اثر جیبرلین بر فعالیت آنتی اکسیدانی گیاه مرزه (*Satureja hortensis* L.) تحت تنش شوری

رعنا فیروزه[۱]، رمضانعلی خاوری نژاد[۱*]، فرزانه نجفی[۲] و سارا سعادتمند[۱]

[۱] گروه زیست شناسی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه آزاد اسلامی، واحد علوم و تحقیقات، تهران، ایران

[۲] گروه علوم گیاهی، دانشکده علوم زیستی، دانشگاه خوارزمی، تهران، ایران

(تاریخ دریافت: ۹۳/۱۱/۲۹، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹٤/۰۳/۲۰)

چکیده:

تنش شوری یکی از عوامل محیطی محدود کننده رشد و نمو گیاهان است که بر فرآیندهای فیزیولوژیکی گیاهان تأثیر منفی دارد. بر هم کنش شوری و برخی تنظیم کننده های رشد گیاهی مانند جیبرلین پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاهان را تحت تأثیر قرار می‌دهند. در پژوهش حاضر اثر غلظت های مختلف کلرید سدیم (صفر،۳۰،٦۰،۹۰ و۱۲۰ میلی مولار) و جیبرلین(صفر و ۱۰۰ میکروگرم در لیتر) بر محتوای آنتوسیانین، پرولین و فعالیت آنزیم های کاتالاز و پراکسیداز گیاه مرزه مورد بررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد که غلظت های مختلف کلریدسدیم میزان آنتوسیانین و پرولین را به طور معنی داری نسبت به نمونه شاهد افزایش داد. فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی کاتالاز و پراکسیداز نیز در همه تیمارهای کلریدسدیم به طور معنی داری افزایش یافت، افزایش و تغییر در مقدار این آنزیم ها بروز تنش اکسیداتیو در گیاه مرزه را نشان می دهد، با افزودن جیبرلین به محیط کشت محتوی کلریدسدیم فعالیت آنزیم های مذکور نسبت به نمونه شاهد و تیمارهای شوری به تنهایی افزایش بیشتری را نشان داد. با توجه به نتایج بدست آمده به نظر می رسد جیبرلین می تواند اثرات مخرب نمک بر روی گیاهان تحت تنش را کم کرده و با افزایش فعالیت آنتی اکسیدانی مقاومت گیاهان مرزه در برابر سمیت نمک را افزایش دهد.

کلمات کلیدی: آنتوسیانین، آنزیم‌های آنتی اکسیدانی، پرولین، جیبرلین، شوری، مرزه.

مقدمه:

در طبیعت گیاهان در برابر تنش‌های محیطی مختلفی قرار دارند که می‌تواند رشد آنها را محدود کند. یکی از مهمترین این تنش ها، تنش شوری است. بیشترین آثار تخریبی تنش شوری بر گیاهان، به دلیل کاهش پتانسیل اسمزی محلول خاک و عدم تعادل در جذب مواد غذایی و یون‌های ضروری است. البته گیاهان برای حفظ بقای خود، مکانیسم‌های مختلفی برای سازش با این تغییرات محیطی دارند که از آن جمله می‌توان به مکانیسم های مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و تغییرات مولکولی اشاره کرد، طی تنش شوری در گیاهان فرآیندهای مهم از جمله فتوسنتز، سنتز پروتئین و متابولیسم چربی‌ها نیز تحت تأثیر قرار می‌گیرند. به نظر می‌رسد که گیاهان اینگونه با مکانیسم‌های پیچیده ای که در آن ها بیان بسیاری از ژن ها و مکانیسم‌های فیزیولوژیک دخالت دارد به تنش پاسخ می‌دهند (Parida and Das, 2005).

راه کارهای بیوشیمیایی در گیاهان تحت تنش شوری شامل انباشتن انتخابی یا دفع یون ها، تنظیم جذب یون توسط ریشه و انتقال به برگ ها، تجمع یون ها در سلول ها، سنتز محلول های سازگار، تغییر در مسیر فتوسنتز، القای آنزیم های آنتی اکسیدان و القای هورمون های گیاهی است (Shakirova *et al.*, 2003).

در تنش شوری به دلیل ورود بیش از حد یون های Na^+ به

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: ra.khavarinejad@gmail.com

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

سلول، سیستم‌های انتقال الکترون فتوسنتزی غیر فعال شده و این امر منجر به کاهش فعالیت فتوسنتزی گیاه می‌شود (Allahverdiev *et al*., 1998)، از سوی دیگر در شرایط شوری یون سدیم با سایر یون‌ها به ویژه پتاسیم رقابت کرده که این منجر به کاهش جذب پتاسیم در گیاه شده و نسبت K^+/Na^+ سلولی کاهش یافته و این عامل خود تأثیر مستقیم روی کاهش روند فتوسنتز و ماده سازی خواهد داشت (Parida and Das, 2005) .

از بارزترین اتفاقات و تغییرات بیوشیمیایی مهم دیگری که ضمن تنش شوری در گیاه رخ می‌دهد، تجمع گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) است که تعادل ردوکس سلولی را مختل کرده و باعث تنش اکسیداتیو می‌شود (Najafi *et al*., 2010; Moller and Kristensen, 2004).

به طور طبیعی گونه‌های مختلف گیاهی دارای مقادیر متفاوتی از ترکیبات آنتی اکسیدان هستند که آنها را در مقابل گونه‌های مضر اکسیژن فعال شده محافظت می‌کنند. زمانی که گیاهان در شرایط تنش‌زای محیطی قرار گیرند، تعادل میان ایجاد گونه‌های اکسیژن واکنش پذیر و فعالیت خنثی سازی آنها توسط آنتی اکسیدان ها از بین می‌رود و در نتیجه پدیده ای بروز می کند که به آن آسیب اکسیداتیو گویند (Parida and Das, 2005).

اعمال تیمارهای هورمونی می‌تواند بر پاسخ گیاهان به تنش شوری تاثیر گذاشته و از اثرات مخرب آن بر گیاه بکاهد. یکی از موثرترین این هورمون‌ها جیبرلین است که می‌تواند نقش مهمی را در بهبود وضعیت رشدی گیاهان تحت تنش شوری ایفا کند (Frantz and Bugbee, 2002). به عنوان مثال استفاده از اسید جیبرلیک در گیاه *Vigna radiate* آبیاری شده با غلظت‌های مختلف آب شور نشان داد که پارامترهای رشدی در اثر استفاده اسید جیبرلیک بهبود یافت و استفاده از این هورمون استقرار گیاه را بهبود بخشید (Emongor, 2007).

در تحقیق دیگری شوری به میزان ٧ دسی زیمنس بر متر (dsm^{-1}) موجب کاهش ارتفاع بوته و رشد برگ نیشکر شد در حالی که کاربرد برگی ١٥٠ پی پی ام جیبرلین اثرات منفی تنش شوری را در نیشکر به طور معنی‌داری کاهش داد (Gomathi and Thandapani, 2005). مطالعه دیگری نیز نشان داد که کاربرد خارجی جیبرلین در شرایط شوری از طریق تحریک فعالیت آنزیم کاتالاز اثرات منفی تنش شوری را کاهش داد و موجب بهبود ویژگی‌های رشدی گیاه خردل شد (Afroz *et al*., 2005).

