DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

تأثیر شوری بر جوانه‌زنی بذر و خصوصیات بیوشیمیایی گیاه‌چه‌های علف شور (*Salsola crassa* M.B.)

ناصر عباس پور[1*]، مریم مسیبی[1]، نیر محمدخانی[2] و فاطمه رحمانی[1]

[1] ایران، ارومیه، دانشگاه ارومیه، دانشکده علوم، گروه زیست شناسی

[2] ایران، میاندوآب، دانشگاه ارومیه، مرکز آموزش عالی شهیدباکری میاندوآب

تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۰۹/۱۴ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۹/۱۰/۲۵

چکیده

Salsola crassa M.B. گیاهی بوته‌ای و چند ساله است که عموماً در مناطق شور و ماسه‌ای اطراف دریاچه‌ی ارومیه می‌روید. این گیاه دارای کاربردهایی همچون: ماده‌ی سوختی، خواص دارویی و علوفه است. شوری بسیار بالای خاک، یکی از عوامل بازدارنده برای تولید علوفه در مراتع به شمار می‌رود. از سویی، شوری مانع اصلی برای تولید مثل گیاهان در مرحله‌ی جوانه‌زنی محسوب می‌شود. بنابراین، دراین مطالعه اثر سطوح مختلف شوری (۰، ۲۰۰، ۴۰۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار برلیتر نمک NaCl) روی شاخص‌های جوانه‌زنی و محتوای فنل، فلاونوئید، آنتوسیانین، مالون دی آلدهید و پراکسیدهیدروژن گیاه *Salsola crassa* M.B. مورد بررسی قرارگرفت. آزمایش بصورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با سه تکرار انجام شد. نتایج نشان داد که محتوای فنل، فلاونوئید و آنتوسیانین در اثر شوری افزایش پیدا کرد. شوری، اثرات متفاوتی بر محتوای پراکسیدهیدروژن داشت، به طوری که کمترین میزان پراکسیدهیدروژن در شاهد و بیشترین آن در تیمار ۴۰۰ میلی‌مولار مشاهده شد. تفاوت معنی-داری در محتوای مالون دی آلدهید تیمار ۶۰۰ میلی‌مولار در مقایسه با نمونه‌های شاهد دیده نشد. اما تیمارهای ۲۰۰ و ۴۰۰ میلی-مولار نسبت به گیاهان شاهد از محتوای مالون دی آلدهید بالایی برخوردار بودند. باتوجه به داده‌ها می‌توان نتیجه گرفت که دانه-رست *Salsola crassa* M.B. دارای سیستم آنتی‌اکسیدانی قوی است که در شرایط شور، توانایی حذف گونه‌های فعال اکسیژن را دارد. همبستگی مثبت معنی‌داری ($P<0/01$ ،$r>0/84$) بین محتوای پراکسیدهیدروژن و محتوای آنتوسیانین، فنول و فلاونوئید در دانه‌رست‌های *Salsola* وجود داشت، همینطور بین فنول با فلاونوئید و آنتوسیانین همبستگی مثبت معنی‌داری مشاهده شد.

واژه‌های کلیدی: دانه‌رست، شاخص‌های جوانه‌زنی، محتوای فنل

* نویسنده مسئول، تلفن: ۰۹۱۴۱۴۷۲۴۸۰ ، پست الکترونیکی: nabbaspour03@yahoo.com

مقدمه

یکی از مهم‌ترین عوامل محدود کننده‌ی رشد گیاهان در نواحی خشک و نیمه‌خشک، شوری خاک است. تقریباً هفت درصد از مساحت کره‌ی زمین و پنج درصد از خاک‌های حاصل‌خیز در دنیا، تحت تأثیر شوری قرار دارد (۱۹). در کشور ایران، خاک-های قلیایی و شور در مناطق خشک و نیمه‌خشک توسعه‌ی زیادی پیدا کرده است و سطحی معادل ۲۵ میلیون هکتار از اراضی کشور را شامل می‌شود (۱۹و ۴). بنابراین در ارتباط با کاشت گیاهان در این مناطق باید به سازگاری آن‌ها در مواجهه با شوری، توجه ویژه‌ای داشت. جهت نیل به این هدف، شناخت و معرفی گونه‌های سازگار با شرایط بیابان از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است. یکی از حساسترین مراحل رشد در اکثر گونه-های گیاهی به خصوص در شرایط شور، مراحل ابتدایی رشد می‌باشد. استقرار مطلوب گیاه در خاک، مستلزم جوانه‌زنی بذر و سازگاری با شرایط محیطی است. ویژگی‌های جوانه‌زنی گونه‌های مختلف و حتی ارقام مختلف یک گونه ممکن است تحت تأثیر تنش شوری با یکدیگر متفاوت باشد (۳). از سویی، در سال‌های اخیر مصرف جوانه‌های گیاهان به علت داشتن مواد مغذی از جمله اسیدهای آمینه، فیبر، ویتامین، فلاونوئیدها و

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

اسیدهای فنولیک مورد توجه قرارگرفته است (۴۱). با وجود این، بیشتر مقالات منتشر شده بطور عمده روی جوانه‌های معمولی مثل گندم، ماش و سویا که به راحتی در دسترس مردم قرار دارند، متمرکز شده‌اند. چنانچه با مطالعات بیشتر به خواص تغذیه‌ای مفید سالسولا پی برده شود، جوانه‌های این گیاه را می‌توان همچون تاج خروس (*Amarantus cruentus* L.) و کینوآ (*Chenopodium quinoa* Willd.) که هم اکنون نه تنها بسیاری از گیاهخواران، بلکه در رژیم غذایی مردم عادی نیز دیده می‌شود، به عنوان یک جوانه‌ی خوراکی معرفی نمود (۴۱ و ۴۵). گیاه *Salsola crassa* M.B.از جمله گونه‌های ارزشمند مناطق اطراف دریاچه‌ی ارومیه و متعلق به خانواده‌ی Chenopodiaceae می‌باشد. گیاهان این جنس با داشتن ویژگی‌هایی مانند مقاومت به خشکی، شوری، آفات و بیماری‌ها، سیستم ریشه‌ای عمیق، فشار اسمزی بالا و کارایی بالا دراستفاده از آب، به عنوان یک گیاه مهم علوفه‌ای در زمین‌های خشک و نیمه خشک محسوب می‌شود. این گیاه برای کاشت در مناطق شور، جایی که دیگر گیاهان تولید خوبی ندارند و یا در مناطقی که آبیاری تنها با آب شور امکان دارد، دارای اهمیت ویژه‌ای است (۳). استقرار ریشه در خاک و عدم تحرک گیاهان سبب توسعه‌ی سازو کارهایی در آن‌ها شده است تا بتوانند در مقابل شرایط نامطلوب محیطی مقاومت نمایند. از جمله‌ی این سازوکارها سنتز متابولیت‌های ثانویه مانند ترکیبات فنلی است. این ترکیبات با خواص آنتی‌اکسیدانی بسیار قوی که دارند، سبب برداشتن انواع اکسیژن واکنشگر (ROS) مانند رادیکال سوپر اکسید، هیدروژن پراکسید، رادیکال هیدروکسیل و اکسیژن یکتایی می‌شوند و با اینکار تحمل به شوری را در گیاه افزایش می‌دهند (۹). فلاونوئیدها که از دسته‌ی ترکیبات فنلی به شمار می‌روند با ممانعت از انتشار ROS ها می‌توانند از تنش اکسیداتیو جلوگیری کنند (۱۰). یکی از اعضای خانواده‌ی فلاونوئیدها، آنتوسیانین‌ها می‌باشند که به عنوان رنگیزه‌های محافظتی به شمار می‌روند و با پاکسازی رادیکال‌های آزاد، مانع واکنش‌های اکسیژناسیون می‌شوند (۱۸). افزایش آنتوسیانین در شرایط تنش به علت نقش حفاظت نوری آنها در حذف مستقیم ROS در هنگام تنش اکسیداتیو می‌باشد (۴۹). درصورت عدم سمیت‌زدایی از ROS ها، کلروفیل‌ها، پروتئین‌ها، لیپیدهای غشایی و اسیدهای هسته‌ای دچار آسیب‌های جدی می‌شوند. محتوای مالون دی آلدهید که محصول پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی است، به عنوان شاخص عمومی از تخریب اکسیداتیو و پایداری غشای سلول در نظر گرفته می‌شود و برای شناسایی گونه‌های حساس یا متحمل به شوری مورد استفاده قرار می‌گیرد (۸).

