مقاله پژوهشی

ارزیابی برخی پارامترهای فیزیولوژیک ده ژنوتیپ امیدبخش چغندرقند تحت تنش شوری

پوریا فرایی[۱]، سدابه جهانبخش گده‌کهریز*[۲]، سلیم فرزانه[۲]، سیده یلدا رئیسی‌ساداتی[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

[۳] 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 چغندرقند 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 چغندرقند، 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 چغندرقند (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 دی‌آلدهید و پروتئین کل محلول (بجز ژنوتیپ شماره ۱۰) برگ و ریشه شد. ژنوتیپ‌های مورد مطالعه چغندرقند تحت تنش شوری با افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز می‌توانند از وقوع تنش اکسیداتیو جلوگیری کنند. به‌طورکلی، 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: چغندرقند، کلرید سدیم، رنگیزه‌های فتوسنتزی، مالون دی‌آلدهید

مقدمه

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

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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

به‌دست می‌آید. ایران به‌دلیل موقعیت خاص جغرافیای جز معدود کشورهایی است که امکان زراعت چغندرقند در بهار و پاییز در آن وجود دارد. سطح زیرکشت چغندرقند 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 قند 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 چغندرقند 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، 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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 چغندرقند 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، چغندرقند 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 چغندرقند است.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به‌منظور بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندرقند 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 چغندرقند (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 چغندرقند حاصل از تلاقی پنج پایه مادری (436×7112، 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 چغندرقند مورد مطالعه بعد از ضدعفونی با وایتکس (هیپوکلریت سدیم) ۱۰ ٪ بر روی کاغذ صافی قرار گرفته و در ادامه به‌مدت دو روز برای جوانه‌زنی در داخل دستگاه ژرمیناتور در دما ۲±۲۵ 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 ۲±۲۵ درجه سانتی‌گراد و دمای شبانه ۳±۱۵ 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 به‌مدت 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 چغندرقند 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 فیزیولوژیکی نمونه‌برداری انجام شد. نمونه‌های برگ و ریشه برای اندازه‌گیری صفات فیزیولوژیکی در فویل آلومینیوم قرار داده شد و پس از انجماد سریع با نیتروژن مایع به یخچال ۷۰- درجه‌سانتی‌گراد آزمایشگاه منتقل شده و نگهداری شدند.

سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: سنجش محتوای کلروفیل نمونه‌های برگی 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

جدول ۱- ژنوتیپ‌های امیدبخش چغندرقند 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

نیتروژن مایع به خوبی پودر شد. ۲ میلی‌لیتر استون ۸۰ ٪ به نمونه اضافه و بعد با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ انجام گرفت. عصاره رویی حاصل از سانتریفیوژ به لوله‌های آزمایش انتقال یافت. سپس به‌طور مجزا در طول‌موج‌های 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 =12.25A663.2 - 2.798A646.8

رابطه ۲:

Chlb =21.5A646\8 - 5.1A663\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 طول‌موج ۵۹۵ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد.

غلظت مالون دی‌آلدهید (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 طول‌موج ۵۳۲ و ۶۰۰ نانومتر با استفاده از دستگاه 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 سولفوسالیسیلیک 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 به‌مدت 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 طول‌موج 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 طول‌موج ۲۴۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفوتومتر 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، پیروگالل ۱۰۶ میلی‌لیتر در حمام یخ با هم مخلوط و به آن ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی اضافه و منحنی تغییرات جذب در طول‌موج ۴۲۵ نانومتر با دستگاه اسپکتروفوتومتر قرائت شد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

به‌منظور سنجش آنزیم پلی‌فنل اکسیداز، ۱/۵ میلی‌لیتر بافر تریس ۰/۲ مولار با pH برابر۷/۶ و ۰/۴ میلی‌لیتر پیروگالل ۰/۰۲ مولار در داخل حمام یخ اضافه شد سپس به مجموعه فوق، ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی اضافه و پس از قرارگرفتن در حمام آب گرم با دمای ۲۵ درجه به‌مدت ۵ دقیقه، تغییرات جذب در طول‌موج ۴۲۰ نانومتر با استفاده از دستگاه اسپکتروفوتومتر خوانده شد.

