

مقاله پژوهشی

ارزیابی برخی پارامترهای فیزیولوژیک ده ژنوتیپ امیدبخش چغندر قند تحت تنش شوری

پوریا فرایی^۱، سدابه جهانبخش گده کهریز*^۲، سلیم فرزانه^۲، سیده یلدا رئیسی ساداتی^۳^۱ گروه ژنتیک و به‌نژادی گیاهی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل، ایران^۲ گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل، ایران^۴ گروه اصلاح نباتات-ژنتیک مولکولی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه محقق اردبیلی، اردبیل، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۳/۰۸/۲۸، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۳/۱۰/۲۶)

چکیده

شوری خاک از محدودیت‌های تولید پایدار در مناطق خشک و نیمه‌خشک است و حدود ۲۰٪ زمین‌های زراعی در جهان تحت تنش شوری می‌باشد، لذا شناخت مکانیسم‌های تحمل تنش شوری در ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندر قند به معرفی ژنوتیپ برتر برای کشت در مناطقی که در معرض این تنش هستند، کمک شایانی خواهد نمود. این پژوهش به‌منظور بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های چغندر قند، به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک کاملاً تصادفی با سه تکرار در گلخانه دانشکده کشاورزی دانشگاه محقق اردبیلی در سال ۱۴۰۰ اجرا شد. فاکتورهای آزمایش شامل فاکتور اول ژنوتیپ‌های چغندر قند (ده ژنوتیپ امیدبخش) و فاکتور دوم تنش شوری در چهار سطح (شاهد، ۴، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) بودند. میزان نمک مورد نیاز (NaCl) برای هر سطح شوری در آب حل شد و شروع آزمایش به خاک اضافه شد. یافته‌ها نشان داد که در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه، تنش شوری موجب کاهش وزن تر ریشه، غلظت کلروفیل *a*، کلروفیل *b* و افزایش غلظت پرولین (بجز ژنوتیپ شماره ۵)، محتوای مالون دی‌آلدئید و پروتئین کل محلول (بجز ژنوتیپ شماره ۱۰) برگ و ریشه شد. ژنوتیپ‌های مورد مطالعه چغندر قند تحت تنش شوری با افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز می‌توانند از وقوع تنش اکسیداتیو جلوگیری کنند. به‌طور کلی، ژنوتیپ‌های مورد مطالعه به نحو متفاوتی تحت تأثیر شوری قرار گرفته‌اند. ژنوتیپ‌های شماره ۵ و ۸ کاهش معنی‌داری در فعالیت آنزیم کاتالاز برگ و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز ریشه داشتند، که نشان‌دهنده کاربرد مکانیسم‌های مختلف آن‌ها برای مقابله با سمیت ناشی از شوری و متحمل‌تر بودن این ژنوتیپ‌ها به تنش است.

واژه‌های کلیدی: چغندر قند، کلرید سدیم، رنگیزه‌های فتوسنتزی، مالون دی‌آلدئید

مقدمه

حدود ۴۰٪ از ساکارز مورد نیاز بشر از طریق این گیاه زراعی تأمین می‌شود و در تأمین غذای مردم جهان نقش کلیدی دارد (Garcia-Vila et al., 2019; Taleghani et al., 2022). این گیاه زراعی در حال حاضر در ۵۰ کشور دنیا کشت می‌شود و حدود یک چهارم از ۱۷۰ میلیون تن شکر تولیدی جهان از آن

چغندر قند (*Beta vulgaris* L.) گیاهی دگرگشن، دیپلوئید و دو ساله از تیره اسفناج، از مهم‌ترین محصولات بخش کشاورزی و صنعت است (فروودی و خیامیم، ۱۳۹۹). از نظر ارزش غذایی در ردیف برنج، ذرت، گندم، سیب‌زمینی و حبوبات قرار دارد و

* نویسنده مسؤول، نشانی پست الکترونیکی: jahanbakhsh@uma.ac.ir

رشد گیاه کاهش می‌یابد (Hasanuzzaman et al., 2018). جهت حذف پراکسید هیدروژن، فعالیت ترکیبی دو آنزیم پراکسیداز و کاتالاز به‌منظور حفاظت از سلول‌های گیاهی ضروری است (Ashrafi et al., 2015). با توجه به افزایش روزافزون زمین‌های شور به واسطه کم‌آبی و آبیاری با آب‌های شور به نظر می‌رسد بررسی راهکارهای افزایش تحمل به تنش شوری ضروری است (Shahraki et al., 2021).

گیاهان تنش شوری را با فعال‌کردن پاسخ‌های فیزیولوژیک، مولکولی و بیوشیمیایی در سطح سلولی یا کل گیاه تحمل می‌کنند (Muchate et al., 2019). گیاهان استراتژی‌های مختلفی نظیر تنظیم جذب یون به‌وسیله ریشه و انتقال آن به قسمت‌های مختلف گیاه، تجمع اسمولیت‌های سازگار مانند قندهای محلول و پرولین، تغییر آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی (که مهم‌ترین ترکیبات در سیستم‌های جاروب‌کردن و اولین راهکار دفاعی در برابر صدمات رادیکال‌های آزاد اکسیژن هستند)، تغییر مکانیسم‌های فتوسنتزی برای کاهش اثرات سمیت نمک و جلوگیری از آسیب گونه‌های فعال اکسیژن در سطح کل گیاه دارند (Liu et al., 2018; Aycan et al., 2023; Alavilli et al., 2023). برگ‌ها اصلی‌ترین محل دریافت تابش خورشیدی و تولید مواد فتوسنتزی هستند، لذا برآورد میزان کاهش عملکرد در نتیجه از بین رفتن برگ‌ها مهم است (Tazikeh et al., 2021). جهت تحمل تنش شوری، علاوه بر تعادل یونی باید تعادل اسمزی نیز برقرار باشد، لذا افزایش سطح پرولین به‌عنوان اسمولیت سازگاری جهت حذف اکسیژن‌های آزاد تولید شده در طول تنش و حفاظت از مولکول‌های بزرگ اتفاق می‌افتد (Hosseini et al., 2017). بنابراین شناخت ویژگی‌های فیزیولوژیکی-زراعی مربوط به تحمل گیاه در مقابله با شوری و دستیابی به ژنوتیپ‌های مقاوم به شوری از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است که باعث گزینش و معرفی ارقام مناسب برای شرایط شور می‌گردد (El-Mageed et al., 2022).

نتایج پژوهشی نشان داد که در سطوح بالای شوری به‌دلیل تخریب کلروپلاست از غلظت کلروفیل گندم کاسته شد. میزان

به‌دست می‌آید. ایران به‌دلیل موقعیت خاص جغرافیای جز معدود کشورهایی است که امکان زراعت چغندرقد در بهار و پاییز در آن وجود دارد. سطح زیرکشت چغندرقد در کشور حدود ۵۶ هزار هکتار است و تقریباً عملکرد ریشه آن نزدیک به ۳۴ تن در هکتار است (Taleghani et al., 2016; Heydarzadeh et al., 2021).

شوری به‌عنوان یکی از مهم‌ترین تنش‌های غیرزنده در مناطق خشک و نیمه‌خشک، یکی از عوامل مهم محدودکننده رشد رویشی و زایشی بیشتر گیاهان است و میانگین عملکرد گیاهان زراعی را تا حدود ۵۰٪ کاهش می‌دهد، از این رو ایجاد ارقام متحمل به این تنش در گیاهان زراعی مانند چغندر قد که بتواند در شرایط تنش رشد کرده و از عملکرد اقتصادی برخوردار باشند یکی از اهداف مهم به‌نژادی این گیاهان زراعی محسوب می‌شود (khorshid and rajabi, 2014; Fazeli et al., 2017). حدود ۱۵٪ زمین‌های زراعی و ۵۰٪ تولیدات در جهان تحت تنش شوری قرار می‌گیرند، در نتیجه تمام مراحل زندگی گیاه از جوانه‌زنی تا تولید دانه را تحت تأثیر قرار می‌دهد (جهانبخش گده‌کهریز و رئیسی‌ساداتی، ۱۴۰۱). افزایش اراضی شور و کاهش بارندگی باعث کاهش تولید گیاهان زراعی از جمله چغندرقد شده، لذا اولویت پژوهش‌ها در زمینه ایجاد ارقام متحمل به شوری را دو چندان می‌کند (khorshid and Rajabi, 2014). شوری آب و خاک سبب بروز تغییرات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی متعددی در گیاهان می‌شود، به گونه‌ای که در ابتدا جوانه‌زنی بذر و طول گیاهچه را در مراحل اول رشد کاهش می‌دهد و در مراحل بعدی رشد، موجب کاهش تولید و در نتیجه سبب کاهش عملکرد می‌شود (Ahmad et al., 2019; Abd El-Mageed et al., 2021). تنش شوری باعث افزایش تولید گونه‌های فعال اکسیژن می‌شود که به دنبال آن آسیب اکسیداتیو و آسیب غشای سلولی رخ می‌دهد. این گونه‌های فعال اکسیژن بسیار واکنش‌گر و سمی هستند و در غیاب یک مکانیسم محافظتی قوی می‌توانند به ساختار لیپیدها، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک صدمه بزنند، بنابراین با ایجاد تنش اکسیداتیو و آسیب به سلول‌های گیاهی،

تخریب کلروپلاست در ارقام متحمل گندم کمتر از ارقام حساس بود، که علت آن را نگهداری منیزیم در داخل سلول گزارش کردند (صالحی و همکاران، ۱۳۹۷). پژوهشگران دریافتند که محتوای کلروفیل گیاه کلزا تحت تنش شوری کاهش یافت، در حالیکه قندهای محلول، پرولین و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز) گیاه با افزایش شوری به شدت افزایش پیدا کرد (Raees et al., 2023). همچنین گزارش شده است که رنگدانه‌های فتوسنتزی ارقام مختلف چغندرقد تحت تنش شوری کاهش یافت اما میزان پرولین و پروتئین کل محلول و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از جمله پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز در رقم حساس افزایش یافت (Hossain et al., 2021).

