

بررسی تأثیر تنش شوری بر برخی از شاخص‌های مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی گل محمدی ژنوتیپ کاشان

محمد امید^۱، عزیزاله خندان میرکوهی^{۲*}، محسن کافی^۳ و ذبیح اله زمانی^۳
 ۱، ۲ و ۳. دانشجوی دکتری، استادیار و استاد، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه تهران، کرج، ایران
 (تاریخ دریافت: ۱۳۹۶/۱۱/۱۷ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۷/۶/۶)

چکیده

این پژوهش به منظور بررسی تأثیر تنش شوری ناشی از کلرید سدیم (۰، ۴، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر) بر برخی صفات مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گل محمدی در کشت گلدانی در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با چهار تکرار، سه گلدان به‌عنوان یک واحد آزمایشی (در مجموع ۴۸ گلدان) در فضای آزاد به مدت دو سال طی سال‌های ۱۳۹۴-۱۳۹۶ انجام شد و نتایج پایان سال دوم مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت. نتایج نشان داد که تنش شوری موجب کاهش وزن تر و خشک برگ و شاخساره، همچنین محتوای نسبی آب برگ و شاخه شد. مقایسه میانگین‌ها نشان داد که محتوای کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها با افزایش سطح شوری رابطه عکس داشت، به طوری که کمترین مقدار کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها در تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد. فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، کاتالاز (CAT) و گایاکول پراکسیداز (GPX) و محتوای فنل کل برگ‌ها با افزایش تنش شوری افزایش یافت. همچنین نتایج نشان داد که با افزایش تنش شوری میزان پروتئین‌های محلول کاهش یافت و کمترین مقدار در تیمار شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد. با توجه به نتایج به دست آمده تنش شوری با تأثیر بر ویژگی‌های مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی گل محمدی، موجب کاهش رشد گیاهان شده و به نظر می‌رسد این گیاه قادر است سطح شوری هشت دسی‌زیمنس بر متر را تحمل کند.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدان‌ها، تنش خشکی، کلروفیل، گل محمدی، نشت الکترولیت.

Effect of salinity stress on some morphology and physiology indices of Damask Rose Kashan genotype

Mohammad Omid¹, Azizollah Khandan-Mirkohi^{2*}, Mohsen Kafi³ and Zabihollah Zamani³
 1, 2, 3. Ph.D. Candidate, Assistant Professor and Professor, College of Agriculture & Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran

(Received: Feb. 6, 2018 - Accepted: Aug. 28, 2018)

ABSTRACT

To investigate the effect of NaCl salinity (0, 4, 8 and 12 dS m⁻¹) on some morpho-physiological indices of *Rosa damascena* Kashan genotype, a factorial pot experiment was designed based on randomized complete block design with four replications and three pots per replication (with total of 48 pots) on open air continued for two years, and results of the second year data are reported. The results showed that salinity stress reduced fresh and dry weight of leaves and shoots. Also, the relative water content (RWC) of leaf and shoot decreased under salinity stress. Mean comparison showed that chlorophylls and carotenoids content were inversely associated with increasing salinity levels. The lowest levels of chlorophyll and carotenoids were observed in 12 dS m⁻¹ treatment. Antioxidant enzymes activity such as superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and guaiacolytic peroxidase (GPX) increased by increasing salt stress, although the lowest activity was observed in control treatment. Total phenol content of the leaves was also affected by increased salinity stress, but there was no significant difference between treatments. In addition, the results showed that by increasing salinity stress, the amount of soluble proteins decreased and its lowest amount was observed with 12 dS m⁻¹ treatment. According to the results, salinity stress reduced plant growth by its effects on physiological and biochemical characteristics of *Rosa damascena*. Thus, it seems that the Damask Rose can tolerate a salinity level of up to 8 dS m⁻¹, without detrimental effects on plant growth.

Keywords: Antioxidants, chlorophyll, drought stress, electrolyte leakage, *Rosa damascena*.

* Corresponding author E-mail: khandan.mirkohi@ut.ac.ir

مقدمه

گل محمدی با نام علمی (*Rosa damascena*) یکی از مهمترین گونه‌های معطر در خانواده رزاسه می‌باشد. گل محمدی درختچه‌ای خزان‌کننده با ارتفاع حدود یک تا دو متر و دارای برگ‌های مرکب می‌باشد که به‌عنوان یک گیاه زینتی در فضای سبز و پارک‌ها استفاده می‌شود، اما اهمیت اصلی آن در تولید گل آن است. اسانس و روغن استخراج شده از گلبرگ این گیاه در تهیه دارو و مواد آرایشی بهداشتی مورد استفاده قرار می‌گیرد. همچنین گلبرگ خشک شده، گلاب و غنچه آن در صنایع غذایی کاربرد فراوانی دارد (Saint-Lary *et al.*, 2016; Gorji-Chakespari *et al.*, 2017). کشت این گیاه از دیرباز در ایران به‌عنوان یکی از خاستگاه‌های آن انجام گرفته است. بیشتر مناطقی که به کشت این گیاه می‌پردازند در نواحی خشک و کم آب کشور قرار داشته که طی سالیان اخیر نیز با کمبود بارندگی‌ها و افزایش سطح خشکی، تجمع نمک‌ها در خاک این نواحی در حال افزایش است (Momen poor *et al.*, 2015). کشور ایران به جهت واقع شدن در کمربند خشکی و نیمه‌خشکی جهان دارای سطح قابل توجهی از خاک‌های شور (در حدود ۱۸ تا ۲۵ میلیون هکتار) است که بیشتر در استان‌های با بارندگی کمتر متمرکز است (Shahbazi & Kiani, 2007; Mostafazadeh-Fard *et al.*, 1990). علاوه بر ایران، اکنون این گیاه به سایر نقاط دنیا نیز معرفی شده است و امروزه در کشورهای نظیر ترکیه، بلغارستان، فرانسه، ایتالیا و مراکش نیز به شکل گسترده مورد کشت و کار قرار می‌گیرد (Sharma & Kumar, 2016).

شوری یکی از مهمترین تنش‌های محیطی در جهان بوده که موجب محدودیت در کشت و کار گیاهان می‌شود. تنش شوری از دیرباز عامل محدودکننده مهمی در کشاورزی بوده و می‌توان آن را به صورت حضور مواد معدنی اضافی یا تجمع نمک در خاک مناطق خشک و یا آب آبیاری بیان کرد که سبب اختلال در فرآیند رشد و نمو گیاه می‌شود (Taiz & Zeiger, 1998; Goreta *et al.*, 2007). تنش شوری و خشکی به دلیل اثر بر فعالیت‌های اسمزی سبب

کاهش دسترسی آب در خاک شده و به این ترتیب رشد گیاهان را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Munns & Tester, 2008). این نوع از تنش اثرگذاری متفاوتی بر گیاهان مختلفی که در مناطق شور رشد می‌کنند، دارد. طوری که گیاهان مقاوم به شوری می‌توانند در محیط‌های شور رشد کنند و این تنش را تحمل کنند، بدون این‌که در رشد ظاهری آنها تغییر چشم‌گیری رخ دهد. در هنگام وقوع تنش شوری درون یک گیاه، فرآیندهای عمده متابولیسمی گیاه مانند نورساخت (فتوسنتز)، ساخت (سنتز) پروتئین و سوخت‌وساز (متابولیسم) چربی و انرژی تحت تأثیر واقع می‌شوند (Parida & Das, 2005). در گیاه کاسیا (*Cassia floribunda*) فعالیت آنزیم‌های سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز تحت تنش شوری افزایش یافته و فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز کاهش یافت (Agarawal & Pandey, 2004). معمول‌ترین نوع شوری که به دلیل کمبود آب در اکثر مناطق خشک و نیمه‌خشک اتفاق می‌افتد، ناشی از سدیم و کلرید است. تنش شوری به‌طور عمده به دلیل تأثیر بر فعالیت‌های اسمزی و کاهش آب قابل دسترس گیاه و همچنین ایجاد تنش اکسیداتیو، موجب خسارت در گیاهان شده و به این ترتیب رشد آنها را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Munns & Tester, 2008). مطالعات نشان دادند که تنش شوری بر جنبه‌های مختلف مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاهان اثر می‌گذارد (Bor *et al.*, 2003). از جمله اثرات شوری بر ویژگی‌های مورفولوژی گیاهان تحت تنش، می‌توان به کاهش و توقف رشد، زرد شدن و سوختن برگ‌ها، کاهش در تولید محصول و در نهایت از بین رفتن گیاه اشاره کرد (Ashraf *et al.*, 2008). برخی مطالعات به‌منظور بررسی تنش شوری بر گونه‌های مختلف گل رز انجام شده است. در پژوهشی روی شش رقم رز هیبرید باغچه‌ای مشاهده نمودند که با افزایش سطح تنش شوری در ارقام 'Caldwell Pink'، 'Carefree'، 'Delight'، 'Marie'، 'The Fairy'، 'Pavie'، 'New Dawn'، 'RADrazz'، علاوه بر کاهش سرعت رشد گیاهان، میزان عملکرد و تعداد گل نیز کاهش می‌یابد (Cai *et al.*, 2014).