گیاه مرزه یکی از گیاهان مهم به شمار می‌آید که از دیر باز به دلیل دارا بودن خواص مفید دارویی ، مورد استفاده بشر بوده است. این گیاه با نام علمی *Satureja hortensis*، یک گیاه علفی یکساله از خانواده نعناعیان (Labiatae) می‌باشد (Sefidkon *et al*., 2006).

از آنجایی که بررسی چگونگی تغییرات میزان رشد و ترکیبات درون سلولی در گیاه مرزه تحت شرایط شور امری مهم به نظر می‌رسد و از سوی دیگر نقش تنظیم کننده‌های رشد گیاهی از جمله جیبرلین که می‌توانند با تأثیر بر فرآیندهای سلولی، بهبود رشد و تحمل هر چه بیشتر به شوری را در گیاهان تحت تنش فراهم کنند، آزمایشی در این زمینه انجام گرفت تا اثر غلظت‌های مختلف شوری و جیبرلین در گیاه مرزه بررسی شود.

مواد و روش ها:

آماده سازی بذرها، کشت و تیماردهی گیاهان: بذرهای مرزه از موسسه اصلاح بذر و نهال کرج تهیه شده و به مدت ١٠ دقیقه در محلول هیپوکلریت سدیم ٥ درصد قرار گرفتند. بذرهای استریل شده در پلیتی که حاوی کاغذ صافی مرطوب بود، قرار داده شدند. زمانی که بذرها به مرحله جوانه زنی رسیدند، به گلدان‌های حاوی ماسه مرطوب منتقل شدند. گلدان‌ها در شرایط گلخانه، با درجه حرارت ١±٢٥ سانتی گراد در روز و ١±١٨ سانتی گراد در شب قرار گرفتند و دوره نوری شامل ١٧ ساعت روشنایی و ٧ ساعت تاریکی بود.

گیاهان مرزه تا رسیدن به مرحله چهار برگی (٣٠ روزه) به طور منظم هر دو روز یکبار در حد ظرفیت زراعی خاک با محلول هوگلند آبیاری شدند و پس از آن، اعمال تنش شوری در سطوح صفر (شاهد)، ٣٠، ٩٠،٦٠ و١٢٠ میلی مولار کلریدسدیم (NaCl) به مدت ٤٥ روز بر روی آنها انجام گرفت.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

برای تیمار جیبرلین نیز از محلول جیبرلین که از پودر خالص جیبرلین در غلظت ۱۰۰ میکروگرم در لیتر تهیه شده بود به صورت محلول پاشی بر روی برگ‌ها در دو مرحله شامل مرحله اول، همزمان با اعمال تیمار شوری و مرحله دوم به فاصله یک ماه پس از محلول پاشی اول استفاده شد. محلول پاشی گیاهان صبح هنگام و با اسپری ریز انجام شد به طوری که سطح تحتانی و فوقانی برگ با محلول جیبرلین آغشته شد.

سرانجام بعد از ۷۵ روز گیاهان مرزه تحت تیمار جهت سنجش پارامترهای بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی برداشت شدند.

سنجش آنتوسیانین: برای اندازه‌گیری میزان آنتوسیانین از روش Wanger (1979) استفاده شد. ۰/۱ گرم بافت تر برگ به دقت توزین و در هاونی که حاوی ۱۰ میلی لیتر محلول متانول اسیدی (متانول و اسید کلریدریک به نسبت ۹۹ به ۱) بود، به خوبی ساییده شد. عصاره ها در فالکون ریخته شدند و به مدت ۲٤ ساعت در تاریکی و در دمای ٤ درجه سانتی گراد قرار داده شدند. پس از ۲٤ ساعت، عصاره حاصل در ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ گردید. به محلول رویی جدا شده ۲ میلی لیتر اتر جهت حذف کلروفیل باقی مانده اضافه گردید، از محلول زیری برای سنجش آنتوسیانین استفاده شد و مقدار جذب آن در طول موج ۵۳۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد.

سنجش پرولین: برای سنجش میزان پرولین از روش Bates (1973) استفاده شد. به این ترتیب که ۰/۲ گرم بافت تر قسمت انتهایی ریشه پس از توزین، در ۵ میلی لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳ ٪ ساییده شد و مخلوط حاصل با استفاده از کاغذ صافی واتمن صاف گردید. از عصاره‌ی حاصل یک میلی لیتر در لوله آزمایش ریخته شد و به آن یک میلی لیتر اسید نین هیدرین و یک میلی لیتر اسید استیک خالص اضافه شد، لوله های آزمایش در حمام آب گرم به مدت یک ساعت در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند.

لوله‌های آزمایش بعد از خارج شدن از آب گرم بلافاصله به درون ظروف محتوی آب یخ (جهت متوقف شدن واکنش) منتقل شدند، در این مرحله به هر لوله آزمایش ۲ میلی لیتر تولوئن اضافه و به مدت ۲۰ ثانیه به شدت تکان داده شدند تا اینکه دو لایه به طور مجزا از همدیگر تشکیل گردید. لایه بالایی جدا شده و بعد از خنک شدن، جذب آن در طول موج ۵۲۰ نانومتر مشخص شد.

سنجش آنزیم کاتالاز: برای محاسبه و سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز از روش Pereira و همکاران (2002) استفاده شد. مخلوط واکنش شامل بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی مولار با pH ۷/۵ و آب اکسیژنه ۲۵ میلی مولار بود. فرآیند با افزودن ۳۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی در حجم نهایی ۳ میلی لیتر آغاز گردید. بررسی میزان فعالیت آنزیم کاتالاز با مطالعه تغییرات جذب در ۲٤۰ نانومتر به مدت ۱ دقیقه انجام گرفت و میزان فعالیت آنزیم بر حسب تغییرات جذب در دقیقه در واحد وزن تر برگ بیان گردید.

سنجش آنزیم پراکسیداز: برای سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز از روش Biles و Abeles (1991) استفاده شد، در این روش از بافر تریس– گلایسین سرد برای عصاره‌گیری استفاده شد. مخلوط واکنش شامل بافر استات سدیم ۰/٤ مولار با pH ٤/۸، آب اکسیژنه ۳ درصد و بنزیدین ۰/۲ ٪ در متانول ۵۰٪ بود، عصاره آنزیمی به دست آمده هم به آن اضافه شد و میزان جذب آن در طول موج ۵۳۰ نانومتر اندازه گیری شد، بعد از یک دقیقه مجدداً مقدار جذب نمونه‌ها یادداشت شد و میزان فعالیت آنزیم بر حسب تغییرات جذب در دقیقه در گرم وزن تر بیان گردید.