تاکنون مطالعات زیادی در خصوص تأثیر شوری بر مرحله‌ی جوانه‌زنی گیاهان انجام شده است. برای مثال Panoccio و همکاران (۲۰۱۴) در *Chenopodium quinoa* Willd. نشان دادند که صد در صد دانه‌ها در شوری ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم جوانه زدند و حتی بیشترین سرعت جوانه‌زنی در مقایسه با تیمار شاهد و ۱۰۰ میلی‌مولار، متعلق به تیمار ۲۰۰ میلی‌مولار بود. همچنین Panahi و همکاران (۲۰۱۵) گزارش دادند که افزایش میزان شوری تا ۳۰۰ میلی‌مولار باعث افزایش طول ریشه در گیاه *Salsola orientalis* S.G.Gmelin شده و سطوح شوری بالاتر، کاهش طول ریشه را باعث می‌شود. Jamil و همکاران (۲۰۰۶) با مطالعه بر چغندرقند (*Beta vulgaris* L.) و کلم (*Brassica oleracea* L.) نشان دادند که وزن تر گیاه در شرایط شوری کاهش پیدا می‌کند. گزارش‌هایی از تأثیر شوری بر سنتز و پایداری رنگدانه‌های فتوسنتزی و غیرفتوسنتزی که فتوسنتز و سیستم‌های محافظتی وابسته به برخی رنگدانه‌ها مانند فلاونوئیدها را متأثر می‌سازد، وجود دارد (۱۳). باتوجه به عدم شناخت دقیق از گونه‌های هالوفیت انحصاری ایران در رابطه با میزان مقاومت آنها به شوری، الزامیست که مطالعات گسترده‌تری در این زمینه صورت گیرد تا با شناخت بهتری بتوان از گونه‌های هالوفیت بومی ایران جهت مدیریت اراضی در این مناطق استفاده نمود. پژوهش حاضر به منظور بررسی تأثیر سطوح شوری بر برخی ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیک این گونه به عنوان یک گیاه هالوفیت ارزشمند صورت گرفته است.

مواد و روشها

دراین تحقیق، بذر گیاه مورد مطالعه از منطقه‌ی آق زیارت از مناطق حاشیه‌ی دریاچه‌ی ارومیه جمع‌آوری و به آزمایشگاه انتقال داده شد. بذرهای مورد نظر پس از خشک شدن، به مدت ۵ دقیقه با محلول هیپوکلریت سدیم ۲ درصد ضدعفونی و سپس پنج بار با آب مقطر آب کشی شدند. به منظور ایجاد تنش شوری، از محلول کلرید سدیم در غلظت‌های ۰، ۲۰۰، ۴۰۰ و ۶۰۰ میلی مولار استفاده شد. پتری دیش‌ها و بستر بذر (کاغذ

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

صافی) در اتوکلاو استریل گردید. در داخل هر پتری ۲۰ عدد بذر قرارگرفت و به مدت ۵ روز در اتاقک رشد با دمای ۲۵ درجه‌ی سانتیگراد و شرایط تاریکی قرار داده شد. برای جلوگیری از تبخیر آب از پتری‌ها، دور هرکدام از آن‌ها توسط پارافیلم پوشیده شد. این پژوهش به صورت آزمایش فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار اجرا شد.

شاخص‌های جوانه‌زنی: شمارش بذور جوانه‌زده بصورت روزانه در ساعتی معین تا پایان روز پنجم انجام شد. در هنگام شمارش، بذوری که طول ریشه‌چه‌ی آن‌ها دو میلیمتر یا بیشتر بود، به عنوان بذور جوانه‌زده در نظر گرفته شد. در روز پایانی آزمایش، طول گیاهچه با خط‌کش اندازه‌گیری شد و وزن تر آنها پس از اینکه نمونه‌ها با آب مقطر شسته شده و با دستمال خشک شدند، توسط ترازوی دیجیتالی با دقت ۰/۰۰۱ گرم اندازه‌گیری شدند. به منظور تعیین وزن خشک گیاهچه‌ها در هر تیمار، نمونه‌ها در دستگاه آون با درجه حرارت ۷۰ درجه سانتیگراد به مدت ۲۴ ساعت قرار داده شدند. پس از آن، وزن خشک نمونه-ها توسط ترازو سنجیده شد.

از شمارش بذور جوانه زده، چندین شاخص جوانه‌زنی دیگر نیز محاسبه شد که شامل درصد و سرعت جوانه‌زنی و میانگین زمان جوانه‌زنی می‌باشد.

درصد جوانه‌زنی = (تعداد کل بذرها / تعداد بذور جوانه زده در روز آخر) ×۱۰۰

به منظور اندازه‌گیری سرعت جوانه‌زنی از روش ماگویر (۱۹۶۲) و از فرمول زیر استفاده شد که در این فرمول R_s سرعت جوانه-زنی (تعداد بذر در روز)، S_i تعداد بذر جوانه زده در هر شمارش و D_i تعداد روز تا شمارش n ام بود.

$$Rs = \sum_{i=1}^{n} \frac{S_i}{D_i}$$

میانگین زمان جوانه‌زنی از طریق فرمول زیر محاسبه شد که در آن Ni تعداد بذور جوانه زده در روز i و Ti تعداد روز از شروع آزمایش می‌باشد (۲۷).

$$MGT = \frac{\sum(N_i T_i)}{\sum N_i}$$

سنجش مقدار فنل کل: میزان ترکیبات فنلی براساس روش رنگ‌سنجی فولین- سیوکالتیو و بر حسب منحنی استاندارد گالیک اسید در طول موج ۷۲۵ نانومتر اندازه‌گیری شد (۳۲). برای استخراج عصاره، ۰/۵ گرم از بافت تر گیاه به همراه ۱۰ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد در هاون چینی ساییده شد. مخلوط حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در g ۱۰۰۰۰ در دمای ۴ درجه سانتیگراد سانتریفیوژ شد. به ۱ میلی‌لیتر عصاره‌ی استخراجی، ۹ میلی‌لیتر آب مقطر اضافه شد. در ادامه، یک میلی‌لیتر معرف فولین سیوکالتیو نیز اضافه و مخلوط به هم زده شد. بعد از ۵ دقیقه ۱۰ میلی‌لیتر کربنات سدیم ۷ درصد اضافه و به مدت ۹۰ دقیقه در دمای آزمایشگاه انکوبه گردید. بعد از مدت زمان ذکر شده جذب هریک از نمونه‌ها توسط اسپکتروفتومتر قرائت و محتوای فنل کل بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر محاسبه شد.

سنجش میزان فلاونوئید کل: میزان فلاونوئید کل بر مبنای رنگ‌سنجی آلومینیوم و با استفاده از روش Chang و همکاران (۲۰۰۲) تعیین گردید. ۰/۱ گرم از بافت تر گیاه به همراه ۱ میلی‌لیتر آب دیونیزه در هاون ساییده شد. سپس به ۰/۵ میلی‌لیتر از نمونه ساییده شده، ۱/۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد، ۰/۱ میلی-لیتر آلومینیوم کلراید ۱۰ درصد، ۰/۱ میلی‌لیتر استات پتاسیم ۱ مولار و ۲/۸ میلی‌لیتر آب دیونیزه اضافه شد. مخلوط حاصل به مدت ۴۵ دقیقه در دمای آزمایشگاه انکوبه گردید. پس از آن، جذب هریک از نمونه‌ها در طول موج ۴۱۵ نانومتر خوانده شد. جهت تعیین میزان فلاونوئید کل، منحنی استاندارد با استفاده از غلظت‌های معلوم کاتچین تهیه گردید.