جمله ساز و کارهای دخیل در سیستم دفاعی آنزیمی آنتی اکسیدانی می‌باشند (Baily, 2004, Hu *et al.*, 2012, Huang *et al.*, 2015). نشان داده شده است که افزایش میزان ROS ها در برگ رز هیبرید رشد یافته در محیط درون شیشه‌ای تحت تنش شوری، موجب افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند کاتالاز، سوپر اکسید دیسموتاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز می‌شود (Soundararajan *et al.*, 2017). مطالعات کمی به منظور بررسی تغییرات بیوشیمیایی ناشی از تنش بر گیاه گل محمدی انجام شده است. در پژوهشی اثر تنش شوری بر وارپته‌ای از گل محمدی (*Rosa damascena* var. *trigintipetala*) بررسی شده است. این مطالعه نشان داده است که مقدار فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، سوپر اکسید دیسموتاز و گایاکول پراکسیداز در گیاهان تحت تنش افزایش می‌یابد (Ali *et al.*, 2014). با توجه به این که کشور ایران به‌عنوان خاستگاه اصلی گل محمدی در کمر بند خشکی جهان قرار گرفته است و با پیشینه کشت این گیاه معطر دارویی و صنعتی ارزشمند در مناطق خشک و شور و تمرکز بیشتر باغ‌های گل محمدی در این نواحی، به نظر می‌رسد گل محمدی می‌تواند به‌عنوان گزینه‌ای کارا به منظور توسعه کشت در مناطق کم‌آب و شور مطرح باشد. با این وجود هنوز سطح مقاومت به شوری و نیز تغییرات مورفو-فیزیولوژیک این گیاه نسبت به سطوح متفاوت شوری مشخص نشده است. بنابراین، این پژوهش به منظور تعیین حد تحمل به شوری گل محمدی ژنوتیپ کاشان به‌عنوان یکی از رایج‌ترین ژنوتیپ‌های تحت کاشت و نیز مطالعه واکنش‌های مورفوفیزیولوژیک آن انجام پذیرفت.

مواد و روش‌ها

این آزمایش در قالب طرح پایه بلوک‌های کامل تصادفی با چهار سطح تیمار شوری شامل (آب آبیاری به‌عنوان شاهد، ۴، ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر با استفاده از نمک کلرید سدیم ۹۸ درصد شرکت مرک) در کشت گلدانی در فضای آزاد محوطه گلخانه‌های گروه علوم باغبانی دانشگاه تهران در طی دو سال

به‌منظور بررسی تنش شوری بر تغییرات فیزیولوژیکی یک گونه رز (*Rosa rubiginosa*) پژوهشی انجام شد و نتایج نشان داد که شوری ناشی از کلرید سدیم موجب کاهش در رشد و وزن گیاهان می‌شود (Hura *et al.*, 2007). در آزمایشی دیگر اثر شوری بین این گونه از رز و رقمی دیگر (*Rosa chinensis* 'Major') ارزیابی شد و دو ماه بعد از اعمال تیمار علاوه بر این که برگ‌ها علائم خسارت را نشان دادند، میزان رشد ساقه‌ها نیز کاهش یافت و در نهایت رشد متوقف شد (Wahome *et al.*, 2001). گزارش شده است که تنش شوری ناشی از کلرید سدیم بر رشد رزهای هیبرید (*Rosa hybrida*) تأثیر منفی داشته و علاوه بر کاهش محتوای نسبی آب در برگ‌های این گیاهان، از فعالیت‌های فتوسنتزی برگ آنها نیز کاسته شد (Niu *et al.*, 2013). در مطالعه‌ای که به بررسی اثر تنش شوری کلرید سدیم بر یک رقم رز هیبرید (*Rosa hybrida* 'Rock Fire') انجام شد، محققان دریافتند که با افزایش میزان تنش شوری، مقدار فتوسنتز و مقدار کلروفیل کل در برگ‌ها کم شد. آنها دلیل این امر را تخریب کلروفیل‌ها در اثر بیش‌بود عناصر سدیم و کلر در سلول‌های برگ ذکر کردند (Soundararajan *et al.*, 2017). به طور کلی تنش شوری بر محتوای قندهای محلول، اسیدهای چرب و پروتئین‌ها تأثیر منفی دارد، ولی در برخی گیاهان سطح آمینواسیدها به‌ویژه پرولین را افزایش می‌دهد (Said-Alahli & Omar 2011).

یکی از تغییرات بیوشیمیایی که در تنش‌های محیطی از جمله در پاسخ به تنش شوری رخ می‌دهد، تولید انواع اکسیژن‌های فعال (ROS) همچون رادیکال‌های سوپراکسید ($O^{\cdot-}$)، رادیکال‌های هیدروکسیل ($OH^{\cdot-}$) و پراکسید هیدروژن (H_2O_2) می‌باشد (Appel & Hirt, 2004). گیاهان برای مقابله با ROSها دارای سیستم دفاعی مرتبط با آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی هستند (Ksouri *et al.*, 2007). آنزیم‌هایی همچون سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز، گلوکاتایون پراکسیداز و آنزیم‌های دخیل در چرخه آسکوربات- گلوکاتایون همچون (آسکوربات پراکسیداز و گلوکاتایون رداکتاز) از

گلدان بر پایه روش وزنی تعیین و میزان آب آبیاری بر اساس آن اعمال شد. به منظور جلوگیری از تجمع نمک در بستر گلدان هر چهار دور آبیاری تیماری، یک آبشویی کامل با آب معمولی انجام شد. به جهت این که گل محمدی گیاهی چندساله می‌باشد، به منظور دستیابی به اثر طولانی مدت تیمارها، عملیات اعمال شوری به روش ذکر شده تا پایان سال دوم نیز گسترش یافت. هر چند که داده‌های هر سال جداگانه نیز مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت ولی چون روند تأثیر تیمارها در هر دو سال تقریباً یکسان بود و نیز داده‌های پایان سال دوم متقن تلقی گردید، بنابراین فقط نتایج پایان سال دوم در این گزارش ارائه می‌شود.

اندازه‌گیری صفات رویشی

در پایان آزمایش صفاتی مانند طول شاخساره (با خط‌کش بر حسب سانتی‌متر)، وزن تر و خشک کل شاخساره (اندام هوایی) و تعداد پنج برگ از هر بوته (با ترازوی دقیق بر حسب گرم)، سطح پنج برگ کامل برای هر بوته به‌عنوان تکرار در نظر گرفته شد (با استفاده از دستگاه سطح سنج برگ ΔT -England بر حسب سانتی‌متر مربع در بوته) و سپس با تقسیم وزن و سطح پنج برگ بر عدد پنج مقدار مورد نظر برای هر برگ به دست آمد که در نهایت مورد ارزیابی قرار گرفتند. به منظور ارزیابی سطح ویژه برگ بعد از اندازه‌گیری سطح برگ‌ها، همان تعداد برگ (۵ عدد) به مدت ۲۴ ساعت در آون ۷۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند، سپس با تقسیم سطح برگ به وزن خشک برگ، سطح ویژه برگ به دست آمد (Marshall & Monserud., 2003).

برای ارزیابی عمق توسعه ریشه، در پایان آزمایش ریشه‌ها از گلدان‌ها خارج گردیده و پس از شست‌وشوی کامل، ریشه‌ها از اندام‌های هوایی جدا و اندازه‌گیری طول بزرگترین ریشه توسط خط‌کش بر حسب سانتی‌متر انجام شد.

۱۳۹۴ تا ۱۳۹۶ انجام پذیرفت. در این طرح به منظور تأثیر یکسان تنش شوری و یکنواخت بودن شرایط فیزیولوژیکی گیاهان، از نهال‌های دو ساله گل محمدی ژنوتیپ کاشان (*Rosa damascena*) که به صورت کشت بافت تهیه شده بودند، استفاده شد. نهال‌ها در گلدان‌های ده لیتری حاوی خاک مزرعه الک شده و ماسه به نسبت حجمی مساوی با مقداری کود دامی پوسیده الک شده در پای بوته کشت شدند و تا انجام کامل آزمایش در فصل رویش (۱۵ فروردین تا ۱۵ شهریور) هر سه هفته یک بار با کود کامل (حاوی نیتروژن ۵ درصد، فسفر ۲ درصد، پتاسیم ۴ درصد، آهن ۰/۰۶ درصد، روی ۰/۰۵ درصد، مس ۰/۰۵ درصد و بُر ۰/۰۲ درصد، منگنز ۰/۰۲ درصد، مولیبدن ۰/۰۰۱ درصد) تغذیه شدند. خاک مزرعه مورد استفاده در این آزمایش با بافت لوم-رسی دارای pH برابر ۶/۵۲، EC برابر ۰/۱۶۲ دسی‌زیمنس بر متر، نیتروژن کل برابر با ۱/۱ درصد، فسفر و پتاسیم قابل دسترس به ترتیب برابر با ۳۱/۲ و ۳۸/۷۴ میلی‌گرم در کیلوگرم بود. ویژگی‌های کیفی آب استفاده شده در این پژوهش، در جدول ۱ آمده است.

