نشریه شمـاره ۱۴، پاییز و زمستان ۱۳۹۸، صفحات ۱ تا ۱۴

نشریه مدیریت بیابـان
www.isadmc.ir

انجمن علمی مدیریت و کنترل مناطق بیابانی ایران

برخی تغییرات بیوشیمیایی دو گونه گیاهی رمس *Haloxylon salicornicum* (Moq.) Bunge ex Boiss. و سیاه‌تاغ *Haloxylon aphyllum* Iljin در شرایط شوری خاک دو منطقهٔ 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 گونهٔ 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 ماسه ای در ارگ بر کلروفیل، کاروتنوئید، آنتوسیانین، فنل، فعالیت آنتی‌اکسیدانی و گلاسین 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 گلاسین 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 آناتومیکی، خود را در برابر این گونه شرایط سخت حفظ می‌نمایند. پاسخ گیاهان به تنش‌های محیطی در سطوح مورفولوژیک، آناتومیک، 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[1] می‌باشد. احیای ناقص اکسیژن اتمسفری، سبب تشکیل رادیکال‌های سوپراکسید، پراکسیدهیدروژن 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[2] و کاروتنوئیدها[3]، ۲- ترکیبات قابل حل در آب مثل آسکوربات[4]، گلوتاتیون[5]، ترکیبات فنلی[6]، فلاونوئیدها[7] و آنتوسیانین‌ها[8] و ۳- آنزیم‌هائی نظیر سوپراکسیددیسموتاز[9]، کاتالاز[10]، پراکسیداز[11]، آسکوربات‌پراکسیداز[12] و گلوتاتیون‌رداکتاز[13] می‌باشد (۴۸). آنزیم سوپراکسیددیسموتاز، یکی از جاروب کننده‌های اصلی O_2^- می‌باشد و عمل آنزیمی آن منجر به تولید H_2O_2 و O_2 می‌گردد. کاتالاز، یکی از انواع پراکسیدازها است که شکستن H_2O_2 را کاتالیز می‌نماید. کاتالاز که ظاهراً در کلروپلاست وجود ندارد H_2O_2 را به آب و ملکول O_2 می‌شکند درحالی‌که پراکسیدازها H_2O_2 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 پرانرژی 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 گلایسین بتائین می‌باشد. گلایسین بتائین اساساً در کلروپلاست یافت می‌شود و نقش حیاتی

[1] reactive oxygen spicies (ROS)
[2] Alpha-Tocopherol
[3] Carotenoid
[4] ascorbate
[5] Glutathione
[6] Phenolic compounds
[7] flavonoids
[8] anthocyanins
[9] Superoxide dismutase (SOD)
[10] Catalase
[11] peroxidase
[12] acerbate peroxidase
[13] Glutathione Reductase