روش‌ها و ابزار تجزیه و تحلیل داده‌ها: نتایج آزمایشگاهی توسط نرم افزار SPSS در سطح آماری $P < 0.05$ به صورت آنالیز واریانس ۲ عاملی مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفتند و از آزمون دانکن برای مقایسه میانگین‌ها استفاده شد. رسم نمودارها با استفاده از نرم افزار Excel انجام گرفت.

نتایج:

نتایج به دست آمده از اندازه گیری محتوای آنتوسیانین نشان می‌دهد که اثر غلظت های مختلف کلریدسدیم بر محتوای آنتوسیانین برگی در گیاهان تحت تنش معنی‌دار است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

جدول۱- نتایج تجزیه واریانس در برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر آنتوسیانین، پرولین، فعالیت آنزیم های کاتالاز و پراکسیداز در گیاه مرزه

منبع تغییرات	درجه آزادی df	F			
		آنتوسیانین	پرولین	فعالیت آنزیم کاتالاز	فعالیت آنزیم پراکسیداز
NaCl	٤	۱/۵۹۰**	۱۳۷/۷۶۵**	۸۱/۲٤٤**	۱٦۳/۰۰۱**
GA_3	۱	۱۱/۸۲۷*	۷/۱۷۸*	۱٤۳/۸۸٦**	٤٦/۳۹۷**
$NaCl \times GA_3$	٤	۰/۹۵۳*	۷/٦٤۰**	٦/٤۳٦**	۷/٤۰۱**

**** در سطح احتمال ۰/۰۱ معنی‌دار است. * در سطح احتمال ۰/۰۵ معنی‌دار است**

جدول۲- نتایج تجزیه واریانس در برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر آنتوسیانین، پرولین، فعالیت آنزیم های کاتالاز و پراکسیداز در گیاه مرزه

منبع تغییرات	درجه آزادی df	میانگین مربعات(M.S)			
		آنتوسیانین	پرولین	فعالیت آنزیم کاتالاز	فعالیت آنزیم پراکسیداز
NaCl	٤	۲٦/۲۹۰	۱۳.۷۱/۹۲٦	۰/۰۰۵	۰/۰۰۸
GA_3	۱	۱۹۵/۵۷۰	٦۸۱/۰۵۲	۰/۰۰۹	۰/۰۰۲
$NaCl \times GA_3$	٤	۱۵/۷٦۰	۷۲٤/۸۸۳	۰/۰۰٤	۰/۰۰۲
خطا	۲۰	۱٦/۵۳٦	۹٤/۸۸٦	٦/۵٦	۵/۰۸

اثر جیبرلین به تنهایی و برهم کنش شوری و جیبرلین نیز در سطح ۵ درصد معنی دار بود (جدول‌های ۱ و۲). نتایج همچنین نشان داد که گیاهان تحت تیمار کلریدسدیم در مقایسه با گیاهان تحت تیمار جیبرلین تنها و یا تیمارهای برهم کنش شوری و جیبرلین میزان آنتوسیانین بیشتری دارند. به این ترتیب غلظت ۱۰۰ میکروگرم در لیتر جیبرلین با ۳۲/۰۱۰ میلی گرم بر گرم بافت تازه گیاهی کمترین و غلظت ۱۲۰ میلی مولار کلریدسدیم با ٤۵/۱۹٤ میلی گرم بر گرم بافت تازه گیاهی بیشترین میزان آنتوسیانین را نشان دادند (شکل۱).

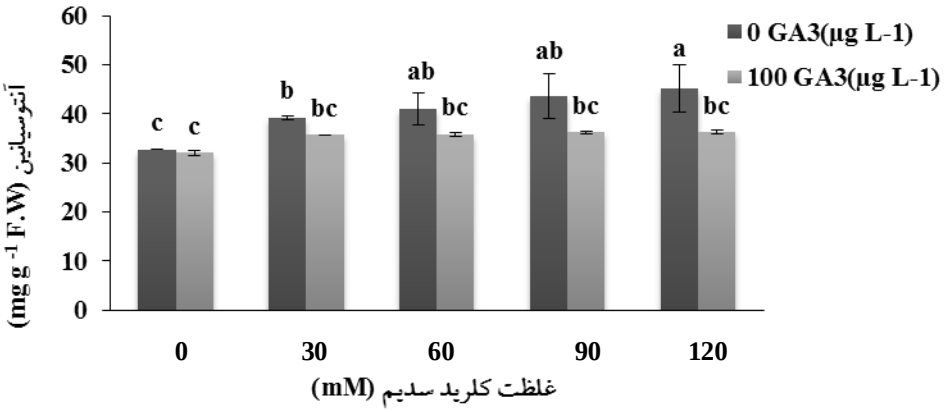
نتایج تحقیق نشان داد که از نظر میزان تجمع پرولین بین سطوح مختلف شوری تفاوت معنی داری در سطح یک درصد وجود داشت و کاربرد کلریدسدیم در غلظت های مختلف، محتوای پرولین را افزایش داد. اثر جیبرلین بر میزان پرولین در سطح ۵ درصد معنی دار شد (جدول های ۱و۲)، و اثر متقابل شوری و جیبرلین نیز به طور معنی داری میزان تجمع پرولین در گیاه مرزه را نسبت به نمونه شاهد افزایش داد.

تیمار شاهد با ۲۲۸/۵۲۸ میکروگرم بر گرم بافت تازه و تیمار ۱۰۰ میکروگرم در لیتر جیبرلین با ۲۳۳/۰۸۷ میکروگرم بر گرم بافت تازه کمترین مقدار تجمع پرولین را نشان دادند. غلظت ۹۰ میلی مولار کلرید سدیم نیز بیشترین مقدار پرولین را به خود اختصاص داد (شکل۲). علت اینکه از غلظت ۹۰ میلی مولار کلریدسدیم به بعد دیگر تجمع پرولین افزایش نمی یابد را می‌توان اینگونه توجیه کرد که پرولین نمی‌تواند بیشتر از این، اثر تخریبی نمک را هم پوشانی کند و تجمع بیش از حد آن برای سلول امری بی فایده محسوب می‌شود. از طرفی در غلظت‌های بالای کلریدسدیم تولید فتواسمیلیت ها و اسکلت کربنی مورد نیاز به عنوان پیش ماده جهت سنتز پرولین کم می شود و در نتیجه سنتز این مولکول ها نیز تحت تأثیر قرار می گیرد (Iqbal *et al.*, 2013).

