

مقاله پژوهشی

واکنش‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی ژنوتیپ‌های مختلف کنجد (*Sesamum indicum*) در شرایط تنش شورینادر شهبازی^۱، سیدکمال کاظمی تبار^{۱*}، غفارکیانی^۱، علی پاکدین پاریزی^۲، پویان مهربان جوبنی^۳

^۱گروه اصلاح نباتات، دانشکده علوم زراعی، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری، ساری، ^۲پژوهشکده ژنتیک و زیست فناوری کشاورزی طبرستان، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری، ساری، ^۳گروه علوم پایه، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری، ساری (تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۰۲/۱۰، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۰/۰۴/۲۲)

چکیده

واکنش‌های فیزیولوژیکی در هشت ژنوتیپ مختلف کنجد در جریان آزمایشی بصورت فاکتوریل بر پایه طرح کاملاً تصادفی با فاکتور اصلی شوری ناشی از اختلاط آب دریای خزر با آب شهری در ۳ سطح (شاهد، ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر) و فاکتور فرعی ۸ ژنوتیپ کنجد (شامل ژنوتیپ بابل، دشتستان ۲، اولتان، پاکستانی، tn-78-389 و tn-78-393، هلیل و نازتک‌شاخه) در سه تکرار به صورت گلدانی در محیط گلخانه مورد بررسی قرار گرفتند. نتایج حاصل از این آزمایش نشان داد که به ترتیب در سطح شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر در بین هشت ژنوتیپ مختلف کنجد مورد مطالعه، رقم اولتان با بیشترین مقدار وزن خشک کل بوته (۸/۴۲ و ۵/۲۷ گرم)، محتوای پرولین برگ (۱۰/۳۵ و ۱۵ میکرومول در گرم وزن تر برگ)، شاخص پایداری غشاء (۸۲/۶۵٪ و ۷۴/۱۴٪)، محتوای نسبی آب (۸۱/۳۳٪ و ۶۹/۳۳٪)، محتوای کلروفیل و کاروتنوئید برگ (بر مبنای میلی‌گرم بر گرم وزن تر) کلروفیل a (۰/۷۴ و ۰/۷)، کلروفیل کل (۱/۱۲ و ۰/۹۵) و کاروتنوئید (۰/۴۱ و ۰/۴۶)، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (بر مبنای واحد آنزیم بر گرم وزن تر) سوپراکسیددیسموتاز (۱۸/۲۲ و ۲۹/۰۵)، آسکوربات‌پراکسیداز (۱۴/۹ و ۱۹/۲۱)، کاتالاز (۱/۵۱)، گایاکول‌پراکسیداز (۴/۸ و ۵/۴۳)، غلظت پتاسیم (۶/۶٪)، شاخص نسبت غلظت سدیم به پتاسیم (۰/۰۶٪ و ۰/۱۲٪) و کمترین مقدار غلظت یون سدیم (۰/۴۱٪ و ۰/۷٪) قابلیت بیشتری نسبت به ارقام دیگر در تحمل تنش داشت و در مقابل رقم پاکستانی با کمترین مقدار وزن خشک کل بوته (۵/۱۲ و ۲/۱۴ گرم)، آمینواسید پرولین (۵/۸۶ و ۶/۷ میکرومول در گرم وزن تر برگ)، شاخص پایداری غشاء (۶۶/۳۱٪ و ۵۷/۸۶٪)، محتوای نسبی آب (۵۸٪ و ۴۸/۳۳٪)، محتوای کلروفیل و کاروتنوئید برگ (بر مبنای میلی-گرم بر گرم وزن تر) کلروفیل a (۰/۴۶ و ۰/۳۷)، کلروفیل کل (۰/۶۹ و ۰/۵) و کاروتنوئید (۰/۲۵ و ۰/۲۷) فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (بر مبنای واحد آنزیم بر گرم وزن تر) سوپراکسیددیسموتاز (۱۱/۶۱ و ۱۰/۳۱)، آسکوربات‌پراکسیداز (۸/۶۱ و ۸/۷۸)، کاتالاز (۰/۸۴)، گایاکول‌پراکسیداز (۱/۷۷ و ۲/۱۶)، غلظت پتاسیم (۳/۶۸٪)، شاخص نسبت غلظت سدیم به پتاسیم (۰/۵۹٪ و ۱/۱۲٪) و بیشترین مقدار غلظت یون سدیم (۲/۱۵٪ و ۲/۵۷٪) حساس‌ترین رقم در تحمل تنش نسبت به ارقام دیگر بود. بر اساس صفات ارزیابی شده و پاسخ ارقام مورد بررسی به تنش شوری، اولتان بعنوان رقم متحمل و پاکستانی بعنوان رقم حساس به شوری نسبت به سایر ارقام مورد مطالعه شناسایی شدند. بنابراین می‌توان این ارقام را برای استفاده در برنامه‌های به‌نژادی آتی جهت معرفی ارقام جدید پیشنهاد نمود.

واژگان کلیدی: آب دریای خزر، پرولین، دانه روغنی، شاخص پایداری غشاء، کلروفیل

مقدمه

کنجد گیاه یکساله خودگشن با نام علمی *Sesamum indicum* یکی از کهن‌ترین گیاهان مورد کشت و کار بشر و شاید قدیمی‌ترین دانه روغنی جهان است. دانه کنجد کاربرد-های زیادی در مصارف غذایی، دارویی و صنعتی دارد و به دلیل روغن با کیفیت بالا به عنوان ملکه دانه‌های روغنی شناخته می‌شود (Wu et al., 2019). دانه کنجد غنی از پروتئین و روغن بوده و منبع مناسبی از ویتامین‌ها، فسفر و کلسیم می باشد. روغن کنجد با داشتن اسیدهای چرب غیر اشباع همانند اسید لینولئیک دارای مرغوبیت، کیفیت و ارزش غذایی بسیار بالایی برای سلامتی داشته و نیز به خاطر لیگنان‌ها، توکوفرول‌ها و همچنین فیتواسترول‌ها موجود در آن موجب کاهش کلسترول و نیز فشار خون در انسان می‌گردد (Ogawa et al., 1995). کنجد ارقام و توده‌های محلی مختلفی دارد که به طور عمده در مناطق گرم و نیمه‌گرم کاشته می شود ولی اخیراً کشت و کار ارقام جدیدی از این محصول در مناطق معتدله هم گسترش پیدا کرده است (Weiss, 2000).

تنش شوری یکی از اصلی‌ترین تنش‌های محیطی غیرزنده است که بدلیل خسارات زیاد آن در تولید محصولات زراعی موجب گردیده تا تحقیقات زیادی در ارتباط با بهبود تحمل گیاهان به تنش شوری انجام پذیرد (Zhao et al., 2007). فرآیند تحمل به تنش و سازگاری حاصل از شوری در گیاهان بسیار پیچیده بوده و از فرآیندهای فیزیولوژیکی متعددی بدست می‌آید (Stepien and Johnson, 2009; Sudhir and Murthy, 2004). شوری باعث می‌شود تا پتانسیل آب محیط ریشه کاهش یابد و در پی آن موجب شود تا توان جذب آب توسط گیاه کم شود همچنین با بالا رفتن میزان شوری در محیط ریشه یون‌های سمی جذب شده افزایش یافته و به بافت‌های گیاهی منتقل می‌شود که این امر موجب کاهش جذب عناصر ضروری رشد و بهم‌خوردن توازن یونی گیاه می‌گردد (Vaidyanathan et al., 2003). افزایش فشار اسمزی ناشی از شوری و تغییر در وضعیت آبی گیاهان موجب متوقف شدن رشد و تقسیم شدن و طویل شدن سلول و در نهایت

مرگ سلولی می‌گردد. شوری بر تمام فرآیندهای اساسی در گیاه مانند سوخت و ساز چربی و انرژی، سنتز پروتئین و فتوسنتز تأثیرگذار است. آثار مخرب شوری در گیاهان می‌تواند منجر به کاهش تولید تا مرگ گیاه گردد. در شرایط تنش شوری توقف رشد در اکثر گیاهان دیده می‌شود اما میزان تحمل و مقدار کاهش رشد در غلظت بالا در گونه‌های مختلف گیاهان با یکدیگر بسیار متفاوت هستند (Ma J.F., 2004).

میزان ظرفیت فتوسنتز در گیاه به غلظت کلروفیل بستگی دارد که تحت تأثیر تنش شوری کاهش یافته و در نتیجه منجر به کاهش تولید مواد فتوسنتزی و در نهایت کاهش در صفات رویشی می‌گردد (Abdelbaky et al., 2008). از بارزترین معیار فیزیولوژیکی در ارزیابی تحمل شوری، ثبات کلروفیل است که با افزایش میزان شوری کاهش می‌یابد ارقام متحمل ثبات بالاتری در کلروفیل دارند و تنش تأثیر کمتری داشته و گیاه استفاده بهینه از کلروفیل را خواهد داشت (AmeerKhan et al., 2006). نتایج تحقیقات Sabet Teimouri و همکاران (2010) نشان داد میزان کلروفیل برگ در گیاه کنجد تحت تنش شوری با افزایش سطح شوری و سن گیاه کاهش می‌یابد. شوری موجب افزایش ضخامت برگ و در نتیجه افزایش کلروفیل در واحد سطح می‌شود، اما با افزایش سطح شوری میزان کلروفیل کاهش می‌یابد که بیانگر تخریب کلروپلاست در سطح بالای شوری است (Gramer, et al., 2002).

آمینواسید پرولین در گیاهان در پاسخ به تنش‌های محیطی تولید و تجمع می‌یابد که در پایداری ساختار سلولی در غشا و پروتئین‌ها و نیز در تنظیم اسمزی تأثیر گذاشته و رادیکال‌های آزاد ناشی از تنش شوری را پاک‌سازی می‌کند (Ashraf and Foolad, 2007). تجمع پرولین از شاخص‌های مهم فیزیولوژیکی در پاسخ گیاهان به شوری است (Stoeva and Kaymakanova, 2008). افزایش میزان پرولین برگ در گیاه کنجد با افزایش سطح شوری تا ۱۵۰ میلی‌مولار در نتایج تحقیقات Sofalian و همکاران (۲۰۱۳) گزارش شده است. پذیرفته شده است که عامل اولیه تجمع پرولین مربوط به کاهش تورژسانس همراه با کاهش میزان آنزیم پرولین اکسیداز

و نیز افزایش آلفا-گلوتامیل کیناز در شرایط شوری است (Delauney and Verma, 1993). محتوای نسبی آب برگ معیار بسیار مناسبی از وضعیت آبی در بافت های گیاهان است و به دلیل ارتباط مستقیم با حجم یاخته می تواند تعادل آب گیاه و سرعت تعرق را به خوبی نشان دهد (Salehi and Arzani, 2012). مطالعات بخرد و همکاران (۱۳۹۴) نشان داد با افزایش شوری محتوای نسبی آب برگ در گیاه کنجد کاهش یافت. کاهش جذب آب توسط برگ ها به دلیل تنش شوری باعث می شود تا گیاه قادر به حفظ محتوای آب برگ خود نباشد و با افزایش شوری و گذشت زمان محتوای نسبی آب برگ کاهش یابد از سویی کاهش آن می تواند به دلیل تجمع یون های سدیم و کلر باشد (Munns *et al.*, 2006). اختلال ایجاد شده در غشای سلول در اثر شوری می تواند به خوبی توسط نفوذپذیری غشا برای یون ارزیابی شود و میزان آن به راحتی بر مبنای انتشار الکترولیت قابل اندازه گیری است (Lutts *et al.*, 1999). نتایج تحقیقات Khademian و همکاران (۲۰۱۹) نشان داد در گیاه کنجد با افزایش شوری از شاهد به ۱۲۰ میلی مولار جذب و توزیع آب و مواد معدنی به طور قابل توجهی مختل می شود و آسیب اکسیداتیو گونه های فعال اکسیژن ناشی از نمک میزان نشت الکترولیت را تا ۱/۸۷ برابر افزایش می دهد. صدمات حاصل از تنش شوری نخست در غشاء سلول دیده می شود تنش اکسیداتیو ناشی از شوری باعث آسیب غشاء و اختلال در نفوذپذیری آن و افزایش نشت الکترولیتی مواد شده و به کاهش پایداری غشاء می انجامد (Hasegawa *et al.*, 2000).

تنش شوری موجب تجمع گونه های اکسیژن فعال (ROS) همچون رادیکال های هیدروکسیل، سوپراکسید و پراکسید هیدروژن و تخریب پروتئین ها، اسیدهای نوکلئیک و پراکسیداسیون چربی های غشاء در سلول می گردد (Becana *et al.*, 1998). گیاهان با مکانیسم های گوناگونی همچون تولید ترکیبات آنزیمی آنتی کسیدانی از اثرات سمی رادیکال های آزاد اکسیژن در سلول های گیاهی می کاهند که ظرفیت کاهش خسارت با میزان تحمل گیاه به تنش ارتباط دارد (Selote and Chopra, 2004). آنزیم سوپراکسیددیسموتاز (SOD) اولین

آنزیمی است که با تبدیل سوپراکسید به پراکسید هیدروژن پاکسازی رادیکال های آزاد را آغاز می نماید و پراکسید هیدروژن های موجود به کمک آنزیم آسکوربات-پراکسیداز و نیز توسط آنزیم کاتالاز حذف می شوند (Asada, 1994; Comba *et al.*, 1998). گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز نسبت به آنتی اکسیدان های دیگر میل ترکیبی بیشتری با پراکسید هیدروژن دارند (Mittler and Poulos, 2005). میزان آنزیم های آنتی اکسیدان در گیاه و تغییرات فعالیت آن ها با مدت و شدت تنش شوری، غلظت شوری، ژنوتیپ و شرایط محیط ارتباط دارد (Murphy, 2002). افزایش فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز و کاهش کاتالاز با افزایش تنش شوری در گیاه کنجد در نتایج مطالعات Sabet Teimouri و همکاران (۲۰۱۰) گزارش گردیده است. از رایج ترین سازوکارهای سمیت زدائی رادیکال های آزاد اکسیژن تولیدی در جریان تنش، القای آنزیم های حذف کننده گونه های اکسیژن فعال از قبیل سوپراکسیددیسموتاز، آسکوربات-پراکسیداز، کاتالاز و پراکسیداز می باشند (Gressel *et al.*, 1994). ارقامی که فعالیت آنتی اکسیدانی بیشتری دارند از نظر فیزیولوژیکی نسبت به تنش های محیطی غیرزنده مانند شوری متحمل تر هستند و توان حفظ فتوسنتزی بالاتری دارند (Esfandiari *et al.*, 2007).

همواره با افزایش مقدار نمک در محیط رشد میزان غلظت سدیم در زیست توده کل گیاه افزایش می یابد. اساس زنده مانی تحت شرایط شور نحوه مقابله با افزایش یون سدیم و مدیریت موثر آن است (El-Habbasha *et al.*, 2007). در تنش شوری فعالیت مکانیسم های مربوط به خروج فعال سدیم توسط سیستم آنتی پورت سدیم هیدروژن از غشاء سیتوپلاسمی به بیرون از سلول و از غشاء واکوئل به داخل واکوئل و تنظیم جذب خالص درون سلولی و کده بندی واکوئلی شروع و یا افزایش پیدا می کند (James *et al.*, 2004). پتاسیم در فعالیت بیشتر از ۴۰ آنزیم به عنوان کوآنزیم عمل می نماید. با افزایش تنش شوری و غلظت سدیم در گیاه ساختار جذب پتاسیم دچار مشکل شده و کاهش غلظت پتاسیم را دربر خواهد

داشت و در نهایت بر رشد و نمو گیاه تأثیر قابل ملاحظه‌ای خواهد گذاشت. تنش شوری موجب افزایش نسبت سدیم به پتاسیم در برگ‌های گیاه سورگوم به خصوص در ژنوتیپ‌های حساس شد (Lacerda et al., 2004).

شوری بر همه مولفه‌های فیزیولوژیکی گیاه تأثیر می‌گذارد، وزن خشک گیاه در شرایط شوری کاهش می‌یابد. Sabet Teimouri و همکاران (۲۰۱۰) اثر سطوح مختلف شوری بر چهار ژنوتیپ مختلف کنجد را مورد بررسی قرار دادند و گزارش نمودند که با افزایش سطح شوری وزن خشک کل تک بوته کاهش می‌یابد به طوری که با افزایش شوری از ۴/۴ به ۶/۴ دسی زیمنس بر متر وزن خشک کل تک بوته ۷۳/۲۳ درصد کاهش یافت. که می‌تواند به علت کاهش جذب آب، مسمومیت ناشی از تجمع یون‌های سمی و نیز به علت اختلال در جذب عناصر غذایی باشد (Kerepesi and Galiba, 2000).

