



برخی تغییرات بیوشیمیایی دو گونه گیاهی رمس

Haloxylon aphyllum Iljin و سیاه‌تاغ *Haloxylon salicornicum* (Moq.) Bunge ex Boiss.

در شرایط شوری خاک دو منطقه پلایا و ارگ

مهدیه تجملیان^۱، حمید سودائی‌زاده^{۲*}، اصغر مصلح‌آرانی^۳، محمدهادی راد^۳، محمدعلی حکیم‌زاده^۲

۱. دانشجوی دکتری بیابان‌زدائی، دانشکده منابع طبیعی و کویرشناسی، دانشگاه یزد، ایران.

۲. دانشیار، دانشکده منابع طبیعی و کویرشناسی، دانشگاه یزد، ایران.

۳. استادیار پژوهشی، بخش تحقیقات جنگل و مرتع، مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی و منابع طبیعی، استان یزد، سازمان تحقیقات،

آموزش و ترویج کشاورزی، یزد، ایران.

* نویسنده مسئول: hsodaie@yazd.ac.ir

تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۰۵/۰۸ تاریخ پذیرش: ۱۳۹۷/۱۰/۱۰

چکیده

دو گونه شورپسند رمس *Haloxylon salicornicum* (Moq.) Bunge ex Boiss. و سیاه‌تاغ *Haloxylon aphyllum* Iljin در سطح گسترده‌ای در پلایا و تپه‌های ماسه‌ای رویش داشته و در تامین علوفه مورد نیاز دام به ویژه شتر نقش اساسی دارند. در تحقیق حاضر، تاثیر شرایط متفاوت خاک شور پلایا و خاک ماسه‌ای در ارگ بر کلروفیل، کاروتنوئید، آنتوسیانین، فنل، فعالیت آنتی‌اکسیدانی و گلاسنین بتائین و در شرایط رویشگاه طبیعی، در شهرستان بافق، استان یزد بررسی شد. نتایج نشان داد که بیشترین مقدار کلروفیل a و کل به ترتیب با ۴/۳۵ و ۵/۷۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر مربوط به سیاه‌تاغ و پلایا و بیشترین کلروفیل b با ۲/۸۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر مربوط به رمس و پلایا بود. بیشترین میزان کاروتنوئید در رویشگاه پلایا و در سیاه‌تاغ بود. مقدار آنتوسیانین نیز در رویشگاه پلایا و سیاه‌تاغ دو برابر رویشگاه ماسه‌ای اندازه‌گیری شد. بیشترین مقدار فنل به مقدار ۴۵۸/۹۷ میلی‌گرم بر کیلوگرم وزن تر در رویشگاه پلایا و در گونه سیاه‌تاغ با ۴۶۹/۵۳ میلی‌گرم بر کیلوگرم وزن تر بود. درصد فعالیت آنتی‌اکسیدانی نیز در سیاه‌تاغ و پلایا به‌طور معنی‌داری بیشتر از گیاه رمس و رویشگاه ماسه‌ای است. گلوتامین بین دو رویشگاه اختلاف معنی‌داری نشان نداد، در حالی که گلاسنین بتائین در رویشگاه ارگ بیشترین میزان را داشت. همچنین بیشترین میزان این دو اسید آمینه به گیاه رمس اختصاص داشت. نتایج نشان داد که رمس و سیاه‌تاغ می‌توانند با سازوکارهای مختلف از جمله بهبود شرایط بیوشیمیایی خود با شوری مقابله و از این طریق کیفیت علوفه را بهبود بخشیده و موجب افزایش ارزش رجحانی گردند.

واژگان کلیدی: تنش شوری؛ فعالیت آنتی‌اکسیدانی؛ آنتوسیانین؛ کلروفیل

■ مقدمه

بررسی روابط جوامع گیاهی با عوامل محیطی دارای پیچیدگی خاصی است. از بین عوامل محیطی، خاک از مهمترین عواملی است که در پراکنش، حفظ و سازگاری گیاهان نقش مهمی دارد (۲۶). در شرایط سخت محیطی نظیر شوری خاک و کمبود منابع آب، تنها تعداد نسبتاً محدودی از گونه‌های گیاهی قادر به ادامه حیات هستند زیرا این گونه گیاهان از طریق تحمل شوری و خشکی و یا به‌وسیله سازگاری فیزیولوژیکی و یا آناومیکی، خود را در برابر این گونه شرایط سخت حفظ می‌نمایند. پاسخ گیاهان به تنش‌های محیطی در سطوح مورفولوژیک، آناومیک، سلولی و مولکولی متفاوت است (۵۸).

در مقیاس سلولی گیاه اثر مضر تنش را با افزایش متابولیسم و تنظیم اسمزی از طریق تجمع مواد آلی و معدنی در سلول‌های خود کاهش می‌دهد و فشار تورژسانس سلول خود را منظم می‌کند (۴۳). اسیدهای آمینه، قندهای محلول و اسیدهای آلی فرایندهایی مانند تنظیم اسمزی و یا حفاظت از ساختار درون سلولی، کاهش خسارات اکسیداتیو به‌واسطه تولید رادیکال‌های آزاد در پاسخ به تنش خشکی و شوری را میانجی‌گری می‌کنند (۳۹، ۹).

تنش‌های محیطی با بر هم زدن شرایط مطلوب، سبب بروز اختلالات سوخت‌وسازی در سلول‌های گیاهی می‌گردند که یکی از عوامل اصلی این اختلالات افزایش تولید اکسیژن فعال^۱ می‌باشد. احیای ناقص اکسیژن اتمسفری، سبب تشکیل رادیکال‌های سوپراکسید، پراکسید هیدروژن هیدروکسیل می‌شود (۳۸). نتایج پژوهش‌ها نشان داده که غشاهای سلولی و اندامک‌ها، اولین محل آسیب به سلول‌ها در شرایط تنش توسط شکل‌های فعال اکسیژن هستند (۴۷). گیاهان برای مقابله با این خسارات مجهز به سامانه‌های دفاعی آنتی‌اکسیدان آنزیمی و غیرآنزیمی هستند تا به‌توانند گونه‌های اکسیژن فعال تولید شده در اثر وقوع تنش را کنترل کنند (۲۰). آنتی‌اکسیدان‌ها به ۳ گروه کلی تقسیم‌بندی می‌شوند که شامل ۱- ترکیبات غشایی و محلول در چربی مثل آلفاتوکوفرول^۲ و کاروتنوئیدها^۲،

ترکیبات قابل حل در آب مثل آسکوربات^۴، گلوکاتینون^۵، ترکیبات فنلی^۶، فلاونوئیدها^۷ و آنتوسیانین‌ها^۸ و ۳- آنزیم‌هایی نظیر سوپراکسیددیسموتاز^۹، کاتالاز^{۱۰}، پراکسیداز^{۱۱}، آسکوربات پراکسیداز^{۱۲} و گلوکاتینون‌رداکتاز^{۱۳} می‌باشد (۴۸). آنزیم سوپراکسیددیسموتاز، یکی از جاروب کننده‌های اصلی O₂⁻ می‌باشد و عمل آنزیمی آن منجر به تولید H₂O₂ و O₂ می‌گردد. کاتالاز، یکی از انواع پراکسیدازها است که شکستن H₂O₂ را کاتالیز می‌نماید. کاتالاز که ظاهراً در کلروپلاست وجود ندارد H₂O₂ را به آب و ملکول O₂ می‌شکند در حالی که پراکسیدازها H₂O₂ را با اکسید کردن یک پیش‌ماده نظیر ترکیبات فنلی و یا سایر آنتی‌اکسیدان‌ها نظیر آسکوربات تجزیه می‌کنند (۴۰، ۵۴).