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

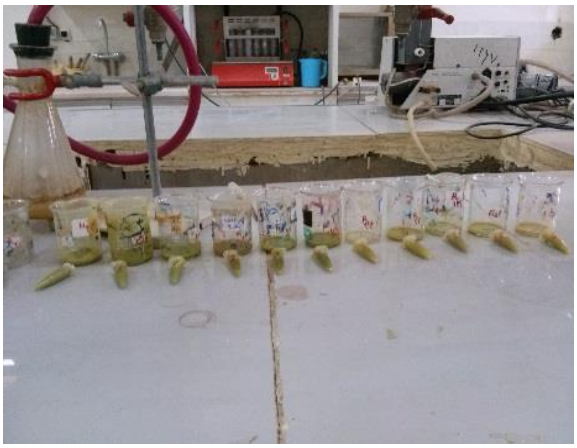
زیادشدن فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهان درزیر تنش در کنار تنظیم اسمزی می‌تواند بر مقدار مقاومت گیاهان در برابر تنش‌های محیطی و از جمله شوری بیافزاید. علاوه بر این، تولید گیاهان مقاوم به شوری برای تغذیه دام‌ها، یکی از پایدارترین روش‌های حفاظت از اکوسیستم‌های بیابانی است. سیاه‌تاغ و رمس از گونه‌های 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 *Haloxylon salicornicum* (Moq.) Bunge ex Boiss. که مترادف *Hammada salicozrnica* (Moq.) Iljin شناخته می‌شود و سیاه‌تاغ *Haloxylon aphyllum*، به‌صورت ترکیبی با شرایط خاکی متفاوت در شهرستان بافق از استان یزد در فصل پاییز ۱۳۹۵ انتخاب شدند. اولین رویشگاه با عرض "۳۱/۶ '۳۶ °۳۱ شمالی و طول "۴۳/۸ '۵۵°۱۸ 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 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 تا۴۰ 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 به‌وسیله دستگاه هدایت‌سنج الکتریکی (۴۳)، اندازه‌گیری کاتیون‌ها و آنیون‌های محلول از جمله Na^{+}، Ca^{2+}، Mg^{2+}، K^{+} و Cl^{-} و همچنین سدیم تبادلی (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[1] 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[2] و تساوی واریانس‌ها از روش تجزیه واریانس دو-طرفه و مقایسه میانگین داده‌ها از روش دانکن انجام شد (۵۳).

[1] Folin-Ciocalteu
[2] Shapiro-Wilk



(الف)

(ب)

شکل ١. برخی مراحل نمونه برداری و انجام آزمایش شامل الف) نمونه‌برداری ب)آماده سازی نمونه‌جهت اندازه‌گیری متغیرهای مدنظر

■ نتایج

نتایج حاصل از تجزیه خاک بر طبق جدول یک می‌باشد. تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که کلروفیل a، کلروفیل کل، کاروتنوئید، آنتوسیانین، فنل، فعالیت آنتی‌اکسیدانی و گلاسین بتائین در بین دو گونه مورد بررسی، اختلاف معنی‌داری در سطح یک درصد $p<0.01$ داشت. در حالی‌که کلروفیل b و گلوتامین در بین دو گونه در سطح پنج درصد $p<0.05$ دارای اختلاف معنی‌دار 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 معنی‌دار بود. همچنین رویشگاه تاثیر معنی‌داری بر مقدار گلوتامین نمونه‌های گیاهی نداشت. تاثیر متقابل گونه و رویشگاه نیز بر همه صفت‌های مورد بررسی به جز کاروتنوئید در سطح یک درصد $p<0.01$ معنی‌دار بود (جدول٢).

نتایج حاصل از مقایسه میانگین داده‌ها نشان داد که محتوی کلروفیل a، b و کل در رویشگاه پلایا به ترتیب با ٣/٥٨، ٢/١١ و ٥/٧٠ بیش از رویشگاه ماسه ای با ٢/٢٣، ٠/٥٦٩ و ٢/٨٠ میلی‌گرم 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 (جدول٣). بررسی اثر متقابل گونه و رویشگاه نیز نشان داد که بیشترین کلروفیل a وکل به ترتیب با ٤/٣٥ و ٥/٧٢ میلی‌گرم بر گرم وزن تر مربوط به گونه تاغ و رویشگاه پلایا و بیشترین کلروفیل b با ٢/٨٥ میلی‌گرم بر گرم وزن تر مربوط به گونه رمس و رویشگاه پلایا بود (شکل٢).