با توجه به شرایط آب و هوایی کشور، وجود تنش شوری و گسترش روز افزون آن با کاهش نزولات آسمانی و اثرات مضر آن که سبب بروز تغییرات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی متعددی در گیاهان زراعی می‌شود. از آنجا که، چغندرقد جز محصولات کشاورزی پایه و ماده اولیه تولید شکر و قند کشور است، بنابراین بررسی مکانیسم‌های دفاعی گیاه (از جمله سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی، محتوای مالون دی‌آلدهید و نیز غلظت رنگیزه‌های فتوسنتزی، محتوای پروتئین کل محلول و غلظت پرولین) مربوط به تحمل گیاه در مقابله با شوری است و نیز شناسایی ژنوتیپ‌های برتر متحمل به این تنش از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است، لذا هدف از این پژوهش، ارزیابی تنش شوری بر برخی صفات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی مهم و مؤثر در مکانیسم‌های دفاعی ده ژنوتیپ امیدبخش چغندرقد است.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به منظور بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندرقد به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با سه تکرار در گلخانه دانشکده کشاورزی دانشگاه محقق اردبیلی سال ۱۴۰۰ اجرا شد. فاکتورهای آزمایش شامل فاکتور اول ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندرقد (ده ژنوتیپ) و فاکتور دوم تنش شوری در چهار سطح (شاهد، ۴، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر

متر) در نظر گرفته شد. مشخصات ۱۰ هیبرید منوژرم چغندرقد حاصل از تلاقی پنج پایه مادری (7112×436، 7112×SB36، 261×231، 28874×SB37 و 419×SB36) با چهار پایه پدری گرده‌افشان (SHR.1-P.12، FC709-2/24، S1-88239 و F-8662) که از مرکز تحقیقات کشاورزی و منابع طبیعی استان اردبیل تهیه شدند، در جدول شماره ۱ ارائه شده است. بذور چغندرقد مورد مطالعه بعد از ضدعفونی با وایتکس (هیپوکلریت سدیم) ۱۰٪، بر روی کاغذ صافی قرار گرفته و در ادامه به مدت دو روز برای جوانه‌زنی در داخل دستگاه ژرمیناتور در دما ۲۵±۲ و ۱۶ ساعت نور در شبانه‌روز قرار داده شد. سپس بذور جوانه‌دار شده به درون گلدان‌های پلاستیکی حاوی خاک معمولی، ماسه بادی به نسبت ۲ به ۱ انتقال و در گلخانه کشت شد. گلدان‌ها در شرایط گلخانه‌ای با تنظیم دمای روزانه محدوده ۲۵±۲ درجه سانتی‌گراد و دمای شبانه ۱۵±۳ درجه سانتی‌گراد با طول دوره روشنایی ۱۵-۱۶ ساعت و تاریکی ۸ ساعت و نیز رطوبت ۴۰ الی ۵۰٪ نگهداری شدند. میزان نمک مورد نیاز برای هر سطح شوری در آب حل شد و سپس در شروع آزمایش به خاک اضافه شد. گلدان‌ها به مدت یک هفته مرتب آبیاری شدند تا کل نمک در خاک پخش گردد و برای تیمار شاهد نیز از آب معمولی استفاده شد. اعمال تنش شوری از کاشت تا مرحله هشت برگی چغندرقد انجام و بعد از اعمال تنش شوری هدایت الکتریکی خاک برای اطمینان از انجام صحیح شوری خاک، مجدد اندازه‌گیری شد. همچنین ۶۰ روز بعد از کاشت در مرحله هشت برگی (BBCH 14-19) جهت اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیک نمونه‌برداری انجام شد. نمونه‌های برگ و ریشه برای اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیک در فویل آلومینیوم قرار داده شد و پس از انجماد سریع با نیتروژن مایع به یخچال -۷۰ درجه سانتی‌گراد آزمایشگاه منتقل شده و نگهداری شدند.

سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: سنجش محتوای کلروفیل نمونه‌های برگ و ریشه با استفاده از روش Arnon (۱۹۷۲) انجام شد. برای این منظور، مقدار ۰/۵ گرم از نمونه‌های بافتی مورد مطالعه را در هاون چینی ریخته، سپس با استفاده از

جدول ۱- ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندر قند مورد مطالعه این پژوهش

شماره	نام ژنوتیپ	شماره	نام ژنوتیپ
۱	7112*SB36× SHR01-P.12	۶	7112*SB36× F-8662
۲	28874*SB37× SHR01-P.12	۷	28874*SB37× F-8662
۳	7112*436× SHR01-P.12	۸	7112*436× F-8662
۴	419*SB36× SHR01-P.12	۹	419*SB36× F-8662
۵	261*231× SHR01-P.12	۱۰	261*231× F-8662

اسپکتروفتومتر خوانده شدند.

سنجش پرولین: برای استخراج پرولین نمونه‌های برگ‌ی و ریشه از روش Bates (۱۹۷۳) استفاده شد. بدین منظور ۰/۱ گرم نمونه بافت مورد مطالعه در ۱۰ میلی‌لیتر سولفوسالسیلیک اسید ۳٪ به خوبی سائیده و همگنای به دست آمده سانتریفیوژ گردید. سپس در فالکن دیگری ۲ میلی‌لیتر از عصاره حاصل با ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال خالص ترکیب شد. سپس فالکن‌ها به مدت یک ساعت در بن‌ماری با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده و بعد از افزودن ۴ میلی‌لیتر تولوئن به هر فالکن، مدت ۱۵ تا ۲۰ ثانیه ورتکس شدند. پس از ایجاد دو فاز مجزا، فاز رویی رنگی، با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد.

سنجش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز: فعالیت سینتیکی آنزیم کاتالاز با استفاده از روش Chance و Maehly (۱۹۵۵) صورت گرفت. برای سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز، ۲/۵ میلی‌لیتر بافر تریس ۵۰ میلی‌لیتر با pH=۷ و ۰/۳ میلی‌لیتر آب اکسیژنه ۵ میلی‌لیتر با هم مخلوط گردیده و بلافاصله ۶۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی به آن افزوده شد. سپس تغییرات جذب محلول بلافاصله در طول موج ۲۴۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد. برای سنجش فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز از روش Kar و Mishra (۱۹۷۶) استفاده گردید. بدین منظور ۲/۵ میلی‌لیتر از بافر تریس ۱۰۰ میلی‌لیتر با pH=۷، آب اکسیژنه ۵ میلی‌لیتر، پیروگال ۱۰۶ میلی‌لیتر در حمام یخ با هم مخلوط و به آن ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی اضافه و منحنی تغییرات جذب در طول موج ۴۲۵ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد.

نیترژن مایع به خوبی پودر شد. ۲ میلی‌لیتر استون ۸۰٪ به نمونه اضافه و بعد با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ انجام گرفت. عصاره رویی حاصل از سانتریفیوژ به لوله‌های آزمایش انتقال یافت. سپس به‌طور مجزا در طول موج‌های ۶۶۳ نانومتر برای کلروفیل *a*، ۶۴۵ نانومتر برای کلروفیل *b* و ۴۷۰ نانومتر برای کارتنوئیدها توسط دستگاه اسپکتروفتومتر مقدار جذب خوانده شد. طبق روابط ۱ و ۲ برای هر تیمار میزان کلروفیل *a*، *b* بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر محاسبه شد.

رابطه ۱:

$$Chla = 12.25A_{663.2} - 2.798A_{646.8}$$

رابطه ۲:

$$Chlb = 21.5A_{646.8} - 5.1A_{663.2}$$

سنجش پروتئین محلول برگ: غلظت پروتئین به روش Bradford (۱۹۷۶) تعیین شد. به‌منظور رسم منحنی استاندارد پروتئین، از پروتئین استاندارد بومین سرم آلبومین گاوی (BSA) استفاده شد و مقدار پروتئین در طول موج ۵۹۵ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد.

غلظت مالون دی‌آلدئید (MDA): با استفاده از روش Heath و Packer (۱۹۶۸) تعیین شد. برای این منظور، ابتدا ۰/۵ گرم بافت نمونه بافتی تازه آسیاب شده و به آن محلول تری‌کلرواستیک اسید (TCA) اضافه شد. عصاره حاصل، به مدت ۱۵ دقیقه، با ۱۴۰۰۰ دور در دقیقه (rpm) سانتریفیوژ شد. پس از آن به ۱۵۰۰ میکرولیتر از محلول رویی، TCA ۲۰٪ حاوی TBA افزوده شد. سپس در حمام آب جوش قرار گرفت. نمونه‌ها پس از سردکردن، سانتریفیوژ شدند و پس از آن در طول موج ۵۳۲ و ۶۰۰ نانومتر با استفاده از دستگاه

به منظور سنجش آنزیم پلی فنل اکسیداز، ۱/۵ میلی لیتر بافر تریس ۰/۲ مولار با pH برابر ۷/۶ و ۰/۴ میلی لیتر پیروگال ۰/۰۲ مولار در داخل حمام یخ اضافه شد سپس به مجموعه فوق، ۰/۱ میلی لیتر عصاره آنزیمی اضافه و پس از قرارگرفتن در حمام آب گرم با دمای ۲۵ درجه به مدت ۵ دقیقه، تغییرات جذب در طول موج ۴۲۰ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفوتومتر خوانده شد.

پس از نرمال نمودن داده ها با نرم افزار Minitab16، برای تجزیه داده ها از برنامه SAS 9.1 و مقایسه میانگین ها به روش LSD در سطح ۵٪ انجام شدند.

نتایج و بحث

مطابق جدول تجزیه واریانس (جدول ۲)، اثر برهمکنش تنش شوری $\times$ ژنوتیپ چغندرقد بر غلظت رنگیزه های فتوستتزی کلروفیل *a*، کلروفیل *b*، کارتنوئید، میزان پرولین، محتوای پروتئین محلول، مالون دی آلدئید و نیز آنزیم آنتی اکسیدان کاتالاز برگ و ریشه، آنزیم پلی فنل اکسیداز برگ گیاه چغندرقد در سطح احتمال ۱٪ معنی دار بود، اما بر میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ و ریشه و آنزیم پلی فنل اکسیداز ریشه معنی دار نبود. همچنین برای میزان آنزیم پراکسیداز برگ فقط اثر ساده ژنوتیپ و تنش شوری در سطح احتمال ۱٪ معنی دار بود و اختلاف معنی داری در غلظت آنزیم پلی فنل اکسیداز بین ژنوتیپ های چغندرقد ملاحظه شد (جدول ۲).