از دیگر نشانه‌های سازگاری گیاهان به شرایط تنش‌زای محیط تغییر محتوای رنگدانه‌ای در گیاهان است. گیاهان، رنگدانه آنتوسیانین را به‌طور طبیعی طی دوره رشد خود به‌منظور مقاومت در برابر شرایط تنشی مانند شدت نور بالا و دمای کم انباشته می‌کنند (۸). آنتوسیانین‌ها در بافت‌های گیاهی به‌عنوان رقیق‌کننده نوری عمل کرده و با جذب طول موج‌های پراثرژی آبی-سبز، لایه‌های سلولی زیرین را از تابش شدید محافظت می‌کند (۱۷). بررسی‌ها همچنین نشان می‌دهد که تنش‌های محیطی مقدار کاروتنوئیدها را به‌طور معنی‌داری افزایش می‌دهد که این فرایند همزمان با کاهش کلروفیل در گیاه و برای حفاظت از گیاه در برابر آنتی‌اکسیدان‌ها می‌باشد که این موضوع می‌تواند عملکرد کلروفیل را افزایش دهد. افزایش میزان کاروتنوئید تحت تنش شوری گزارش شده است (۲۰). از جمله دیگر ترکیب‌های آلی که در گیاهان برای مقابله با تنش افزایش می‌یابد گلاسیسین بتائین می‌باشد. گلاسیسین بتائین اساساً در کلروپلاست یافت می‌شود و نقش حیاتی

³ Carotenoid⁴ ascorbate⁵ Glutathione⁶ Phenolic compounds⁷ flavonoids⁸ anthocyanins⁹ Superoxide dismutase (SOD)¹⁰ Catalase¹¹ peroxidase¹² acerbate peroxidase¹³ Glutathione Reductase¹ reactive oxygen species (ROS)² Alpha-Tocopherol

این مناطق مشابه و ۵۵/۷ میلی‌متر که آن را در زمره یکی از خشک‌ترین مناطق ایران قرار داده است. از هرکدام از گیاهان مورد مطالعه در هر منطقه ۳ پایه انتخاب و پس از تقسیم ارتفاع گیاه به سه قسمت مساوی، نمونه‌برداری از سرشاخه‌های یک‌سوم میانی و در مرحله گل‌دهی صورت گرفت (۵۵). قبل از نمونه‌برداری از سرشاخه‌ها و با هدف مشخص شدن شرایط متفاوت خاک، از هر رویشگاه نمونه خاک از عمق‌های صفر تا ۲۰ و ۲۰ تا ۴۰ سانتی‌متری با سه تکرار برداشت و بعد از هوا خشک کردن خاک و عبور از الک ۲ میلی‌متری، ویژگی‌های فیزیکی و شیمیایی آن از جمله بافت خاک به روش هیدرومتری (۱۴)، EC عصاره اشباع خاک به وسیله دستگاه هدایت‌سنج الکتریکی (۴۳)، اندازه‌گیری کاتیون‌ها و آنیون‌های محلول از جمله Na^+ ، Ca^{2+} ، Mg^{2+} ، K^+ و Cl^- و همچنین سدیم تبادل (SAR) با روش احیایی اندازه‌گیری شد (۱۰). در ادامه رنگدانه‌های کلروفیل a و b، کلروفیل کل، کاروتنوئیدها، آنتوسیانین‌ها، فعالیت آنتی‌اکسیدانی، فنل کل، گلوتامین و گلاسین بتائین دو گونه تاغ و رمس در مورد بررسی قرار گرفت. محتوی کلروفیل و کاروتنوئید با استفاده از روش آرنون (۱۹۶۷) اندازه‌گیری شد (۴). عصاره مورد نیاز به‌منظور اندازه‌گیری محتوای فنل کل، آنتوسیانین و عملکرد آنتی‌اکسیدانی با روش Messaoud و همکاران (۲۰۱۲) تهیه شد (۳۲). آنتوسیانین کل از روش اختلاف pH بین دو سیستم بافری (۱۶) و محتوای فنل کل نیز با استفاده از معرف فولین-سیوکالتیو^۱ اندازه‌گیری شد (۵۲). همچنین اندازه‌گیری فعالیت آنتی‌اکسیدانی گیاهان مذکور به روش DPPH صورت گرفت (۴۹). آنالیز کمی و کیفی گلوتامین و گلاسین بتائین موجود در دو گونه رمس و سیاه‌تاغ با استفاده از دستگاه کروماتوگرافی مایع با کارایی بالا (HPLC) انجام شد (۱۲، ۱۹). تجزیه و تحلیل داده‌ها از طریق آزمون نرمال بودن شاپیرو-ویلک^۲ و تساوی واریانس‌ها از روش تجزیه واریانس دو-طرفه و مقایسه میانگین داده‌ها از روش دانکن انجام شد (۵۳).

در تنظیم و حفظ غشاء تیلاکوئیدی بازی می‌کند، بنابراین کارآمدی فتوسنتز را حفظ می‌کند. در گونه‌های متحمل به شوری گلاسین بتائین بیشتری نسبت به گونه‌های حساس انباشته می‌شود (۱۵).

زیاد شدن فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهان در زیر تنش در کنار تنظیم اسمزی می‌تواند بر مقدار مقاومت گیاهان در برابر تنش‌های محیطی و از جمله شوری بیافزاید. علاوه بر این، تولید گیاهان مقاوم به شوری برای تغذیه دام‌ها، یکی از پایدارترین روش‌های حفاظت از اکوسیستم‌های بیابانی است. سیاه‌تاغ و رمس از گونه‌های سازگار مناطق خشک و بیابانی هستند که علاوه بر تثبیت بسیار خوب ماسه‌های روان، بخش مهمی از علوفه مورد نیاز دام‌های این مناطق را تشکیل می‌دهند. خوشخوراکی این گیاهان (۵۶) و استخراج مواد دارویی ضد دیابت از گیاه رمس (۲، ۳۴) نیز گزارش شده است. از آنجا که مهمترین تفاوت خاکی رویشگاه‌های مورد مطالعه اختلاف در شوری و برخی عناصر معدنی خاک است، هدف از پژوهش حاضر بررسی تاثیر شوری خاک بر برخی تغییرات بیوشیمیایی در شرایط رویشگاهی طبیعی بوده و تفاوت کیفیت علوفه گیاه رمس و تاغ در شاخص‌های ذکر شده نیز مورد توجه قرار گرفته است.