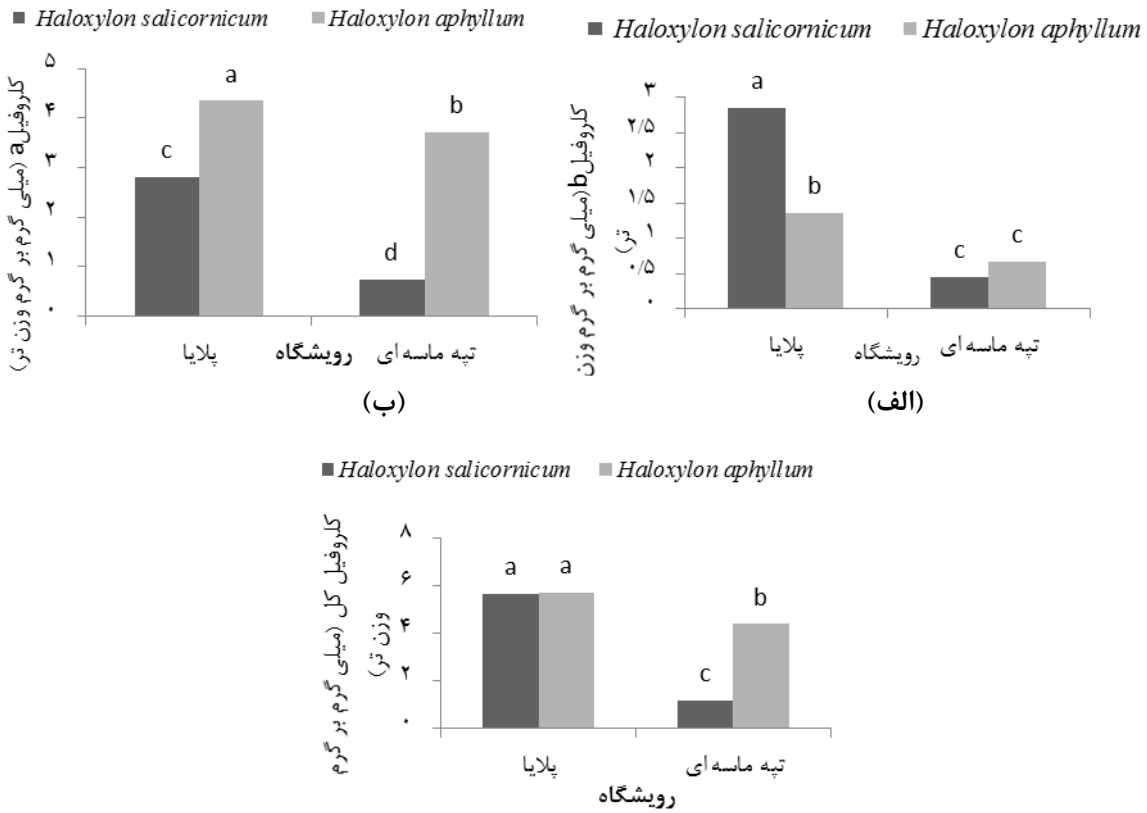
جدول ١. آنالیز خاک دو رویشگاه پلایا و ماسه ای در منطقه بافق، استان یزد.

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	٠ -٢٠	لومی شنی	٤/٢٢	٣٥±١	٣١±١/١	٧٥±٤/٣	٣٣±٤/٧	٢/٧±١/٠	٥٠±٧
	٢٠-٤٠	لومی شنی	١٣/٥٥	٨٤±٤	١١٧±٣/١	٧٤±٤/٢	٥٧±٣/١	٠/٥±٠/١	١٥١±١٥/١
ماسه ای	٠-٢٠	شنی	٢/١	٢/٦±٠/٧	٧/٥±١/١	١٧/٦±١/	٧±١/٤	٠/٦٦±٠/١	٩±٢/١
	٢٠-٤٠	شنی	١/٠٦	٢±٠/١	٣/٩±٠/١	١٩±١/٩	٨±١/٦	٠/٣٦±٠/١	٩±١/٨

جدول۲. نتایج تجزیه واریانس اثر شرایط خاکی مختلف بر روی صفات اندازه‌گیری شده در دو گونه گیاهی رمس و تاغ

