

مطالعه ویژگی‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی عدس (*Lens culinaris Madikus*) در شرایط تنش شوری

وجیهه حیدری^۱، محمدجواد احمدی لاهیجانی^{۱*}، جعفر نباتی^۲ و احمد نظامی^۱

^۱ گروه آگروتکنولوژی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد، ایران

^۲ پژوهشکده علوم گیاهی، دانشگاه فردوسی مشهد، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۱۰/۱۸، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۲/۰۱/۲۲)

چکیده

تنش شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های غیرزنده و کاهش‌دهنده عملکرد گیاهان زراعی در مناطق نیمه‌خشک و خشک است. به منظور بررسی اثر تنش شوری بر خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی ژنوتیپ‌های مختلف عدس، آزمایشی به صورت کرت‌های خردشده در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با سه تکرار در مزرعه تحقیقات شوری دانشگاه فردوسی مشهد در سال ۱۳۹۹-۱۴۰۰ اجرا شد. سطوح شوری ۲/۵، ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر در کرت‌های اصلی و شش ژنوتیپ عدس در کرت‌های فرعی قرار گرفتند. نتایج نشان داد که با افزایش سطح تنش شوری محتوای کاروتنوئیدها، فنل، سدیم برگ و زیست‌توده کاهش یافت. بیشترین محتوای فنل برگ در شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC178 مشاهده شد و با افزایش شدت تنش به ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب ۲۸ و ۲۳۸ درصد از محتوای فنل برگ کاسته شد. ژنوتیپ MLC118 دارای بیشترین فعالیت آنزیم کاتالاز در شرایط سطح ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بود و با افزایش شدت تنش شوری به ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر، فعالیت آنزیم کاتالاز به ترتیب ۱/۰۹ و ۱/۹۴ برابر کاهش یافت. از سوی دیگر، بیشترین زیست‌توده در سطح ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و در ژنوتیپ MLC117 مشاهده شد که نسبت به سطوح بالاتر شوری، بیش از دو برابر زیست‌توده بیشتری تولید کرد. بیشترین محتوای پرولین برگ در ژنوتیپ MLC26 در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد، در حالی که، با کاهش سطح تنش شوری به ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر، محتوای پرولین برگ به ترتیب به میزان ۴ و ۴۶ درصد کاهش یافت. به‌طورکلی، ژنوتیپ‌های MLC117 و MLC12 در شرایط تنش شوری در بیشتر صفات برتری داشتند.

کلمات کلیدی: پرولین، زیست‌توده، فنل، کاتالاز، DPPH

مقدمه

میلیون هکتار خاک در سطح جهان تحت تأثیر نمک قرار دارد و تقریباً دو میلیون هکتار زمین به دلیل افزایش شوری در سال قابل‌استفاده نیست (Pandey and Sengar, 2020). براساس بررسی‌های صورت گرفته، به‌طور تقریبی نیمی از زمین‌های فاریاب در ایران درگیر اثرات شوری خاک هستند و بخش

شوری خاک یکی از اصلی‌ترین تنش‌های غیرزنده در مناطق نیمه‌خشک و خشک است. شوری خاک عبارت از فراوانی نمک‌های کلرید سدیم، سولفات‌های کلسیم و منیزیم و بی‌کربنات‌ها در خاک و آب است (Hoang et al., 2014). ۸۳۰

*نویسنده مسئول، نشانی پست الکترونیکی: mjahmadi@um.ac.ir

وسیع از اراضی ایران، به ویژه مناطق مرکزی، مستعد شوری هستند (نباتی و همکاران، ۱۴۰۱b). تنش شوری باعث ایجاد مشکلات شدید بر فرایندهای مورفوفیزیولوژیک و بیوشیمیایی گیاهان مانند کاهش سرعت فتوسنتز، ارتفاع بوته، سطح برگ، شاخص سطح برگ و محتوای نسبی آب برگ و گیاه می شود (Omidi et al., 2022). سمیت یونهای سدیم ثبات غشاها را مختل می کند (Talaat et al., 2015). همچنین، سدیم به سمت اندامهای تولید مثلی نیز حرکت می کند و رشد و عملکرد گیاهان را کاهش می دهد (Talaat et al., 2015).

شوری در ابتدا باعث بسته شدن روزنه و کاهش فتوسنتز خالص و همچنین، تولید رادیکالهای آزاد اکسیژن (ROS) می شود. پتانسیل آب و پتانسیل اسمزی گیاهان با افزایش شوری منفی تر می شود، درحالی که با افزایش شوری، فشار تورژسانس افزایش می یابد (Ma et al., 2020). شوری باعث افزایش ضخامت اپیدرم، ضخامت مزوفیل، طول سلولهای پلاسמיד، قطر پلاسמיד و قطر سلولهای اسفنجی در برگ می شود (Pandey and Sengar, 2020). همچنین، فضاها بین سلولی در برگها و کریستای میتوکندری در اثر شوری کاهش می یابد و باعث تورم شبکه آندوپلاسمی و میتوکندری و تکه تکه شدن تونوپلاست و سیتوپلاسم می شود (Acosta-Motos et al., 2017). شوری در ادامه باعث ایجاد سمیت یونی در داخل سلول و بافت های گیاهی می شود که در آن نمکها در واکوئلها جایگذاری می شوند و نمکهای اضافی مانع از فرآیندهای آنزیمی می شوند (Hoang et al., 2014). افزایش مقدار کلرید سدیم باعث افزایش سدیم و کاهش کلسیم و پتاسیم در برگ گیاه می شود (Kumawat et al., 2017). مطالعات فیزیولوژیک نشان داده است که در طول تنش شوری اثرات اولیه (دقیقه تا ساعت) بر رشد گیاه به دلیل تنش آبی است، درحالی که اثرات خاص نمک بسیار دیرتر (روزها تا هفته ها) ظاهر می شود (Singh et al., 2017).

عدس (*Lens culinaris* Medikus) گیاهی خودگرده افشان، یک ساله از خانواده Leguminaceae است که نقش مهمی در تغذیه انسان و دام دارد. عدس منبع غذایی مهمی از

انرژی، پروتئین، کربوهیدراتها، فیبر، مواد معدنی، ویتامینها و ترکیبهای آنتی اکسیدانی و همچنین، اجزای غیرمغذی متنوعی مانند مهارکننده های پروتاز، تانن ها، الیگوساکاریدهای α -گالاکتوزید و اسید فیتیک را فراهم می کند (Pandey and Sengar, 2020). عدس با توانایی تثبیت نیتروژن به حاصلخیزی خاک کمک می کند که سبب می شود این گیاه را در تناوب زراعی با غلات مورد استفاده قرار دهند که کشاورزی پایدار را ترویج می کند. تخمین زده می شود که در آینده بخش وسیعی از تولید جهانی عدس تحت تأثیر شوری قرار گیرد (Pandey and Sengar, 2020). تخمین زده می شود که مناطق متأثر از شوری در شمال مدیترانه در پاسخ به افزایش یک درجه سانتی گراد دمای متوسط سالانه تا سال ۲۰۵۰ دو برابر خواهد شد (Szabolcs, 1990). همچنین، پیش بینی می شود که زمین های در معرض خطر شوری استرالیا در سال ۲۰۵۰ به ۱۷۰۰۰۰ کیلومتر مربع نسبت به حدود ۵۷۰۰۰ کیلومتر مربع در سال ۲۰۰۰ افزایش یابد (National Land and Water Resources Audit, 2001). عدس منبع اصلی تولید حبوبات در بسیاری از کشورها است و در شوری بالاتر از ۱/۷ دسی زیمنس بر متر، میزان عملکرد به طور قابل توجهی کاهش می یابد (نباتی و همکاران، ۱۴۰۰؛ کاید نظامی و بلوچی، ۱۳۹۳). همچنین در شرایط تنش شوری، رشد گیاه کند شده و بازده آن تا ۵۰ درصد پتانسیل واقعی کاهش می یابد (Panuccio et al., 2021). بررسی تحمل به شوری ۱۶۲ گونه عدس در محیط هیدروپونیک نشان داد که تحمل شوری به عواملی مانند محدودیت حرکت سدیم و کلر همراه با افزایش ضخامت اپیدرم و افزایش دسته های آوندی، کاهش جذب مواد غذایی ضروری مانند کلسیم و پتاسیم، کاهش تولید H_2O_2 ، افزایش تجمع پتاسیم، تجمع پرولین، فعالیت آنزیم آنتی اکسیدان، رشد گیاهیچه، میزان زیست توده و زنده مانی گیاهیچه در ارتباط است (Singh et al., 2017).

با توجه به گسترش روزافزون تنش شوری و کاهش حاصلخیزی اراضی زراعی تحت تنش شوری از یک طرف و اهمیت تولید عدس در این مناطق به عنوان یک منبع پروتئینی

جدول ۱- لیست ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه

شماره ردیف	کد بانک بذر	منشأ	تحمل به شوری
۱.	MLC12	ایران	متحمل
۲.	MLC26	ایران	متحمل
۳.	MLC104	ILL5732	حساس
۴.	MLC117	ILL20	متحمل
۵.	MLC118	ILL5774	متحمل
۶.	MLC178	ایران	متحمل

MLC: کلکسیون عدس مشهد، ILL: عدس بین‌المللی لگوم

مهم از طرف دیگر، مطالعه با هدف بررسی پاسخ‌های فیزیولوژیک ژنوتیپ‌های مختلف عدس برای به‌گزینی تحمل به شوری در شرایط مزرعه انجام گرفت.

مواد و روش‌ها

این مطالعه به‌صورت کرت‌های خردشده بر پایه طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با سه تکرار در مزرعه تحقیقات شوری دانشگاه فردوسی مشهد با طول جغرافیایی ۵۹ درجه و ۲۳ دقیقه طول شرقی و ۳۶ درجه و ۱۵ دقیقه عرض شمالی و ارتفاع ۹۸۵ متر از سطح دریا در سال زراعی ۱۴۰۰-۱۳۹۹ اجرا شد. تعداد پنج ژنوتیپ عدس برتر و یک ژنوتیپ حساس به شوری (جدول ۱) که در مطالعات مقدماتی به‌گزینی در شرایط شور انتخاب شده‌اند (نباتی و همکاران، ۱۴۰۰؛ نباتی و همکاران، ۱۴۰۱a) از بانک بذر حبوبات پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد تهیه شد. سطوح شوری شامل سه سطح آبیاری با هدایت الکتریکی ۲/۵، ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به‌عنوان عامل اصلی و ژنوتیپ‌ها به‌عنوان عامل فرعی در نظر گرفته شد.

خاک محل آزمایش دارای بافت لوم رسی، هدایت الکتریکی ۱/۳۱، اسیدیته ۷/۶۵، وزن مخصوص ظاهری ۱/۶۵ و کربن آلی آن ۱/۲۷ درصد بود. کاشت در ۱۹ اسفند ۱۳۹۹ انجام شد. هر کرت شامل چهار ردیف به طول دو متر با فاصله ردیف ۵۰ سانتی‌متر و تراکم بوته ۲۰۰ بوته در مترمربع بود. فاصله بین کرت‌های فرعی یک متر در نظر گرفته شد. به

منظور جلوگیری از نفوذ شوری مختلف بین تیمارهای آبیاری، فاصله بین بلوک‌ها دو متر در نظر گرفته شد. بلافاصله پس از کاشت، آبیاری با هدایت الکتریکی نیم دسی‌زیمنس بر متر انجام و تیمارهای آبیاری (۲/۵، ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر) به‌صورت تکمیلی در سه مرحله به‌طور یکسان برای شش ژنوتیپ، قبل از گلدهی، زمان گلدهی و پرشدن غلاف‌ها انجام شد. از کلرید سدیم برای اعمال سطوح تنش شوری استفاده شد. حجم آب آبیاری داده شده به هر کرت با استفاده از کنتور ثبت و مقدار آب در تمامی تیمارها یکسان در نظر گرفته شد. به‌منظور تهیه محلول شوری مقدار آب آبیاری در هر کرت اندازه‌گیری و بر این اساس مقدار نمک در هر لیتر محاسبه گردید از طرفی به منظور جلوگیری از تجمع نمک در طی آبیاری‌ها ضریب آب شویی ۱/۲ در نظر گرفته شد (نباتی و همکاران، ۱۳۹۳؛ نباتی و همکاران، ۱۳۹۰). این محلول در مزرعه تهیه و به‌وسیله لوله در هر کرت توزیع شد.

