[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

اثر شوری و باکتری‌های محرک رشد بر برخی صفات فیزیولوژیک و عملکرد دانه گندم تتراپلوئید پوشینه‌دار در مقایسه با گندم دوروم

سمیرا طباطبائی[۱] و پرویز احسان‌زاده[۲*]

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۳/۱۲/۲۰ ؛ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۴/۵/۱۹)

چکیده

اطلاعات علمی کافی در زمینه گندم‌های پوشینه‌دار موجود نیست، لذا در مطالعه حاضر تغییرات محتوای کارتنوئید، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، غلظت مالون‌دآلدئید، پایداری غشاء و عملکرد دانه یک ژنوتیپ از گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار (به‌نام جونقان) در مقایسه با یک ژنوتیپ از گندم‌های دوروم (به‌نام یاواروس) در پاسخ به تیمار آب شور و باکتری محرک رشد به‌صورت آزمایش کرت‌های خرد شده فاکتوریل در قالب طرح بلوک کامل تصادفی در سال زراعی ۱۳۹۲ - ۱۳۹۱ در مزرعه پژوهشی دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان مورد بررسی قرار گرفت. سه سطح شوری آب (۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار نمک طعام) به‌عنوان فاکتور اصلی و دو ژنوتیپ و چهار سطح سویه باکتری محرک رشد (شاهد، ۵۵۰، ۵۷ و UW3) به‌عنوان فاکتورهای فرعی در نظر گرفته شدند. شوری منجر به کاهش معنی‌دار عملکرد دانه (نزدیک به ۳۰ درصد)، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاتالاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز و محتوای کارتنوئید شد، هم‌چنین شوری سبب کاهش پایداری غشاء و افزایش غلظت مالون‌دآلدئید شد که نشان‌دهنده تخریب غشاء سلولی است. سویه‌های باکتری تأثیر متفاوتی بر صفات مذکور داشتند. سویه ۵۵۰ منجر به افزایش ۴۴ درصدی عملکرد دانه در شرایط غیر شور و سویه UW3 منجر به افزایش ۲۴ درصدی عملکرد دانه در سطح ۲۰۰ میلی‌مولار شوری شد. باکتری‌های محرک رشد منجر به افزایش پایداری غشاء در شرایط شور شدند. به‌طورکلی به نظر می‌رسد نوع تأثیر باکتری‌های محرک رشد بر گندم های تتراپلوئید به ژنوتیپ، میزان شوری و سویه باکتری بستگی دارد. ژنوتیپ پوشینه‌دار جونقان از نظر صفات فیزیولوژیک مورد مطالعه و عملکرد دانه ضعیف‌تر از ژنوتیپ یاواروس بود، ولی درصد کاهش عملکرد دانه آن در اثر شوری تفاوت معنی‌داری با ژنوتیپ یاواروس نداشت.

واژه‌های کلیدی: آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، باکتری محرک رشد، پایداری غشاء، شوری، گندم تتراپلوئید، مالون دآلدئید

۱ و ۲. به‌ترتیب دانشجوی دکتری و دانشیار، گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان

*. مسئول مکاتبات، پست الکترونیکی:ehsanzadehp@gmail.com

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

مقدمه

اگرچه در اقلیم‌های خشک و نیمه‌خشک کمبود آب محدود کننده‌ترین عامل محیطی برای تولیدات گیاهی است (۴ و ۵) ولی شوری هم نقش به‌سزایی در کاهش عملکرد و تولید گیاهان در این نوع اقلیم‌ها دارد. میزان اراضی متأثر از شوری در سطح جهان حدود ۹۰۰ میلیون هکتار و یا چیزی حدود ۶٪ از کل اراضی جهان تخمین زده شده است (۱۸). از آنجا که از جمله منشاءهای اصلی شور شدن خاک‌ها عملیات کشاورزی و آبیاری است و به‌ویژه در مناطق خشک و نیمه‌خشک توقف آبیاری در آینده غیر ممکن به‌نظر می‌رسد، بنابراین پیش‌بینی می‌شود که گسترش شوری در آینده بیش از گذشته تهدید کننده توان تولید و امنیت غذایی جهانی باشد (۴۰). شوری منجر به بروز خشکی فیزیولوژیک، افزایش تجمع یون‌های سدیم و کلر و برهم خوردن تعادل تغذیه‌ای گیاه و حتی بروز تنش اکسیداتیو می‌شود (۳۰ و ۴۶). وجود نوعی همبستگی منفی خطی بین عملکرد دانه و ماده خشک گندم، جو و تریتیکاله و میزان شوری خاک اثبات شده است (۳۹). تنش شوری منجر به کاهش محتوای کلروفیل (۱۷)، فتوسنتز، وزن خشک بخش هوایی و ریشه، عملکرد و در شدت‌های بالا مرگ گیاه می‌شود (۲۸).

گندم دوروم (*Triticum turgidum* ssp. Durum) با ژنوم AABB احتمالاً به‌دلیل فقدان لوکوس دفع کننده یون سدیم (Kna1) که بر روی ژنوم D قرار دارد در مقایسه با گندم نان (*Triticum aestivum* L.) با ژنوم AABBDD به شوری حساسیت بیشتری دارد. گندم‌های پوشینه‌دار در هر سه سطح پلوئیدی دی، تترا و هگزا پلوئید وجود داشته و بسیاری از محققین، گندم‌های پوشینه‌دار را اجداد گندم‌های تترا و هگزاپلوئید امروزی دانسته‌اند (۳۷). طبق تحقیقات احسان‌زاده و همکاران (۱۴) در حال حاضر جمعیت‌هایی از گندم‌های پوشینه‌دار تتراپلوئید (*Triticum turgidum subspp. dicoccum*) در نقاطی از ایران از جمله استان‌های اصفهان و چهارمحال و بختیاری به‌صورت کشت و زرع‌های محدود وجود دارد. این گندم‌ها ممکن است منابع ژنی غنی جهت افزایش مقاومت به آفات، تحمل سرما و خشکی و توانایی رشد در خاک‌های فقیر از نظر مواد غذایی باشند (۱۴). انتخاب ژنوتیپ‌هایی با خصوصیات مطلوب از نظر پاسخ به شوری خاک و آب تا حدود زیادی تابع وجود تنوع ژنتیکی بین گونه‌ها و ژنوتیپ‌های داخل یک گونه است (۲۴). شیبانی‌راد و همکاران (۴۱) وضعیت کروموزومی و تلاقی‌پذیری گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار منطقه مرکزی ایران را تبیین و پورآذری و احسان‌زاده (۳۸) هم راندمان بالای مصرف نیتروژن آنها را گزارش کرده‌اند ولی اطلاعات کافی از پتانسیل این گندم‌های کمتر اصلاح شده برای بهره‌برداری در محیط‌های تنش‌زا وجود ندارد.

مدارک زیادی مؤید این هستند که ریزجانداران متعددی می‌توانند سبب بهبود رشد و عملکرد گیاهان شوند (۳۶). استفاده از میکروارگانیسم‌های همزیست و غیر همزیست با گیاهان زراعی یکی از راه‌کارهایی است که در دهه‌های اخیر جهت افزایش تحمل شوری در گیاهان مورد توجه قرار گرفته است. مطالعاتی که در زمینه تأثیر باکتری‌های محرک رشد (Plant Growth Promoting Rhizobacteria, PGPRs) بر افزایش تحمل تنش‌های زیستی و غیر زیستی انجام شده حاکی از آن است که برخی از باکتری‌های محرک رشد از طریق تأثیر بر خصوصیات فیزیولوژیک قادر به افزایش تحمل تنش‌های محیطی و افزایش عملکرد گیاه تحت تنش هستند (۲ و ۲۵). نقش باکتری‌های محرک رشد در افزایش تحمل شوری در گونه‌های گیاهی متنوعی از جمله تربچه (۲۹)، آفتابگردان (۴۴) و حبوبات (۲) گزارش شده است. با توجه به فقدان اطلاعات کافی در زمینه تحمل شوری و تغییرات فیزیولوژیک گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار تحت تیمار شوری و تأثیر احتمالی باکتری‌های محرک رشد بر ویژگی‌های مذکور، هدف این مطالعه بررسی برهمکنش اثر شوری و سویه‌های باکتری محرک رشد بر برخی خصوصیات فیزیولوژیک و عملکرد یک ژنوتیپ تتراپلوئید پوشینه‌دار در مقایسه با یک ژنوتیپ گندم دوروم می‌باشد.

