهان میتوان بهترین انتخاب در رقم را با توجه به شرایط منطقه داشت. با توجه به اهمیت تحمل گیاه به شوری در مرحله گیاهچه‌ای، بررسی میزان فعالیت آنتی اکسیدانهای برگی موجود در گلرنگ میتواند به عنوان معیاری جهت انتخاب ژنوتیپهای متحمل به تنش شوری در مرحله گیاهچه ای قلمداد گردد.

مواد و روش‌ها:

برای بررسی میزان تحمل به شوری ژنوتیپ‌های گلرنگ در مرحله گیاهچه‌ای، آزمایشی بصورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار در سال ۱۳۹۱ در گلخانه دانشگاه صنعتی اصفهان اجرا گردید. در این آزمایش ٦ ژنوتیپ گلرنگ (اراک، اصفهان، خراسان، کوسه C_{111}، AC-Stirling و Saffire) به عنوان فاکتور اول و پنج سطح شوری شامل صفر (شاهد)، ۵۰ ، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ میلی مولار نمک طعام به عنوان فاکتور دوم در نظر گرفته شدند. ۱۰ بذر از هر ژنوتیپ در گلدان حاوی ماسه (شسته شده) کشت گردید و با محلول غذایی هوگلند به‌صورت یک روز در میان آبیاری شد. پس از جوانه-زنی و استقرار گیاهچه‌ها در گلدانها که به مدت پانزده روز طول کشید، اعمال تیمارهای شوریبه مدت ۲۰ روز اعمال گردید. در پایان روز بیستم، جهت اندازه‌گیری فعالیت آنزیم آنتی‌اکسیدان (آسکوربات پراکسیداز و سوپر اکسیددیسموتاز) از هر واحد آزمایشی ۵ گیاهچه (قسمت هوایی) برداشت شد. گیاهچه‌ها توسط ازت مایع پودر شده و میزان ۰/۵ گرم از آن به وسیله ۱/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار با pH معادل ۷/۳ حاوی EDTA ۱ میلی‌مولار و PVP ۲٪ (پلی وینیل پیرولیدون) بر روی یخ به صورت همگن شد. سپس عصاره های حاصل در ۱٤۰۰۰ دور در دقیقه و دمای ٤ درجه سانتیگراد به مدت ۳۰ دقیقه سانتریفیوژ شد و محلول شفاف بدست آمده در ویال‌های استریل جمع‌آوری گردیده، به عنوان عصاره‌های آنزیمی جهت اندازه گیری فعالیت آنزیم‌های سوپر اکسیددیسموتاز و آسکوربات پراکسیدازاستفاده شدند. به منظور حفظ فعالیت آنزیمی، تمامی مراحل استخراج و اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم بر روی یخ انجام شد (Sairam and Srivastava 2001).

فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز بر اساس روش Nakano و Asada (۱۹۸۱) انجام گرفت. یک میلی‌لیتر بافر واکنش شامل ۵۰ میلی‌مولار بافر فسفات سدیم با pH معادل ۷، اسکوربیک اسید ۵۰ میلی‌مولار، EDTA ۰/۱ میلی‌مولار، آب اکسیژنه ۱/۲ میلی‌مولار و ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. کاهش جذب اسکوربات پراکسیداز در اثر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۲۹۰ نانومتر در مدت یک دقیقه اندازه‌گیری شد. جهت ارزیابی فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز از احیای نوری نیتروبلوتترازولیوم کلراید(NBT) به روش Beauchamp و Fridovich (۱۹۷۱) استفاده شد. سه میلی‌لیتر مخلوط واکنش شامل فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار با pH معادل ۷/۸، متیونین ۱۰ میلی‌مولار، نیتروبلوتترازولیوم کلراید ۳۳ میکرومولار، EDTA۰/۱ میلی‌مولار، ریبوفلاوین ۰/۰۰۳۳ میلی‌مولار و ۳۰ میکرولیتر عصاره خام بود. پس از آنکه مخلوط به هم زده شد، سل‌های اسپکتروفتومتری به مدت ۱۰ دقیقه در زیر شش لامپ

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

فلورسنت ۱۵ وات به فاصله ۳۰ سانتی‌متر قرار داده شد. با خاموش کردن لامپ واکنش متوقف و جذب مخلوط واکنش در ٥٦٠ نانومتر خوانده شد. یک واحد فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز، مقدار آنزیمی در نظر گرفته می‌شود که می-تواند ٥٠٪ مانع از احیای نوری نیتروبلوتترازولیوم کلراید گردد.

صفات گیاهچه ای شامل طول ریشه‌چه، طول ساقه‌چه، وزن خشک ریشه‌چه، وزن تر ریشه‌چه، وزن خشک ساقه‌چه و وزن تر ساقه‌چه بر روی ۵ نمونه باقیمانده در هر گلدان اندازه-گیری شد. وزن خشک پس از قرار دادن نمونه‌ها در آون در دمای ۷۰ درجه سانتیگراد به مدت ٤٨ ساعت اندازه‌گیری شد واز میانگین نمونه‌ها در هر تکرار برای آزمایشات مقایسه میانگین استفاده شد. برای تجزیه واریانس و مقایسات میانگین (به روش $LSD_{\alpha=0.05}$) از نرم افزار SAS استفاده شد.