به‌منظور اندازه‌گیری خصوصیات رنگ‌دانه‌ها، کربوهیدرات‌های محلول، فنل، پرولین، مهار رادیکال فعال DPPH، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز و پتانسیل اسمزی در زمان ۵۰ درصد گلدهی نمونه‌گیری انجام شد. در انتهای فصل رشد پس از حذف حاشیه یک مترمربع جهت تعیین زیست‌توده بوته‌ها جمع‌آوری شد. در انتها میزان سدیم و پتاسیم اندام هوایی اندازه‌گیری شد. پتانسیل اسمزی برگ‌ها با استفاده از دستگاه اسمومتر (دستگاه اسمومتر مدل OM802.D شرکت Wogel) براساس روش نقطه انجماد تعیین شد (معادله ۱). برای این منظور

میزان سدیم و پتاسیم اندام هوایی گیاه با استفاده از ۲۵۰ میلی‌گرم نمونه خشک آسیاب شد و به مدت یک شب در اسید نیتریک ۸۰ غلیظ هضم و یک ساعت در دمای ۸۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفته شد و مخلوط باقی‌مانده صاف شد و با دستگاه فلیم فتومتر (UK-Jenway) و محلول‌های سدیم پتاسیم استاندارد تعیین خواهد شد (Tandon, 1995).

تجزیه و تحلیل آماری با استفاده از نرم‌افزار Minitab 16 و مقایسه میانگین‌ها به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد انجام گرفت.

نتایج و بحث

رنگ‌دانه‌های فتوستتزی برگ: نتایج تجزیه واریانس صفات نشان داد که سطوح تنش شوری تأثیر معنی‌داری بر محتوای کلروفیل b برگ داشت (جدول ۲). با افزایش شدت تنش شوری محتوای کلروفیل b برگ کاهش یافت، به طوری که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای کلروفیل b در سطوح تنش شوری برابر با ۴۲ درصد بود (شکل ۱). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین محتوای کلروفیل b برگ با کلروفیل a ($r=0.50^{**}$) رابطه مثبت و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

سطوح شوری، ژنوتیپ و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر محتوای کاروتنوئیدهای برگ داشتند (جدول ۲). در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه، با افزایش شدت تنش شوری محتوای کاروتنوئیدهای برگ کاهش یافت. نتایج نشان داد که ژنوتیپ MLC104 بیشترین محتوای کاروتنوئیدها را سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر داشت، در حالی که با افزایش سطح تنش شوری به ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر محتوای کاروتنوئیدهای برگ این ژنوتیپ به ترتیب به میزان ۵۴ و ۱۱۲ درصد کاهش یافت. در تیمار شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر، ژنوتیپ MLC178 دارای بیشترین محتوای کاروتنوئیدها بود و نسبت به سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به میزان ۲۱ درصد کاهش مشاهده شد. همچنین، ژنوتیپ MLC117 در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر دارای بیشترین

نمونه‌های برگ در میکروتیوب‌های ۰/۵ میلی‌لیتری خرد و عصاره‌گیری شد. نمونه به دست آمده توسط دستگاه اسمومتر که توسط محلول استاندارد گلوکز کالیبره و تعیین کمیت شد. میزان اسمولیت‌های موجود در برگ برحسب مول بر گرم ماده خشک بر پایه ترکیب رابطه و انت هوف و میزان آب برگ و ریشه محاسبه شد (Voet et al, 2001).

معادله ۱:

$$O_s = (-O_p/RT) \times (WC/(1-WC))$$

O_s که در این رابطه میزان اسمولیت برحسب میلی‌مول بر گرم ماده خشک، R ثابت گاز معادل ۰/۰۸۳ و T دمای محیط برحسب کلون و O_p پتانسیل اسمزی برگ برحسب بار و WC میزان آب برگ یا ریشه است.

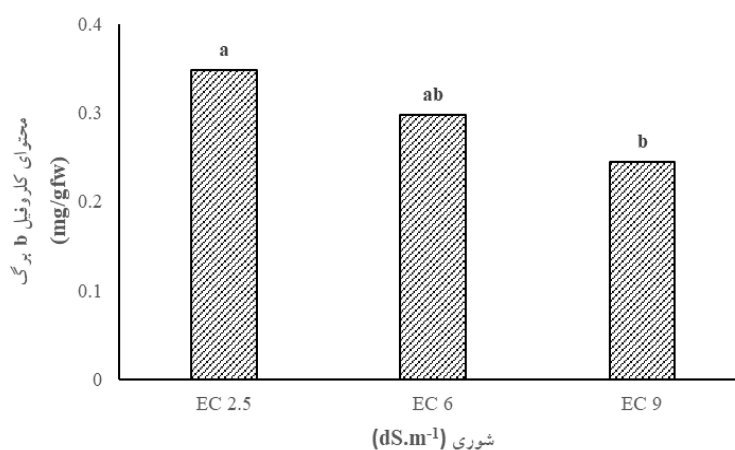
غلظت فنل کل در نمونه برگ تازه و براساس روش فولین شیکالتو (Singleton and Rossi, 1965) و استاندارد گالیک اسید تعیین شد. اندازه‌گیری رنگ‌دانه‌های فتوستتزی با استفاده از روش Dere و همکاران (۱۹۹۸) انجام شد. میزان پرولین در بافت برگ براساس روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) و با استفاده از منحنی استاندارد پرولین تعیین شد. با استفاده از روش فنل سولفوریک اسید (Dubois et al., 1956) و استاندارد گلوکز میزان کربوهیدرات‌های محلول برگ اندازه‌گیری شد.

برای اندازه‌گیری مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH(1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl) میزان جذب در ۵۱۷ نانومتر پس از ۳۰ دقیقه تاریکی، توسط دستگاه اسپکتروفوتومتر خوانده شد برای این منظور از منحنی استاندارد اسید آسکوربیک استفاده گردید. فعالیت کاتالاز (EC 1.11.1.6) براساس میزان اولیه ناپدید شدن پراکسید هیدروژن مطابق با روش Velikova و همکاران (۲۰۰۰) ارزیابی شد. فعالیت پراکسیداز (EC 1.11.1.7) براساس روش Srinivas و همکاران (۱۹۹۹) متعاقب شکل‌گیری تتراگایاکول با جذب در ۴۷۰ نانومتر و استفاده از ضریب خاموشی ۲۶/۶ میلی‌مولار برای محاسبه مقدار تتراگایاکول اندازه‌گیری شد. فعالیت آسکوربات پراکسیداز (EC 1.11.1.11) مطابق روش Yamaguchi و همکاران (۱۹۹۵) اندازه‌گیری شد.

جدول ۲- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) کلروفیل a، کلروفیل b، کاروتنوئیدها، نسبت کلروفیل a/b و کل رنگ‌دانه‌های فتوستزی ژنوتیپ‌های عدس در سطوح تنش شوری

منابع تغییر	درجه آزادی	کلروفیل a	کلروفیل b	کاروتنوئیدها	کلروفیل a/b	کل رنگ‌دانه‌ها
بلوک	۲	۰/۰۲۳ ^{ns}	۰/۰۱۵ ^{ns}	۰/۰۰۰۱ ^{ns}	۰/۰۶۵ ^{ns}	۰/۰۸۰ ^{ns}
تنش شوری (A)	۲	۰/۲۶۰ ^{ns}	۰/۰۴۷*	۰/۰۱۰**	۰/۳۵۹ ^{ns}	۰/۶۷۸*
خطای a	۴	۰/۰۴۳	۰/۰۰۵	۰/۰۰۰۳	۰/۳۷۴	۰/۰۷۱
ژنوتیپ (B)	۵	۰/۰۰۵ ^{ns}	۰/۰۰۲ ^{ns}	۰/۰۰۲**	۰/۰۵۵ ^{ns}	۰/۰۱۹ ^{ns}
A × B	۱۰	۰/۰۰۷ ^{ns}	۰/۰۰۱ ^{ns}	۰/۰۰۱*	۰/۱۰۴*	۰/۰۱۲ ^{ns}
خطای کل	۳۰	۰/۰۰۵	۰/۰۰۱	۰/۰۰۰۳	۰/۰۴۲	۰/۰۱۰
C.V%		۱۶/۲	۸/۸۴	۲۰/۰	۱۴/۰	۱۱/۸

ns و * و ** به ترتیب بیانگر تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، پنج درصد و عدم تفاوت معنی‌دار در سطح پنج درصد هستند.



شکل ۱- اثر تنش شوری بر کلروفیل b برگ ژنوتیپ‌های عدس. میانگین‌های دارای حروف مشترک براساس آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

اثر سطوح شوری و ژنوتیپ‌های عدس بر نسبت کلروفیل a/b معنی‌دار نبود ولی برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر نسبت کلروفیل a/b داشتند (جدول ۲). در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری نسبت کلروفیل a/b کاهش یافت. نتایج نشان داد ژنوتیپ MLC104 در سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر دارای بیشترین نسبت کلروفیل a/b بود و با افزایش سطح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر این نسبت به میزان ۲۰ و ۶۷ درصد کاهش یافت. همچنین بیشترین نسبت کلروفیل a/b در سطح تنش

محتوای کاروتنوئیدهای برگ بود که نسبت به تیمار شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر ۳۲ درصد کاهش مشاهده شد. کمترین میزان این صفت نیز در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC12 مشاهده شد که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای کاروتنوئیدهای برگ برابر با ۱/۷۱ برابر بود (جدول ۳). با توجه به نتایج همبستگی صفات، بین محتوای کاروتنوئیدهای برگ با نسبت کلروفیل a ($r=0/74^{**}$) و کلروفیل b ($r=0/33^*$) همبستگی مثبت و معنی‌داری داشت (جدول ۸).