کمبود منابع آب شیرین و نیاز روز افزون کشاورزی ما را ناگزیر به استفاده از منابع آبی شور می‌نماید. آب دریاچه خزر با شوری ۱۵ گرم در لیتر حدود یک چهارم شوری متعارف اقیانوس‌ها و دریا‌های آزاد جهان را دارد و می‌تواند به عنوان یک منبع آبی بزرگ برای استفاده در تولید گیاهان مورد بررسی‌های بیشتری قرار گیرد. تولید گیاهان زراعی، باغی و مرتعی دارای ارزش افزوده، با استفاده از آبیاری با آب دریا در سال‌های اخیر موضوع تحقیقاتی تعدادی از پژوهشگران بوده است و جمع بندی نتایج پژوهش‌ها در این زمینه، کاربرد آب دریا مخلوط با آب شیرین را امیدبخش نشان می‌دهد (Turhan Rezaei et al., 2014 و همکاران، ۲۰۱۳؛ شریفان و کاظمی حسنوند، ۱۳۹۴؛ فیضی، ۱۳۹۲). امکان کاربرد آب دریای خزر برای آبیاری در دو گونه شبدر و یونجه (ظریف معظم و مرادی، ۱۳۹۰)، گیاه جو (Ghadiri et al., 2006) گیاه سورگوم (شریفان و کاظمی حسنوند، ۱۳۹۴) و چغندر قند (Sadughi et al., 2015) مورد بررسی و تحقیق قرار گرفته است. همچنین Natsheh و همکاران (۲۰۱۲) اثر آبیاری با آب دریا با هدایت الکتریکی ۰/۹ تا ۱۲ دسی زیمنس بر متر را در عدس مورد مطالعه قرار دادند و گزارش نمودند که آبیاری با آب دریا با

هدایت ۳ و ۶ دسی زیمنس بر متر بدون داشتن اثرات منفی بر روی جوانه زنی و رشد عدس می‌تواند استفاده شود. نتایج تحقیقات Turhan و همکاران (۲۰۱۴) در خصوص آبیاری با آب دریا در گیاه کاهو نشان داد که در اختلاط آب دریا با آب شیرین به نسبت ۲/۵ و ۵ درصد تفاوتی از نظر عملکرد با نمونه‌های شاهد مشاهده نشد. بررسی‌ها نشان می‌دهد ارقام و توده‌های کنجد در بعضی از مناطق نسبتاً شور در ایران رشد نسبتاً مناسبی دارد. بنابراین با شناسایی ژنوتیپ‌های مناسب و متحمل به تنش شوری به نظر می‌رسد بتوان از این محصول برای کشت و کار با منابع آبی شور استفاده کرد. شناسایی رقم-های متحمل به تنش شوری برای کشت و کار در نواحی شور و یا استفاده از آن‌ها جهت انتقال صفت مناسب به رقم‌های پرمحصول پراهمیت است. بنابراین برای فهم مکانیسم‌های حساسیت یا تحمل لازم است رقم‌هایی که در دو انتهای حداکثر و حداقل دامنه تحمل به تنش شوری قرار دارند شناسایی گردند (Flowers and Yeo 1995).

تحمل به شوری گونه‌های گیاهان زراعی براساس گروه-بندی آزمایشگاه شوری آمریکا به چهار گروه حساس، نیمه حساس، نیمه متحمل و متحمل تقسیم بندی شده‌اند. در این گروه بندی کنجد در گروه حساس قرار دارد (Maas and Grattan, ۱۹۹۹؛ Grieve و همکاران، ۲۰۱۲). Yousif و همکاران (۱۹۷۲) نیز کنجد را جزء گیاهان حساس به شور معرفی کرده است. اما Dudley و همکاران (۲۰۰۰) و Jose (۲۰۰۲) عنوان کرده‌اند که کنجد گیاه نسبتاً متحمل به شوری است. نتایج تحقیقات در خصوص تأثیر آبیاری با آب‌های شور بعد از مرحله‌ی گیاهچه‌ای در گیاه کنجد نشان داده است که با افزایش سطح شوری به بیشتر از ۴/۷ دسی زیمنس بر متر صفات مورفولوژیکی (Gaballah et al., 2007)، فیزیولوژیکی، عملکرد، اجزای عملکرد و میزان روغن و پروتئین کاهش معنی‌داری را به دنبال داشته است (Mahmood et al., 2003؛ Abou Leila et al., 2007). آستانه کاهش عملکرد بعضی از رقم‌های کنجد در حدود ۵ دسی زیمنس بر متر ارزیابی شده است (Ramirez و همکاران، ۲۰۰۵).

تا کنون تحقیقات زیادی به منظور بررسی تأثیر شوری بر روی گیاهان انجام یافته که عمدتاً برای تیمار شوری از کلرید سدیم استفاده شده است. اما مطالعه اثرات شوری طبیعی بر روی گیاهان در آبیاری با منابع آبی شور و لب شور مانند دریا که به عنوان گزینه‌ای برای تامین آب مورد نیاز کشاورزی در محدودیت آب شیرین مد نظر است، تحقیقات اندکی صورت گرفته. کنجد گیاهی روغنی و دارویی با ارزشی است که در مناطق گرمسیری و مواجه با خشکی و شوری بیشتر کشت می‌شود در حالی که تأثیر شوری بر روی این گیاه کمتر مورد بررسی قرار گرفته. بنابر این تحقیق حاضر با اهداف بررسی اثر تنش شوری ناشی از اختلاط آب دریای خزر و آب شیرین بر صفات فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی کنجد و شناسایی ارقام متحمل و حساس گیاه کنجد بر شوری طبیعی طراحی و اجرا شد.

مواد و روش‌ها

این آزمایش در گلخانه گروه اصلاح نباتات دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری در سال ۱۳۹۹ بصورت فاکتوریل بر پایه طرح کاملاً تصادفی در سه تکرار، با فاکتور اصلی شوری ناشی از اختلاط آب ساحل جنوب دریای خزر (خزرآباد ساری) با آب معمولی در ۳ سطح (شاهد (آب معمولی)، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر) و فاکتور فرعی با هشت ژنوتیپ مختلف کنجد (شامل بابل، دشتستان ۲، هلیل، ناز تک شاخه، اولتان، پاکستانی، tn-78-389 و tn-78-393 تهیه شده از موسسه تحقیقات، اصلاح و تهیه بذر و نهال کرج)، انجام شد. گلدان ها به قطر ۲۵ و عمق ۳۰ سانتی متر از خاک مزرعه پژوهشی دانشگاه پر شد. قبل از آزمایش از ۵ نقطه مزرعه از عمق ۰-۳۰ سانتی متری نمونه‌های خاک تهیه و با هم مخلوط و در آزمایشگاه خاکشناسی دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری مورد آزمایش خاک قرار گرفت (جدول ۱) نمونه ای از آب برداشت شده در آزمایشگاه مرکزی دانشگاه مورد تجزیه شیمیایی قرار گرفت (جدول ۲). جهت ایجاد زه‌کش مناسب در ته گلدان ها سه سوراخ ایجاد و تا ۳ سانتی متر از

سنگریزه پر گردید. اولین آبیاری با آب معمولی قبل از کاشت انجام شد سپس در هر گلدان ۱۵ بذر در عمق ۲ سانتی متری در خاک مرطوب کشت شد. تا مرحله استقرار گیاه، آبیاری با آب معمولی در حد نیاز گیاه انجام شد در مرحله ۲-۴ برگی تنک و ۵ عدد باقی مانده پنج روز پس از آن، تیمار شوری بصورت پلکانی آغاز و به فاصله ۵ روز با اعمال شوری سطح بالاتر ادامه یافت. تیمار شوری ۴ مرتبه انجام شد و برای یکنواخت بودن میزان شوری در محیط کشت و جلوگیری از تجمع نمک، محیط ریشه همواره با استفاده از آب دو بار تقطیر مرطوب نگه داشته شد و برای جلوگیری از کاهش سطح شوری به سبب خروج آب از گلدان، از زیرگلدانی استفاده شد و آب خارج شده مجدداً به گلدان‌ها برگردانده شد (Poustini, 2001). چهارده روز بعد از آخرین سطح تیمار شوری از گیاهچه‌های کنجد جهت بررسی اثرات تنش، نمونه‌برداری انجام گرفت. (Sofalian et al., 2013; Desingh and Kanagaraj, 2020)

اندازه‌گیری محتوای کلروفیل و کاروتنوئیدهای برگ: با استفاده از روش Arnon (۱۹۴۹) اندازه‌گیری شد بدین صورت که ابتدا مقدار ۰/۲ گرم بافت تازه برگ بوسیله ترازوی حساس آزمایشگاهی مدل (AND) ژاپن توزین و به قطعات کوچک خرد و در حمام یخی هاون چینی محتوی ۱۰ میلی لیتر استون ۸۰ درصد و ۰/۵ گرم پودر کربنات کلسیم به منظور جلوگیری از تشکیل فئوفیتین و در محیطی کم نور به مدت چند دقیقه به خوبی ساییده تا مخلوط، هموژن و کاملاً یکنواخت گردد و کل کلروفیل از بافت برگ استخراج شود. ۵ میلی لیتر استون ۸۰ درصد دیگر به محلول اضافه گردید و عصاره حاصل که حاوی کلروفیل و کاروتنوئیدها است به مدت ۱۵ دقیقه در دستگاه سانتریفیوژ با سرعت ۳۰۰۰ دور در دقیقه در دمای ۴ درجه سلسیوس سانتریفیوژ گردید سپس محلول صاف شده رویی یا همان سوپرناتانت در کووت ریخته و با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر مدل Biochrom WPA Biowave II انگلستان میزان جذب نوری عصاره در طول موج های ۶۴۶، ۶۶۳ و ۴۷۰ نانومتر قرائت و ثبت گردید. از استون ۸۰ درصد به عنوان بلانک استفاده گردید. میزان غلظت کلروفیل a و b بر

جدول ۱- خصوصیات فیزیکوشیمیایی خاک مورد استفاده در آزمایش (برداشت از عمق ۰ - ۳۰ سانتی متری)

بافت خاک	هدایت الکتریکی (dS/m)	اسیدیته	رس %	سیلت %	شن %	پتاسیم قابل جذب (mg/kg)	فسفر قابل جذب (mg/kg)	CEC (meq/100 g)	نیترژن کل %	کربن آلی %
لوم	۲/۲	۷/۲	۲۲	۴۴	۳۴	۳۲۰	۸/۸	۳۲	۰/۲	۲/۶

جدول ۲- خصوصیات شیمیایی آب آبیاری مورد استفاده در آزمایش

نمونه آب	هدایت الکتریکی (dS/m)	اسیدیته	بیکربنات m.eq/lit	کلراید m.eq/lit	کلسیم m.eq/lit	منیزیم m.eq/lit	سدیم m.eq/lit	پتاسیم m.eq/lit	نسبت جذب سدیم
شاهد (آب معمولی)	۰/۹	۷/۶	۴/۲	۱/۹	۲/۲	۱/۳	۲/۸	۰/۸	۱/۴۹
اختلاط آب دریای خزر* و آب معمولی	۶	۷/۷	۴/۴	۳۴	۸/۷	۲/۸	۳۰	۲/۶	۸/۸۴
اختلاط آب دریای خزر* و آب معمولی	۹	۷/۹	۴/۶	۴۸	۱۰/۳	۳/۲	۴۴/۵	۳/۴	۱۷/۱۲
آب دریای خزر* (ساری)	۲۰	۸	۵/۲	۱۵۴	۲۶	۸/۷	۱۳۲	۷/۸	۳۱/۶۹

* برداشت از ساحل جنوبی دریای خزر، خزرآباد، ساری

حسب میلی گرم بر گرم وزن تر گیاه با استفاده از روابط آرنون به شکل زیر حساب گردید. و همچنین میزان غلظت کاروتنوئید بر حسب میلی گرم بر گرم وزن تر برگ با استفاده از فرمول Lichtenthder (۱۹۸۷) محاسبه گردید.

$$\begin{aligned} \text{mg/gfw a} &= [12.7 (\text{OD663}) - 2.69 (\text{OD645})] \times V/1000W \\ \text{mg/gfw b} &= [22.9 (\text{OD645}) - 4.69 (\text{OD663})] \times V/1000W \\ \text{mg/gfw کل} &= [20.2 (\text{OD645}) + 8.02 (\text{OD663})] \times V/1000W \\ \text{mg/gfw کاروتنوئید} &= [(1000 \times \text{OD470}) - (1.82 \times \text{chl a}) - (85.02 \times \text{chl b})] / 198 \times V/1000W \\ \text{OD663} & \text{ (میزان جذب نوری در طول موج ۶۶۳ نانومتر).} \\ \text{OD645} & \text{ (میزان جذب نوری در طول موج ۶۴۵ نانومتر).} \end{aligned}$$

OD470 (میزان جذب نوری در طول موج ۴۷۰ نانومتر).
حجم نمونه استخراج شده (میلی لیتر) W وزن تر نمونه (گرم)
اندازه گیری میزان اسید آمینه پرولین: با تماس امینو اسید پرولین با ناین هیدرین در یک محلول اسیدی رنگ قرمزی تولید می شود که با رنگ سنجی می توان به غلظت پرولین دست یافت. بر این اساس با استفاده از روش اندازه گیری Bates و همکاران (۱۹۷۳) میزان پرولین اندازه گیری شد. بدین ترتیب که ۰/۵ گرم برگ تر گیاه به همراه ۱۰ میلی لیتر اسید سولفوریک ۳

درصد در هاون چینی به خوبی سائیده شد سپس محلول به مدت ۱۵ دقیقه با دور ۱۵۰۰۰ در دمای ۴ درجه سلسیوس سانتریفوژ شد. سپس مقدار ۲ میلی لیتر از محلول رویی، ۲ میلی لیتر معرف ناین هیدرین و ۲ میلی لیتر اسیداستیک گلاسیال در لوله آزمایش ریخته در بن ماری با ۹۰ درجه سلسیوس حرارت قرار داده شد. بعد از یک ساعت نمونه ها از بن ماری خارج و به ظرف یخ انتقال داده شد. بعد از ۲۰ دقیقه و سرد شدن محلول ۴ میلی لیتر تولوئن اضافه و به مدت ۲۰ ثانیه ورتکس شد. بعد از تشکیل دو فاز در لوله آزمایش از فاز بالایی رنگی در کووت کوارتز ریخته و با دستگاه اسپکتروفتومتر مقدار جذب آن در طول موج ۵۲۰ نانومتر قرائت و ثبت شد. از تولوئن بعنوان بلانک استفاده شد. غلظت پرولین بر حسب میکرومول در میلی لیتر به کمک منحنی استاندارد معین گردید و با استفاده از رابطه زیر بر حسب میکرومول پرولین در هر گرم وزن تر برگ گیاه محاسبه شد.

$$\begin{aligned} & [(\mu\text{g proline/ml} \times \text{ml toluene}) / 115.5 \mu\text{g}/\mu\text{mole}] / [(g \text{ sample})/5] = \mu\text{moles proline/g of fresh weight material.} \\ & \text{برای رسم منحنی استاندارد غلظت های ۴۰۰ و ۲۰۰، ۱۰۰، ۵۰ و ۲۰ میکرومولار از ال-پرولین خالص تهیه و مطابق با روش آزمایش مقادیر جذب در ۵۲۰ نانومتر برای هر یک از غلظت ها قرائت و با استفاده از نرم افزار Excel و داده ها و از طریق} \end{aligned}$$

معادلات همبستگی بهترین خط رسم شد.

اندازه‌گیری محتوای نسبی آب (RWC) - Relative

water content: ۰/۵ گرم از نمونه برگ تر گیاه کنجد با استفاده از ترازوی حساس آزمایشگاهی توزین و در داخل فالكون پر از آب مقطر غوطه ور و در یخچال ۴ درجه و با نور کم به مدت ۲۴ ساعت نگهداری شد. سپس نمونه‌ها را از لوله‌ها درآورده و بعد از زدودن آب روی برگ‌ها نمونه‌های برگ‌ی متورم شده توزین و ثبت گردید. سپس نمونه‌ها در داخل پاکت قرار داده شده و به مدت ۲۴ ساعت در داخل آون با دمای ۷۵ درجه سلسیوس قرار داده شد بعد از آن وزن خشک برگ‌ها با ترازو توزین و ثبت شد در نهایت با استفاده از فرمول زیر میزان محتوای نسبی آب برگ بر حسب درصد محاسبه گردید.

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

FW (وزن تر نمونه برگ)، DW (وزن خشک)، TW (وزن نمونه‌ها در حالت آماس).