نتایج و بحث:

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان: نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ‌های گلرنگ و برهمکنش شوری و ژنوتیپ تأثیر معنی‌داری بر میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز داشت (جدول ۱). نتایج مقایسه میانگین فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز تحت تیمارهای مختلف شوری در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ در شکل ۱ نشان داده شده است. با افزایش سطح شوری به۵۰ میلی‌مولار نمک طعام در محیط غذایی میزان فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز در همه ژنوتیپ‌ها نسبت به شاهد افزایش یافت. بیشترین افزایش در ژنوتیپ اصفهان (٦٦/٤٪) و کمترین آن در ژنوتیپ خراسان (٢٣/٣٦٪) مشاهده گردید (شکل ۱). با افزایش سطح شوری از ۵۰ به ۱۰۰ میلی‌مولار نمک طعام میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز در ژنوتیپ اصفهان افزایش یافت. ضمن اینکه این افزایش تا سطح ۱۵۰ میلی‌مولار نمک ادامه داشت و بیشترین فعالیت سوپر اکسیددیسموتاز در ژنوتیپ اصفهان برابر با ٩٩/١٦ (جذب بر گرم ماده تر) در تیمار ۱۵۰ میلی‌مولار نمک بدست آمد. در حالی که، افزایش مقدار نمک از ۱۵۰ به ۲۰۰ میلی‌مولار باعث کاهش معنی‌دار فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز گردید. در این ژنوتیپ میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز در سطح شوری ۲۰۰میلی‌مولار نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری (٩٢/١٨ درصد) نشان داد (شکل ۱). Dai و همکاران (۲۰۰۹) نیز گزارش کردند که میزان سوپر اکسیددیسموتاز در گیاهچه کلزا تحت شرایط شوری افزایش یافته است. روند فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز برای ژنوتیپ‌های اراک، کوسهC_{111} و Saffire تقریباً مشابه ژنوتیپ اصفهان بود، اما که میزان فعالیت این آنزیم در این ژنوتیپ‌ها نسبت به ژنوتیپ اصفهان کمتر بود. میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز در ژنوتیپ AC-Stirling بطور متوسط کمتر از سایر ژنوتیپ‌ها بود. بیشترین فعالیت این آنزیم برای AC-Stirling در سطح ۱۰۰ میلی‌مولار نمک (۳۹جذب بر گرم ماده تر) بود که با سطح ۵۰ میلی‌مولار نمک اختلاف معنی‌دار نداشت (شکل ۱). تغییرات در فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدان بسته به شدت و مدت تنش، ژنوتیپ گیاه، غلظت نمک و شرایط محیطی متفاوت است (Koca *et al*., 2007). Vaidyanathan و همکاران (۲۰۰۳) افزایش میزان فعالیت سوپر اکسیددیسموتاز را با افزایش شدت شوری در مطالعه خود بر روی برنج گزارش کردند. Ashraf و Ali (۲۰۰۸) نیز با مطالعه تأثیر شوری بر روی ژنوتیپ‌های کلزا افزایش میزان فعالیت سوپر اکسیددیسموتاز را با افزایش شدت شوری گزارش کردند. سایر گزارشات نیز در هماهنگی با نتایج مطالعه حاضر حاکی از این است که فعالیت سوپر اکسیددیسموتاز تحت شرایط تنش شوری در ژنوتیپ‌های متحمل افزایش یافته است (Hoque *et al*., 2007; Rout and Shaw, 2001). در آفتابگردان، تأثیر تنش به واسطه فلز کادمیوم در برگها منجر به افزایش معنی‌دار در فعالیت سوپر اکسیددیسموتاز، گلوتاتیون ردوکتاز و کاتالاز گردید (Yannerelli *et al*., 2006).

مقایسه میانگین‌ها نشان داد که ژنوتیپ اصفهان با میزان۹۱ (جذب بر گرم ماده تر) دارای بیشترین و ژنوتیپ AC-Stirling با ۵۸ (جذب بر گرم ماده تر) کمترین میزان فعالیت آسکوربات پراکسیداز را در تیمار شاهد داشتند (شکل ۲). سطح شوری ۵۰ میلی‌مولار نمک طعام موجب افزایش میزان فعالیت آنزیم

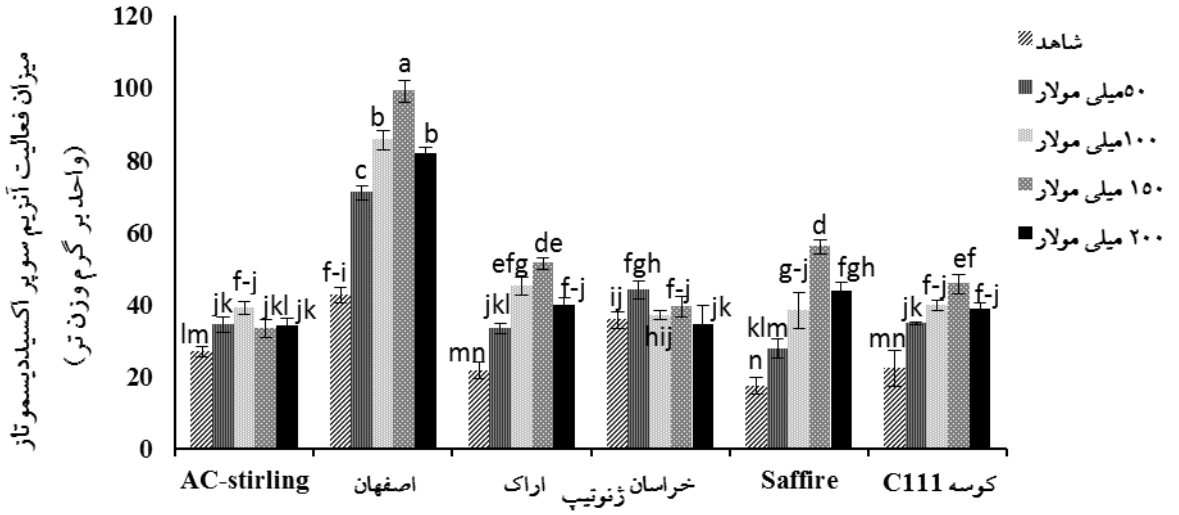
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