اندازه‌گیری آنتوسیانین‌ها: برای اندازه‌گیری آنتوسیانین از روش Krizek و همکاران (۱۹۹۳) استفاده شد. بدین منظور ۰/۱ گرم وزن تر گیاه در mL ۱۰ محلول متانول اسیدی (شامل ۹۹ درصد متانول و ۱ درصد اسیدکلریدریک) ساییده و عصاره‌ی حاصل به مدت ۱۰ دقیقه در g ۶۰۰۰ سانتریفوژ شد. پس از آن، محلول رویی به مدت یک شب در تاریکی قرار داده شد. جذب این ماده در طول موج nm ۵۵۰ توسط اسپکتروفتومتر خوانده شد و غلظت آنتوسیانین با استفاده از ضریب خاموشی $mM^{-1}\ cm^{-1}$ ۱۵۰ محاسبه شد.

سنجش مالون دی آلدهید (MDA): برای سنجش مالون دی آلدهید به عنوان شاخص پراکسیداسیون لیپید غشای سلولی از روش Heath و Packer (۱۹۶۹) استفاده شد، به این صورت که ۰/۲ گرم از بافت تر گیاهی در ۵ میلی‌لیتر تری کلرو استیک اسید

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

(TCA) ۰/۱ درصد ساییده شد. عصاره‌ی حاصل با استفاده از دستگاه سانتریفوژ به مدت ۵ دقیقه در ۵۰۰۰ g سانتریفوژ شد. به ۱ میلی‌لیتر از محلول رویی حاصل از سانتریفوژ، ۵ میلی‌لیتر محلول TCA ۲۰ درصد و تیوباربیتوریک اسید (TBA) ۰/۵ درصد اضافه شد. مخلوط حاصل به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه‌ی سانتیگراد حمام آب گرم، حرارت داده شد. سپس بلافاصله لوله‌ها در حمام یخ، سرد شدند و دوباره مخلوط به مدت ۱۰ دقیقه در ۵۰۰۰ g سانتریفوژ گردید. شدت جذب این محلول با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد. ماده‌ی مورد نظر برای جذب در این طول موج، کمپلکس قرمز رنگ MDA-TBA می‌باشد. جذب بقیه‌ی رنگیزه‌های غیراختصاصی در ۶۰۰ نانومتر تعیین و از این مقدار کسر گردید. برای محاسبه‌ی غلظت MDA از ضریب خاموشی معادل ۱۵۵ $mM^{-1}\ Cm^{-1}$ و با استفاده از فرمول زیر محاسبه شد.

$$MDA(\mu mol / gFW) = [A532 - A600/155] \times 1000$$

سنجش آب اکسیژنه: مقدار پراکسیدهیدروژن براساس واکنش H_2O_2 با یدید پتاسیم (KI) انجام شد (۵). در این روش ۰/۵ گرم از بافت تر گیاهی در TCA ۰/۱ درصد ساییده شد. عصاره‌ی حاصل به مدت ۱۵ دقیقه در ۵۰۰۰ g سانتریفیوژ گردید. سپس به ۵۰۰ میکرولیتر از محلول رویی، ۵۰۰ میکرولیتر بافر پتاسیم فسفات ۱۰۰ mM (pH=7) و ۲ میلی‌لیتر پتاسیم یدید M ۱ اضافه گردید. مخلوط واکنش به مدت یک ساعت در تاریکی در دمای اتاق قرار داده شد و سپس جذب نمونه‌ها در ۳۹۰ nm اندازه-گیری شد. برای محاسبه‌ی غلظت پراکسیدهیدروژن از منحنی استاندارد استفاده شد.

تحلیل آماری: داده‌های حاصل از اندازه گیری‌ها به وسیله‌ی نرم افزار آماری SPSS 16.0 مورد تجزیه و تحلیل قرارگرفت و مقایسه‌ی میانگین داده‌ها در سطح خطای ۵ درصد (P<۰/۰۵) با آزمون Duncan و رسم نمودارها با نرم افزار Excel 2007 انجام شد.

نتایج

نتایج حاصل از تجزیه واریانس شاخص‌های رشدی نشان می‌دهد که تفاوت بین تیمارها در مورد درصد جوانه‌زنی، طول گیاهچه و وزن تر در سطح ۱ درصد معنی‌دار و برای وزن خشک غیرمعنی‌دار بود (جدول۱).

جدول۱- تجزیه واریانس(میانگین مربعات) اثر تیمار شوری بر شاخص‌های رشد گیاهچه‌ی سالسولا

منبع تغییرات	درجه آزادی	درصد جوانه‌زنی	طول گیاهچه	وزن تر	وزن خشک
بین تیمارها	۳	۲۱۸۱/۵۰**	۳۳/۷۶**	۰/۰۵۰**	۰/۰۰۰^{ns}
داخل تیمارها (خطای آزمایش)	۸	۵۲/۷۵	۰/۲۰۸	۰/۰۰۱	۰/۰۰۰
ضریب تغییرات (CV)	-	۳۴/۹۱	۸/۳۸	۴۲/۸۵	۸/۳۳

ns و ** به ترتیب نشان‌دهنده عدم تفاوت معنی‌دار و معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد می‌باشد.

جدول ۲ آنالیز تجزیه واریانس فاکتورهای بیوشیمیایی را نشان می‌دهد. همانطور که در این جدول مشاهده می‌شود، تفاوت بین تیمارها در مورد H_2O_2، فنول، فلاونوئید و آنتوسیانین در سطح یک درصد معنی‌دار بود، اما درمورد MDA تفاوت در سطح پنج درصد معنی‌دار نبود.

جدول۲- تجزیه واریانس فاکتورهای بیوشیمیایی (میانگین مربعات)

منبع تغییرات	درجه آزادی	H_2O_2	MDA	فنول	فلاونوئید	آنتوسیانین
بین تیمارها	۳	۱/۲۵**	۰/۹۵۴*	۳۶۳/۶۱**	۰/۰۰۷**	۰/۰۰۱**
داخل تیمارها (خطای آزمایش)	۸	۰/۰۰۴	۰/۱۶۳	۲۰/۰۲	۰/۰۰۱	۰/۰۰۰
ضریب تغییرات (CV)	۳۲/۶۱	۲۰/۷۴	۱۲/۹۴	۳۱/۲۵	۳۳/۳۳	

ns و ** به ترتیب نشان‌دهنده عدم تفاوت معنی‌دار و معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد می‌باشد.

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

تأثیر شوری بر شاخص‌های رشد: تنش شوری به طور معنی-داری باعث کاهش درصد و سرعت جوانه‌زنی در بذرهای سالسولای مورد نظر شد. بیشترین درصد جوانه‌زنی در تیمار شاهد (۰/۰۱ ± ۹۸) و کمترین درصد جوانه‌زنی در تیمار ۶۰۰ میلی‌مولار (۴/۷ ± ۴۸/۴) مشاهده شد. همچنین، گیاهان شاهد دارای بیشترین سرعت جوانه‌زنی و کمترین میانگین زمان جوانه-زنی در مقایسه با سه تیمار دیگر بودند (جدول۳).

بررسی نتایج حاصل از اندازه‌گیری طول گیاهچه نشان داد که طول گیاهچه‌ی سالسولا با افزایش شوری در مقایسه با نمونه‌های شاهد (۰/۸۲ ± ۸/۵) به طور معنی‌داری (P<۰/۰۵) کاهش یافته است، اما بین تیمارهای ۴۰۰ میلی‌مولار و ۶۰۰ میلی‌مولار اختلاف معنی‌داری در طول گیاهچه مشاهده نشد (جدول۳).