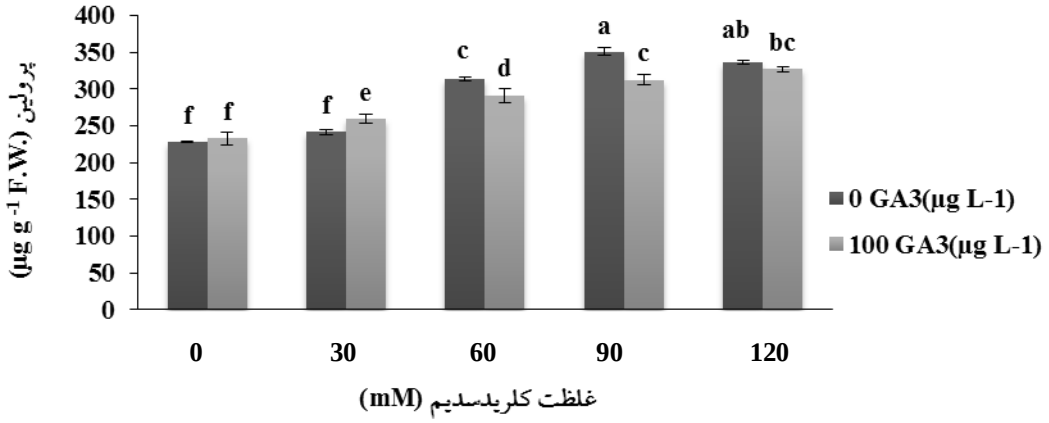
نتایج نشان داد که غلظت‌های مختلف کلریدسدیم تنها، جیبرلین تنها و برهم کنش کلریدسدیم و جیبرلین بر میزان فعالیت آنزیم کاتالاز اثر معنی داری داشته و مقدار آن را به طور چشم گیری نسبت به نمونه شاهد افزایش دادند. داده ها همچنین نشان می‌دهد که تأثیر برهم کنش شوری و جیبرلین نسبت به تیمارهای شوری تنها یا جیبرلین تنها بیشتر بوده و مقدار فعالیت کاتالاز را در حد بیشتری افزایش داده است

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

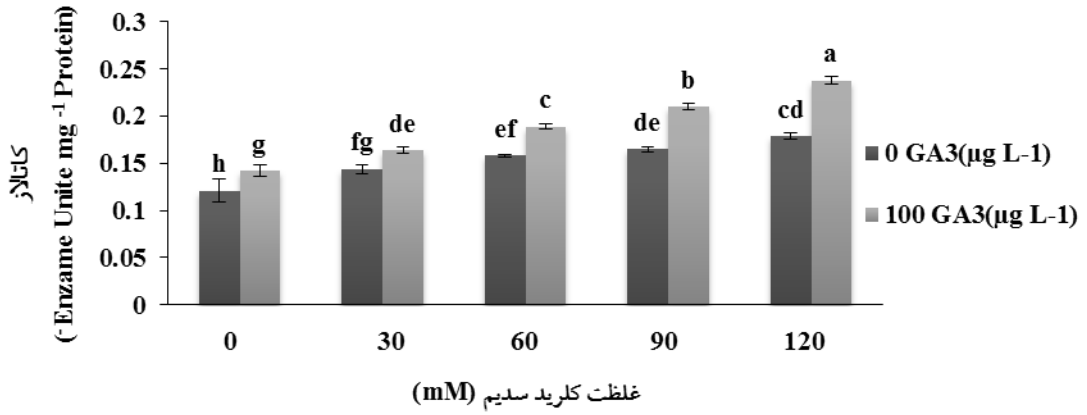
[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]



شکل۱- اثرات برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر غلظت آنتوسیانین در گیاه مرزه (*Satureja hortensis* L.)، کلیه میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک از نظر آماری اختلاف معنی‌داری ندارند (Mean ± SE).



شکل ۲- اثرات برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر میزان پرولین در گیاه مرزه (*Satureja hortensis* L.)، کلیه میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک از نظر آماری اختلاف معنی‌داری ندارند (Mean ± SE).



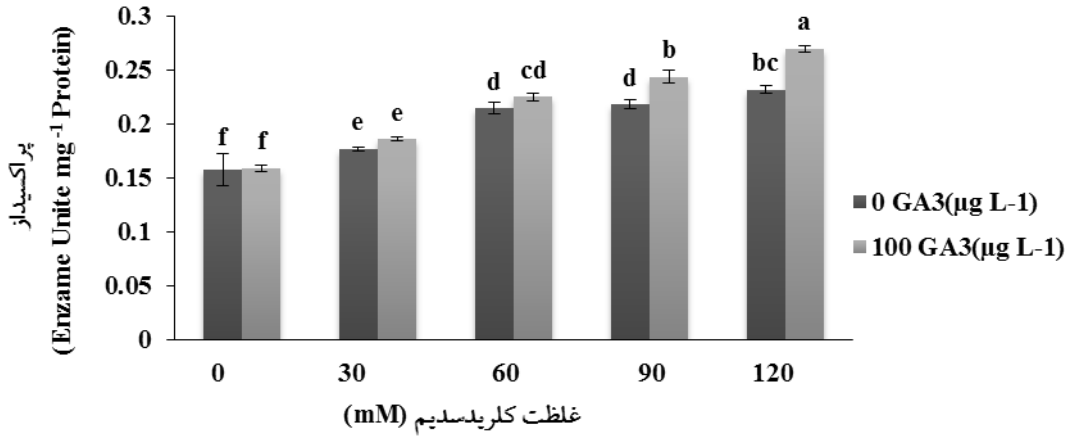
شکل۳- اثرات برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه مرزه (*Satureja hortensis* L.)، کلیه میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک از نظر آماری اختلاف معنی‌داری ندارند (Mean ± SE).

(جدول۱ و شکل۳). که این را می توان به دخالت جیبرلین در افزایش میزان سنتز و یا فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان از جمله کاتالاز مربوط دانست.

نتایج به دست آمده از آزمایش نشان داد که در همه گروه‌های

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]



شکل٤- اثرات برهمکنش کلریدسدیم و جیبرلین بر فعالیت آنزیم پراکسیداز در گیاه مرزه (*Satureja hortensis* L.)، کلیه میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشترک از نظر آماری اختلاف معنی‌داری ندارند (Mean ± SE).

تیماری میزان پراکسیداز نسبت به نمونه شاهد افزایش یافت. داده ها بیانگر این مطلب است که اثر متقابل شوری و جیبرلین بر محتوای آنزیم پراکسیداز در گیاه مرزه معنی‌دار شد(جدول های ۱و۲)، به طوری که گروه شاهد با ۰/۱۵۸ و تیمار ۱۰۰ میکروگرم در لیتر جیبرلین با ۰/۱۵۹ ($\Delta OD\ g^{-1}\ F.W\ min^{-1}$) کمترین مقدار و تیمار متقابل ۱۲۰ میلی مولار کلریدسدیم به همراه ۱۰۰ میکروگرم در لیتر جیبرلین با ۰/۲۷۰ ($\Delta OD\ g^{-1}$ $F.W\ min^{-1}$) بیشترین مقدار فعالیت این آنزیم را به خود اختصاص دادند (شکل٤).

در مجموع می‌توان اینگونه نتیجه گرفت که برای دفاع علیه تنش شوری در سلول های گیاه فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی از قبیل پراکسیداز افزایش می‌یابد و تعدیل و تنظیم اجزای سطوح آنتی اکسیدان یک پاسخ سازشی مهم برای مقاوم کردن به شرایط تنش زا می‌باشد.