مواد و روش‌ها

این آزمایش در سال زراعی ۹۲ – ۱۳۹۱، در مزرعه پژوهشی دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان واقع در۴۰ کیلومتری جنوب غربی اصفهان (عرض جغرافیایی '۳۲ °۳۲ شمالی و طول جغرافیایی '۲۳ °۵۱ شرقی) انجام شد. ارتفاع مزرعه از سطح دریا ۱۳۶۰ متر و براساس گروه‌بندی کوپن دارای اقلیم نیمه‌خشک با تابستان‌های گرم و خشک است. میانگین درازمدت بارندگی و دمای سالیانه به‌ترتیب ۱۴۰ میلی‌متر و ۱۴/۵ درجه سانتی‌گراد است. بافت خاک مزرعه لوم‌رسی با وزن مخصوص ظاهری ۱/۳ گرم بر سانتی‌متر مکعب است.

آزمایش به‌صورت کرت‌های خرد شده فاکتوریل، در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار انجام شد. تیمار اصلی شوری آب آبیاری در سه سطح شامل ۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار نمک طعام (NaCl) و تیمارهای فرعی شامل ژنوتیپ‌های گندم تتراپلوئید یاواروس به‌عنوان گندم دوروم (بدون پوشینه) و جونقان به‌عنوان گندم تتراپلوئید پوشینه‌دار و باکتری محرک رشد در چهار سطح (شاهد، UW3، ۵۵۰ و ۵۷) بود. ژنوتیپ تتراپلوئید یاواروس (*T. turgidum* subspp. Durum) از مؤسسه تحقیقات نهال و بذر واقع در استان البرز و ژنوتیپ جونقان که از گروه گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار است (*T. turgidum* subspp. dicoccum) از کلکسیون گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار گروه زراعت و اصلاح نباتات دانشکده کشاورزی دانشگاه صنعتی اصفهان تهیه شد.

سویه‌های باکتری UW3 (*Pseudomonas putida*) و ۵۵۰ (*Pseudomonas fluorescens*) از دانشکده زیست‌شناسی دانشگاه واترلو–کانادا (۱۲) و سویه ۵۷ (*Pseudomonas* sp.) از دانشکده علوم خاک دانشگاه تهران تهیه شدند. کلیه سویه‌های باکتری مورد استفاده طبق آزمایشات مقدماتی مؤلفین این مقاله قادر به تولید ایندول استیک اسید (IAA) و ACC– دآمیناز بودند.

زمین محل اجرای آزمایش، در سال قبل از کشت در آیش بود. معادل ۲۰۰ کیلوگرم در هکتار کود اوره (۴۶ درصد نیتروژن) به‌صورت نیمی پایه و نیمی سرک به خاک اضافه شد. چون مقدار پتاسیم و فسفر خاک تا عمق ۳۰ سانتی‌متری به‌ترتیب ۲۶۴ و ۲۵ میلی‌گرم در گیلوگرم خاک خشک بود، بنابراین از کود پتاسه و فسفره استفاده نشد. نتایج آزمون خاک در جدول ۱ ارائه شده است.

جهت تهیه مایه تلقیح، سویه‌های باکتری به‌مدت ۲۴ ساعت در محیط کشت NB بر روی شیکر در دمای اتاق رشد داده شدند. سپس جمعیت باکتری‌ها با استفاده از اسپکتروفتومتر (U-1800 UV/VIS, Hitachi, Japan) در طول موج ۶۰۰ نانومتر اندازه‌گیری شد و در حدود 10^8 CFU در میلی‌لیتر تنظیم شد (۳). بذور گندم‌های تتراپلوئید پس از ضدعفونی با محلول هیپوکلرید سدیم ۲٪ چهار مرتبه با آب مقطر استریل شسته شدند و سپس در سوسپانسیون باکتری به‌مدت ۳۰ دقیقه بر روی شیکر غوطه‌ور شدند و اجازه داده شد بذور خشک شوند. کلیه مراحل در شرایط استریل انجام شد و بذور شاهد نیز در محیط کشت NB فاقد باکتری خیسانده شدند.

هر کرت فرعی شامل ۳۲ ردیف کاشت ۶ متری با فاصله ۲۰ سانتی‌متر از هم بود. بذور مربوط به هر کرت فرعی در شیارهای تعبیه شده با تراکم ۳۵۰ بوته در مترمربع در نیمه دوم آبان ۱۳۹۱ کاشته و سپس با ۵ – ۳ سانتی متر خاک پوشانده شدند و آبیاری‌های تمام کرت‌ها به‌صورت یکسان تا تکمیل پنجه‌دهی صورت گرفتند. اعمال سطوح تیمار شوری آب آبیاری با شروع رشد بهاره انجام شد. میزان نمک مورد نیاز در سطوح ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار نمک با توجه به حجم آب مورد نیاز تعیین شد، نمک و آب در تانکر مخلوط شده و سپس آبیاری انجام شد. حجم آب آبیاری برای کرت‌های اصلی یکسان در نظر گرفته شد.

در مرحله گرده‌افشانی برگ پرچم از چند بوته در هر کرت فرعی برداشت و اندازه‌گیری‌های زیر بر روی آن انجام شد. به‌منظور اندازه‌گیری محتوای کارتنوئید یک گرم از نمونه برگ تازه با استفاده از نیتروژن مایع آسیاب

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

جدول ۱. ویژگی‌های خاک مزرعه پژوهشی دانشکده کشاورزی دانشگاه صنعتی اصفهان

هدایت الکتریکی ($dS\ m^{-1}$)	پتاسیم قابل استفاده	فسفر قابل استفاده	ازت کل	کربن آلی ($g\ kg^{-1}$)	رطوبت وزنی در نقطه پژمردگی دائم (%)	رطوبت وزنی در ظرفیت زراعی (%)	پی اچ	جرم حجمی ظاهری ($g\ cm^{-3}$)
	($mg\ kg^{-1}$)							
۱/۶	۲۲۵	۲۵/۵	۴۵۰	۳/۶	۱۰	۲۳	۷/۴	۱/۳۹

شد و سپس با استفاده از ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰٪ عصاره‌گیری شد. پس از صاف کردن توسط کاغذ صافی عصاره حاصل به‌مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۵۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ (Sigma 101,western Germany) شد. محلول حاصل با استون ۸۰٪ به حجم ۳۰ میلی‌لیتر رسانده شد و میزان جذب عصاره در طول موج ۴۷۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد. سپس محتوای کارتنوئید با استفاده روش لیچنتالر و بوشمن (۲۶) محاسبه شد.

میزان پراکسیداسیون لیپیدها با تخمین غلظت مالون‌دآلدئید (MDA) براساس روش هس و پکر (۲۱) با کمی تغییرات اندازه‌گیری شد. بدین‌منظور یک گرم از نمونه برگ تازه با استفاده از ۵ میلی‌لیتر تری کلرو استیک اسید (TCA) یک درصد همگن شد و سپس به‌مدت ۵ دقیقه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس به ازای هر میلی‌لیتر از فاز رویی ۴ میلی‌لیتر از محلول تری کلرو استیک اسید ۲۰٪ حاوی ۰/۵٪ تیوباربیتوریک اسید (TBA) اضافه شد. محلول حاصل به‌مدت ۳۰ دقیقه در ۹۵ درجه سانتی‌گراد حرارت داده شد و پس از آن به‌سرعت در حمام یخ سرد شد و مجدداً به‌مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. مقدار جذب مایع رویی در طول موج‌های ۵۳۲ و ۶۰۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت شد و ضریب تصحیح $155 \times 10^5\ M^{-1}\ cm^{-1}$ در نظر گرفته شد. غلظت مالون دآلدئید با استفاده از فرمول زیر برحسب میکرومول برگرم وزن تر محاسبه و ارائه گردید.

غلظت MDA = [(جذب ۶۰۰ - جذب ۵۳۲) / ($10^5 \times 155$) × وزن تر] (۱)

شاخص پایداری غشاء از طریق اندازه‌گیری میزان نشت الکترولیت‌های برگ ارزیابی شد. به این منظور ۰/۱ گرم برگ شسته شده با آب مقطر توزین شد و سپس به ظروف حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب دیونیزه منتقل و به‌مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۴۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. سپس میزان هدایت الکتریکی آب دیونیزه همراه نمونه به‌عنوان نشت اولیه اندازه‌گیری شد. نشت ثانویه نیز از طریق اندازه‌گیری میزان هدایت الکتریکی نمونه‌ها پس از حرارت دادن آنها در حمام بخار آب به‌مدت ۱۰ دقیقه در ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد اندازه‌گیری شد. شاخص پایداری غشاء از طریق معادله زیر محاسبه شد (۱۳).