نحوه اعمال تنش

پس از استقرار کامل گیاهان در گلدان در فضای باز، به منظور جلوگیری از شوک تنش اسمزی، تیمار شوری به صورت تدریجی اعمال شد (یعنی در دو نوبت اول آبیاری، شوری ۲ دسی‌زیمنس بر متر و به تدریج به مقدار شوری اضافه شد تا به میزان شوری مورد نظر برای هر تیمار رسید) و اعمال تیمار به مدت ۴۵ روز ادامه داشت. اعمال تیمار در اواسط اردیبهشت ماه شروع گردید و تا تیرماه ادامه داشت. پس از این مدت اقدام به نمونه برداری جهت بررسی و انجام آزمایش‌ها شد. شوری با استفاده از نمک کلوروسدیم ۹۸ درصد (محصول شرکت مرک آلمان) به صورت محلول در آب و در هر نوبت آبیاری (چهار روز یک بار) مورد استفاده قرار گرفت. میزان ظرفیت زراعی هر

جدول ۱. ویژگی‌های کیفی آب مورد استفاده در پژوهش حاضر

Table 1. Quality properties of the water used in this experiment

Properties	pH	EC (dS m ⁻¹)	Cl (ppm)	HCO ₃ ⁻ (ppm)	Ca (ppm)	Mg (ppm)	Na (ppm)
Amount	6.86	0.9	92.6	86.2	230	43	68

نشت یونی نسبی با رابطه زیر محاسبه شد:

$$EL (\%) = (EC1/EC2) \times 100$$

محتوای سبزینه (کلروفیلها) و کاروتنوئیدها

میزان سبزینه (کلروفیل) a و b و کاروتنوئیدها در نمونه‌های تازه برگ بر مبنای روش طیف‌سنجی و با استفاده از دستگاه طیف‌سنج نوری (اسپکتروفوتومتر مدل Bio Quest, CE 2502 UK) اندازه‌گیری شد. برای این منظور در پایان تنش نمونه‌هایی از برگ‌های کاملاً توسعه یافته و جوان هر تکرار تهیه و به سرعت به آزمایشگاه منتقل شدند. از هر نمونه برگ ۵۰ میلی‌گرم توزین شد و در ۱۰ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد به مدت یک ساعت در دمای اتاق و در تاریکی قرار داده شدند. نمونه‌ها در سرعت ۱۶۰۰ دور در دقیقه به مدت ده دقیقه سانتریفوژ شد. سپس با استفاده از دستگاه طیف‌سنج نوری میزان سبزینه a محلول حاصل در طیف جذب ۶۶۳ نانومتر، میزان سبزینه b در ۶۴۵ نانومتر و میزان کاروتنوئیدها در ۴۷۰ نانومتر خوانده شد و به کمک رابطه‌های زیر بر پایه میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ محاسبه شدند (Lichtenthaler & Buschmann, 2001). A میزان جذب اندازه‌گیری شده در طول موج موردنظر، V حجم نهایی برحسب میلی‌لیتر و W وزن نمونه برحسب گرم است.

$$\text{Chl a (mg g}^{-1} \text{ FW)} = [(12.25 \times A663) - (2.79 \times A645)] \times V / 1000 W$$

$$\text{Chl b (mg g}^{-1} \text{ FW)} = [(21.5 \times A645) - (5.1 \times A663)] \times V / 1000 W$$

$$\text{Car (mg g}^{-1} \text{ FW)} = [(100 \times A470 - 1.82 \text{ Chl a} - 85.02 \text{ Chl b})] / 198$$

اندازه‌گیری برخی ویژگی‌های بیوشیمیایی

جهت اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاتالاز (CAT)، پراکسیداز (POX) و سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، بعد از اتمام زمان تنش (۴۵ روز پس از شروع تنش) ابتدا از برگ‌های جوان کاملاً توسعه یافته گیاهان مورد آزمایش، نمونه‌برداری شد. نمونه‌ها بلافاصله پس از برداشت در فریزر در دمای ۸۰- نگه‌داری شدند، نمونه‌ها در ازت مایع منجمد و

همچنین قطر ریشه اصلی (با کولیس برحسب میلی‌متر، حجم کل ریشه (با استفاده از استوانه مدرج بر حسب سانتی‌متر مکعب)، وزن تر و خشک ریشه (با ترازوی دقیق بر حسب گرم در بوته) مورد ارزیابی قرار گرفت. اندام‌های شاخساره و ریشه به منظور تعیین وزن خشک به مدت ۷۱ ساعت در خشک‌کن برقی (آون) با دمای ۴۰ درجه سلسیوس قرار داده شدند (He et al., 2005).

ارزیابی صفات فیزیولوژیکی

محتوای نسبی آب (RWC)

به منظور تعیین محتوی نسبی آب برگ از روش Kaya et al. (2003) استفاده شد. به این منظور از برگ‌های توسعه یافته کامل نمونه‌برداری و پس از اندازه‌گیری وزن تر (FW) نمونه‌های سالم به مدت شش ساعت در آب مقطر به حالت غوطه‌ور قرار داده شدند و سپس وزن آماس یا تورژسانس (TW) آنها اندازه‌گیری شد. نمونه‌ها برای اندازه‌گیری وزن خشک (DW) به مدت ۷۲ ساعت در دمای ۴۵ درجه سلسیوس در خشک‌کن برقی قرار گرفتند. سپس محتوای نسبی آب برگ از رابطه زیر محاسبه شد:

$$RWC (\%) = ((FW - DW) / TW - DW) \times 100$$

نشت یونی (EC)

نشت یونی طبق روش Sairam & Srivastava (2002) اندازه‌گیری شد. به این منظور پس از اعمال تنش‌ها صفحه‌هایی به قطر ۰/۵ سانتی‌متر از برگ‌های کاملاً توسعه یافته هر گلدان انتخاب و در ویال‌های حاوی آب دو بار تقطیرشده قرار گرفتند. سپس نمونه‌ها روی همزن برقی (شیکر) قرار گرفته و پس از یک ساعت، میزان نشت الکترولیت‌ها با استفاده از دستگاه سنجش هدایت الکتریکی (EC متر) اندازه‌گیری شد (EC1). به منظور اندازه‌گیری میزان کل نشت الکترولیت‌ها در اثر مرگ یاخته، ویال‌ها به مدت نیم ساعت در اتوکلاو در دمای ۱۲۱ درجه سلسیوس قرار داده شدند. سپس نمونه‌ها به محیط آزمایشگاه منتقل شده و پس از رسیدن دمای نمونه‌ها به دمای محیط، دوباره نشت الکترولیت‌های نمونه‌ها اندازه‌گیری شد (EC2). سپس

۵۰ میلی‌مولار با $\text{pH} = 7/8$ ، ۱۰۰ میکرولیتر بافر استخراج (متیونین ۱۳ میلی‌مولار، نیترو بلوترازولیوم ۷۵ میلی‌مولار، ریپوفلاوین ۲۰ میکرومولار، ۰/۱ میکرومولار EDTA) و ۱۰۰ میکرولیتر (عصاره آنزیم) باهم مخلوط شد و مورد استفاده قرار گرفت. با قرار دادن لوله‌ها زیر نور لامپ فلورسانس ۱۵ وات در فاصله ۳۰ سانتی‌متری و به مدت ۱۵ دقیقه واکنش آنزیمی آغاز می‌گردد. پس از ۱۵ دقیقه، لوله‌ها با فویل آلومینیومی پوشانده و لامپ‌ها خاموش شد. اعداد تغییر جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۶۰ نانومتر به کمک دستگاه اسپکتروفتومتر ثبت گردید.

ارزیابی فنل کل

به منظور اندازه‌گیری میزان مواد فنلی مقدار ۰/۱ گرم برگ کاملاً توسعه یافته جوان در پنج میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد سائیده شد و مخلوط به دست آمده در لوله‌های آزمایش ریخته شد و به مدت ۲۴ ساعت در تاریکی نگهداری شد. سپس ۵ دقیقه با سرعت ۸۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ انجام شد و پس از این مرحله یک میلی‌لیتر از محلول رویی برداشته شد و یک میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد به آن اضافه و به حجم ۵ میلی‌لیتر رسانده شد. به این محلول ۰/۱ میلی‌لیتر معرف فولین (Folin) ۵۰ درصد و یک میلی‌لیتر کرنات کلسیم پنج درصد اضافه شد که منجر به ایجاد رنگ سیاه در نمونه‌ها شد. لوله‌ها به مدت یک ساعت در تاریکی نگهداری شدند. میزان جذب با استفاده از دستگاه طیف‌سنج نوری در طول موج ۷۲۵ نانومتر خوانده شد (Isfendiyaroglu & Zeker, 2002).

مجموع پروتئین‌های محلول

برای اندازه‌گیری میزان پروتئین‌های محلول برگ از روش برادفورد (Bradford, 1976) استفاده شد و سنجش با استفاده از دستگاه پلیت ریدر صورت گرفت.

تجزیه داده‌ها

این آزمایش در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با چهار تکرار در گیاهان گلدانی که در هوای آزاد قرار داده شده بودند انجام شد. برای پردازش داده‌ها و

سپس در هاون چینی پودر شدند. میزان ۰/۲ گرم از نمونه پودر شده در نیم میلی‌لیتر بافر تریس ۲۰۰ میلی‌مولار با $\text{pH} = 7/8$ حاوی ۲۰ درصد گلیسرول روی یخ همگن گردید. سپس مخلوط حاصل از هر نمونه در دمای چهار درجه سلسیوس به مدت ۲۰ دقیقه با سرعت ۱۴۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شد. محلول روشن‌تر حاصل در ویال‌های استریل جمع‌آوری گردید و به عنوان عصاره‌های آنزیمی جهت اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های مورد اشاره استفاده شد. تمامی مراحل استخراج جهت اندازه‌گیری میزان فعالیت آنزیم‌ها روی یخ انجام شد.

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز (CAT)

فعالیت آنزیم کاتالاز در دمای ۲۵ درجه سلسیوس با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول موج ۲۴۰ نانومتر اندازه‌گیری شد. محلول‌ها و مواد استفاده شده شامل ۳۰۰۰ میکرولیتر بافر تریس ۵۰ میلی‌مولار با $\text{pH} = 7$ ، ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی که مقدار پنج میکرولیتر پراکسید هیدروژن (H_2O_2) ۳۰ درصد به آن اضافه شد و فعالیت آنزیم به مدت دو دقیقه در فواصل ۲۰ ثانیه‌ای ثبت گردید (Aebi, 1984).