■ مواد و روش‌ها

جمع آوری بذر

برای انجام پژوهش حاضر دو رویشگاه رمس *Haloxyton salicornicum* (Moq.) Bunge ex Boiss. که مترادف *Hammada salicozrnica* (Moq.) Iljin شناخته می‌شود و سیاه‌تاغ *Haloxyton aphyllum* به صورت ترکیبی با شرایط خاکی متفاوت در شهرستان بافق از استان یزد در فصل پاییز ۱۳۹۵ انتخاب شدند. اولین رویشگاه با عرض ۳۱/۶" ۳۱° شمالی و طول ۴۳/۸" ۵۵° شرقی با خاک شور و سفره آب زیرزمینی بالا و دومین رویشگاه نیز منطقه‌ای بر روی تپه‌های ماسه‌ای با عرض ۴۸/۲" ۳۲° ۳۱° شمالی و طول ۵۲/۸" ۳۷° ۵۵° شرقی و در شرایط مشابه اقلیمی و ارتفاعی در نظر گرفته شد. میانگین بارندگی سالانه در

¹ Folin-Ciocalteu

² Shapiro-Wilk



(ب)



(الف)

شکل ۱. برخی مراحل نمونه برداری و انجام آزمایش شامل الف) نمونه برداری ب) آماده سازی نمونه جهت اندازه گیری متغیرهای مدنظر

نتایج

بر همه صفتهای مورد بررسی به جز کاروتنوئید در سطح یک درصد $p < 0.01$ معنی دار بود (جدول ۲). نتایج حاصل از مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد که محتوی کلروفیل a، b و کل در رویشگاه پلایا به ترتیب با ۳/۵۸، ۲/۱۱ و ۵/۷۰ بیش از رویشگاه ماسه ای با ۲/۲۳، ۰/۵۶۹ و ۲/۸۰ میلی گرم بر گرم وزن تر بود. همچنین بین دو گونه مورد بررسی نیز محتوی کلروفیل a و کلروفیل کل در گونه تاغ در حدود دوبرابر گونه رمس بود (جدول ۳). بررسی اثر متقابل گونه و رویشگاه نیز نشان داد که بیشترین کلروفیل a و کل به ترتیب با ۴/۳۵ و ۵/۷۲ میلی گرم بر گرم وزن تر مربوط به گونه تاغ و رویشگاه پلایا و بیشترین کلروفیل b با ۲/۸۵ میلی گرم بر گرم وزن تر مربوط به گونه رمس و رویشگاه پلایا بود (شکل ۲).

نتایج حاصل از تجزیه خاک بر طبق جدول یک می باشد. تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که کلروفیل a، کلروفیل کل، کاروتنوئید، آنتوسیانین، فنل، فعالیت آنتی-اکسیدانی و گلاسین بتائین در بین دو گونه مورد بررسی، اختلاف معنی داری در سطح یک درصد $p < 0.01$ داشت. در حالی که کلروفیل b و گلوتامین در بین دو گونه در سطح پنج درصد $p < 0.05$ دارای اختلاف معنی دار بودند. همچنین در بین دو رویشگاه مورد بررسی نیز کلروفیل a، b و کل، کاروتنوئید، آنتوسیانین و گلاسین بتائین در سطح یک درصد $p < 0.01$ و ترکیبات فنولی در سطح پنج درصد $p < 0.05$ دارای اختلاف معنی دار بود. همچنین رویشگاه تاثیر معنی داری بر مقدار گلوتامین نمونه‌های گیاهی نداشت. تاثیر متقابل گونه و رویشگاه نیز

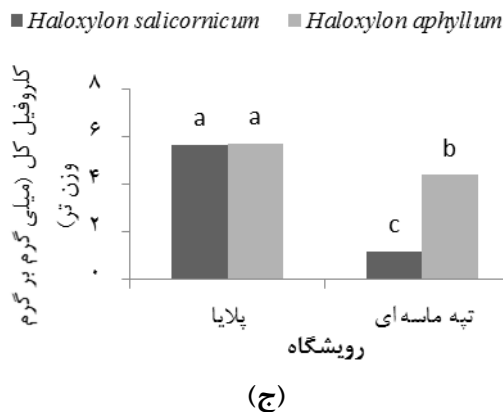
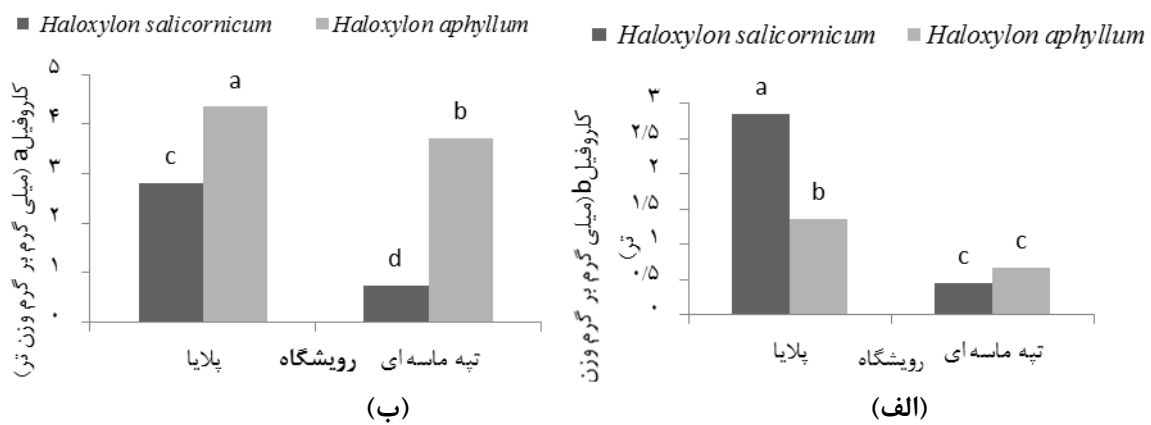
جدول ۱. آنالیز خاک دو رویشگاه پلایا و ماسه ای در منطقه بافق، استان یزد.

رویشگاه	عمق (cm)	بافت	SAR	EC (mS/cm)	Na ⁺ (meq/L)	Ca ²⁺ (meq/L)	Mg ²⁺ (meq/L)	K ⁺ (meq/L)	Cl ⁻ (meq/L)
پلایا	۰-۲۰	لومی شنی	۴/۲۲	۳۵±۱	۳۱±۱/۱	۷۵±۴/۳	۳۳±۴/۷	۲/۷±۱/۰	۵۰±۷
	۲۰-۴۰	لومی شنی	۱۳/۵۵	۸۴±۴	۱۱۷±۳/۱	۷۴±۴/۲	۵۷±۳/۱	۰/۵±۰/۱	۱۵۱±۱۵/۱
ماسه ای	۰-۲۰	شنی	۲/۱	۲/۶±۰/۷	۷/۵±۱/۱	۱۷/۶±۱/۱	۷±۱/۴	۰/۶۶±۰/۱	۹±۲/۱
	۲۰-۴۰	شنی	۱/۰۶	۲±۰/۱	۳/۹±۰/۱	۱۹±۱/۹	۸±۱/۶	۰/۳۶±۰/۱	۹±۱/۸

جدول ۲. نتایج تجزیه واریانس اثر شرایط خاکی مختلف بر روی صفات اندازه‌گیری شده در دو گونه گیاهی رمس و تاغ

میانگین مربعات										منابع تغییرات
درجه آزادی	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئید	آنتوسیانین	ترکیبات فنولی	فعالیت آنتی اکسیدانی	گلوتامین	گلاسین بتائین	
رویشگاه	۵/۵۰۸**	۷/۱۶۸**	۲۵/۲۴۲**	۰/۱۲۰**	۸۴/۵۴۲**	۴۱۳۵/۴۶۱*	۰/۶۵۶*	۰/۵۶۲ ^{ns}	۲۳/۴۸۹**	
گونه گیاهی	۱۵/۳۱۱**	۱/۱۹۰*	۷/۷۷۶**	۰/۷۰۵**	۳۱۴۳/۹۳**	۱۰۱۷۵/۴۹**	۲/۴۶۱**	۹/۷۷*	۱۱۷/۰۷**	
رویشگاه × گونه	۱/۶۰۱**	۲/۱۳۱**	۷/۴۴۶**	۰/۰۰۵ ^{ns}	۳۸۸/۰۴۷**	۵۷۵۴/۹۸**	۱/۶۰۷**	۱۲۲/۵۳**	۶/۸۹**	
خطا	۰/۰۵۶	۰/۰۱۳۲	۰/۰۴۷	۰/۰۰۰۴	۳۷/۷۲	۵۵۰/۳۳۷	۰/۱۱۰	۱/۸۱۰	۰/۴۶۸	

* معنی‌داری در سطح ۵ درصد؛ ** معنی‌داری در سطح ۱ درصد؛ ^{ns} عدم وجود تفاوت معنی‌دار



شکل ۲. اثر متقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین (الف) کلروفیل a، (ب) کلروفیل b، (ج) کلروفیل کل، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.