جدول ۳- اثر تنش شوری و ژنوتیپ‌های عدس بر محتوای کاروتنوئیدها و نسبت کلروفیل a/b

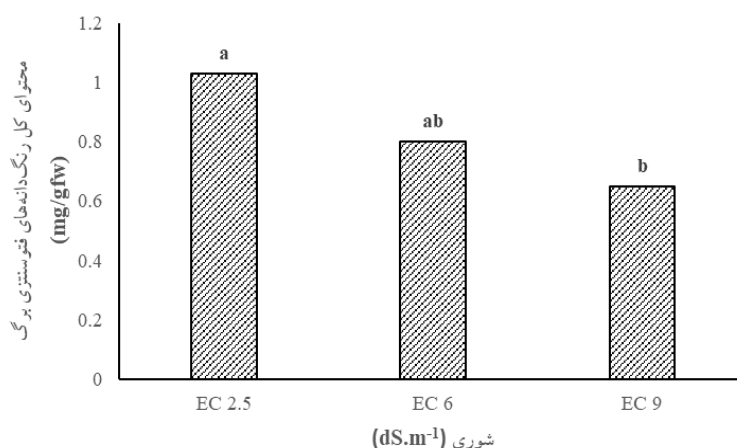
ژنوتیپ						تنش شوری	
MLC178	MLC118	MLC117	MLC104	MLC26	MLC12	(dS.m ⁻¹)	
۰/۱۳۳ ^{a-c}	۰/۱۴۱ ^{ab}	۰/۱۰۸ ^{b-d}	۰/۱۵۷ ^a	۰/۰۸۹ ^{d-f}	۰/۰۸۲ ^{d-f}	۲/۵	کاروتنوئیدها
۰/۱۱۰ ^{b-d}	۰/۰۸۱ ^{d-f}	۰/۰۸۱ ^{d-f}	۰/۱۰۲ ^{c-e}	۰/۰۸۱ ^{d-f}	۰/۰۷۷ ^{d-f}	۶	(mg/gfw)
۰/۰۶۸ ^{e-f}	۰/۰۷۹ ^{d-f}	۰/۰۸۲ ^{d-f}	۰/۰۷۴ ^{d-f}	۰/۰۷۱ ^{e-f}	۰/۰۵۸ ^f	۹	
۱/۷۲ ^{a-b}	۱/۷۷ ^{a-b}	۱/۴۹ ^{b-d}	۱/۹۲ ^a	۱/۶۳ ^{b-c}	۱/۴۷ ^{b-d}	۲/۵	کلروفیل a/b
۱/۴۲ ^{b-d}	۱/۲۵ ^{cd}	۱/۲۸ ^{c-d}	۱/۶۰ ^{a-c}	۱/۴۱ ^{b-d}	۱/۴۱ ^{b-d}	۶	
۱/۴۸ ^{b-d}	۱/۲۷ ^{cd}	۱/۲۷ ^{c-d}	۱/۱۵ ^d	۱/۴۱ ^{a-d}	۱/۴۶ ^{b-d}	۹	

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون براساس آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

هم‌راستا با نتایج پژوهش حاضر، کاهش محتوای کلروفیل کل و کاروتنوئیدهای برگ در اثر تنش شوری توسط سایر پژوهشگران نیز گزارش شده است (Mudgal et al., 2010; Taibi et al., 2016; Abdul Qados, 2011; Beltagi, 2008). کاهش محتوای رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در گیاهان در تنش شوری ممکن است به دلیل تغییر هدایت روزنه‌ای برگ‌ها، تجزیه کمپلکس پروتئین رنگ‌دانه و مهار جذب یون‌های منیزیم باشد که جزء اصلی کلروفیل و برای سنتز آن مهم و حیاتی است (Dharamvir et al., 2018; Parida and Das, 2005). تنوع زیادی بین ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه از نظر رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در واکنش به افزایش شدت تنش شوری مشاهده شد. در بیشتر ژنوتیپ‌ها محتوای رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی با افزایش سطح تنش شوری کاهش یافت. کاروتنوئیدها انرژی نور را برای فرآیند فتوسنتز در گیاهان جذب می‌کنند، نقش مهمی در حذف مولکول‌های کلروفیل سه‌گانه و همچنین، رادیکال‌های اکسیژن دارند و گرمای اضافی را از طریق چرخه زانتوفیل خارج می‌کنند. کاهش محتوای کاروتنوئیدها ناشی از تنش شوری در همه ژنوتیپ‌ها مشاهده شد. در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر از نظر محتوای کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی ژنوتیپ MLC12 در مقایسه با دیگر ژنوتیپ‌ها دارای بیشترین مقدار بود، که نشان‌دهنده تحمل آن نسبت به شوری است.

شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر در ژنوتیپ MLC104 مشاهده شد. از طرف دیگر، بیشترین نسبت کلروفیل a/b در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر در ژنوتیپ MLC178 به دست آمد و به میزان ۱۶ درصد نسبت سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر نسبت کلروفیل a/b کمتری دارا بود. کمترین میزان این صفت نیز در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC104 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین نسبت کلروفیل a/b برابر با ۶۷ درصد بود (جدول ۳). نتایج همبستگی صفات نشان داد نسبت کلروفیل a/b با کلروفیل a ($r=0/65^{**}$) و کاروتنوئید ($r=0/48^{**}$) رابطه مثبت و معنی‌داری داشت (جدول ۸).

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح تنش شوری تأثیر معنی‌داری بر کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی داشت ولی ژنوتیپ عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر این ویژگی نداشتند (جدول ۲). با افزایش سطح تنش شوری محتوای کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی کاهش یافت، به طوری که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی در سطوح تنش شوری برابر با ۵۹ درصد بود (شکل ۲). نتایج همبستگی صفات نشان داد کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی با کلروفیل a ($r=0/95^{**}$)، کلروفیل b ($r=0/70^{**}$)، کاروتنوئید ($r=0/71^{**}$) و نسبت کلروفیل a/b ($r=0/45^{**}$) رابطه مثبت و معنی‌داری داشت (جدول ۸).



شکل ۲- اثر تنش شوری بر کل رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی برگ ژنوتیپ‌های عدس. میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

جدول ۴- تجزیه واریانس (میانگین مربعات کربوهیدرات محلول، فنل، پرولین، مهار رادیکال آزاد DPPH، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز و پتانسیل اسمزی تحت تأثیر تنش شوری و ژنوتیپ‌های عدس)

منابع تغییر	درجه آزادی	کربوهیدرات محلول در آب	فنل	پرولین	DPPH	کاتالاز	آسکوربات پراکسیداز	پراکسیداز	پتانسیل اسمزی
بلوک	۲	۰/۰۱۱ ^{ns}	۱۰۱ ^{ns}	۰/۰۵۴ ^{ns}	۰/۰۱۶ ^{ns}	۱۱۰ ^{ns}	۵/۰۲ ^{ns}	۰/۱۸۳ ^{ns}	۰/۷۴۴ ^{ns}
شوری (A)	۲	۰/۰۹۶ ^{ns}	۲۳۳۲*	۵/۵۷**	۴/۸۴**	۹۸۷۶۴**	۵۴/۰**	۱۴/۱*	۲۱/۴**
خطای a	۴	۰/۰۳۴	۳۱۳	۰/۲۵۰	۰/۲۲۳	۵۵۵	۱/۲۹	۱/۲۰	۰/۲۱۴
ژنوتیپ (B)	۵	۰/۲۱۸**	۸۵۰**	۲/۹۷**	۰/۱۳۱ ^{ns}	۵۲۹۳۳**	۱۰۸**	۹/۵۳**	۵/۵۵**
A × B	۱۰	۰/۰۵۶**	۱۱۸۶**	۰/۷۹۸**	۰/۸۲۲**	۴۶۵۷۷**	۱۱۰**	۷/۱۶**	۳/۰۹**
خطای کل	۳۰	۰/۰۰۷	۴۳/۰	۰/۰۹۷	۰/۱۲۳	۱۰۷۱	۲/۳۷	۰/۶۲۴	۰/۲۳۴
C.V%		۱۷/۶	۱۲/۹	۱۶/۹	۸/۲۲	۱۳/۱	۱۴/۷	۱۸/۱	۱۶/۱

ns و * و ** به ترتیب بیانگر تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، پنج درصد و عدم تفاوت معنی‌دار در سطح پنج درصد هستند.

نسبت به سطوح شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب ۱۵ و ۳۶ درصد کربوهیدرات محلول بیشتری دارا بود. همچنین، ژنوتیپ MLC12 در شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین محتوای کربوهیدرات‌های محلول را دارا بود. کمترین میزان این ویژگی در شرایط بدون تنش و ژنوتیپ MLC117 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای کربوهیدرات‌های محلول بیش از سه برابر بود (جدول ۵).

محتوای کربوهیدرات‌های محلول برگ: بررسی نتایج تجزیه واریانس نشان داد که ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش سطوح شوری و ژنوتیپ تأثیر معنی‌داری بر محتوای کربوهیدرات‌های محلول برگ داشتند (جدول ۴). در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری محتوای کربوهیدرات‌های محلول افزایش یافت. با توجه به نتایج، در ژنوتیپ MLC12 در سطح تنش ۹ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین محتوای کربوهیدرات‌های محلول مشاهده شد که

جدول ۵- اثر تنش شوری و ژنوتیپ بر کربوهیدرات‌های محلول، فنل، پرولین، مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز و پتانسیل اسمزی

ژنوتیپ						تنش شوری (dS.m ⁻¹)	
MLC178	MLC118	MLC117	MLC104	MLC26	MLC12		
۰/۲۷۳ ^{g-h}	۰/۲۲۷ ^h	۰/۲۰۲ ^h	۰/۳۴۰ ^{f-h}	۰/۴۴۵ ^{e-f}	۰/۶۳۸ ^{b-c}	۲/۵	کربوهیدرات‌های محلول (mg.gfw)
۰/۴۷۰ ^{d-f}	۰/۶۳۴ ^{b-c}	۰/۲۷۰ ^{g-h}	۰/۴۴۸ ^{e-f}	۰/۴۲۰ ^{e-g}	۰/۷۵۹ ^{ab}	۶	
۰/۵۷۲ ^{c-e}	۰/۳۸۴ ^{f-g}	۰/۳۸۵ ^{f-g}	۰/۶۰۷ ^{b-d}	۰/۶۷۷ ^{b-c}	۰/۸۷۰ ^a	۹	
۸۲/۴ ^a	۵۳/۷ ^{d-f}	۵۶/۱ ^{c-f}	۷۵/۴ ^{a-b}	۶۷/۸ ^{b-c}	۷۳/۹ ^{a-b}	۲/۵	فنل (mg.gfw)
۶۴/۴ ^{b-d}	۵۰/۰ ^{e-g}	۲۲/۸ ^h	۴۷/۴ ^{f-g}	۶۰/۴ ^{c-e}	۵۳/۰ ^{d-f}	۶	
۲۴/۸ ^h	۲۴/۲ ^h	۲۲/۸ ^h	۴۰/۹ ^g	۵۶/۳ ^{c-f}	۴۹/۸ ^{e-g}	۹	
۰/۷۶۰ ^f	۰/۹۸۲ ^{e-f}	۱/۱۰ ^{e-f}	۰/۷۹۸ ^{e-f}	۲/۲۶ ^{b-c}	۱/۳۳ ^{d-f}	۲/۵	پرولین (mg.gfw)
۱/۱۴ ^{e-f}	۲/۰۴ ^{b-c}	۱/۳۶ ^{d-e}	۱/۱۰ ^{e-f}	۳/۱۸ ^a	۱/۷۶ ^{c-d}	۶	
۲/۲۸ ^{b-c}	۲/۹۸ ^a	۲/۳۸ ^b	۲/۲۴ ^{b-c}	۳/۳۰ ^a	۲/۲۳ ^{b-c}	۹	
۳/۲۰ ^h	۳/۳۲ ^{g-h}	۳/۶۷ ^{f-h}	۳/۹۲ ^{d-g}	۳/۶۶ ^{f-h}	۳/۸۱ ^{e-h}	۲/۵	DPPH (mg.gfw)
۴/۳۷ ^{b-e}	۴/۲۱ ^{c-f}	۳/۷۶ ^{e-h}	۴/۲۱ ^{c-f}	۴/۶۱ ^{a-c}	۴/۵۵ ^{a-d}	۶	
۵/۰۵ ^a	۴/۹۸ ^{a-b}	۴/۹۷ ^{a-b}	۴/۶۵ ^{a-c}	۴/۸۷ ^{a-c}	۴/۹۶ ^{a-b}	۹	
۳۴۳ ^b	۳۵۴ ^b	۳۱۸ ^{b-c}	۳۵۵ ^b	۶۵۹ ^a	۲۷۹ ^c	۲/۵	کاتالاز (Unit.min ⁻¹ gfw)
۱۸۶ ^{d-e}	۲۹۷ ^{b-c}	۲۱۹ ^d	۱۸۰ ^{d-e}	۳۱۵ ^{b-c}	۱۵۵ ^{e-f}	۶	
۱۴۵ ^{e-f}	۱۰۹ ^f	۹۴/۵ ^f	۱۷۲ ^{d-e}	۲۲۴ ^d	۱۱۲ ^f	۹	
۸/۶۹ ^c	۷/۶۴ ^{c-d}	۶/۶۴ ^{c-d}	۶/۴۸ ^{c-d}	۶/۹۵ ^{c-d}	۵/۳۲ ^d	۲/۵	آسکوربات پراکسیداز (Unit.min ⁻¹ gfw)
۱۲/۰ ^b	۷/۹۴ ^{c-d}	۷/۴۸ ^{c-d}	۷/۸۲ ^{c-d}	۱۳/۴ ^b	۸/۳۷ ^c	۶	
۱۳/۵ ^b	۲۴/۵ ^a	۷/۹۸ ^{c-d}	۸/۶۴ ^c	۲۶/۲ ^a	۹/۳۷ ^c	۹	
۵/۲۲ ^{c-f}	۲/۲۸ ^{i-j}	۲/۷۶ ^{h-j}	۲/۴۴ ^{h-j}	۳/۴۲ ^{g-i}	۱/۸۴ ^j	۲/۵	پراکسیداز (Unit.min ⁻¹ gfw)
۶/۷۲ ^{a-b}	۲/۸۲ ^{h-j}	۳/۸۷ ^{f-h}	۲/۶۳ ^{h-j}	۴/۸۰ ^{d-g}	۶/۵۲ ^{a-c}	۶	
۵/۴۶ ^{b-e}	۴/۵۷ ^{e-g}	۶/۱۰ ^{a-d}	۴/۹۱ ^{d-f}	۴/۸۴ ^{d-g}	۷/۴۸ ^a	۹	
-۳/۰۹ ^{e-f}	-۲/۸۳ ^f	-۱/۴۶ ^{f-h}	-۰/۷۶ ^{۲h}	-۲/۴۵ ^f	-۱/۲۸ ^h	۲/۵	پتانسیل اسمزی (Mpa)
-۳/۹۷ ^{c-d}	-۱/۵۳ ^{g-h}	-۲/۲۶ ^{f-g}	-۲/۳۰ ^{f-g}	-۳/۸۰ ^{d-e}	-۲/۹۸ ^{e-f}	۶	
-۴/۵۳ ^{b-d}	-۴/۷۲ ^{b-c}	-۲/۶۴ ^f	-۵/۳۱ ^{a-b}	-۵/۷۱ ^a	-۲/۵۴ ^f	۹	