سنجش فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX)

برای سنجش آنزیم گایاکول پراکسیداز (POX) محلول‌ها و مواد استفاده شده شامل ۳۰۰۰ میکرولیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار ($\text{pH} = 7$)، ۱۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳۰ درصد، سه میکرولیتر محلول گایاکول ۲۰۰ میلی‌مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. مقدار جذب و قرائت در فواصل ۲۰ ثانیه‌ای به مدت چهار دقیقه انجام شد. میزان جذب محلول واکنش در طول موج ۴۷۰ نانومتر اندازه‌گیری شد (Plewa et al., 1991).

میزان فعالیت سوپر اکسید دیسموتاز (SOD)

فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز (SOD) به روش طیف‌سنجی نوری (اسپکتروفتومتری) اندازه‌گیری شد (Giannopolitis & Ries, 1977). برای این منظور مقدار ۳ میلی‌لیتر محلول واکنش (بافر فسفات پتاسیم

داد که بیشترین تعداد شاخه برای تیمار بدون تنش و کمترین تعداد شاخه در تیمار ۱۲ دسی زیمنس بر متر بود (شکل ۱). کاهش تعداد شاخه‌ها در تنش شوری نشان‌دهنده واکنش گیاه به شوری و همچنین تأثیر منفی نمک بر رشد گیاه می‌باشد که با افزایش شوری تعداد شاخه‌ها نیز کم شده که یک نکته منفی در تولید محصولات در شرایط شور است. تعداد شاخه در گل محمدی در عملکرد گیاه بسیار مؤثر است. با توجه شکل ۲ کاهش حجم ریشه تا سطح شوری ۸ دسی‌زیمنس بر متر معنی‌دار نبود ولی با افزایش تنش شوری در سطح ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر حجم ریشه به‌طور معنی‌داری کاهش یافت.

با افزایش تنش شوری نسبت ریشه به شاخساره افزایش پیدا می‌کند به‌طوری‌که ریشه‌های گیاهان تنش یافته رشد بیشتری نسبت به گیاهان شاهد دارند (Ahmad *et al.*, 2013). ولی نتایج نشان داد که بعد از تیمار شاهد کمترین حجم و وزن ریشه متعلق به تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر بود که ممکن است در ارتباط با اثر تنش شدید و عدم توانایی مقاومت گیاه و جبران رشد ریشه به این سطح از شوری باشد. بیشترین و کمترین وزن خشک ریشه نیز به ترتیب در تیمار ۴ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر دیده شد، همچنین بین تیمارهای شاهد و ۸ دسی‌زیمنس بر متر شوری تفاوت معنی‌داری وجود نداشت (شکل ۳). به‌طور کلی بعد از اعمال تنش شوری وضعیت رشدی گیاهان با افزایش سطح شوری کاهش یافت به‌طوری‌که گیاهان تیمار شده با سطح ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر کاهش شدیدی در رشد نشان دادند. به‌نظر می‌رسد کاهش در رشد گیاه و وزن ریشه‌ها نیز به عدم تحمل گیاه به این دامنه از شوری باشد.

مقایسه میانگین‌ها از نرم افزارهای Minitab 16 و SPSS و برای رسم نمودارها از نرم افزار Excel استفاده شد. مقایسه میانگین داده‌ها توسط آزمون چند دامنه‌ای دانکن ($P \leq 0.05$) انجام شد.

نتایج و بحث

صفات مورفولوژیکی برگ، شاخساره و ریشه

نتایج جدول ۲ نشان داد که بیشترین وزن تر برای کل شاخساره در تیمار شاهد و کمترین آن در تیمار ۸ دسی‌زیمنس بر متر شوری بود. البته با کمی تعدیل می‌توان گفت که بیشترین وزن تر برای کل شاخساره در تیمار شاهد و ۴ دسی‌زیمنس و کمترین آن در تیمار ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر شوری بود. همین ترتیب نتیجه در مقایسه میانگین وزن خشک کل شاخساره نیز مشاهده شد و بیشترین مقدار وزن خشک کل شاخساره به ترتیب در تیمارهای شاهد و ۴ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین آن در تیمار ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر بود. وزن تر و خشک برگ نیز مورد ارزیابی قرار گرفت و در این صفات نیز نتایج مقایسه میانگین مشخص کرد که بیشترین مقدار در تیمارهای شاهد و ۴ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین آن در تیمار ۸ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر قرار دارد (جدول ۲). نتایج مقایسه میانگین برای سطح برگ نشان داد که بیشترین سطح برگ گل محمدی در تیمار شاهد و کمترین سطح برگ در تیمار تنش ۸ دسی‌زیمنس بر متر بود (جدول ۲). همچنین مقایسه میانگین نشان داد که بیشترین سطح ویژه برگ در تیمار ۸ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین آن در تیمار شاهد بود. مقایسه میانگین برای تعداد شاخه‌های هر بوته نشان

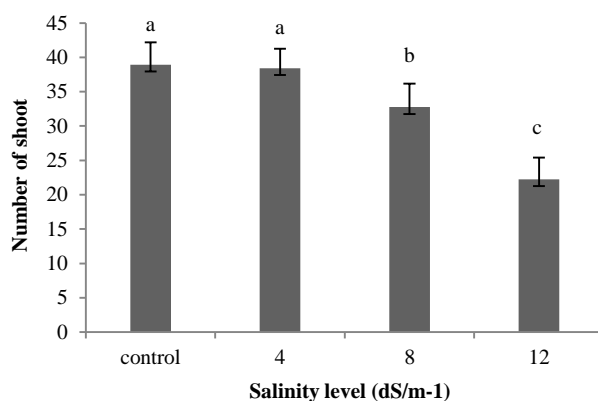
جدول ۲. مقایسه میانگین برای اثرات سطوح شوری روی صفات مورفولوژی و فیزیولوژی مورد بررسی گل محمدی

Table 2. Mean comparisons for the salinity levels effects on some growth indices and morphological characteristics in *Rosa damascena* Kashan genotype

Salinity level (dS m ⁻¹)	Relative water content of stem (%)	Relative water content of leaf (%)	Shoot Fresh weight (gr)	Shoot dry weight (gr)	Leaf fresh weight (gr)	Leaf dry weight (gr)	Leaf area (cm ²)
0.9 (control)	54.84a	76.22a	251.8a	184.6a	0.58a	0.26a	3338a
4	49.38b	75.68ab	234.ab	155.8ab	0.57a	0.24ab	3286ab
8	49.40b	74.83ab	177.7c	129.2b	0.46b	0.20ab	3010b
12	51.83ab	69.59b	189.5bc	143ab	0.44b	0.20b	3086ab

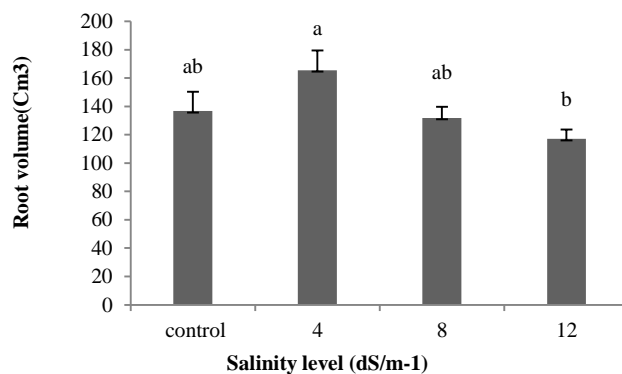
در هر ستون، میانگین‌هایی که حرف‌های مشترک دارند در سطح احتمال ۵ درصد (دانکن) بدون تفاوت معنی‌دار هستند.

Means in each column followed by the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



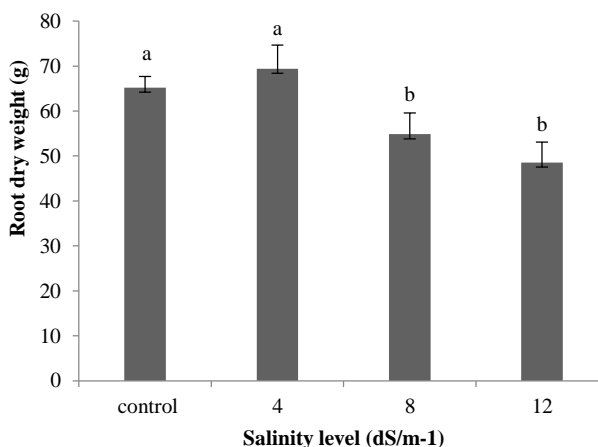
شکل ۱. اثر سطوح متفاوت شوری بر تعداد شاخه بوته‌های گل محمدی رقم کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 1. Effect of different salinity levels on shoot number of *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



شکل ۲. اثر سطوح متفاوت شوری بر حجم ریشه بوته‌های گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 2. Effect of different salinity levels on root volume of *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



شکل ۳. اثر سطوح متفاوت شوری بر وزن خشک ریشه گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 3. Effect of different salinity levels on root dry weight of *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.