همچنین نتایج نشان داد، تنش شوری باعث کاهش وزن تر نمونه‌های تیمار شده با کلرید سدیم در مقایسه با تیمار شاهد شد، در حالی که بین وزن خشک نمونه‌های مورد پژوهش تأثیر معنی‌داری نداشت (جدول۳).

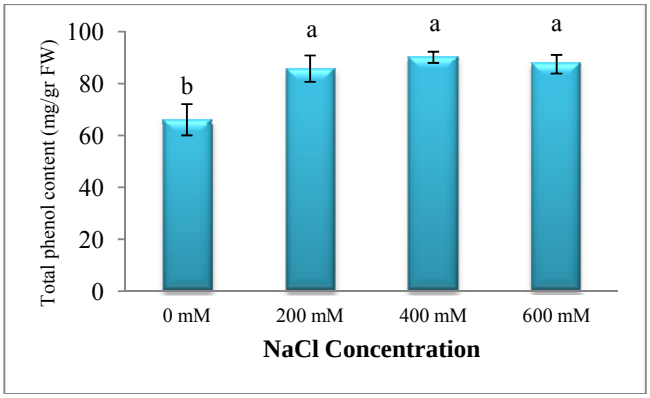
جدول ۳- مقایسه‌ی میانگین شاخص‌های جوانه‌زنی در غلظت‌های مختلف شوری کلرید سدیم

تیمار	درصد جوانه‌زنی (٪)	سرعت جوانه‌زنی (تعداد در روز)	میانگین زمان جوانه‌زنی (روز)	طول گیاهچه (cm)	وزن تر گیاهچه (gr)	وزن خشک گیاهچه (gr)
شاهد	۹۸ ± ۰/۰۱^{a}	۵۳/۶۳^{a}	۳/۰۱^{b}	۸/۵ ± ۰/۸۲^{a}	۰/۴۶ ± ۰/۰۳۳^{a}	۰/۰۵۷ ± ۰/۰۰۳^{a}
۲۰۰ mM	۹۲/۷۷ ± ۲/۲۴^{b}	۲۵/۹۶^{b}	۳/۴۴^{a}	۳/۱۶ ± ۰/۶۱^{b}	۰/۲۷ ± ۰/۰۰۱^{b}	۰/۰۵۶ ± ۰/۰۰۲^{a}
۴۰۰ mM	۴۹/۲۵ ± ۶/۵۲^{c}	۱۴^{c}	۳/۴۳^{a}	۱/۸۳ ± ۰/۳۰^{c}	۰/۱۹ ± ۰/۰۱۳^{c}	۰/۰۵۷ ± ۰/۰۰۳^{a}
۶۰۰ mM	۴۸/۴ ± ۴/۷۶^{d}	۱۳/۱۳^{c}	۳/۳۶^{a}	۱/۰۶ ± ۰/۳۱^{c}	۰/۱۷ ± ۰/۰۱۲^{c}	۰/۰۵۷ ± ۰/۰۰۲^{a}

حروف یکسان در هر ستون بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح P<۰/۰۵ با استفاده از آزمون دانکن است.

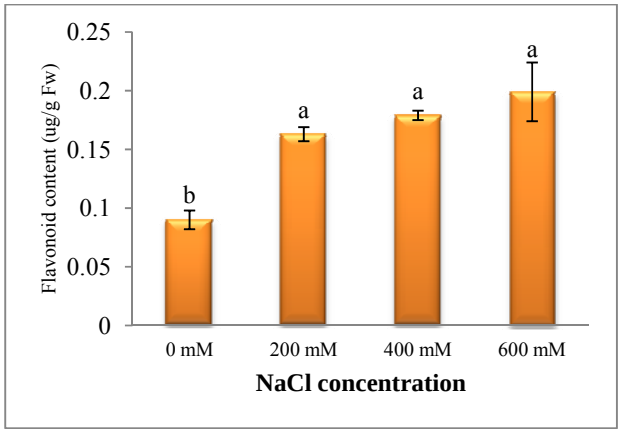
تأثیر شوری بر محتوای فنل کل، فلاونوئید و آنتوسیانین: باتوجه به نتایج حاصل از مقایسه‌ی میانگین داده‌ها، در محتوای فنل کل تیمارهای ۲۰۰، ۴۰۰ و ۶۰۰ میلی‌مولار اختلاف معنی-داری دیده نشد، اما هر سه تیمار، دارای سطح فنل کل بالاتری نسبت به نمونه‌های شاهد بودند (شکل۱). مشابه چنین نتایجی در محتوای فلاونوئید کل و آنتوسیانین نیز مشاهده شد (شکل-های۲ و ۳).

اثر شوری بر میزان مالون دی آلدهید (MDA): نتایج نشان داد میزان MDA با افزایش شوری در تیمارهای ۲۰۰ و ۴۰۰ میلی‌مولار افزایش، اما در تیمار ۶۰۰ میلی‌مولار کاهش یافت، به-گونه‌ای که بین تیمارهای شاهد (۲/۴۲ uM/g Fw) و ۶۰۰ میلی-مولار (۲/۵۹uM/g Fw) اختلاف معنی‌داری دیده نشد (شکل ۴).

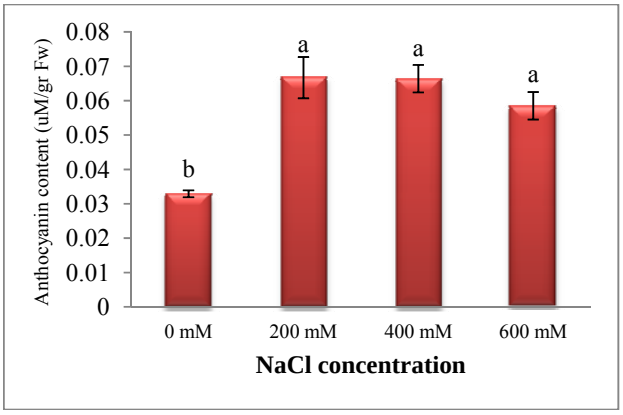


شکل ۱- محتوای فنل کل در نمونه‌های شاهد و تیمارهای مختلف شوری

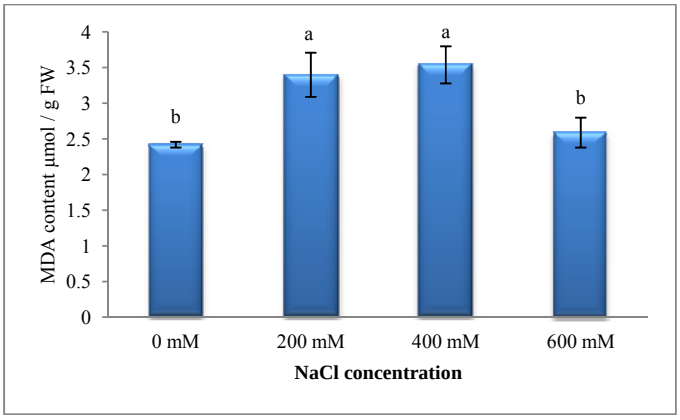
DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0



شکل ۲- محتوای فلاونوئید در نمونه‌های شاهد و تیمارهای مختلف شوری



شکل ۳- محتوای آنتوسیانین در نمونه‌های شاهد و تیمارهای مختلف شوری

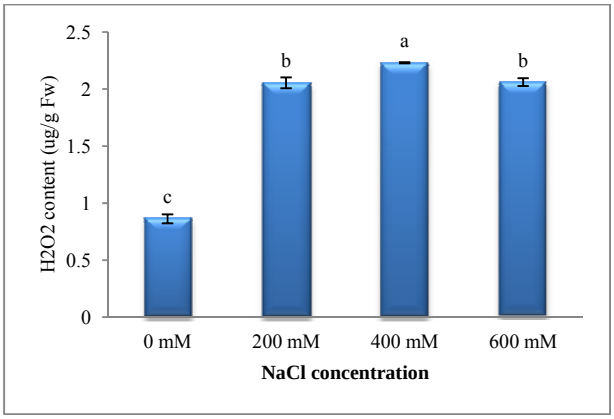


شکل ۴- محتوای مالون دی آلدهید در نمونه‌های شاهد و تیمارهای مختلف شوری

اثر شوری بر میزان پراکسیدهیدروژن: نتایج بدست آمده از تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که شوری تأثیر معنی‌داری بر میزان پراکسید هیدروژن تیمارها داشت به طوری که بیشترین میزان پراکسیدهیدروژن در تیمار ۴۰۰ میلی‌مولار (۰/۰۰۵± ۲/۲۳) و کمترین آن در تیمار شاهد (۰/۰۳۴± ۰/۸۶) بود (شکل۵).