اندازه‌گیری مقدار نشت یونی (الکترولیت) و تعیین میزان

شاخص پایداری غشاء برگ کنجد: در این آزمایش از روش Sairam و همکاران (۲۰۰۲) استفاده گردید بدین طریق که از انتهای ساقه از برگ‌های جوان توسعه یافته انتخاب در لوله آزمایش درب‌دار در داخل یخ به آزمایشگاه انتقال داده شد. یک دیسک برگ‌ی با قطر ۷ میلی‌متر از برگ جدا در داخل فالكون حاوی ۲۰ میلی‌لیتر آب مقطر و به مدت ۲۴ ساعت روی شیکر در دمای اتاق قرار داده شد. سپس با استفاده از دستگاه سنجش هدایت الکتریکی یا EC متر پرتابل مدل AZ-8301 هدایت الکتریکی محلول اندازه‌گیری گردید و به عنوان نشت اولیه (EC1) یادداشت شد. سپس نمونه‌ها به مدت یک ساعت در دمای ۱۰۰ درجه سلسیوس در داخل بن‌ماری قرار داده شد بعد از سرد شدن به مدت یک ساعت روی شیکر قرار داده شد سپس هدایت الکتریکی محلول اندازه‌گیری گردید و به عنوان نشت ثانویه یا (EC2) یادداشت شد. شاخص پایداری غشاء یا MSI با استفاده از فرمول $MSI = (1 - (EC1/EC2)) \times 100$ محاسبه گردید.

اندازه‌گیری آنزیم‌های آنتی اکسیدانی: بعد از آنکه نمونه-

های گیاهی با استفاده از نیتروژن مایع درون هاون پودر شد مقدار ۲۰۰ میلی‌گرم از پودر نمونه داخل میکروتیوپ ریخته و ۱۸۰۰ میکرولیتر بافر فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار (PH=7) حاوی EDTA ۰/۱ میلی‌مولار اضافه شد. میکروتیوب‌ها با استفاده از سانتریفوژ یخچال‌دار مدل Eppendorf 5430R به مدت ۱۵ دقیقه در دمای ۴ درجه سلسیوس با سرعت ۱۵۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شد، بعد از ته‌نشین شدن کامل از محلول رویی به عنوان عصاره برای سنجش فعالیت‌های آنزیمی استفاده شد. برای حفظ فعالیت آنزیم‌ها همه مراحل استخراج و سنجش بر روی یخ انجام گرفت.

سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز: از طریق

اندازه‌گیری توان آنزیم در ممانعت واکنش احیای فیتوشیمیایی نیتروبلوتترازولیوم سنجش گردید. ترکیب نهایی واکنش ۳ میلی‌لیتر شامل ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی، بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار (PH=7) حاوی EDTA ۰/۱ میلی‌مولار، کربنات سدیم ۵۰ میلی‌مولار (PH=10.2)، ال متیونین ۱۲ میلی‌مولار، نیتروبلوتترتروزولیوم (NBT) ۷۵ میکرومولار و در نهایت ریوفلاوین ۱ میکرومولار به ترکیب در داخل لوله آزمایش اضافه شد. یک لوله آزمایش نیز حاوی ترکیبات فوق بدون عصاره آنزیمی به عنوان شاهد در نظر گرفته شد. واکنش با قراردادن مخلوط در ۳۰ سانتی‌متری سیستم نوری فلورسنت در دمای ۲۵ درجه سلسیوس آغاز و بعد از ۱۵ دقیقه با خاموش کردن لامپ واکنش متوقف و میزان جذب نوری مخلوط در ۵۶۰ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر مدل Biochrom WPA Biowave II خوانده شد، برای صفر کردن دستگاه از بافر فسفات استفاده شد. فعالیت آنزیم بر مبنای واحد بر میلی‌گرم پروتئین گزارش شد و یک واحد مقدار آنزیمی است که می‌تواند تا ۵۰ درصد مانع از احیای نوری نیتروبلوتترتروزولیوم گردد (Beauchamp and Fridovich, 1971).

سنجش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز (Ascorbate Peroxidase): ترکیب واکنش ۲ میلی‌لیتر شامل بافر فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار، آسکوربات ۱۰ میلی‌مولار، آب اکسیژنه ۱۰۰ میلی‌مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود.

تغییرات جذب نوری بوسیله اسپکتروفتومتری در مد سیستیک و طول موج ۲۹۰ نانومتر در مدت ۱ دقیقه با فاز تاخیری ۵ ثانیه در برابر بلانک (ترکیب حاضر بدون عصاره آنزیمی) بر مبنای واحد (میزان جذب پراکسید هیدروژن در دقیقه) در گرم وزن تر بافت محاسبه شد. ضریب خاموشی برابر $2/6$ میکرومول بر سانتی متر برای اکسیداسیون آسکوربات می باشد (Nakano and Asada, 1981).

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز (Catalase): مخلوط واکنش ۲ میلی لیتر شامل بافر فسفات ۵۰ میلی مولار (PH=7)، آب اکسیژنه ۱۰ میلی مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود با اضافه کردن عصاره، واکنش آغاز گردید. تغییرات جذب نوری ترکیب با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول موج ۲۴۰ نانومتر در مد سیستیک در جریان یک دقیقه در فواصل ۵ ثانیه اندازه گیری شد و میزان فعالیت کاتالاز بر مبنای واحد (احیای ۱ میلی مولار H_2O_2 در یک دقیقه) در گرم وزن تر برگ و بر اساس میزان تجزیه پراکسید هیدروژن و با ضریب خاموشی $0/39$ میکرومول بر سانتی متر محاسبه شد (Aebi, 1984).

سنجش فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز (Guaiacol Peroxidase): ترکیب نهایی واکنش ۲ میلی لیتر شامل بافر فسفات ۵۰ میلی مولار (PH=7)، گایاکول ۲۰ میلی مولار، آب اکسیژنه ۱۰ میلی مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی که با اضافه شدن عصاره به مخلوط و تجزیه پراکسید هیدروژن واکنش آغاز می شود و موجب تبدیل معرف گایاکول به تترایاکول و ظهور رنگ قرمز می گردد. فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز در مد سیستیک در طول موج ۴۷۰ نانومتر اندازه گیری گردید. ضریب خاموشی تترایاکول $26/6$ mM/cm می باشد فعالیت بر مبنای واحد بر گرم وزن تر بافت محاسبه شد (Lin and Kao, 1999).

اندازه گیری غلظت سدیم و پتاسیم: نمونه برگ ها در آون با حرارت 70° درجه سلسیوس در زمان ۴۸ ساعت کاملاً خشک شدند سپس آسیاب شده و نیم گرم از پودر برگ در بوتله چینی ریخته و در کوره با دمای 250° درجه سلسیوس قرار گرفت همزمان با خروج دود درجه حرارت کوره به آهستگی به 550° درجه سلسیوس رسانده شد. وقتی محتویات بوتله چینی به شکل

خاکستر سفید درآمد و بعد از سرد شدن بوتله چینی ۵ میلی لیتر اسید کلریدریک ۲ نرمال در ازاء هر گرم پودر گیاهی اضافه شد و سپس به بالیومتریک ۵۰ میلی لیتری انتقال داده شد بوتله چینی با آب مقطر در حال جوش چند مرتبه شستشو داده و به بالن اضافه شد تا بالن به حجم ۵۰ میلی لیتر برسد. غلظت سدیم و پتاسیم موجود در عصاره به وسیله دستگاه نشر شعله (Flame Photometer) مدل PFP7 ساخت شرکت Jenway اندازه گیری شد. (Chapman and Pratt, 1961). برای تجزیه و تحلیل داده ها از نرم افزار SAS و مقایسه میانگین ها با استفاده از آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد و برای ترسیم شکل ها از نرم افزار Excel استفاده گردید.

نتایج و بحث

نتایج تجزیه واریانس جدول (۳) نشان داد که اثر ژنوتیپ، شوری و برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر محتوای پرولین برگ، شاخص پایداری غشاء، محتوای نسبی آب، کلروفیل a، کلروفیل کل و کاروتنوئید در سطح احتمال یک درصد معنی دار است به عبارتی ژنوتیپ ها واکنش های متفاوتی را در سطوح مختلف شوری از خود نشان دادند.

محتوای پرولین برگ: مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ شکل (۱) نشان داد که همه ارقام در سطح شاهد و نیز در سطح شوری ۶ دسی زیمنس بر متر دو رقم دشتستان ۲ و هلیل و همچنین دو رقم tn-78-389 و tn-78-393 تفاوت معنی داری با یکدیگر نداشتند، اما سایر ارقام دارای اختلاف معنی داری بودند. به طوری که رقم اولتان و ناز تک شاخه به ترتیب با $10/35$ و $9/27$ (میکرومول پرولین در گرم وزن تر) بیشترین مقدار را در بین ارقام به خود اختصاص دادند یعنی رقم اولتان و ناز تک شاخه در تنش شوری قادر هستند بیشتر از ارقام دیگر پرولین تولید کرده و متحمل باشند و کمترین مقدار مربوط به رقم پاکستانی با $5/86$ (میکرومول در گرم وزن تر) بود و حاکی از آن است که در بین ارقام در این سطح تنش رقم پاکستان حساس به شوری است و اما در سطح تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر بیشترین مقدار پرولین باز مربوط

جدول ۳- تجزیه واریانس صفات مورد بررسی در ارقام و توده های کنجد تحت تاثیر شوری

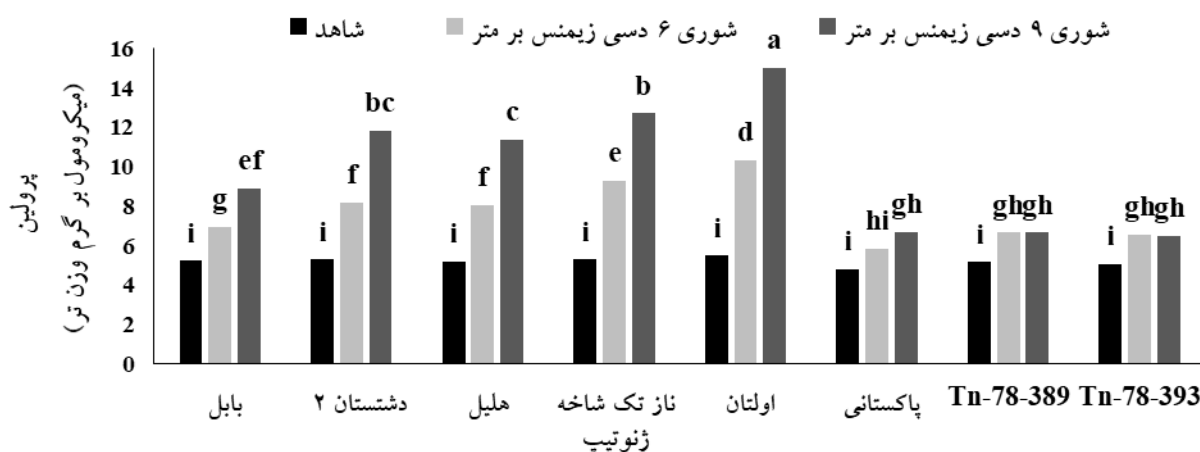
منابع تغییرات	درجه آزادی	محتوای پرولین برگ	شاخص پایداری غشاء	محتوای نسبی آب	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	نسبت کلروفیل a به b	محتوای کاروتنوئید
ژنوتیپ	۷	۱۶۷/۲۲**	۱۶۸۰/۰۹**	۲۶۱۱/۳۱**	۰/۰۷۳۹**	۰/۰۱۷۲**	۰/۱۶۱۹ **	۰/۰۱۰۹ ^{ns}	۰/۰۲۰۹**
شوری	۲	۲۷۴/۳۵**	۶۳۷۰/۱۷**	۴۳۵۲/۰۸**	۰/۱۶۱۳**	۰/۳۴۲۶**	۰/۹۷۲۸ **	۷/۶۰۴۵ **	۰/۰۴۲۲**
شوری×ژنوتیپ	۱۴	۱۰۱/۳۳**	۱۶۵/۶۳**	۲۷۷/۴۷**	۰/۰۰۳۶**	۰/۰۰۰۵ ^{ns}	۰/۰۰۵۶ **	۰/۰۲۰۲ ^{ns}	۰/۰۰۰۷ **
خطا	۴۸	۱۵/۴	۴۴/۴۶	۳۸۰	۰/۰۰۰۱	۰/۰۰۰۳	۰/۰۰۰۷	۰/۰۱۷۴	۰/۰۰۰۴
درصد ضریب تغییرات	۷/۴۲	۱/۲۷	۴/۰۷	۱/۹۷	۶/۲۱	۰/۸۵	۶/۱۸۷	۲/۰۶	

ns و * و ** به ترتیب غیرمعنی دار و معنی دار در سطح احتمال پنج درصد و یک درصد می باشد

ادامه جدول ۳- تجزیه واریانس صفات مورد بررسی در ارقام و توده های کنجد تحت تاثیر شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	سوپراکسید دیسموتاز	آسکوربات پراکسیداز	کاتالاز	گایاکول پراکسیداز	سدیم پتاسیم	نسبت سدیم به پتاسیم	وزن خشک بوته
ژنوتیپ	۷	۱۲۱/۳۷**	۶۰/۷۶**	۰/۴۳**	۶/۳۴**	۱/۵۶**	۸/۶۱ **	۸/۵۶۲**
شوری	۲	۵۳۹/۶۵**	۲۶۱/۹۶**	۱/۴۹**	۱۸/۳۵ **	۹/۹۶**	۲۷/۳۷ **	۱۶۷/۲۸۸ **
شوری×ژنوتیپ	۱۴	۲۲/۰۵**	۷/۷۶**	۰/۰۰۵ ^{ns}	۰/۴۶**	۰/۲۹ **	۰/۱۱ ^{ns}	۰/۲۸۵*
خطا	۴۸	۱۲/۵۴	۰/۲۲۴	۰/۰۰۸	۰/۰۳۳	۰/۰۱	۰/۰۸	۰/۱۲۳
ضریب تغییرات	۳/۳۸	۴/۲۴	۸	۷/۱۱	۱۰/۶۳	۵/۶	۱۵/۵۷	۵/۴۱

ns و * و ** به ترتیب غیرمعنی دار و معنی دار در سطح احتمال پنج درصد و یک درصد می باشد



شکل ۱- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر صفت پرولین در گیاه کنجد. ستون های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمایش دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

رادیکال های هیدروکسیل، حفظ تورژسانس سلول و پایداری آن، ذخیره و انتقال انرژی و کاهش اسیدیته موجب سازگاری به تنش های محیطی می گردد (Rontain et al., 2002). افزایش میزان غلظت آمینو اسید پرولین در سطوح بالای شوری در برگ

به رقم اولتان با ۱۵ میکرومول پرولین در گرم وزن تر بود و کمترین مقدار پرولین در این سطح تنش مربوط به ارقام پاکستانی، tn-78-389 و tn-78-393 بود. پرولین در گیاهان از طریق خصوصیت آنتی اکسیدانی، تنظیم پتانسیل اسمزی، حذف

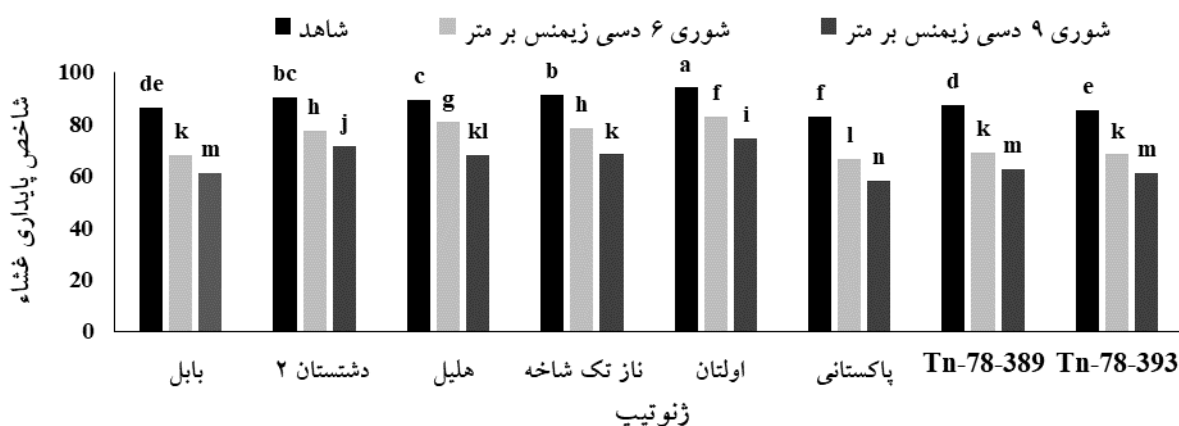
گیاه کرچک توسط Li و همکاران (۲۰۱۰) و در گیاه دارویی زیره توسط قربانلی و همکاران (۱۳۹۱) و در گیاه کنجد توسط بابایی و جمشیدی (۱۳۸۹)، غدیریان و همکاران (۱۳۹۴) و Hulusi و همکاران (۲۰۰۷) گزارش گردید نتایج تحقیقات مرادیان و همکاران (۱۳۹۶) در خصوص میزان محتوای پرولین برگ کنجد در شرایط تنش شوری حاصل از نمک طبیعی دریاچه قم نشان داد که با افزایش شوری از سطح شاهد به سطح ۷/۵ دسی زیمنس بر متر میزان پرولین افزایش یافت که می‌تواند به دلیل افزایش شکستن پروتئین‌ها و کاهش یافتن همزمان ساخت آن‌ها باشد. همچنین تبدیل بعضی از آمینواسیدها مانند آرژنین، اورنیتین و گلوتامین به پرولین می‌تواند سبب افزایش پرولین باشد (Afzal et al., 2008). بر اساس نتایج جدول ضرایب همبستگی بین محتوای پرولین برگ با وزن خشک کل همبستگی منفی معنی‌دار وجود داشت. و در بین صفات مورد مطالعه با آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز بالاترین همبستگی مثبت را داشت (جدول ۴).