جدول۱- نتایج تجزیه واریانس شش ژنوتیپ گلرنگ در پنج سطح شوری برای صفات مختلف

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات							
		طول ریشه‌چه	طول ساقه‌چه	وزن خشک ریشه‌چه	وزن تر ریشه‌چه	وزن خشک ساقه‌چه	وزن تر ساقه‌چه	آسکوربات پراکسیداز	سوپراکسید دسموتاز
ژنوتیپ	۵	۱۳۲۹۹**	۴۲۸۳**	۰/۰۱۶**	۲/۲۲**	۰/۰۸۸**	۲۲/۶۰**	۱۲۱۰/۵**	۳۹۴۸/۷۶**
شوری	۴	۵۰۰۴۷**	۱۹۸۰۱**	۰/۰۵۲**	۵/۲۸**	۰/۳۷۳**	۹۸/۴۹**	۱۸۸۴/۸۷**	۱۷۴۱/۱۷**
ژنوتیپ × شوری	۲۰	۱۱۸۱ ^{ns}	۴۰۵/۱۶^{ns}	۰/۰۰۱۳^{ns}	۰/۱۳ ^{ns}	۰/۰۱۴ ^{ns}	۴/۳۰^{ns}	۲۳۸/۸۶**	۱۹۷/۴۳**
اشتباه	۶۰	۱۲۴۷/۲۹	۲۹۸	۰/۰۰۱۴	۰/۱۴۱	۰/۰۱۱	۳/۲۸	۳۸/۰۳	۱۹/۶۲
CV (درصد)	-	۳۳/۹۶	۲۵/۴۹	۳۱/۹۶	۳۴/۹۹	۳۰/۴۶	۳۷/۱۶	۷/۲۱	۱۰/۲۶

ns و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح خطا ۱٪.

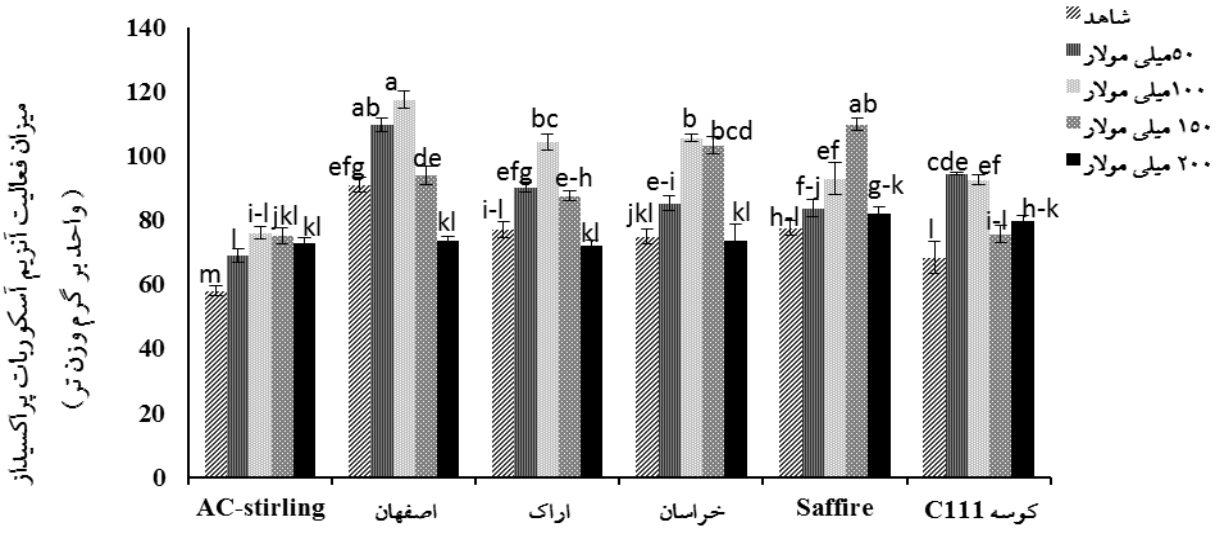


شکل ۱ – مقایسه میانگین میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسیددیسموتاز در غلظت‌های مختلف نمک NaCl در ژنوتیپ‌های گلرنگ. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

آسکوربات پراکسیداز گردید، اما روند افزایش در ژنوتیپ‌های مورد مطالعه متفاوت بود، بطوریکه در این سطح شوری ژنوتیپ کوسهC_{111} با ۳۸ درصد دارای بیشترین و ژنوتیپ Saffire با ۷/۷ درصد دارای کمترین افزایش فعالیت این آنزیم در مقایسه با شاهد بودند. افزایش میزان شوری از ۵۰ میلی مولار به ۱۰۰ میلی‌مولار باعث افزایش معنی‌دار میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ‌های اراک و خراسان گردید، ضمن این‌که بیشترین فعالیت این آنزیم مربوط به ژنوتیپ اصفهان در شرایط تنش ۱۰۰ میلی‌مولار نمک بود (شکل ۲).