شاخص پایداری غشاء = [(نشت اولیه/ نشت ثانویه) - ۱] × ۱۰۰ (۲)

برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌ها ابتدا ۰/۱ گرم از نمونه گیاهی در هاون با استفاده از ازت مایع آسیاب شد و با یک میلی‌لیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار (pH = ۷) همگن شد و سپس به‌مدت ۱۵ دقیقه در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد با سرعت ۱۵۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. کلیه مراحل در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد انجام شد و از عصاره حاصل جهت اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های مذکور و پروتئین نمونه‌ها استفاده شد (۱۶). جهت اندازه‌گیری فعالیت کاتالاز، محلول واکنش شامل ۲۹۵۰ میکرولیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار حاوی ۴/۵ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳۰ درصد و ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیم بود. کاهش در جذب طول موج ۲۴۰ نانومتر به‌مدت یک دقیقه توسط اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری و ثبت شد (۱۱). برای اندازه‌گیری فعالیت آسکوربات پراکسیداز، محلول واکنش شامل ۲۸۴۵ میکرولیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

حاوی ۴/۵ میکرولیتر پراکسیدهیدروژن ۳۰ درصد و ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیم بود. کاهش در جذب طول موج ۲۹۰ نانومتر به‌مدت دو دقیقه توسط اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد (۳۴).

محیط واکنش پراکسیداز شامل ۲۳۴۹ میکرولیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار حاوی ۴/۵ میکرولیتر پراکسیدهیدروژن ۳۰ درصد، ۳/۳۵ میکرولیتر گویاکول و ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیم بود. افزایش در جذب طول موج ۴۷۰ به‌مدت ۲ دقیقه توسط اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد (۲۲). محتوای کل پروتئین نمونه‌های برگی با استفاده از روش بردفورد اندازه‌گیری شد (۸).

برای محاسبه عملکرد دانه در هکتار پس از رسیدگی فیزیولوژیک بوته‌های نیم مترمربع از دو خط میانی کاشت با رعایت حاشیه برداشت شد و پس از کوبیدن و بوجاری عملکرد دانه براساس ۱۲ درصد رطوبت محاسبه شد. محاسبات آماری با نرم‌افزار آماری SAS و مقایسه میانگین‌ها نیز با استفاده از آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) در سطح ۵٪ صورت گرفت.

نتایج و بحث

شوری تأثیر معنی‌داری بر محتوای کارتنوئید نداشت (جدول ۲)، ولی با افزایش شوری تا سطح ۱۰۰ میلی‌مولار محتوای کارتنوئید افزایش غیر معنی‌دار یافت و افزایش بیشتر سطح شوری منجر به کاهش غیر معنی‌دار محتوای کارتنوئید شد (جدول ۳). محتوای کارتنوئید ژنوتیپ یاواروس به‌طور معنی‌داری از جونقان بیشتر بود (جدول ۳) و سویه‌های ۵۷ و UW3 به‌ترتیب منجر به افزایش و کاهش غیر معنی‌دار محتوای کارتنوئید در مقایسه با شاهد شدند (جدول ۳). کارتنوئیدها یکی از مهم‌ترین آنتی‌اکسیدان‌های غیر آنزیمی هستند که همراه با آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) را خنثی می‌کنند. کارتنوئیدها از طریق دریافت مازاد انرژی کلروفیل‌های برانگیخته، تولید اکسیژن سینگلت در کلروپلاست سلول‌های فتوسنتز کننده را کاهش می‌دهند (۱). از آنجا که این رنگدانه کلیدی در سیستم آنتی‌اکسیدانی به تنش اکسیداتیو بسیار حساس بوده، کاهش محتوای کارتنوئید با افزایش شوری در آزمایش حاضر احتمالاً به‌دلیل افزایش تجزیه کارتنوئیدها توسط گونه‌های فعال اکسیژن و یا کاهش سرعت تولید آنها می‌باشد (۷). بهاری و همکاران (۷) نیز نتایج مشابهی را در مطالعه تغییرات رنگدانه‌های فتوسنتزی گندم نان تحت تنش شوری گزارش کردند. تلقیح با سویه ۵۷ منجر به افزایش غیر معنی‌دار محتوای کارتنوئید گندم‌های تتراپلوئید شد که با گزارش ندیم و همکاران (۳۲) مطابقت دارد. در مطالعه ایشان تلقیح با باکتری‌های محرک رشد تولید کننده ACC- دآمیناز منجر به افزایش محتوای کارتنوئید در ذرت شد (۳۲).

اثر شوری، ژنوتیپ و باکتری و اثرات متقابل دو جانبه شوری در ژنوتیپ، ژنوتیپ در باکتری و اثر متقابل سه جانبه شوری در ژنوتیپ در باکتری بر فعالیت آنزیم کاتالاز بسیار معنی‌دار بود (جدول ۲). فعالیت آنزیم کاتالاز با افزایش شوری کاهش بسیار معنی‌داری یافت (جدول ۳) و شدت این کاهش در ژنوتیپ جونقان بیشتر از ژنوتیپ یاواروس بود (جدول ۴) هرچند که فعالیت کاتالاز در ژنوتیپ یاواروس به‌طور معنی‌داری بیشتر از ژنوتیپ جونقان بود (جدول ۳). تلقیح بذور گندم‌های تتراپلوئید با سویه‌های ۵۷ و UW3 منجر به افزایش غیر معنی‌دار و با سویه ۵۵۰ منجر به کاهش معنی‌دار فعالیت کاتالاز شد (جدول ۳)، ولی پاسخ دو ژنوتیپ به تلقیح متفاوت بود (جدول ۵). تلقیح با سویه‌های ۵۷ و UW3 منجر به افزایش غیر معنی‌دار فعالیت کاتالاز در ژنوتیپ یاواروس و کاهش فعالیت کاتالاز در ژنوتیپ جونقان شد، و تلقیح با سویه ۵۵۰ منجر به کاهش غیر معنی‌دار فعالیت کاتالاز در هر دو ژنوتیپ شد که شدت این کاهش در ژنوتیپ جونقان بیشتر از یاواروس بود (به‌ترتیب ۲۵ درصد و ۱۶ درصد کاهش) (جدول ۵).

اثر شوری، ژنوتیپ، باکتری و اثرات متقابل دو جانبه شوری در ژنوتیپ، شوری در باکتری، ژنوتیپ در باکتری و اثر متقابل سه جانبه شوری در ژنوتیپ در باکتری بر فعالیت آنزیم

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105] [DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6] [Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

جدول ۲. نتایج تجزیه واریانس برای غلظت کارتنوئید و مالون‌دآلدئید، فعالیت کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و پراکسیداز و عملکرد دانه در دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید تحت سطوح مختلف شوری و تلقیح با سویه‌های باکتری محرک رشد

منابع تغییر	تکرار	شوری	خطا	ژنوتیپ	باکتری	شوری × ژنوتیپ	شوری × باکتری	ژنوتیپ × باکتری	شوری × ژنوتیپ × باکتری	اشتباه آزمایشی	ضریب تغییرات
درجه آزادی	۲	۲	۴	۱	۳	۲	۶	۳	۶	۴۲	
غلظت کارتنوئید	۰/۰۱۴	۰/۰۴۰	۰/۰۰۸	۰/۰۲۵*	۰/۰۱۱	۰/۰۱۳	۰/۰۰۹	۰/۰۰۴	۰/۰۰۷	۰/۰۰۶	۱۵/۷
فعالیت کاتالاز	۰/۰۱۸	۱/۴۲۷**	۰/۰۱۵	۸/۵۸۹**	۰/۰۸۸**	۰/۳۵۸**	۰/۰۲۸	۰/۰۶۳**	۰/۰۶۳**	۰/۰۱۳	۲۰/۳
فعالیت آسکوربات پراکسیداز	۰/۰۱۳	۳/۸۹۳**	۰/۰۱۸	۶۰/۵۶**	۱/۲۵۸**	۱/۵۷۷**	۰/۴۴۲**	۰/۷۸۶**	۰/۳۸۱**	۰/۰۵۰	۱۶/۰
فعالیت پراکسیداز	۰/۰۰۱	۰/۳۰۳**	۰/۰۱۶	۰/۷۰۶**	۰/۰۲۶*	۰/۱۲۷**	۰/۱۵۶	۰/۰۷۷	۰/۲۱۴**	۰/۰۰۹	۳۳/۹
غلظت مالون‌دآلدئید	۱۲/۰۵	۳۲/۰۸*	۳/۳۴	۱۸۱/۷۰**	۷/۱۶*	۹/۶۱**	۳/۲۳	۳/۷۷	۱/۱۲	۲/۱۱	۲۰/۵
شاخص پایداری غشاء	۱۸۸	۷۵۴**	۱۳۲	۵۴۱*	۵۰۷**	۲۶۷	۴۸۲**	۲۹/۴	۱۷۶	۱۱۲	۲۰/۸
عملکرد دانه	۶۵۹۱	۱۶۷۶۴۳**	۱۲۹۶	۶۰۲۷۱۰**	۹۱۲۳	۵۷۸	۱۷۲۰۹*	۱۳۹۴۷	۱۸۴۴	۶۵۸۱	۲۰/۸