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات								
		کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئید	آنتوسیانین	ترکیبات فنولی	فعالیت آنتی اکسیدانی	گلوتامین	گلاسین بتائین
رویشگاه	۱	۵/۵۰۸**	۷/۱۶۸**	۲۵/۲۴۲**	۰/۱۲۰**	۸۴/۵۴۲**	۴۱۳۵/۴۶۱*	۰/۶۵۶*	ns۰/۵۶۲	۲۳/۴۸۹**
گونه گیاهی	۱	۱۵/۳۱۱**	۱/۱۹۰*	۷/۷۷۶**	۰/۷۰۵**	۳۱۴۳/۹۳**	۱۰۱۷۵/۴۹**	۲/۴۶۱**	۹/۷۷*	۱۱۷/۰۷**
رویشگاه× گونه	۱	۱/۶۰۱**	۲/۱۳۱**	۷/۴۴۶**	ns۰/۰۰۵	۳۸۸/۰۴۷**	۵۷۵۴/۹۸**	۱/۶۰۷**	۱۲۲/۵۳**	۶/۸۹**
خطا	۸	۰/۰۵۶	۰/۰۱۳۲	۰/۰۴۷	۰/۰۰۰۴	۳۷/۷۲	۵۵۰/۳۳۷	۰/۱۱۰	۱/۸۱۰	۰/۴۶۸

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



شکل۲. اثرمتقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین الف) کلروفیل a، ب)کلروفیل b، ج) کلروفیل کل، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.

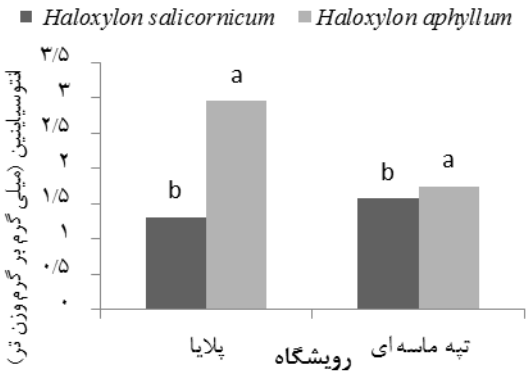
همچنین نسبت کلروفیل a/b در رویشگاه پلایا کمتر از رویشگاه ماسه‌ای بود. به‌عبارتی به طور معمول افزایش یا کاهش کاروتنوئید و کلروفیل با هم رابطه مستقیم دارد. در مطالعه مذکور نیز کاروتنوئید با اختلاف معنی‌داری در رویشگاه پلایا و گیاه تاغ بیش از گیاه رمس و رویشگاه ماسه‌ای بود (جدول۳). بررسی مقدار آنتوسیانین‌ها در بین دو رویشگاه نشان داد مقدار آنتوسیانین در رویشگاه پلایا با ۲/۱۲۷ میلی‌گرم بر گرم وزن تر دو برابر رویشگاه ماسه ای با ۱/۶۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بود. همچنین مقدار آنتوسیانین در گیاه تاغ با ۲/۳۴ میلی‌گرم بر گرم وزن تر بیش از گیاه رمس ۱/۴۰ میلی گرم بر گرم وزن تر می‌باشد (جدول۳). بیشتر مقدار آنتوسیانین مربوط به گونه تاغ و رویشگاه پلایا بود (شکل۳).

نتایج همچنین نشان داد که بیشتر مقدار فنل مربوط به رویشگاه پلایا با ۴۵۸/۹۷ میلی‌گرم بر کیلوگرم بود. در بین دو گونه مورد بررسی نیز بیشترین فنل مربوط به گونه تاغ با ۴۶۹/۵۳ میلی‌گرم بر کیلوگرم وزن تر بود (جدول۳).