غلظت رنگیزه های فتوستتزی (کلروفیل *a*، کلروفیل *b* و کارتنوئیدها):

براساس نتایج مقایسه میانگین (جدول ۳)، بیشترین محتوای کلروفیل *a* تحت تنش شوری ۴ دسی زیمنس بر متر و کلروفیل *b* در شرایط عدم اعمال تنش شوری مشاهده شد. تنش شوری ۱۲ دسی زیمنس بر متر موجب افزایش ۲۳/۵۴٪ محتوای کارتنوئیدها نسبت به تیمار شاهد شد (جدول ۳). ژنوتیپ های ۵ و ۶ در شرایط شوری ۱۲ دسی زیمنس بر متر از کمترین محتوای کلروفیل *a*، کلروفیل *b* و کارتنوئید (به ترتیب ۰/۷۷۰، ۰/۴۳۴ و ۰/۴۰۳ میلی گرم بر گرم وزن تر برگ) و ژنوتیپ های شماره ۲ و ۳ (به ترتیب

۱/۷۹۴، ۱/۱۱۱ و ۰/۹۱۳ میلی گرم بر گرم وزن تر برگ) از بیشترین محتوای این صفات برخوردار بودند (جدول ۳). رنگدانه های فتوستتزی یکی از فاکتورهای مهم در حفظ ظرفیت فتوستتزی گیاهان هستند و عوامل تأثیرگذار بر این رنگدانه ها می تواند باعث تغییر کارایی فتوستتزی و در نهایت تغییر عملکرد گیاهان شود (علیلو و همکاران، ۱۳۹۹). پژوهش جهانبخش گده کهریز و رئیس ساداتی (۱۴۰۱) نشان داد تنش شوری بر مقدار کلروفیل *a*، *b* و کارتنوئیدها اثر معنی داری دارد، به گونه ای که بالاترین میزان رنگیزه های فتوستتزی در سطح شاهد (عدم شوری) و کمترین مقادیر صفات مذکور در سطح بالاتر تنش شوری به دست آمد، که با نتایج پژوهش حاضر در رابطه با کاهش مقدار کلروفیل در ژنوتیپ های ۵ و ۶ مطابقت دارد. به نظر می رسد کاهش رنگیزه های فتوستتزی در ژنوتیپ های مذکور تحت سطوح بالای شوری احتمالاً ناشی از تأثیر مزمن تجمع یون ها در کلروپلاست و تخریب کلروپلاست دانست و این تخریب در ژنوتیپ متحمل کمتر از ژنوتیپ حساس است که علت آن نگهداری منیزیم در داخل سلول است (صالحی و همکاران، ۱۳۹۷). همچنین، گزارش شده است که تحت شرایط شوری اختلال در تعادل کمپلکس های پروتئین-رنگیزه، القای تخریب کلروپلاست و افزایش فعالیت آنزیم های تجزیه کننده کلروفیل، محتوای کلروفیل کاهش می یابد (Khayamim et al., 2021). این موضوع نیز می تواند دلیلی بر کاهش محتوای کلروفیل ها و کارتنوئید در شرایط شوری باشد. آنچه که در این مطالعه مشاهده گردید، افزایش مقدار کارتنوئیدها در ژنوتیپ هایی با شماره ۱، ۳، ۵، ۷ و ۹ تحت شرایط تنش شوری بود که می تواند نشان دهنده افزایش بیوستتزی این ترکیب ها طی تنش باشد و کاهش محتوای کارتنوئیدها نیز به دلیل ایفای نقش حفاظتی آن ها به عنوان آنتی اکسیدان باشد و اینکه در شرایط تنش فرآیند تجزیه شدن این مواد رخ دهد (جعفری و همکاران، ۱۴۰۰).

میزان پروتئین کل محلول، محتوای پرولین و مالون دی آلدئید برگ و ریشه: نتایج نشان داد که در بین ژنوتیپ های مورد مطالعه میزان پروتئین محلول برگ چغندرقد

جدول ۲- تجزیه واریانس تأثیر تیمارهای شوری بر برخی صفات فیزیولوژیک برگ و ریشه ۱۰ ژنوتیپ امیدبخش چغندرقد

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		کلروفیل a	کلروفیل b	کارتنوئید	پروتئین کل محلول برگ	پروتئین کل محلول ریشه	مالون دی-آلدئید برگ
بلوک	۲	۰/۰۲۰ ^{ns}	۰/۰۱۳ ^{ns}	۰/۰۳۴*	۰/۷۱۲ ^{ns}	۰/۶۱۵ ^{ns}	۰/۰۱۶ ^{ns}
ژنوتیپ (A)	۹	۰/۴۲۰**	۰/۱۴۲**	۰/۱۱۲**	۲۵۷۷/۷۴۴**	۱۸۲۳/۰۳۸**	۶/۲۱۰**
تنش شوری (B)	۳	۱/۶۷۴**	۰/۵۷۶**	۰/۰۰۲ ^{ns}	۴۴۲/۸۰۲**	۶۲۴/۰۲۰**	۷۹/۳۵۵**
A×B	۲۷	۰/۰۲۷**	۰/۰۱۴**	۰/۰۱۵**	۶۰/۶۹۷**	۵۰/۹۹۵**	۰/۲۱۹**
خطا	۷۸	۰/۰۰۹	۰/۰۰۵	۰/۰۰۷	۰/۹۹۶	۰/۳۳۴	۰/۰۰۷
ضریب تغییرات (%)	-	۷/۹۳	۱۰/۶۶	۱۳/۵۲	۱/۶۷	۱/۱۵	۱/۰۹

^{ns}، **، * به ترتیب غیر معنی دار، معنی داری در سطح احتمال ۱٪ و ۵٪.

ادامه جدول ۲-

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		پروکلین برگ	پروکلین ریشه	کاتالاز برگ	کاتالاز ریشه	پراکسیداز برگ	پراکسیداز ریشه
بلوک	۲	۰/۰۰۱ ^{ns}	۰/۰۰۷ ^{ns}	۰/۵۱۰ ^{ns}	۴/۸۶۰*	۰/۰۰۰۴ ^{ns}	۲۷/۸۰۵ ^{ns}
ژنوتیپ (A)	۹	۰/۷۴۸**	۳/۴۹۴**	۱۷۵/۶۶۹**	۳۳/۰۲۴**	۱۰۸/۴۹۴**	۱۵/۴۰۶ ^{ns}
تنش شوری (B)	۳	۱/۹۸۳**	۲/۲۸۸**	۳۲/۲۲۰**	۱۰۱/۰۵۰**	۳۴۴/۳۷۸**	۶/۴۹۳ ^{ns}
A×B	۲۷	۰/۰۱۵**	۰/۰۸۹**	۲/۴۳۹**	۱/۹۹۰*	۳/۰۳۲ ^{ns}	۱۷/۵۵۹ ^{ns}
خطا	۷۸	۰/۰۰۷	۰/۰۰۳	۰/۵۵۱	۱/۱۴۰	۳/۳۷۸	۱۱/۵۹۱
ضریب تغییرات (%)	-	۴/۴۱	۲/۲۷	۸/۵۴	۱۲/۵۰	۱۲/۴۸	۴۳/۸۸

^{ns}، **، * به ترتیب غیر معنی دار، معنی داری در سطح احتمال ۱٪ و ۵٪.

در سطوح مختلف تنش شوری فقط برای ژنوتیپ شماره ۱۰ و میزان پروکلین ریشه برای ژنوتیپ شماره ۵ کاهش یافت، در حالیکه محتوای پروکلین و مالون دی آلدئید برگ و میزان پروتئین محلول و مالون دی آلدئید ریشه هر ۱۰ ژنوتیپ چغندرقد تحت تنش شوری نسبت به شاهد افزایش معنی داری داشت (جدول ۴). کمترین میزان پروتئین کل محلول برگ و ریشه (به ترتیب ۳۴/۹۲۹ و ۲۹/۶۱۷ میلی گرم بر گرم) مربوط به ژنوتیپ های شماره ۶ و ۱ و نیز میزان پروکلین برگ و ریشه چغندرقد مربوط به ژنوتیپ شماره ۵ در عدم اعمال تنش شوری بود. همچنین کمترین میزان مالون دی آلدئید برگ و ریشه چغندرقد به ترتیب به ژنوتیپ های شماره ۱۰ (۴/۷۶۶ میکروگرم بر گرم وزن تر برگ) و ۸

(۵/۸۱۶ میکروگرم بر گرم وزن تر) در عدم اعمال تنش شوری تعلق داشت (جدول ۴). به نظر می رسد کاهش محتوای پروتئین محلول برگ ژنوتیپ شماره ۱۰ در شرایط تنش شوری به دلیل کاهش سنتز پروتئین، افزایش فعالیت آنزیم های تجزیه کننده پروتئین و واکنش پروتئین با رادیکال های آزاد باشد (Li et al., 2022)، نتیجه به دست آمده در رابطه با ژنوتیپ شماره ۱۰ با یافته های دیگر پژوهش ها مبنی بر کاهش محتوای پروتئین کل تحت تنش شوری مطابقت داشت (جهانبخش گده کهریز و رئیسی ساداتی، ۱۴۰۱). بیشترین میزان پروتئین محلول برگ و ریشه (به ترتیب ۸۵/۲۴۳ و ۷۲/۱۸۹ میلی گرم بر گرم) در ژنوتیپ های شماره ۸ و ۴ و نیز بیشترین مقدار پروکلین و مالون دی آلدئید برگ (به ترتیب ۲/۵۹۰ و ۱۰/۸۴۶ میکروگرم بر گرم)

جدول ۳- مقایسه میانگین تأثیر تنش شوری بر محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی ۱۰ ژنوتیپ امیدبخش چغندرقد