* و ** به‌ترتیب اختلاف معنی‌دار در سطوح ۵ و ۱ درصد

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105] [DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6] [Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

جدول ۳. مقایسه میانگین‌های غلظت کارتنوئید و مالون‌دآلدئید، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و پراکسیداز، شاخص پایداری غشاء و عملکرد دانه در دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید تحت سطوح مختلف شوری و تلقیح با سویه‌های باکتری محرک رشد

عامل آزمایشی	شوری (mM)			ژنوتیپ		سویه باکتری			
	۰	۱۰۰	۲۰۰	یاواروس	جونقان	شاهد بدون باکتری	۵۵۰	UW3	۵۷
غلظت کارتنوئید [(mg g^{-1}(FW)]	۰/۵۰۴^{a}	۰/۵۴۰^{a}	۰/۴۵۸^{a}	۰/۵۲۰^{a}	۰/۴۸۲^{b}	۰/۵۰۹^{a}	۰/۵۰۹^{a}	۰/۴۶۳^{a}	۰/۵۲۱^{a}
فعالیت کاتالاز (units mg^{-1} protein)	۰/۸۳۲^{a}	۰/۵۳۵^{b}	۰/۳۴۸^{c}	۰/۹۱۷^{a}	۰/۲۲۶^{b}	۰/۵۸۵^{a}	۰/۴۶۹^{b}	۰/۶۱۸^{a}	۰/۶۱۴^{a}
فعالیت آسکوربات پراکسیداز (units mg^{-1} protein)	۰/۴۱۸a	۰/۲۴۵^{b}	۰/۲۰۷^{b}	۰/۳۸۹^{a}	۰/۱۹۱^{b}	۰/۳۲۴^{a}	۰/۲۴۴^{b}	۰/۲۷۲^{ab}	۰/۳۱۹^{a}
فعالیت پراکسیداز (units mg^{-1} protein)	۱/۷۷۸^{a}	۱/۴۳۳^{b}	۰/۹۷۴^{c}	۲/۳۱۲^{a}	۰/۴۷۷^{b}	۱/۷۳۰^{a}	۱/۳۶۵^{b}	۱/۳۹۹^{b}	۱/۰۸۴^{c}
غلظت مالون دآلدئید [(µmol g^{-1}(FW)]	۵/۶۳۵^{b}	۶/۸۱۹^{ab}	۷/۹۲۴^{a}	۵/۱۴۵^{b}	۸/۴۳۳^{a}	۶/۸۹۶^{a}	۶/۸۴۷^{a}	۵/۸۲۳^{b}	۷/۵۸۸^{a}
شاخص پایداری غشاء (٪)	۶۹/۸۲^{a}	۴۸/۲۵^{b}	۳۴/۶۷^{c}	۵۳/۶۵^{a}	۴۸/۱۷^{b}	۵۱/۳۲^{a}	۵۶/۷۵^{a}	۵۱/۷۲^{a}	۴۳/۸۷^{b}
عملکرد دانه (g m^{-2})	۴۵۸/۲^{a}	۳۴۳/۰^{b}	۳۲۱/۳^{b}	۴۶۵/۶^{a}	۲۸۲/۶^{b}	۳۴۰/۷^{a}	۳۹۰/۲^{a}	۳۸۳/۵^{a}	۳۸۲/۱^{a}

در هر ردیف و برای هر عامل آزمایشی، میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند، براساس آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) و در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی‌داری ندارند.

جدول ۴. میانگین‌های اثرات متقابل شوری در ژنوتیپ برای غلظت مالون‌دآلدئید و فعالیت کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و پراکسیداز و عملکرد دانه دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید تحت سطوح مختلف شوری

شوری (mM)	غلظت مالون دآلدئید [µmol g^{-1}(FW)]		فعالیت کاتالاز (units mg^{-1} protein)		فعالیت آسکوربات پراکسیداز (units mg^{-1} protein)		فعالیت پراکسیداز (units mg^{-1} protein)		عملکرد دانه (g m^{-2})	
	جونقان	یاواروس	جونقان	یاواروس	جونقان	یاواروس	جونقان	یاواروس	جونقان	یاواروس
۰	۷/۰۵۹^{bc}	۴/۱۸۹^{d}	۰/۳۸۳^{d}	۱/۲۸۱^{a}	۰/۴۰۳^{a}	۰/۴۳۴^{a}	۰/۶۳۱^{d}	۲/۹۲۲^{a}	۳۶۸/۷^{a}	۵۴۷/۷^{a}
۱۰۰	۸/۰۳۲^{b}(+۱۴)	۵/۶۰۴^{c}(+۳۴)	۰/۱۵۹^{e}(−۵۸)	۰/۹۱۲^{b}(−۲۹)	۰/۱۱۰^{b}(−۷۲)	۰/۳۸۰^{a}(−۱۲)	۰/۴۶۷^{d}(−۲۶)	۲/۳۹۹^{b}(−۱۸)	۲۶۳/۹ ^{a}(−۲۸)	۴۷۰/۲^{a}(−۱۴)
۲۰۰	۱۰/۲۰^{a}(+۴۴)	۵/۶۳۹^{c}(+۳۵)	۰/۱۳۷^{e}(−۶۲)	۰/۵۵۸^{c}(−۵۶)	۰/۰۶۰^{b}(−۸۵)	۰/۳۵۶^{a}(−۱۸)	۰/۳۳۴^{d}(−۴۷)	۱/۶۱۴^{c}(−۴۵)	۲۱۵/۷ ^{a}(−۴۱)	۳۸۷/۹ ^{a}(−۳۱)

برای هر صفت میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند، براساس آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) و در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی‌داری ندارند. اعداد داخل پرانتز درصد کاهش (−) یا افزایش (+) در مقایسه با شاهد (۰ میلی‌مولار) می‌باشد.

آسکوربات پراکسیداز بسیار معنی‌دار بود (جدول ۲). با افزایش سطح شوری فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز کاهش معنی‌داری یافت ولی میزان کاهش در ژنوتیپ جونقان بیشتر از یاواروس بود (۸۵ درصد در مقابل ۱۸ درصد کاهش) و به‌طورکلی فعالیت این آنزیم در ژنوتیپ یاواروس بیشتر از جونقان بود (جدول ۳). بالاترین فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز مربوط به تلقیح با سویه UW3 در سطح شاهد شوری بود و کمترین فعالیت مربوط به تلقیح با همین سویه در سطح ۱۰۰ میلی‌مولار شوری بود (جدول ۶). فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز دو ژنوتیپ پاسخ کاملاً متفاوتی به تلقیح با سویه‌های باکتری داشت. تلقیح باکتریایی منجر به افزایش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ژنوتیپ جونقان و کاهش آن در یاواروس شد (جدول ۵).

اثر شوری، ژنوتیپ، باکتری و اثر متقابل دو جانبه شوری در ژنوتیپ و اثر متقابل سه جانبه شوری در ژنوتیپ در باکتری بر فعالیت آنزیم پراکسیداز بسیار معنی‌دار بود (جدول ۲). فعالیت این آنزیم در ژنوتیپ یاواروس به‌طور بسیار معنی‌داری از ژنوتیپ جونقان بیشتر بود (جدول ۳). هم‌چنین با افزایش شوری فعالیت این آنزیم در ژنوتیپ جونقان در مقایسه با ژنوتیپ یاواروس کاهش بیشتری یافت (جدول ۴). تلقیح بذور گندم‌های تتراپلوئید با سویه ۵۵۰ منجر به کاهش معنی‌دار فعالیت این آنزیم در مقایسه با شاهد شد، درحالی‌که تلقیح با سویه‌های ۵۷ و UW3 تأثیر معنی‌داری بر فعالیت این آنزیم نداشت (جدول ۳). روزنه‌های گیاه در مواجهه با تنش‌هایی نظیر خشکی و شوری به‌منظور حفظ رطوبت موجود و جلوگیری از اتلاف آن بسته می‌شود. در این شرایط نه تنها تبادل گازی کاهش می‌یابد بلکه تولید گونه‌های فعال اکسیژن از جمله پراکسید هیدروژن (H_2O_2) افزایش می‌یابد (۲۷). اگرچه در شرایط عادی هم، گونه‌های فعال اکسیژن در سلول‌های گیاه تولید می‌شوند ولی از طریق سیستم‌های دفاعی آنتی‌اکسیدانی (آنزیمی و غیر آنزیمی) گیاه به‌طور مؤثری خنثی می‌شوند. این در حالی است که در شرایط تنش‌زا این تعادل بهم خورده و گونه‌های فعال اکسیژن تولید شده به پروتئین‌ها، لیپیدها و نوکلئیک اسیدها آسیب می‌رسانند. آنزیم‌های کاتالاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز سه جزء مهم سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی آنزیمی گیاهان هستند (۴، ۵ و ۱۰). کاتالاز با تجزیه پراکسید هیدروژن به آب و اکسیژن منجر به کاهش غلظت این گونه فعال اکسیژن در سلول می‌شود و از شدت آسیب وارد شده به سلول می‌کاهد. در مطالعه کاظمی و همکاران (۲۳) بیان ژن آنزیم کاتالاز در گندم نان در ارقام مقاوم و حساس به شوری در مرحله خوشه‌دهی در مواجهه با شوری کاهش یافت. شیم و همکاران (۴۲) کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز در مواجهه با شوری را ناشی از تجزیه این آنزیم در شرایط شور عنوان کردند. از این‌رو کاهش فعالیت آنزیم یاد شده در مطالعه حاضر را شاید بتوان هم به کاهش بیان ژن مربوطه و هم کاهش مقدار آن در سلول‌های برگ دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید مورد استفاده نسبت داد.