افزودن ۱۵۰ میلی‌مولار نمک طعام به محیط غذایی باعث کاهش معنی‌دار میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز نسبت به سطح شوری ۱۰۰ میلی‌مولار در ژنوتیپ‌های اصفهان، اراک و کوسهC_{111} گردید (شکل ۲). در حالیکه افزودن ۱۵۰ میلی‌مولار نمک طعام موجب افزایش معنی‌دار میزان آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ Saffire شد، بطوریکه در بین ژنوتیپ‌ها بیشترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در این سطح شوری به این رقم اختصاص داشت. افزودن ۲۰۰ میلی مولار نمک طعام به محیط غذایی باعث کاهش معنی‌دار میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز نسبت به سطح شوری

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

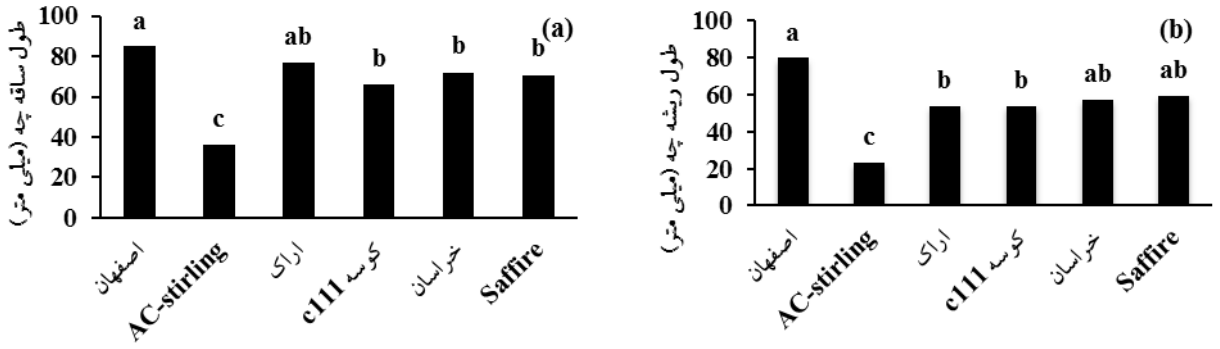


شکل ۲- مقایسه میانگین میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در غلظت‌های مختلف نمک NaCl در ژنوتیپ‌های گلرنگ. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

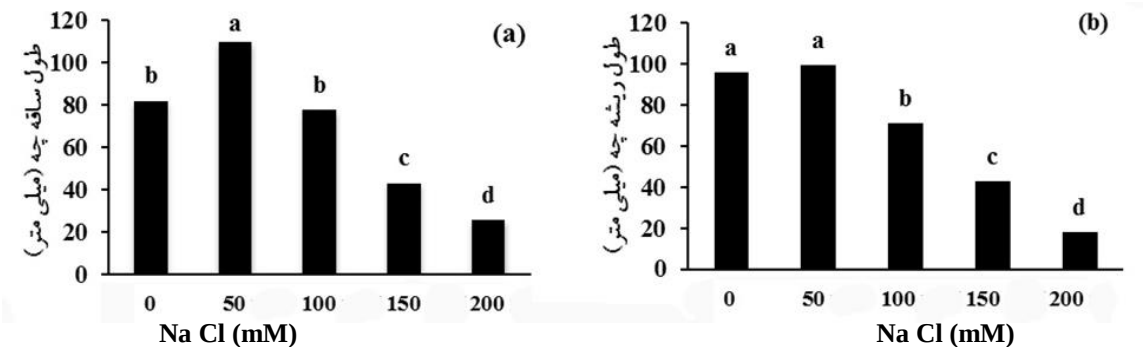
۱۵۰ میلی‌مولار در ژنوتیپ‌های اراک، Saffire، خراسان و اصفهان گردید. بطور متوسط میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ AC-Stirling نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها کمتر بود. با توجه به اینکه در تیمار شوری میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری داشت (شکل ۲)، به نظر می‌رسد که ژنوتیپ‌های گلرنگ در شرایط تنش شوری از مکانیسم دفاعی آنتی‌اکسیدانی به منظور مقابله با رادیکال های آزاد اکسیژن (ROS) ،که ناشی ازآزادسازی آنها در شرایط تنش سلولی هستند، نیز استفاده می‌کنند. بدین ترتیب بسته به آستانه تحمل متفاوت ژنوتیپ ها، واکنش متفاوت در رابطه با میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در سطوح مختلف شوری مشاهده شد. در بررسی تاثیر تنش شوری در مرحله گیاهچه‌ای درگیاه تنباکو، کاهش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیدازدر سطوح شوری ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی‌مولار، در ژنوتیپ های SPT-406 و باسما-۳۱ مشاهده شد، که با نتایج این مطالعه مطابقت نشان داد (Hatamnia *et al.*, 2013). در مطالعه حاضر در سطح شوری ۲۰۰میلی‌مولار نمک فعالیت آنتی‌اکسیدان آسکوربات پراکسیداز کاهش پیدا کرد که احتمالاً ناشی از آسیب‌پذیری اندام‌های درگیر در فعالیت آنتی‌اکسیدانی در اثر شوری بالا بوده باشد. با توجه به نقش اساسی آنتی اکسیدان‌ها در حفظ تعادل گیاه در زمان مواجه با تنش های محیطی زنده و غیر زنده می‌توان استنباط نمود ژنوتیپ‌هائی که فعالیت آنتی‌اکسیدانی بیشتری داشتند(از جمله اصفهان)، از نظر فیزیولوژیکی توانائی بالاتری از نظر تحمل تنش‌های محیطی غیر زنده و حفظ توان فتوسنتزی داشتند (Esfandiari *et al.*, 2007).