بحث:

بررسی تغییرات میزان آنتوسیانین برگ در گیاه مرزه: نتایج نشان داد که تحت تنش شوری میزان غلظت آنتوسیانین نسبت به نمونه شاهد به طور معنی داری در غلظت های مختلف کلریدسدیم افزایش یافت. این نتایج با گزارش Kong و همکاران (۲۰۰۳) مبنی بر این که میزان آنتوسیانین ها در گیاه به موقعیت و محیط رویشی آنها بستگی دارد و در نتیجه تنش های محیطی سنتز آن ها در گیاه افزایش می‌یابد مطابق است (Kong *et al.*, 2003).

از آنجایی که آنتوسیانین‌ها در واکوئل سلول گیاهی یافت می‌شدند سال ها فکر می‌کردند آنها جزو مواد زائد و بدون استفاده گیاهی هستند. امروزه برای نقش آنتوسیانین‌ها در گیاهان تئوری‌های زیادی وجود دارد از جمله این که شاید آنها باعث جذب پرندگانی شوند که باعث پراکندگی دانه می‌شوند، از طرفی زمانی که برگ‌ها کلروفیل خود را از دست می‌دهند، نور خورشید برای آنها مضر می‌شود، آنتوسیانین‌ها که رنگ قرمز و فلاونوئیدها که رنگ ارغوانی را تولید می‌کنند، خاصیت آنتی اکسیدانی داشته و برگ‌ها را از نور خورشید محافظت می کنند. واکوئل‌های سلول می‌توانند این ترکیبات آلی را در خود ذخیره کنند، بیشتر گیاهان واکوئل را به عنوان محل قابل دسترسی برای این متابولیت‌ها به کار می‌برند درحالی که اگر این مواد در سیتوپلاسم تجمع یابند، می‌توانند خود برای گیاه خطرناک باشند (Nikkhah *et al.*, 2008).

سنتز این گونه ترکیبات را در زمان بروز تنش در گیاهان می‌توان این گونه توجیه کرد که گیاهان در مقابله با تنش‌های محیطی یک سیستم دفاعی آنتی اکسیدانی با سازوکارهای آنزیمی و غیرآنزیمی دارند که می‌تواند رادیکال‌های آزاد اکسیژن را از بین ببرد. سیستم دفاعی غیرآنزیمی در گیاهان شامل ترکیبات آنتی اکسیدان مانند آنتوسیانین‌ها، آسکوربیک اسید و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

ترکیبات فنلی می‌باشد. این ترکیبات نه تنها رادیکال های آزاد را از بین می‌برند بلکه از تولید بیشتر آنها در گیاه نیز جلوگیری می‌کنند (Kong *et al*., 2003).

آنتوسیانین ها به احتمال زیاد باعث تسهیل ورود یون‌های سمی سدیم وکلر به واکوئل سلول‌ها و در نتیجه جمع‌آوری آن ها از سایر بخش‌ها می‌شوند. این ترکیبات به عنوان سیستم محافظتی گیاه، در برابر تنش اکسیداتیو، از افزایش میزان پراکسیداسیون لیپیدها جلوگیری می‌کنند (Mittler, 2002).

از طرفی نمک در غلظت‌های بالا با تأثیر بر آنزیم‌های دخیل در فتوسنتز و همچنین با متلاشی کردن غشاهای فتوسنتزی باعث اختلال در عملکرد و ساختار کلروپلاستی می‌شود، این امر می‌تواند منجر به افزایش حساسیت به سطوح بالای نور شود و بنابراین تولید رنگیزه‌های محافظ نور مانند آنتوسیانین می‌تواند موجب حفاظت در برابرآسیب اکسیداتیو القا شده با نور باشد، این می‌تواند دلیل محکمی برای افزایش تدریجی محتوی آنتوسیانین برگی همزمان با افزایش غلظت نمک باشد (Mittler, 2002).

بررسی اثر شوری و جیبرلین بر میزان پرولین در گیاه مرزه: در این تحقیق اثر غلظت های مختلف کلریدسدیم و جیبرلین بر محتوای پرولین به طور معنی داری آشکار شد. شوری و جیبرلین غلظت پرولین را نسبت به نمونه شاهد افزایش دادند.

تنظیم اسمزی در گیاهان مکانیسم عمده اجتناب از تنش‌های آبی در محیط‌های خشک و شور است. به طور کلی کاهش پتانسیل اسمزی در اثر تجمع مواد محلول سازگار در شرایط تنش های خشکی و شوری رخ می‌دهد و شدت انجام آن به سرعت و میزان توسعه تنش، نوع و سن اندام و تنوع ژنتیکی درون و بین گونه‌ای بستگی دارد (Bajji *et al*., 2001). به طور کلی مشخص شده است که مواد محلول سازگار با واکنش‌های عادی بیوشیمیایی سلول تداخل ندارند و به عنوان محافظان اسمزی در طی تنش اسمزی عمل می‌کنند، در بین مواد محلول سازگار شناخته شده پرولین گسترده ترین نوع آنهاست و تجمع آن، در فرآیند سازگاری به تنش شوری، نقش مهمی دارد (Iqbal *et al*., 2014). نقش پرولین در امر سازگاری گیاهان به تنش‌ها ضروری است و دارای اثرات بیولوژیک زیادی مثل تنظیم اسمزی، اثرات حمایتی سلول، عمل آنتی اکسیدانی، انتقال انرژی، ذخیره کربن و نیتروژن که برای پایداری سلول و انتقال از یک حالت به حالت سازگاری جدید لازم است، می‌باشد (Kuznetsov and Sheryakova, 1990).

تجمع پرولین در بافت‌های گیاهی که آب از دست داده اند اولین بار در سال ۱۹۵٤ گزارش شد. تنش‌های محیطی از جمله شوری موجب افزایش ذخیره پرولین در برگ گیاهان می‌شود و افزایش سطح این ترکیبات در گیاهان از نظر سازگاری گیاه اهمیت دارد و گیاهان را قادر می‌سازد تا در شرایط تنش زا زنده بمانند. پرولین می تواند اثرات نامطلوب تنش را بر فعالیت آنزیمی و ساختار غشاهای سلولی تقلیل نماید و تولید رادیکال‌های آزاد مخرب را کاهش دهد (Bandurska, 1998).

افزایش غلظت اسید آمینه پرولین در زمان تنش می‌تواند به دلیل ممانعت از تجزیه آن، جلوگیری از ورود پرولین به پروتئین‌ها و یا افزایش تجزیه پروتئین‌ها باشد. انباشته شدن پرولین آزاد به تحریک تنش شوری، نتیجه سنتز آن از اسید گلوتامیک است و در شرایط مستقل از تنش ممکن است توسط اسید آبسیزیک القا شود و افزایش میزان پرولین آزاد در برگ گیاهان تیمار شده با این هورمون مشاهده شده است (Stewart and Voetberg, 1985).