آسکوربات مهم‌ترین ماده احیاء کننده پراکسید هیدروژن در سلول‌های گیاهی محسوب می‌شود و آسکوربات پراکسیداز از این ماده برای احیاء پراکسید هیدروژن به آب استفاده می‌کند (۳۵). در مطالعه اسفندیاری و همکاران (۱۵) فعالیت آسکوربات پراکسیداز گندم دوروم در شرایط شور افزایش یافت که با یافته‌های مطالعه حاضر مغایرت دارد. پراکسید هیدروژن هم‌چنین توسط پراکسیدازهای غیر اختصاصی موجود در آپوپلاست بافت‌های در حال چوبی شدن (lignifying) هم ممکن است تجزیه شود. این دسته از آنتی‌اکسیدان‌ها از پراکسید هیدروژن به‌عنوان الکترون دهنده برای متابولیسم ترکیبات فنولیک استفاده می‌کنند. این آنزیم‌ها در فرآیندهای متعددی از جمله کنترل رشد سلول و تحمل تنش‌های محیطی دخیل هستند. بنابراین کاهش فعالیت این آنزیم احتمالاً از چوبی شدن بافت که در اثر شوری تسریع می‌شود ممانعت کرده و یا منجر به کاهش این فرآیند می‌شود. به این ترتیب با کاهش چوبی شدن دیواره سلولی جذب آب از طریق دیواره سلولی به‌مدت طولانی‌تری ادامه می‌یابد و تنش اسمزی به تعویق می‌افتد (۲۵).

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105] [DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6] [Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

جدول ۵. میانگین‌های اثرات متقابل سویه در ژنوتیپ برای فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز و عملکرد دانه دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید

سویه باکتری	فعالیت کاتالاز (units mg^{-1} protein)		فعالیت آسکوربات پراکسیداز (units mg^{-1} protein)		عملکرد دانه (g m^{-2})	
	یاواروس	جونقان	یاواروس	جونقان	یاواروس	جونقان
شاهد	۰/۱۵۸^{b}	۱/۰۱۲^{a}	۰/۳۲۳^{abc}	۰/۳۲۵^{abc}	۴۳۰/۴^{a}	۲۵۱/۰^{a}
۵۷	۰/۲۷۲^{b}(+۷۲)	۰/۹۵۷^{a}(−۵)	۰/۱۷۹^{a}(−۴۵)	۰/۴۵۹^{bc}(+۴۱)	۴۳۹/۵^{a}(+۲)	۳۲۴/۷^{a}(+۲۹)
UW3	۰/۲۹۳^{b}(+۸۵)	۰/۹۴۴^{a}(−۷)	۰/۱۴۶^{ab}(−۵۵)	۰/۳۹۹^{c}(+۲۳)	۵۰۹/۰^{a}(+۱۸)	۲۵۸/۰^{a}(+۳)
۵۵۰	۰/۱۸۳^{b}(−۱۶)	۰/۷۵۶^{a}(-۲۵)	۰/۱۱۶^{ab}(−۶۴)	۰/۳۷۲^{c}(+۱۴)	۴۸۳/۶^{a}(+۱۲)	۲۹۶/۸^{a}(+۱۸)

برای هر صفت میانگین هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند، براساس آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) و در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی داری ندارند. اعداد داخل پرانتز درصد کاهش (−) یا افزایش (+) در مقایسه با شاهد (بدون تلقیح باکتری) می‌باشد.

جدول ۶. میانگین‌های اثرات متقابل سویه در شوری برای فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز، شاخص پایداری غشاء و عملکرد دانه ژنوتیپ‌های گندم تتراپلوئید

سویه باکتری	فعالیت آسکوربات پراکسیداز (units mg^{-1} protein)			شاخص پایداری غشاء (%)			عملکرد دانه (g m^{-2})		
	۰	۱۰۰	۲۰۰	۰	۱۰۰	۲۰۰	۰	۱۰۰	۲۰۰
شاهد	۰/۴۷۸^{ab}	۰/۳۴۲$^{a-d}$(−۲۸)	۰/۱۵۲^{d}(−۶۸)	۸۱/۶۹^{a}	۴۷/۷۱^{def}(−۴۱)	۲۴/۵۶^{h}(−۷۰)	۳۸۲/۵^{bc}	۳۵۱/۶^{c}(−۸/۱)	۲۸۸/۲^{c}(−۲۵)
۵۷	۰/۳۳۴$^{a-d}$	۰/۴۴۰^{abc}(+۳۲)	۰/۱۸۵^{cd}(−۴۵)	۶۱/۸۳^{bc}	۳۴/۱۳^{gh}(−۴۸)	۳۵/۶۵^{fgh}(−۴۲)	۴۸۳/۲^{ab}	۳۸۶/۰^{bc}(−۲۰)	۲۷۷/۰^{c}(−۴۳)
UW3	۰/۵۷۸^{a}	۰/۰۸۹^{d}(−۸۴)	۰/۱۵۱^{d}(−۷۴)	۶۸/۷۱^{ab}	۵۱/۲۸^{cde}(−۲۵)	۳۵/۱۷^{fgh}(−۴۹)	۴۱۴/۳^{abc}	۳۷۸/۵^{abc}(−۶/۸)	۳۵۷/۷^{bc}(−۱۴)
۵۵۰	۰/۲۸۲^{bcd}	۰/۱۰۹^{d}(−۶۱)	۰/۳۴۱$^{a-d}$(−۲۱)	۶۷/۰۸^{b}	۵۹/۸۹^{bcd}(−۱۱)	۴۳/۳۱^{efg}(−۳۵)	۵۵۲/۶^{a}	۳۵۱/۵^{c}(−۳۶)	۲۶۶/۳^{c}(−۵۲)

برای هر صفت میانگین‌هایی که حداقل دارای یک حرف مشترک هستند طبق آزمون حداقل تفاوت معنی‌دار (LSD) در سطح احتمال ۵ درصد اختلاف معنی‌داری ندارند. اعداد داخل پرانتز درصد کاهش (−) یا افزایش (+) در مقایسه با شاهد (۰ میلی‌مولار) می‌باشند.

با افزایش شوری تولید و تجمع اسمولیت‌ها از جمله پرولین و قندهای محلول افزایش یافت (داده‌های ارائه نشده)، به‌نظر می‌آید در شرایط تنش‌زا برای ممانعت از کاهش پتانسیل اسمزی بخش عمده‌ای از منابع گیاهی به سنتز محلول‌های سازگار اختصاص داده شده است و سهم کمتری به افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان تخصیص داده شده است. به‌علاوه پرولین قادر است گونه‌های فعال اکسیژن را مهار کند و به‌صورت یک آنتی‌اکسیدان عمل کند (۱۰). به‌نظر می‌رسد شدت تنش اسمزی در این آزمایش بیش از تنش اکسیداتیو بوده که تجمع اسمولیت‌ها بیش از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان افزایش یافته است. در مطالعه کولرا و همکاران (۲۵) نیز فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و کاتالاز گیاه کاهو تلقیح شده با باکتری *Pseudomonas mendocina* و قارچ میکوریزا تحت تنش شوری کاهش یافت. ایشان کاهش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در این شرایط را نشان‌دهنده کاهش تنش اکسیداتیو در گیاهان تلقیح شده در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده دانستند. در مطالعه هان و لی (۲۰) نیز اگرچه شوری منجر به افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان شد ولی تلقیح با باکترهای محرک رشد منجر به کاهش فعالیت این آنزیم‌ها شد. گزارشات متناقضی مبنی بر ارتباط فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان با میزان تحمل تنش گیاهان ارائه شده است، در برخی از این گزارشات افزایش فعالیت آنزیم‌ها به ارقام متحمل نسبت داده شده و در برخی هیچ ارتباط معنی‌داری بین سطح تحمل تنش در ارقام و میزان فعالیت آنزیم‌های مذکور دیده نشده است (۱ و ۱۵). مانس و تستر (۳۱) اظهار کردند که تفاوت در تحمل شوری ژنوتیپ‌ها الزاماً ارتباطی با توانایی آنها در خنثی‌سازی گونه‌های فعال اکسیژن ندارد. آنها افزودند که تفاوت ارقام در میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان احتمالاً مربوط به تفاوت در میزان بسته بودن روزنه‌ها یا سایر خصوصیات مؤثر بر میزان تثبیت دی‌اکسید کربن می‌شود.