طول ریشه‌چه و ساقه‌چه: نتایج تجزیه واریانس نشان داد که بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه و سطوح مختلف شوری تفاوت معنی‌داری از نظر طول ریشه‌چه و ساقه‌چه وجود داشت، در حالی‌که برهمکنش ژنوتیپ و شوری معنی‌دار نبود (جدول ۱). بالاترین مقدار طول ریشه‌چه و ساقه‌چه در ژنوتیپ اصفهان و کمترین آن در ژنوتیپ Ac-Stirling بدست آمد، که ژنوتیپ اصفهان از نظر طول ریشه‌چه با ژنوتیپ‌های خراسان و Saffire و از نظر طول ساقه‌چه با ژنوتیپ اراک اختلاف معنی داری نداشت (شکل ۳). مقایسه میانگین سطوح مختلف شوری برای طول رشه‌چه و ساقه‌چه نشان داد که افزایش ۵۰ میلی مولار نمک باعث افزایش طول ساقه‌چه گردید، ولی از نظر طول ریشه‌چه با تیمار شاهد اختلاف معنی‌داری نداشت (شکل ٤). در مطالعه Mohammadizad و همکاران (۲۰۱۳) نیز طول ریشه چه در سطح خشکی۳- بار نسبت به شاهد افزایش نشان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]



شکل ۳- مقایسه میانگین طول ساقه‌چه(a) و طول ریشه‌چه(b) در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

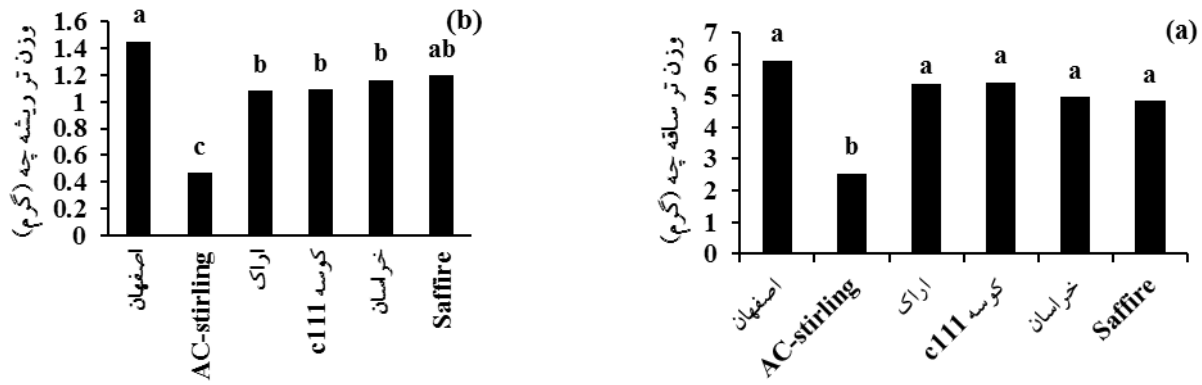


شکل ٤- مقایسه میانگین طول ساقه‌چه (a) و طول ریشه‌چه (b) در سطوح مختلف شوری. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

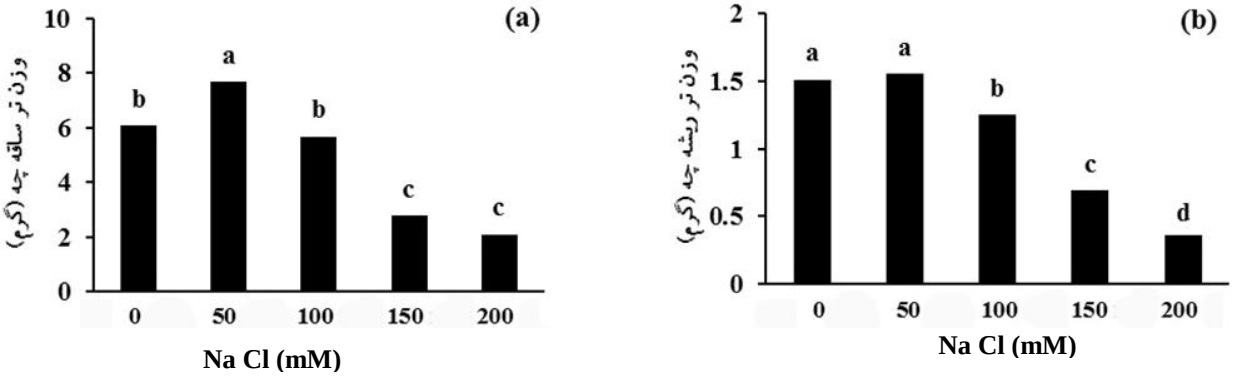
داد. افزایش بیش از ۵۰ میلی‌مولار نمک باعث کاهش معنی‌دار این دو صفت شد (شکل ٤). در مطالعه‌ای که اثر تنش شوری در مرحله گیاهچه‌ای گلرنگ مورد بررسی قرار گرفت، کاهش معنی‌دار طول ریشه‌چه با افزایش میزان شوری در این گیاه گزارش گردید (Kaya *et al.*, 2003). طول ریشه از صفات مهم در تحمل به تنش شوری می‌باشد، زیرا برای جذب آب و مواد غذایی بصورت مستقیم با خاک در ارتباط است (Golkar, 2011). کاهش طول ریشه در شرایط شور ناشی از کاهش پتانسیل آب در محیط ریشه است که موجب کمبود آب، آثار سمیت یونی و کاهش جذب مواد غذایی توسط ریشه می‌شود (Kaya *et al.*, 2003).