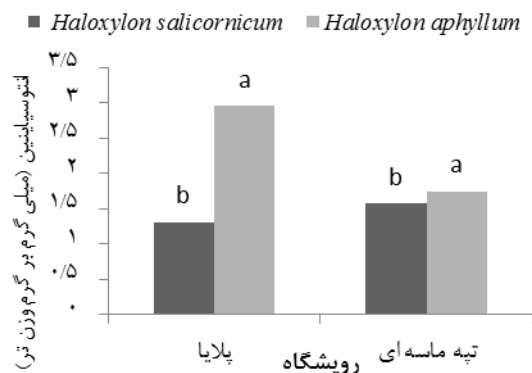
بررسی اثر متقابل گونه و رویشگاه نیز نشان داد که بیشترین میزان فنل با ۵۰۹/۹۹ میلی گرم کیلوگرم وزن تر مربوط به گونه سیاه تاغ و رویشگاه پلایا بود (شکل ۴).

مقایسه میانگین داده‌های مربوط به مقدار فعالیت آنتی-اکسیدانی نیز نشان داد که بیشترین درصد فعالیت آنتی-اکسیدانی در گیاه تاغ و چهار برابر فعالیت آنتی-اکسیدانی در گیاه رمس بود. همچنین درصد فعالیت آنتی-اکسیدانی در رویشگاه پلایا نیز با ۳۳/۴۰٪ بیش از رویشگاه ماسه ای با ۱۹/۴۴٪ بود. بررسی اثر متقابل گونه و رویشگاه نیز نشان داد که بیشترین درصد فعالیت آنتی-اکسیدانی با ۵۵ درصد مربوط به گیاه تاغ و رویشگاه پلایا بود (شکل ۵).

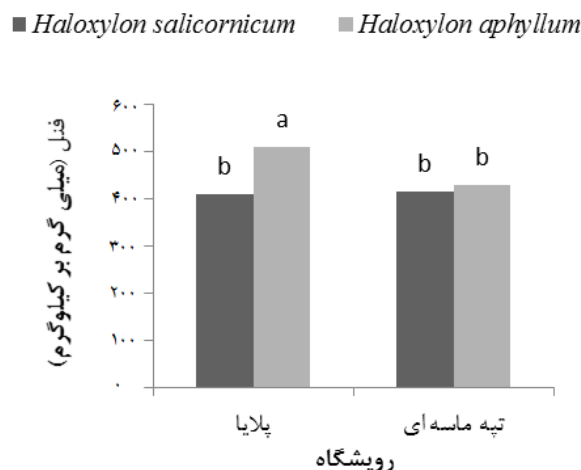
بررسی داده‌های مربوط به گلوتامین و گلاسیلین بتائین نیز نشان داد که گلوتامین بین دو رویشگاه اختلاف معنی-داری ندارد، در حالی که گلاسیلین بتائین با ۱۶/۰۴ میلی-گرم بر کیلوگرم در رویشگاه ماسه ای بیشترین مقدار را به خود اختصاص داد. همچنین بیشترین مقدار این دو اسید آمینه به گیاه رمس اختصاص داشت (جدول ۳).

همچنین نسبت کلروفیل a/b در رویشگاه پلایا کمتر از رویشگاه ماسه‌ای بود. به عبارتی به طور معمول افزایش یا کاهش کاروتنوئید و کلروفیل با هم رابطه مستقیم دارد. در مطالعه مذکور نیز کاروتنوئید با اختلاف معنی‌داری در رویشگاه پلایا و گیاه تاغ بیش از گیاه رمس و رویشگاه ماسه‌ای بود (جدول ۳). بررسی مقدار آنتوسیانین‌ها در بین دو رویشگاه نشان داد مقدار آنتوسیانین در رویشگاه پلایا با ۲/۱۲۷ میلی گرم بر گرم وزن تر دو برابر رویشگاه ماسه ای با ۱/۶۵ میلی گرم بر گرم وزن تر بود. همچنین مقدار آنتوسیانین در گیاه تاغ با ۲/۳۴ میلی گرم بر گرم وزن تر بیش از گیاه رمس ۱/۴۰ میلی گرم بر گرم وزن تر می‌باشد (جدول ۳). بیشتر مقدار آنتوسیانین مربوط به گونه تاغ و رویشگاه پلایا بود (شکل ۳).

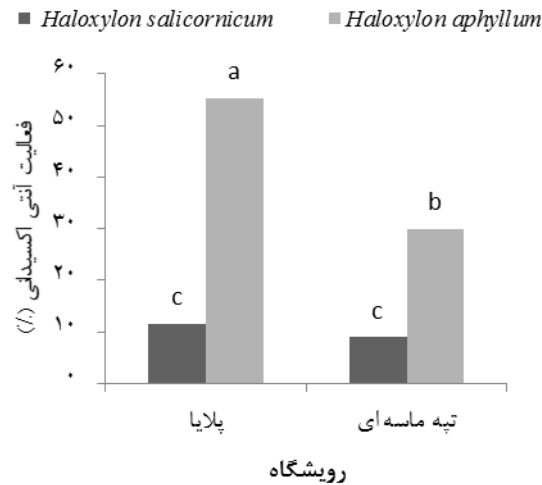
نتایج همچنین نشان داد که بیشتر مقدار فنل مربوط به رویشگاه پلایا با ۴۵۸/۹۷ میلی گرم بر کیلوگرم بود. در بین دو گونه مورد بررسی نیز بیشترین فنل مربوط به گونه تاغ با ۴۶۹/۵۳ میلی گرم بر کیلوگرم وزن تر بود (جدول ۳).



شکل ۳. اثر متقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین آنتوسیانین، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.



شکل ۴. اثر متقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین فنل، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.



شکل ۵. اثر متقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین درصد فعالیت آنی اکسیدانی، حروف متفاوت اختلاف معنی دار را نشان می‌دهد.

جدول ۳. مقایسه میانگین شاخص‌های اندازه‌گیری شده در دو گونه رمس و تاغ در رویشگاه پلایا و ماسه‌ای