شاخص پایداری غشاء: ژنوتیپ‌های مورد بررسی برای شاخص پایداری غشاء در این آزمایش اختلاف معنی‌دار بالایی را نشان دادند که حاکی از آن است ژنوتیپ‌ها از لحاظ این صفت متنوع بوده و می‌توانند در برنامه‌های اصلاحی برای تحمل به شوری مورد گزینش قرار گیرند. نمودار مقایسه میانگین برهمکنش ژنوتیپ و شوری (شکل ۲) نشان داد که رقم اولتان در هر سه سطح شاهد، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر به ترتیب با ۸۴/۹۳، ۸۲/۶۵ و ۷۴/۱۴ درصد دارای بیشترین مقدار شاخص پایداری غشاء بود به عبارتی در بین ارقام کمترین نشت یونی مربوط به رقم اولتان بود و توانسته پایداری بیشتری را در مقابل نفوذ یون‌ها داشته باشد. این صفت نشان می‌دهد که رقم اولتان نسبت به سایر ارقام می‌تواند نسبت به شوری متحمل‌تر باشد. دو رقم tn-78-389 و tn-78-393 در شرایط تنش تفاوت معنی‌داری با یکدیگر نداشتند. کمترین مقدار پایداری غشاء در هر سه سطح شوری شاهد، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر مربوط می‌شد به رقم پاکستانی به ترتیب با میزان

۸۲/۷۵، ۶۶/۳۱ و ۵۷/۸۶ درصد شاخص پایداری غشاء بنابراین می‌توان نتیجه گرفت که رقم پاکستانی نسبت به ارقام دیگر مورد مطالعه نسبت به شوری حساس است. برای گزینش گیاهان متحمل به تنش شوری می‌توان از شاخص پایداری غشاء استفاده کرد این شاخص میزان آسیب وارد شده به غشای سلول و در پی آن نشت یون‌ها و با اندازه‌گیری هدایت الکتریکی مشخص می‌کند. شوری میزان شاخص پایداری غشاء را کاهش می‌دهد (Battacharjee and Mokherjee, 1996). Ali و Ashraf (۲۰۰۸) در تحقیقات خود دریافتند ژنوتیپ‌های مقاوم در گیاه کلزا در شرایط تنش شوری نفوذ پذیری کمی در غشا در مقایسه با ژنوتیپ‌های حساس دارند آنها این شاخص را به عنوان معیاری برای شناسایی و انتخاب ژنوتیپ‌های مقاوم عنوان کردند. Sairam و همکاران (۲۰۰۲) در مطالعات خود در گیاه گندم نشان دادند تنش شوری باعث کاهش شاخص پایداری غشاء شد. که می‌تواند به دلیل تولید گونه‌های فعال اکسیژن ناشی از شوری و به دنبال آن پراکسیداسیون لیپیدها و تخریب غشا و نشت یونی باشد. (Chaparzadeh et al., 2003). آزمون همبستگی (جدول ۴) نشان داد شاخص پایداری غشا ارتباط مثبت بسیار بالایی با وزن خشک کل بوته و محتوای نسبی آب برگ و کلروفیل و همبستگی منفی معنی‌دار بالا با میزان غلظت سدیم دارد.

محتوای نسبی آب: بر اساس نتایج تجزیه واریانس (جدول ۳) برهمکنش ژنوتیپ و شوری بر صفت محتوای نسبی آب در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود. مقایسه میانگین (شکل ۳) نشان داد که رقم اولتان در هر سه سطح شوری دارای بیشترین مقدار در محتوای نسبی آب در برگ بود. اما رقم پاکستانی با میزان ۵۸/۷۳ و ۴۸/۳۳ درصد محتوای نسبی آب به ترتیب در سطوح شوری شاهد، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر کمترین مقدار را دارا بود و می‌توان گفت حساس‌ترین رقم به شوری در مقایسه با ارقام دیگر مورد مطالعه می‌باشد.

دو رقم دشتستان ۲ و هلیل در هر سه سطح شوری از نظر این صفت اختلاف معنی‌داری نداشتند یعنی این دو رقم واکنش‌های یکسانی را در مواجهه با شوری در خصوص این



شکل ۲- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر شاخص پایداری غشاء در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

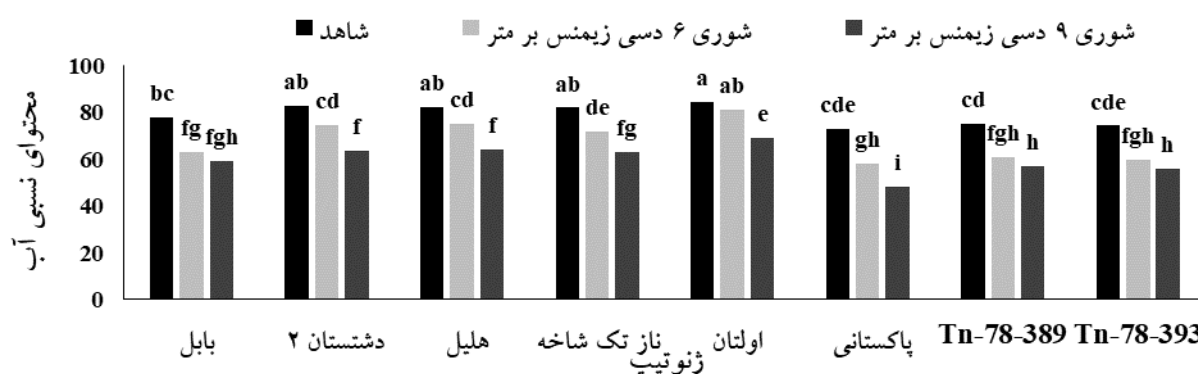
جدول ۴- ضرایب همبستگی صفات مورد ارزیابی در گیاه کنجد تحت تنش شوری ناشی از اختلاط آب دریا و آب شیرین

۱۶	۱۵	۱۴	۱۳	۱۲	۱۱	۱۰	۹	۸	۷	۶	۵	۴	۳	۲	۱
نسبت سادیم به تیتانیوم	غلظت تیتانیوم	غلظت سادیم	گایاکول پراکسیداز	کاتالاز	آسکوربات- پراکسیداز	سوپراکسیداز پسمو تا ز	کاروتنوئید	نسبت کلروفل a/b	کلروفل کل	کلروفل b	کلروفل a	محتوای پروتئین	محتوای نسبی آب	شاخص پایداری غشا	وزن خشک کل
															۱
														۰/۹۴ ^{۰۰}	۲
														۰/۸۹ ^{۰۰}	۳
													۱	-۰/۴۲ ^{۰۰}	۴
											۱	-۰/۳۵ ^{۰۰}	-۰/۲ ^{ns}	۰/۸۳ ^{۰۰}	۵
											۰/۹۴ ^{۰۰}	۰/۸۹ ^{۰۰}	۰/۹ ^{۰۰}	۰/۹۷ ^{۰۰}	۶
										۱	۰/۸۵ ^{۰۰}	۰/۹۱ ^{۰۰}	-۰/۴۳ ^{۰۰}	۰/۹۷ ^{۰۰}	۷
									۱	۰/۹۶ ^{۰۰}	۰/۹۶ ^{۰۰}	۰/۹۴ ^{۰۰}	-۰/۲ ^{۰۰}	۰/۹۷ ^{۰۰}	۸
								۱	-۰/۷۷ ^{۰۰}	-۰/۹ ^{۰۰}	-۰/۵۸ ^{۰۰}	۰/۶۶ ^{۰۰}	-۰/۷۲ ^{۰۰}	-۰/۸۲ ^{۰۰}	۹
							۱	۰/۵۳ ^{۰۰}	۰/۰۲ ^{ns}	-۰/۲۴ ^{۰۰}	۰/۲۷ ^{۰۰}	۰/۸۷ ^{۰۰}	۰/۰۲ ^{ns}	-۰/۲۲ ^{ns}	۱۰
						۱	۰/۹۸ ^{۰۰}	۰/۶۵ ^{۰۰}	-۰/۱۴ ^{ns}	-۰/۳۹ ^{۰۰}	۰/۱۲ ^{ns}	۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۱۷ ^{ns}	-۰/۳۱ ^{۰۰}	۱۱
					۱	۰/۹۲ ^{۰۰}	۰/۶۴ ^{۰۰}	-۰/۱۳ ^{ns}	-۰/۳۸ ^{۰۰}	۰/۱۲ ^{ns}	۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۱۶ ^{ns}	-۰/۳ ^{۰۰}	-۰/۴۱ ^{۰۰}	۱۲
				۱	-۰/۰۶ ^{ns}	-۰/۰۱ ^{ns}	-۰/۶۴ ^{۰۰}	۰/۹۱ ^{۰۰}	۰/۸۵ ^{۰۰}	۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۱۷ ^{ns}	۰/۸۹ ^{۰۰}	۰/۸۸ ^{۰۰}	۰/۸۵ ^{۰۰}	۱۳
			۱	۰/۰۲ ^{ns}	۰/۹۲ ^{۰۰}	۰/۹ ^{۰۰}	۰/۹۳ ^{۰۰}	۰/۵۷ ^{۰۰}	-۰/۰۸ ^{ns}	-۰/۳۳ ^{۰۰}	۰/۱۶ ^{ns}	۰/۸۷ ^{۰۰}	-۱ ^{ns}	-۰/۲۶ ^{۰۰}	۱۴
		۱	۰/۰۵ ^{ns}	-۰/۸۶ ^{۰۰}	۰/۰۹ ^{ns}	۰/۰۸ ^{ns}	-۰/۰۳ ^{ns}	۰/۶۶ ^{۰۰}	-۰/۹۵ ^{۰۰}	-۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۹۳ ^{۰۰}	۰/۱۴ ^{ns}	-۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۹۳ ^{۰۰}	۱۵
	۱	-۰/۹۱ ^{۰۰}	۰/۰۵ ^{ns}	۰/۹ ^{۰۰}	۰/۰۲ ^{ns}	-۰/۰۲ ^{ns}	۰/۱۲ ^{ns}	-۰/۶۵ ^{۰۰}	۰/۹۴ ^{۰۰}	۰/۸۷ ^{۰۰}	۰/۹۴ ^{۰۰}	-۰/۱۱ ^{ns}	۰/۹۲ ^{۰۰}	۰/۸۶ ^{۰۰}	۱۶
۱	-۰/۸۹ ^{۰۰}	۰/۹۴ ^{۰۰}	-۰/۰۵ ^{ns}	-۰/۸۱ ^{۰۰}	-۰/۰۴ ^{ns}	-۰/۰۷ ^{ns}	-۰/۱۳ ^{ns}	۰/۶۱ ^{۰۰}	۰/۸۹ ^{۰۰}	-۰/۸ ^{۰۰}	-۰/۹۱ ^{۰۰}	۰/۰۳ ^{ns}	-۰/۸۳ ^{۰۰}	-۰/۸۳ ^{۰۰}	

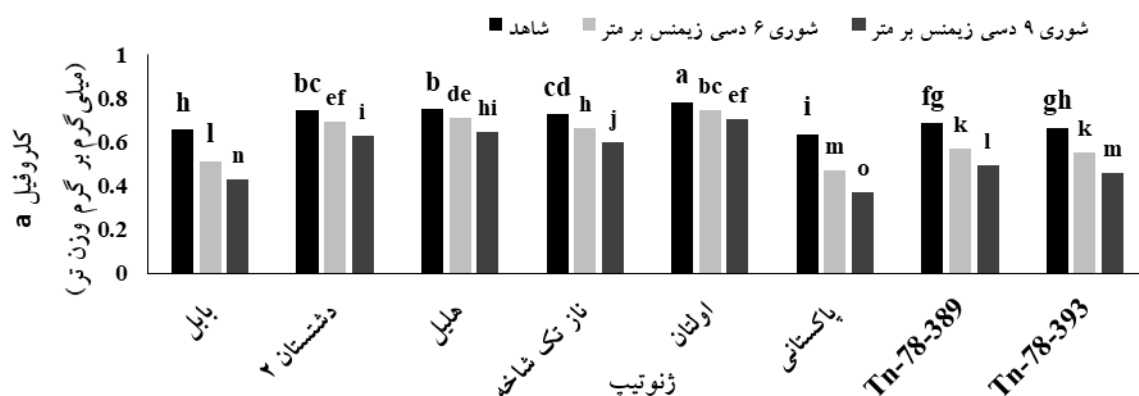
ns و * و ** به ترتیب غیر معنی دار و معنی دار در سطح احتمال پنج درصد و یک درصد می باشد

صفت از خود بروز داده اند. تنش شوری و خشکی جزء تنش هایی است که بر میزان محتوی نسبی آب برگ گیاه تأثیر داشته بطوریکه با افزایش میزان شدت این تنش ها مقدار آب نسبی برگ کاهش می یابد (Garg and singla, 2009). بنابر گزارش

ثابت تیموری و همکاران (۱۳۸۶) هدایت روزنه ای، تعرق و محتوای نسبی آب در گیاه کنگد با افزایش تنش شوری کاهش می یابد. محتوای نسبی آب برگ به عنوان پارامتری جهت اندازه گیری سطح آب گیاهان عنوان شده و نشان دهنده



شکل ۳- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر محتوای نسبی آب در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.

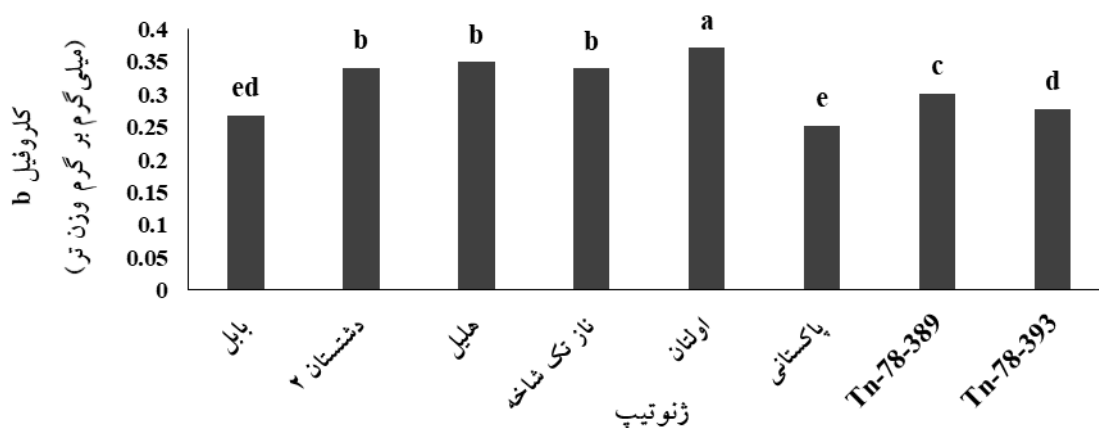


شکل ۴- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر صفت کلروفیل a در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.

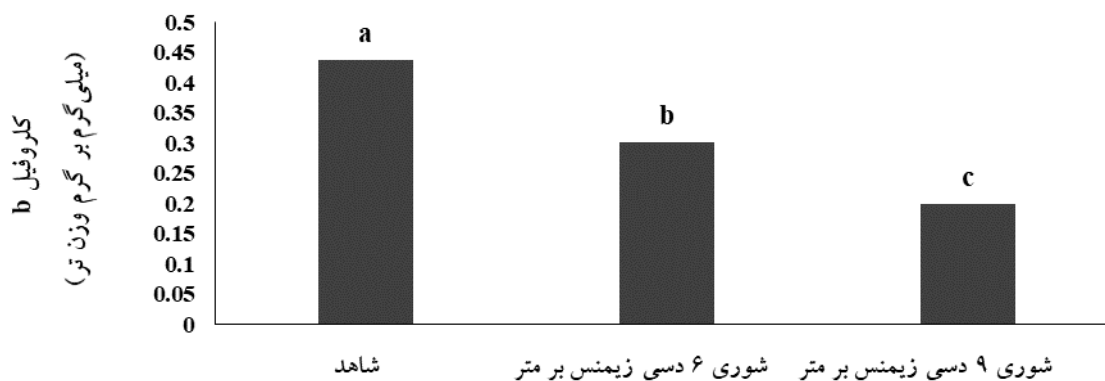
ضرایب همبستگی (جدول ۴) نشان داد بین محتوای نسبی آب با وزن خشک کل، کلروفیل، آنزیم کاتالاز و غلظت پتاسیم برگ همبستگی مثبت معنی‌دار بالایی وجود دارد اما با میزان غلظت سدیم همبستگی منفی و معنی‌دار است.