پس از نرمال‌نمودن داده‌ها با نرم‌افزار Minitab16، برای تجزیه داده‌ها از برنامه SAS 9.1 و مقایسه میانگین‌ها به روش LSD در سطح ۵ ٪ انجام شدند.

نتایج و بحث

مطابق جدول تجزیه واریانس (جدول ۲)، اثر برهمکنش تنش شوری × ژنوتیپ چغندرقند بر غلظت رنگیزه‌های فتوسنتزی کلروفیل *a*، کلروفیل *b*، کارتنوئید، میزان پرولین، محتوای پروتئین محلول، مالون دی‌آلدهید و نیز آنزیم آنتی‌اکسیدان کاتالاز برگ و ریشه، آنزیم پلی‌فنل اکسیداز برگ گیاه چغندرقند در سطح احتمال ۱ ٪ معنی‌دار بود، اما بر میزان فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ و ریشه و آنزیم پلی‌فنل اکسیداز ریشه معنی‌دار نبود. همچنین برای میزان آنزیم پراکسیداز برگ فقط اثر ساده ژنوتیپ و تنش شوری در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار بود و اختلاف معنی‌داری در غلظت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز بین ژنوتیپ‌های چغندرقند ملاحظه شد (جدول ۲).

غلظت رنگیزه‌های فتوسنتزی (کلروفیل *a*، کلروفیل *b* و کارتنوئیدها): براساس نتایج مقایسه میانگین (جدول ۳)، بیش‌ترین محتوای کلروفیل *a* تحت تنش شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر و کلروفیل *b* در شرایط عدم اعمال تنش شوری مشاهده شد. تنش شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر موجب افزایش ۲۳/۵۴ ٪ محتوای کارتنوئیدها نسبت به تیمار شاهد شد (جدول ۳). ژنوتیپ‌های ۵ و ۶ در شرایط شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر از کم‌ترین محتوای کلروفیل *a*، کلروفیل *b* و کارتنوئید (به‌ترتیب ۰/۷۷۰، ۰/۴۳۴ و ۰/۴۰۳ میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ) و ژنوتیپ‌های شماره ۲ و ۳ (به‌ترتیب ۱/۷۹۴، ۱/۱۱۱ و ۰/۹۱۳ میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ) از بیش‌ترین محتوای این صفات برخوردار بودند (جدول ۳). رنگدانه‌های فتوسنتزی یکی از فاکتورهای مهم در حفظ ظرفیت فتوسنتزی گیاهان هستند و عوامل تأثیرگذار بر این رنگدانه‌ها می‌تواند باعث تغییر کارایی فتوسنتز و در نهایت تغییر عملکرد گیاهان شود (علیلو و همکاران، ۱۳۹۹). پژوهش جهانبخش گده‌کهریز و رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۱) نشان داد تنش شوری بر مقدار کلروفیل *a*، *b* و کاروتنوئیدها اثر معنی‌داری دارد، به‌گونه‌ای که بالاترین میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی در سطح شاهد (عدم شوری) و کمترین مقادیر صفات مذکور در سطح بالاتر تنش شوری به‌دست آمد، که با نتایج پژوهش حاضر در رابطه با کاهش مقدار کلروفیل در ژنوتیپ‌های ۵ و ۶ مطابقت دارد. به‌نظر می‌رسد کاهش رنگیزه‌های فتوسنتزی در ژنوتیپ‌های مذکور تحت سطوح بالای شوری احتمالاً ناشی از تأثیر مزمن تجمع یون‌ها 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 کمپلکس‌های پروتئین-رنگیزه، القای تخریب کلروپلاست و افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه‌کننده کلروفیل، محتوای کلروفیل کاهش می‌یابد (Khayamim *et al.*, 2021). این موضوع نیز می‌تواند دلیلی بر کاهش محتوای کلروفیل‌ها و کارتنوئید در شرایط شوری باشد. آنچه که در این مطالعه مشاهده گردید، افزایش مقدار کاروتنوئیدها در ژنوتیپ‌هایی با شماره ۱، ۳، ۵، ۷ و ۹ تحت شرایط تنش شوری بود که می‌تواند نشان‌دهنده افزایش بیوسنتز این ترکیب‌ها طی تنش باشد و کاهش محتوای کارتنوئیدها نیز به‌دلیل ایفای نقش حفاظتی آن‌ها به‌عنوان آنتی‌اکسیدان باشد و اینکه در شرایط تنش فرآیند تجزیه‌شدن این مواد رخ دهد (جعفری و همکاران، ۱۴۰۰).