گلوسین بتائین	گلوتامین	فعالیت آنی اکسیدانی	ترکیبات فنولی	آنتوسیانین	کاروتنوئید	کلروفیل کل	کلروفیل b	کلروفیل a	
۱۱/۵۷ ^b	۱۴/۰۳ ^b	۴۲/۶۱ ^a	۴۶۹/۵۳ ^a	۲/۳۴ ^a	۰/۹۱۲ ^a	۵/۰۱ ^a	۱/۰۲ ^b	۴/۰۴ ^a	گونه تاغ
۱۷/۸۱ ^a	۱۵/۸۳ ^a	۱۰/۲۰ ^b	۴۱۱/۲۹ ^b	۱/۴۴ ^b	۰/۴۲۶ ^b	۳/۴ ^b	۱/۶۵ ^a	۱/۷۷ ^b	گونه رمس
۱۳/۲۹ ^b	۱۵/۱۵ ^a	۳۳/۴۰ ^a	۴۵۸/۹۷ ^a	۲/۱۲ ^a	۰/۷۷ ^a	۵/۳۸ ^a	۲/۱۱ ^a	۳/۲۷ ^a	رویشگاه پلایا
۱۶/۰۹ ^a	۱۴/۷۲ ^a	۱۹/۴۴ ^b	۴۲۱/۸۵ ^b	۱/۶۵ ^b	۰/۵۷ ^b	۳/۰۲ ^b	۰/۵۶ ^b	۲/۵۴ ^b	رویشگاه ماسه‌ای
۱۵/۶۶ ^b	۱۹/۲۵ ^a	۱۱/۵۳ ^c	۴۰۷/۹۵ ^b	۱/۳۰ ^b	۰/۵۰۶ ^c	۵/۶۷ ^a	۲/۸۵ ^a	۲/۸۲ ^c	رویشگاه پلایا رمس
۱۰/۹۲ ^c	۱۱/۰۵ ^b	۵۵/۲۷ ^a	۵۰۹/۹۹ ^a	۲/۹۵ ^a	۱/۰۳ ^a	۵/۷۲ ^a	۱/۳۷ ^b	۴/۳۵ ^a	تاغ
۱۹/۹۷ ^a	۱۲/۴۲ ^a	۸/۹۴ ^c	۴۱۴/۶۲ ^b	۱/۵۷ ^a	۰/۳۴۶ ^d	۱/۱۹ ^c	۰/۴۶۲ ^c	۰/۷۲۶ ^d	رویشگاه ماسه‌ای رمس
۱۲/۲۱ ^c	۱۷/۰۱ ^b	۲۹/۹۴ ^b	۴۲۹/۰۷ ^b	۱/۷۴ ^b	۰/۷۹۱ ^b	۴/۴۰ ^b	۰/۶۷۵ ^c	۳/۷۲ ^b	تاغ

*حروف متفاوت در ردیف نشان دهنده تفاوت معنی دار بین میانگین‌ها می‌باشد.

بحث و نتیجه‌گیری

پراکنش گسترده‌ای داشته باشند. با توجه به اهمیت این گیاهان در بهبود پوشش گیاهی و تثبیت شن‌های روان و همچنین تولید علوفه برای دام‌های این مناطق، توجه به نیازهای بوم‌ناختی آن‌ها امری ضروری است. تاثیر شوری خاک به‌عنوان یکی از مهمترین عوامل محدودکننده بوم-شناختی بر مقدار کمیت و کیفیت رشد و نمو این گیاهان باید مورد توجه قرار گیرد. بر این اساس در پژوهش حاضر برخی از ویژگی‌های بیوشیمیایی گیاهان مذکور در رویشگاه‌های مختلف که تحت تاثیر درجه‌های مختلف شوری بودند مورد توجه قرار گرفت. بهبود شاخص‌های بیوشیمیایی می‌تواند مقاومت گیاهان را در برابر تنش‌های

توجه محیط‌زیستی و اقتصادی به عرصه‌های بیابانی برای توسعه پایدار این مناطق امری ضروری و در خور توجه است. پوشش گیاهی و گیاهان رویش یافته در این مناطق باید به‌طور ویژه مورد توجه قرار گرفته و در برنامه‌های اصلاح و توسعه، به کار گرفته شوند. رمس و سیاه تاغ از گونه‌های شورپسندی هستند که در گستره وسیعی از مناطق بیابانی کشور پراکنش دارند. تحمل این دو به شرایط نامساعد محیطی و از جمله تغییرات شدید شوری خاک، موجب شده است تا در پلایا به‌عنوان شورترین مناطق کویری و تپه‌های ماسه‌ای با مقدار شوری کم،

آنتوسیانین بیشتر در رویشگاه پلایا را می‌توان به‌عنوان سازوکار مقاومت به شوری گونه‌های گیاهی مورد بررسی دانست. گزارش‌هایی حاکی از محتوای بالای آنتوسیانین در گیاهان بردبار به شوری موجود است (۲۵). در مناطقی که مقدار شوری زیاد است مقدار آنتوسیانین در گیاهان بیشتر می‌شود. تجمع آنتوسیانین‌ها در ریشه‌های ذرت *Zea mays* L. (۲۱)، گیاه رشادی *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh. (۳۳) و عشقه *Hedera helix* L. (۳۵) و گیاه *Limonium reniforme* و *Salsola dendroides* Pall. (Girard) Linczin (۶) در تنش شوری گزارش شده است. افزایش آنتوسیانین در شوری بالا در گیاه توت‌فرنگی وحشی *Fragaria chiloensis* (L.) Mill. گزارش شده است که با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد (۱۳). از نقش‌های اصلی آنتوسیانین‌ها می‌توان به نقش آنتی‌اکسیدانی و محافظت سیستم فتوسنتزی در برابر فتواکسیداسیون اشاره نمود که در گیاهان در معرض تنش نقش محافظتی ایفا می‌نمایند (۱۸). نتایج همچنین نشان داد که بیشترین مقدار فنل به‌عنوان یک آنتی‌اکسیدان غیرآزمی نیز مربوط به رویشگاه پلایا بود. در بین دو گونه مورد بررسی نیز بیشترین فنل مربوط به گونه تاغ بود. ترکیب‌های فنولی جزئی از مواد محلول سلولی هستند که طی دوره تنش اثرهای آن را تعدیل می‌کنند تجمع فنل در رویشگاه پلایا به‌عنوان منطقه ای با خاک شور و دارای املاح فراوان را می‌توان راهکاری برای مهار فعالیت رادیکال‌های اکسیژن آزاد و محافظت غشای سلول از صدمات تنش شوری محسوب می‌شود (۵۱). نتایج این مطالعه با نتایج ارائه شده در زمینه افزایش غلظت فنول کل تحت تنش شوری در توده‌های مختلف گیاه جارو *Kochia scoparia* L. (۳۷) و در گیاه ارزن پادزهری *Panicum antidotale* (۱۱) مطابقت دارد.

مقدار فعالیت آنتی‌اکسیدانی در دو گیاه مورد بررسی نشان داد که بیشترین درصد فعالیت آنتی‌اکسیدانی در گیاه تاغ و چهار برابر فعالیت آنتی‌اکسیدانی در گیاه رمس بود. همچنین درصد فعالیت آنتی‌اکسیدانی در رویشگاه پلایا نیز بیش از رویشگاه ماسه ای بود. افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدانی در اثر افزایش شوری که در مورد نتایج تحقیق حاضر نیز صدق می‌کند گزارش شده است (۱)،

محیطی افزایش دهد (۳)، ضمن اینکه ممکن است کیفیت علوفه را در گیاهان مورد تعلیف دام‌ها افزایش دهند.

بررسی‌های به عمل آمده نشان داد که محتوی کلروفیل در رویشگاه پلایا با خاک شور - سدیمی بیش از رویشگاه ماسه ای بود. همچنین مقدار کلروفیل در گیاه تاغ بیش از رمس مشاهده شد. علی‌رغم اینکه تاثیر عمومی تنش شوری روی رنگدانه‌ها، کاهش مقدار آن‌هاست، ولی بسته به گونه گیاهی آثار افزایشی نیز مشاهده شده است. در گیاهان مناطق بیابانی، افزایش غلظت کلروفیل می‌تواند به ثبات فتوسنتز در این شرایط کمک نماید. حفظ کلروفیل و دوام فتوسنتز برگ در شرایط تنش از جمله شاخص‌های فیزیولوژیک مقاومت است (۴۱). بنابراین زیاد بودن غلظت کلروفیل طی تنش در این گیاهان می‌تواند به دلیل شورپسند بودن گیاهان مذکور و نیز حاکی از بالا بودن غلظت کلروپلاست به دلیل کوچکتر شدن حجم سلول‌ها و یا به عبارتی متراکم شدن سلول‌ها در نتیجه تنش باشد (۴۵). در سطوح بالای شوری سطح برگ شدیداً کاهش یافته و باوجود تخریب مولکول‌های کلروفیل توسط یون‌های سدیم، غلظت مولکول‌های باقیمانده در واحد سطح برگ افزایش می‌یابد (۵).