محتوای کلروفیل برگ: برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر کلروفیل a در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر این صفت (شکل ۴) حاکی از آن بود که بیشترین مقدار کلروفیل a مربوط به رقم اولتان و هلیل در سطح شاهد به ترتیب با مقدار ۰/۷۸ و ۰/۷۵ (میلی گرم بر گرم وزن تر) و کمترین مقدار مربوط به ارقام پاکستانی و بابل در سطح شوری ۹ دسی زیمنس بر متر به ترتیب با مقدار ۰/۳۷ و ۰/۴۲ میلی گرم بر گرم وزن تر بود. دو رقم tn-78-389 و tn-78-393 در سطح شوری ۶ دسی زیمنس

فعالیت‌های متابولیکی در بافت‌ها می‌باشد. کاهش در محتوای نسبی آب برگ برگ گیاه نشان دهنده کاهش تورگر است که موجب کاهش آب مورد نیاز جهت فرآیندهای مورفوفیزیولوژیکی همچون باز شدن روزنه ها، طویل شدن سلولی و فتوسنتز می باشد (Cicek and Cakirlar, 2002). کاهش محتوای نسبی آب برگ در اثر تنش شوری در بسیاری از گیاهان زراعی مانند سورگوم (صادقی لطف آبادی و همکاران، ۱۳۸۹)، توت فرنگی (Jamali and Eshghi, 2015)، گوجه فرنگی (Tuna et al., 2007)، گندم (Ali et al., 2014)، انگور (Bybordi, 2012) و ذرت (Rohanipoor et al., 2013). گزارش گردیده که می‌تواند به دلیل کاهش پتانسیل اسمزی محلول خاک ناشی از تنش شوری و کاهش میزان جذب آب در گیاه باشد (Nasir Khan و همکاران، ۲۰۰۷). جدول



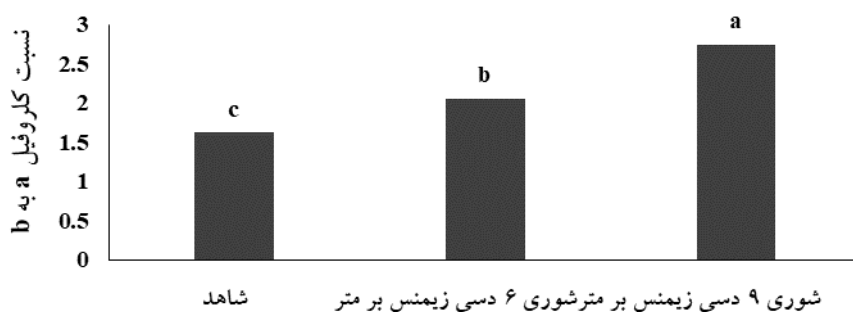
شکل ۵- مقایسه میانگین اثرات ژنوتیپ های مختلف کنجد بر صفت کلروفیل b تحت تنش شوری. ستون های دارای حروف غیر مشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.



شکل ۶- مقایسه میانگین اثرات سطوح مختلف شوری بر صفت کلروفیل b در گیاه کنجد. ستون های دارای حروف غیر مشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

که با افزایش غلظت شوری نسبت کلروفیل a به b افزایش می یابد. تنش شوری در اثر جلوگیری از ساخته شدن کلروفیل یا سرعت بخشیدن به تجزیه آن توسط آنزیم کلروفیلاز (Reddy and Vora, 2002) و نیز فتواکسید شدن کلروفیل به واسطه گونه های فعال اکسیژنی (Alonso et al., 2001) موجب می گردد تا غلظت کلروفیل در گیاهان کاهش یابد. اما این میزان کاهش در کلروفیل b زیاده تر از کلروفیل a است و نسبت کلروفیل a به کلروفیل b در شرایط تنش افزایش می یابد دلیل این امر این است که کلروفیل b در کمپلکس های مربوط به برداشت نور در فتوسیسستم II سه برابر بیشتر از کلروفیل a است و تنش شوری با خسارت به این کمپلکس ها مقدار بیشتری از کلروفیل b را از بین می برد (Oncel et al., 2000). مطالعات Tuna و همکاران (۲۰۰۸) نشان داد که با افزایش

برمتر تفاوت معنی داری نداشتند. این در حالی بود که نتایج تجزیه واریانس نشان دهنده غیر معنی داری برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر کلروفیل b بود لیکن اثر ژنوتیپ و نیز اثر شوری به طور مستقیم در سطح احتمال یک درصد معنی دار بود مقایسه میانگین ها (شکل ۵ و ۶) نشان داد بیشترین مقدار کلروفیل b بر حسب میل گرم بر گرم وزن تر گیاه مربوط به رقم اولتان (۰/۳۷) و کمترین مقدار مربوط به ارقام پاکستانی (۰/۲۵) و بابل (۰/۲۶) بود. در بررسی اثرات شوری مشاهده شد با افزایش غلظت شوری از میزان کلروفیل b به طور معنی داری کاسته می شود. در ارتباط با صفت نسبت کلروفیل a به b تجزیه واریانس نشان داد که اثر ژنوتیپ و برهمکنش شوری و ژنوتیپ غیر معنی دار بود لیکن اثر شوری بر این صفت در سطح یک درصد معنی دار شد و مقایسه میانگین (شکل ۷) نشان داد



شکل ۷- مقایسه میانگین اثرات سطوح مختلف شوری بر صفت نسبت کلروفیل a به b در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۸- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر صفت کلروفیل کل در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.

تحمل بیشتری به غلظت‌های شوری داشت و در مقابل رقم پاکستان کمترین مقدار را در این صفت در سطوح مختلف شوری نسبت به ارقام دیگر داشت. تنش شوری در گیاهان موجب تغییرات کلروپلاست، از بین رفتن ساختار واحدهای تیلاکوئیدی و گرانوم‌ها شده و محتوای کلروفیل را کاهش می‌دهد و در پی آن فعالیت فتوسنتزی کاهش می‌یابد (ناجاکار و همکاران، ۱۳۸۵). در گیاهان تحت تنش‌های محیطی میزان غلظت کلروفیل برگ کاهش می‌یابد و موجب تغییرات در نسبت جذب نور و کاهش کل جذب نور می‌گردد. می‌توان گفت غلظت کلروفیل در برگ یکی از شاخص‌های مهم در نشان دادن فشارهای محیطی وارد شده به گیاهان است (Zarco-Tejada et al., 2000). نتایج تحقیقات Nasir Khan و همکاران (۲۰۰۷) نشان داد که در گیاه بزرگ میزان کلروفیل کل

شدت تنش شوری محتوای کلروفیل a و b در گیاه ذرت کاهش می‌یابد.

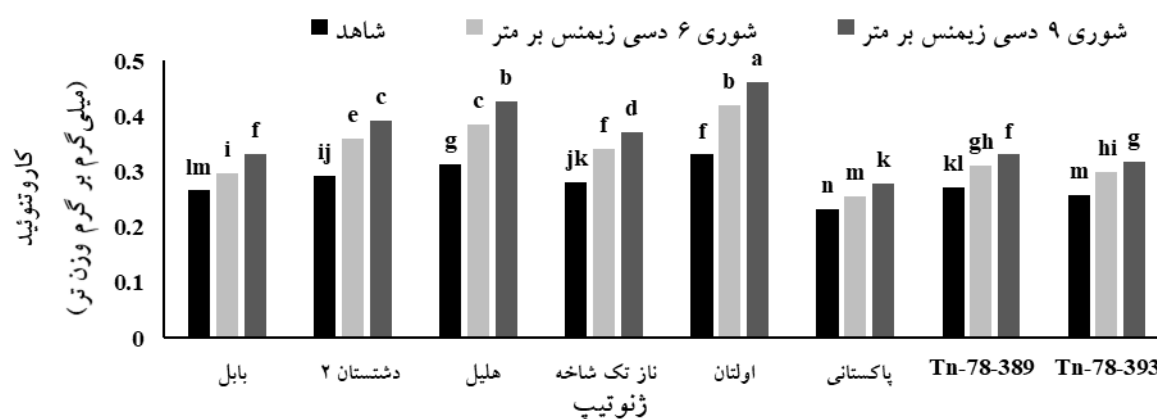
نتایج تجزیه واریانس (جدول ۱) حاکی از معنی‌داری اثر ژنوتیپ، شوری و برهمکنش ژنوتیپ و شوری در سطح احتمال یک درصد بر صفت کلروفیل کل می‌باشد. مقایسه میانگین برهمکنش ژنوتیپ و شوری (شکل ۸) نشان داد که ارقام دشتستان ۲، هلیل و ناز تک شاخه در سطوح شاهد و شوری ۶ دسی زیمنس بر متر تفاوت معنی‌داری را از لحاظ میزان کلروفیل کل نشان ندادند این در حالی بود که رقم اولتان با تفاوت معنی‌دار در سطح ۵ درصد نسبت به سایر ارقام به ترتیب با ۱/۲۶، ۱/۱۲ و ۰/۹۵ میلی‌گرم کلروفیل بر گرم وزن تر برگ در سطوح شاهد، ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر دارای بیشترین مقدار در میزان کلروفیل کل بود به عبارتی این رقم

در تنش شوری در سطح ۱۵۰ میلی مولار به میزان ۴۰ درصد نسبت به شاهد کاهش می یابد. Stepien و Johnson (۲۰۰۹) گزارش نمودند که در شرایط تنش شوری میزان کلروفیل در آراییدوپسیس کاهش یافت. مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ در خصوص محتوای کاروتنوئید (شکل ۹) نشان داد کمترین مقدار کاروتنوئید در سطح شاهد و مربوط به رقم پاکستانی با ۰/۲۳ میلی گرم در گرم و بیشترین مقدار کاروتنوئید در شوری ۹ دسی زیمنس بر متر و مربوط به رقم اولتان با ۰/۴۶ میلی گرم کاروتنوئید در گرم وزن تر گیاه سپس در سطح شوری ۶ دسی زیمنس بر متر باز مربوط به رقم اولتان با ۰/۴۱ میلی گرم بر گرم بود. کاروتنوئیدها رنگدانه های نارنجی و زرد محلول در چربی هستند که در کلروپلاست درغشاء تیلاکوئیدی وجود دارند. وظیفه کاروتنوئیدها محافظت نوری از مولکول های کلروفیل و جمع آوری انرژی است (احمدی و همکاران، ۱۳۸۶). کافی و همکاران (۱۳۸۲) گزارش کردند با افزایش تنش شوری در گیاهان میزان کاروتنوئیدها افزایش می یابد. در این آزمایش نیز می توان نتیجه گرفت که رقم اولتان توانسته است که میزان کاروتنوئید را در تنش شوری افزایش داده و شرایط تنش را تحمل نماید. تنش شوری باعث تخریب اکسیداتیو در بافت های گیاهی می شود و فعالیت کاروتنوئیدها در سیستم های آنزیمی و غیر آنزیمی آنتی اکسیدانی میزان این تخریب را کاهش می دهد (Prochazkova et al., 2001). آزمون همبستگی یک ارتباط مثبت بسیار بالایی را بین کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و یک رابطه منفی بالا بین نسبت کلروفیل a به کلروفیل b با وزن خشک کل بوته نشان داد. همچنین بین کاروتنوئید و وزن خشک کل رابطه معنی داری مشاهده نشد (جدول ۴).

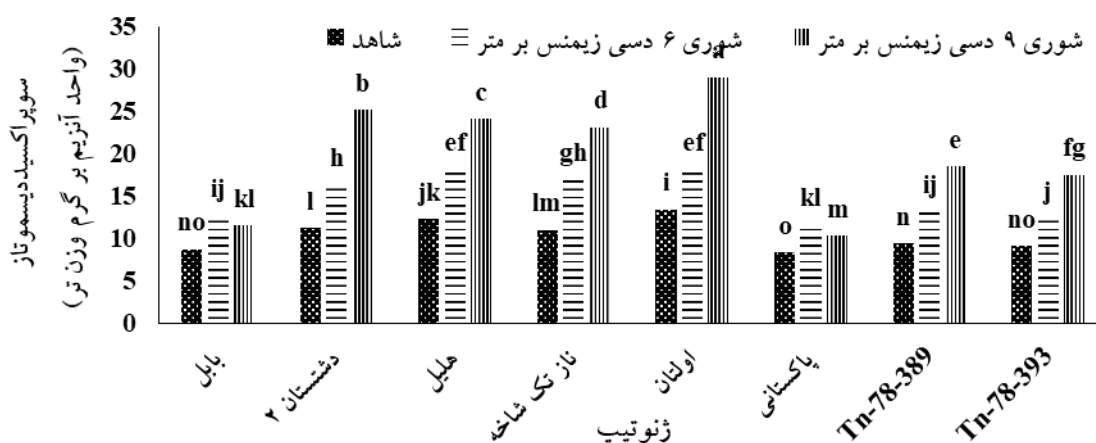
فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز: برهمکنش شوری و ژنوتیپ در سطح احتمال یک درصد بر فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز معنی دار شد (جدول ۳). مقایسه میانگین برهمکنش (شکل ۱۰) نشان دهنده روند افزایشی میزان آنزیم با افزایش سطح تنش در بیشتر ژنوتیپ ها بود بطوریکه رقم اولتان در سطوح شاهد، شوری ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر به

ترتیب با مقدار فعالیت آنزیم (۱۳/۴۵، ۱۸/۲۲ و ۲۹/۰۵ واحد بر گرم وزن تر) دارای بیشترین میزان آنزیم بود. بنابراین با توجه به نقش آنزیم در تعدیل اثرات تنش می توان نتیجه گرفت که رقم اولتان می تواند در مقایسه با ژنوتیپ های دیگر مورد مطالعه نسبت به تنش متحمل تر باشد. مطالعات نشان داده است که در گیاهان میزان تحمل به تنش شوری همبستگی مثبتی با میزان فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان دارند (Demiral and Turkan, 2005). در دو ژنوتیپ بابل و پاکستانی با افزایش سطح تنش شوری میزان آنزیم روند نوسانی داشت بطوریکه در سطح تنش ۶ دسی زیمنس بر متر افزایش اما با افزایش شدت تنش به ۹ دسی زیمنس بر متر مقدار آنزیم کاهش یافت. نتایج تحقیقات ثابت تیموری و همکاران (۱۳۸۶) در گیاه کنجد نشان داد که با افزایش سطح شوری مقدار آنزیم SOD کاهش یافت و علت این کاهش را به تخریب شدن ساختارهای تولید SOD نسبت دادند. در بین ژنوتیپ ها رقم پاکستانی به ترتیب با مقدار فعالیت آنزیم (۸/۳۴، ۱۱/۶۱ و ۱۰/۳۱ واحد بر گرم وزن تر) در سطوح شاهد، شوری ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر کمترین میزان آنزیم را داشت که می تواند دلیلی برای حساس بودن این رقم به شوری در مقایسه با سایر ژنوتیپ های مورد مطالعه باشد. بررسی های Gosset و همکاران (۱۹۹۴) نشان داده است که با افزایش سطوح شوری در گیاه پنبه میزان فعالیت آنزیم SOD در ژنوتیپ های مقاوم افزایش و لیکن در ژنوتیپ های حساس کاهش یافته است. Jalali-e-Emam و همکاران (۲۰۱۱) گزارش کردند که با افزایش سطح شوری در دو نوع ژنوتیپ کلزا میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز نسبت به سطح شاهد ۱۹۳ درصد افزایش پیدا کرد.

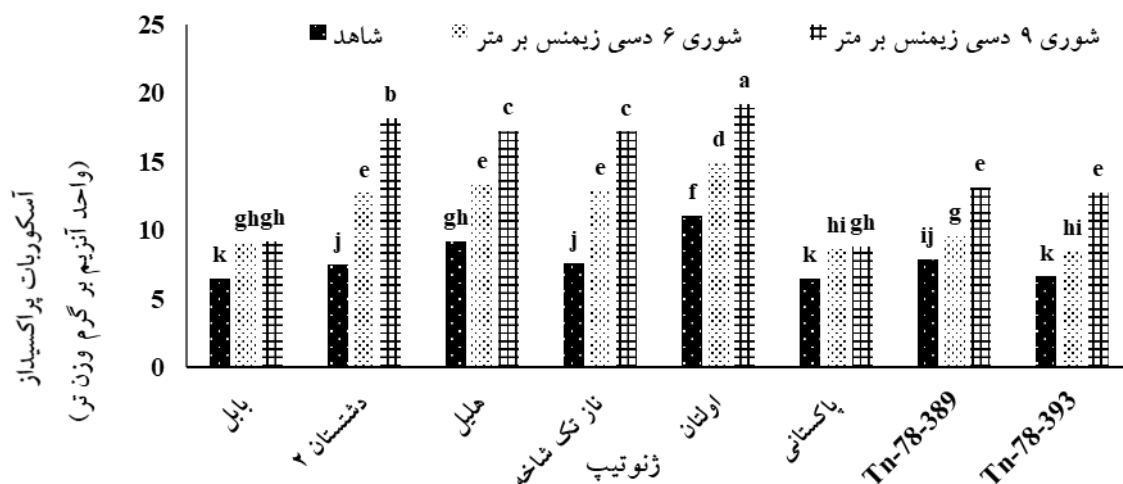
فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز: برهمکنش شوری و ژنوتیپ در سطح احتمال یک درصد معنی دار بود که نشان دهنده وجود روندهای متفاوت تغییرات میزان آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ های مورد بررسی در هر سطح شوری است (شکل ۱۱). نتایج حاصل از مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ نشان داد که بیشترین میزان آنزیم مربوط به رقم اولتان (۱۹/۲۱ واحد آنزیم بر گرم وزن تر) سپس رقم



شکل ۹- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر صفت کاروتنوئید در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۱۰- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۱۱- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.