جدول ۴ همبستگی بین صفات بیوشیمیایی مورد بررسی را در گیاهچه‌ی سالسولای تحت تنش شوری نشان می‌دهد. همبستگی بین H_2O_2 با فنول، فلاونوئید و آنتوسیانین در سطح یک درصد معنی‌دار ($r>0/8$) بود. همچنین همبستگی مثبت معنی‌داری بین فنول با فلاونوئید و آنتوسیانین در سطح یک درصد ($r>0/7$) مشاهده شد.

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0



شکل ۵- محتوای پراکسید هیدروژن در نمونه‌های شاهد و تیمارهای مختلف شوری

جدول ۴- ضرایب همبستگی بین صفات بیوشیمیایی در گیاهچه‌ی سالسولا تحت تنش شوری

صفات	H_2O_2	MDA	فنول	فلاونوئید	آنتوسیانین
H_2O_2	۱				
MDA	۰/۵۹۳ *	۱			
فنول	۰/۹۴۳ **	۰/۶۲۶ *	۱		
فلاونوئید	۰/۸۳۷ **	۰/۴۷۰	۰/۸۷۹ **	۱	
آنتوسیانین	۰/۸۹۰ **	۰/۶۰۵ *	۰/۷۹۵ **	۰/۶۵۷ *	۱

** و * به ترتیب نشان‌دهنده معنی‌داری در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد و عدم تفاوت معنی‌دار می‌باشد.

بحث

کمبود آب شیرین و شوری خاک در مناطق اطراف دریاچه‌ی ارومیه، پوشش گیاهی منطقه را تحت تأثیر قرار داده است. شوری خاک می‌تواند موجب تأخیر یا عدم جوانه‌زنی و رشد و نمو بذر پس از جوانه‌زنی شود (۷). نتایج پژوهش حاضر نشان داد که تنش شوری به طور معنی‌داری باعث کاهش درصد و سرعت جوانه‌زنی در گیاه مورد مطالعه شد. دشتبانی و همکاران (۱۳۹۶) در مطالعه‌ی دو گیاه هالوفیت *Puccinellia distans* Parl. و *Aeluropus littoralis* Parl. نشان دادند که با افزایش میزان نمک تا ۵۰۰ میلی‌مولار، شاخص‌های جوانه‌زنی بذر از جمله درصد جوانه‌زنی، میانگین جوانه‌زنی روزانه و طول گیاهچه نسبت به تیمار شاهد کاهش یافته است. در برخی از گزارش‌ها آمده است که بهترین محیط برای جوانه‌زنی هالوفیت‌ها، بسترهای فاقد نمک می‌باشد (۲۲، ۲۹ و ۳۹)، که داده‌های ما با این تحقیقات مطابقت دارد. عدم جوانه‌زنی یا تأخیر در آن می‌تواند به علت به هم خوردن تعادل یونی گیاه، در شرایط تنش شوری باشد. غلظت‌های بالای کلرید سدیم با افزایش فشار اسمزی محلول و کاهش جذب آب از طریق بذر، بر روی فعل و انفعالات حیاتی بذر تأثیر می‌گذارد. بذرها برای انجام فعالیت-های حیاتی و شروع جوانه‌زنی به آب کافی نیاز دارند. چنانچه جذب آب دچار اختلال شود و یا با سرعت کمتری انجام گیرد، فعل و انفعالات داخل بذر نیز به آهستگی صورت گرفته و مدت زمان خروج ریشه‌چه از بذر افزایش می‌یابد، به این ترتیب سرعت جوانه‌زنی کاهش می‌یابد (۴۶). مصلح‌آرانی و همکاران (۱۳۹۲) با مطالعه بر روی دو گونه‌ی مختلف سالسولا *S. tomentosa* (MOQ.) *Spach* و *S. imbricate* L. نشان دادند که با افزایش شوری، درصد و سرعت جوانه‌زنی بذر در هر دو گونه کاهش یافت. نتایج مشابه در مطالعات Bueno و همکاران (۲۰۱۷) که بر روی گیاه هالوفیت *Atriplex prostrate* L. و Panuccio و همکاران (۲۰۱۴) که روی گیاه *Chenopodium quinoa* Willd. صورت گرفت، بدست آمده است. این محققین

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

گزارش دادند که درصد و سرعت جوانه‌زنی و طول گیاه‌چه‌هایی که تحت تیمار شوری بودند، در مقایسه با تیمار شاهد، کاهش نشان داده است. در این پژوهش، *Salsola crassa* M.B. در شوری ۶۰۰ میلی مولار ۴۸/۴ درصد جوانه‌زنی داشت که نشان از مقاومت آن به شوری بود. بررسی مطالعات پژوهشگران نشان می‌دهد که کاهش میزان جوانه‌زنی بین گونه‌های مختلف هالوفیت‌ها متفاوت است. گزارش شده است که گیاه *Salicornia virginica* L. در شوری ۱۷۰۰ میلی مولار نیز قادر به جوانه‌زنی می‌باشد (۱۷). برخی از هالوفیت‌ها در شرایط شوری متوسط دارای زندگی متعادلی هستند، اما وقتی که شوری از حد مشخصی بگذرد، رشد آنها کم می‌شود (۲۰). نتایج حاصل از بررسی اثر شوری بر طول گیاه‌چه و وزن تر گونه‌ی مورد مطالعه، نشان دهنده‌ی کاهش این صفات با افزایش سطح شوری بود. کاهش رشد اجزای گیاه‌چه در شرایط شوری در بذر بادام‌زمینی (*Arachis hypogaea* L.) نیز مشاهده شده است (۱). این محققین بیان کردند که تحت تنش شوری، انرژی زیادی جهت تنظیم اسمزی صرف می‌شود که این صرف انرژی، باعث کاهش کارایی ریشه در تامین عناصر غذایی و آب برای سایر اندام‌ها می‌شود که این مسئله بر رشد و اندام‌زایی گیاه اثر منفی گذاشته و باعث کاهش وزن ریشه‌چه و ساقه‌چه و در نهایت گیاه‌چه می‌شود. گزارش شده است، ترشح آنزیمهای لیپاز و آمیلاز بذرهایی که در محیط شور قرار دارند، دچار اختلال می شود، در نتیجه مواد اندوخته‌ی بذر، تجزیه نشده و انرژی لازم جهت خروج ریشه‌چه و ساقه‌چه از پوسته‌ی دانه فراهم نمی‌شود و یا رشد به کندی صورت می‌گیرد (۳۶). از سویی گزارش شده است که یون کلر بر روی رشد طولی گیاه‌چه اثر منفی دارد (۲۶). محققین بر این باورند که یون‌های مضر بر تراوایی غشای پلاسمایی تاثیر منفی می‌گذارند و گیاهانی که در بسترهای شور، توانایی تولید گیاه‌چه‌های قوی‌تری دارند، می‌توانند از پوشش گیاهی بهتری نیز برخوردار باشند (۶، ۴۸ و ۵۰). از این نظر، سالسولا به عنوان گیاهی کاربردی با برخی از ویژگی‌های تغذیه‌ای مفید و همچنین به عنوان یک محصول اقتصادی، می‌تواند برای احیای زمین‌های شور و نیمه خشک حاشیه‌ی دریاچه‌ی ارومیه مفید باشد.