تنش	ژنوتیپ	کلروفیل a	کلروفیل b	کارتنوئیدها	تنش	کلروفیل a	کلروفیل b	کارتنوئیدها
		(میلی گرم بر گرم وزن تر برگ)				(میلی گرم بر گرم وزن تر برگ)		
عدم اعمال شوری	۱	۱/۲۰۵ ^{h-l}	۰/۷۸۷ ^{d-g}	۰/۶۲۴ ^{h-l}	۸ دسی‌زیمنس بر متر شوری	۱/۰۵۰ ^{l-q}	۰/۷۰۵ ^{e-j}	۰/۶۵۸ ^{e-j}
	۲	۱/۷۰۵ ^{ab}	۱/۱۱۱ ^a	۰/۶۷۷ ^{d-j}		۱/۲۶۲ ^{hij}	۰/۸۰۹ ^{c-f}	۰/۶۸۷ ^{d-i}
	۳	۱/۵۳۶ ^{cde}	۱/۰۰۵ ^{ab}	۰/۷۳۹ ^{b-h}		۱/۰۹۰ ^{k-p}	۰/۷۰۰ ^{e-j}	۰/۸۳۶ ^{abc}
	۴	۱/۵۱۴ ^{de}	۱/۰۰۴ ^{ab}	۰/۶۸۲ ^{d-i}		۱/۱۵۶ ⁱ⁻ⁿ	۰/۷۲۶ ^{e-i}	۰/۵۳۵ ^{j-n}
	۵	۱/۱۴۴ ^{i-o}	۰/۷۶۷ ^{e-h}	۰/۵۷۶ ^{i-m}		۰/۸۴۷ ^{rst}	۰/۵۲۸ ^{m-p}	۰/۶۲۹ ^{h-l}
	۶	۱/۰۱۱ ^{m-q}	۰/۶۶۰ ^{h-l}	۰/۵۱۲ ^{k-n}		۰/۹۳۵ ^{p-s}	۰/۵۸۲ ^{j-n}	۰/۴۹۹ ^{lmn}
	۷	۱/۰۹۶ ^{k-o}	۰/۷۴۲ ^{e-h}	۰/۴۶۶ ^{mn}		۰/۸۴۰ ^{rst}	۰/۵۶۶ ^{k-o}	۰/۶۲۷ ^{h-l}
	۸	۱/۶۸۶ ^{abc}	۱/۱۰۷ ^a	۰/۷۹۷ ^{a-e}		۱/۳۰۱ ^{ghi}	۰/۸۲۳ ^{cde}	۰/۶۳۴ ^{h-l}
	۹	۱/۴۶۵ ^{ef}	۰/۹۶۵ ^b	۰/۶۲۵ ^{h-l}		۱/۱۶۴ ^{i-m}	۰/۷۷۵ ^{d-h}	۰/۸۷۲ ^{ab}
	۱۰	۱/۴۴۰ ^{efg}	۰/۹۳۱ ^{bc}	۰/۷۲۴ ^{c-h}		۱/۲۳۲ ^{h-k}	۰/۷۹۳ ^{d-g}	۰/۶۴۷ ^{f-k}
۴ دسی‌زیمنس بر متر شوری	۱	۱/۳۳۳ ^{fgh}	۰/۶۹۶ ^{f-j}	۰/۷۸۸ ^{a-f}	۱۲ دسی‌زیمنس بر متر شوری	۰/۸۹۸ ^{q-t}	۰/۵۸۹ ^{j-m}	۰/۷۲۹ ^{b-h}
	۲	۱/۷۹۴ ^a	۰/۸۹۷ ^{bcd}	۰/۶۵۲ ^{f-k}		۱/۱۲۸ ^{j-o}	۰/۶۹۲ ^{f-j}	۰/۶۵۸ ^{e-j}
	۳	۱/۵۹۵ ^{b-e}	۰/۷۸۴ ^{d-h}	۰/۸۰۸ ^{a-d}		۰/۹۳۱ ^{qrs}	۰/۵۶۰ ^{k-o}	۰/۹۱۳ ^a
	۴	۱/۵۷۴ ^{b-e}	۰/۷۹۷ ^{d-g}	۰/۶۲۱ ^{h-l}		۱/۱۲۵ ^{j-o}	۰/۶۷۷ ^{g-k}	۰/۵۶۱ ^{i-m}
	۵	۱/۲۲۷ ^{h-k}	۰/۶۱۶ ^{i-m}	۰/۵۳۴ ^{j-n}		۰/۷۷۰ ^t	۰/۴۳۴ ^p	۰/۶۳۷ ^{g-l}
	۶	۱/۱۸۷ ^{h-l}	۰/۵۸۶ ^{j-n}	۰/۵۴۹ ^{i-m}		۰/۸۱۸ st	۰/۴۵۳ ^{op}	۰/۴۰۳ ⁿ
	۷	۱/۰۰۶ ^{n-q}	۰/۴۹۱ ^{m-p}	۰/۵۱۳ ^{k-n}		۰/۸۲۶ st	۰/۵۴۴ ^{l-p}	۰/۵۵۵ ^{i-m}
	۸	۱/۶۵۰ ^{a-d}	۰/۷۶۶ ^{e-h}	۰/۶۶۳ ^{e-j}		۰/۸۹۴ ^{q-t}	۰/۴۶۲ ^{nop}	۰/۶۲۷ ^{h-l}
	۹	۱/۴۸۳ ^{ef}	۰/۷۵۸ ^{e-h}	۰/۶۷۲ ^{d-j}		۱/۰۸۹ ^{k-p}	۰/۷۲۰ ^{e-i}	۰/۷۷۸ ^{a-g}
	۱۰	۱/۵۹۰ ^{b-e}	۰/۷۸۷ ^{d-g}	۰/۶۹۱ ^{d-i}		۰/۹۹۴ ^{o-r}	۰/۵۸۵ ^{j-n}	۰/۵۷۳ ^{i-m}
	LSD	۰/۱۵۶	۰/۱۲۵	۰/۱۴۲	LSD	۰/۱۵۶	۰/۱۲۵	۰/۱۴۲

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون اختلاف آماری معنی‌داری بر اساس آزمون LSD با هم ندارند.

آب توسط گیاه شده و در چنین شرایطی، گیاهی با تولید و تجمع اسمولیت‌های سازگار از جمله قندهای محلول و پرولین، آب بیشتری را جذب نمایند (فرهودی و خیامیم، ۱۳۹۹). همچنین افزایش فعالیت آنزیم سنتزکننده پرولین یا ممانعت از آنزیم‌های کاتالیزکننده پرولین از جمله پرولین هیدروژناز و پرولین اکسیداز می‌تواند از دلایل دیگر بهبود محتوای پرولین در شرایط تنش باشد (Mahadevaiah et al., 2023). پژوهش‌گران دریافته‌اند که با افزایش سطوح تنش شوری بر میزان پروتئین برگ و محتوای پرولین برگ چغندرقد افزوده

در ژنوتیپ شماره ۹ و ریشه (به‌ترتیب ۳/۵۹۳ و ۱۷/۷۹۶ میکروگرم بر گرم) در ژنوتیپ‌های شماره ۲ و ۶ تحت شرایط شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد (جدول ۴). جهت تحمل تنش شوری، علاوه بر تعادل یونی باید تعادل اسمزی نیز برقرار باشد. پرولین یک آمینواسید با ساختار حلقوی منحصر به فرد است که چین‌خوردگی بسیاری از پروتئین‌ها را تسهیل می‌کند، اما از سرعت تشکیل پیوند پپتیدی توسط ریبوزوم نیز جلوگیری می‌کند. از طرفی دیگر تجمع املاح در محیط ریشه گیاه در شرایط تنش شوری موجب کاهش جذب

جدول ۴- مقایسه میانگین تأثیر تنش شوری بر محتوای پروتئین محلول، پرولین و مالون دی آلدئید ده ژنوتیپ امیدبخش چغندرقدند

برگ ژنوتیپ	پروتئین محلول (mg/g FW)	پروولین (μg/g FW)	مالون دی آلدئید (μg/g FW)	تنش	پروتئین محلول (mg/g FW)	پروولین (μg/g FW)	مالون دی آلدئید (μg/g FW)
۱	۴۳/۴۷۴ ^{qr}	۱/۵۲۳ ^{rs}	۵/۱۸۰ ^x	شوری ۸ دسی زیمنس بر متر	۷۱/۷۳۹ ^{ef}	۱/۹۰۲ ^{klm}	۷/۶۱۳ ^{lm}
۲	۴۱/۸۵۴ ^r	۱/۹۸۹ ^{jk}	۵/۷۴۳ ^u		۴۴/۵۵۰ ^{pq}	۲/۲۸۳ ^{efg}	۸/۰۹۳ ⁱ
۳	۵۰/۳۱۶ ^l	۱/۷۸۵ ^{mno}	۵/۴۰۰ ^{vw}		۵۳/۹۱۵ ^k	۲/۱۸۲ ^{gh}	۶/۹۳۶ ^o
۴	۷۴/۲۶۵ ^d	۱/۶۱۷ ^{qr}	۵/۲۷۳ ^{wx}		۷۹/۴۲۰ ^c	۲/۱۶۳ ^{gh}	۷/۵۰۰ ^m
۵	۶۵/۵۶۸ ⁱ	۱/۳۵۳ ^t	۴/۹۸۳ ^y		۶۹/۰۲۷ ^{gh}	۱/۷۰۷ ^{n-q}	۶/۸۰۰ ^p
۶	۳۴/۹۲۹ ^u	۱/۳۷۹ ^t	۵/۵۱۳ ^v		۳۶/۷۶۸ ^t	۱/۶۷۸ ^{opq}	۷/۹۶۰ ^j
۷	۴۹/۶۰۲ ^{lm}	۱/۳۵۵ ^t	۴/۹۸۳ ^y		۵۶/۲۲۶ ^z	۱/۶۰۰ ^{qr}	۶/۵۵۶ ^{rs}
۸	۶۸/۴۵۰ ^h	۱/۸۴۶ ^{lmn}	۶/۲۱۰ ^t		۸۲/۰۷۳ ^b	۲/۱۷۳ ^{gh}	۸/۱۴۳ ^{hi}
۹	۶۵/۹۵۵ ⁱ	۱/۷۶۲ ^{nop}	۶/۴۸۶ ^s		۷۲/۵۷۲ ^e	۲/۱۸۵ ^{gh}	۸/۶۷۰ ^e
۱۰	۴۸/۰۷۶ ^{mn}	۱/۷۷۳ ^{m-p}	۴/۷۶۶ ^z		۴۶/۲۰۴ ^o	۲/۲۱۹ ^{fgh}	۶/۷۰۶ ^{pq}
۱	۶۵/۷۶۶ ⁱ	۱/۷۹۲ ^{mno}	۷/۲۳۰ ⁿ	شوری ۱۲ دسی زیمنس بر متر	۷۸/۶۱۸ ^c	۲/۱۷۴ ^{gh}	۹/۶۲۰ ^d
۲	۴۳/۷۹۱ ^q	۲/۱۵۲ ^{ghi}	۷/۷۴۰ ^{kl}		۴۵/۹۱۷ ^{op}	۲/۵۴۱ ^{ab}	۱۰/۲۷۳ ^b
۳	۵۳/۳۱۵ ^k	۱/۹۷۹ ^{jkl}	۶/۶۶۰ ^{qr}		۵۴/۴۸۹ ^k	۲/۳۸۸ ^{cde}	۸/۳۷۳ ^g
۴	۷۸/۷۰۳ ^c	۲/۰۲۱ ^{ijk}	۷/۲۸۶ ⁿ		۷۹/۳۸۰ ^c	۲/۵۰۶ ^{abc}	۹/۶۴۳ ^d
۵	۶۸/۵۶۸ ^h	۱/۶۴۴ ^{pqr}	۶/۴۸۳ ^s		۷۰/۳۹۲ ^{fg}	۲/۰۰۸ ^{jk}	۸/۶۱۳ ^{ef}
۶	۳۷/۲۴۱ ^t	۱/۷۱۲ ^{n-q}	۷/۷۲۶ ^{kl}		۳۸/۸۶۷ ^s	۱/۸۴۱ ^{lmn}	۱۰/۳۶۳ ^b
۷	۵۴/۴۲۲ ^k	۱/۴۳۹ st	۶/۲۹۰ ^t		۵۶/۸۷۹ ^j	۱/۷۶۲ ^{nop}	۷/۹۳۰ ^j
۸	۸۰/۱۰۳ ^c	۲/۰۹۱ ^{hij}	۷/۸۳۶ ^{jk}		۸۵/۲۴۳ ^a	۲/۳۴۱ ^{def}	۱۰/۰۵۳ ^c
۹	۷۱/۱۳۱ ^{ef}	۲/۰۸۲ ^{hij}	۸/۲۶۶ ^{gh}		۷۴/۶۴۰ ^d	۲/۵۹۰ ^a	۱۰/۸۴۶ ^a
۱۰	۴۶/۵۲۶ ^{no}	۲/۰۸۷ ^{hij}	۶/۴۸۳ ^s		۴۷/۳۶۹ ^{no}	۲/۴۳۴ ^{bcd}	۸/۵۳۰ ^f
LSD	۱/۶۲۲	۰/۱۴۰	۰/۱۳۲	LSD	۱/۶۲۲	۰/۱۴۰	۰/۱۳۲

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون اختلاف آماری معنی‌داری بر اساس آزمون LSD با هم ندارند.