محتوای آب نسبی برای شاخه‌های گل محمدی در تیمار شاهد و کمترین آن برای تیمارهای ۴ و ۸ دسی‌زیمنس بر متر شوری بود. همچنین برای محتوای نسبی آب برگ بیشترین مقدار برای تیمار شاهد و کمترین مقدار به شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر بود. هنگامی که سطح شوری افزایش می‌یابد میزان رطوبت نسبی کاهش می‌یابد، کاهش ظرفیت آب برگ و محتوای رطوبت نسبی به مفهوم کاهش آب درون گیاه است که می‌تواند منجر به بسته شدن روزنه‌ها شود و در نتیجه میزان فعالیت نورساخت گیاه کاهش یابد. کاهش هدایت روزنه‌ای از موارد مهمی است که در جریان تنش شوری موجب کاهش نورساخت می‌شود (Heidari-Sharif Abad, 2001). شوری از طریق تأثیر بر پمپ‌های پروتونی غشا و اختلال در آن‌ها سبب کاهش رشد سلول می‌شود (Katerji et al., 1994; Parida & Das, 1994). در مطالعه‌ای اثر تنش شوری بر شش رقم رز در محیط کنترل شده ارزیابی شد و گزارش گردید که با افزایش میزان شوری در بستر کشت، میزان رشد و عملکرد ارقام مذکور به شکل قابل توجهی کاهش پیدا کرده و همچنین محتوای آب نسبی و عملکرد فتوسنتزی آن‌ها نیز به شدت کاهش یافت (Niu et al., 2013). همچنین تنش شوری موجب کاهش محتوای نسبی آب برگ در *Rosa damascena* var. *trigintipetala* شد (Ali et al., 2014). نتایج این پژوهش با یافته‌های محققین فوق مطابقت دارد و نتایج نشان می‌دهد که با افزایش تنش شوری محتوای نسبی آب برگ و شاخه کاهش می‌یابد.

محتوای کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها

نتایج مقایسه میانگین‌ها (جدول ۳) نشان داد که بیشترین سبزینه کل در تیمار شاهد و کمترین آن در تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر بود و بین دو تیمار ۴ و ۸ دسی‌زیمنس اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد. بیشترین و کمترین مقدار کلروفیل a به ترتیب در تیمار شاهد و سطح شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر گزارش شد و برای کلروفیل b نیز با افزایش تنش مقدار آن کاهش یافت (جدول ۳).

تصور می‌شود کاهش سطح برگ، واکنش اولیه گلیکوفیت‌ها نسبت به تنش شوری باشد تا تلفات زیاد آب از طریق تعرق کاهش یابد، ولی کاهش سطح برگ به نوبه خود می‌تواند منجر به کاهش فتوسنتز شده و در نهایت از سرعت رشد گیاهان نیز کاسته شود (Koji et al., 2008). افزایش سطح شوری اثر بازدارندگی شدیدی بر وزن خشک برگ ایجاد نمود و با افزایش سطح شوری روند کاهش معنی‌داری مشاهده شد. رشد کم ریشه علاوه بر این که ممکن است در انتقال آب و مواد غذایی اثر بگذارد، از طریق تأثیر بر توازن هورمون‌ها، رشد قسمت هوایی را نیز تحت تأثیر قرار می‌دهد. کاهش سطح برگ یکی از اولین پاسخ‌های مورفولوژیک در برابر تنش شوری می‌باشد و چنین به نظر می‌رسد، گیاه با این ساز و کار سعی در حفظ آب در بافت‌های خود را دارد (Mardani & Azizi, 2010). بیان شده است که کاهش رشد در اثر شوری می‌تواند با کاهش سطح فتوسنتزکننده یا میزان فتوسنتز در واحد سطح مرتبط باشد (Zekri & Parsons, 1990). در گزارشی بیان شده است که تنش شوری در گیاهان خارمریم و مرزه سبب کاهش معنی‌داری در سطح برگ هر دو گیاه گردیده است (Said-Alahli & Omar, 2011). همچنین نشان داده شده است که با افزایش تنش شوری در گل رز، میزان رشد، وزن تر و خشک کاهش یافت و در نهایت به مرگ بوته منجر شد (Bernstein & Francisco, 1972). در پژوهشی دیگر که روی شش رقم رز باغچه‌ای انجام پذیرفت نتایج نشان داد که تنش شوری علاوه بر کاهش در رشد، وزن تر و خشک، سبب کاهش در ارتفاع گیاهان نیز شد (Cai et al., 2014). افزایش سطح شوری در شش گونه رز هیبرید گلخانه‌ای، کاهش تولید زیست‌توده (بیوماس)، تعداد ساقه و تعداد گل را نشان داد (Cabrera et al., 2009). نتایج این مطالعه حاضر با گزارش‌های این محققین همگام بوده و نشان داد که تنش شوری بیش از ۸ دسی‌زیمنس بر متر، میزان رشد، تولید شاخه‌های جدید، و زیست‌توده گیاه گل محمدی را کاهش داد.

محتوای آب نسبی برگ و شاخه

با توجه به نتایج مقایسه میانگین (جدول ۲) بیشترین

جدول ۳. مقایسه میانگین میزان کلروفیل کل، a، b، کاروتنوئید و نشت یونی برگ تحت تأثیر تنش شوری در گل محمدی
Table 3. Comparison of the effects of salinity stress on the amount of total chlorophyll, chlorophyll a, b, carotenoids and Ion leakage of leaves in *Rosa damascena* Kashan genotype

Salinity level (dS m ⁻¹)	Total chlorophyll (mg g ⁻¹ Fw)	Chlorophyll a (mg g ⁻¹ Fw)	Chlorophyll b (mg g ⁻¹ Fw)	Carotenoids (mg g ⁻¹ Fw)	Ion Leakage (%)
0.9 (Control)	41.10a	29.59a	25.46a	3.90a	30.83b
4	38.47ab	22.37b	16.94ab	3.48a	35.150ab
8	35.33 ab	19.90b	15.07ab	2.80a	43.42ab
12	33.31 b	19.59b	11.51b	1.51b	46.56a

در هر ستون، میانگین‌هایی که حرف‌های مشترک دارند در سطح احتمال ۵ درصد (دانکن) بدون تفاوت معنی دار هستند.
Means in each column followed by the same letter (s) are not significantly different (Duncan) at 5% probability level.

اکسید شدن آن‌ها توسط اکسیژن فعال و تخریب ساختار آن‌ها باشد (Orcutt, 2000). نتایج این پژوهش در خصوص کاهش رنگدانه‌های کلروپلاستی همچون کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها نشان دهنده کاهش میزان محتوای کلروفیل و کاروتنوئید برگ‌ها با افزایش تنش شوری می‌باشد که با یافته‌های پژوهش‌های پیشین در خصوص گونه‌ها و ارقام مختلف رز همخوانی دارد.

نشت یونی (EC)

نتایج مقایسه میانگین برای نشت یونی نسبی نشان داد که با افزایش میزان تنش شوری نشت یونی هم افزایش یافت به طوری که بیشترین نشت یونی برگ در تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین نشت یونی را تیمار شاهد بدون تنش نشان داد. بین دو تیمار ۴ و ۸ دسی‌زیمنس بر متر اختلاف معنی‌داری مشاهده نشد، اما روند صعودی نشت یونی با افزایش شدت تنش رابطه مستقیم داشت (جدول ۳). هرچند بین سطح شوری ۴ و ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر از نظر عددی اختلاف مشخصی دیده می‌شود ولی این اختلاف از نظر آماری معنی‌دار نبود، شاید در صورت اندک افزایش سطح شوری به بیش از ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر تغییر معنی‌دار در نشت یونی دور از انتظار نباشد. محتوای آب نسبی سلول‌ها با افزایش تنش شوری در گیاهان کاهش یافته و فشار تورگر نیز کم می‌شود (Katerji et al., 1997). رادیکال‌های آزاد باعث پراکسید شدن لیپیدهای غشا و خروج یون پتاسیم از دیواره یاخته‌ای شده و همچنین یون سدیم به دلیل اثر رقابتی با پتاسیم بر محل‌های اتصال پتاسیم در غشای یاخته‌ای جایگزین می‌شود و از آنجایی که نمی‌تواند فعالیت پتاسیم را انجام دهد باعث نشت الکترولیت‌ها از دیواره

مقایسه میانگین برای مقدار کاروتنوئیدها نیز نشان داد که با افزایش غلظت نمک میزان آن در برگ کاهش یافت، اما فقط تیمار شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر با سایر سطوح تفاوت معنی‌دار نشان داد. کاهش محتوای کلروفیل در اثر شوری می‌تواند ناشی از اثر بازدارندگی یون‌های تجمع‌یافته در کلروپلاست (Chookhampaeng, 2011)، تخریب سبزینه توسط تنش اکسایشی (اکسیداتیو) ناشی از نمک، فعال شدن آنزیم کلروفیل‌لاز یا ناپایدار شدن کمپلکس پروتئین رنگیزه توسط یون‌های نمک باشد، ولی با گذشت زمان و در غلظت‌های بالاتر نمک، دلیل اصلی کاهش میزان آن کاهش در ساخت کلروفیل است (Saha et al., 2010; Zhang et al., 2003). طی گزارشی بیان شد که محتوای سبزینه تحت شرایط شوری کاهش می‌یابد، به این ترتیب که برگ‌ها در اثر شوری در آغاز سبز-زرد (کلروزه) یا رنگ‌پریده و پس از آن شروع به ریزش می‌کنند (Parida & Das, 2005). کاهش در رنگدانه‌های نورساختی گیاهان تحت شرایط شوری به طور عمده در اثر جلوگیری از زیست‌ساخت (بیوسنتز) و یا تجزیه آنها صورت می‌پذیرد (Khan et al., 2006). تنش شوری در گل رز موجب کاهش مقدار کلروفیل در برگ‌ها در هنگام افزایش تنش شد (Sheng et al., 2008). در پژوهشی که روی ارقام مختلف رز گلخانه‌ای انجام دادند، مشخص شد که تنش شوری ناشی از کلرید سدیم موجب کاهش رشد، کاهش عملکرد و همچنین کاهش میزان کلروفیل برگ‌ها می‌شود (Cabrera et al., 2009). در پژوهشی روی گونه‌ای از رز (*Rosa rubiginosa*) دریافتند که تنش شوری موجب زرد شدن برگ‌ها می‌گردد (Hura et al., 2007). کاهش محتوای کاروتنوئیدی می‌تواند به دلیل

فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز در شرایط تنش وجود دارد، اگرچه افزایش فعالیت آنزیم پراکسیداز توسط تنش شوری نیز توسط محققین زیادی گزارش شده است (Demiral & Turkan, 2005; Bor *et al.*, 2003).

فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز

مقایسه میانگین برای فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز نشان داد (شکل ۷) که بیشترین فعالیت این آنزیم در تیمار ۴ دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد و کمترین فعالیت آنزیمی را تیمار شاهد نشان داد. سوپراکسید دیسموتاز اولین آنزیم پاکسازی‌کننده است که رادیکال $O_2^{\cdot-}$ را به H_2O_2 تبدیل می‌کند که یک مولکول با خاصیت رادیکالی کمتر است. در مرحله بعد H_2O_2 تولیدشده نیز توسط آنزیم کاتالاز و یا آسکوربات پراکسیداز تبدیل به آب و اکسیژن می‌شود (Foyer *et al.*, 1998). تنش شوری موجب افزایش تولید آنیون‌های مخرب از جمله آنیون‌های سوپراکسید در میتوکندری سلول و خسارت اکسیداتیو می‌شود. در چنین شرایطی، فعالیت آنزیم SOD به‌عنوان یک آنزیم از بین برنده یون سوپراکسید افزایش می‌یابد (Mittova *et al.*, 2004). این گونه‌های فعال، همچنین سبب افزایش تجزیه کلروفیل و کاهش محتوای کلروفیل برگ می‌شوند (Sairam & Srivastava, 2002). از آنجایی‌که آنزیم سوپراکسید دیسموتاز باعث مهار رادیکال‌های سوپراکسید می‌شود اولین سیستم آنزیمی آنتی‌اکسیدانتی در برابر اثر سمی گونه‌های فعال اکسیژن می‌باشد. بنابراین با افزایش میزان رادیکال‌های سوپراکسید در سلول‌ها تحت تنش شوری، فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز نیز افزایش می‌یابد (Bailly, 2004). در پژوهشی که در محیط درون‌شیشه‌ای روی رز هیبرید رقم "راک فایر" انجام شد، تنش شوری با کلرید سدیم باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانتی همچون سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز و اسکوربات پراکسیداز در رز هیبرید می‌شود (Soundararajan *et al.*, 2017). نتایج حاصل از این پژوهش نیز با یافته‌های آنها در این خصوص همسو می‌باشد.

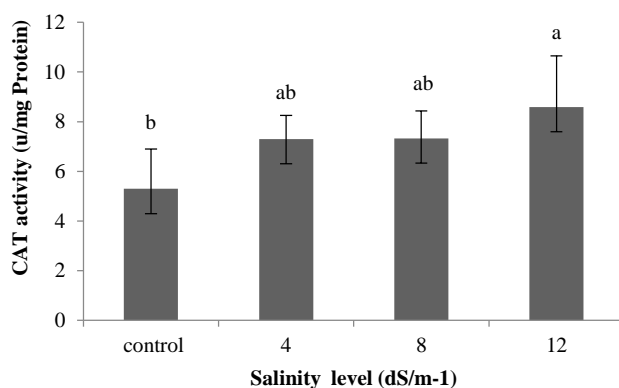
یاخته می‌شود (Cuin & Shabala, 2007). با توجه به این‌که محتوای نسبی آب برگ در تنش شوری کاهش می‌یابد، یاخته‌ها چروکیده شده و غشای یاخته‌ای پایداری خود را از دست می‌دهد، در نتیجه نفوذپذیری غشای یاخته‌ای افزایش یافته و محتویات درون یاخته به بیرون آن نشت می‌کند (Hura *et al.*, 2007; Taiz & Zeiger, 1998).

فعالیت آنزیم کاتالاز

نتایج مقایسه میانگین برای فعالیت آنزیم کاتالاز نشان داد که بیشترین سطح فعالیت در تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین فعالیت را تیمار شاهد بدون تنش نشان داد. به‌طور کلی با افزایش سطح شوری میزان فعالیت آنزیم کاتالاز نیز افزایش یافت (شکل ۵). گونه‌های فعال اکسیژن از مهمترین عامل‌های آسیب‌رسان به فرایند نورساختی در شرایط تنش‌های محیطی از جمله تنش شوری است. گیاهان برای کاهش دادن تأثیر زیان‌بار گونه‌های فعال اکسیژن، سازوکارهای متفاوتی دارند که از جمله آن‌ها می‌توان به افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانتی اشاره کرد. آنزیم‌هایی مانند سوپر اکسید دیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز و گلوکاتیون رداکتاز از آنزیم‌های مهم در گیاهان هستند، که باعث حذف و غیر فعال شدن گونه‌های فعال اکسیژن می‌شوند (Laspina *et al.*, 2005; Shen *et al.*, 2010; McDonald, 1999; Baily, 2004).

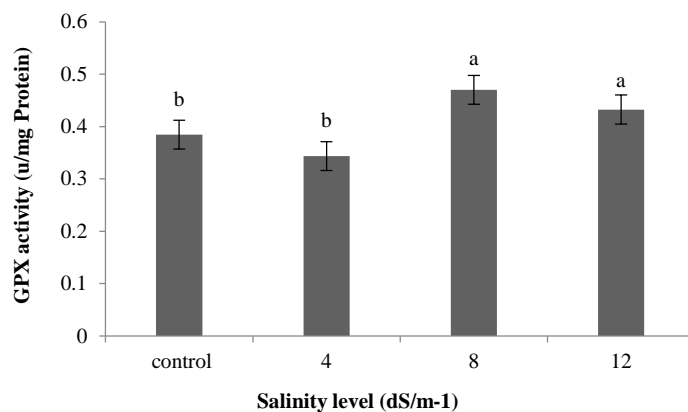
فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز

برای فعالیت آنزیم پراکسیداز نیز مقایسه میانگین مشخص کرد که بیشترین مقدار فعالیت این آنزیم در تیمار ۸ دسی‌زیمنس بر متر و پس از آن بیشترین میزان را تیمار ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر داشت و کمترین آن در تیمار شاهد بود (شکل ۶). آنزیم گایاکول پراکسیداز با استفاده از مواد فنولیک به‌عنوان دهنده الکترون باعث تجزیه پراکسید هیدروژن می‌شود (Apple & Hirt, 2004). این آنزیم به‌منظور حذف پراکسیدهای هیدروژن در سلول‌های گیاه نقش زیادی دارد. شواهد زیادی مبنی بر افزایش و کاهش



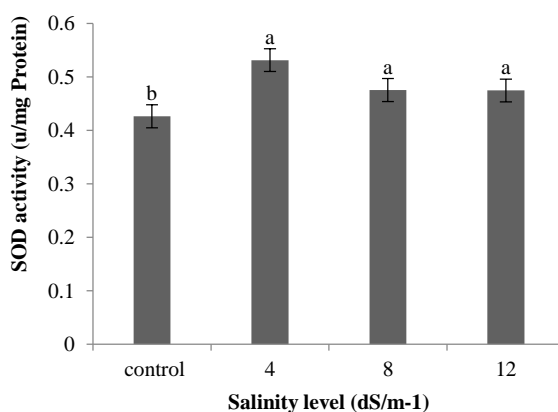
شکل ۵. اثر سطوح متفاوت شوری بر فعالیت آنزیم کاتالاز (CAT) در گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 5. Effect of different salinity levels on the activity of catalase (CAT) in *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



شکل ۶. اثر سطوح متفاوت شوری بر فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX) در گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 6. Effect of different salinity levels on the activity of Guaiacol peroxidase (GPX) in *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



شکل ۷. اثر سطوح متفاوت شوری بر فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز (SOD) در گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 7. Effect of different salinity levels on the activity of superoxide dismutase (SOD) in *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.

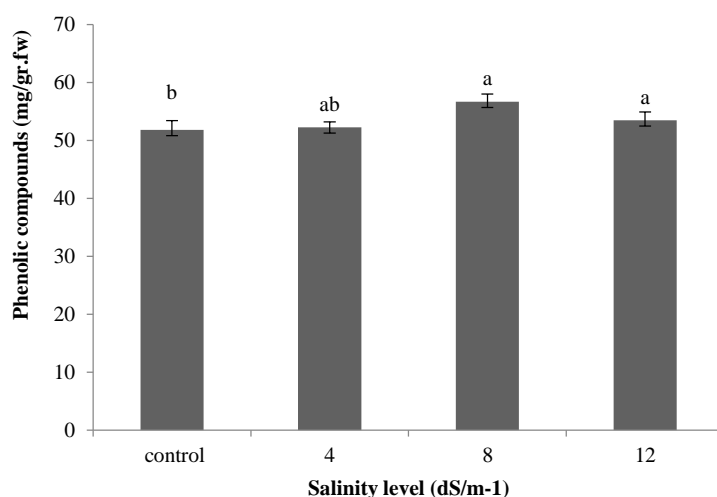
بافت گیاهی تحت تنش، یکی از راه‌های مقاومت نسبت به افزایش تنش و تنش اکسیداتیو می‌باشد. نتایج این پژوهش نیز با یافته‌های محققین پیشین در این خصوص مطابقت داشت و نشان داد که با افزایش تنش شوری میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی و همچنین محتوای فنولی گیاه افزایش می‌یابد.