اثر شوری، باکتری و ژنوتیپ بر غلظت مالون دآلدئید و شاخص پایداری غشاء معنی‌دار بود و اثر متقابل شوری در باکتری بر شاخص پایداری غشاء و اثر متقابل شوری در ژنوتیپ بر غلظت مالوندآلدئید معنی‌دار بود (جدول ۲). افزایش شوری منجر به افزایش معنی‌دار غلظت مالوندآلدئید و کاهش شاخص پایداری غشاء شد (جدول ۳). اگرچه میانگین شاخص پایداری غشاء ژنوتیپ یاواروس بالاتر از ژنوتیپ جونقان بود (جدول ۳) درصد افزایش غلظت مالوندآلدئید در هر دو ژنوتیپ به یک میزان نبود. با افزایش شوری از صفر به ۱۰۰ میلی‌مولار غلظت مالوندآلدئید در ژنوتیپ یاواروس ۳۴ درصد و در جونقان ۱۴ درصد افزایش یافت. این در حالی است که با افزایش بیشتر شوری غلظت مالوندآلدئید در ژنوتیپ جونقان در مقایسه با یاواروس افزایش بیشتری یافت (۴۴ درصد در برابر ۳۵ درصد افزایش) (جدول ۴). تغییر پایداری غشاء در اثر تلقیح با سویه‌های مختلف باکتری بستگی به سطح شوری داشت. در سطح شاهد شوری (صفر میلی‌مولار) تلقیح بذور گندم‌های تتراپلوئید با سویه‌های باکتری منجر به کاهش شاخص پایداری غشاء آنها شد، ولی در سطح ۱۰۰ میلی‌مولار شوری درصد کاهش شاخص پایداری غشاء در شاهد (تلقیح نشده با باکتری) بیشتر از گیاهان تلقیح شده با سویه‌های ۵۵۰ و UW3 بود و بیشترین (۷۰ درصد) و کمترین (۳۵ درصد) کاهش شاخص پایداری غشاء در سطح ۲۰۰ میلی‌مولار شوری به‌ترتیب مربوط به شاهد بدون باکتری و تلقیح با سویه ۵۵۰ بود (جدول ۶). یکی از آسیب‌های جدی تنش شوری خسارت به غشاء و رهاسازی یون‌ها از سلول به فضای بین سلولی است. این پدیده نتیجه تجمع رادیکال‌های آزاد اکسیژن است که منجر به پراکسیداسیون لیپید، افزایش نفوذپذیری غشاء و خسارت به سلول می‌شود (۶). پایداری غشاء از جمله خصوصیات فیزیولوژیک است که تحت‌تأثیر تنش‌های محیطی قرار می گیرد. در تنش‌های شدید بعضی از قسمت‌های فسفولیپیدهای دو لایه‌ای غشاء حالت هگزاگونال (شش وجهی) پیدا کرده و ساختار غشاء به ساختار منفذدار تبدیل می‌شود و نشت مواد رخ می دهد. به‌طورکلی تنش‌های محیطی از طریق ایجاد رادیکال‌های آزاد اکسیژن در داخل سلول باعث افزایش

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

پراکسیداسیون چربی‌ها و در نهایت کاهش پایداری غشاء سلول و نشت مواد سیتوپلاسمی از آن و افزایش هدایت الکتریکی در گیاهان مختلف می‌شوند. اندازه‌گیری نشت الکترولیت‌های سلول معیاری برای اندازه‌گیری میزان صدمه به غشاءهای سلولی (۶) است. به‌علاوه اندازه‌گیری محصولات پراکسیداسیون لیپید نیز یکی از معمول‌ترین و قابل قبول‌ترین روش‌های اندازه‌گیری صدمات اکسیداتیو به غشاء است. مالون‌دآلدئید به‌عنوان یک نشانگر بیولوژیک برای ارزیابی میزان پراکسیداسیون لیپیدها یا آسیب به غشای سلولی و غشای اندامک‌ها استفاده می‌شود (۱۶). در مطالعه اسفندیاری و همکاران (۱۵) نیز شوری منجر به افزایش غلظت مالون‌دآلدئید و کاهش شاخص پایداری غشاء ژنوتیپ‌های حساس و متحمل گندم تتراپلوئید شد که با نتایج این آزمایش مطابقت دارد.

تلقیح بذور گندم‌های تتراپلوئید با سویه UW3 منجر به کاهش ۱۵ درصدی غلظت مالون‌دآلدئید در مقایسه با شاهد تلقیح نشده، شد (جدول ۳). در مطالعه ژانگ نیز (۴۸) تلقیح چمن با سویه‌های UW4 و CMH3 تغییر معنی‌داری در فعالیت آنزیم SOD ایجاد نکرد ولی نشت الکترولیت غشاء را کاهش داد. ایشان کاهش نشت الکترولیت را به افزایش غلظت پرولین در گیاهان تلقیح شده نسبت دادند. در مطالعه وو (۴۷) نیز سویه‌های UW3 و UW4 پایداری غشاء جو و یولاف را در شوری متوسط بهبود بخشیدند. ایشان اظهار داشتند ممکن است PGPRها از طریق تأثیر بر کاهش سنتز لیپیدها که اجزا اصلی ساختمان غشاءهای سلولی هستند منجر به کاهش آسیب به آن شده باشند.

اثر شوری، ژنوتیپ و اثر متقابل شوری در باکتری بر عملکرد دانه گندم معنی‌دار بود (جدول ۲). میانگین عملکرد دانه دو ژنوتیپ با افزایش سطح شوری از شاهد به ۱۰۰ میلی‌مولار ۲۵ درصد کاهش یافت و با افزایش بیشتر شوری تا سطح ۲۰۰ میلی‌مولار ۳۰ درصد کاهش یافت. عملکرد دانه ژنوتیپ یاواروس به‌طور بسیار معنی‌داری از ژنوتیپ پوشینه‌دار جونقان بیشتر بود (جدول ۳). بالاترین عملکرد دانه درشرایط شاهد شوری مربوط به بذور تلقیح شده با سویه ۵۵۰ بود که ۴۴ درصد بیشتر از شاهد بدون باکتری بود. اگرچه با افزایش سطح شوری عملکرد دانه در همه سطوح تلقیح کاهش یافت اما شدت کاهش در تلقیح با سویه های UW3 و ۵۵۰ به‌ترتیب کمتر (۱۴ درصد) و بیشتر (۵۲ درصد) از دیگر سطوح بود، با این حال عملکرد دانه در گیاهان تلقیح شده با سویه UW3 در شوری شدید ۲۴ درصد از شاهد تلقیح نشده بیشتر بود (جدول ۶). در این مطالعه، هم‌راستا با گزارش‌های موجود (۹، ۱۵ و ۱۷) مبنی بر تأثیر منفی شوری بر رشد و تولید ماده خشک گونه‌های مختلف گیاهی، شوری منجر به کاهش عملکرد دانه هر دو ژنوتیپ گندم تتراپلوئید مورد آزمایش شد. شوری از طریق ایجاد خشکی فیزیولوژیک، تجمع یون‌های سدیم و کلر، برهم زدن تعادل تغذیه‌ای و تنش اکسیداتیو و هم‌چنین تأثیر منفی بر صفات فیزیولوژیک گیاه مثل محتوای کلروفیل، سرعت و کارایی فتوسنتز منجر به کاهش عملکرد گیاه می‌شود (۳۰، ۳۱ و ۴۶). عملکرد دانه در ژنوتیپ تتراپلوئید پوشینه‌دار (جونقان) صرف‌نظر از تیمارهای باکتری و شوری به‌طرز چشم‌گیری کمتر از ژنوتیپ گندم دوروم (یاواروس) بود. با توجه به وجود گزارش‌های متعدد مبنی بر برتری عملکرد دانه گندم‌های اصلاح شده نوین در مقایسه با اجداد کمتر اصلاح شده آنها (۱۹، ۴۳ و ۴۵)، اختلاف فاحش عملکرد دانه ژنوتیپ پوشینه‌دار (جونقان) و ژنوتیپ گندم دوروم (یاواروس) دور از انتظار نبود. در واقع عملکرد دانه کمتر گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار در مقایسه با ارقام اصلاح شده گندم دوروم نیز توسط پورآذری و همکاران (۳۸) گزارش شده بود که با نتایج آزمایش حاضر مطابقت دارد. به‌نظر می‌آید مکانسیم‌های آنزیمی و غیر آنزیمی مهار گونه‌های فعال اکسیژن بررسی شده در این آزمایش در ژنوتیپ اصلاح شده یاواروس و ژنوتیپ نیمه اهلی جونقان در شرایط تنش‌زا فعال نبوده و نقشی در افزایش تحمل شوری این گیاهان ندارد. در مطالعات مختلف تلقیح با جدایه‌های مختلف باکتری‌های محرک رشد اثر متفاوتی بر عملکرد داشته است. تلقیح با این نوع باکتری‌ها در برخی موارد منجر به افزایش قابل توجه