پرولین اسید آمینه ذخیره‌ای در سیتوپلاسم است و در حفاظت از هیدروکسی پرولین که در سنتز دیواره نقش دارد موثر است، تجمع این اسید آمینه در زمان تنش در برگ ها سریع تر و بیشتر از سایر اندام‌هاست. تجمع پرولین به گیاه کمک می‌کند که در دوره کوتاهی بعد از اعمال تنش شوری زنده بماند و گیاه بتواند بعد از رفع تنش رشد خود را بازیابی کند، بنابراین اثر مثبت بر عملکرد گیاه خواهد داشت، اما در تنش طولانی مدت اثرات مفید آن عمل نخواهد کرد و تجمع آن حتی اثر منفی بر عملکرد خواهد گذاشت زیرا منابع فتوسنتزی گیاه را به سمت مسیر و فرآیندهایی غیر از متابولیسم اولیه و بیوسنتز مولکول های آلی ضروری از جمله پروتئین‌ها

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

و آنزیم‌ها هدایت می کند (Sanchez *et al*., 1998).

تجمع پرولین در جهت تنظیم اسمزی در صورتی که پتانسیل آب بیش از یک مگاپاسکال کاهش یابد رخ می‌دهد (Iqbal *et al*., 2014). افزایش پرولین نشان دهنده نقش این اسید آمینه در تنظیم فشار اسمزی است (Bandurska, 1998). پرولین ممکن است با پروتئین های غشا پیوند تشکیل دهد و ساختار آن ها را طی تنش پایدار سازد. به کار بردن پرولین خارجی باعث افزایش قابل توجه پرولین آزاد در برگ‌ها می شود. در گیاهان تیمار شده با پرولین در مقایسه با شاهد، محتوی آب برگ گیاهانی که ریشه آن ها در معرض تنش اسمزی قرار داشت، بهتر اصلاح شد (Bandurska, 1998).

از طرفی پرولین به عنوان یک محافظ در برابر تنش عمل می کند. بدین ترتیب که به طور مستقیم بر ماکرومولکول ها اثر محافظتی داشته و از این طریق به حفظ و شکل ساختار طبیعی آنها تحت شرایط تنش کمک می‌کند. برای نمونه، پرولین از طریق حفظ ظرفیت آبگیری در سیتوپلاسم سلول باعث حفظ آنزیم‌ها می‌شود تا از اشکال نامطلوب و دناتوره شدن آنها جلوگیری به عمل آید (Iqbal *et al*., 2014).

مطالعات انجام شده توسط Safarnejad (۲۰۰٤) و بررسی تنش اسمزی بر ژنوتیپ‌های یونجه مشخص شد که ژنوتیپ های مقاوم عکس العمل سریع تر و بیشتری از نظر تجمع پرولین نسبت به گونه های حساس از خود نشان می‌دهند. تحقیقات بر روی گیاه جو نیز نشان داد که گیاهی که توسط مهندسی ژنتیک دستکاری شده و قادر به تولید پرولین بیشتری است در مقایسه با تیپ وحشی در شرایط تنش اسمزی رشد بهتری را دارد (Bandurska, 1998).

بررسی فعالیت آنزیم کاتالاز تحت تنش شوری و جیبرلین: گیاهان موجوداتی بی حرکتند بنابراین قادر به گریختن از تنش های محیطی نمی‌باشند. تنش‌های محیطی از جمله شوری پاسخ‌های بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی متعددی را در گیاهان موجب می‌شود که یکی از اثرات شایع آن، ایجاد آسیب اکسیداتیو است (Chai *et al*., 2005).

آسیب اکسیداتیو در سطح سلولی در بسیاری از گیاهان به محض قرار گرفتن در معرض تنش‌های محیطی، رخ می‌دهد. مشخص شده است که اکسیژن در جو نسبتاً غیر واکنشگر است اما هنگامی که در تماس با سیستم‌های متابولیکی قرار می‌گیرد به اشکال واکنشگر مانند سوپراکسید، پراکسیدهیدروژن، رادیکال هیدروکسیل و اکسیژن واحد (یکتایی) تبدیل می‌شود. موجودات هوازی فتوسنتز کننده در طی حیات خود دائماً در معرض گونه‌های فعال اکسیژن قرار می‌گیرند و در گیاهان عالی تر، این مسمومیت اکسیژن تحت شرایط تنش مانند کمبود آب جدی تر می‌شود و باعث کاهش تثبیت کربن و انتقال الکترون به اکسیژن و تشکیل رادیکال های اکسیژن را می‌دهد (Kubis, 2005). یکی از انواع گونه‌های فعال اکسیژن مولکول‌های پراکسید هیدروژن (H_2O_2) است. در سلول گیاهی آنزیم کاتالاز آنزیم پاکسازی کننده پراکسید هیدروژن است و بیشتر در پراکسی زوم‌ها و گلی اکسی زوم ها جای گرفته است، در نتیجه فعالیت این آنزیم است که کاهش H_2O_2 در گیاه صورت می‌گیرد.

اگر چه پراکسید هیدروژن در غلظت‌های بالا سمی است و به وسیلهٔ آنزیم کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز و چرخهٔ آنتی اکسیدانی آسکوربات گلوتاتیون از بین می‌رود اما در غلظت های پائین می‌تواند نقش پیامبر را در فرآیندهای انتقال بازی کند و ژن‌های وابسته به مقاومت را در گیاه، فعال کند (Horvath *et al*., 2002). این به این معناست که سلول به خودی خود و در شرایط طبیعی و نرمال برای انجام سلسله فرآیندهای حیاتی به یک مقدار مشخص و حداقلی از H_2O_2 نیازمند است که بایستی آن مقدار در داخل سلول حفظ شود (Kavita *et al*., 2001).

در تحقیق حاضر افزایشی در میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاهک‌های تحت تیمار شوری مشاهده شد. مشابه این نتایج توسط Velikova و همکاران (2000) در گیاه لوبیا نیز گزارش شده است. زیرا تنش شوری با تأثیر بر انتقال الکترون در فرآیندهایی همانند فتوسنتز و تنفس باعث ایجاد H_2O_2 در گیاه شود. افزایش H_2O_2 موجب کاهش میزان رشد گیاه و همچنین، باعث پراکسیداسیون لیپیدها و آسیب های غشایی می شود و در این مرحله است که آنزیم کاتالاز وارد عمل شده و با تجزیه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

H_2O_2 به آب و اکسیژن اثرات مخرب آن را خنثی می کند، در حقیقت حذف مقادیر اضافی و دخالت در تنظیم ظرفیت مقادیر مناسب از H_2O_2 به عهده آنزیم کاتالاز است (Sairam and Tyagi, 2004).

جیبرلین نیز با تغییر فعالیت آنزیم های متابولیزه کننده H_2O_2 سطح آن را در گیاه تنظیم می‌کند. بنابراین، جیبرلین با کاهش میزان H_2O_2 باعث کاهش پراکسیداسیون لیپیدها و نشت یونی غشا می شود و گیاه را در برابر شوری محافظت می کند، که این موجب حفظ ثبات و سلامتی غشا تحت تنش شوری شده و یکی از مکانیسم‌های سازگاری به شوری است (Bandeoglu *et al*., 2004).