در تحقیق حاضر، بجز تیمار شاهد سایر تیمارها از سطح فنل بالایی برخوردار بودند. با توجه به این‌که در گزارشات نشان داده شده است، انباشتگی ترکیبات فنلی در استرس‌های زیستی و غیر زیستی مشاهده می‌گردد (۳۴). همچنین ترکیبات فنلی دارای خاصیت آنتی اکسیدانی هستند و با غیر فعال کردن رادیکال‌های آزاد یا جلوگیری از تجزیه‌ی هیدروپراکسیدها به رادیکال‌های آزاد، در بافت‌هایی که در معرض تنش‌های محیطی قرار می‌گیرند، به حفظ بقای گیاه کمک می‌رسانند (۴۲). بنابراین احتمالا افزایش محتوای فنلی در بافت‌های گیاهی تحت تنش شوری در تعدادی از گیاهان مبنی بر تنظیمات فرا دستی آنزیم فنیل آلانین آمونیالیاز است (۳۵، ۳۶ و ۳۹). در مطالعه‌ای که Panoccio و همکاران (۲۰۱۴) روی بذرهای *Chenopodium quinoa* Willd. تحت تأثیر تنش شوری انجام دادند، مشاهده نمودند که محتوای فنل کل دانه رست‌های تحت تیمار شوری در مقایسه با گیاهان شاهد، افزایش چشمگیری داشته است (۳۹). Reginato و همکاران (۲۰۱۴) که به بررسی هالوفیت *Prosopis strombulifera* L. پرداختند، نشان دادند که انباشتگی ترکیبات فنلی در گیاهانی که تحت تنش شوری قرار دارند، می‌تواند با حذف گونه‌های فعال اکسیژن که حین استرس اکسیداتیو تولید شده، به حفاظت از ماشین فتوسنتزی کمک کند (۲۸). بنابراین، بنظر می‌رسد که تحمل به شوری بوسیله‌ی افزایش سطوح آنتی اکسیدانی جهت سمیت زدایی گونه‌های فعال اکسیژن افزایش می‌یابد. طبق پژوهش حاضر، شوری باعث افزایش محتوای فنل کل در مقایسه با شاهد شد و این مسئله این فرضیه را تایید می‌کند که گیاهان متحمل به شوری، سیستمهای سودمندی برای تولید متابولیت‌های ثانویه دارند که این سیستم‌ها نه تنها برای خود گیاه مفید می‌باشد، بلکه به عنوان محصولات غذایی و دارویی می‌تواند در خدمت بشر قرارگیرد.

باتوجه به نتایج بدست آمده، محتوای فلاونوئیدها در سطوح مختلف شوری در مقایسه با تیمار شاهد افزایش یافت. همچنین، همبستگی مثبت معنی‌داری ($r>0/8$ ،$P<0/01$) بین محتوای آنتوسیانین، فنول و فلاونوئید وجود داشت. در گیاهان تحت تنش شوری، تولید و انباشتگی ترکیبات پلی فنلی به ویژه فلاونوئیدها جهت جاروب کردن ROS ها، تحریک می‌شود (۲۵و ۳۵). از سویی، ترکیبات فلاونوئیدی با تجمع در واکوئول‌ها و در ارتباط نزدیک با یک آنزیم پراکسیداز واکوئلی در جهت سم زدایی آب اکسیژنه که از سایر بخش‌های سلولی می‌رسد، عمل می‌کند (۴۷).

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که گونه‌ی مورد مطالعه در مواجهه با تنش شوری مقادیر بالایی آنتوسیانین تولید می‌کند. آنتوسیانین‌ها بخش مهمی از متابولیت‌های ثانویه‌ی گیاهی و از خانواده‌ی ترکیبات فلاونوئیدی هستند (۵۰). مطابق نظر Chaker-Scott (۱۹۹۹) تولید و تجمع آنتوسیانین‌ها در ریشه، ساقه و به ویژه بافت‌های برگی می‌تواند موجب افزایش مقاومت گیاه به برخی از تنش‌های محیطی شود (۱۶). آنتوسیانین‌ها از طریق مهار رادیکال‌های آزاد، نقش قابل توجهی در سازگاری با شوری بازی می‌کنند (۲۷). باتوجه به مقادیر آنتوسیانین مشاهده شده در این مطالعه، می‌توان گفت که *Salsola crassa* M.B. در مقایسه با سویا (۲۵)، گندم سیاه (۱۱)، تاج خروس و کینوا (۴۰) از محتوای آنتوسیانین بیشتری برخوردار است. در دهه‌ی گذشته استفاده از بذور گیاهان هم‌خانواده‌ی سالسولا مثل تاج خروس و کینوا به عنوان یک نوع ماده‌ی غذایی مفید، نه تنها در رژیم غذایی عموم مردم، بلکه در رژیم افرادی که از بیماری سلیاک که نوعی آلرژی به غلات می‌باشد، گسترش یافته است (۱۵). این بذور که شبه غلات نامیده می‌شوند، دارای ارزش غذایی بالایی هستند که میزان ارزشمندی‌شان مستقیماً با کمیت و کیفیت پروتئین، محتوای چربی و پتانسیل‌های آنتی اکسیدانی آنها در ارتباط است. مطالعه‌ی حاضر ارزش غذایی جوانه‌های سالسولا را به عنوان منبع خوبی از آنتی اکسیدان‌ها نشان داده است. شاید همانگونه که Pasko و همکاران (۲۰۰۹) پیشنهاد دادند که می‌توان از جوانه‌های تاج خروس و کینوآ در سالادها و ساندویچ‌ها و نان استفاده نمود، بتوان جوانه‌های سالسولا را وارد رژیم غذایی انسان نمود.

دراین تحقیق سطح پراکسیداسیون لیپیدی تیمارهای ۲۰۰ و ۴۰۰ میلی‌مولار به صورت معنی‌داری بالاتر از تیمار شاهد بود. با افزایش شوری، انتظار می‌رفت محتوای MDA تیمار ۶۰۰ میلی مولار افزایش پیدا کند. اما نتایج نشان داد نه تنها میزان MDA افزایش پیدا نکرد، بلکه به سطحی رسید که بین تیمارهای شاهد و ۶۰۰ میلی مولار اختلاف معنی داری دیده نشد، مشابه چنین نتیجه‌ای در گیاه هالوفیت *Suaeda salsa* Pall (L.) نیز مشاهده شد (۳۸). اینگونه بنظر می‌رسد که در گیاه مورد نظر در شوری-های بالاتر، سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی قویتری شروع به فعالیت می‌کنند تا با از بین بردن رادیکال‌های آزاد به طور مستقیم و یا توسط زیمایه‌های پاداکساینده، خسارت ناشی از این انواع فعال را کاهش دهند و گیاه را از آسیب‌های ناشی از فعالیت گونه‌های فعال اکسیژن حفظ کنند، در نتیجه پراکسیداسیون لیپیدی شامه کاهش یابد. در مطالعه حاضر همبستگی مثبت معنی‌داری بین محتوای مالون دی آلدهید، پراکسید هیدروژن و فنول در سطح پنج درصد وجود داشت.

تاکنون بسیاری از محققان، افزایش انواع فعال اکسیژن به ویژه پراکسیدهیدروژن را که یکی از پایدارترین گونه‌های فعال اکسیژن است و منجر به آسیب بافت‌های گیاهی می‌گردد، در پاسخ به عوامل نامناسب محیطی مانند تنش‌های سرما، شوری، فلزات سنگین و خشکی گزارش کرده اند. جالب توجه است که در تحقیق حاضر با افزایش شوری، یک کاهش معنی دار در محتوای پراکسیدهیدروژن تیمار ۶۰۰ میلی مولار مشاهده شد. Cai-Honga و همکاران (۲۰۰۵) نیز با بررسی تأثیر شوری بر گیاه *Suaeda salsa* Pall(L.) به نتایج مشابهی دست یافتند. این محققین نشان دادند که علت کاهش پراکسیدهیدروژن در تیمار شوری با افزایش میزان آسکوربیک اسید، گلوتاتیون، آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز ارتباط دارد. انباشتگی پراکسید هیدروژن می‌تواند منجر به تنش اکسایشی درگیاه شده و در متابولیسم کلی یاخته اختلال ایجاد کند (۳۳). بنابراین می‌توان نتیجه گرفت که هالوفیت *Salsola crassa* M.B. با داشتن یک سیستم کارآمد جاروکنندگی H_2O_2 که مسئول حفاظت از استرس اکسیداتیو حین تنش شوری است، توانسته بقای خود را در شرایطی حفظ کند که شاید برای تعداد زیادی از گیاهان غیرقابل تحمل باشد.