میزان پروتئین کل محلول، محتوای پرولین و مالون دی‌آلدهید برگ و ریشه: نتایج نشان داد که در بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه میزان پروتئین محلول برگ چغندرقند

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات							
		کلروفیل a	کلروفیل b	کارتنوئید	پروتئین کل محلول برگ	پروتئین کل محلول ریشه	مالون دی-آلدهید برگ	مالون دی آلدهید ریشه	وزن تر ریشه
بلوک	۲	۰/۰۲۰^{ns}	۰/۰۱۳^{ns}	۰/۰۳۴*	۰/۷۱۲^{ns}	۰/۶۱۵^{ns}	۰/۰۱۵^{ns}	۰/۰۱۶^{ns}	۳۵۵۱۵/۴۱۲**
ژنوتیپ (A)	۹	۰/۴۲۰**	۰/۱۴۲**	۰/۱۱۲**	۲۵۷۷/۷۴۴**	۱۸۲۳/۰۳۸**	۶/۲۱۰**	۵۳/۹۸۴**	۲۰۲۵۸/۷۲۵**
تنش شوری (B)	۳	۱/۶۷۴**	۰/۵۷۶**	۰/۰۰۲^{ns}	۴۴۲/۸۰۲**	۶۲۴/۰۲۰**	۷۹/۳۵۵**	۲۱۹/۴۲۰**	۳۷۷۱۹۱/۶۴۵**
A×B	۲۷	۰/۰۲۷**	۰/۰۱۴**	۰/۰۱۵**	۶۰/۶۹۷**	۵۰/۹۹۵**	۰/۲۱۹**	۱/۹۷۶**	۳۹۷/۵۰۶^{ns}
خطا	۷۸	۰/۰۰۹	۰/۰۰۵	۰/۰۰۷	۰/۹۹۶	۰/۳۳۴	۰/۰۰۶	۰/۰۰۷	۲۹۲/۰۹۳
ضریب تغییرات (٪)	–	۷/۹۳	۱۰/۶۶	۱۳/۵۲	۱/۶۷	۱/۱۵	۱/۰۹	۰/۸۱	۲/۱۸

^{ns}، **، * به‌ترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌داری در سطح احتمال ۱ ٪ و ۵ ٪