یافته‌ها همچنین بیانگر افزایش کاروتنوئیدها به‌عنوان مهم‌ترین رنگدانه جذب‌کننده نور در غشای تیلاکوئیدی در رویشگاه پلایا بود همچنین در بین دو گونه مورد بررسی میزان کاروتنوئید در گیاه تاغ بیشتر بود. کاروتنوئیدها به‌عنوان گیرنده نوری و حفاظت‌کننده سیستم نوری، برعلیه اکسیژن فعال عمل می‌کنند (۲۸). کاروتنوئیدها انرژی زیادی را از فتوسیستم I و II به صورت گرما یا واکنش‌های شیمیایی بی‌ضرر دفع کرده و می‌توانند غشاهای کلروپلاستی را حفظ و مقاومت گیاه را به تنش افزایش دهند (۲۱). این رنگدانه‌ها علاوه بر کنترل فعالیت اکسیژن‌های آزاد، به‌طور غیر مستقیم نیز تولید گونه‌های اکسیژن آزاد را کاهش می‌دهند (۲۹). به این ترتیب با افزایش میزان کاروتنوئیدها از صدمات ناشی از تنش شوری بر سیستم فتوسنتزی و رنگیزه‌های گیاه کاسته می‌شود.

تنش شوری از طریق القای اسمزی می‌تواند موجب القای تجمع آنتوسیانین‌ها گردد. در بررسی حاضر، وجود

Brassica spp.، تنباکو *Nicotiana tabacum* L. گزارش نشده است (۴۴).

گلوتامین به‌عنوان یک دهنده نیتروژن در بیوسنتز ترکیبات نیتروژن آلی مثل اسیدهای آمینه، نوکلوتیدها و کلروفیل نقش عمده ای دارد. بنابراین گلوتامین سنتتاز به‌عنوان آنزیمی که ترکیبات غیر آلی را به گلوتامین کاتالاز می‌کند یک فاکتور کنترل کننده جذب N در گیاهان است. با توجه به این که افزایش بیان برخی ژن‌های گلوتامین سنتتاز در برخی گیاهان موجب حساسیت بیشتر در تنش های غیر زنده شده است (۷)، عدم تفاوت معنی دار گلوتامین در بین دو رویشگاه پلایا و ماسه ای را می‌توان به عدم تاثیر پذیری بیان ژن‌های مربوطه از شوری نسبت داد.

اگرچه در بسیاری از گیاهان با افزایش غلظت نمک در خاک، کاهش رشد و در نتیجه عملکرد اتفاق می‌افتد، با این وجود در سطوحی از شوری که به نوع گونه گیاهی وابسته است، ممکن است کیفیت محصول تولید شده و از جمله علوفه افزایش یابد. برای نمونه کاهش عملکرد علوفه تر، قطر ساقه، عملکرد خشک برگ، با افزایش شوری در گیاه جارو (۳۵) گزارش شده است. در حالی که بررسی‌های زیادی نشان داده است که علی‌رغم کاهش عملکرد محصول، کیفیت آن از نظر وجود اسمولیت‌های اولیه و ثانویه در گیاه تحت شرایط تنش شوری بهبود می‌یابد. برای نمونه می‌توان به افزایش آنزیم‌های آنتی-اکسیدان و محتوای کلروفیل برگ گلرنگ *Carthamus tinctorius* L. در زیر تنش شوری اشاره کرد (۲۲). با توجه به اینکه استفاده چند منظوره از این گیاهان در مناطق بیابانی از جمله کنترل فرسایش بادی و گردوغبار و همچنین تولید علوفه، مورد توجه است کشت آنها در پلایا، می‌تواند اهداف ذکر شده را به نحو مطلوب-تری تحقق بخشد.

۲۱). با توجه به نتایج به‌دست آمده در مورد ترکیباتی از قبیل فنل، آنتوسیانین، کاروتنوئید و سایر ترکیباتی که نقش موثری در فعالیت آنتی‌اکسیدانی ایفا می‌کنند، بیشترین فعالیت آنتی‌اکسیدانی نیز به تبعیت از آنها در رویشگاه پلایا و گیاه تاغ بیشتر بود. گیاهان در واکنش به تنش ممکن است تجمع اسیدهای آمینه و آمین‌ها به عنوان حفاظت کننده اسمزی و تنظیم کننده اسمزی را افزایش دهند که این افزایش به واسطه افزایش در سطوح بیان پروتئین‌ها و آنزیم‌های دخیل در سنتز حفاظت کننده اسمزی و تنظیم کننده اسمزی انجام می‌گیرد. تنش شوری باعث کاهش یا افزایش بیان پروتئین‌ها می‌شود و یا به‌طور کامل باعث ناپدید شدن و یا ظاهر شدن برخی از پروتئین‌ها می‌شود (۵۹). گلوتامین و گلاسیین بتائین در شوری‌های مختلف و در بین دو گیاه مورد بررسی نقش‌های متفاوتی از سایر اسمولیت‌های مورد بررسی در این بررسی ایفا کردند. بررسی داده‌های مربوط به گلوتامین و گلاسیین بتائین نشان داد که گلوتامین بین دو رویشگاه اختلاف معنی‌داری نشان نداد در حالی که گلاسیین بتائین با ۱۶/۰۴ میلی‌گرم بر کیلوگرم در رویشگاه ماسه ای بیشترین مقدار را به خود اختصاص داد. همچنین بیشترین مقدار این دو اسید آمینه به گیاه رمس اختصاص داشت. این موضوع می‌تواند به دلیل کاهش بیان ژن مربوط به القای آنزیم تولید کننده این دو ماده در پاسخ به تنش شوری و همچنین نقش ناچیز آنها در مقابل سایر ترکیبات آنتی‌اکسیدانی در تنظیم اسمزی و کاهش تنش اکسیداتیو باشد. تجمع گلاسیین بتائین در پاسخ به تنش در بسیاری از هالوفیت‌ها از قبیل *Atriplex halimus* L. (۳۱)، *Atriplex nummularia* L. (۵۰) و *Sesuvium portulacastrum* L. (۳۰) گزارش شده است، اما در دیگر بررسی‌ها نیز رابطه معنی‌داری بین تنش شوری و تجمع گلاسیین بتائین در گونه‌های خردل

References

1. Afshar Mohammadian, M., Ebrahimi Nokandeh, S., & Jamalomid, M. (2015). The effect of different levels of salinity on some non-enzymatic antioxidants of three cultivars of peanut (*Arachis hypogea* L.). *Crop physiology*, 6(24), 57-71(in Farsi).