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

عملکرد، در مواردی بدون تأثیر و حتی در برخی موارد تأثیر منفی بر عملکرد داشته است. برخی از محققین بر این باورند که باکتری‌های محرک رشد علاوه بر اینکه قادر به فراهم کردن مواد مغذی هستند، از طریق تولید هورمون‌های گیاهی می‌توانند الگوی تسهیم آسیمیلات‌ها را به نفع عملکرد دانه تغییر دهند و عدم تأثیر برخی از جدایه‌ها را مربوط به شرایط اقلیمی و خاکی، گونه و ژنوتیپ گیاه می‌دانند (۲۸ و ۳۳). به‌نظر می‌آید تأثیر سویهٔ UW3 بر افزایش عملکرد دانه گندم تتراپلوئید تحت شدت شوری شدید صرفاً مربوط به افزایش پایداری غشاء در شرایط شور نیست، چرا که سایر سویه‌ها نیز موجب افزایش پایداری غشاء در شوری ۲۰۰ میلی‌مولار شدند. سویهٔ UW3 ممکن است از طریق بهبود وضعیت تغذیه‌ای گیاه و کاهش سطح اتیلن تنشی از طریق تولید ACC- دآمیناز و تداوم فتوسنتز منجر به افزایش عملکرد دانه تحت شرایط تنش‌زا شده باشد.

نتیجه‌گیری

نتایج آزمایش حاضر حاکی از آن است که شوری منجر به کاهش نه چندان متفاوت عملکرد دانه گندم‌های تتراپلوئید پوشینه‌دار و بدون پوشینه شد و فعالیت سیستم‌های دفاعی گیاه در برابر تنش اکسیداتیو (اعم از آنزیمی و غیر آنزیمی) تحت شرایط شوری کاهش و به‌دنبال آن آسیب به غشاء افزایش یافت. تأثیر سویه‌های مختلف باکتری بر صفات فیزیولوژیک و عملکرد دانه مثبت بود، ولی میزان این تأثیر بسته به ژنوتیپ و میزان شوری متفاوت بود. اگرچه باکتری‌های محرک رشد در شرایط غیر شور تأثیر مثبت بر عملکرد دانه این دو نوع گندم تتراپلوئید داشتند، ولی تحت شرایط شوری تنها سویه UW3 باکتری اثرات منفی شوری بر عملکرد دانه را کاهش داد.

سپاسگزاری

از دانشگاه صنعتی اصفهان به‌دلیل تأمین هزینه‌های این تحقیق، آقای مهندس محمدی (بخش گندم دوروم مؤسسه تحقیقات نهال و بذر کرج) به‌دلیل تأمین بذور گندم دوروم یاواروس، پروفسور برنارد گیلیک استاد دانشکده زیست‌شناسی دانشگاه واترلو کانادا و دکتر حسین‌علی علیخانی دانشیار دانشگاه تهران به‌دلیل تأمین سویه‌های باکتری قدردانی می‌شود.

منابع مورد استفاده

1. Abogadallah, G. M. 2010. Antioxidative defense under salt stress. *Plant Signal Behavior* 5: 369-374.
2. Arshad, M., B. Shaharoona and T. Mahmood. 2008. Inoculation with *Pseudomonas* spp. containing ACC-deaminase partially eliminates the effects of drought stress on growth, yield, and ripening of pea (*Pisum sativum* L.). *Pedosphere* 18(5): 611–620.
3. Asghari, B. and F. Mussarat. 2009. Salt tolerance in *Zea mays* (L) following inoculation with Rhizobium and Pseudomonas. *Biology and Fertility of Soils* 45:405–413.
4. Askari, E. and P. Ehsanzadeh. 2015. Drought stress mitigation by foliar application of salicylic acid and their interactive effects on physiological characteristics of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) genotypes. *Acta Physiologiae Plantarum* 37(2): 1-14.
5. Askari, E., P. Ehsanzadeh and H. Zainali. 2015. Physiological and growth responses of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) genotypes to water potential at seedling stage. *Journal of Plant Process and Function* 4(14): 1-16. (In Farsi).
6. Azari, A., S. A. M. Modares Sanavi, H. Askari, F. Ghanati, A. M. Naji and B. Alizadeh. 2011. Effect of salt stress on morphological and physiological traits of two species of rapeseed (*Brassica napus* and *B. rapa*). *Iranian Journal of Field Crop Science* 14 (2): 121-135. (In Farsi).
7. Bahari, A., H. Pirdashti and M. Yaghubi. 2013. The effects of amino acid fertilizers spraying on photosynthetic pigments and antioxidant enzymes of wheat (*Triticum aestivum* L.) under salinity stress. *International Journal of Agronomy and Plant Production* 4 (4): 787-793.
8. Bradford, M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Analytical Biochemistry* 72: 248-254.

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

9. Bazrafshan, A. H. and P. Ehsanzadeh. 2013. Growth, photosynthetic and ionic balance of sesame (*Sesamum indicum* L.) genotypes in response to NaCl concentration in hydroponic solutions. *Photosynthetica* 52(1):134-147.
10. Bazrafshan, A. H. and P. Ehsanzadeh. 2016. Evidence for differential lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities in *Sesamum indicum* L. genotypes under NaCl salinity. *Journal of Agricultural Sciences and Technology* 18: 207-222.
11. Chance, B. and A. C. Maehly. 1955. Assay of catalase and peroxidase. *Methods in Enzymology* 2: 764-775.
12. Cheng, P. C. 2007. The use of plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) and an arbuscular mycorrhizal fungus (AMF) to improve plant growth in saline soils for phytoremediation. MSc. Thesis, University of Waterloo, Waterloo, Ontario, Canada.
13. Deshmukh, P. S., R. K. Sairam and D. S. Shukla. 1999. Measurement of ion leakage as a screening technique for drought resistance in wheat genotypes. *Indian Journal of Plant Physiology* 34 (1): 89-91.
14. Ehsanzadeh, P., M. Sabagh Nekoonam, J. Nouri, H. Pourhadian and S. Shaydaee. 2009. Growth, chlorophyll and cation concentration of wheat on solution high in sodium chloride salt: hulled versus free-threshing genotypes. *Journal of Plant Nutrition* 23(1): 58-70.
15. Esfandiari, E., V. Enayati and A. Abbasi. 2011. Biochemical and physiological changes in response to salinity in two durum wheat (*Triticum turgidum* L.) genotypes. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj–Napoca* 39(1): 165-170.
16. Esfandiari, E., M. R. Shakiba, S. H. Mahboob, H. Alyari and M. Toorchi. 2007. Water stress, antioxidant enzyme activity and lipid peroxidation in wheat seedling. *Journal of Food, Agriculture and Environment* 5: 149-153.
17. Fatholahi, S. and P. Ehsanzadeh. 2014. The effect of salinity of irrigation water on some physiological characteristics and dry mass of linseed at vegetative stage. *Journal of Field Crop Sciences* 45(3): 419-429. (In Farsi).
18. Flowers, T. 2004. Improving crop salt tolerance. *Journal of Experimental Botany* 55(396): 307-319.
19. Gaju, O., M. P. Reynolds, D. L. Sparkes, S. Mayes, G. Ribas-Vargas, J. Crossa and M. J. Foulkes. 2014. Relationships between physiological traits, grain number and yield potential in a wheat DH population of large spike phenotype. *Field Crops Research* 164: 126-135.
20. Han, H. S. and K. D. Lee. 2005. Plant growth promoting rhizobacteria effect on antioxidant status, photosynthesis, mineral uptake and growth of lettuce under soil salinity. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences* 1(3): 210-215.
21. Heath, R. L. and L. Parker. 1968. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics* 125: 189–198.
22. Herzog, V. and H. Fahimi. 1973. Determination of the activity of peroxidase. *Analytical Biochemistry* 55: 554 -562
23. Kazemi, G., S. Navabpour and S. Ramezanpour. 2012. Evaluation of CAT gene expression and morphological traits under salt stress in resistant and susceptible cultivars of bread wheat. *Modern Genetics* 1(7): 79-87. (In Farsi).
24. Kiani-Pouya, A. and F. Rasouli. 2014. The potential of leaf chlorophyll content to screen bread-wheat genotypes in saline condition. *Photosynthetica* 52: 288-300.
25. Kohlera, J., J. A. Hernándezb, F. Caravacaa and A. Roldána. 2009. Induction of antioxidant enzymes is involved in the greater effectiveness of a PGPR versus AM fungi with respect to increasing the tolerance of lettuce to severe salt stress. *Environmental and Experimental Botany* 65: 245–252.
26. Lichtenthaler, H. K. and C. Buschmann. 2001. Chlorophylls and carotenoids: measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. pp: F4.2.1- F4.2.6. Current Protocols in Food Analytical Chemistry, Wiley, New York.
27. Luna, C. M., G. M. Pastori, S. Driscoll, K. Groten, S. Bernard and C. H. Foyer. 2004. Drought controls on H_2O_2 accumulation, catalase (CAT) activity and CAT gene expression in wheat. *Journal of Experimental Botany* 56: 417-423.
28. Lutts, S., J. M. Kinet and J. Bouhranmon. 1996. Na-Cl induced senesce in leaves of rice (*Oryza sativa*) cultivars differing in salinity resistance. *Annals of Botany* 78: 389-398.
29. Mohamed, H. I. and E. Z. Gomaa. 2012. Effect of plant growth promoting *Bacillus subtilis* and *Pseudomonas fluorescens* on growth and pigment composition of radish plants (*Raphanus sativus*) under NaCl stress. *Photosynthetica* 50: 263-272.
30. Munns, R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell and Environment* 25: 239-250.
31. Munns, R. and M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology* 59: 651-681.
32. Nadeem, S. M., I. Hussain, M. Naveed, H. N. Asghar, Z. A. Zahir and M. Arshad. 2006. Performance of plant growth promoting rhizobacteria containing ACC-deaminase activity for improving growth of maize under salt-stressed conditions. *Pakistan Journal of Agriculture Science* 43(3-4): 114-121.
33. Nadeem, S. M., Z. A. Zahir, M. Naveed and M. Arshad. 2007. Preliminary investigations on inducing salt tolerance in maize through inoculation with rhizobacteria containing ACC deaminase activity. *Canadian Journal of*