ادامه جدول ۲-

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات							
		پرولین برگ	پرولین ریشه	کاتالاز برگ	کاتالاز ریشه	پراکسیداز برگ	پراکسیداز ریشه	پلی‌فنل اکسیداز برگ	پلی‌فنل اکسیداز ریشه
بلوک	۲	۰/۰۰۱^{ns}	۰/۰۰۷^{ns}	۰/۵۱۰^{ns}	۴/۸۶۰*	۰/۰۰۰۴^{ns}	۲۷/۸۰۵^{ns}	۰/۰۲۰^{ns}	۰/۷۸۵^{ns}
ژنوتیپ (A)	۹	۰/۷۴۸**	۳/۴۹۴**	۱۷۵/۶۶۹**	۳۳/۰۲۴**	۱۰۸/۴۹۴**	۱۵/۴۰۶^{ns}	۶۷۶/۰۳۱**	۱۲/۹۴۲**
تنش شوری (B)	۳	۱/۹۸۳**	۲/۲۸۸**	۳۲/۲۲۰**	۱۰۱/۰۵۰**	۳۴۴/۳۷۸**	۶/۴۹۳^{ns}	۹۱/۴۸۸**	۱/۰۲۱^{ns}
A×B	۲۷	۰/۰۱۵**	۰/۰۸۹**	۲/۴۳۹**	۱/۹۹۰*	۳/۰۳۲^{ns}	۱۷/۵۵۹^{ns}	۴/۸۹۴**	۱/۲۱۵^{ns}
خطا	۷۸	۰/۰۰۷	۰/۰۰۳	۰/۵۵۱	۱/۱۴۰	۳/۳۷۸	۱۱/۵۹۱	۰/۰۹۰	۱/۲۴۷
ضریب تغییرات (٪)	–	۴/۴۱	۲/۲۷	۸/۵۴	۱۲/۵۰	۱۲/۴۸	۴۳/۸۸	۱/۰۸	۱/۱۱

^{ns}، **، * به‌ترتیب غیر معنی‌دار، معنی‌داری در سطح احتمال ۱ ٪ و ۵ ٪

در سطوح مختلف تنش شوری فقط برای ژنوتیپ شماره ۱۰ و میزان پرولین ریشه برای ژنوتیپ شماره ۵ کاهش یافت، در حالیکه محتوای پرولین و مالون دی‌آلدهید برگ و میزان پروتئین محلول و مالون دی‌آلدهید ریشه هر ۱۰ ژنوتیپ چغندرقند تحت تنش شوری نسبت به شاهد افزایش معنی‌داری داشت (جدول ۴). کم‌ترین میزان پروتئین کل محلول برگ و ریشه (به‌ترتیب ۳۴/۹۲۹ و ۲۹/۶۱۷ میلی‌گرم بر گرم) مربوط به ژنوتیپ‌های شماره ۶ و ۱ و نیز میزان پرولین برگ و ریشه چغندرقند مربوط به ژنوتیپ شماره ۵ در عدم اعمال تنش شوری بود. همچنین کم‌ترین میزان مالون دی‌آلدهید برگ و ریشه چغندرقند به‌ترتیب به ژنوتیپ‌های 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). به‌نظر می‌رسد کاهش محتوای پروتئین محلول برگ ژنوتیپ شماره ۱۰ در شرایط تنش شوری به‌دلیل کاهش سنتز پروتئین، افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه‌کننده پروتئین و واکنش پروتئین با رادیکال‌های آزاد باشد (Li *et al.*, 2022)، نتیجه به‌دست آمده در رابطه با ژنوتیپ شماره ۱۰ با یافته‌های دیگر پژوهش‌ها مبنی بر کاهش محتوای پروتئین کل تحت تنش شوری مطابقت داشت (جهانبخش گده‌کهریز و رئیسی‌ساداتی، ۱۴۰۱). بیش‌ترین میزان پروتئین محلول برگ و ریشه (به‌ترتیب ۸۵/۲۴۳ و ۷۲/۱۸۹ میلی‌گرم بر گرم) در ژنوتیپ‌های شماره ۸ و ۴ و نیز بیشترین مقدار پرولین و مالون دی‌آلدهید برگ (به‌ترتیب ۲/۵۹۰ و ۱۰/۸۴۶ میکروگرم بر گرم)

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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

تنش	ژنوتیپ	کلروفیل a (میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ)	کلروفیل b	کارتنوئیدها	تنش	کلروفیل a (میلی‌گرم بر گرم وزن تر برگ)	کلروفیل b	کارتنوئیدها
عدم اعمال شوری	۱	۱/۲۰۵$^{h-l}$	۰/۷۸۷$^{d-g}$	۰/۶۲۴$^{h-l}$	شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر	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$^{f-k}$
شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر	۱	۱/۳۳۳^{fgh}	۰/۶۹۶$^{f-j}$	۰/۷۸۸$^{a-f}$	شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر	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$^{i-m}$		۰/۸۱۸st	۰/۴۵۳^{op}	۰/۴۰۳^{n}
	۷	۱/۰۰۶$^{n-q}$	۰/۴۹۱$^{m-p}$	۰/۵۱۳$^{k-n}$		۰/۸۲۶st	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.