می‌شود (Taghizadegan et al., 2019; Mekdad et al., 2021; Ramani et al., 2023)، که نتایج پژوهش حاضر نیز با این گزارشات مطابقت داشت.

فعالیت آنزیم آنتی‌اکسیدانی کاتالاز برگ و ریشه و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز برگ: طبق نتایج حاصل، اعمال تنش شوری (بجز ژنوتیپ‌های ۵ و ۱۰ تحت تنش شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر برای آنزیم کاتالاز برگ) موجب افزایش معنی‌دار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی ارقام مختلف چغندرقدند شد (جدول

۵). بیشترین فعالیت آنزیم کاتالاز برگ و ریشه (به‌ترتیب ۱۶/۰۵۰ و ۱۴/۱۶۵ تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه) در ژنوتیپ‌های شماره ۸ و ۷ چغندرقدند تحت تنش شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر به‌دست آمد. همچنین بیشترین فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز برگ در ژنوتیپ شماره ۷ چغندرقدند تحت تنش شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر ملاحظه شد. در حالیکه، کمترین فعالیت آنزیم کاتالاز ریشه و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز برگ (۴/۵۳۶ و ۱۵/۳۱۶ تغییرات جذب در

ادامه جدول ۴-

ریشه ژنوتیپ	پروتئین محلول (mg/g FW)	پروکلین دی آلدئید (μg/g FW)	تنش	پروتئین محلول (mg/g FW)	پروکلین دی آلدئید (μg/g FW)	پروتئین محلول (mg/g FW)	پروکلین دی آلدئید (μg/g FW)
۱	۲۹/۶۱۷ ^z	۲/۰۱۳ ^{no}	۹/۰۲۳ ^u	۵۴/۴۷۹ ^{lm}	۲/۵۱۶ ^{hi}	۱۳/۰۳۰ ^j	۱۳/۳۷۶ ⁱ
۲	۵۴/۹۷۶ ^l	۲/۸۰۷ ^{fg}	۹/۲۱۳ ^t	۶۰/۲۶۸ ⁱ	۳/۲۰۵ ^c	۱۱/۴۷۳ ^m	۱۲/۶۷۰ ^k
۳	۳۴/۰۶۴ ^z	۲/۵۱۸ ^{hi}	۸/۵۲۶ ^{vw}	۳۷/۴۶۷ ^v	۲/۸۵۴ ^{ef}	۱۳/۷۵۰ ^g	۱۴/۲۴۰ ^f
۴	۶۵/۳۳۲ ^f	۲/۳۹۰ ^{jk}	۸/۳۱۶ ^{wx}	۶۹/۸۴۷ ^b	۲/۷۸۹ ^{fg}	۹/۹۵۶ ^r	۷/۷۵۰ ^x
۵	۳۵/۲۱۷ ^y	۱/۷۸۹ ^{qr}	۹/۴۰۰ ^s	۳۸/۷۶۰ ^{tu}	۱/۵۳۷ ^t	۹/۰۵۳ ^u	۸/۷۱۶ ^v
۶	۴۴/۶۱۵ ^p	۱/۷۰۸ ^{rs}	۹/۴۰۰ ^s	۵۱/۴۸۲ ⁿ	۲/۰۹۷ ^{mn}	۱۶/۳۲۰ ^d	۱۶/۵۱۶ ^c
۷	۵۶/۰۰۲ ^k	۱/۶۷۶ ^s	۷/۲۴۶ ^{xy}	۶۶/۴۱۳ ^e	۱/۸۸۳ ^{pq}	۱۳/۵۳۰ ^h	۱۶/۱۱۶ ^e
۸	۳۳/۷۱۴ ^z	۲/۷۲۳ ^g	۵/۸۱۶ ^z	۴۲/۲۰۵ ^q	۳/۱۸۸ ^c	۱۷/۷۹۶ ^a	۱۲/۱۷۰ ^l
۹	۵۹/۴۳۸ ⁱ	۲/۳۶۳ ^{kl}	۶/۶۶۳ ^y	۶۷/۱۵۱ ^{de}	۲/۹۰۳ ^e	۹/۱۳۶ ^{tu}	۱۱/۰۴۳ ^m
۱۰	۳۹/۱۰۵ st	۲/۴۳۹ ^{ij}	۶/۰۵۰ ^{yz}	۳۹/۷۸۲ ^{rs}	۳/۰۳۰ ^d	۱۰/۶۰۶ ^o	۰/۱۴۰
۱	۳۸/۰۰۱ ^{uv}	۲/۲۷۵ ^l	۱۰/۱۱۶ ^q	۶۳/۳۰۲ ^g	۲/۸۵۵ ^{ef}	۱۶/۳۲۰ ^d	۱۶/۵۱۶ ^c
۲	۵۷/۰۴۹ ^j	۳/۰۵۱ ^d	۱۰/۴۵۳ ^p	۶۲/۲۳۳ ^h	۳/۵۹۳ ^a	۱۳/۵۳۰ ^h	۱۶/۱۱۶ ^e
۳	۳۵/۷۰۰ ^{xy}	۲/۷۳۵ ^g	۹/۳۹۰ ^s	۳۸/۸۷۶ ^{stu}	۳/۱۷۹ ^c	۱۷/۷۹۶ ^a	۱۲/۱۷۰ ^l
۴	۶۷/۴۶۰ ^{cd}	۲/۶۰۳ ^h	۹/۵۲۶ ^s	۷۲/۱۸۹ ^a	۳/۲۱۲ ^c	۹/۱۳۶ ^{tu}	۱۱/۰۴۳ ^m
۵	۳۶/۳۹۲ ^{wx}	۱/۷۰۹ ^{rs}	۱۰/۶۲۶ ^o	۳۹/۴۹۷ ^{rst}	۱/۴۱۶ ^u	۱۰/۶۰۶ ^o	۰/۱۴۰
۶	۴۷/۱۷۱ ^o	۱/۹۳۰ ^{op}	۱۰/۹۳۰ ⁿ	۵۳/۷۰۰ ^m	۲/۳۳۹ ^{kl}	۱۶/۳۲۰ ^d	۱۶/۵۱۶ ^c
۷	۵۹/۸۵۸ ⁱ	۱/۷۱۹ ^{rs}	۸/۲۰۶ ^{wx}	۶۹/۷۱۸ ^b	۲/۱۲۵ ^m	۱۳/۵۳۰ ^h	۱۶/۱۱۶ ^e
۸	۳۷/۰۸۷ ^{vw}	۲/۹۱۸ ^e	۶/۴۰۳ ^y	۴۴/۹۳۸ ^p	۳/۴۳۴ ^b	۹/۱۳۶ ^{tu}	۱۱/۰۴۳ ^m
۹	۶۱/۸۸۹ ^h	۲/۶۰۹ ^h	۷/۴۱۳ ^x	۶۸/۳۰۹ ^c	۳/۳۷۸ ^b	۱۰/۶۰۶ ^o	۰/۱۴۰
۱۰	۳۹/۰۳۷ st	۲/۷۵۷ ^g	۶/۹۰۳ ^y	۴۰/۰۸۰ ^r	۳/۴۰۱ ^b	۱۶/۳۲۰ ^d	۱۶/۵۱۶ ^c
LSD	۰/۹۴۰	۰/۰۹۴	۰/۱۴۰	LSD	۰/۹۴۰	۰/۰۹۴	۰/۱۴۰

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون اختلاف آماری معنی‌داری بر اساس آزمون LSD با هم ندارند.

از H_2O_2 و OH حفظ می‌کند (El-Mageed et al., 2022; Aycan et al., 2023). پژوهش‌گران دریافتند که تنش شوری موجب افزایش فعالیت آنزیم آنتی‌اکسیدانی در گیاه چغندرقد شده و در نتیجه اثرات مخرب تنش شوری را در این گیاهان کاهش داده است (Taghizadegan et al., 2019). جهانبخش گده‌کهریز و رئیس‌ساداتی (۱۴۰۱) بیان کردند که در شرایط شوری میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز) گندم نسبت به شاهد افزایش

میکروگرم پروتئین بر دقیقه) تحت شرایط عدم اعمال تنش شوری به‌ترتیب در ژنوتیپ‌های شماره ۱ و ۶ مشاهده شد (جدول ۵). آنزیم کاتالاز از جمله مهم‌ترین آنزیم‌های دخیل در فرآیند جمع‌آوری و خشی‌سازی گونه‌های فعال اکسیژن است و زمانی که مقدار گونه‌های فعال اکسیژن تحت تنش افزایش می‌یابد در سم‌زدایی شرکت و از پراکسید هیدروژن به‌عنوان سوبسترا استفاده می‌کند و با تجزیه سریع این ماده اثرهای مخرب آن را مهار کرده و سلول‌ها را از آسیب اکسیداتیو ناشی

جدول ۵- مقایسه میانگین تأثیر تنش شوری بر فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و پلی‌فنل اکسیداز برگ ۱۰ ژنوتیپ امیدبخش چغندرقد