2. Ajabnoor, M.A., Yahya, M.A., Tariq, M., & Jayab, A.A. (1984). Phytochemical and biological studies on Saudi medicinal plants. Antidiabetic activity of *Hammada salicornica*. *Fitotrapia*, 55(2), 107-109.
3. Amirian Mojarrad, M, Hassandokht, M, Abdossi, V, Tabatabaei, A., & Larijani, K. (2018). Evaluation of some morphological and biochemical traits and antioxidant enzymes activity in Iranian native turnips under salinity stress caused by sodium chloride *Environmental Stresses in Crop Sciences*, 11(1), 149-157 (in Farsi).
4. Arnon, A.N. (1967). Method of extraction of chlorophyll in the plants. *Agronomy*, 23, 112-121.
5. Asch, F., Dingkuhn, M. & Droffling, K. (2000). Salinity increases CO₂ assimilation but reduces growth infield growth irrigated rice. *Plant and Soil*, 218, 1-10.
6. Bakhshi, S., Abbaspour, H., & Saecidisar, S. (2017). A Study on variations in photosynthetic pigments, soluble sugars, flavonoid, and anthocyanin compont contents in two halophyte species (*Salsola dendroides* Pall. and *Limonium reniforme* (Girard) Linczin in different seasons. *plant Eco physiological research*, 12(46), 79-92
7. Cai, H., Zhou, Y., Xiao, J., Li, X., Zhang, Q., & Lian, X. (2009). Over expressed glutamine synthesis gene modifies nitrogen metabolism and abiotic stress responses in rice. *Plant cell reports*, 28(3), 527-537
8. Chalker-Scott, L. (1999). Environmental significance of anthocyanins in plant stress responses. *Photochemistry and Photobiology*, 70, 1-9.
9. Delacerda, C. F., Cambraia, J., Oliva, M. A., & Ruiz, H. A. (2005). Changes in growth and in solute concentrations in sorghum leaves and roots during salt stress recovery. *Environmental and Experimental Botany*, 54(1), 69-76.
10. Ehiaei, M. (1997). The Explanation of soil analysis methods, V.2, No. 1024, Water and Soil Research Institute, Tehran, Iran (in Farsi).
11. Eshghizadeh, H. R., Kafi, M., Nezami, A., & Khoshgoftarmanesh, A. H. (2014). Effect of salinity on leaf water status, proline and total soluble sugar concentrations and activity of antioxidant enzymes in blue panic grass. *Science and Technology of Greenhouse Culture*, 5(2), 11-25 (in Farsi).
12. Fekkes, D., Van Dalen, A., Edelman, M., & Voskuilen, A. (1995). Validation of the determination of amino acids in plasma by high-performance liquid chromatography using automated pre-column derivatization with o-phthaldialdehyde. *Chromatography B: Biomedical Sciences and Applications*, 669(2), 177-186.
13. Garriga, M., Jorge, B., Retamales, S., Bravo, P., Caligari, D. & Gustavo, A. (2014). Chlorophyll, anthocyanin, and gas exchange changes assessed by spectroradiometry in *Fragaria chiloensis* under salt stress. *Integrative Plant Biology*, 56, 505-512.
14. Gee, G. W., & Bauder, J. W. (1986). Particle- size analysis, hydrometer method. P. 404-408.
15. Genard, H., Lesaos, J., Hillard, J., Tremolieres, A., & Boucaud, J. (1991). Effect of salinity on lipid composition, glycine betaine content and photosynthetic activity in chloroplasts of *Suaeda maritime*. *Plant Physiology Biochemistry*, 29, 421-427
16. Giusti, M.M., & Wrolstad, R.E. (2003). Acylated anthocyanins from edible sources and their applications in food systems. *Biochemical Engineering*, 14(3), 217-225.
17. Gould, K.S., (2004). Nature's swiss army knife: the diverse protective roles of anthocyanins in leaves. *Journal of Biomedicine and Biotechnology*, 5, 314-320.

18. He, F., Mu, L., Yan, G. L., Liang, N. N., Pan, Q. H., Wang, J., & Duan, C. Q. (2010). Biosynthesis of anthocyanins and their regulation in colored grapes. *Molecules*, 15(12), 9057-9091.
19. Henderson, J. W., Ricker, R. D., Bidlingmeyer, B. A. & Woodward, C. (2000). Rapid, accurate, sensitive, and reproducible HPLC analysis of amino acids. Amino acid analysis using Zorbax Eclipse-AAA columns and the Agilent, 1100, 1-10.
20. Horemans, N., Foyer, C.H., Potters, G. & Asard, H., (2000). Ascorbate functions and associated transport systems in plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 38(7), 531-540.
21. Juan, M., Rivero, R. M., Romero, L. & Ruiz, J. M., (2005). Juan, M., Rivero, R. M., Romero, L., & Ruiz, J. M. Evaluation of some nutritional and biochemical indicators in selecting salt-resistant tomato cultivars. *Environmental and Experimental Botany*, 54(3), 193-201.
22. Kafi M., Bagheri, A., Nabati, J., Zare Mehrjerdi, M. & Masomi, A. (2011). Effect of salinity on some physiological variables of 11 chickpea genotypes under hydroponic conditions, *Science and Technology of Greenhouse Culture-Isfahan University of Technology*, 1(4), 55-70 (in Farsi).
23. Kaliamoorthy, S., & Rao, A. S. (1994). Effect of salinity on anthocyanin accumulation in the root of maize. *Science*, 248, 1637-1638.
24. Karimi, S., Arzani, A., & Saeidi, Gh. (2015). Effect of salinity stress on antioxidant enzymes and chlorophyll content of salt-tolerant and salt-sensitive safflower (*Carthamus tinctorius* L.) genotypes. *Plant Process and Function Iranian Society of Plant Physiology*, 4(13), 25-35 (in Farsi).
25. Kennedy, B. F., & De Filippis, L. F. (1999). Physiological and oxidative response to NaCl of the salt tolerant *Grevillea ilicifolia* and the salt sensitive *Grevillea arenaria*. *Plant physiology*, 155(6), 746-754.
26. Khalkhali, A. (1996). Study the interaction between soil and plant characteristics in cultivated area Atriplex, range management master's thesis, *Department of Natural Resources, Tehran University*. 150P. (in Farsi).
27. Klimeczak, I., Małecka, M., Szlachta, M., & Gliszczynska-Świgło, A. (2007). Effect of storage on the content of polyphenols, vitamin C and the antioxidant activity of orange juices. *Food Composition and Analysis*, 20(3-4), 313-322.
28. Koyro, H. W. (2006). Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.). *Environmental and Experimental Botany*, 56, 136-149.
29. Loggini, B., Scartazza, A., Brugonli, E., & Navari-Izzo, F. (1999). Antioxidative defense system, pigment composition, and photosynthetic efficiency in two wheat cultivars subjected to drought. *Plant Physiology*, 119, 1091-1099.
30. Lokhande, V. H., Nikam, T. D., Patade, V. Y., Ahire, M. L., & Suprasanna, P. (2011). Effects of optimal and supra-optimal salinity stress on antioxidative defence, osmolytes and in vitro growth responses in *Sesuvium portulacastrum* L., *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 104(1), 41-49.
31. Martinez, J.P., Kinet, J.M., Bajji, M. & Lutts, S., (2005). NaCl alleviates polyethylene glycol-induced water stress in the halophyte species *Atriplex halimus* L. *Experimental Botany*, 56, 2421-2431.