دشتستان (۱۸/۱۴) واحد آنزیم بر گرم وزن تر) در سطح شوری ۹ دسی زیمنس بر متر بود و همچنین دو ژنوتیپ بابل و پاکستانی با کمترین مقدار آنزیم در بین ژنوتیپ ها تفاوت معنی داری در سطح احتمال ۵ درصد با یکدیگر نداشتند به عبارتی با افزایش غلظت شوری به ۶ دسی زیمنس بر متر میزان آنزیم در هر دو ژنوتیپ تا یک سطح افزایش یافت و این میزان در سطح شوری ۹ دسی زیمنس بر متر تغییری نکرد. نتایج تحقیقات Hulusi و همکاران (۲۰۰۷) در گیاه کنجد در خصوص فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در شرایط تنش شوری ۵۰ و ۱۰۰ میلی مولار نشان داد که در ارقام مقاوم و حساس به شوری میزان آنزیم نسبت به شاهد افزایش یافت. آسکوربات پراکسیداز از آسکوربات به عنوان دهنده الکترون استفاده کرده و با تمایل زیادی که نسبت به پراکسید هیدروژن دارد در اکثر اندامک های سلولی رادیکال هایی که برای کاتالاز قابل دسترس نیست پاکسازی می نماید (Sudhir, et al., 2005).

فعالیت آنزیم کاتالاز: نتایج حاکی از معنی داری اثر مستقل ژنوتیپ و همچنین اثر مستقل شوری در سطح احتمال ۱ درصد و غیر معنی داری برهمکنش ژنوتیپ و شوری بر فعالیت آنزیم کاتالاز بود. مقایسه میانگین اثر مستقل ژنوتیپ بر کاتالاز (شکل ۱۲) نشان دهنده برتری رقم اولتان (۱/۵۱) واحد بر گرم وزن تر) در میزان آنزیم کاتالاز در بین ارقام بود. مقدار آنزیم در دو ژنوتیپ ناز تک شاخه (۱/۱۴) واحد بر گرم وزن تر) و دشتستان ۲ (۱/۱۷) واحد بر گرم وزن تر) از نظر آماری بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی داری نداشتند. رقم پاکستانی کمترین مقدار آنزیم کاتالاز (۰/۸۴) واحد بر گرم وزن تر) در بین ژنوتیپ های مورد بررسی را داشت که می تواند بیانگر حساسیت این رقم به شوری باشد. همچنین مقایسه فعالیت کاتالاز در سطوح مختلف شوری نشان داد با افزایش سطح شوری فعالیت آنزیم به طور معنی داری کاهش یافت (شکل ۱۳). کاتالاز یکی از مهم ترین آنزیم های از بین برنده رادیکال سمی پراکسید هیدروژن در پراکسی زوم است که باعث تبدیل آن به آب و مولکول اکسیژن می شود (Koca, 2006). نتایج بررسی های فرهودی (۱۳۹۰) حاکی از آن بود که

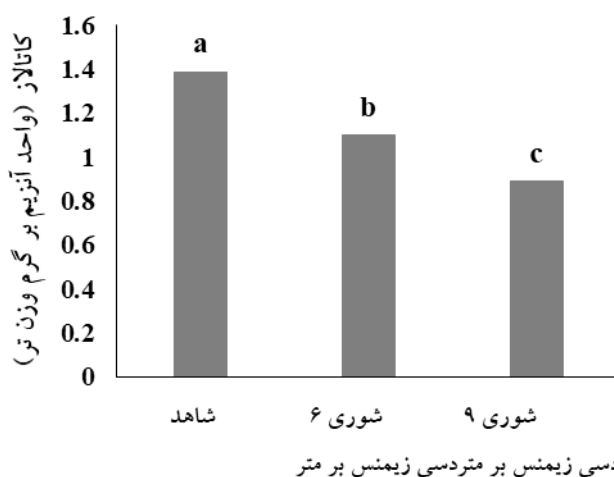
میزان فعالیت کاتالاز به طور معنی دار با افزایش سطوح شوری در ارقام مختلف کلزا کاهش می یابد. ثابت تیموری و همکاران (۱۳۸۶) در تحقیقات خود در گیاه کنجد دریافتند که با افزایش شوری از ۲/۴ تا ۶/۴ دسی زیمنس بر متر میزان آنزیم کاتالاز کاهش می یابد.

فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز: برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز در سطح احتمال یک درصد معنی دار است. مقایسه میانگین برهمکنش (شکل ۱۴) بیانگر افزایش میزان فعالیت آنزیم در تمامی ژنوتیپ های مورد مطالعه با افزایش شوری است. بطوریکه بالاترین مقدار در سطح شوری ۹ دسی زیمنس بر متر مربوط به رقم اولتان (۵/۴۳) واحد آنزیم بر گرم وزن تر) و کمترین مقدار مربوط به رقم پاکستانی (۱/۰۷) واحد آنزیم بر گرم وزن تر) در سطح شاهد است. میزان فعالیت زیاد آنزیم گایاکول پراکسیداز در رقم اولتان بیانگر توان بالای آن در زدودن رادیکال های آزاد و پاک سازی گونه های فعال اکسیژن و مقابله با تنش می باشد. آنزیم گایاکول پراکسیداز بوسیله مواد فنولی که به عنوان دهنده الکترون عمل می کنند موجب تجزیه پراکسید هیدروژن می گردد (Apel and Heribert, 2004). احمدی و همکاران (۱۴۰۰) در بررسی های خود به این نتیجه رسیدند که در گیاه کلزا میزان آنزیم گایاکول پراکسیداز به طور معنی داری با افزایش تنش شوری از سطح شاهد تا ۲۰۰ میلی مولار نمک افزایش یافت. در بین آنزیم های آنتی اکسیدان سوپراکسید دیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز و گایاکول-پراکسیداز همبستگی معنی دار منفی با وزن خشک کل داشت اما با میزان آنزیم کاتالاز همبستگی معنی دار مثبت بالایی داشت (جدول ۴).

غلظت سدیم و پتاسیم برگ: بر اساس نتایج آنالیز واریانس (جدول ۱) غلظت سدیم، پتاسیم و نسبت سدیم به پتاسیم تحت تأثیر تیمار شوری و غلظت سدیم و پتاسیم تحت تأثیر ژنوتیپ و غلظت سدیم و نسبت سدیم به پتاسیم تحت تأثیر برهمکنش ژنوتیپ و شوری در سطح احتمال ۱ درصد معنی دار شد. مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر



شکل ۱۲- اثرات اصلی ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم کاتالاز در برگ گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



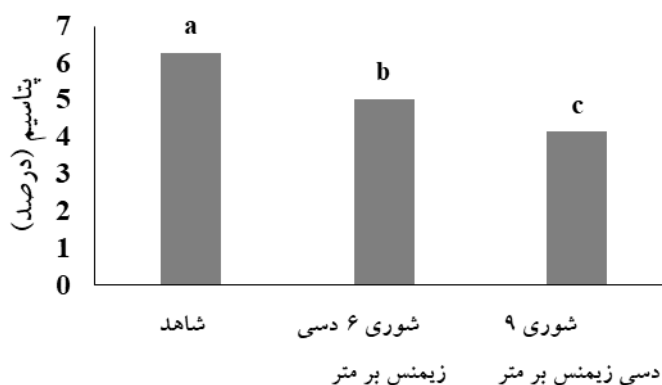
شکل ۱۳- تاثیر تیمارهای مختلف شوری بر فعالیت آنزیم کاتالاز در برگ گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۱۴- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۱۵- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر سدیم در گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

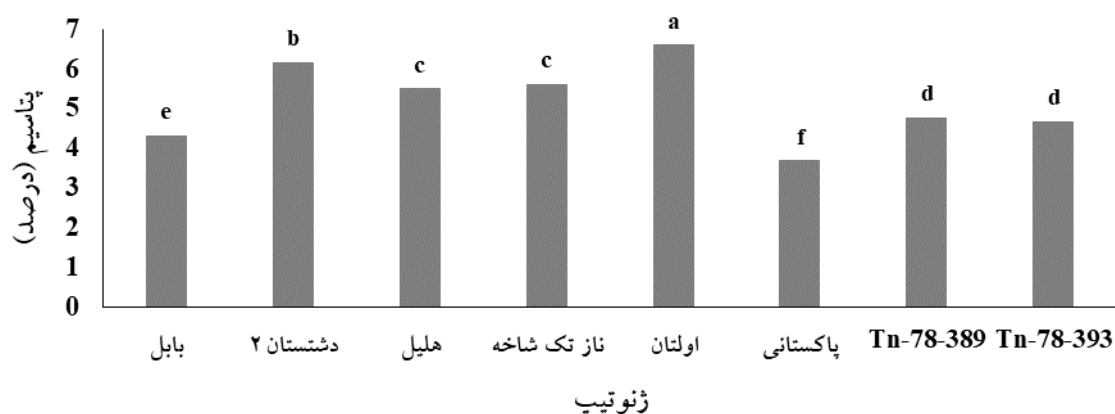


شکل ۱۶- اثر تیمارهای مختلف شوری بر غلظت پتاسیم در برگ گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

با شاهد در شرایط نرمال افزایش یافت. افزایش غلظت یون سدیم در تنش شوری در گیاه کنجد (فتحی و همکاران، ۱۳۹۶؛ صفری و همکاران، ۱۳۹۶)، گلرنگ (Gadallah, ۱۹۹۶) و سویا (نجفی و میر معصومی، ۱۳۷۹) گزارش گردیده است. بر اساس مقایسه میانگین سطوح مختلف تیمار شوری بر غلظت پتاسیم (شکل ۱۶) با افزایش سطح شوری غلظت پتاسیم به صورت معنی داری کاهش یافت. مشاهده شد. بطوریکه در شرایط عدم شوری پتاسیم از ۶/۲۸ درصد به ۵/۰۴ درصد در سطح شوری ۶ دسی زمینس بر متر و به مقدار ۴/۱۶ درصد در بالاترین سطح شوری یعنی ۹ دسی زمینس بر متر کاهش یافت. مقایسه میانگین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه تحت شوری (شکل ۱۷)

صفت غلظت سدیم (شکل ۱۵) نشان داد که در تمامی ژنوتیپ‌ها با افزایش شوری غلظت سدیم افزایش یافته و در این میان بیشترین غلظت سدیم در سطح شوری ۹ و ۶ دسی زمینس بر متر در رقم پاکستان (۲/۵۷٪ و ۲/۱۵٪) و در شرایط عدم شوری بیشترین غلظت سدیم در رقم بابل (۰/۴۶٪) مشاهده شد. کمترین غلظت سدیم در شرایط عدم شوری، شوری ۶ و ۹ دسی زمینس بر متر در رقم اولتان (۰/۲۳٪، ۰/۴۱٪ و ۰/۰۷٪) مشاهده شد.

تحقیقات فتحی و همکاران (۱۳۹۶) در ارتباط با گیاه کنجد نشان داد که در شرایط تنش شوری با هدایت الکتریکی ۵/۱ دسی زمینس بر متر غلظت سدیم برگ ۷۶ درصد در مقایسه



شکل ۱۷- اثر اصلی ژنوتیپ بر غلظت پتاسیم در برگ گیاه کنجد. ستون‌های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

متر بود.

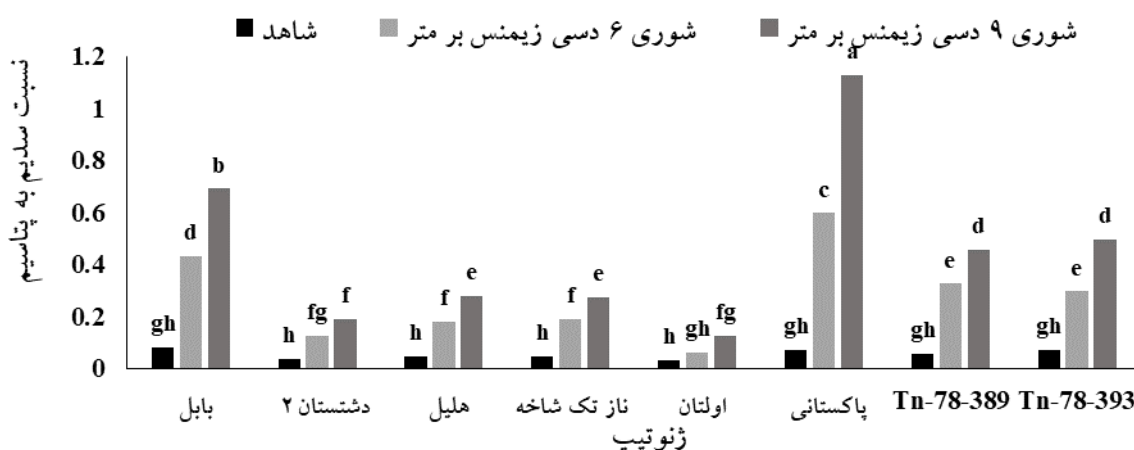
غلظت سدیم و پتاسیم برگ می‌تواند شاخص و معیاری برای تشخیص ژنوتیپ‌های مقاوم به شوری باشد ژنوتیپ‌هایی که نسبت سدیم به پتاسیم در برگ آن‌ها کم باشد متحمل‌تر هستند (Reddy and Vora, 2002). نتایج تحقیقات صفی و همکاران (۱۳۹۶) حاکی از افزایش نسبت سدیم به پتاسیم در کنجد با افزایش تنش شوری بود. نتایج جدول ضرایب همبستگی نشان دهنده همبستگی منفی معنی‌دار غلظت سدیم و همبستگی مثبت معنی‌دار غلظت پتاسیم با وزن خشک کل، کلروفیل کل، شاخص پایداری غشا، محتوای نسبی آب و میزان کاتالاز بود (جدول ۴).

وزن خشک کل بوته: نتایج بیانگر معنی‌دار بودن اثر ژنوتیپ، شوری و برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر صفت وزن خشک کل بوته است. مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر وزن خشک کل (شکل ۱۹) نشان داد با افزایش شوری از شاهد به ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر وزن خشک کل در همه ژنوتیپ‌های مورد مطالعه کاهش یافت بطوریکه در رقم اولتان با کاهش ۱۷/۵۳ و ۴۸/۳۸ درصد وزن خشک کل نسبت به شاهد و رقم پاکستانی با ۳۲/۲۷ و ۷۱/۶ درصد کاهش وزن خشک کل نسبت به شاهد به ترتیب در شوری ۶ و ۹ دسی زیمنس بر متر کمترین و بیشترین کاهش را داشتند. کاهش رشد و تولید ماده خشک در اثر افزایش سطح تنش شوری در

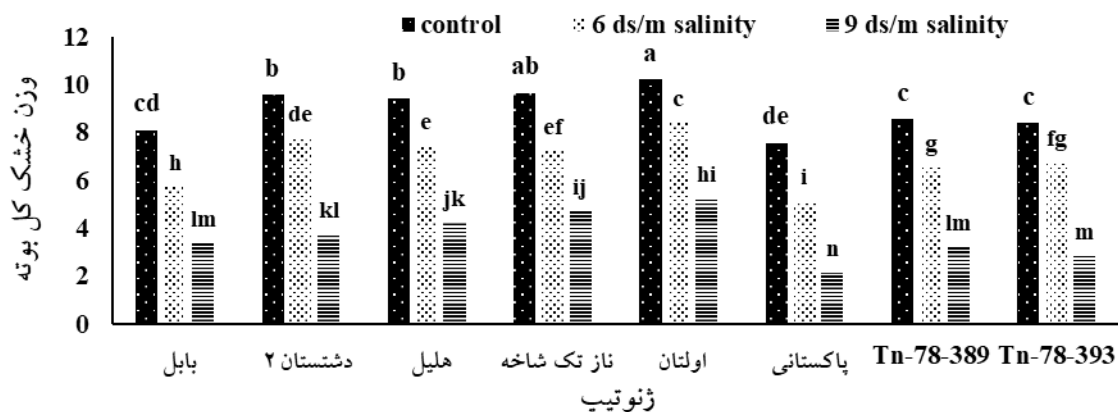
نشان داد رقم اولتان (۶/۶٪) و سپس رقم دشتستان (۶/۱۶٪) بالاترین غلظت پتاسیم را داشتند در مقابل رقم پاکستان (۳/۶۸٪) کمترین غلظت پتاسیم را داشت ارقام هلیل با نازک‌شاخه و همچنین ژنوتیپ tn-78-389 با tn-78-393 از نظر آماری با آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی‌داری با یکدیگر نداشتند.