بررسی فعالیت آنزیم پراکسیداز تحت تنش شوری و جیبرلین: جهت محافظت علیه سمیت نمک در گیاهان تصور می شود ساز و کارهایی صورت می گیرد و گیاه یک سری سیستم های دفاعی آنتی اکسیدانی را به کار می اندازند، زیرا در غیر این صورت آسیب بافتی القا شده توسط نمک، سطوح افزایش یافته پراکسیداسیون لیپید، تغییر فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان، سطوح و تجمع بالای ROS مشاهده خواهد شد (Levent Tuna *et al*., 2008).این سیستم حفاظتی شامل آنتی اکسیدان های آنزیمی و غیر آنزیمی است، برای مثال سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز، گلوتاتیون ردوکتاز آنتی اکسیدان هایی هستند که در دفاع آنزیمی نقش دارند و همکاری بین این آنزیم ها برای حفاظت موثر در مقابل ترکیبات فعال اکسیژن ضروری است (Chowdhury and Choudhuri, 2006).

آزمایشات بر روی گندم نشان داد که گیاهان مقاوم به تنش معمولاً مجهز به سیستم های دفاعی کارآمد آنتی اکسیدان هستند و بیان بیش از حد ژن‌هایی که آنزیم های آنتی اکسیدان را رمزگذاری می کند در گیاهان تراریخت با افزایش مقاومت به تنش در آنها همراه است (Allen *et al*., 1997).

به این ترتیب آنزیم‌ها یکی از مهم ترین شاخص ها برای سازش و پاسخ گیاهان تحت عوامل تنش زا به خصوص شوری به حساب می‌آیند. در میان اثرات زیادی که شوری بر گیاهان دارند تولید ROS ایجاد شده توسط نمک تعدادی از فرآیندهای سلولی را مختل می‌کند. هم چنین این ترکیبات باعث آسیب رساندن به اسیدهای نوکلئیک، پروتئین‌ها، لیپیدها و کلروفیل و تقریباً همه ترکیبات در سلول‌های گیاهی می‌شوند (Kubis, 2005).

در این تحقیق دیده شد که برای دفاع علیه تنش شوری فعالیت آنزیم هایی از قبیل پراکسیداز در سلول افزایش یافت. از آن جایی که آنزیم پراکسیداز مرتبط با تشکیل رادیکال های آزاد اکسیژن می باشد و نمک افزایش تولید رادیکال آزاد را موجب می شود، بنابراین در این آزمایش تعدیل و تنظیم اجزاء سطوح آنتی اکسیدانی از جمله پراکسیدازها یک پاسخ سازشی مهم برای مقاوم کردن به شرایط تنش زا است (Foyer *et al*., 1997). به این ترتیب که پراکسیداز به عنوان دهنده الکترون عمل می کند و از پراکسید هیدروژن برای اکسیداسیون انواع مختلف سوبستراهای آلی و غیرآلی استفاده می‌کند (Dinakar *et al*., 2009).

کاربرد جیبرلین در پژوهش حاضر فعالیت آنزیم پراکسیداز را به طور قابل توجهی نسبت به تیمارهای بدون کاربرد جیبرلین افزایش داد. زیرا در گیاهانی که تحت تنش شوری بودند، جیبرلین با فعال نمودن هر چه بیشتر مسیر بیوسنتزی آنزیم های پراکسیداز، نقش اساسی در مقابله با تنش اکسیداتیو ایفا کرد. به طور کلی گیاهان تحت تیمار شوری در حضور جیبرلین نسبت به گیاهان در معرض شوری تنها مقاومت بیشتری در شرایط تنش از خود نشان دادند، چرا که افزایش همه جانبه آنزیم های آنتی اکسیدانی در حضور جیبرلین در گیاهان در معرض تنش، آسیب های ناشی از کلریدسدیم را به حداقل خواهد رساند (Levent Tuna *et al*., 2008).

نتیجه‌گیری کلی:

با توجه به نتایج بدست آمده می‌توان نتیجه گرفت که شوری در غلظت‌های مختلف می تواند موجب تجمع یک سری از ترکیبات سلولی در گیاه شود تا بدین ترتیب با شرایط به وجود آمده سازش پیدا کند و از سوی دیگر تیمار ۱۰۰ میکروگرم در لیتر جیبرلین با اثر مثبتی که بر رشد داشته و با تأثیر بر سیستم دفاع آنتی اکسیدانی گیاه سبب افزایش هر چه بیشتر مقاومت گیاه مرزه به تنش شوری می‌گردد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

منابع:

Allahverdiev, S. R., Mavituna, M., Ganieva, R. and Nafisi, S. (1998) Effects of salt stress and synthetic hormone polystimuline K on photosynthetic activity of Trianea bogotensis Karst. Turkish Journal of Botany 22: 19-23.

Allen, R. D., webb, R. P. and Schake, S. A. (1997) Use of transgenic plants to study antioxidant defenses. Free Redical Biology and Medicine 23: 473-479.

Afroz, Sh., Mohammad, F., Hayat, Sh. and Manzer, H. (2005) Exogenous application of GA_3 counteracts the effect of sodium chloride in mustard. Turkish Journal Biology 29: 233-236.

Bajji, M., Lutts, S. and Kinet, J. M. (2001) Water deficit effects on solute contribution to osmotic adjustment as a function of leaf ageing in three durum wheat (*Triticum durum* Desf) cultivars performing differently in arid condition. Plant Science 160: 669-681.

Bandeoglu, E., Eyidogan, F., Yucel, M. and Oktem, H. A. (2004) Antioxidant responses of shoots and roots of Lentil to NaCl-salinity stress. Plant Growth Regulation 42: 69-77.

Bandurska, H. (1998) Implication of ABA and proline on cell membrane injury of water deficit stressed barley seedling. Acta Physiologiae Plantarum 20: 375-381.

Bates L. S., Waldren, R. P. and Teare, I. D. (1973) Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant and Soil 39: 205-207.

Biles, C. and Abeles, F. (1991) Xylem sap proteins. Plant Physiology 96: 597-601.

Chai, T. T., Fadzillah, N. M., Kusnan, M. and Mahmood, M. (2005) Water stress-induced oxidative damage and antioxidant responses in micropropagated banana plantlets. Biologia Plantarum 49: 153-156.

Chowdhury, S. R. and Choudhuri, M. A. (2006) Hydrogen peroxide metabolism as a index of salt and water stress tolerance in Jute. Physiologia Plantarum 65: 476-480.

Dinakar, N., Nagajyothi, P. C., Suresh, S., Damodharam, T. and Suresh, C. (2009) Cadmium induced changes on proline, antioxidant enzymes, nitrate and nitrite reductases in *Arachis hypogeae* L. Journal Environmental Biology 30: 289-294.

Emongor, V. (2007) Gibberellic acid influence on vegetative growth nodulation and yield of Cowpea (*Vigna radiate*) Walp. Journal of Agronomy 6: 509-517.