نتیجه‌گیری

بررسی‌های انجام شده در این پژوهش نشان داد که شوری تأثیر معنی‌داری بر ویژگی‌های جوانه‌زنی بذر *Salsola crassa* M.B. داشت. با افزایش شوری، درصد و سرعت جوانه‌زنی کاهش پیدا کرد. همچنین، طول و وزن تر گیاهچه نیز بر اثر شوری کاهش یافت. محتوای فنل، فلاونوئید و آنتوسیانین با افزایش شوری به طور قابل توجهی افزایش پیدا کرد. اینگونه به نظر می رسد که افزایش این ترکیبات در پاسخ به افزایش گونه‌های فعال اکسیژن حاصل از تنش شوری، صورت گرفته است. باتوجه به نتایج به نظر می‌رسد گیاه سالسولا در شوری ۶۰۰ میلی‌مولار با کنترل پراکسیداسیون لیپیدی و محتوای پراکسیدهیدروژن توانسته تنش را تحمل کند. به عبارتی می‌توان گفت که وجود سیستم‌های

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

آنتی‌اکسیدانی قوی و مهار رادیکال‌های آزاد گیاه *Salsola crassa* M.B. را قادر می‌سازد تا در زمین‌های بسیار شور حاشیه‌ی دریاچه‌ی ارومیه به بقای خود ادامه دهد.

منابع

۱. افشارمحمدیان، م.، ابراهیمی نوکنده، س.، دمسی، ب.، و جمال-امیدی، م.، ۱۳۹۴. بررسی تأثیر سطوح مختلف شوری بر جوانه-زنی و شاخص‌های رشد چهار رقم بادام‌زمینی، مجله‌ی پژوهش-های گیاهی، جلد ۲۸ شماره ۱، شماره ص ۲۳-۳۳.

۲. دشتبانی، ف.، حاجی‌بلند، ر.، و علی‌اصغرزاد، ن.، ۱۳۹۶. جوانه-زنی، فتوسنتز و رشد دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* تحت شرایط شوری و همزیستی آن‌ها با قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار در شرایط طبیعی زیستگاه در دشت تبریز، مجله‌ی پژوهش‌های گیاهی، جلد ۳۰، شماره ۴، شماره ص ۸۱۷-۸۳۳.

۳. مصلح‌آرانی، ا.، بخشی‌خانیگی، غ. ر.، و عرب، ف.، ۱۳۹۲. بررسی اثرات تنش شوری و خشکی بر جوانه‌زنی، رشد گیاهچه و محتوای یونی در دو گونه *Salsola imbricate* Var Forssk و *Salsola tomentosa* Var Spach ex Moq، نشریه پژوهش‌های اکوفیزیولوژی ایران، شماره پیاپی ۳۲، سال هشتم، شماره ۴، صفحات ۱-۱۱.

۴. میرمحمدعلی، آ.، ۱۳۹۳. تأثیر شوری در پراکنش گیاهان در ناحیه دریاچه حوض سلطان، جلد ۲۷ شماره ۴، صفحات ۷۴۲-۷۵۲.

5. Alexieva, V., Sergiev, I., Mapelli, S., and Karanov, E., 2001. The effect of drought and ultraviolet radiation on growth and stress markers in pea and wheat, Plant Cell Environment, 24, PP: 1337-1344.
6. Allen, G.J., Wynjones, R.G., and Leigh, R.A., 1995. Sodium transport measured in plasma membrane vesicles isolated from wheat genotypes with differing K/Na discrimination traits. Plant Cell and Environmental, 18, PP: 105-115.
7. Almodares, A., Hadi, MR., and Dosti, B., 2007. Effects of salt stress on germination percentage and seedling growth in sweet sorghum cultivars. Journal of Biological Sciences, 7, PP: 1492–1495.
8. Alscher, R.G., Erturk, N., and Heath, L.S., 2002. Role of superoxide dismutase (SOD) in controlling oxidative stress in plants, Journal of Experimental Botany, 53, PP: 1331-1341.
9. Amarowicz, R., Weidner, S., Wojtowicz, I., Karmac, M., Kosin´ska, A., and Rybarczyk, A., 2010. Influence of low-temperature stress on changes in the composition of grapevine leaf phenolic compounds and their antioxidant properties, Functtional Plant Science and Biotechnology, 4, PP: 90– 96.
10. Arora, A., Byrem, T. M., Nair, M.G., and Strasburg, G.M., 2000. Modulation of liposomal membrane fluidity by flavonoids and isoflavonoids, Archives of Biochemistry and Biophysics, 373, PP: 102–109.
11. Awika, J. M., Rooney, L. W., and Waniska, R. D., 2004. Anthocyanins from black sorghum and their antioxidant properties, Food Chemistry, 90, PP: 293–301.
12. Berti, C., Riso, P., Brusamolino, A., and Porrini, M., 2005. Effect on appetite control of minor cereal and pseudocereal products, British Journal of Nutrition, 94, PP: 850–858.
13. Bertrand, M., and Schoefs, B., 1999. Photosyntetic pigment metabolism in plants during stress. In: Handbook of plant and crop stress (ed. Pessarakli, M.), Marcel Dekker, New York, PP: 527-543.
14. Bueno, M., Lendínez, M. L., Aparicio, C., and Cordovilla, M.P., 2017. Germination and growth of *Atriplex prostrata* and *Plantago coronopus*:Two strategies to survive in saline habitats, Flora, 227, PP: 56-63.
15. Chang, C.C., Yang, M.H., Wen, H.M., and Chern, J.C., 2002. Estimation of Total Flavonoid Content in Propolis by Two Complemen-Tary Colorimetric Methods, Journal of Food and Drug Analysis, 10, PP:178-182.
16. Chalker-Scott, **L. (1999).** Environmental significance of anthocyanins in plant stress responses. *Photochemistry and Photobiology*. 70(1): 1-9.
17. Chapman, V.J., 1960. Salt marshes and salt deserts of the world, Inter science Publishers, New York.
18. Elavarthi, S., and Martin, B., 2010. Spectrophotometric assays for antioxidant enzymes in plants, Methods in Molecular Biology, 639, PP: 273–281.
19. FAO, 2013. http://faostat3.fao.org/ faostatgateway/go/to/download/RL/*/E.
20. Flowers, T.J., and Yeo, A., 1986. Ion relations of plants under drought and salinity, Australian Journal of Plant Physiology, 13, PP: 75-91.
21. Gorinstein, S., Vargas, O.J.M., Jaramillo, N.O., Salas, I.A., Ayala, A.L.M., Arancibia-Avila, P., Toledo, F., Katrich, E., and Trakhtenberg, S., 2007. The total polyphenols and the antioxidant potentials of some selected cereals and pseudocereals, European Food Research and Technology, 225, PP: 321–328.

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

22. Gul, B., Ansari, R., Flowers, T.J., and Khan, M.A., 2013. Germination strategies of halophyte seeds under salinity, Environmental and Experimental Botany, 92, PP: 4–18.

23. Gould, K., 2004. Nature's Swiss Army Knife: The diverse protective roles of anthocyanins in leaves, Journal of Biomedicine and Biotechnology, 5, PP: 314– 320.

24. Heath, R. L., and Packer, L., 1969. Photoperoxidation in isolated chloroplast, Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation, Journal of Biochemictry Biophysical, 125, PP: 189-198.