ساختار جذب پتاسیم در گیاهان تحت تنش شوری و افزایش غلظت نمک دچار اختلال شده و موجب کاهش غلظت پتاسیم در اندام‌های گیاه می‌شود (Ashraf and Oleray, 1996). کاهش پتاسیم اندام هوایی در اثر تنش شوری در کنجد (صفی و همکاران، ۱۳۹۶)، گندم (Sairam و همکاران، ۲۰۰۲)، برنج (Kumr و همکاران، ۲۰۱۱) و نیشکر (Tiwari و همکاران، ۱۹۹۷) گزارش شده است. یکی از علت‌های مهم سمی بودن یون سدیم در درون سلول رقابت با پتاسیم بر سر مکان‌های اتصال در فرآیندهای مهم متابولیکی مانند سنتز پروتئین‌ها، فعالیت آنزیم‌ها و ریبوزوم‌ها می‌باشد (Flowers and Colmer, 2008).

مقایسه میانگین برهمکنش ژنوتیپ و شوری بر شاخص نسبت سدیم به پتاسیم (شکل ۱۸) بیانگر افزایش معنی‌دار میزان این شاخص در تمامی ژنوتیپ‌های مورد مطالعه با افزایش میزان شوری بود. بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم مربوط به رقم پاکستانی در سطح شوری ۹ دسی زیمنس بر



شکل ۱۸- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر نسبت سدیم به پتاسیم در گیاه کنجد. ستون های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.



شکل ۱۹- مقایسه میانگین برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر وزن خشک کل در گیاه کنجد. ستون های دارای حروف غیرمشابه بر مبنای آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد دارای اختلاف معنی دار است.

آب در یاخته های برگ و به دنبال آن سطح برگ کاهش می یابد و این عوامل منتج به کاهش منابع فتوسنتزی و در نهایت کاهش وزن خشک می شود (Moradi and Abdelbagi, 2007).

نتیجه گیری

نتایج حاصل از این آزمایش نشان می دهد که همبستگی مثبت و معنی دار بالایی بین وزن خشک کل بوته با شاخص پایداری غشا، محتوای نسبی آب، محتوای کلروفیل، کاتالاز و غلظت پتاسیم و همبستگی منفی بالایی با غلظت سدیم داشت. با افزایش سطح شوری در بین هشت رقم مختلف کنجد رقم

گیاهان زیادی چون پنبه (Meloni *et al.*, 2003)، لوبیا (Kaymakanova and Stoeva, 2008)، بزرک (Nasir Khan *et al.*, 2007) و نخود (Taffouo *et al.*, 2009) گزارش گردیده است. افزایش سطح شوری در ارقام مختلف کلزا سبب کاهش قابل توجه وزن خشک ریشه و اندام هوایی شد (Jamal *et al.*, 2014). نتایج آزمایشات Ghoulam و همکاران (۲۰۰۲) نشان داد که تنش شوری، وزن خشک گیاه چغندر قند را به شدت کاهش داد. در تحقیق حاضر نیز با افزایش شوری وزن خشک کل بوته کاهش یافت که می تواند بدلیل آن باشد که در اثر تنش شوری جذب آب از خاک محدود شده و در نتیجه مقدار

به ارقام دیگر در تحمل تنش داشت و در مقابل رقم پاکستانی با کمترین مقدار در صفات اندازه‌گیری شده حساس‌ترین رقم در تحمل تنش نسبت به ارقام دیگر بود. بنابراین می‌توان این ارقام را برای استفاده در برنامه‌های به‌نژادی آتی جهت معرفی ارقام جدید پیشنهاد نمود.

اولتان با بیشترین مقدار در وزن خشک کل بوته، آمینواسید پرولین، درصد شاخص پایداری غشاء، محتوای نسبی آب، کلروفیل کل، محتوای کاروتنوئید برگ، فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدان سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، گایاکول پراکسیداز و همچنین نسبت سدیم به پتاسیم و کمترین تجمع یون سدیم در بافت برگ قابلیت بیشتری نسبت

منابع:

- احمدی، ح.، عباسی، ع.، طالعی، ع. و محمدی، و. (۱۴۰۰) تغییرات فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و بیان ژن پروتئین کیناز وابسته به کلسیم در کلزا (*Brassica napus* L.) تحت تنش شوری. تنش‌های محیطی در علوم زراعی. ۱۴(۱): ۱۷۱-۱۸۲.
- احمدی، ع.، احسان زاده، پ. و جباری ف. (۱۳۸۶) مقدمه‌ای بر فیزیولوژی گیاهی، انتشارات دانشگاه تهران. ص ۶۸۱.
- بابایی، ب. و جمشیدی، پ. (۱۳۸۹) اثر تنش شوری بر میزان پرولین و رشد گیاهچه کنگد *Sesamum indicum* L.، پنجمین همایش ملی ایده‌های نو در کشاورزی، اصفهان، ایران.
- بخرد، ح.، مهدوی، ب. و رحیمی، ا. ۱۳۹۴. اثر پرایمینگ بذر بر رشد رویشی و برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی گیاه کنگد (*Sesamum indicum* L.) در شرایط شوری حاصل از نمک‌های قلیایی. نشریه پژوهش‌های زراعی ایران. ۱۳(۴): ۸۲۲-۸۱۰.
- ثابت تیموری، م.، خزاعی، ح.ر.، نظامی، ا. و نصیری محلاتی، م. (۱۳۸۶) تأثیر سطوح مختلف شوری بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان برگ و خصوصیات فیزیولوژیکی گیاه کنگد (*Sesamum indicum* L.). پژوهش کشاورزی: آب، خاک و گیاه در کشاورزی. ۷: ۱۰۹-۱۱۴.
- شریفان، ح.، کاظمی حسنوند، م.، ۱۳۹۴. بررسی عملکرد و اجزای عملکرد گیاه سورگوم تحت شرایط آبیاری با آب دریای خزر، مجله آبیاری و زهکشی ایران، ۱: ۱۶۹-۱۶۳.
- صادقی لطف آبادی، س.، کافی، م. و خزاعی، ح. (۱۳۸۹) بررسی اثرات تعدیل‌کنندگی کاربرد خاکی و محلول پاشی کلرید پتاسیم و کلرید کلسیم بر صفات موفولوژیکی و فیزیولوژیکی گیاه سورگوم (*Sorghum bicolor* L.) در شرایط تنش شوری، نشریه آب و خاک (علوم و فنون کشاورزی) ۲۴: ۳۸۵-۳۹۳.
- صفری، ح.، مداح حسینی، ش.، آذری، آ و حشمتی رفسنجانی، م. (۱۳۹۶) اثر پیش تیمار با اسید سالیسیلیک بر شاخص‌های رشد و جذب عناصر غذایی گیاهچه کنگد در شرایط تنش شوری. نشریه پژوهش‌های زراعی ایران، ۱۵: ۷۳۵-۷۴۶.
- ظریف معظم، م.، مرادی، ح.، ۱۳۹۰. بررسی امکان استفاده از آب دریای خزر برای آبیاری دو گونه شبدر و یونجه، مجله مهندسی آبیاری و آب، ۲: ۵۷-۴۷.
- غدیریان، و.، پارسائیان، م. و فرخی، ن. (۱۳۹۴) تأثیر سطوح مختلف شوری NaCl بر میزان پرولین و رشد گیاهچه کنگد (*sesamum indicum* L.) دومین همایش یافته‌های نوین در محیط زیست و اکوسیستم‌های کشاورزی، تهران، ایران.
- فنجی، ع.، برادران فیروزآبادی، م.، عامریان، م. و قلی‌پور، م. (۱۳۹۶) اثر سدیم نیتروپروپوساید و کربنات کلسیم بر برخی صفات فیزیولوژیکی کنگد در شرایط تنش شوری. فصلنامه علمی پژوهشی فیزیولوژی گیاهان زراعی، دانشگاه آزاد اسلامی واحد اهواز، ۹.

فیضی، م. و ۱۳۹۲. اثر کیفیت و مدیریت آب بر ویژگی های شیمیایی خاک، مجله پژوهش های خاک (علوم خاک و آب)، ۲۷: ۲۵۲-۲۳۹.

فرهودی، روزبه. (۱۳۹۰) بررسی تأثیر شوری بر رشد رویشی، فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدانت و غلظت مالون دی آلدئید برگ ارقام کلزا. پژوهش های زراعی ایران. ۹(۱): ۱۲۳-۱۳۰.

قربانلی، م.، احمدی، ف.، منفرد، ا. و بخشی خانیکی، غ.ج. (۱۳۹۱) اثر تنش شوری و برهمکنش آن با آسکوربات بر میزان فعالیت آنزیم های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، پرولین و مالون دی آلدئید در گیاه زیره سبز (*Cuminum cyminum* L.) چهار هفته بعد از جوانه زنی، تحقیقات گیاهان دارویی و معطر ایران جلد ۲۸: ۲۷-۱۴.

کافی، م.، کامکار ب. و مهدوی دامغانی ع.م. (۱۳۸۲) واکنش های گیاهان زراعی به محیط رشد. انتشارات دانشگاه فردوسی مشهد. مرادیان، ز. آزادبخت، ف. احمدی، خ و بازمکانی، ر. (۱۳۹۶) ارزیابی ویژگی های جوانه زنی، رشد و میزان پرولین گیاه کنجد (*sesamum indicum* L.) در شرایط تنش شوری، نشریه تحقیقات بذری، دانشگاه آزاد اسلامی واحد گرگان ۷: ۸-۱.

ناجاکار، ن.، دادی، ا.ا.، تاجبخش، م. و اکبری غ. (۱۳۸۵) تأثیر تنش شوری بر کربوهیدرات های محلول و کلروفیل و محتوای یونی ارقام گندم بهاره، نهمین کنگره علوم زراعت و اصلاح نباتات ایران، پردیس ابوریحان، تهران. ص ۳۱۱.

نجفی، ه و میرمعصومی، م. (۱۳۷۹) ارزیابی پاسخ سویا به تنش شوری، مجله علوم و فنون کشاورزی، ۳۴: ۱-۳۹.

- Abdelbaky, H. M., Hussein, M., and El-Baroty, G. (2008) Algal extracts improve antioxidant defense abilities and salt tolerance of wheat plant irrigated with sea water. *African Journal of Biochemistry*. 2: 151–164.
- Abou Leila, B., Gaballah, M. S., EL-Zeiny, H. A., and Khali, S. 2007. The effect of antitranspirant application on yield and fatty acid of sesame cultivars grown under saline conditions. *Journal of Applied Sciences Research* 3: 879-885.
- Aebi, H. (1984) Catalase in vitro. *Meth. Enz.* 105: 121-126.
- Afzal, I., Rauf, S., Basra, S. M. A., Murtaza, G. (2008) Halopriming improves vigor, metabolism of reserves and ionic contents in wheat seedlings under salt stress. *Plant Soil Environmental*, 9: 382-388.
- Ali, A., Basra, S.M., Iqbal, J., Hussain, S., Subhani, M.N., Sarwar, M. and Haji, A. (2014) Silicon mediated biochemical changes in wheat under salinized and non-salinized solution cultures. *African Journal of Biotechnology*. 11(3): 606-615.
- Alonso, R., Elvira, F., Castillo, B. and Gimeno, D. (2001) Interactive effects of ozone and drought stress on pigments and activities of antioxidative enzymes in *Pinus halepensis*. *Plant cell Environment*. 24: 905-916.
- AmeerKhan, S. A., Habib-ur-Rehman, A. and Ashraf, M. (2006) Interactive effect of foliarly applied ascorbic acid and salt stress on wheat at the seedling stage. *Pakistani Journal of Botany*. 38:1407-1414.
- Apel, K. and Heribert, H. (2004) Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress, and signal transduction. *Plant Biology Review*. 55:373–399.
- Arnon, D. I. (1949) Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*. 24: 1-14.
- Asada, K. (1994) Production and action of active oxygen in photosynthetic tissues PP. 77-109. In: Causes of Photooxidative Stress in Plants and Amelioration of Defence System. (Eds. Foyer, C. H., Mullineaux, P. M.), CRC Press, Boca Raton.
- Ashraf, M. and Oleary, W. (1996) Response of some newly developed salt tolerant genotypes of spring wheat to salt stress, I. Yield components and ion distribution. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 176: 91-101.
- 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.
- Ashraf, M. and Foolad, M. R. (2007) Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*. 59:206-216.
- Bates, L. S., Waldern, R. P. and Teave, I. D. (1973) Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and Soil*. 39:205-207.
- Battacharjee, S., Mokherjee, A. K. (1996) Ethylene evolution and membrane lipid peroxidation as indicator of salt injury in leaf tissues of *Amaranthus* seedlings. *India J Experimental Biology* 34: 279-281.
- Becana, M., Moran JF. And Iturbe-Ormaetxe, I. (1998) Iron dependent oxygen free radical generation in plants subjected to environmental stress: toxicity and antioxidant protection. *Plant and Soil* 201: 137-147.

- Beauchamp, C. and Fridovich, I. (1971) Superoxide dismutase: Improved assays and an assay predictable to acrylamide gels. *Annals of Clinical Biochemistry* 44: 276-287.
- Bybordi, A. (2012) Study effect of salinity on some physiologic and morphologic properties of two grape cultivars. *Journal of Life Science* 9: 1092-1101.
- Chaparzadeh, N., Khavari-Nejad, R. A., Navari-Izzo, F. & Izzo, R. (2003). Water relations and ionic balance in *Calendula officinalis* L. under salinity conditions. *Agrochimica* 47: 69-79.
- Chapman, H.D. and D.F. Pratt. 1961. Methods of analysis for soil, plant and water. Univ. Calif, Agric. Sci. 60-62.
- Cicek, N. and Cakirlar, H. (2002) The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. *Bulgican Journal Plant Physiology* 28: 66-74.
- Comba, M. E. Benavides M. P. and Tomaro, M. L. (1998) Effect of salt stress on antioxidant defence system in soybean root nodules. *Aust. J. Plant Physiol.* 25: 665-671.
- Delauney, A. J. and D. S. Verma. 1993. Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *Plant J.* 4: 215-223.
- Demiral, T. and Turkan, I. (2005) Comparative lipid peroxidation, antioxidant systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. *Environ. Exp. Bot.* 53: 247-257
- Desingh, R., and Kanagaraj, G. 2020. Effect of salinity stress on photosynthetic enzymes of two sesames (*Sesamum indicum* L.) varieties. *Plant Archives* 20: 16-20.
- Dudley, T. S., Grichas, W. J., McCallum, A. A., (2000) Crop profile for sesame in United States. Texas Agricultural Experiment Station, College Station and Yoakum.
- El-Habbasha, S.F., Abdel Salam, M.S. and Kabesh, M. O. (2007) Response of two sesame varieties (*Sesamum indicum* L.) to partial replacement of Chemical Fertilizer by Bio-organic Fertilizers. *Research Journal of Agriculture and Biological Science* 3: 563-571.
- Esfandiari, E., Shekari, F., Shekari, F. and Esfandiari, M. (2007) The effect of salt stress on antioxidant enzymes' activity and lipid peroxidation on the wheat seedling. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca.* 35(1):48-56.
- Flowers, T. J. and Colmer, T. D. (2008) Salinity tolerance in halophytes. *New phytologist*, 179:945-963.
- Gadallah, M. A.A. (1996) Abscissic acid, temperature and salinity interactions on growth and some mineral elements in carthamus plants. *Plant Growth Regulation*, 20:225-236.
- Gaballah, M. S., Abou Leila, B., El-Zeiny, H. A. S. Khalil. (2007) Estimating the performance of salt-stressed sesame plant treated with antitranspirants. *Journal of Applied Sciences Research* 3: 811-817.
- Flowers, T. J., and Yeo, A. R. 1995. Breeding for salinity resistance in crop plant: where next? *Australian Journal of Plant Physiology* 22: 884-875.
- Garg, N., and Singla, R. (2009) Variability in the response of chickpea cultivars to short-term salinity, in terms of water retention capacity, membrane permeability and osmo-protection. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry* 33: 1-7.
- Ghadiri, H., Dordipour, I., Bybordi, M., and Malakouti, M.J., 2006. Potential use of Caspian seawater for supplementary irrigation in Northern Iran. *Journal of Agricultural Water Management* 79:209-224
- Ghoulam, C., Foursy, A. and Fares, K. 2002. Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. *Environmental and Experimental Botany*, 47: 39-50.
- Gramer, G.R. (2002) Response of abscisic acid mutant of *Arabidopsis* to salinity. *Func. Plant Biol.* 29: 561-567.
- Gressel, J. Galun, E. Foyer, C. and Mullineaux, P. (1994) Genetic controls of photo oxidant tolerance. Causes of photo oxidative stress and amelioration of defense systems in plants. p: 237-273.
- Grieve, C.M., S.R. Grattan and E.V. Maas. 2012. Plant Salt Tolerance in Agricultural Salinity Assessment and Management (W.W. Wallender and K.K. Tanji, eds). ASCE Manuals and Reports on Engineering Practice No. 71, 2nd edition. 405-459. American Society of Civil
- Gosset, D. G., Millhollon, E. P. and Lucas, M. C. (1994) Antioxidant response to NaCl stress in salt-tolerant and salt-sensitive cultivars of cotton. *Crop Sci.* 34: 706-714.
- Hasegawa, P.M. Bressan, R.A. Zhu, J.K. and Bohnert, H.J. (2000) Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology.* 51: 463-499.
- Hulusi, K. Melike, B. Filiz, O. and Ismail, T. (2007) The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. *Environmental and Experimental Botany* 60(3): 344-351.
- Jalali-e-Emam, S.M.S., Alizadeh, B., Zaefizadeh, M., Asghari Zakarya R. and Khayatnezhad M. (2011) Superoxide Dismutase (SOD) Activity in NaCl Stress in Salt-Sensitive and Salt-Tolerance Genotypes of Colza (*Brassica napus* L.). *Middle-East Journal of Scientific Research* 7 : 07-11.
- Jamali, B. and Eshghi, S. (2015) Salicylic acid-induced salinity redressal in hydroponically grown strawberry. *Journal of Soil Science and Plant Analysis* 46(12): 1482-1493.
- Jamil, M., Shafiq, R. and Rha, E. 2014. Response of growth, PSII photochemistry and chlorophyll content to salt stress in four bassica species. *Life Science Journal*, 11:139-145.
- James, D.W., Dhupal, S.S., Rumbaugh, M.D. and Tindall, T.A. (2004) Inheritance of Potassium-sodium nutritional traits in alfalfa. *Agronomy Journal.* 87: 681- 686.