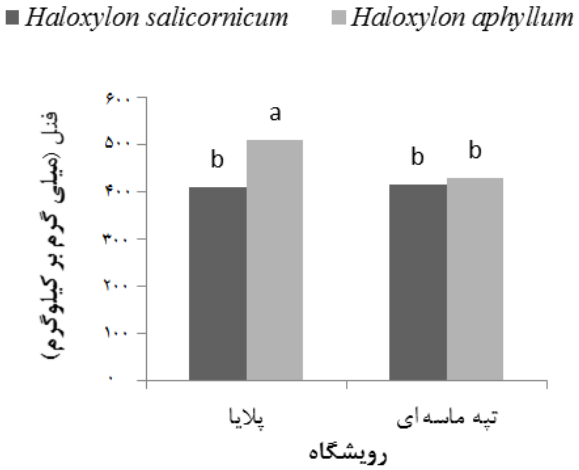
بررسی اثر متقابل گونه و رویشگاه نیز نشان داد که بیشترین میزان فنل با ۵۰۹/۹۹ میلی‌گرم کیلوگرم وزن تر مربوط به گونه سیاه تاغ و رویشگاه پلایا بود (شکل۴).

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 آنتی‌اکسیدانی در گیاه رمس بود. همچنین درصد فعالیت آنتی‌اکسیدانی 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 (شکل۵).

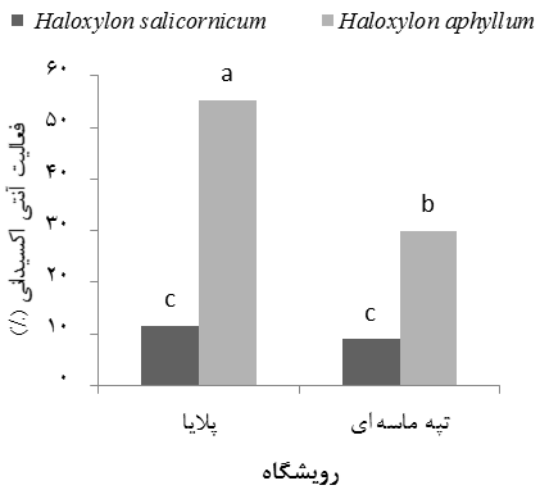
بررسی داده‌های مربوط به گلوتامین و گلاسین بتائین نیز نشان داد که گلوتامین بین دو رویشگاه اختلاف معنی-داری ندارد، در حالی که گلاسین بتائین با ۱۶/۰۴ میلی-گرم بر کیلوگرم در رویشگاه ماسه ای بیشترین مقدار را به خود اختصاص داد. همچنین بیشترین مقدار این دو اسید آمینه به گیاه رمس اختصاص داشت (جدول۳).



شکل۳. اثرمتقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین آنتوسیانین، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.



شکل۴. اثرمتقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین فنل، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.



شکل۵. اثرمتقابل رویشگاه و نوع گونه بر میانگین درصد فعالیت آنتی اکسیدانی، حروف متفاوت اختلاف معنی‌دار را نشان می‌دهد.

جدول۳. مقایسه میانگین شاخص‌های اندازه‌گیری شده در دو گونه رمس و تاغ در رویشگاه پلایا و ماسه‌ای