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 به‌فرد 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 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 دریافتند که با افزایش سطوح تنش شوری بر میزان پروتئین برگ و محتوای پرولین برگ چغندرقند افزوده

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

جدول ۴- مقایسه میانگین تأثیر تنش شوری بر محتوای پروتئین محلول، پرولین و مالون دی‌آلدهید ده ژنوتیپ امیدبخش چغندرقند

تیمار	برگ ژنوتیپ	پروتئین محلول (mg/g FW)	پرولین (µg/g FW)	مالون دی‌آلدهید (µg/g FW)	تنش	پروتئین محلول (mg/g FW)	پرولین (µg/g FW)	مالون دی‌آلدهید (µg/g FW)
عدم اعمال شوری	۱	۴۳/۴۷۴^{qr}	۱/۵۲۳^{rs}	۵/۱۸۰^{x}	شوری ۸ دسی‌زیمنس 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^{j}	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}
شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر	۱	۶۵/۷۶۶^{i}	۱/۷۹۲^{mno}	۷/۲۳۰^{n}	شوری ۱۲ دسی‌زیمنس 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}	۱/۴۳۹st	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 چغندرقند 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 چغندرقند تحت تنش شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر به‌دست آمد. همچنین بیشترین فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز برگ در ژنوتیپ شماره ۷ چغندرقند 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