مجموع پروتئین‌های محلول

نتایج مقایسه میانگین نشان داد که با افزایش تنش شوری میزان پروتئین‌های محلول کاهش یافته است (شکل ۹). به طوری که بیشترین میزان پروتئین‌ها در تیمار شاهد و کمترین مقدار آن در سطح شوری ۱۲ دسی‌زیمنس بر متر بود. پروتئین‌های محلول برگ تحت تنش شوری در نتیجه واکنش با رادیکال‌های آزاد، تغییر اسیدهای آمینه، افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه کننده پروتئین‌ها، کاهش ساخت پروتئین‌ها، تخریب سازوکار رونویسی و ترجمه mRNA کاهش می‌یابد (Ranjan *et al.*, 2001). به نظر می‌رسد کاهش محتوای پروتئین‌های محلول برگ در اثر شوری سبب کاهش پروتئین‌های تیلاکوئید و چرخه کالوین بخصوص آنزیم روبیسکو و برخی از آنزیم‌های آنتی اکسیدانی می‌شود (Bor *et al.*, 2003).

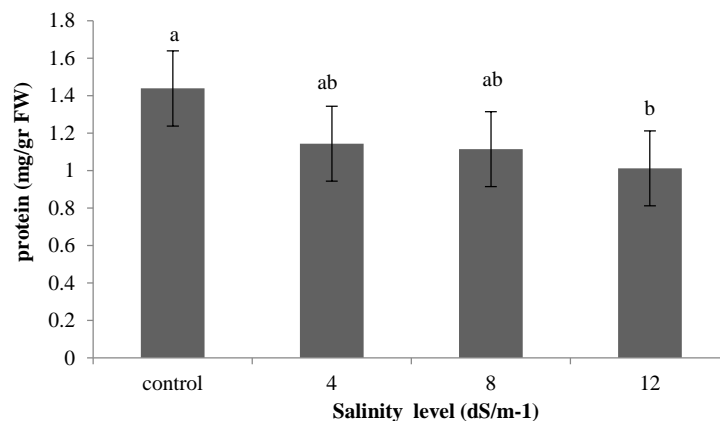
محتوای فنل کل

نتایج مقایسه میانگین نشان می‌دهد که با افزایش تنش میزان فنل کل در برگ گیاه افزایش یافت به طوری که بیشترین میزان فنل کل در تیمار ۸ دسی‌زیمنس بر متر و کمترین آن در تیمار شاهد وجود داشت (شکل ۸). بین دو تیمار دیگر اختلاف معنی‌داری دیده نشد. یکی از سازوکارهای دفاع غیرآنزیمی برای رویارویی با تنش اکسایشی (اکسیداتیو) القاشده توسط تنش در گیاهان، تجمع ترکیب‌های فنلی است. فنل‌های گیاهی متابولیت‌های ثانوی گیاهی هستند که در شرایط مطلوب محیطی از مسیر شیکیمیک اسید و از متابولیسم فنیل پروپانوئید سنتز می‌شوند، ولی تنش‌های محیطی مختلف مقدار آن‌ها را در سلول‌ها تغییر می‌دهند (Vogt, 2010). ترکیبات فنلی دارای خاصیت آنتی اکسیدانی هستند که با جمع‌آوری و احیای گونه‌های فعال اکسیژن از اکسیداسیون مولکول‌های حیاتی سلول پیشگیری کرده و با مهار و کاهش اتواکسیداسیون لیپیدها و خاموش کردن اکسیژن رادیکالی مانع بروز تنش اکسیداتیو در سلول‌های گیاه می‌شوند (Rice-Evans *et al.*, 1997; Razali *et al.*, 2008; Oh *et al.*, 2009; Ksouri *et al.*, 2007). لذا افزایش میزان فنل‌ها در



شکل ۸. اثر سطوح متفاوت شوری بر میزان ترکیبات فنولی در گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 8. Effect of different salinity levels on the amount of phenolic compounds in *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.



شکل ۹. اثر سطوح متفاوت شوری بر میزان پروتئین‌های محلول در برگ گل محمدی ژنوتیپ کاشان. میانگین‌های دارای حروف مشترک فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال خطای ۵ درصد (دانکن) هستند.

Figure 9. Effect of different salinity levels on the amount Of total soluble proteins in leaves of *Rosa damascena* Kashan genotype. Means with the same letters are not significantly different at 5% (Duncan) probability level.

شاخساره در این گیاه کاهش یافت. این گیاه توانست نسبت ریشه به شاخساره را در مقابله با تنش شوری افزایش دهد اما در شوری بالا به دلیل عدم تحمل، افزایش در حجم و وزن ریشه اتفاق نیفتاد. همچنین تنش شوری رابطه منفی با محتوای کلروفیل‌ها و کارتنوئیدهای برگ داشت. میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز با افزایش تنش شوری افزایش یافت و از طرفی مقدار کل پروتئین‌ها با افزایش تنش شوری کاهش یافت. محتوای فنل کل گیاهان تنش یافته نسبت به گیاهان شاهد افزایش نشان داد که نشان دهنده افزایش مقاومت گیاه به تنش شوری است. با توجه به نتایج به نظر می‌رسد گل محمدی ژنوتیپ کاشان بتواند شوری تا ۸ دسی‌زیمنس بر متر را تحمل نماید، اما شوری بالاتر با کاهش شدید و توقف رشد موجب از بین رفتن گیاه خواهد شد.

کاهش مقدار پروتئین می‌تواند ناشی از کاهش در سنتز پروتئین، تسریع پروتئولیز و واسرشت شدن پروتئین‌ها، اکسیداسیون اسیدهای آمینه به گروه‌های کربونیل، افزایش نیترات، آمونیوم و اسیدهای آمینه آزاد و تجزیه آنزیم‌های درگیر در سنتز پروتئین‌ها باشد (Sharma and Dietz, 2009). وجود یک رابطه منفی بین تنش شوری NaCl و میزان پروتئین‌های محلول گزارش شده است (Ashraf et al., 2008).

نتیجه‌گیری کلی

تنش شوری بیش از ۸ دسی‌زیمنس بر متر با تأثیر بر ویژگی‌های مورفولوژی گل محمدی ژنوتیپ کاشان موجب کاهش در رشد و صفات رویشی قسمت هوایی شد و همچنین باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی گردید. محتوای آب نسبی برگ و شاخه، سطح برگ و همچنین وزن تر و خشک برگ و

REFERENCES

1. Appel, K. & Hirt, H. (2004). Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress and signal transduction. *Annual Review of Plant Biology*, 55, 373-399.
2. Agarwal, S. & Pandey, V. (2004) Antioxidant Enzyme Responses to NaCl Stress in *Cassia angustifolia*. *Biologia Plantarum*, 48, (4), pp. 555-560.
3. Ahmad, P., Azooz, M. M. & Prasad, M. N. V. (2013). *Salt Stress in Plants, Signalling, Omics and Adaptations*. New York: Springer, USA.
4. Aebi, H. (1984) Catalase in vitro. *Methods Enzymology*, 105, 121-126.
5. Ali, E. F., Bazaid, S.A. & Hassan, F. A. S. (2014). Salinity tolerance of Taif roses by Gibberellic acid (GA3). *International Journal of Science and Research*, 3(11), 184-192.
6. Ashraf, M., Athar, H. R., Harris, P. J. C. & Kwon, T. R. (2008). Some prospective strategies for improving crop salt tolerance. *Advances in Agronomy*, 97, 45-110.

7. Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1), 248-254.
8. Bernstein, L. & Francisco, L. E. (1972). Salt tolerance of ornamental shrubs and ground cover. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 97, 550-556.
9. Bor, M., Ozdemir, F & Turkan, I. (2003). The effect of salt stress on lipid peroxidant and antioxidant in leave of suger beet (*Beta vulgar* L.) and wild beet (*Beta maritime* L.). *Plant Science*, 164, 77-84.
10. Bailly, C. (2004). Active oxygen species and antioxidants in seed biology. *Seed Science Research*, 14, 93-107.
11. Cai, X., Niu, G., Starman, T. & Hall, C. (2014). Response of six garden roses (*Rosa*× *hybrida* L.) to salt stress. *Scientia Horticulturae*, 168, 27-32.
12. Cabrera, R. I., Solís-Pérez, A. R. & Sloan, J. J. (2009). Greenhouse rose yield and ion accumulation responses to salt stress as modulated by rootstock selection. *HortScience*, 44(7), 2000-2008.
13. Cuin, T. A. & Shabala, S. (2007). Compatible solutes reduce ROS-induced potassium efflux in Arabidopsis roots. *Plant Cell Environment*, 30, 875-885.
14. Chookhampaeng, S. (2011). The effect of salt stress on growth, chlorophyll content proline content and antioxidant enzymes of pepper seedling. *European Journal of Scientific Research*, 49, 103-109.
15. Demiral, T. & Turkan, I. (2005). Comparative lipid peroxidation, antioxidant defense sysems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. *Environment Experiment Botany*, 53, 247-257.
16. Foyer, C. H., Valadier, M., Migge, A. & Becker, T. (1998). Drought-induced effects on nitrate reductase activity and mRNA on the coordination of nitrogen and carbon metabolism in maize leaves. *Plant Physiology*, 177, 283-292.
17. Giannopolitis, N. & Ries, S.K. (1977). Superoxide dismutase. I. Occurrence in higher plants. *Plant Physiology*, 59, 309-314.
18. Gorji-Chakespary, A., Nikbakht, A. M., Sefidkon, F., Ghasemi-Varnamkhasti, M. & Valero, E. L. (2017). Classification of essential oil composition in *Rosa damascena* Mill. genotypes using an electronic nose. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 4, 27-34.
19. Goreta, S., Bučević-Popović, V., Pavela-Vrančić, M. & Perica, S. (2007). Salinity-induced changes in growth, superoxide dismutase activity, and ion content of two olive cultivars. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 170(3), 398-403.
20. Hu, L., Li, H., Pang, H. & Fu, J. (2012). Responses of antioxidant gene, protein and enzymes to salinity stress in two genotypes of perennial ryegrass (*Lolium perenne*) differing in salt tolerance. *Journal of Plant Physiology*, 169(2), 146-156.
21. Huang, C. J., Wei, G., Jie, Y. C., Xu, J. J., Zhao, S. Y., Wang, L. C. & Anjum, S. A. (2015). Responses of gas exchange, chlorophyll synthesis and ROS-scavenging systems to salinity stress in two ramie (*Boehmeria nivea* L.) cultivars. *Photosynthetica*, 53(3), 455-463.
22. Hura, T., Hura, K., Grzesiak, M. & Rezepka, A. (2007). Effect of long-term drought stress on leaf gas exchange and fluorescence parameters in C3 and C4 Plant. *Acta Physiologiae Plantarum*, 29, 103-113.
23. He, Y., Liu, W., Cao, M., Huai, B. Xu. & Huang, B. (2005). Effect of salicylic acid on heat tolerance associated with antioxidant metabolism in the Kentucky Bluegrass. *Crop Science*, 45, 988-995.
24. Heidari Sharif Abad, H. (2001). *Plants and Salinity*. Research Institute of Forests and Rangelands Press. Tehran. (in Farsi)
25. Isfendiyaroglu, M. & Zeker, E. (2002). The relation between phenolic compound and seed dormancy in Pistacia spp. Gremna Seym Pistachios and Almond. *Chieres Optins Mediterraneenes*, 56, 232-277.
26. Katerji, N., Van Horn, J. W., Hamdy, A., Karan, F. & Mastrovilli, M. (1994). Effect of salinity on emergence and on aspirin) and salicylic acid induce multiple stress tolerance in bean and tomato plants. *Journal of Plant Growth Regulation*, 30, 157-161.
27. Katerji, N., Van Hoorn, J.W., Hamdy, A., Mastrovilli, M. & Mou Karzel, E. (1997). Osmotic adjustment of sugar beets in response to soil salinity and its influence on stomatal conductance, growth and yield. *Agricultural Water Management*, 34, 57-69.
28. Kaya, C., Higgs, D., Ince, F., Amador, B. M., Caki, A. & Sakar, E. (2003). Ameliorative effects of potassium phosphate on salt-stressed pepper and cucumber. *Journal of Plant Nutrition*, 26, 807-820.
29. Khan, M. A., Ahmad, M.Z. & Hameed, A. (2006). Effect of sea salt and L- ascorbic acid on the seed germination of halophytes. *Journal of Arid Environments*, 67, 535-540.
30. Koji, Y., Mitsuya, S., Kawasaki, M., Taniguchi, M. & Miyake, H. (2008). Salinity induced chloroplas damages in rice leaves (*Oryza sativa* L.) are reduced by pretreatment with methyl viologen. In: *Proceedings of the 14th Ausralian Agronomy Conference*, 21-25 September, p. 684.
31. Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, M., Grignon, C. & Abdelly, C. (2007). Salinity effect on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 45, 244-248.

32. Mardani, H. & Azizi, M. (2010). Effect of salicylic acid on morphological and physiological parameter of cucumber (*Cucumis Sativus* cv. Super Dominus) in dry stress. *Iranian Journal of Horticulture Science*, 3, 321-326. (in Farsi)
33. Momen poor, A., Imani, A. & Rezaei, H. (2015). Evolution of growth character and four element level in four genotype of almond. *Iranian Journal of Horticulture Science*, 46(3), 409-427. (in Farsi)
34. Marshall, J. D. & Monserud, A.A. (2003). Foliage height influences specific leaf area of three conifer species. *Canadian Journal of Forest Research*, 33, 164-170
35. McDonald, M. B. (1999). Seed deterioration: physiology, repair, and assessment. *Seed Science Technology*, 27(11), 177-237.
36. Munns, R. & Tester, m. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651-681.
37. Mittova, V., Guy, M., Tal, M. & Volokita, M. (2004). Salinity up-regulates the antioxidative system in root mitochondria and peroxisomes of the wild salt tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. *Journal of Experimental Botany*, 55, 1105-1113.
38. Mostafazadeh-Fard, B., Heidarpour, M., Aghakhani, A. & Feizi, M. (2007). Effects of irrigation water salinity and leaching on soil chemical properties in an arid region. *International Journal of Agriculture and Biology*, 3, 166-462.
39. Niu, G., Starman, T. & Byrne, D. (2013). Responses of growth and mineral nutrition of garden roses to saline water irrigation. *HortScience*, 48(6), 756-761.
40. Laspina, N. V., Groppa, M. D., Tomaro, M. L. & Benavides, M. P. (2005). Nitric oxide protects sunflower leaves against Cd-induced oxidative stress. *Plant Science*, 169(2), 323-330.
41. Lichtenthaler, H.K. & Buschmann, C. (2001). Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. In: N.J. Hoboken (Ed), *Current protocols in food analytical chemistry*. (pp. 431-438.) John Wiley & Sons. doi:10.1002/0471142913.faf0403s01.
42. Oh, M. M., Carey, E. E. & Rajashekar, C. B. (2009). Environmental stresses induce health-promoting phytochemicals in lettuce. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47(7), 578-583.
43. Orcutt, D. M. (2000). *The physiology of plants under stress: soil and biotic factors*. (Vol. 2). John Wiley & Sons.
44. Plewa, M. J., Smith, S. R. & Wagner, E. D. (1991). Diethyldithiocarbamate suppresses the plant activation of aromatic amines into mutagens by inhibiting tobacco cell peroxidase. *Mutation Research/fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis*, 247(1), 57-64.
45. Parida, A. K. & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60, 324-349.
46. Razali, N., Razab, R., Mat Junit, S. & Abdulaziz, A. (2008) Radical scavenging and reducing properties of extracts of cashew shoots (*Anacardium occidentale* L.). *Food Chemistry*, 111, 38-44.
47. Rice-Evans, C. A., Miller, N. J. & Paganga, G. (1997). Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in Plant Science*, 2, 152-159.
48. Ranjan, R., Bohra, S. P. & Jeet, A. M. (2001). *Book of plant senescence*. Jodhpur Agrobios New York, 18-42.
49. Saha, P., Chatterjee, P. & Biswas, A.K. (2010). NaCl pretreatment alleviates salt stress by enhancement of ntioxidant defense system and osmolyte accumulation in mugbean (*Vigna radiate* L.). *Indian Journal of Experimental Biology*, 48, 593-600.
50. Said-Alahli, H. A. H. & Omer, E. A. (2011). Medicinal and aromatic plants production under salt stress. A review, *Herba Polonica*, 57 (1), 72-86.
51. Saint-Lary, L., Roy, C., Paris, J. P., Martin, J. F., Thomas, O. P. & Fernandez, X. (2016). Metabolomics as a tool for the authentication of rose extracts used in flavour and fragrance area. *Metabolomics*, 12(3), 49.
52. Sairam, R. K. & Srivastava, G. C. (2002). Changes in antioxidant activity in subcellular fraction of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long term salt stress. *Plant Science*, 162, 897-904.
53. Shahbazi, M. & Kiani, A. (1990). Evolution of salinity tolerance in rapeseed, Annual Report of Biotechnology Research Institute of Seed and Plant Breeding. Karaj. Iran. (in Farsi)
54. Sharma, S. S. & Dietz, K. J. (2009). The relationship between metal toxicity and cellular redox imbalance. *Trends in Plant Science*, 14, 43-50.
55. Sharma, S. & Kumar, R. (2016). Effect of temperature and storage duration of flowers on essential oil content and composition of damask rose (*Rosa× damascena* Mill.) under western Himalayas. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 3(1), 10-17.
56. Shen, X., Zhou, Y., Duan, L., Li, Z., Enej, A. E. & Li, J. (2010). Silicon effects on photosynthesis and antioxidant parameters of soybean seedlings under drought and Ultraviolet-B radiation. *Plant Physiology*, 167, 1248-1252.

57. Sheng, M., Tang, M., Chan, H., Yang, B., Zhang, F. & Huang, Y. (2008). Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza*, 18, 287-296.
58. Soundararajan, P., Manivannan, A., Ko, C. H., Muneer, S. & Jeong, B. R. (2017). Leaf physiological and proteomic analysis to elucidate silicon induced adaptive response under salt stress in *Rosa hybrida* 'Rock Fire'. *International Journal of Molecular Sciences*, 18(8), 1768.
59. Taiz, L. & Zeiger, E. (1998). *Plant Physiology*. 2nd ed. Sinauer Associates Inc., Massachusetts, 654 P.
60. Vogt, T. (2010). Phenyl propanoid biosynthesis. *Molecular Plant*, 3, 2-20.
61. Wahome, P. K., Jesch, H. H. & Grittner, I. (2001). Mechanisms of salt stress tolerance in two rose rootstocks: *Rosa chinensis* 'Major' and *R. rubiginosa*. *Scientia Horticulturae*, 87(3), 207-216.
62. Zekri, M. & Parsons, L. R. (1990). Comparative effects of NaCl and polyethylene glycol on root distribution, growth and somatal conductance of sour orange seedlings. *Plant and Soil*, 129, 137-143.
63. Zhang, S., Weng, J., Pan, J., Tu, T., Yao, S. & Xu, C. (2003). Study on the photogeneration of superoxide radicals in Photosystem II with EPR spin trapping techniques. *Journal of Photosynthesis Research*, 75, 41-48.