		کلروفیلa	کلروفیلb	کلروفیل کل	کاروتنوئید	آنتوسیانین	ترکیبات فنولی	فعالیت آنتی اکسیدانی	گلوتامین	گلاسین بتائین
گونه تاغ		۴/۰۴ a	۱/۰۲ b	۵/۰۱ a	۰/۹۱۲ a	۲/۳۴ a	۴۶۹/۵۳ a	۴۲/۶۱ a	۱۴/۰۳ b	۱۱/۵۷ b
گونه رمس		۱/۷۷ b	۱/۶۵ a	۳/۴ b	۰/۴۲۶ b	۱/۴۴ b	۴۱۱/۲۹ b	۱۰/۲۰ b	۱۵/۸۳ a	۱۷/۸۱ a
رویشگاه پلایا		۳/۲۷ a	۲/۱۱ a	۵/۳۸ a	۰/۷۷ a	۲/۱۲ a	۴۵۸/۹۷ a	۳۳/۴۰ a	۱۵/۱۵ a	۱۳/۲۹ b
رویشگاه ماسه‌ای		۲/۵۴ b	۰/۵۶ b	۳/۰۲ b	۰/۵۷ b	۱/۶۵ b	۴۲۱/۸۵ b	۱۹/۴۴ b	۱۴/۷۲ a	۱۶/۰۹ a
رویشگاه پلایا	رمس	۲/۸۲ c	۲/۸۵ a	۵/۶۷ a	۰/۵۰۶ c	۱/۳۰ b	۴۰۷/۹۵ b	۱۱/۵۳ c	۱۹/۲۵ a	۱۵/۶۶ b
	تاغ	۴/۳۵ a	۱/۳۷ b	۵/۷۲ a	۱/۰۳ a	۲/۹۵ a	۵۰۹/۹۹ a	۵۵/۲۷ a	۱۱/۰۵ b	۱۰/۹۲ c
رویشگاه ماسه‌ای	رمس	۰/۷۳۶ d	۰/۴۶۲ c	۱/۱۹ c	۰/۳۴۶ d	۱/۵۷ a	۴۱۴/۶۲ b	۸/۹۴ c	۱۲/۴۲ a	۱۹/۹۷ a
	تاغ	۳/۷۲ b	۰/۶۷۵ c	۴/۴۰ b	۰/۷۹۱ b	۱/۷۴ b	۴۲۹/۰۷ b	۲۹/۹۴ b	۱۷/۰۱ b	۱۲/۲۱ c

*حروف متفاوت در ردیف نشان دهنده‌ی تفاوت معنی‌دار بین میانگین‌ها می‌باشد.

■ بحث و نتیجه‌گیری

توجه محیط‌زیستی و اقتصادی به عرصه های 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 برنامه های 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، 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

محیطی افزایش دهد (۳)، ضمن اینکه ممکن است کیفیت علوفه را در گیاهان مورد تعلیف دام ها 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 به‌دلیل 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 به‌صورت 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 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 *Salsola dendroides* Pall. و *Limonium reniforme* (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 غیرآنزیمی 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 به عنوان 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* Retz (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،

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 تنظیم‌کننده 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 پروتئین-ها می‌شود (۵۹). گلوتامین و گلاسین بتائین در شوری-های 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 گلاسین بتائین نشان داد که گلوتامین بین دو رویشگاه اختلاف معنی‌داری نشان نداد در حالی که گلایسین 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 همچنن نقش ناچیز آنها در مقابل سایر ترکیبات آنتی اکسیدانی در تنظیم اسمزی و کاهش تنش اکسیداتیو باشد. تجمع گلایسین 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 گلاسین بتائین در گونه‌های خردل *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 ژن-های گلوتامین سنتاز در برخی گیاهان موجب حساسیت بیشتر در تنش های غیر زنده شده است (۷)، عدم تفاوت معنی‌دار 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 علی رغم 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. درزیر 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.

■ References

1. Afshar Mohammadian, M., Ebrahimi Nokandeh, S., & Jamalomidi, 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 CO_2 assimilation but reduces growth infield growth irrigated rice. *Plant and Soil*, *218*, 1-10.

6. Bakhshi, S., Abbaspour, H., & Saeidisar, 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). Acylatedanthocyanins 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. Klimczak, I., Małecka, M., Szlachta, M., & Gliszczyńska-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 solutecomposition 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). Ca^{2+} 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 Ca^{2+}. *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. Omidi, 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.

No. 14, Autumn & Winter, 2020, pp 1-14

Desert Management
www.isadmc.ir

Iranian Scientific Association of Desert Management and Control

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

M. Tajamoliyan[1], H. Sodaiezadeh[2*], A. Mosleh Arany[2], M.H. Rad[3], M.A. Hakimzadeh[2]

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 $mgg^{-1}fw$ 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