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

Microbiology 53: 1141-1149.
34. Nakano, Y. and K. Asada. 1981. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant and Cell Physiology* 22: 867-880.
35. Noctor, G., S. Veljovic-Jovanovic, S. Driscoll, L. Novitskaya and C. Foyer. 2002. Drought and oxidative load in the leaves of C3 plants: A predominant role for photorespiration? *Annals of Botany* 89: 841-50.
36. Pereg, L. and M. Mcmillan. 2015. Scoping the potential uses of beneficial microorganisms for increasing productivity in cotton cropping systems. *Soil Biology and Biochemistry* 80: 349-358.
37. Perrino, P., G. G. Laghetti, L. F. Antuono, M. Al Ajlouni, M. Kanbertay, A. T. Szabo and K. Hammer. 1996. Ecogeogriphical distribution of hulled wheat species. pp. 101-119. *In:* S. Padulosi, K. Hammer and J. Heller (Eds), Hulled Wheats, Castelvecchio Pascoli, Italy.
38. Pourazari, F., P. Ehsanzadeh and S. Jahanbin. 2011. Response of hulled tetraploid wheats to nitrogen deficit stress: A comparison to free-threshing tetraploid wheats. *Iranian Journal of Field Crop Sciences* 42(2): 285-294. (In Farsi).
39. Richards, R. A., C. W. Dennett, C. O. Qualset, E. Epstein, J. D. Norlyn and M. D. Winslow. 1987. Variation in yield of grain and biomass in wheat, barley, and triticale in a salt-affected field. *Field Crops Research* 15: 277-287.
40. Shabala, S. and R. Munns. 2012. Salinity stress: Physiological constraints and adaptive mechanisms. pp. 59-93. *In:* S. Shabala, (Ed.), Plant Stress Physiology. CAB International, UK.
41. Sheibanirad, A., A. Mirlohi, R. Mohammadi, P. Ehsanzadeh and B. E. Sayed-Tabatabaei. 2014. Cytogenetic and crossability studies in hulled wheat collected from Central Zagros in Iran. *Plant Systematics and Evolution* 300: 1895-1901.
42. Shim, I. S., Y. Momose, A. Yamamoto, D. W. Kim and K. Usui. 2003. Inhibition of catalase activity by oxidative stress and its relationship to salicylic acid accumulation in plants. *Plant Growth Regulation* 8: 285-292.
43. Slafer, G. A., R. Savin and V. O. Sadras. 2014. Coarse and fine regulation of wheat yield components in response to genotype and environment. *Field Crops Research* 157: 71-83.
44. Tewari, S. and N. K. Arora. 2014. Multifunctional exopolysaccharides from *Pseudomonas aeruginosa* PF23 involved in plant growth stimulation, biocontrol and stress amelioration in sunflower under saline conditions. *Current Micribiology* 69: 484-494.
45. Tian, Z., Q. Jing, T. Dai, D. Jiang and W. Cao. 2011. Effects of genetic improvements on grain yield and agronomic traits of winter wheat in the Yangtze River Basin of China. *Field Crops Research* 124: 417-425.
46. Winicov, I. 1998. New molecular approaches to improving salt tolerance in crop plants. *Annals of Botany* 82: 703-710.
47. Wu, S. 2009. Enhanced phytoremediation of salt-impacted soils using plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR). MSc. Thesis, Department of Biology, University of Waterloo, Ontario, Canada.
48. Zhong, H. 2011. Salt mass balance study and plant physiological responses for an enhanced salt phytoremediation system. MSc. Thesis, Department of Biology, University of Waterloo, Waterloo, Ontario, Canada.

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]
[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]
[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

[Downloaded from jcpp.iut.ac.ir on 2026-10-31]

[DOR: 20.1001.1.22518517.1395.6.21.8.6]

[DOI: 10.18869/acadpub.jcpp.6.21.105]

Effects of Salinity and Plant Growth Promoting Rhizobacteria on Some Physiological Traits and Grain Yield of Hulled Wheat Compared to Durum Wheat

S. Tabatabaei[1] and P. Ehsanzadeh[2*]

(Received: March 11-2015; Accepted: August 10-2015)

Abstract

Scientific data on the hulled wheats is scarce. Therefore, changes in some physiological attributes including carotenoids concentration, antioxidant enzymes activity, malondialdehyde content (MDA), cell membrane stability index (MSI) and grain yield in a hulled tetraploid wheat (i.e. "Joneghan") and a durum wheat cultivar (i.e. "Yavaroos") in response to salinity and plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) were studied using a split-factorial based on randomized complete block design at Research Farm, Isfahan University of Technology, Isfahan, Iran in 2013. Three levels of irrigation water salinity (control, 100 and 200 mM of NaCl) were chosen as main plots and the two tetraploid wheat genotypes and three PGPR strains (550, 57 and UW3) and bacteria-free control were considered as subplots. Salinity led to significant decreases in grain yield/m^2 (nearly 30%), activity of the antioxidative enzymes of catalase (CAT), peroxidase (POX) and ascorbate peroxidase (APOX) and carotenoids concentration. Salinity led to a decrease in MSI and an increase in MDA content, indicating salt-induced damages to the cells. Bacterial strains left different effects on the above-mentioned traits. Strain 550 led to 44% increase in grain yield of the two genotypes at the absence of salt, though strain UW3 led to 24% increase in grain yield of the genotypes, when grown at the presence of 200 mM of NaCl. Though, the bacterial strains led to increase in MSI of the salt-treated plants. From the data obtained in the present field study we can conclude that the PGPR efficacy in the mitigating salt stress in tetraploid wheat is genotype-, salt level- and strain-specific. The "Joneghan" hulled tetraploid wheat was out-performed by the "Yavaroos" durum wheat, though its yield penalty due to saline water did not appear to differ from that of the latter genotype.

Keywords: Antioxidant enzymes, Plant growth promoting rhizobacteria, Membrane stability, Salinity, Tetraploid wheat, Malondialdehyde

1, 2. PhD Student and Associate Professor, Respectively, Department of Agronomy and Plant Breeding, College of Agriculture, Isfahan University of Technology ,Isfahan, Iran.

*. Corresponding Author, Email: ehsanzadehp@gmail.com