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون بر اساس آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد تفاوت معنی داری ندارند.

Teimouria *et al.*, 2009; Almodares *et al.*, 2008; Ahmad *et al.*, 2006). پژوهشگران اظهار داشتند که بستن روزنه‌ها و کاهش تثبیت دی‌اکسید کربن و فتوسنتز در اثر تنش شوری در گیاهان، منجر به ایجاد اختلال در متابولیسم کربوهیدرات‌ها و آمینواسیدها می‌گردد که در این وضعیت کربوهیدرات‌ها و

کربوهیدرات‌های محلول ترکیب‌هایی هستند که گیاه برای تنظیم و حفاظت اسمزی از آنها بهره می‌جوید (Hirich *et al.*, 2011; Gill *et al.*, 2014). نتایج به‌دست‌آمده از مطالعات گذشته نشان می‌دهد که میزان کربوهیدرات‌های محلول در تنش شوری افزایش می‌یابد (Leatherwood *et al.*, 2007;)

قطبیشان احتمالاً دارای خواص آنتی‌اکسیدانی طی تنش اکسیداتیو هستند (Hoed, 2010). در غلظت نمک بالا، جذب فسفر و پتاسیم که ماده اصلی متابولیت‌های ثانویه مانند فنل‌ها هستند، کاهش می‌یابد (Rezazadeh *et al.*, 2012). همچنین، به دلیل اختلال در فعالیت‌های آنزیمی در شوری بالا، فتوسنتز کاهش می‌یابد؛ بنابراین، رشد گیاه و تولید فنل‌ها کاهش می‌یابد (Wong *et al.*, 2006). این می‌تواند کاهش مشاهده شده ترکیب‌های فنل در غلظت نمک بالا در آزمایش حاضر را توضیح دهد.

محتوای پرولین برگ: تجزیه واریانس صفات نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر محتوای پرولین برگ داشتند (جدول ۴). در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش شدت تنش شوری محتوای پرولین افزایش یافت. با توجه به نتایج، ژنوتیپ MLC26 بیشترین محتوای پرولین برگ را سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر داشت، در صورتی که با کاهش میزان شوری به ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر محتوای پرولین برگ به ترتیب به میزان ۴ و ۴۶ درصد کاهش یافت. همانند شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر، در تیمار شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC26 دارای بیشترین محتوای پرولین بود. کمترین میزان این صفت نیز در شرایط بدون تنش و ژنوتیپ MLC178 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای پرولین برگ برای ژنوتیپ‌های فوق، بیش از سه برابر بود (جدول ۵).

پرولین در از بین بردن رادیکال‌های آزاد در گیاهان نقش دارد. پرولین یک اسمولیت رایج و چند عملکردی است که در گیاهان وجود دارد و به‌عنوان سطح اولیه دفاع در گیاهان در شرایط تنش‌زا محسوب می‌شود. پرولین یک اسیدآمینو چندمنظوره است. تحت تنش شوری، پرولین بیان ژن‌های مختلف مرتبط با آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی را تنظیم می‌کند (Kim and Nam, 2013). در مطالعه حاضر، تجمع پرولین با افزایش غلظت کلرید سدیم افزایش یافت، اما MLC26 نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها مقدار بیشتری پرولین انباشته کرد که

متابولیت‌های پروتئینی نظیر پرولین و گلیسین بتائین در برگ‌ها تجمع می‌یابند (Suriyan and Chalernpol, 2009). با تشدید تنش شوری، مقادیر قابل توجهی از کربن که می‌توانست برای تأمین رشد گیاه مورد استفاده قرار گیرد، به‌منظور تنظیم اسمزی، در تولید ترکیب‌های اسمزی مثل قندها به کار می‌رود و موجب کاهش رشد و افزایش قند آزاد در آن‌ها می‌شود (نعمت‌الهی و همکاران، ۱۳۹۹). بنابراین، محتوای کربوهیدرات‌های محلول می‌تواند به‌عنوان یک نشانگر فیزیولوژیکی در بررسی تحمل به تنش شوری در نخود مورد استفاده قرار گیرد (نصیری و همکاران، ۱۴۰۰؛ زارع مهرجردی و همکاران، ۱۳۹۰).

محتوای فنل برگ: بررسی نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر محتوای فنل برگ داشتند (جدول ۴). در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری میزان فنل برگ کاهش یافت. نتایج نشان داد که بیشترین محتوای فنل برگ در ژنوتیپ MLC178 و سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد و با افزایش شدت تنش به ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب ۲۸ و ۲۳۸ درصد کاهش یافت. همانند شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر، در شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین محتوای فنل برگ در ژنوتیپ MLC178 به دست آمد. در تیمار شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر، ژنوتیپ MLC26 دارای بیشترین مقدار فنل برگ بود که نسبت به شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب ۷ و ۲۰ درصد کمتر بود و نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها تحت سطوح شوری مختلف، دارای کمترین تفاوت بود. کمترین محتوای فنل نیز در سطح تنش ۶ دسی‌زیمنس بر متر و ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC117 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین میزان فنل برابر با ۲/۶۱ برابر بود (جدول ۵).

فنل‌ها هم در شرایط عادی و هم در شرایط تنش تولید می‌شوند (Naczki and Shahidi, 2006). این ترکیب‌ها در گیاهان، نقش‌هایی چون جاذب گرده‌افشان‌گرها و محافظت در برابر اشعه ماورای بنفش دارند؛ همچنین علی‌رغم ماهیت

دفاع آنتی‌اکسیدانی در گیاهان شامل آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی است که اندازه‌گیری مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH در زمره آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی است. به نظر می‌رسد گیاهان متحمل به شوری توانایی افزایش مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH خود را دارند (Bandeoglu et al., 2004). با این حال، این نکته قابل توجه است که ژنوتیپ MLC178 با کمترین میزان در افزایش پرولین، کربوهیدرات‌های محلول و پتانسیل اسمزی، توانسته مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH خود را به‌طور قابل توجهی افزایش دهد (جدول ۵).

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی برگ: بررسی نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر فعالیت آنزیم کاتالاز برگ داشتند (جدول ۴). در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری فعالیت آنزیم کاتالاز کاهش یافت. نتایج نشان داد ژنوتیپ MLC118 دارای بیشترین فعالیت آنزیم کاتالاز در سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بود و با افزایش شدت تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر در همین ژنوتیپ، به ترتیب میزان ۱/۰۹ و ۱/۹۴ برابر کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز مشاهده شد. همچنین، نتایج نشان داد ژنوتیپ MLC118 در سطح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر نیز نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها دارای فعالیت آنزیم کاتالاز بیشتری بود. کمترین میزان این صفت نیز در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC117 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین فعالیت آنزیم کاتالاز برگ شش برابر بود (جدول ۵). نتایج همبستگی صفات نشان داد کاتالاز با پرولین ($r=0/30^*$) رابطه مثبت و معنی‌داری داشت (جدول ۸).

بررسی نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز برگ داشتند (جدول ۴). در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز افزایش یافت. نتایج نشان داد کمترین میزان این صفت در سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC12 به دست آمد و با افزایش شدت

نشان‌دهنده تحمل آن نسبت به شوری است. دلیل آن این است که در شرایط تنش، سطح درون‌زا پرولین افزایش می‌یابد که پتانسیل اسمزی را کاهش می‌دهد. در نهایت ظرفیت جذب آب را افزایش می‌دهد و فشار تورژسانس را تا حدی حفظ می‌کند؛ بنابراین، تحمل گیاه را فراهم می‌کند. نتایج مشابهی در نخود (Rasool et al., 2013; Mushtaq et al., 2020) و عدس (نباتی و همکاران، ۱۴۰۰) تحت تنش شوری نشان داده که با افزایش تنش شوری بر میزان محتوای پرولین برگ افزوده شد.

مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH: بررسی نتایج تجزیه واریانس نشان داد اثر سطوح شوری و برهمکنش تنش شوری و ژنوتیپ‌های عدس تأثیر معنی‌داری بر مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH داشتند (جدول ۴). در همه ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH افزایش یافت. با توجه به نتایج، ژنوتیپ MLC178 در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر دارای بیشترین میزان مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH بود و با کاهش شدت تنش به ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب به میزان ۱۶ و ۵۸ درصد مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH کاسته شد. در سطح تنش ۶ دسی‌زیمنس بر متر، مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH در ژنوتیپ MLC12 به میزان ۱۹ درصد بیشتر از شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بود. در ژنوتیپ MLC104 تحت شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH مشاهده شد ولی نسبت به شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب به میزان ۷ و ۱۹ درصد کمتر بود. کمترین مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH نیز در شرایط بدون تنش و ژنوتیپ MLC178 به دست آمد که تفاوت بیشترین مهار فعالیت رادیکال آزاد DPPH برابر با ۵۸ درصد بود (جدول ۵). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین DPPH با کلروفیل b ($r=0/32^*$) و فنل ($r=0/67^{**}$) رابطه مثبت و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

تجمع گونه‌های اکسیژن فعال در گیاهان تحت تنش شوری سبب آسیب‌های اکسیداتیو به چربی‌ها و پروتئین‌ها و در نهایت مرگ گیاه را به‌همراه دارد (Molassiotis et al., 2006). سیستم

متر و ژنوتیپ MLC12 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین میزان این صفت بیش از سه برابر است (جدول ۵). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین پراکسیداز با فنل ($r=0/36^{**}$) و DPPH ($r=0/38^{**}$) رابطه مثبت و معنی‌دار و با کلروفیل a ($r=-0/27^*$) و کارتنوئید ($r=-0/34^*$) رابطه منفی و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

نتایج نشان داد در شرایط عدم تنش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در پایین‌ترین سطح خود قرار دارند ولی با اعمال تنش این آنزیم‌ها به‌طور چشمگیری افزایش یافت. در شرایط عادی، گیاهان سطوح پایینی از گونه‌های اکسیژن فعال در کلروپلاست، میتوکندری و پراکسیزوم‌ها را به ترتیب از فتوستتوز، تنفس و تنفس نوری تولید می‌کنند. گیاهان بدون تنش، هموستاز یونی را بین تولید و حذف این اکسیدان‌ها با افزایش سطح سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدانی آنزیمی (آسکوربات پراکسیداز، کاتالاز و پراکسیداز) و غیرآنزیمی (پرولین) حفظ می‌کنند تا بر تنش غلبه کنند (Das and Roychoudhury, 2014). اثرات مخرب شوری باعث افزایش تولید گونه‌های فعال اکسیژن می‌شود که به غشا، پروتئین‌ها، DNA و RNA آسیب می‌رساند و در نهایت متابولیسم کل گیاه مختل می‌شود (Hussain et al., 2016). افزایش غلظت NaCl همچنین فعالیت کاتالاز و پراکسیداز را تحریک می‌کند که با تبدیل H_2O_2 به H_2O و O_2 به کنترل وضعیت ردوکس کمک می‌کند (Yang et al., 2008). گزارش شده است همبستگی زیادی بین تحمل به شوری و فعالیت پراکسیداز در ژنوتیپ‌های سورگوم (*Sorghum*) وجود دارد (Costa et al., 2005).