ادامه جدول ۴-

ریشه	ژنوتیپ	پروتئین محلول (mg/g FW)	پرولین (µg/g FW)	مالون دی‌آلدهید (µg/g FW)	تنش	پروتئین محلول (mg/g FW)	پرولین (µg/g FW)	مالون دی‌آلدهید (µg/g FW)
عدم اعمال شوری	۱	۲۹/۶۱۷^{z}	۲/۰۱۳^{no}	۹/۰۲۳^{u}	شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر	۵۴/۴۷۹^{lm}	۲/۵۱۶^{hi}	۱۳/۰۳۰^{j}
	۲	۵۴/۹۷۶^{l}	۲/۸۰۷^{fg}	۹/۲۱۳^{t}		۶۰/۲۶۸^{i}	۳/۲۰۵^{c}	۱۳/۳۷۶^{i}
	۳	۳۴/۰۶۴^{z}	۲/۵۱۸^{hi}	۸/۵۲۶^{vw}		۳۷/۴۶۷^{v}	۲/۸۵۴^{ef}	۱۱/۴۷۳^{m}
	۴	۶۵/۳۳۲^{f}	۲/۳۹۰^{jk}	۸/۳۱۶^{wx}		۶۹/۸۴۷^{b}	۲/۷۸۹^{fg}	۱۲/۶۷۰^{k}
	۵	۳۵/۲۱۷^{y}	۱/۷۸۹^{qr}	۹/۴۰۰^{s}		۳۸/۷۶۰^{tu}	۱/۵۳۷^{t}	۱۳/۷۵۰^{g}
	۶	۴۴/۶۱۵^{p}	۱/۷۰۸^{rs}	۹/۴۰۰^{s}		۵۱/۴۸۲^{n}	۲/۰۹۷^{mn}	۱۴/۲۴۰^{f}
	۷	۵۶/۰۰۲^{k}	۱/۶۷۶^{s}	۷/۲۴۶^{xy}		۶۶/۴۱۳^{e}	۱/۸۸۳^{pq}	۹/۹۵۶^{r}
	۸	۳۳/۷۱۴^{z}	۲/۷۲۳^{g}	۵/۸۱۶^{z}		۴۲/۲۰۵^{q}	۳/۱۸۸^{c}	۷/۷۵۰^{x}
	۹	۵۹/۴۳۸^{i}	۲/۳۶۳^{jkl}	۶/۶۶۳^{y}		۶۷/۱۵۱^{de}	۲/۹۰۳^{e}	۹/۰۵۳^{u}
	۱۰	۳۹/۱۰۵st	۲/۴۳۹^{ij}	۶/۰۵۰^{yz}		۳۹/۷۸۲^{rs}	۳/۰۳۰^{d}	۸/۷۱۶^{v}
شوری ۴ دسی‌زیمنس بر متر	۱	۳۸/۰۰۱^{uv}	۲/۲۷۵^{l}	۱۰/۱۱۶^{q}	شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر	۶۳/۳۰۲^{g}	۲/۸۵۵^{ef}	۱۶/۳۲۰^{d}
	۲	۵۷/۰۴۹^{j}	۳/۰۵۱^{d}	۱۰/۴۵۳^{p}		۶۲/۲۳۳^{h}	۳/۵۹۳^{a}	۱۶/۵۱۶^{c}
	۳	۳۵/۷۰۰^{xy}	۲/۷۳۵^{g}	۹/۳۹۰^{s}		۳۸/۸۷۶^{stu}	۳/۱۷۹^{c}	۱۳/۵۳۰^{h}
	۴	۶۷/۴۶۰^{cd}	۲/۶۰۳^{h}	۹/۵۲۶^{s}		۷۲/۱۸۹^{a}	۳/۲۱۲^{c}	۱۶/۱۱۶^{e}
	۵	۳۶/۳۹۲^{wx}	۱/۷۰۹^{rs}	۱۰/۶۲۶^{o}		۳۹/۴۹۷^{rst}	۱/۴۱۶^{u}	۱۷/۱۰۰^{b}
	۶	۴۷/۱۷۱^{o}	۱/۹۳۰^{op}	۱۰/۹۳۰^{n}		۵۳/۷۰۰^{m}	۲/۳۳۹^{kl}	۱۷/۷۹۶^{a}
	۷	۵۹/۸۵۸^{i}	۱/۷۱۹^{rs}	۸/۲۰۶^{wx}		۶۹/۷۱۸^{b}	۲/۱۲۵^{m}	۱۲/۱۷۰^{l}
	۸	۳۷/۰۸۷^{vw}	۲/۹۱۸^{e}	۶/۴۰۳^{y}		۴۴/۹۳۸^{p}	۳/۴۳۴^{b}	۹/۱۳۶^{tu}
	۹	۶۱/۸۸۹^{h}	۲/۶۰۹^{h}	۷/۴۱۳^{x}		۶۸/۳۰۹^{c}	۳/۳۷۸^{b}	۱۱/۰۴۳^{n}
	۱۰	۳۹/۰۳۷st	۲/۷۵۷^{g}	۶/۹۰۳^{y}		۴۰/۰۸۰^{r}	۳/۴۰۱^{b}	۱۰/۶۰۶^{o}
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.

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 خنثی‌سازی 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 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 چغندرقند شده و در نتیجه اثرات مخرب تنش شوری را در این گیاهان کاهش داده است (Taghizadegan *et al.*, 2019). جهانبخش گده‌کهریز و رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۱) بیان کردند که در شرایط شوری میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (کاتالاز، پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز) گندم نسبت به شاهد افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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

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)		
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}	۵/۲۲۲ ^{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 ^{jkl}	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}
	LSD	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.