وزن تر ریشه‌چه و ساقه‌چه: نتایج تجزیه واریانس نشان داد که تأثیر سطوح مختلف شوری بر وزن تر ساقه‌چه و ریشه‌چه معنی‌دار بود(جدول ۱) همچنین بین ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ تفاوت معنی‌داری مشاهده شد ولی برهمکنش شوری و ژنوتیپ برای این صفات معنی‌دار نبود (جدول ۱). ژنوتیپ Ac-Stirling با میانگین ۲/٥٤ گرم وزن تر ساقه‌چه دارای کمترین وزن با اختلاف معنی‌دار نسبت به سایر ژنوتیپ‌ها بود، درحالی که بین سایر ژنوتیپ‌ها اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ٥a). ژنوتیپ اصفهان دارای بیشترین وزن تر ریشه چه بود که با ژنوتیپ Saffire تفاوت معنی‌داری نداشت همچنین ژنوتیپ Ac-Stirling دارای کمترین وزن تر ریشه‌چه بود که با سایر ژنوتیپ‌ها اختلاف معنی‌داری داشت (شکل ٥b). تیمار ۵۰ میلی‌مولار نمک باعث افزایش معنی‌دار وزن تر ساقه‌چه گردید، در حالی که سطح ۱۰۰ میلی‌مولار اختلاف معنی‌داری با شاهد نداشت ولی وزن تر ساقه‌چه با افزایش بیشتر نمک (۱۵۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار) بطور معنی‌داری کاهش یافت (شکل ٦a).افزایش وزن خشک ساقه در غلظت ۵۰ میلی مولار، شاید به نوعی گویای عدم حساسیت این پارامتر به تنش شوری باشد (Mane *et al.*, *2011*). این افزایش می‌تواند ناشی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]



شکل٥- مقایسه میانگین وزن تر ساقه‌چه (a) و وزن تر ریشه‌چه (b) در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

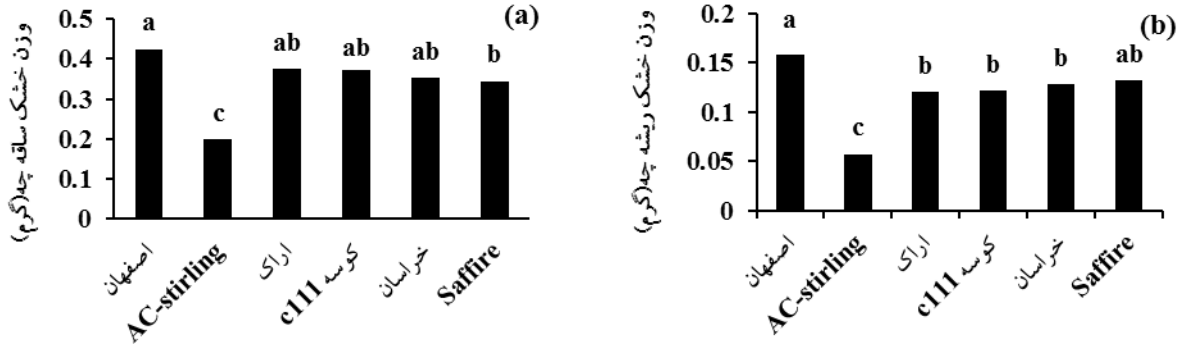


شکل ٦-مقایسه میانگین وزن تر ساقه‌چه (a) و وزن تر ریشه‌چه (b) در سطوح مختلف شوری. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

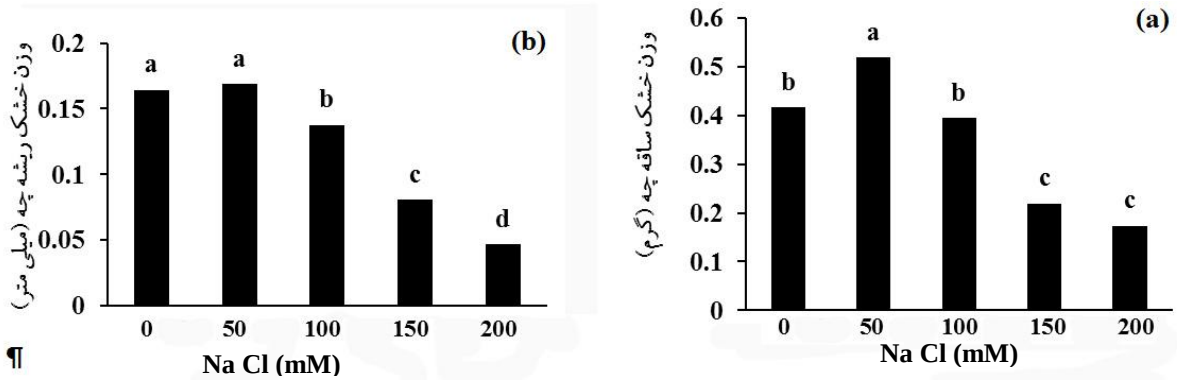
از تجمع یونهای غیر آلی و محلول های آلی به منظور سازگاری اسموتیکی در سطح ٥٠ میلی مولار باشد، اما در سطوح شوری بالاتر، فرآیند تجزیه منابع ذخیره‌ای و انتقال آنها به قسمت های در حال رشد گیاهچه منجر به کاهش وزن می شود (Mane *et al., 2011*). با توجه به شکل b ٦ بین تیمار ٥٠ میلی‌مولار نمک و شاهد از نظر طول ریشه‌چه تفاوت معنی‌داری مشاهد نشد، ولی با افزایش بیشتر شوری طول ریشه‌چه کاهش معنی‌داری داشت. در مطالعه Almansouri و همکاران (٢٠٠١) نیز اثر شوری و تنش اسمزی در گندم دوروم مورد بررسی قرار گرفت که با افزایش میزان شوری وزن‌تر ریشه‌چه کاهش پیدا کرد، و این کاهش می‌تواند ناشی از تنش اسمزی حاصل از نمک در ناحیه ریشه بوده که باعث جذب کمتر آب توسط ریشه شده است.

وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه: نتایج تجزیه واریانس حاکی از تأثیر معنی‌دار سطوح شوری بر وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه بود. همچنین اختلاف معنی‌داری بین ژنوتیپ‌های گلرنگ از لحاظ وزن خشک ریشه‌چه و ساقه‌چه وجود داشت، در حالی‌که برهمکنش ژنوتیپ و شوری معنی‌دار نبود (جدول ١). ژنوتیپ اصفهان با ٤٢٤ میلی‌گرم بیشترین وزن خشک ساقه‌چه را دارا بود که با ژنوتیپ‌های اراک، کوسه C_{111} و خراسان تفاوت معنی‌داری نداشت و ژنوتیپ Ac-Stirling دارای کمترین وزن (١٩٨ میلی‌گرم) بود که با سایر ژنوتیپ‌ها اختلاف معنی‌داری نشان داد (شکلa ٧). ژنوتیپ اصفهان دارای بیشترین وزن خشک ریشه‌چه (١٥٧ میلی‌گرم) بود که با ژنوتیپ Saffire تفاوت معنی‌داری نداشت و ژنوتیپ Ac-Stirling دارای کمترین وزن ریشه‌چه (٥٧ میلی‌گرم) بود (شکل b ٧). شکل a ٨ نشان می‌دهد که بیشترین مقدار وزن خشک ساقه‌چه درسطح شوری ٥٠ میلی مولار و کمترین آن در سطح

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]



شکل۷ –مقایسه میانگین وزن خشک ساقه‌چه (a) و وزن خشک ریشه‌چه (b) در ژنوتیپ‌های مختلف گلرنگ. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.



شکل ۸– مقایسه میانگین وزن خشک ساقه‌چه (a) و وزن خشک ریشه‌چه (b) در سطوح مختلف شوری. میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند بر اساس آزمون $LSD_{\alpha=0.05}$ با هم اختلاف معنی‌داری ندارند.

شوری ۲۰۰ میلی مولار مشاهده شد. وزن خشک ریشه‌چه در سطوح شوری صفر (شاهد) و ۵۰ میلی‌مولار تفاوت آماری معنی‌داری نشان ندادند، در حالیکه افزایش بیشتر نمک (سطوح ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار نمک طعام) باعث کاهش معنیداری در وزن خشک ریشه‌چه گردید (شکل ۸ b). Munns و همکاران (۲۰۰۶) کاهش وزن خشک را ناشی از سمیت یونی و عدم تعادل غذایی عنوان کردند که باعث کاهش جذب مواد غذایی توسط ریشه از خاک می‌شود.

از آنجایی‌که گونه‌های خانواده آستراسه از جمله گلرنگ در مراحل اولیه رشد به شوری حساس می‌باشند (Golkar, 2011)، بنابراین انتخاب رقم‌ها بر اساس صفات گیاهچه‌ای شاخص مناسبی از قدرت رویش گیاه بوده و می‌تواند در شناسایی پتانسیل تحمل به شوری ژنوتیپ‌ها موثر باشد. در مجموع، نتایج این تحقیق نشان داد که ژنوتیپ اصفهان در غلظت‌های مختلف شوری از نظر صفات گیاهچه‌ای جزء بهترین ژنوتیپ-ها بود و ژنوتیپ Ac-Stirling کمترین تحمل را داشت. همچنین مشاهده شد تحت تنش شوری میزان فعالیت آنزیم‌ها بخصوص سوپراکسیددسموتاز در ژنوتیپ اصفهان (متحمل) افزایش و در ژنوتیپ AC-Stirling (حساس) تغییر چندانی نداشت (شکل ۱و ۲). بنابراین استفاده از ژنوتیپ اصفهان در برنامه های اصلاحی گلرنگ برای بهبود تحمل به تنش شوری توصیه می‌گردد.

منابع:

آلیاری، ه.، شکاری ف. و شکاری، ف. (۱۳۷۹) دانه‌های روغنی، زراعت و فیزیولوژی. انتشارات عمیدی، تبریز.

Almansouri, M., Kinet, J. M. and Lutts, S. (2001) Effect of salt and osmotic stresses on germination in durum

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

stress by increased activity of antioxidant enzymes. Iranian Journal of Plant Physiology 3: 801-808.

Hoque, M., Okuma, E., Banu, M., Nakamura,Y., Shimoishi, Y. and Murata, Y. (2007) Exogenous proline mitigates the detrimental effects of salt stress more than exogenous betaine by increasing antioxidant enzyme activities. Journal of Plant Physiology 164: 553-561.

Huang, Z., Zhang, X., Zheng, G. and Gutterman, Y. (2003) Influence of light, temperature, salinity and storage on seed germination of *Haloxylon ammodendro*. Journal of Arid Environment 55: 453-464.

Kaya, M. D., Ipek, A. and O¨ zturk , A. (2003) Effects of different soil salinity levels on germination and seedling growth of safflower (*Carthamus tinctorius* L.). Turkish Journal of Agriculture & Forestry 27: 221–227.

Koca, H., Bor, M., O¨ zdemir, F. and Türkan, 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.

Mane,A. V., Saratale, G. D., Karadge B. A. and Samant, J.S. (2011) Studies on the effects of salinity on growth, polyphenol content and photosynthetic response in *Vetiveria zizanioides* (L.) Nash Emirates Journal of Food and Agriculture 23: 59-70.

Mittler, R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stresss tolerance. Trends in Plant Science 7: 405-410.

Mohammadizad, H.A., Khazaei I., Ghafari M., Fatehi M.F. and Barzegar R. (2013) Effect of Salt and Drought Stresses on Seed Germination and Early Seedling Growth of Nepeta persica. International Journal of Farming and Allied Sciences 2: 895-899.

Mokhamed, A. M., Raldugina, G. N., Kholodova, V. P. and Koznetov, V. V. (2006) Osmolyte accumulation in different rape genotypes under sodium chloride salinity. Russian Journal of Plant Physiology 53: 649-655 .

Mostafavi, K. (2011) An evaluation of safflower genotypes (*Carthamus tinctorius* L.), seed germination and seedling characters in salt stress conditions. African Journal of Agricultural Research 6: 1667-1672.