پتانسیل اسمزی برگ: تنش شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش شوری و ژنوتیپ تأثیر معنی‌داری بر پتانسیل اسمزی برگ داشتند (جدول ۴). در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری میزان پتانسیل اسمزی منفی‌تر گردید. در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر، ژنوتیپ MLC26 دارای کمترین (منفی‌ترین) مقدار پتانسیل اسمزی برگ بود، درحالی‌که برای همین ژنوتیپ در شرایط

شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب میزان ۵۷ و ۷۶ درصد بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز ژنوتیپ MLC12 افزوده شد. در تیمار شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC117 نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها دارای کمترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز برگ بود و نسبت به سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر برای ژنوتیپ فوق به میزان ۱۳ و ۲۰ درصد فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز برگ بیشتری مشاهده شد. بیشترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز نیز در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC26 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز برگ نزدیک به چهار برابر بود (جدول ۵). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین آسکوربات پراکسیداز با پرولین ($r=0/28^*$) رابطه مثبت و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

سطوح تنش شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ داشتند (جدول ۴). همانند فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز برگ، در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ افزایش یافت. با توجه به نتایج، کمترین میزان این صفت در سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC12 به دست آمد و با افزایش سطح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب میزان ۲/۵۴ و ۳/۰۷ بر فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ ژنوتیپ افزوده شد. در سطح تنش شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC104 نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها دارای کمترین فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ بود و نسبت به شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر برای ژنوتیپ فوق به میزان ۸ درصد فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ بیشتری مشاهده شد. از طرف دیگر، در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر، کمترین میزان این صفت در ژنوتیپ MLC118 مشاهده شد که نسبت به ژنوتیپ فوق در تنش شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به میزان ۱۰۰ درصد فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ بیشتری به دست آمد. بیشترین فعالیت آنزیم پراکسیداز برگ در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر

مربوط به روابط آب برگ و فتوستتوز به طور معمول و به طور مؤثر به عنوان معیار انتخاب برای ارزیابی تحمل به شوری در تعدادی از گیاهان زراعی (Oyiga, 2016; Saqib et al., 2013; Ashraf and Ashraf, 2015) و به ویژه گیاه عدس (نباتی و همکاران، ۱۴۰۰) استفاده شده است.

سدیم برگ: سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر سدیم اندام هوایی داشتند (جدول ۶). در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری محتوای سدیم اندام هوایی افزایش یافت. نتایج نشان داد ژنوتیپ MLC104 در شرایط تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین محتوای سدیم را داشت که نسبت به سطوح شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به میزان ۷۸ و ۳۰۹ درصد سدیم بیشتری را دارا بود. در سطح تنش شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC117 دارای بیشترین محتوای سدیم بود و نسبت به شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر، بیش از چهار برابر افزایش سدیم را دارا بود. همچنین، ژنوتیپ MLC26 در سطح شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر بیشترین محتوای سدیم اندام هوایی را داشت هر چند که با سطح تنش شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر تفاوت معنی‌داری نداشتند. کمترین میزان این صفت نیز در شرایط شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC117 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین میزان این صفت بیش از پنج برابر است (جدول ۷). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین سدیم برگ و کربوهیدرات محلول در آب (* $r = -0.27$) رابطه منفی و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

پتاسیم برگ و نسبت سدیم به پتاسیم برگ: سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش آن‌ها تأثیر معنی‌داری بر محتوای پتاسیم برگ داشتند (جدول ۶). برعکس محتوای سدیم، در ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری پتاسیم اندام هوایی کاهش یافت. نتایج نشان داد بیشترین محتوای پتاسیم اندام هوایی در ژنوتیپ MLC26 و تیمار شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به دست آمد که نسبت به سطوح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب ۹۲ و

شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب به میزان ۵۰ درصد و ۱/۳۳ برابر پتانسیل اسمزی منفی بود. ژنوتیپ MLC178 در سطح تنش شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر دارای کمترین مقدار بود و نسبت به شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به میزان ۲۸ درصد پتانسیل اسمزی منفی تری مشاهده شد. همچنین، در شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC178 نسبت به دیگر ژنوتیپ‌ها کمترین پتانسیل اسمزی را داشت. بیشترین میزان این صفت نیز در شرایط بدون تنش و ژنوتیپ MLC104 به دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین میزان آن‌ها برای ژنوتیپ‌های فوق بیش از شش برابر بود (جدول ۵). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین میزان پتانسیل اسمزی با کاتالاز (* $r = 0.59$) و آسکوربات پراکسیداز با (* $r = 0.43$) رابطه مثبت و معنی‌داری مشاهده شد (جدول ۸).

پرویلین و کربوهیدرات‌های محلول در گیاه تحت تنش شوری تجمع یافته تا سبب تنظیم اسمزی شوند و تحمل گیاه به تنش را افزایش دهند (کافی و همکاران، ۱۳۸۹). هنگامی که گیاهان در شرایط تنش شوری رشد می‌کنند، تنش خشکی فیزیولوژیک که در نتیجه اختلال در جذب آب از خاک به دلیل کاهش پتانسیل اسمزی و ماتریک خاک است، منجر به کاهش قابل توجه پتانسیل آب برگ می‌شود. این کاهش پتانسیل آب برگ معمولاً با کاهش قابل توجه پتانسیل اسمزی برگ از طریق کم آبی غیرفعال و یا تجمع فعال اسمولیت‌های آلی و یا معدنی همراه است (Ashraf and Ashraf, 2015; Oyiga, 2016). عدم تعادل بین پتانسیل آب برگ و پتانسیل اسمزی برگ منجر به تغییرات چشمگیری در فشار تورژسانس برگ می‌شود که به همراه K^+ عامل اصلی در کنترل باز شدن روزنه محسوب می‌شود. از آنجایی که روزنه‌ها ورودی اصلی جذب CO_2 برای فتوستتوز و تبخیر آب از برگ‌ها (تعرق) هستند، اختلال در هدایت روزنه‌ای منجر به مشکلاتی در سرعت فتوستتوز و تعرق می‌شود (Vysotskaya et al., 2010; Saqib et al., 2013; Vysotskaya et al., 2010; Saqib et al., 2013). با توجه به وابستگی بین این فرآیندهای فیزیولوژیک، بیشتر پارامترهای

جدول ۶- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) زیست‌توده، سدیم اندام هوایی، پتاسیم اندام هوایی، نسبت سدیم به پتاسیم گیاه تحت تأثیر تنش شوری و ژنوتیپ‌های عدس

منابع تغییر	درجه آزادی	سدیم اندام هوایی	پتاسیم اندام هوایی	نسبت سدیم به پتاسیم گیاه	زیست‌توده
بلوک	۲	۵۹/۷ ^{ns}	۲/۹۳ ^{ns}	۰/۰۱۳ ^{ns}	۲۷۶ ^{ns}
تنش شوری (A)	۲	۱۴۷۰ ^{**}	۴۵۸ ^{**}	۱۷/۳ ^{**}	۳۲۱۴ ^{**}
خطای a	۴	۳۵/۹	۹/۲۱	۰/۰۳۳	۱۰۹
ژنوتیپ (B)	۵	۳۲۹ ^{**}	۱۰۴ ^{**}	۱/۰۷ ^{**}	۱۷۰۴ ^{**}
A × B	۱۰	۴۵۰ ^{**}	۷۲/۰ ^{**}	۲/۷۱ ^{**}	۱۱۳۴ ^{**}
خطای کل	۳۰	۱۸/۲	۸/۸۴	۰/۱۳۶	۴۸/۵
C.V%		۱۵/۷	۱۴/۸	۲۳/۰	۱۴/۹

ns، *، ** به ترتیب بیانگر تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال یک درصد، پنج درصد و عدم تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال پنج درصد هستند.

جدول ۷- اثر تنش شوری و ژنوتیپ بر زیست‌توده، سدیم اندام هوایی، پتاسیم اندام هوایی، نسبت سدیم به پتاسیم گیاه عدس

ژنوتیپ						تنش شوری (dS.m ⁻¹)	
MLC178	MLC118	MLC117	MLC104	MLC26	MLC12		
۱۹/۹ ^{e-g}	۱۱/۸ ^{h-i}	۸/۷ ^o	۱۴/۱ ^{g-h}	۲۸/۹ ^{c-d}	۱۸/۴ ^{e-h}	۲/۵	سدیم گیاه (mg.gDw)
۲۹/۹ ^{cd}	۲۳/۸ ^{d-e}	۴۴/۳ ^b	۳۲/۳ ^c	۲۸/۸ ^{cd}	۱۵/۱ ^{f-h}	۶	
۲۲/۷ ^{d-f}	۲۷/۸ ^{c-d}	۵۰/۵ ^{a-b}	۵۷/۶ ^a	۲۹/۱ ^{c-d}	۲۸/۵ ^{c-d}	۹	
۲۳/۳ ^{b-d}	۲۱/۹ ^{c-e}	۲۳/۶ ^{b-c}	۲۸/۴ ^b	۳۵/۰ ^a	۲۰/۱ ^{c-f}	۲/۵	پتاسیم گیاه (mg.gDw)
۱۲/۹ ^h	۱۹/۰ ^{c-g}	۲۱/۹ ^{c-e}	۲۸/۶ ^b	۱۸/۲ ^{c-h}	۱۶/۳ ^{e-h}	۶	
۱۷/۷ ^{d-h}	۶/۴ ^h	۲۰/۱ ^{c-f}	۱۳/۶ ^{g-h}	۱۷/۸ ^{d-h}	۱۶/۰ ^{f-h}	۹	
۱/۳ ^{d-f}	۰/۵۴ ^{g-h}	۰/۳۷ ^h	۰/۴۹ ^{g-h}	۰/۸۴ ^{f-h}	۰/۹۴ ^{e-g}	۲/۵	نسبت سدیم به پتاسیم گیاه
۱/۳۳ ^{d-f}	۱/۲۸ ^{d-f}	۲/۰۹ ^{b-c}	۱/۱۵ ^{d-g}	۱/۶۳ ^{c-e}	۰/۹۴ ^{e-g}	۶	
۱/۵۵ ^{c-f}	۴/۴۰ ^a	۲/۵۲ ^b	۴/۲۸ ^a	۱/۶۱ ^{c-e}	۱/۸۱ ^{c-d}	۹	
۶۵/۸ ^b	۵۶/۱ ^{b-d}	۹۲/۷ ^a	۹۰/۱ ^a	۶۳/۷ ^b	۲۹/۳ ^e	۲/۵	زیست‌توده (گرم در مترمربع)
۶۳/۷ ^b	۳۰/۹ ^e	۲۷/۹ ^{e-f}	۶۲/۶ ^{b-c}	۳۰/۹ ^e	۲۷/۵ ^{e-f}	۶	
۴۷/۷ ^d	۳۱/۸ ^e	۲۷/۹ ^e	۳۲/۴ ^e	۲۲/۵ ^{e-f}	۱۶/۱ ^f	۹	