می‌یابد، که با نتایج به‌دست آمده ما در رابطه با افزایش فعالیت آنزیم‌های کاتالاز ریشه و پلی‌فنل اکسیداز برگ در ۱۰ ژنوتیپ چغندرقند هم‌راستا است. همچنین در نتایج مشابهی با این تحقیق، گزارش شده است تنش شوری موجب افزایش فعالیت پلی‌فنل اکسیداز در گندم و لوبیا شده است (Khanzadeh, 2017; Dastneshan, 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

جدول ۶- اثر اصلی تنش شوری و ژنوتیپ بر فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز و وزن تر ریشه چغندرقند

	تنش شوری	پراکسیداز برگ (تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه)	پلی‌فنل اکسیداز ریشه (تغییرات جذب در میکروگرم پروتئین بر دقیقه)	وزن تر ریشه (میلی‌گرم بر بوته)
سطوح تنش شوری (دسی‌زیمنس بر متر)	۰	۹/۸۰۸[c]	۸/۲۳۶[a]	۸۳۷/۰۹۷[b]
	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	پلی‌فنل اکسیداز	وزن تر ریشه	ژنوتیپ	پلی‌فنل اکسیداز	وزن تر ریشه
ژنوتیپ‌های چغندرقند	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 پلی‌فنل 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 فرآیندهای سازوکار دفاعی مشارکت داشته و در تعدیل اثرات مخرب تنش در گیاهان نقش دارد. همچنین آنزیم پلی‌فنل 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 پلی‌فنل اکسیداز نسبت به شاهد شد، که هم‌راستا با نتایج دیگر پژوهش‌ها در رابطه با افزایش فعالیت پراکسیداز و پلی‌فنل اکسیداز تحت تنش شوری و تنش فلز سنگین بود (رئیسی‌ساداتی و همکاران، ۱۴۰۳؛ جهانبخش گده‌کهریز و رئیسی‌ساداتی، 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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 چغندرقند 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

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که در بین ۱۰ ژنوتیپ امیدبخش چغندرقند، 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 چغندرقند 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 بـا سـمیت 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.

منابع

جعفری، طاهره، ایرانبخش، علیرضا، کمالی علی‌آباد، کاظم، دانشمند، فاطمه، و سید ابراهیم، سیفتی (۱۴۰۰). تأثیر سطوح تنش شوری بر برخی پارامترهای رشد، غلظت یون‌های معدنی، اسمولیت‌ها، آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی و فعالیت آنزیم فنیل‌آلانین آمونیالیاز در سه ژنوتیپ کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd). *مجله تازه‌های بیوتکنولوژی سلولی مولکولی*، *۱۲*(۴۵)، ۶۴-۸۵.

جهانبخش گده‌کهریز، سدابه، 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 پنکونازول 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، سدابه، و سیده یلدا، رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۳). تأثیر تنش شوری بر الگوی الکتروفورزی پروتئین کل و برخی صفات بیوشیمیایی گندم. *فرآیند و کارکرد گیاهی*، *۱۳*(۶۳)، ۳۲۵-۳۴۰. 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، شیری 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.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

فرهودی، روزبه، و سمر، خیامیم (۱۳۹۹). بررسی واکنش ارقام تجاری ایرانی چغندرقند به تنش شوری در مرحله جوانه‌زنی و رشد رویشی. *فرآیند و کارکرد گیاهی*، ۹(۳۶)، ۴۱۲-۳۹۷. 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، ویژگی‌های فیزیولوژیکی، ریخت‌شناختی و آناتومیکی دانه‌رست‌های گیاه بامیه (*Hibiscus esculentus* L.). *مجله زیست‌شناسی گیاهی ایران*، ۱۱(۴۲)، ۸۲-۶۷. Doi: 10.22108/IJPB.2019.114287.1128

رئیسی‌ساداتی، سیده یلدا، رئیسی‌ساداتی، فرشته، و میررضا، رئیسی‌ساداتی (۱۴۰۳). تأثیر محرک‌های زیستی بر برخی ویژگی¬های 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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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-physilogical 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 inoculotion 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. S., Narayan, J. A., Selvamuthu, K., & Sreenivasa, V. (2023). Physiological characterization of *Tripidium 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 activites 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.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]

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

Pouria Faraei [1], Sodabeh Jahanbakhsh Godehkahriz*[2], Salim Farzaneh[2], Seyedeh Yalda Raeisi Sadati [3]

[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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-06-23]