32. Messaoud, C., Chograni, H., & Boussaid, M. (2012). Chemical composition and antioxidant activities of essential oils and methanol extracts of three wild *Lavandula* L. species. *Natural product research*, 26(21), 1976-1984.
33. Mita, S., Hirano, H., & Nakamura, K. (1997). Negative regulation in the expression of a sugar-inducible gene in *Arabidopsis thaliana* (a recessive mutation causing enhanced expression of a gene for [beta]-amylase). *Plant physiology*, 114(2), 575-582.
34. Mossa, J. S. (1985). A study on the crude antidiabetic drugs used in Arabian folk medicine. *Crude Drug Research*, 23(3), 137-145.
35. Murata, Y., Yoshihashi, M., Obi, I., & Kakutani, T. (1998). Ca²⁺ regulation of outward rectifying K⁺ channel in the plasma membrane of tobacco cultured cells in suspension: a role of the K⁺ channel in mitigation of salt-stress effects by external Ca²⁺. *Plant and cell physiology*, 39(10), 1039-1044.
36. Nabati, J. (2011). The effect of salinity on physiological characteristics and properties of the quality and quantity of forage *Kochia* (*Kochia scoparia*). PhD thesis, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad (in Farsi).
37. Nabati, J., Kafi, M., Nezami, A., Rezvani Moghaddam, P., Masoumi, A., & Zare Mehrgerdi, M. (2015). Evaluation of quantitative and qualitative characteristic of forage *kochia* (*Kochia scoparia*) in Different Salinity Levels and Time, *Field Crops Research*, 12(4), 613-620 (in Farsi).
38. Nickavar, B., Kamalinejad, M., HajYahya, M., & Shafagh, B. (2006). Comparison of the free radical scavenging activity of six Iranian *Achillea* species. *Pharmaceutical Biology*, 44, 208-212.
39. Omid, H., MovahadiPouya, F., & Movahadi Pouya, S.H. (2012). The effect of salicylic acid and scarification on germination characteristics and proline, protein and soluble carbohydrate content of *Prosopis* (*Prosopis farcta* L.) seedling under salt stress. *Range and Desert Reseach*, 18(4), 608-623 (in Farsi).
40. Parida, A.K., & Das, A.B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60, 324-349.
41. Pessarkli, M. (1999). Hand book of Plant and Crop Stress. *Marcel Dekker Inc.* 697.
42. Rampino, P., Pataleo, S., Gerardi, C., Mita, G. & Perrotta, C. (2006). Drought stress response in wheat: physiological and molecular analysis of resistant and sensitive genotypes. *Plant Cell Environment*. 22, 2143-2153.
43. Rhoades, J. D. (1996). Salinity: Electrical conductivity and total dissolved solids. *Methods of Soil Analysis Part 3—Chemical Methods*, (methodsofsoilan3), 417-435.
44. Rhodes, D., & Hanson, A.D. (1993). Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 44, 357-384.
45. Saeedpour, S. (2011). Effect of salinity on growth, chlorophyll content and ions uptake of rice cultivars (*Oryza sativa*) cultivars. *Agronomy*, 102, 2-1 (in Farsi).
46. Salma, I., Messedi, D., Ghnaya, T., Savoure, A., & Adbelly, C. (2006). Effect of water deficit on growth & proline metabolism in *Sesuvium portulacastrum*. *Environmental and Experimental Botany*, 56, 231-238.
47. Schwars, K., Bertelsen, G., Nissen, L.R., Gardner, P.T., Heinonen, M.I. & Hopia, A. (2001). Investigation of plant extracts for antioxidant assay based on radical scavenging, lipid oxidation and analysis of the principal antioxidant compounds. *Food Research Technology*, 212, 319-328.

48. Shao, H.B., Chu, L.Y., Wu, G., Zhang, J.H., Lu, Z.H., & Hu, Y.C. (2007). Changes of some anti-oxidative physiological indices under soil water deficits among 10 wheat (*Triticum aestivum* L.) genotypes at tillering stage. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 54(2), 143-149.
49. Shimada, K., Fujikawa, K., Yahara, K., & Nakamura, T. (1992). Antioxidative properties of xanthan on the autoxidation of soybean oil in cyclodextrin emulsion. *Agricultural and Food Chemistry*, 40(6), 945-948.
50. Silveira, J., Araujo, S., Lima, J., & Viegas, R.A. (2009). Roots and leaves display contrasting osmotic adjustment mechanisms in response to NaCl-salinity in *Atriplex nummularia*. *Environmental and Experimental Botany*, 66, 1-8.
51. Singh, A.K. (2004). The physiology of salt tolerance in four genotypes of chickpea during germination. *Agricultural Science and Technology*, 6, 87-93.
52. Singleton, V.L., & Rossi, J.A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Enology and Viticulture*, 16(3), 144-158.
53. Soltani, A. (2010). Re-consideration of application of statistical methods in agricultural researches. Ferdowsi University of Mashhad, 74 pp.
54. Sudhakar, C., Lakshmi, A., & Giridarakumar, S. (2001). Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus Alba* L.) under NaCl salinity. *Plant Science*, 141, 613-619.
55. Sultana, S., Ripa, F.A., & Hamid, K. (2010). Comparative antioxidant activity study of some commonly used spices in Bangladesh. *Biological Sciences*, 13(7), 340-343.
56. Tavakoli, H., Paryab, H., Ghadery, Gh., R., & Dashti, M. (2005). The ecological characteristics of *Hammada salicornica*. *Range and Desert Research*, 12(3), 211-232 (in Farsi).
57. Valifard, M., Mohsenzadeh, S., Kholdebarin, B., & Rowshan, V. (2014). Effects of salt stress on volatile compounds, total phenolic content and antioxidant activities of *Salvia mirzayanii*. *Botany*, 93, 92-97 (in Farsi).
58. Yamaguchi-Shinozaki, K., Kasuga, K.M., & Liu, Q. (2002). Biological mechanisms of drought stress response. *The Japan International Research Center for Agricultural Sciences Working Reports*, 1-8.
59. Yamamoto, Y. (2001). Quality control of photosystem II. *Plant Cell Physiol*, 42, 121-128.

**Some Biochemical Changes of Two plant species
Haloxylon Salicornicum (Moq.) Bunge Ex Boiss and *Haloxylon Aphyllum* Iljin
under Soil Salinity of two regions, Playa and Erg**

M. Tajamoliyan¹, H. Sodaicizadeh^{2*}, A. Mosleh Arany², M.H. Rad³, M.A. Hakimzadeh²

1. PhD student of desert combating, Faculty of Natural Resources and Desert Studies, Yazd University, Yazd, Iran.
2. Associate professor, Faculty of Natural Resources and Desert Studies, Yazd University, Yazd, Iran.
3. Assistant professor, Research Division of Forest and Rangeland, Yazd Agricultural and Natural Resource Research and Education Center, Agricultural Research Education and Extension Organization (AREEO), Yazd, Iran.

*Corresponding Author: hsodaie@yazd.ac.ir

Received date: 30/07/2018

Accepted date: 31/12/2018

Abstract

Haloxylon salicornicum (Moq.) Bunge ex Boiss and *Haloxylon aphyllum* Iljin are two important halophytes in desert. *Hammada salicornicum* and *Haloxylon aphyllum* Iljin have grown extensively in playa and sand dunes and are essential for supplying of forage for livestock, especially camels. The present study investigated the effects of different soil conditions in two areas (soil saline-sodic of playa and sandy soil in erg), on antioxidant activity, pigments characteristics, total phenolics, glycine and glutamine. The results showed that the highest amounts of chlorophyll a and total chlorophyll were measured 4.35 and 5.72 mgg⁻¹fw in *H. aphyllum* and playa habitats, respectively. The highest amounts of chlorophyll b with 2.85 mg/g fresh weight were measured in *H. salicornicum* in playa habitats. The amount of anthocyanin was double in the playa habitats and was more than these two plants. The highest amounts of phenol with 458.97 mg/g fresh weight was measured in playa habitats and in *H. aphyllum* with 469.53 mg/g fresh weight. The amounts of antioxidant activity in playa habitats and *H. aphyllum* were significantly more than the erg habitat *H. Salicornicum*. Glutamine was not significantly different between the two habitats. The highest amounts of glycine betaine were measured in sandy habitats in *H. Salicornicum*. *H. Salicornicum* and *H. aphyllum* known as halophytes can be countered salinity by various mechanisms, such as improving their biochemical conditions, and thus improving the quality of forage and increasing the foliage preference value.

Keywords: Salinity stress; Antioxidant activity; Anthocyanins; Chlorophyll