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون براساس آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

دسی‌زیمنس بر متر، ژنوتیپ MLC117 بیشترین محتوای پتاسیم برگ را دارا بود و کمترین تفاوت را با سطوح شوری ۶ و ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر داشت. کمترین میزان این صفت نیز در سطح تنش ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC118 به

۹ درصد پتاسیم بیشتری داشت. در سطح تنش شوری ۶ دسی‌زیمنس بر متر ژنوتیپ MLC104 دارای بیشترین محتوای پتاسیم برگ بود و با شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر تفاوت معنی‌داری نداشت. همچنین، در سطح تنش شوری ۹

جدول ۸- ضرایب همبستگی بین صفات اندازه گیری شده ژنوتیپ های عدس تحت تنش شوری

	Ch a	Ch b	Car	Cha/chb	Total pigments	carbo	phenol	prolin	DPPH	CAT	Asc	POD	OP	Biomass	Na	K	Na/k
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q
B	0.50**	1															
C	0.74**	0.33*	1														
D	0.65**	-0.15 ^{ns}	0.48**	1													
E	0.95**	0.70**	0.71**	0.45**	1												
F	0.03 ^{ns}	-0.16 ^{ns}	-0.08 ^{ns}	0.09 ^{ns}	-0.03 ^{ns}	1											
G	0.21 ^{ns}	0.22 ^{ns}	0.11 ^{ns}	0.20 ^{ns}	0.23 ^{ns}	0.24 ^{ns}	1										
H	0.09 ^{ns}	0.04 ^{ns}	0.06 ^{ns}	0.16 ^{ns}	0.07 ^{ns}	-0.01 ^{ns}	0.07 ^{ns}	1									
I	0.17 ^{ns}	0.32*	0.09 ^{ns}	0.04 ^{ns}	0.23 ^{ns}	0.15 ^{ns}	0.67**	0.17 ^{ns}	1								
J	0.02 ^{ns}	-0.04 ^{ns}	-0.10 ^{ns}	-0.03 ^{ns}	-0.01 ^{ns}	-0.03 ^{ns}	-0.23 ^{ns}	0.30*	-0.08 ^{ns}	1							
K	-0.18 ^{ns}	-0.09 ^{ns}	0.05 ^{ns}	-0.07 ^{ns}	-0.23 ^{ns}	-0.10 ^{ns}	-0.07 ^{ns}	0.28*	-0.10 ^{ns}	0.25 ^{ns}	1						
L	-0.27*	-0.03 ^{ns}	-0.34*	-0.17 ^{ns}	-0.24 ^{ns}	-0.15 ^{ns}	0.36**	0.09 ^{ns}	0.38**	-0.01 ^{ns}	0.03 ^{ns}	1					
M	-0.03 ^{ns}	-0.23 ^{ns}	0.09 ^{ns}	0.13 ^{ns}	-0.09 ^{ns}	-0.23 ^{ns}	-0.21 ^{ns}	0.21 ^{ns}	-0.10 ^{ns}	0.59**	0.43**	0.02 ^{ns}	1				
N	-0.04 ^{ns}	0.19 ^{ns}	0.11 ^{ns}	-0.26 ^{ns}	0.06 ^{ns}	0.02 ^{ns}	0.09 ^{ns}	0.05 ^{ns}	0.09 ^{ns}	-0.04 ^{ns}	0.05 ^{ns}	0.08 ^{ns}	-0.17 ^{ns}	1			
O	0.15 ^{ns}	0.24 ^{ns}	0.15 ^{ns}	-0.01 ^{ns}	0.20 ^{ns}	-0.27*	-0.11 ^{ns}	-0.12 ^{ns}	-0.18 ^{ns}	-0.03 ^{ns}	0.02 ^{ns}	-0.01 ^{ns}	-0.12 ^{ns}	-0.09 ^{ns}	1		
P	0.23 ^{ns}	0.16 ^{ns}	0.22 ^{ns}	0.04 ^{ns}	0.23 ^{ns}	-0.20 ^{ns}	0.19 ^{ns}	-0.21 ^{ns}	0.02 ^{ns}	-0.21 ^{ns}	-0.03 ^{ns}	0.02 ^{ns}	-0.13 ^{ns}	-0.19 ^{ns}	0.22 ^{ns}	1	
Q	-0.03 ^{ns}	0.03 ^{ns}	-0.09 ^{ns}	-0.02 ^{ns}	-0.02 ^{ns}	-0.06 ^{ns}	-0.27*	0.06 ^{ns}	-0.29*	0.38**	0.00 ^{ns}	-0.05 ^{ns}	0.16 ^{ns}	-0.01 ^{ns}	0.42**	-0.45**	1

**، * و ns به ترتیب بیانگر تفاوت معنی دار در سطح احتمال یک درصد، پنج درصد و عدم تفاوت معنی دار هستند.

دست آمد که تفاوت بیشترین و کمترین محتوای پتاسیم برگ بیش از چهار برابر بود (جدول ۷).

تجزیه واریانس صفات نشان داد که سطوح شوری، ژنوتیپ های عدس و برهمکنش آن ها تأثیر معنی داری بر نسبت سدیم به پتاسیم اندام هوایی داشتند (جدول ۶). در بیشتر ژنوتیپ های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری نسبت سدیم به پتاسیم گیاه افزایش یافت. با توجه به نتایج، ژنوتیپ MLC118 در سطح تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر دارای بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم بود و نسبت به سطوح شوری ۶ و ۲/۵ دسی زیمنس بر متر به ترتیب ۲/۵ و ۷ برابر نسبت سدیم به پتاسیم بیشتری را دارا بود. در ژنوتیپ MLC117 تحت تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم مشاهده شد که تفاوت آن با شوری ۲/۵ دسی زیمنس بر متر بیش از ۴/۵ برابر بود. در شوری ۲/۵ دسی زیمنس بر متر، بیشترین نسبت سدیم به پتاسیم در اندام هوایی نیز در ژنوتیپ MLC178 مشاهده شد که نسبت به سطح تنش شوری ۶ دسی زیمنس بر متر تفاوت معنی داری نداشت ولی نسبت به سطح تنش شوری ۹ دسی زیمنس بر متر به میزان ۱۸ درصد نسبت سدیم به پتاسیم کمتری داشت. کمترین میزان این صفت نیز در شوری ۲/۵ دسی زیمنس بر

متر و ژنوتیپ MLC117 مشاهده شد (جدول ۷). بررسی همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد که بین نسبت سدیم به پتاسیم با کاتالاز ($r=0/38^{**}$) و سدیم ($r=0/42^{**}$) رابطه مثبت و معنی دار و با فنل ($r=-0/27^{**}$) و DPPH ($r=-0/29^{**}$) رابطه منفی و معنی داری مشاهده شد (جدول ۸).

نتایج پژوهش حاضر افزایش محتوای سدیم را با افزایش غلظت کلرید سدیم نشان داد. گزارش کردند که سدیم منجر به القای سمیت یونی و عدم تعادل یونی می شود که باعث کاهش یون ضروری در گیاهان می شود (Harleen Kaur Buttar et al., 2021). پتاسیم یکی از پرمصرف ترین عناصر گیاه است و عملکرد کلیدی در تنظیم اسمزی، رفتار روزنه ای، انبساط سلولی، فعالیت آنزیم، قطبش غشا و باعث خنثی سازی یون های با بار منفی می شود و می تواند جایگزین قوی سدیم باشد (Aslam et al., 2018). نتایج نشان داد با افزایش غلظت کلرید سدیم محتوای یون پتاسیم کاهش یافت (جدول ۷). افزایش سدیم و کاهش پتاسیم منجر به جایگزینی پتاسیم توسط سدیم در گیاهان می شود. جایگزینی برای محل اتصال آنزیمی منجر به اثرات منفی بر عملکرد سلولی می شود و در نتیجه زیست توده گیاهی را کاهش می دهد (Harleen Kaur Buttar et al., 2021). نسبت سدیم به پتاسیم برگ بالا برای استقامت گیاهان

گیاه، جذب آب و کاهش فعالیت آنزیم‌های مهم مختلف جلوگیری می‌کند که به گیاهان در مقاومت در برابر تنش کمک می‌کند. محققان بیان داشتند که کاهش تجمع زیست‌توده تحت تنش نمک احتمالاً به دلیل عدم تعادل مواد مغذی و تنش آب ناشی از تنش اسمزی است (Yousuf et al., 2016). همچنین، گزارش شده است شوری باعث کاهش قابل توجه وزن تر و خشک ژنوتیپ‌های نخود (*Cicer arietinum*) می‌شود (Hayat et al., 2011).

نتیجه‌گیری

نتایج بیانگر وجود تنوع بین ژنوتیپ‌های عدس در شرایط آبیاری با آب شور بود. مطالعه برخی از ویژگی‌های فیزیولوژیک در شش ژنوتیپ عدس در شرایط آبیاری با آب شور نشان داد که این گیاه دارای تنوع فراوانی از نظر پاسخ فرآیندهای فیزیولوژیک به تنش شوری است که این تنوع می‌تواند راه را برای اصلاح و گزینش رقم‌های متحمل به شوری هموار کند. به‌طور کلی، در میان تمام ژنوتیپ‌های مورد بررسی کاروتنوئیدها، کربوهیدرات‌های محلول، فنل، پرولین، مهار رادیکال آزاد DPPH، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، پراکسیداز، پتانسیل اسمزی، زیست‌توده، سدیم، پتاسیم اندام هوایی دارای تفاوت معنی‌داری بین ژنوتیپ‌ها از سطح ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر بود. در نهایت، براساس نتایج این آزمایش، ژنوتیپ‌های MLC117 و MLC12 توانسته‌اند همان‌طور که در شرایط بدون تنش خصوصیات فیزیولوژیک و عملکردی خوبی داشته باشند در شرایط تنش شوری در بیشتر صفات برتری داشتند. همچنین، در سطوح مختلف شوری، صفات پرولین، کربوهیدرات‌های محلول و پتانسیل اسمزی می‌تواند معیار مناسبی برای انتخاب ژنوتیپ‌های متحمل باشد.

در شرایط تنش شوری مورد نیاز است (Harleen Kaur Buttar et al., 2021; Almeida et al., 2017). نتایج نشان داد که با افزایش غلظت کلرید سدیم، در اندام هوایی و نسبت سدیم به پتاسیم برگ کاهش نشان دادند که نشان‌دهنده قرار گرفتن گیاه در شرایط تنش بود. نسبت سدیم به پتاسیم برگ پایین نشان‌دهنده سمیت بالای سدیم است که منجر به تنش اسمزی و یونی بالا می‌شود.