Munns, R., James, R. A. and Lauchli, A. (2006) Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal of Experimental Botany 57: 1025-1043.

Nakano, Y. and Asada, K. (1981) Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbat espesific peroxidase in spinach chloroplasts. Plant &Cell Physiology 22: 867–880.

Rout, N. P. and Shaw, B. P. (2001) Salt tolerance in aquatic macrophytes: Possible involvement of the antioxidative enzymes. Plant Science 160: 415-423.

Sairam R. K., Rao, K. V. and Srivastava, G. C. (2002) Differential response of wheat genotypes to long wheat (*Triticum durum* Desf.). Plant and Soil 231: 243–254.

Alscher, R., Donahue, J. and Cramer, C. (1997) Reactive oxygen species and antioxidants: relationship in green cells. Physiologia Plantarum 100: 224-233.

Arzani, A. (2008) Improving salinity tolerance in crop plants: a biotechnological view. In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant 44: 373-383.

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

Beauchamp, C. and Fridovich, I. (1971) Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. Analytical Biochemistry 44: 276-287.

Bolkhia, O., Virolinen, E. and Fagerstedt, K. V. (2003) Antioxidants oxidative damage and oxygen deprivation stress. Annals of Botany 91: 179-194.

Chi Lin, C. and Huei Kao, C. (2000) Efeect of NaCl stress on H_2O_2 metabolism in rice leaves. Plant Growth Regulation 30: 151-155.

Culha, S. and Cakirlar, H. (2011) Effect of salt stress induced by NaCl on safflower (*Carthamus tinctorius* L.) cultivars at early seedling stages. Hacettepe Journal of Biology and Chemistry, 39: 61-64.

Dai, Q. L., Chen, C., Feng, B., Liu, T. T., Tian, X., Gong , Y. Y., Sun, Y. K., Wang, J. and Du, S. Z. (2009) Effects of different NaCl concentration on the antioxidant enzymes in oilseed rape (*Brassica napus* L.) seedlings. Plant Growth Regulation 59: 273-278.

Esfandiari E, Shekari F, Farid Shekari, Esfandiari M. 2007. Tthe effect of salt stress on antioxidant enzymes' activity and lipid peroxidation on the wheat seedlind. Notulae Btanicae Horti Agrobotanici Cluj- Napoca 35: 48-56.

Gambarova, N. G. and Gins, M. S. (2008) Characteristics of oxidative stress of plants with C_3 and C_4 photosynthesis during salinization. Russian Agricultural Sciences 34:77-80.

Ghazizade, M., Golkar, P. and Salehinejad, F. (2012) Effect of Salinity Stress on Germination and Seedling characters in Safflower (*Carthamus tinctorius* L.) genotypes. Annals of Biological Research 3:114-118.

Golkar, P. (2011) Inheritance of salt tolerance in safflower (*Carthamus Tinctorius* L.). Advances in Environmental Biology 5:3694-3699.

Hafsi, C., Romero-Puertas, M., Gupta, D. K., Del Río, L. A., Sandalio, L. M. and Abdelly, C. (2010) Moderate salinity enhances the antioxidative response in the halophyte Hordeum maritimum L. under potassium deficiency. Environmental and Experimental Botany 69: 129-136.

Hatamnia, A.A., Abbaspour, N., Darvishzadeh R., Rahmani, F., Heidari R. Tobacco responds to salt

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]

species in NaCl-stressed rice (*Oryza sativa* L.) – differential response in salt-tolerant and sensitive varieties. Plant Science 165: 1411-1418.

Yan, P., Li, J. W. and Zeng, L. Y. (2006) Effect of salt and drought stress on antioxidant enzymes activities and SOD isoenzymes of liquorice (*Glycyrrhiza uralensis* Fisch). Plant Growth Regulation 49: 157-165.

Yannerelli, G. G., Gallego, S. M. and Tamaro, M. L. (2006) Effect of UV-B radiation on the activity and isoforms of enzymes with peroxidase activity in sunflower cotyledons. Environmental and Experimental Botany 56:174-181.

Zamani, S., Nezami, M. T., Habibi, D. and Khorshidi, M. B. (2010) Effect of quantitative and qualitative performance of four canola cultivars (*Brassica napus* L.) to salinity conditions. Advances in Environmental Biology 4: 422-427.

Zhu, J. K. (2001) Over expression of a delta-pyrroline-5-carboxylate synthetase gene and analysis of tolerance to water and salt stress in transgnic rice. Trends in Plant Science 6: 66-72.

term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. Plant Science 163:1037-1046.

Sairam,R.K. and Srivastava G.C. (2001) Water stress tolerance of wheat *Triticum aestivum* L.: Variation in hydrogen peroxide accumulation and antioxidant activiy in tolerant and susceptible genotype. Journal of Agronomy and Crop Science ,186: 63-70.

Seckin, B., Turkan, I., Sekmen, A .H. and Ozfidan, C. (2010) The role of antioxidant defense systems at differential salt tolerance of *Hordeum marinum* Huds. (sea barleygrass) and *Hordeum vulgare* L. (cultivated barley). Environmental and Experimental Botany 69: 76–85.

Shahbazi, E., Arzani, A. and Saeidi, G. (2011) Effects of NaCl treatments on seed germination on seed and antioxidant activity of canola (*Brassica napus* L.) cultivars. Bangladesh Journal of Botany 41: 67-73.

Sudhakar, C., Lakshmi, A. and Giridarakumar, S. (2001) Changes in the antioxidant enzymes efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. Plant Science 161: 613–619.

Vaidyanathan, H., Sivakumar, P., Chakrabarty, R. and Thomas, G. (2003) Scavenging of reactive oxygen

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-04-25]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1394.4.14.14.8]