تنش	ژنوتیپ	کاتالاز برگ	کاتالاز ریشه	پلی‌فنل اکسیداز برگ	تنش	کاتالاز برگ	کاتالاز ریشه	پلی‌فنل اکسیداز برگ
		(تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه)				(تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه)		
شوری عدم اعمال شوری	۱	۹/۴۴۱ ^{f-i}	۴/۵۳۶ ^s	۲۳/۵۵۳ ^q	شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر	۱۲/۴۷۸ ^c	۷/۵۲۶ ^{k-p}	۲۴/۸۱۰ ^p
	۲	۸/۵۴۲ ^{ijk}	۶/۲۱۶ ^{p-s}	۳۳/۰۲۹ ^j		۹/۷۸۶ ^{e-h}	۸/۳۲۴ ⁱ⁻ⁿ	۳۴/۳۲۳ ^h
	۳	۷/۵۳۵ ^{kl}	۵/۴۵۹ ^{qrs}	۲۵/۳۵۰ ^o		۹/۶۹۷ ^{d-h}	۸/۰۶۶ ^{j-o}	۲۶/۴۹۸ ⁿ
	۴	۱۰/۹۴۷ ^{de}	۴/۵۵۳ ^s	۱۸/۱۵۴ ^w		۱۳/۴۷۰ ^{bc}	۷/۸۰۹ ^{k-p}	۱۸/۳۵۰ ^{uvw}
	۵	۵/۰۴۲ ^{mn}	۷/۰۲۲ ^{m-q}	۳۱/۶۳۴ ^k		۴/۴۴۷ ^{m-p}	۱۲/۱۸۲ ^{bc}	۳۴/۲۱۰ ^h
	۶	۲/۶۴۰ ^{rs}	۶/۷۵۳ ^{n-r}	۱۵/۳۱۶ ^y		۳/۵۱۱ ^{p-s}	۸/۴۷۹ ^{h-n}	۱۸/۲۵۹ ^{vw}
	۷	۷/۴۷۰ ^{kl}	۹/۰۰۷ ^{f-l}	۳۱/۸۶۴ ^k		۱۰/۰۲۱ ^{d-h}	۱۴/۱۶۵ ^a	۴۰/۶۶۵ ^b
	۸	۱۲/۵۲۸ ^c	۶/۳۳۶ ^{o-r}	۱۹/۲۸۶ ^t		۱۶/۰۵۰ ^a	۱۱/۶۸۲ ^{cd}	۲۲/۵۰۵ ^r
	۹	۷/۱۵۳ ^l	۵/۱۹۱ ^{rs}	۲۵/۴۹۱ ^o		۹/۱۰۸ ^{hij}	۸/۵۱۵ ^{h-m}	۲۹/۴۹۴ ^l
	۱۰	۳/۸۰۵ ^{o-r}	۷/۶۷۴ ^{k-p}	۳۳/۶۹۶ ⁱ		۳/۵۹۶ ^{p-s}	۱۱/۶۸۸ ^{cd}	۳۸/۴۶۸ ^d
شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر	۱	۱۰/۵۵۰ ^{def}	۵/۲۲۳ ^{rs}	۲۴/۸۱۰ ^p	شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر	۱۳/۱۶۹ ^{bc}	۹/۰۰۱ ^{f-l}	۲۶/۵۴۲ ⁿ
	۲	۹/۳۲۵ ^{g-j}	۷/۵۰۶ ^{k-p}	۳۴/۳۲۳ ^h		۱۰/۵۷۲ ^{def}	۹/۹۰۲ ^{e-i}	۳۷/۴۴۷ ^e
	۳	۸/۸۷۵ ^{hij}	۶/۳۸۹ ^{o-r}	۲۶/۴۹۸ ⁿ		۱۱/۰۹۸ ^d	۷/۷۱۷ ^{k-p}	۲۷/۶۶۳ ^m
	۴	۱۰/۶۸۰ ^{de}	۶/۴۵۴ ^{o-r}	۱۸/۳۵۰ ^{uvw}		۱۵/۴۶۲ ^a	۹/۶۶۳ ^{e-j}	۱۸/۷۶۵ ^u
	۵	۵/۵۵۸ ^m	۹/۰۱۴ ^{f-l}	۳۲/۶۱۰ ^j		۵/۰۰۵ ^{mno}	۱۰/۴۹۱ ^{c-g}	۳۴/۹۷۱ ^g
	۶	۲/۵۲۴ ^s	۷/۲۷۹ ^{l-p}	۱۶/۵۷۸ ^x		۳/۲۱۰ ^{qrs}	۸/۸۲۰ ^{g-l}	۱۸/۶۶۰ ^{uv}
	۷	۸/۱۵۴ ^{ijkl}	۱۰/۶۶۳ ^{c-f}	۳۵/۳۵۹ ^{fg}		۱۰/۴۲۱ ^{d-g}	۱۳/۸۹۱ ^{ab}	۴۱/۷۵۳ ^a
	۸	۱۳/۸۵۶ ^b	۷/۶۹۸ ^{k-p}	۲۰/۶۶۴ ^s		۱۶/۶۰۳ ^a	۱۱/۲۰۱ ^{cde}	۲۲/۴۷۷ ^r
	۹	۸/۲۴۰ ^{i-l}	۸/۸۹۷ ^{g-l}	۲۷/۱۹۰ ^m		۹/۰۱۶ ^{hij}	۱۰/۱۵۷ ^{d-h}	۲۹/۲۶۶ ^l
	۱۰	۴/۰۵۳ ^{n-q}	۹/۲۴۰ ^{f-k}	۳۵/۶۴۰ ^f		۳/۵۹۶ ^{p-s}	۱۱/۲۲۹ ^{cde}	۳۹/۵۰۴ ^c
		۱/۲۰۷	۱/۷۳۵	۰/۴۸۹	LSD	۱/۲۰۷	۱/۷۳۵	۰/۴۸۹

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون اختلاف آماری معنی‌داری بر اساس آزمون LSD با هم ندارند.

می‌باید، که با نتایج به‌دست آمده ما در رابطه با افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز ریشه و پلی‌فنل اکسیداز برگ در ۱۰ ژنوتیپ چغندرقد هم‌راستا است. همچنین در نتایج مشابهی با این تحقیق، گزارش شده است تنش شوری موجب افزایش فعالیت پلی‌فنل اکسیداز در گندم و لویا شده است (Khanzadeh, 2017; Dastmestan, 2019).

فعالیت آنزیم‌های پر اکسیداز برگ و پلی‌فنل اکسیداز ریشه: اثرات اصلی ژنوتیپ و تنش شوری برای آنزیم

پراکسیداز برگ در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار بود و نیز اختلاف معنی‌داری بین ژنوتیپ‌ها برای فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز ریشه مشاهده شد (جدول ۲). نتایج مقایسه میانگین برای آنزیم پراکسیداز برگ و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز ریشه نشان داد که تنش شوری به‌ترتیب موجب افزایش ۷۳/۱۲٪ و ۵/۱۹٪ فعالیت این آنزیم‌ها نسبت به عدم اعمال تنش شد. بیش‌ترین فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ (۱۶/۹۸۰) تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه) در شرایط شوری ۱۲ دسی‌زیمنس

جدول ۶- اثر اصلی تنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز و وزن تر ریشه چغندرقد

تنش شوری	پراکسیداز برگ	پلی فنل اکسیداز		وزن تر ریشه (میلی گرم بر بوته)	
		ریشه	(تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه)		
۰	۹/۸۰۸ ^c	۸/۲۳۶ ^a	۸۳۷/۰۹۷ ^b	سطوح تنش شوری (دسی‌زیمنس بر متر)	
۴	۱۵/۱۲۴ ^b	۸/۳۳۴ ^a	۸۸۶/۰۹۶ ^a		
۸	۱۶/۹۶۵ ^a	۸/۴۵۸ ^a	۷۷۲/۹۹۰ ^c		
۱۲	۱۶/۹۸۰ ^a	۸/۶۶۴ ^a	۶۲۷/۸۲۴ ^d		
LSD					
	۰/۹۴۴	۰/۵۷۴	۲۹۲/۰۹۲		
ژنوتیپ	پلی فنل اکسیداز	وزن تر ریشه	ژنوتیپ	پلی فنل اکسیداز	وزن تر ریشه
۱	۱۶/۶۰۶ ^{bc}	۸۷۹/۷۶۰ ^a	۶	۱۸/۴۰۱ ^a	۷۵۸/۱۴۷ ^d
۲	۱۷/۸۰۴ ^{ab}	۷۹۳/۸۲۳ ^b	۷	۱۳/۰۸۵ ^e	۷۴۵/۴۳۹ ^d
۳	۱۵/۴۶۸ ^{cd}	۷۹۷/۴۱۳ ^b	۸	۱۰/۲۳۹ ^f	۷۴۷/۳۵۸ ^d
۴	۱۵/۱۰۳ ^d	۸۰۵/۵۴۶ ^b	۹	۱۲/۵۴۴ ^e	۷۵۵/۸۵۳ ^d
۵	۱۷/۵۳۹ ^{ab}	۷۷۴/۰۴۸ ^c	۱۰	۱۰/۴۰۵ ^f	۷۵۲/۶۳۰ ^d
LSD					
	۱/۴۹۳				۲۹۲/۰۹۲

میانگین‌های با حروف مشابه در هر ستون اختلاف آماری معنی‌داری بر اساس آزمون LSD با هم ندارند.

بر متر و کمترین فعالیت این آنزیم (۹/۸۰۸) تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه) در شرایط عدم اعمال تنش شوری ملاحظه شد. همچنین برای آنزیم پلی فنل اکسیداز ریشه از نظر آماری اختلاف چندانی بین سطوح تنش شوری با شاهد وجود نداشت. بیشترین و کمترین فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ به‌ترتیب در ژنوتیپ‌های شماره ۱ و ۳ به‌دست آمد (جدول ۶). بنابراین به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ‌های مختلف گیاه، ظرفیت‌های آنتی‌اکسیدانی متفاوتی را برای مقابله با خسارت ناشی از تنش، استفاده می‌نماید (Moharramnejad and Valizadeh, 2015). گیاهان در معرض تنش تغییرات شدیدی را در فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی نشان می‌دهند (Gupta et al., 2019)، از جمله فعالیت‌های آنزیمی کاتالاز (CAT) و پراکسیداز (POD) (El Rasafi et al., 2022). آنزیم پراکسیداز به‌عنوان آنزیم مقابله با تنش، در فرایندهای سازوکار دفاعی مشارکت داشته و در تعدیل اثرات مخرب تنش در گیاهان نقش دارد. همچنین آنزیم پلی فنل اکسیداز نقش بسیار مهمی را در پاسخ

به تنش‌های خشکی و شوری دارد و هنگام بروز تنش موجب جمع‌آوری رادیکال‌های آزاد اکسیژن تولیدشده، می‌شوند و با اکسیداسیون متفاوت در مکانیسم دفاعی شرکت می‌کند (Ramani et al., 2023). تحقیق حاضر نشان داد که تنش شوری در غلظت ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر موجب افزایش معنی‌دار فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز نسبت به شاهد شد، که هم‌راستا با نتایج دیگر پژوهش‌ها در رابطه با افزایش فعالیت پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز تحت تنش شوری و تنش فلز سنگین بود (رئیی‌ساداتی و همکاران، ۱۴۰۳؛ جهانبخش گده‌کهریز و رئیی‌ساداتی، ۱۴۰۱).