زیست‌توده: سطوح شوری، ژنوتیپ‌های عدس و برهمکنش شوری و ژنوتیپ تأثیر معنی‌داری بر زیست‌توده گیاه داشتند (جدول ۶). در بیشتر ژنوتیپ‌های عدس مورد مطالعه با افزایش سطح تنش شوری زیست‌توده کاهش یافت. نتایج نشان داد بیشترین زیست‌توده در شرایط شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر و در ژنوتیپ MLC117 به دست آمد که نسبت به سطوح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر بیش دو برابر زیست‌توده بیشتری گزارش شد. همچنین بیشترین زیست‌توده در مترمربع برای سطوح تنش شوری ۶ و ۹ دسی‌زیمنس بر متر در ژنوتیپ MLC178 مشاهده شد که نسبت به تیمار شوری ۲/۵ دسی‌زیمنس بر متر به ترتیب به میزان ۳ و ۳۸ درصد زیست‌توده کمتری تولید کرد. کمترین زیست‌توده نیز در سطح تنش شوری ۹ دسی‌زیمنس بر متر و ژنوتیپ MLC12 به دست آمد که نسبت به بیشترین میزان این صفت تقریباً پنج برابر زیست‌توده بیشتری را تولید کرد (جدول ۷).

زیست‌توده یکی از شاخص‌های ضروری برای غربالگری تحمل به شوری در گیاهان است (دره‌کی و همکاران، ۱۳۹۵). به‌طور کلی، گیاهانی که مستعد تنش شوری هستند، در مقایسه با گیاهانی که نسبت به شوری تحمل نشان می‌دهند، مقدار زیادی از یون سدیم را در بافت‌های خود جمع می‌کنند (Kusvuran et al., 2007). بررسی حاضر بیشترین کاهش وزن بوته را در MLC117 در مقایسه با دیگر ژنوتیپ‌ها نشان داد. دلیل احتمالی این کاهش ممکن است به دلیل افزایش تنش اسمزی ناشی از نمک باشد که از جذب عناصر غذایی ضروری

منابع

- دره کی، غلامرضا، زمانی، غلامرضا، و سیاری، محمدحسن. (۱۳۹۵). اثر تنش شوری بر صفات فیزیولوژیک و فعالیت آنزیم‌های آنتی-اکسیدانت نخود (*Cicer arietinum* L.) رقم آزاد. پژوهش‌های زراعی ایران، ۱۴(۳)، ۴۷۰-۴۸۳. <https://doi.org/10.22067/gsc.v14i3.44391>
- زارع مهرجردی، محمد، نباتی، جعفر، معصومی، علی، باقری، عبدالرضا، و کافی، محمد (۱۳۹۰). بررسی تحمل به شوری ریشه و شاخساره یازده ژنوتیپ نخود متحمل و حساس به خشکی در شرایط هیدروپونیک. پژوهش‌های حبوبات ایران، ۲(۲)، ۱-۱۲. <https://doi.org/10.22067/ijpr.v2i2.19045>
- کافی، محمد، باقری، عبدالرضا، نباتی، جعفر، زارع مهرجردی، محمد، و معصومی، علی (۱۳۸۹). بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی متغیرهای فیزیولوژیک ۱۱ ژنوتیپ نخود در محیط هیدروپونیک. مجله روابط خاک و گیاه، ۱(۴)، ۵۵-۷۰. DOR:20.1001.1.20089082.1389.1.4.6.6
- کاید نظامی، راضیه، و بلوچی، حمیدرضا (۱۳۹۳). واکنش‌های فیزیولوژیک گیاه عدس (*Lens culinaris* Medik.) به تنش شوری و محلول‌پاشی با سالیسیلیک اسید. پژوهش حبوبات در ایران، ۵(۲)، ۸۳-۹۸. <https://doi.org/10.22067/ijpr.v1393i2.47033>
- نباتی، جعفر، کافی، محمد، خانی‌نژاد، سعید، معصومی، علی، و زارع مهرجردی، محمد (۱۳۹۳). ارزیابی خصوصیات کیفی علوفه پنج توده کوشیا (*Kochia scoparia*) به منظور استفاده در کشاورزی شور زیست در ایران. تنش‌های محیطی در علوم زراعی، ۷(۲)، ۱۹۵-۲۰۶. <https://doi.org/10.22077/escs.2015.176>
- نباتی، جعفر، کافی، محمد، نظامی، ا.، رضوانی مقدم، پرویز، معصومی، علی، و زارع مهرجردی، محمد (۱۳۹۰). اثر تنش شوری بر عملکرد، اجزای عملکرد علوفه و خصوصیات مورفولوژیک کوشیا (*Kochia scoparia*). علوم گیاهان زراعی ایران، ۴۲(۲)، ۷۳۵-۷۴۳. DOR: 20.1001.1.20084811.1390.42.4.9.1
- نباتی، جعفر، گلدانی، مرتضی، محمدی، محمد، میرمیران، محبوبه، و اسدی، علی (۱۴۰۰). بررسی پاسخ ژنوتیپ‌های عدس (*Lens culinaris* Medik.) به تنش شوری در شرایط کنترل‌شده. مجله روابط خاک و گیاه، ۱۲(۴)، ۷۳-۹۱. <https://doi.org/10.47176/jspi.12.4.06955>
- نباتی، جعفر، گلدانی، مرتضی، محمدی، محمد، میرمیران، محبوبه، و اسدی، علی (۱۴۰۱). فیزیولوژی تحمل به شوری ژنوتیپ‌های عدس (*Lens culinaris* Medik.) در مرحله گیاهچه‌ای. تنش‌های محیطی در علوم زراعی، ۱۶(۲)، ۲۹۱-۳۱۴. <https://doi.org/10.22077/escs.2022.4579.2042>
- نباتی، جعفر، نصیری، زهرا، نظامی، احمد، کافی، محمد و گلدانی، مرتضی (۱۴۰۱). اثر تنش شوری بر فرآیندهای رشد و بقای ژنوتیپ‌های نخود دسی در شرایط هیدروپونیک. علوم گیاهان زراعی ایران، ۵۳(۲)، ۲۹-۴۴. <https://doi.org/10.22059/ijfcs.2021.315235.654779>
- نصیری، زهرا، نباتی، جعفر، نظامی، احمد و کافی، محمد (۱۴۰۰). به‌گزینی تحمل به شوری ژنوتیپ‌های نخود کابلی در شرایط مزرعه. تنش‌های محیطی در علوم زراعی، ۱۴(۴)، ۱۰۵۵-۱۰۶۸. <https://doi.org/10.22077/escs.2020.3290.1839>
- نعمت‌الهی، داریوش، عیسوند، حمیدرضا، مدرس ثانوی، علی محمد، اکبری، ناصر، و اسماعیلی، احمد (۱۳۹۹). بررسی تأثیر کم آبیاری بر عملکرد کمی و کیفی گونه‌های شبدر (*Trifolium ssp*) تحت مدیریت نهاده. علوم گیاهان زراعی ایران، ۳(۵۱)، ۴۷-۵۷. <https://doi.org/10.22059/ijfcs.2019.251696.654444>
- Abdul Qados, A. M. S. (2011). Effect of salt stress on plant growth and metabolism of bean plant *Vicia faba* (L.). *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 10(1), 7-15. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2010.06.002>
- Acosta-Motos, J. R., Ortuno, M. F., Bernal-Vicente, A., Vivancos, P. D., Sanchez-Blanco, M. J. & Hernandez, J. A. (2017). Plant responses to salt stress: Adaptive mechanisms. *Agronomy*, 7(1), 18. <https://doi.org/10.3390/agronomy7010018>

- Ahmad, M. S. A., Ali, Q., Bashir, R., Javed, F. & Alvi, A. K. (2006). Time course changes in ionic composition and total soluble carbohydrates in two barley cultivars at seedling stage under salt stress. *Pakistan Journal of Botany*, 38(5), 1457-1466.
- Almeida, D. M., Oliveira, M. M. & Saibo, N. J. M. (2017). Regulation of Na⁺ and K⁺ homeostasis in plants: Towards improved salt stress tolerance in crop plants. *Genetics and Molecular Biology*, 40, 326-45. <https://doi.org/10.1590/1678-4685-GMB-2016-0106>
- Almodares, A., Hadi, M. R. & Ahmadpour, H. (2008). Sorghum stem yield and soluble carbohydrates under different salinity levels. *African Journal of Biotechnology*, 7(22), 4051-4055.
- Ashraf, M. A. & Ashraf, M. (2015). Growth stage-based modulation in physiological and biochemical attributes of two genetically diverse wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars grown in salinized hydroponic culture. *Environmental Science and Pollution Research*, 23, 6227-6243. <https://doi.org/10.1007/s11356-015-5840-5>
- Aslam, M., Maqbool, M. A., Mushtaq, Q., Akhtar, M. A. & Aslam, A. (2018). Uncovering the biological and agronomic stability of chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes against sodium chloride stress. *Pakistan Journal of Botany*, 50(4), 1297-304.
- Bandeoglu, E., Eyidogan, F., Yucel, M. & Oktem, H. A. (2004). Antioxidant responses of shoots and roots of lentil to NaCl-salinity stress. *Plant Growth Regulation*, 42(1), 69-77. <https://doi.org/10.1023/B:GROW.0000014891.35427.7b>
- Bates, L. S., Waldren, R. P. & Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil*, 39(1), 205-207. <https://doi.org/10.1007/BF00018060>
- Beltagi, M. S. (2008). Exogenous ascorbic acid vitamin C induced anabolic changes for salt tolerance in chickpea (*Cicer arietinum* L.) plants. *African Journal of Plant Science*, 2, 118-123.
- Costa, P. H. A., Neto, A. D. A., Bezerra, M. A., Frisco, J. T. & Gomes-Filho, E. (2005). Antioxidant enzymatic system of two sorghum genotypes differing in salt tolerance. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 17(4), 353-361. <https://doi.org/10.1590/S1677-04202005000400003>
- Das, K. & Roychoudhury, A. (2014). Reactive oxygen species (ROS) and response of antioxidants as ROS-scavengers during environmental stress in plants. *Journal of Environmental Sciences*, 2, 53. <https://doi.org/10.3389/fenvs.2014.00053>
- Dere, S., Gines, T., & Sivaci, R (1998). Spectrophotometric determination of chlorophyll a, b and total carotenoid contents of some algae species using different solvents. *Turkish Journal of Botany*, 22, 13-17.
- Dharamvir, A., Kumar, N. K., & Mahesh, K. (2018). Physiological responses of chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes to salinity stress. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(11), 2380-2388. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.711.269>
- Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. T., & Smith, F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350-356. <https://doi.org/10.1021/ac60111a017>
- Gill Ortiz, R. I. C. A. R. D. O., Lull Noguera, C., Boscaiu Neagu, M. T., Bautista Carrascosa, I., Cerezuela, L., Luis, A., & Vicente Meana, O. (2011). Soluble carbohydrates as osmolytes in several halophytes from a Mediterranean salt marsh. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 39(2), 9-17. <https://doi.org/10.15835/nbha3927176>
- Harleen Kaur Buttar, H., Kaur, B., Ravneet Kaur Badyal, R., Kaur Badyal., Vinod Kumar, V., Kumar, Raghvendra Pratap Singh, R., Pratap Singh, & Geetanjali Manchanda, G. M. (2021). Salt stress induced morphological, anatomical and ionic alterations in chickpea. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 52, 563-575. <https://doi.org/10.1080/00103624.2020.1862155>
- Hayat, S., Yadav, S., Wani, A. S., Irfan, M., & Ahmad, A. (2011). Screening of salt-tolerant genotypes of brassica juncea based on photosynthetic attributes. *Journal of Plant Interactions*, 6(1), 53-60. <https://doi.org/10.1080/17429145.2010.521592>
- Hirich, A., Jelloul, A., Choukr-Allah, R., & Jacobsen, S. E. (2014). Saline water irrigation of quinoa and chickpea: Seedling rate, stomatal conductance, and yield responses. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 200(5), 378-389. <https://doi.org/10.1111/jac.12072>
- Hoang, T. M. L., Williams, B., Khanna, H., Dale, J., & Mundree, S. G. (2014). Physiological basis of salt stress tolerance in rice expressing the anti-apoptotic gene SflAP. *Functional Plant Biology*, 41, 1168-1177.
- Hoed, V. V. (2010). Phenolic compounds in seed oils. *Lipid Technology*, 22(11), 247-249. <https://doi.org/10.1071/FP13308>
- Hussain, M. I., Lyra, D. A., Farooq, M., Nikoloudakis, N., & Khalid, N. (2016). Salt and drought stresses in safflower: A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 36, 4. <https://doi.org/10.1007/s13593-015-0344-8>
- Kim, G. B., & Nam, Y. W. (2013). A novel Δ1-pyrroline-5-carboxylate synthetase gene of *Medicago truncatula* plays a predominant role in stress-induced proline accumulation during symbiotic nitrogen fixation. *Journal of Plant Physiology*, 170(3), 291-302. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2012.10.004>