- Jose, A. I. 2002. Package of practices Recommendationd: Crops. 12th Edition. Kerala Agricultural University, Trichur, Kerala, India, 278p.
- Kaymakanova, M. and N. Stoeva. 2008. Physiological reaction of bean plants (*Phaseolus Vulg.* L.) to salt stress. Gen. Appl. Plant Physiol. 34: 177-178.
- Kerepesi, I. and Galiba, G. 2000. Osmotic and salt Stress-Induced alteration in soluble carbohydrate content in wheat seedlings. Crop Science. 40: 482-487.
- Kumr, V., Shriram, V., Nikam, T. D., Narendra, J. and Shitole, M. G. (2011) Sodium Chloride-induced changes in mineral nutrients and proline accumulation in indica Rice cultivars differing in salt tolerance. J. Plant. Nutr.31: 1999-2017.
- Khademian, R., Asghari. B., Sedaghati, B. and Yaghoubian, Y. (2019) Plant beneficial rhizospheric microorganisms (PBRMs) mitigate deleterious effects of salinity in sesame (*Sesamum indicum* L.): Physio-biochemical properties, fatty acids composition and secondary metabolites content. Industrial Crops and Products. 136: 129-139.
- Koca, H., Bor, M., Ozdemir, F. and Turkan, I. (2006) The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. Environment Experiment Botany 60: 344-351.
- Lacerda, C. F., Cambraria, J., Oliva, M. A. and Ruiz, H. A. (2004) Changes in growth and in solute concentrations in sorghum leaves and roots during salt stress recovery. Environmental and Experimental Botany. 54: 69-76.
- Li, G., Shuwen, S., Zhou, J., Yang, Z. and Qin, P. (2010) Leaf chlorophyll fluorescence, hyperspectral reflectance, pigments content, malondialdehyde and proline accumulation responses of castor bean (*Ricinus communis* L.) seedlings to salt stress levels. Industrial Crops and Products. 31: 13-19.
- Lichtenthder, H.K. (1987) Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic bio membranes. Methods in Enzymologist. 147: 350-38.
- Lin, C.C. and Kao, C.H. (1999) NaCl induced changes in ionically bound peroxidase activity in roots of rice seedling. Plant Soil. 216: 147-153.
- Lutts, S., Magerus, V. and Kinet, J.M. (1999) NaCl effects on proline metabolism in rice (*Oryza sativa* L.) seedlings, Physiologia Plantarum. 105: 450-458.
- Ma, J.f. (2004) Role of silicon in enhancing the resistance of plant to biotic and abiotic stresses. Soil Science and plant Nutrition 50: 11-18.
- Maas, E.V. and S.R. Grattan. 1999. Crop yields as affected by salinity. In R.W. Skaggs and J. van Schilfgaarde (eds) Agricultural Drainage. Agron. Monograph 38. ASA, CSSA, SSSA, Madison, WI pp. 55-108
- Mahmood, S., Iram, S. and Athar, H. 2003. Intra-specific variability in sesame (*Sesamum indicum* L.) For various qualitative attributes under differential salt regims. Journal of Research Science 142: 177-186.
- Meloni, D. A., Oliva, M. A., Martinez, C. A. and J. Cambraia. 2003. Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. Environ Exp Bot. 49: 69-76.
- Mittler, R. and Poulos, T.L. (2005) Ascorbate peroxidase. In: Smirnoff N. (ed) Antioxidants and reactive oxygen species in plants. Blackwell, Oxford p 87-100.
- Munns, R., James, R. A. and Lauchli, A. (2006) Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal Experimental Botany 57: 1025-1043
- Murphy, C. D., Moore, R. M. and White, R. L. (2002) Peroxidases from marine microalgae. J. Appl. Phytol. 12:507-513.
- Moradi, F. and Abdelbagi, M.I. 2007. Response of photo-synthesis, chlorophyll Fluorescence and ROS- Scavenging Systemes to Salt stress during seedling and reproductive stages in rice. Annals of Botany. 1-13.
- Nakano, Y. and Asada, K. (1981) Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate specific peroxidase in spinach chloroplast. Plant and Cell Physiology. 22: 867-880.
- Nasir Khan, M., Siddiqui, M. H., Mohammad, F., Masroor, M., Khan, A. and Naeem, M. (2007) Salinity induced change in growth, enzyme activities, photosynthesis, proline accumulation and yield in linseed genotypes. The Journal of Agricultural Science. 3:685-689.
- Natsheh, B., Barghouthi, Z., Amereih, S., and Salman, M., (2012) Effect of Irrigation with seawater on germination and growth of Lentil (*Lens culinaris* Medic). Journal of Water Resource and Protection, 4:307-310
- Ogawa, H., Sasagawa, S., Murakami, T. and Yoshizumi, H. (1995) Sesame lignans modulate cholesterol metabolism in the strokeprone spontaneously hypertensive rat. Clin. Exp. Pharmacology Physiology. (Supplement) 1:10-12.
- Oncel, I., Keles, Y. and Ustun, A. (2000) Interactive effects of temperature and heavy metal stress on the growth and some biochemical compounds in wheat seedlings. Environmental Pollution. 107: 315-320.
- Poustini, K. 2001. An evaluation of 30 wheat cultivars regarding the response to salinity stress. Iranian Journal of Agriculture Science. 33:57-64.
- Prochazkova, D., Sairam, R. K., Srivastava, G. C. and Singh, D. V. (2001) Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves. Plant Science. 161: 765-771.
- Ramirez. R., Gutierrez. D., Villafane. R., and Lizaso. J. I. (2005) Salt tolerance of sesame genotypes at germination, vegetative and maturity stages. Communications in soil Science and Plant Analysis, 36: 2405-2419.
- Reddy, M. and Vora, A. (2002) Pigment composition, and disaccharides metabolism in Bajra leaves under cac12 salinity. Photosynthetica. 56: 123-136.

- Rezaei, M., Davatgar, N., Khaledian, M. R., and Pirmoradian, N., (2013) Effect of intermittent irrigation with saline water on rice yield in Rasht, Iran. *Acta Agriculturae Slovenica*, 101:49-57.
- Rohanipoor, A., Norouzi, M., Moezzi, A. and Hassibi, P. (2013) Effect of Silicon on Some Physiological Properties of Maize (*Zea mays* L.) under salt stress. *Journal of Biological and Environmental Sciences*. 7(20).
- Rontain, D., Basset, G. and Hanson, A. D. (2002.) Metabolic engineering of osmoprotectant accumulation in plants. 4: 49-56.
- Sabet Teimouri, M., Khazaie, H.R., Nassiri Mahallati, M. and Nezami, A. (2010) Effect of salinity on seed yield and yield components of individual plants, morphological characteristics and leaf chlorophyll content of sesame (*sesamum indicum* L.). *Environmental Stresses in Crop Sciences* 2: 119-130.
- Sadughi, M., Sharifan, H., and Pessarakli, M., (2015) Effects of Caspian seawater on sugar beet seed germination, *Journal of Plant Nutrition* 38:1685-1693.
- Sairam, R. K., Veerabhadra Rao, K., Serivastava, G. C. (2002) Differential response wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *J. Plant Science*. 163: 1037-1046.
- Salehi, M. and A. Arzani. 2012. Effect of salinity stress on morpho-physiological traits of triticale lines. *Iranian Journal of Crop Sciences* 13: 697-711. (In Persian)
- Selote, D.S. and Khanna-Chopra R. (2004) Drought-induced spikelet sterility is associated with an inefficient antioxidant defense in rice panicles. *Plant Physiology* 121: 462-471
- Sofalian, O., Ebrahimi, SH., Asghari, A., Dezhsetan, S. and khomari, S. (2013) Assessment of variations in proline, chlorophyll and stomatal conductance of 20 cultivated sesame genotypes under salt stress. P. 454-458. *In: The first national conference on Salinity stress in plans and developing strategies for salin agriculture*, 12 and 13 sep. (2013) Azarbaijan Shahid Madani University. Tabriz, Iran. [In Persian with English Summary].
- Stepien, P. and Johnson, N. G. (2009) Contrasting responses of photosynthesis to salt stress in the glycophyte *Arabidopsis* and the halophyte *thellungiella*: Role of the plastid terminal oxidase as an alternative electron sink. *Plant Physiol*. 149: 1154 – 1165.
- Stoeva, N and Kaymakanova M. (2008) Effect of salt stress on the growth and photosynthesis rate of bean plants (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Central European Agriculture*. 9(3):385-392.
- Sudhir, P. and Murthy S. D. S. (2004) Effects of salt stress on basic processes of photosynthesis. *Photosynthetica*. 42(4): 481-486.
- Sudhir, P.R., Pogoryelov, D., Kovacs, L., Garab, G. and Murthy, S. (2005) The Effects of salt stress on photosynthetic electron transport and thylakoid membrane proteins in the cyanobacterium *spirulina platensis*. *Bio Plant*.38: 481-485.
- Taffouo, V.D., J. Kemdem, L. M.T. Ngalangu, B. A. N. Ndjedji and A. Akoa. (2009) Effects of salinity stress on growth, ions partitioning and yield of some cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.). *Inter. J. Botany*. 2:135-143.
- Tiwari, T. N., Srivastava, R. P. and Sing, G. P. (1997) Salinity tolerance in sugarcane cultivars. *Sugar Cane*. 1:10-14.
- Tuna, A.L., Kaya, C., Ashraf, M., Altunlu, H., Yokas, I. and Yagmur, B. (2007) The effects of calcium sulphate on growth, membrane stability and nutrient uptake of tomato plants grown under salt stress. *Journal of Environmental and Experimental Botany* 59: 173-178.
- Tuna, A. L., Kaya, C., Dikilitas, M. and Higgs, D. (2008). The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. *Environmental and Experimental Botany*. 62:1-9.
- Turhan, A., Kuscu, H., Ozmen, N., Sitki Serbeci, M., and Osman Demir, A., (2014) Effect of different concentrations of diluted seawater on yield and quality of lettuce. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 74(1):111-116.
- Vaidyanathan, H., Sivakumar, P., Chakrabarty, R. and Thomas, G. (2003) Scavenging of reactive oxygen species in NaCl-stressed rice (*Oryza sativa* L.) differential response in salt tolerant and sensitive varieties. *Plant Sci*. 165: 1411-1418.
- Weiss, E. A. (2000) *Oil Seed Crops*. Blackwell Science, UK.
- Wu, M. S., Aquino, L. B. B., Barbaza M. Y. U. (2019) Anti-inflammatory and anticancer properties of bioactive compounds from *Sesamum indicum* L.-a review, *Molecules*24: 4426
- Yousif, Y. H., Bingham, F. T., and Yermanos, D. M. (1972) Growth, mineral composition, and seed oil of sesame (*Sesamum indicum* L.) as affected by NaCl. *Soil Science Society American Proc* 36: 450-453.
- Zarco- Tejada, P.J., Miller, J. R., Mohammad, G.H., Noland, T. L. and Sampson, P. H. (2000). Chlorophyll fluorescence effects on vegetation apparent reflectance. *Remote Sensing of Environment*. 74: 596-608.
- Zhao, G. Q., Ma, B. L. and Ren, C. Z. (2007) Growth, gas exchange, chlorophyll fluorescence and ion content of naked oat in response to salinity. *Crop Science*. 47:123–131.

Physiological and biochemical responses of different sesame (*sesamum indicum* L.) genotypes under salinity stress

Nader Shahbazi ¹, Seyyed Kamal Kazemitabar ^{1,*}, Ghaffar kiani ¹, Ali Pakdin Parizi ², Pooyan Mehraban Joubani ³

¹Department of Plant Breeding, Faculty of Crop Sciences, Sari Agricultural Sciences and Natural Resources University (SANRU), Sari, Iran. ² Agricultural Genetics and Biotechnology Research Institute of Tabarestan, Sari University of Agricultural Sciences and Natural Resources, sari, Iran. ³ Department of Basic Sciences, Sari University of Agricultural Sciences and Natural Resources, sari, Iran.
(Received: 30/04/2021, Accepted: 07/13/2021)

Abstract

By examining physiological reactions related to salinity tolerance among different landraces and cultivars, tolerant and sensitive cultivars can be selected and used in breeding programs and cultivation development of this important oilseed. For this purpose, physiological reactions in eight different sesame genotypes in a factorial experiment based on a completely randomized design with the main salinity factor due to mixing Caspian Sea water with normal water at 3 levels (control, 6 & 9 dSm⁻¹) and sub-factor 8 Sesame genotype including Babol, Dashtestan 2, Oltan, Pakistani, tn-78-389 and tn-78-393, Halil, Naz single-branched genotypes in three replications in pots in the greenhouse of the Plant Breeding Department of Sari University of Agricultural Sciences and Natural Resources in the year 2020 were examined. The results of this experiment showed that at salinity levels of 6 and 9 dS, among the eight different genotypes of sesame studied, Oltan cultivar with the highest amount of total dry weight (8.42 & 5.27 gr), amino acid proline (10.35 & 15 µmol/g fresh leaf weight), membrane stability index (82.65 & 74.14%), relative water content (81.33 & 69.33%), leaf chlorophyll and carotenoid content (based on mg/g fresh weight), chlorophyll a (0.74 & 0.7), total chlorophyll (1.12 & 0.95) and carotenoids (0.41 & 0.46) and antioxidant enzymes activities (based on enzyme unit per gram fresh weight), superoxide dismutase (18.22 & 29.05), ascorbate peroxidase (14.9 & 19.21), catalase (1.51), guaiacol peroxidase (4.8 & 5.43), potassium concentration (6.6%), sodium to potassium concentration ratio index (0.06 & 0.12) and the lowest amount of sodium ion concentration (0.41 & 0.7) were more tolerant of stress compared to other cultivars. In contrast, Pakistani cultivar with the lowest amount of total dry weight (5.12 & 2.14 gr), amino acid proline (5.86 & 6.7 µmol/g fresh leaf weight), membrane stability index (66.31 & 57.86%), relative water content (58 & 48.33%), leaf chlorophyll and carotenoid content (based on mg / g fresh weight), chlorophyll a (0.46 & 0.37), total chlorophyll (0.69 & 0.5) and carotenoids (0.25 & 0.27) and Antioxidant enzymes activities (based on unit of enzyme per gram of fresh weight), superoxide dismutase (11.61 & 10.31), ascorbate-peroxidase (8.61 & 8.78), catalase (0.84), guaiacol peroxidase (1.77 & 2.16), potassium concentration (3.68%), sodium to potassium concentration ratio index (0.59 & 1.12) and the highest amount of sodium ion concentration (2.15 & 2.57) were the most sensitive cultivar in stress tolerance compared to other cultivars. Based on the evaluated traits and the response of the studied cultivars to salinity stress, oltan was identified as a tolerant cultivar and Pakistani as a salinity sensitive cultivar compared to the other cultivars. Therefore, these cultivars can be suggested for use in future breeding programs to introduce new cultivars.

Keywords: Caspian Sea water, Proline, Oilseed, Membrane stability index, Chlorophyll

Corresponding author, Email: sdklkr@gmail.com