وزن تر ریشه: اثرات اصلی ژنوتیپ و تنش شوری برای وزن تر ریشه در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار بود و نیز اختلاف معنی‌داری بین ژنوتیپ‌ها برای وزن تر ریشه مشاهده شد (جدول ۲). نتایج مقایسه میانگین نشان داد که با اعمال سطوح تنش شوری بالاتر از میزان وزن تر ریشه کاسته شد. بیشترین و کمترین میزان وزن تر ریشه به‌ترتیب در شرایط تنش شوری ۴

و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد. همچنین بیشترین میزان وزن تر ریشه به ژنوتیپ شماره ۱ و کمترین میزان این صفت به ژنوتیپ شماره ۷ تعلق داشت. همچنین برای وزن تر ریشه از نظر آماری اختلاف چندانی بین ژنوتیپ‌های شماره ۶، ۷، ۸، ۹ و ۱۰ وجود نداشت (جدول ۶). پژوهش‌گران دریافتند که وزن تر ریشه در تیمارهای شوری کاهش معنی‌داری نسبت به شاهد در گیاه بامیه و گندم نشان می‌دهند (کارگر خرمی و همکاران، ۱۳۹۸؛ شهبازی و همکاران، ۱۴۰۳). که با یافته‌های پژوهش حاضر در رابطه با کاهش وزن تر ریشه در گیاه چغندر قند مطابقت داشت. حیدری و همکاران (۱۳۹۸) دریافتند وزن تر کل گیاه کنجد تحت تیمارهای ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم کاهش یافت اما تحت تیمار ۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم افزایش داشت. که با نتایج پژوهش حاضر در رابطه با کاهش وزن تر برگ در سطوح بالای شوری (۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) و افزایش وزن تر در ۴ دسی‌زیمنس بر متر مطابقت داشت.

نتیجه‌گیری

منابع

- جعفری، طاهره، ایران‌بخش، علیرضا، کمالی علی‌آباد، کاظم، دانشمند، فاطمه، و سید ابراهیم، سفتی (۱۴۰۰). تأثیر سطوح تنش شوری بر برخی پارامترهای رشد، غلظت یون‌های معدنی، اسمولیت‌ها، آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی و فعالیت آنزیم فیل‌آلانین آمونیا لایاز در سه ژنوتیپ کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd). *مجله تازه‌های بیوتکنولوژی سلولی مولکولی*، ۱۲ (۴۵)، ۶۴-۸۵.
- جهانبخش گده‌کهریز، سداب، و سیده یلدا، رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۱). ارزیابی برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی ژنوتیپ‌های گندم نان (*Triticum aestivum* L.) تحت تنش شوری. *مجله فرآیند و کارکرد گیاهی*، ۱۱ (۵۰)، ۲۶۱-۲۷۴.
- حیدری، حمیده، نیکنام، وحید، و ابراهیم‌زاده معبود، حسن (۱۳۹۸). بررسی اثر پکنونازول بر پاسخ‌های فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی گیاه کنجد (*Sesamum indicum* L.) تحت تأثیر تنش شوری. *مجله پژوهش‌های گیاهی (مجله زیست‌شناسی ایران)*، ۳۱ (۴)، ۱-۱۰.
- DOR: 20.1001.1.23832592.1399.33.4.14.0
- شهبازی، علیرضا، جهانبخش گده‌کهریز، سداب، و سیده یلدا، رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۳). تأثیر تنش شوری بر الگوی الکتروفوری پروتئین کل و برخی صفات بیوشیمیایی گندم. *فرآیند و کارکرد گیاهی*، ۱۳ (۶۳)، ۳۴۰-۳۲۵.
- Doi: 10.22034/13.63.325
- صالحی، محمدرضا، امینی، اشکبوس، و اسلام، مجیدی هروان (۱۳۹۷). بررسی تحمل به تنش شوری ژنوتیپ‌های گندم در شرایط کنترل‌شده (کشت هیدروپونیک). دومین همایش ملی دانش و فناوری علوم کشاورزی، منابع طبیعی و محیط‌زیست ایران، تهران.
- علیلو، علی‌اصغر، شیرازی، آذر، زهرا، دشتی، شهریار، شهابی‌وند صالح، و علیرضا، پورمحمد (۱۳۹۹). اثرات تعدیلی اسید هیومیک روی جوانه‌زنی و رشد رویشی گیاه کلزا تحت تنش شوری. *مجله پژوهش‌های گیاهی (مجله زیست‌شناسی ایران)*، ۳۳ (۴)، ۱-۱۲.

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که در بین ۱۰ ژنوتیپ امیدبخش چغندر قند، تنش شوری رنگیزه‌های فتوسنتزی کلروفیل *a* و کلروفیل *b* را کاهش داده، درحالی‌که غلظت کارتنوئیدها را در ژنوتیپ‌های شماره ۱، ۳، ۵، ۷ و ۹ افزایش داد. همچنین تحت سطوح بالای تنش شوری (۸ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) ژنوتیپ‌های مورد بررسی چغندر قند با افزایش میزان پرولین، پروتئین کل محلول، بهبود محتوای مالون دی‌آلدهید (حفظ ساختار غشا) و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز) از کاهش محتوای رنگدانه‌های فتوسنتزی و تنش اکسیداتیو جلوگیری می‌کنند. به عبارتی، ژنوتیپ‌های مورد مطالعه تحت تأثیر تنش قرار گرفته و با استفاده از مکانیسم‌های مختلفی با سمیت ناشی از تنش شوری مقابله می‌کنند. همچنین ژنوتیپ‌های شماره ۵ و ۸ کاهش معنی‌داری در فعالیت آنزیم کاتالاز برگ و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز ریشه تحت تنش شوری داشتند، که تا حدودی نشان‌دهنده متحمل‌تر بودن این ژنوتیپ‌ها به شوری است.

- فرهودی، روزبه، و سمیر، خیامیم (۱۳۹۹). بررسی واکنش ارقام تجاری ایرانی چغندر قند به تنش شوری در مرحله جوانه‌زنی و رشد رویشی. *فرآیند و کارکرد گیاهی*، ۹ (۳۶)، ۳۹۷-۴۱۲. Doi: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.12.5
- کارگر خرمی، سروش، جامعی، رشید، درویش‌زاده، رضا، و حسینی سرقین، سیاوش (۱۳۹۸). تأثیر تنش شوری بر هورمون‌های اکسین، جیبرلین، ویت‌گی‌های فیزیولوژیکی، ریخت‌شناختی و آناتومیکی دانه‌رست‌های گیاه بامیه (*Hibiscus esculentus* L.). *مجله زیست‌شناسی گیاهی ایران*، ۱۱ (۴۲)، ۶۷-۸۲. Doi: 10.22108/IJPB.2019.114287.1128
- رئیی‌ساداتی، سیده یلدا، رئیی‌ساداتی، فرشته، و میررضا، رئیی‌ساداتی (۱۴۰۳). تأثیر محرک‌های زیستی بر برخی ویت‌گی‌های بیوشیمیایی گیاه رازیانه تحت تنش کادمیوم. *مجله تولیدات گیاهی*، ۴۷ (۳)، ۳۷۲-۳۵۵. Doi: 10.22055/ppd.2024.46447.2152
- Abd El-Mageed, T. A., Rady, M. O., Semida, W. M., Shaaban, A., & Mekdad, A. A. (2021). Exogenous micronutrients modulate morpho-physiological attributes, yield, and sugar quality in two salt-stressed sugar beet cultivars. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 21, 1421-1436. Doi: 10.1007/s42729-021-00450-y
- Ahmad, R., Hussain, S., Anjum, M. A., Khalid, M. F., Saqib, M., Zakir, I., Hassan, A., Fahad, S., & Ahmad, S. (2019). Oxidative stress and antioxidant defense mechanisms in plants under salt stress. *Plant Abiotic Stress Tolerance: Agronomic, Molecular and Biotechnological Approaches*, 10, 191-205. Doi:10.1002/9781119468677.ch12
- Alavilli, H., Yolcu, S., Skorupa, M., Aciksoz, S. B., & Asif, M. (2023). Salt and drought stress-mitigating approaches in sugar beet (*Beta vulgaris* L.) to improve its performance and yield. *Planta*, 258(2), 30. Doi: 10.1007/s00425-023-04189-x
- Aycan, M., Erkilic, E. G., Ozgen, Y., Poyraz, I., & Yildiz, M. (2023). The response of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) genotypes at different ploidy levels to salt (NaCl) stress. *International Journal of Plant Biology*, 14(1), 199-217. Doi: doi.org/10.3390/ijpb14010017
- Arnon, I. (1972). Crop Production in Dry Regions. 2nd Ed. Systematic treatment of the Principal Crops.
- Ashrafi, E., Razmjoo, J., & Zahedi, M. (2015). The effect of salt stress on biochemical traits and relation with salt tolerant of alfalfa cultivars in field. *Applied Field Crops Research*, 28(4), 43-56. Doi: 10.22092/aj.2016.106741
- Bates, L. S., Waldren, R. P., & Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free prolin for wither stress studies. *Plant and Soil*, 39, 205-208. Doi: 10.1007/BF00018060
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72, 248. Doi: 10.1006/abio.1976.9999
- Chance, B., & Maehly, A. C. (1955). Assay of catalase and pemxides. *Methods in Enzymology*, 2, 764-775. Doi: 10.1002/9780470110171.ch14
- Dastneshan, S. (2019). Evaluation of tolerance rate of some genotypes of beans (*Phaseolus vulgaris* L.) to salinity stress. *Journal of Crop Breeding*, 11(32), 184-194. Doi: 10.29252/jcb.11.32.184
- El-Mageed, T. A. A., Mekdad, A. A., Rady, M. O., Abdelbaky, A. S., Saudy, H. S., & Shaaban, A. (2022). Physio-biochemical and agronomic changes of two sugar beet cultivars grown in saline soil as influenced by potassium fertilizer. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 22(3), 3636-3654. Doi: 10.1007/s42729-022-00916-7
- El Rasafi, T., Oukarroum, A., Haddioui, A., Song, H., Kwon, E. E., Bolan, N., Tack, F. M., Sebastian, A., Prasad, M. N., & Rinklebe, J. (2022). Cadmium stress in plants: A critical review of the effects, mechanisms, and tolerance strategies. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 52(5), 675-726. Doi: 10.1080/10643389.2020.1835435
- Fazeli, A., Zarei, B., & Tahmasebi, Z. (2017). The effect of salinity stress and salicylic acid on some physiological and biochemical traits of Black cumin (*Nigella sativa* L.). *Journal of Plant Biological Sciences*, 9(4), 69-84. Doi: 10.22108/ijpb.2018.104605.1029
- Garcia-Vila, M., Morillo-Velarde, R., & Fereres, E. (2019). Modeling sugar beet responses to irrigation with AquaCrop for optimizing water allocation. *Water*, 11(9), 1918. Doi: 10.3390/w11091918
- Gupta, N., Yadav, K. K., Kumar, V., Kumar, S., Chadd, R. P., & Kumar, A. (2019). Trace elements in soil-vegetables interface: Translocation, bioaccumulation, toxicity and amelioration-a review. *Science of the Total Environment*, 651, 2927-2942. Doi: 10.1016/j.scitotenv.2018.10.047
- Hasanuzzaman, M., Oku, H., Nahar, K., Bhuyan, M. B., Mahmud, J. A., Baluska, F., & Fujita, M. (2018). Nitric oxide-induced salt stress tolerance in plants: ROS metabolism, signaling, and molecular interactions. *Plant Biotechnology Reports*, 12, 77-92. Doi: 10.1007/s11816-018-0480-0
- Heydarzadeh, S., Gitari, H., Rahimi, A., Khiavi, H. K., Maitra, S., & Hosseinpour, A. (2021). Yield and quality traits of field-grown sugar beet (*Beta vulgaris* L.) in response to foliar application of micronutrients and different levels of manure. *International Journal of Bioresource Science*, 8(2), 109-118. Doi: 10.30954/2347-9655.02.2021.7
- Hossain, M. S., Alam, M. I., Rahman, M. M., Mandal, P., Hasan, M. K., & Akter, S. (2021). Performance of different