Foyer, C. H., Lopez-Oelgado, L., Dat, J. F. and Scott, I.M. (1997) Hydrogen peroxide and glutation associated mechanism of asslimatory stress tolerance and signaling. Physiologia Plantarum 100: 241-254.

Frantz, J.M. and Bugbee, B. (2002) Anaerobic conditions improve germination of a gibberellic acid deficient rice. Crop Science 42: 651-654.

Gomathi, R. and Thandapani V. (2005) Role of gibberellins and polyamines in realation to salt tolerance of sugarcane genotypes (*Saccharum officianarum* L.). Plant Archives 5: 293-296.

Horvath, E., Janda, T., Szalai, G. and Paldi, E. (2002) *In vitro* salicylic acid inhibition of catalase activity in maize: differences between the isoenzymes and a possible role in the induction of chilling tolerance. Plant Science 163:1129-1135.

Iqbal, M and Ashraf, M. (2013) Gibberellic acid mediated induction of salt tolerance in wheat plants: Growth, ionic partitioning, photosynthesis, yield and hormonal homeostasis. Environmental and Experimental Botany 86:76- 85.

Iqbal, N., Umar, Sh., Nafees, A., Khan, M., Iqbal, R. (2014) A new perspective of phytohormones in salinity tolerance: Regulation of proline metabolism. Environmental and Experimental Botany 34-42.

Kavita, S., Ritambhara, G. K., Shalini, V.and Dubey, R. S. (2001) Effect of cadmium on lipid peroxidasion ,superoxide anion generation and activities of antioxidant enzymes in growing rice seedlings. Plant Science 161:1135-1144.

Kong, J. M., Chia, L. S., Goh, N. K., Chia, T. F., and Brouillard, R. (2003) Analysis and biological activities of anthocyanins. Phytochemistry 64: 923-933.

Kubis, J. (2005) The effect of exogenous spermidine on superoxide dismutase activity, H_2O_2 and superoxide radical level in barley leaves under water deficit condition. Acta Physiologia Plantarum 7: 289-295.

Kuznetsov, V. and Shevyakova, N.I. (1990) Proline under stress, biological role, metabolism and regulation. Russian Journal of Plant Physiology 46: 274-287.

Levent Tuna, A., Kaya, C., Dikilitas, M., Higgs, D. (2008) The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. Environmental and Experimental Botany 62. 1-9.

Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends Plant Science 7: 405-410.

Moller, I. M. and Kristensen, B. K. (2004) Protein oxidation in plant mitochondria as a stress indicator. Photochemical and Photobiological Science 3: 730-735.

Najafi, F., Khavari-Nejad, R. A. and Siah Ali, M. (2010) The Effects of Salt Stress on Physiological Parameters in Summer Savory (*Satureja hortensis* L.) Plant. Journal of Stress Physiology Biochemistry 6: 13-21.

Nikkhah, E., Khayamy, M., Heidari,R., Bernousi, I. (2008) Effect of SO_2 Treatment on Stability of Anthocyanin Pigments in Berries. Research Journal of Biological Siences 3: 80-84.

Parida, A. K. and Das, A. B. (2005) Salt tolerance and salinity effects on plants. Ecotoxicology and Environmental Safety 60: 324-349.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

(2003) Changes in the hormonal status of wheat seedlings induced by salicylic acid and salinity. Plant Science 164: 317-322.

Stewart, C. R. and Voetberg, G. (1985) Relationship between stress-induced ABA and proline accumulations in excised barley leaves. Plant Physiology 79:24-27.

Vatai, T., skerget, M., Knez, Z., Kareth, S., Wehowski, M. and Weidner, E. (2008) Extraction and formulation of anthocyanin concentrates from grape residues. The Journal of Supercritical Fluids 45: 32- 36.

Wanger, G. (1979) Content and vacuole/extravacuole distribution of neutral sugars, Free Amino Acids, and Anthocyanins in Protoplasts. Plant Physiology 64: 88-93.

Velikova, V., Yordanov, I. and Edreva, A. (2000) Oxidative stress and some antioxidant system in acid rain treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. Plant Science 151: 59-66.

Pereira, G. J. G., Molina, S. M. G., Lea, P. J. and Azevedo, R. A. (2002) Activity of antioxidant enzymes in response to cadmium in *Coriandrum juncea*. Plant and Soil 239: 123-132.

Safarnejad, A. (2004) Characterization of somaclones of Medicago sativa for drought tolerance. Journal Agricultural Science Technology 6: 121-127.

Sairam, R. K. and Tyagi, A. (2004) Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. Current Science 86: 407- 421.

Sanchez, F.J., Manzanares, M., Andres, E.F., Tenorio, J.L. and Ayerb, L. (1998) Turgor maintenance osmotic adjustment and soluble sugar and proline accumulation in 49 pea cultivars in response to water stress. Field Crops Research 59: 225-253.

Sefidkon, F., Abbasi, K. and Bakhshi Khanaki, G. (2006) Influence and extraction methods on yield and chemical composition of the essential oil of Satureja hortensis. Food Chemistry 99: 19-23.

Shakirova, F. M, Sakhabutdinova, A. R., Bezrukova, M. V., Fatkhutdinova, R. A. and Fatkhutdinova, D. R.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]

Effect of gibberellin on the activity of antioxidant enzymes in savory plant (*Satureja hortensis* L.) under salt stress

Rana Firuzeh[1], Ramazan Ali Khavari-Nejad[1]*, Farzaneh NajafI[2], Sara Saadatmand[1]

[1]Department of Biology, Faculty of Sciences, Islamic Azad University, Science and Research Branch, Tehran, Iran. [2] Department of Plant Sciences, Faculty of Sciences, Kharazmi University, Tehran, Iran.

(Received: 18 February 2015, Accepted: 10 June 2015)

Abstract:

Salinity stress is one of the limiting factor determining plant growth and development through negative effects on plant physiological processes. Interaction of salinity and certain plant growth regulators such as gibberellin affected physiological and biochemical responses in plants. In present research, the effects of different concentrations of sodium chloride (0, 30, 60, 90 and 120 mM NaCl) and gibberellin (0 and 100 µg L^{-1}) on anthocyanin, prolin contents and activity of catalase and peroxidase enzymes, were studied. Results showed that different concentrations of NaCl caused significant increase in anthocyanin and proline contents. The individual concentrations of NaCl increased the activity of catalase and peroxidase considerably. Changes in the activity of the antioxidant enzymes, catalase and peroxidase, indicated that NaCl causes oxidative stress in Savory (*Satureja hortensis* L.) plant. With adding GA_3 in medium, activity of these enzymes increased more than those of control and NaCl single treatments.
The results showed that GA_3 alleviates adverse effects of NaCl and could increase the tolerance of *Satureja hortensis* to salinity stress by increasing activities of antioxidants.

Keywords: anthocyanin, antioxidant enzymes, gibberellin, prolin, salinity, savory.

*corresponding author, Email: ra.khavarinejad@gmail.com

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.16.13.8]