25. Herna´ndez, I., 2007. Flavan-3-ols and ascorbate accumulation and oxidation in plants and its physiological significance, PhD Thesis, University of Barcelona, Spain. P 153.

26. Hordegrec, S.P., and Emmerich, W.E., 1990. Partitioning water potential and specific salt effects on seed germination of four grasses, Annuals of Botany, 66, PP: 587-595.

27. Jiang, M., and Zhang, J., 2002. Water stress-induced abscisic acid accumulation triggers the increased generation of reactive oxygen species and up-regulates the activities of antioxidant enzymes in maize leaves, Journal of Experimental Botany, 53, PP: 2401–2410.

28. Kader, M. A., 2005. A comparison of seed germination calculation formulae and the associated interpretation of resulting data. Journal and Proceeding of the Royal Society of New South Wales, 138, PP: 65–75.

29. Khan, M.A., Gul, B., and Weber, D.J., 2002. Effect of temperature, and salinity on the germination of *Sarcobatus vermiculatus*. Biologia Plantarum, 45, PP: 133–135.

30. Krizek, D.T., Kramer, G.F., Upadhyaya, A., and Mirecki, R.M., 1993. UV-B Response of cucumber seedling grown under metal halid and high pressure sodium/deluxe lamps. Journal of Plant Physiology, 88, PP: 350-358.

31. Maguire, J.D., 1962. Speed of germination -Aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor, Crop, Science, 2, PP: 176-177.

32. Marinova, D., Ribarov, F., and Atanassova, M., 2005. Total phenolics and total flavonoids in Bolgarian fruits and vegetables, Journal of the University of Chemical Technology and Metallurgy, 40, PP: 255-260.

33. Mittler, R., 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance, Trends Plant Science, 7, PP: 405–410.

34. Naczk, M., and Shahidi, F., 2004. Extraction and analysis of phenolics in food, Journal of Chromatography A., 1054, PP: 95–111.

35. Niu, X., Bressan, R.A., Hasegawa, P.M., and Pardo, J.M., 1995. Ion homeostasis in NaCl stress environment, Plant Physiology, 109, PP: 735- 742.

36. Navarro, J.M., Flores, P., Garrido, C., and Martinez, V., 2006. Changes in the contents of antioxidant compounds in pepper fruits at ripening stages, as affected by salinity, Food Chemistry, 96, PP: 66–73.

37. Panahi, F., Asareh, M.H., Jafari, M., Givar, A.R., Tavili, A., Arzani, H., and Ghorbani, M., 2015. The Responses of *Salsola orientalis* to Salt Stress, International Journal of Advanced Biological and Biomedical Research, 3 (2), PP: 163-171.

38. Cai-Honga, P., Su-Juna, Z., Zhi-Zhongb, G., and Bao-Shan, W., 2005. NaCl treatment markedly enhances H_2O_2-scavenging system in leaves of halophyte *Suaeda salsa*, Physiologia Plantarum, 125, PP: 490–499.

39. Panuccio, M.R., Jacobsen, S.E, Akhtar, S.S., and Muscolo, A., 2014. Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa, AoB PLANTS, 6, 047 p.

40. Pasko, P., Barton, H., Zagrodzki, P., Gorinstein, S.H, Fołta, M., and Zachwieja, Z., 2009. Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth, Food Chemistry, 115, PP: 994–998.

41. Pasko, P., Sajewicz, M., Gorinstein, S., and Zachwieja, Z., 2008. Analysis of the selected phenolic acids and flavonoids in *Amaranthus cruentus* and *Chenopodium quinoa* seeds and sprouts by HPLC method, Acta Chromatographica, 20(4), PP: 661–672.

42. Pearse, I.S., Heath, K.D., and Cheeseman, J.M., 2005. Biochemical and ecological characterization of two peroxidase isoenzymes from the mangrove, *Rhizophora mangle*. Plant, Cell and Environment, 28, PP: 612–622.

43. Quideau, S., Deffieux, D., Douat-Casassus, C., and Pouységu, L., 2011. Plant polyphenols: Chemical properties, biological activities and synthesis, Angewandte Chemie International Edition, 50(3), PP: 586–621.

44. Reginato, M.A., Castagna, A., Furla´n, A., Castro, S., Ranieri, A., and Luna, V., 2014. Physiological responses of a halophytic shrub to salt stress by Na_2SO_4 and NaCl: oxidative damage and the role of polyphenols in antioxidant protection, Aob Plants, 6, 042 p.

45. Ruiz, K.B., Biondi, S., Oses, R., Acun˜a-Rodrı´guez, I.S., Antognoni, F., Martinez-Mosqueira, E.A., Coulibaly, A., Canahua-Murillo, A., Pinto, M., Zurita-Silva, A., Bazile, D., Jacobsen, S.E., and Molina-Montenegro, M.A., 2014. Quinoa biodiversity and sustainability for food security under climate change, A review, Agronomy for Sustainable Development, 34, PP: 349–359.

46. Sharif, M.A., El-Beshbeshy, T.R., and Richter, C., 1998. Response of some Egyptain varieties of wheat to salt stress throught potassium application, Seed Abstracts, 21 (10), 470 p.

47. Yamasaki, H., Sakihama, Y., and Ikehara, N., 1997. Flavonoid–Peroxidase reaction as a detoxification mechanism of plant cells against H_2O_2, Plant Physiology, 115, PP: 1405-1412.

DOR: 20.1001.1.23832592.1401.35.1.6.0

48. Yapsania, T., Moustakas, M., and Domiandou, K., 1994. Protein Phasporylation dephosphorylution in alfalfa seeds germinating under salt stress, Journal of plant physiology, 143, PP: 234-240.

49. Zhang, K.M., Yu, H.J., Shi, K., Zhou, Y.H., Yu, J.Q., and Xia, X.J., 2010. Photoprotective roles of anthocyanins in *Begonia semperflorens*, Plant Science, 179(3), PP: 202-208.

50. Zidan, M.A., and Elera, M.A., 1995. Effect of salinity on germination, seedling growth and some metabolic changes in four plant species (*umbeliferea*), Indian Journal of Plant Science, 38, PP: 57-61.

Effects of Salinity on Seed Germination and Biochemical Properties of *Salsola crassa* M.B. Seedlings

Mosayebi M.[1] , Abbaspour N.[1,*] , Mohammadkhani N.[2], Rahmani F.[1]

[1] Dept. of Biology, Urmia University, Urmia, I.R. of Iran.

[2] Shahid Bakeri High Education Center of Miandoab, Urmia University, Urmia, I.R. of Iran

Abstract

Salsola crassa is a perennial halophytic shrublet, commonly grow in saline habitats as well as on sand dunes of Urmia Lake region**.** *Salsola crassa* has many uses such as: fuel wood, medicinal uses, forages and fodders. High soil salinity is one of the inhibiting factor that affects forage production in rangelands, so that salinity is the main barrier for seed germination. Therefore, in this study, the effect of different levels of salinity (0, 200, 400 and 600 mM) on the germination traits and phenolic, anthocyanin, flavonoids, malondialdehyde and hydrogen peroxide content in *Salsola crassa* were investigated. A factorial experiment with a randomized complete block design including three replicates was conducted. The results showed that phenolic, anthocyanin and flavonoids contents increased under salinity stress ($P<0.05$). Salinity levels showed different effects on hydrogen peroxide content, so that the lowest and highest hydrogen peroxide were observed in control and 400 mM plants, respectively. Malondialdehyde content of the seedlings was not significantly affected by salt stress in 600 mM, while 200 and 400 mM treatments showed a high concentration of malondialdehyde rather than control plants. There was a significant positive correlation ($P<0.01$, $r>0.84$) between hydrogen peroxide content and anthocyanin, phenols and flavonoids contents of the seedlings. The overall results suggest that *Salsola crassa* seedling has a strong antioxidant system which can effectively scavenge reactive oxygen species in high salinity conditions.

Keywords: *Salsola crass*a, Salinity, Germination characteristic