- sugar beet genotypes under salinity stress. *Asian Journal of Crop*, 6(01), 213-220. Doi: 10.3390/ijpb14010017
- Hosseini, H., Mousavi-Fard, S., Fatehi, F., & Qaderi, A. (2017). Changes in phytochemical and morpho-physiological traits of thyme (*Thymus vulgaris* CV Varico 3) under different salinity levels. *Journal of Medicinal plants*, 16(61), 22-33. DOR: 20.1001.1.2717204.2017.16.61.18.9
- Heath, R. L., & Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 125(1), 189-198. Doi: 10.1016/0003-9861(68)90654-1
- Kar, M., & Mishra, D. (1976). Catalase, peroxidase and polyphenol oxidase activity during rice leaf senescence. *Plant Physiology*, 57, 315-319. Doi: 10.1104/pp.57.2.315
- Khayamim, S., Noshad, H., Rajabi, A., & Jafari, R. (2021). Response of sugar beet multigerm genotypes to salinity stress. *Environmental Stresses in Crop Sciences*, 14(1), 235-247. Doi.org/10.22077/escs.2019.2664.1697
- Khanzadeh, P. (2017). Effects of seed inoculation by cycocel and biofertilizers on grain filling period in various levels of soil salinity. MSc thesis, Mohaghegh Ardabili University, Ardabil, Iran.
- Khorshid, A., & Rajabi, A. (2014). Investigation on quantity and quality characters of sugar beet advanced breeding populations in drought and salinity stress and non-stress conditions. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences*, 7(9), 532-536.
- Liu, Q., Liu, R., Ma, Y., & Song, J. (2018). Physiological and molecular evidence for Na⁺ and Cl⁻ exclusion in the roots of two *Suaeda salsa* populations. *Aquatic Botany*, 146, 1-7. Doi: 10.1016/j.aquabot.2018.01.001
- Li, J., Yu, B., Ma, C., Li, H., Jiang, D., Nan, J., Xu, M., Liu, H., Chen, S., Duanmu, H., & Li, H. (2022). Functional characterization of sugar beet M14 antioxidant enzymes in plant salt stress tolerance. *Antioxidants*, 12(1), 57. Doi: 10.3390/antiox12010057
- Mahadevaiah, C., Vignesh, P., Appunu, C., Valarmathi, R., Dhansu, P., Kumar, A., Dharshini, S., Padmanabhan, T. S., Narayan, J. A., Selvamuthu, K., & Sreenivasa, V. (2023). Physiological characterization of *Triplidium arundinaceum* and Sugarcane (*Saccharum* spp.) germplasm for salinity stress tolerance at the formative stage. *Sustainability*, 15(8), 6962. Doi.org/10.3390/su15086962
- Moharramnejad, S., & Valizadeh, M. (2015). Variation of pigment content and antioxidant enzyme activities in pinto bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings under salt stress. *Journal of Crop Ecophysiology*, 9(1), 153-166. (In Persian)
- Muchate, N. S., Rajurkar, N. S., Suprasanna, P., & Nikam, T. D. (2019). NaCl induced salt adaptive changes and enhanced accumulation of 20-hydroxyecdysone in the in vitro shoot cultures of *Spinacia oleracea* (L.). *Scientific Reports*, 9(1), 12522. Doi: 10.1038/s41598-019-48737-6
- Mekdad, A. A., Rady, M. M., Ali, E. F., & Hassan, F. A. (2021). Early sowing combined with adequate potassium and sulfur fertilization: Promoting *Beta vulgaris* (L.) yield, yield quality, and K-and S-use efficiency in a dry saline environment. *Agronomy*, 11(4), 806. Doi: 10.3390/agronomy11040806
- Raees, N., Ullah, S., & Nafees, M. (2023). Interactive effect of tocopherol, salicylic acid and ascorbic acid on agronomic characters of two genotypes of *Brassica napus* L. under induced drought and salinity stresses. *Gesunde Pflanzen*, 75(5), 1905-1923. Doi: 10.1007/s10343-022-00808-x
- Ramani, D. H., Singh, A. K., Prajapati, N. N., Tiwari, K. K., & Bhadauria, H. S. (2023). Genotypic difference in growth and physiological indices of grain amaranth species under salinity stress. *International Journal of Bio-resource and Stress Management*, 14(2), 268-278. Doi: 10.23910/1.2023.3332
- Shahraki, H., Mahdi Nezhad, N., & Fakheri, B. A. (2021). The effect of synthesis nanosilver by plant extract on morphological and antioxidant properties of Artichoke (*Cynara scolymus* L.) under salinity stress. *Plant Productions*, 44(1), 103-114. https://doi.org/10.22055/ppd.2020.29011.1746
- Taleghani, D., Rajabi, A., Hemayati, S. S., & Saremirad, A. (2022). Improvement and selection for drought-tolerant sugar beet (*Beta vulgaris* L.) pollinator lines. *Results in Engineering*, 13, 100367. Doi: 10.1016/j.rineng.2022.100367
- Tazikeh, N., Biabani, A., Saberi, A., Rahemi Karizaki, A., & Naeimi, M. (2021). Effect of leaf removal on quantitative and qualitative characteristics of autumn Sugar Beet cultivars in golestan province. *Iranian Journal of Field Crops Research*, 19(2), 141-151.
- Taghizadegan, M. E. H. D. I., Toorchi, M. A. H. M. O. U. D., Vahed, M. M., & Khayamim, S. (2019). Evaluation of Sugar Beet breeding populations based morpho-physiological characters under salinity stress. *Pakistan Journal of Botany*, 51(1), 11-17. Doi: 10.30848/PJB2019-1(7)
- Taleghani, D., Mohammadian, R., & Sadeghzadeh Saghadi, S. (2016). Autumn Sugar Beet planting, growing and harvesting guide. 2nd Ed. Vice President of Agricultural Education Promotion-Publication.

Evaluation of some physiological parameters of ten promising genotypes of sugar beet under salinity stress

Pouria Faraei¹, Sodabeh Jahanbakhsh Godehkahriz*², Salim Farzaneh², Seyedeh Yalda Raeisi Sadati³

¹ Department of Genetics and Plant Breeding, Faculty of Agriculture & Natural Resources, University of Mohaghegh Ardabili, Ardabil, Iran

² Department of Production Engineering and Plant Genetics, Faculty of Agriculture & Natural Resources, University of Mohaghegh Ardabili, Ardabil, Iran

³ Department of Plant Breeding-Molecular Genetics, Faculty of Agriculture & Natural Resources, University of Mohaghegh Ardabili, Ardabil, Iran
(Received: 2024/11/18, Accepted: 2025/01/15)

Abstract

Soil salinity is one of the limitations of sustainable production in arid and semi-arid areas, and about 20% of agricultural land in the world is under salinity stress, therefore, knowing the mechanisms of salt stress tolerance in promising sugar beet genotypes will help to introduce superior genotypes for cultivation in areas that are exposed to this stress. In order to investigate the effect of salinity stress on some physiological indicators of sugar beet genotypes, this research was carried out in a factorial manner in the form of a randomized complete block design with three replications in the greenhouse of the Agricultural Faculty University of Mohaghegh Ardabili in 2021. The test factors included the first factor of sugar beet genotypes (ten promising genotypes) and the second factor of salinity stress at four levels (control, 4, 8, and 12 dS/m). The required amount of salt (NaCl) for each salinity level was dissolved in water and added to the soil at the beginning of the experiment. The findings showed that among the studied genotypes, salinity stress decreased the concentration of root fresh weight, chlorophyll a, chlorophyll b and increased the concentration of proline (except for genotype number 5), malondialdehyde content and total soluble protein (except for genotype number 10) in leaves and roots. The studied genotypes of sugar beet under salinity stress can prevent the occurrence of oxidative stress by increasing the activity of catalase, peroxidase and polyphenol oxidase enzymes. In general, the studied genotypes have been influenced by salinity in different ways. Genotypes No. 5 and 8 had a significant decrease in the activity of leaf catalase enzyme and polyphenol oxidase enzyme, which indicates the use of their different mechanisms to deal with toxicity caused by salinity and that these genotypes are more tolerant to stress.

Keywords: Photosynthetic pigments, Malondialdehyde, Sugar beet, Sodium chloride

Corresponding author, Email: jahanbakhsh@uma.ac.ir