- Kumawat, K. R., Gothwal, D. K., Kumawat, S., Kumawat, R., & Choudhary, M. (2017). Determination of salinity tolerance in lentil (*Lens culinaris* M.) seedlings using salt tolerance index. *International Journal of Chemical Studies*, 6(1), 1584-1589.
- Kusvuran, S., Eilialtioglu, S., Abalc, K., & Yasar, F. (2007). Some melon genotypes to salt stress reaction. *Ankara University Journal of Agricultural Science*, 13(4), 395-404.
- Leatherwood, W. R., Pharr, D. M., Dean, L. O., & Williamson, J. D. (2007). Carbohydrate content and root growth in seeds germinated under salt stress. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 132(6), 876-882. <https://doi.org/10.21273/JASHS.132.6.876>
- Ma, Y., Dias, M. C., & Freitas, H. (2020). Drought and salinity stress responses and microbe-induced tolerance in plants. *Frontiers in Plant Science*, 11, 591911. <https://doi.org/10.3389>
- Molassiotis, A., Sotiropoulos, T., Tanou, G., Diamantidis, G., & Therios, I. (2006). Boron-induced oxidative damage and antioxidant and nucleolytic responses in shoot tips culture of the apple rootstock EM 9 (*Malus domestica* Borkh). *Environmental and Experimental Botany*, 56(1), 54-62. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.01.002>
- Mudgal, V., Madaan, N., & Mudgal, A. (2010). Biochemical mechanisms of salt tolerance in plants: A review. *International Journal of Botany*, 6(2), 136-143. <https://doi.org/10.3923/ijb.2010.136.143>
- Mushtaq, Z., Faizan, S., Gulzar, B., & Hakeem, K. R. (2020). Inoculation of rhizobium alleviates salinity stress through modulation of growth characteristics, physiological and biochemical attributes, stomatal activities and antioxidant defence in *cicer arietinum* L. *Journal of Plant Growth Regulation*, 40(5), 2148-2163. <https://doi.org/10.1007/s00344-020-10267-1>
- National Land and Water Resources Audit. (2001) Australian dryland salinity assessment 2000: Extent, impacts, processes, monitoring and management options (Commonwealth of Australia, 2001).
- Naczki, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41(5), 1523-1542. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2006.04.002>
- Omidi, M., Khandan-Mirkohi, A., Kafi, M., Zamani, Z., Ajdarian, L., & Babaei, M. (2022). Biochemical and molecular responses of *Rosa damascena* mill. cv. Kashan to salicylic acid under salinity stress. *BMC Plant Biology*, 22, 373. <https://doi.org/10.1186/s12870-022-03754-y>
- Oyiga, B. C., Sharma, R. C., Shen, J., Baum, M., Ogbonnaya, F. C., & Leonl, J. (2016). Identification and characterization of salt tolerance of wheat germplasm using a multivariable screening approach. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 202, 472-485. <https://doi.org/10.1111/jac.12178>
- Pandey, A. K., & Sengar, R. S. (2020). Effect of salt stress on salt tolerant indices of morpho-physiological traits and yield attributes of lentil (*Lens culinaris* Medik.). *International Journal of Chemical Studies*, 8(1), 2292-2301.
- Panuccio, M. R., Romeo, F., Marra, F., Mallamaci, C., Hussain, M. I., & Muscolo, A. (2021). Salinity tolerance of lentil is achieved by enhanced proline accumulation, lower level of sodium uptake and modulation of photosynthetic traits. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 208(1), 40-52. <https://doi.org/10.1111/jac.12560>
- Parida, A. K., & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: Review. *Ecotoxicology and Environment Safety*, 60, 324-349. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
- Rasool, S., Ahmad, A., Siddiqi, T. O., & Ahmad, P. (2013). Changes in growth, lipid peroxidation and some key antioxidant enzymes in chickpea genotypes under salt stress. *Acta Physiologia Plantarum*, 35, 1039-1050. <https://doi.org/10.1007/s11738-012-1142-4>
- Rezazadeh, A., Ghasemnezhad, A., Barani, M., & Telmadarrehei, T. (2012). Effect of salinity on phenolic composition and antioxidant activity of artichoke (*Cynara scolymus* L.) leaves. *Research Journal of Medicinal Plants*, 6, 245-252. <https://doi.org/rjmp.2012.245.252>
- Saqib, M., Akhtar, J., Abbas, G., & Nasim, M. (2013). Salinity and drought interaction in wheat (*Triticum aestivum* L.) is affected by the genotype and plant growth stage. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35, 2761-2768. <https://doi.org/10.1007/s11738-013-1308-8>
- Singh, D., Singh, C. K., Kumari, S., Tomar, R. S. S., Karwa, S., Singh, R., & Pal, M. (2017). Discerning morpho-anatomical, physiological and molecular multiformity in cultivated and wild genotypes of lentil with reconciliation to salinity stress. *PLoS One*, 12(5), e0190462. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0177465>
- Singleton, V. L., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphor molybdcic phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Ecology and Viticulture*, 16, 144-158. <https://doi.org/10.5344/ajev.1965.16.3.144>
- Srinivas, N. D., Rashmi, K. R., & Raghavarao, S. M. S. (1999). Extraction and purification of a plant peroxidase by aqueous two-phase extraction coupled with gel filtration. *Process Biochemistry*, 35, 43-48. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(99\)00030-8](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(99)00030-8)
- Suriyan, C. U., & Chalermopol, K. (2009). Proline accumulation, photosynthetic abilities and growth characters of sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) plantlets in response to iso-osmotic salt and water-deficit stress. *Agricultural Sciences in China*, 8(1), 51-58. [https://doi.org/10.1016/S1671-2927\(09\)60008-0](https://doi.org/10.1016/S1671-2927(09)60008-0)
- Szabolcs, I. (1990). Impact of climatic change on soil attributes: influence on salinization and alkalization. In: *Developments in Soil Science*. Pp. 61-69. Elsevier. <https://doi.org/sciintl.2016.51.73>

- Taibi, K., Taibi, F., Abderrahim, L. A., Ennajah, A., & Belkhodja, M. (2016). Effect of salt stress on growth, chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidant defense systems in *Phaseolus vulgaris* L. *South African Journal of Botany*, *105*, 306–312. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.03.011>
- Talaat, N. B., Ghoniem, A. E., Abdelhamid, M. T., & Shawky, B. (2015). Effective microorganisms improve growth performance, alter nutrients acquisition and induce compatible solutes accumulation in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants subjected to salinity stress. *Plant Growth Regulation*, *75*, 281-295. <https://doi.org/10.1007/s10725-014-9952-6>
- Tandon, H. L. S. (1995). *Methods of Analysis of Soils, Plants, Water and Fertilizers*. FDCO, New Delhi.
- Teimouria, A., Jafarib, M., & Azarnivand, H. (2009). Effect of proline, soluble carbohydrates and water potential on resistance to salinity of three *Salsola* species (*S. rigida*, *S. dendroides*, *S. richteri*). *Desert*, *14*, 15-20. <https://doi.org/10.22059/jdesert.2010.21742>
- Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A. (2000). Oxidative stress and some antioxidant systems in acid raintreated bean plants. Protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, *151*, 59-66. [https://doi.org/10.1016/S0168-9452\(99\)00197-1](https://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00197-1)
- Voet, D., Voet, J. G., & Pratt, C. W. (2001). *Fundamentals of Biochemistry*. Wiley, New York.
- Vysotskaya, L., Hedley, P. E., Sharipova, G., Veselov, D., Kudoyarova, G., & Morris, J. (2010). Effect of salinity on water relations of wild barley plants differing in salt tolerance. *AoB Plant*, *24*, 401-408. <https://doi.org/10.1093/aobpla/plq006>
- Wong, C. C., Li, H. B., Cheng, K. W., & Chen, F. (2006). A systematic survey of antioxidant activity of 30 Chinese medicinal plants using the ferric reducing antioxidant power assay. *Food Chemistry*, *97*, 705-711. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.05.049>
- Yamaguchi, K., Mori, H., & Nishimura, M. (1995). A novel isoenzyme of ascorbate peroxidase localized on glyoxysomal and leaf peroxisomal membranes in pumpkin. *Plant Cell Physiology*, *36*, 1157-1162. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a078862>
- Yang, Y., Han, C., Liu, Q., Lin, B., & Wang, J. (2008). Effect of drought and low light on growth and enzymatic antioxidant system of *picea asperata* seedlings. *Acta Physiologia Plantarum*, *30*, 433-440. <https://doi.org/10.1007/s11738-008-0140-z>
- Yousuf, P. Y., Ahmad, A., Ganie, A. H., Sareer, O., & Krishnapriya, V. (2016). Antioxidant response and proteomic modulations in Indian mustard grown under salt stress. *Plant Growth Regulation*, *81*(1), 31-50. <https://doi.org/10.1007/s10725-016-0182-y>
- Singh, D., Singh, C. K., Kumari, S., Singh Tomar, R. S., Karwa, S., Singh, R., & Pal, M. (2017). Discerning morphoanatomical, physiological and molecular multiformity in cultivated and wild genotypes of lentil with reconciliation to salinity stress. *Plos One*, *12*(5), e0177465. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0177465>

Study of the physiological and biochemical characteristics of lentils (*Lens culinaris* Medik) under salinity stress conditions

Vajihe Heydari¹, Mohammad Javad Ahmadi-Lahijani^{1*}, Jafar Nabati², Ahmad Nezami¹

¹ Department of Agrotechnology, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Iran

² Research Center of Plant Sciences, Ferdowsi University of Mashhad, Iran

(Received: 01/11/2022, Accepted: 11/04/2023)

Abstract

Salinity stress is one of the most important abiotic stresses that diminishes the yield of crops in semi-arid and arid regions. To investigate the effect of salinity stress on the physiological and biochemical characteristics of different lentil genotypes, a split plots experiment was conducted in a randomized complete block design with three replications in the salinity research farm of the Ferdowsi University of Mashhad in the 2021–2022 cropping year. The salinity levels of 2.5, 6, and 9 ds/m⁻¹ six lentil genotypes were placed in the main plots and the secondary plots, respectively. The results showed that the carotenoids, phenols, leaf sodium contents, and biomass decreased with the increase in salinity stress level. The highest phenolic content of leaves was observed in salinity of 2.5 dS/m and MLC178 genotype, and with increasing stress intensity to 6 and 9 dS/m, the phenolic content of leaves decreased by 28 and 238%, respectively. MLC118 genotype had the highest activity of catalase enzyme under the condition of 2.5 dS/m and catalase enzyme activity decreased by 1.09 and 1.94 times with the increase of salinity stress to 6 and 9 dS/m, respectively. On the other hand, the highest biomass was observed at the level of 2.5 dS/m in the MLC117 genotype, which produced more biomass about two times compared to higher salinity levels. The MLC26 genotype had the highest proline content in leaves at a salinity stress level of 9 dS/m, when the salinity stress level decreased to 6 and 2.5 dS/m, the proline content of leaves decreased by 4% and 46%, respectively. In general, MLC117 and MLC12 genotypes were superior in most traits under salinity stress conditions.

Keywords: Biomass, Catalase, DPPH, Phenol, Proline

Corresponding author, Email: mjahmadi@um.ac.ir