تأثیر شوری بر محتوای آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، رنگیزه‌های فتوسنتزی، پروتئین و پرولین در ارقام انجیر (*Ficus carica*.L)

اله داد سلیم پور[۱]، منصوره شمیلی[۱]، علی دادخدائی[۲]، حمید زارع[۳] و مهدی حدادی نژاد[٤]

[۱] علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه هرمزگان، [۲] گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شیراز، [۳] ایستگاه تحقیقات انجیر، سازمان تحقیقات، آموزش و ترویج کشاورزی، استهبان، فارس، [۴] گروه علوم باغبانی، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۸/۱۹، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۷/۱۰/۲۲)

چکیده

انجیر محصولی نیمه‌گرمسیر با مصرف میوه تازه خوری و خشک می‌باشد. از آنجا که شوری تهدیدی جدی برای راندمان فتوسنتز، تولید و کیفیت محصول انجیر محسوب می‌شود، لذا طی سال‌های ۱۳۹۵ تا ۱۳۹۷، هفت رقم انجیر (سبز، سیاه، شاه انجیر، اتابکی، کشکی، متی و بَر انجیر) در شرایط گلدانی تحت تیمار آب شور (۰/۵، ۲، ٤، ٦، ۸ و ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر) قرار گرفتند. سپس محتوای پروتئین، پرولین، رنگیزه‌های فتوسنتزی و تغییرات آنزیم‌های آنتی اکسیدان سوپراکسیددیسموتاز، گوایکول پراکسیداز، آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز به منظور معرفی متحمل¬ترین رقم به شوری، مورد مقایسه قرار گرفت. نتایج این پژوهش نشان داد شوری باعث افزایش معنی دار در محتوای پروتئین کل، پرولین و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، اما کاهش در میزان رنگیزه‌های کلروفیل (a، b و کل) و کاروتنوئیدها شد. بنا به نتایج این تحقیق ارقام سیاه و سبز متحمل‌ترین ارقام و شاه انجیر حساس‌ترین رقم به شوری ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر بود. ارقام اتابکی، کشکی، متی و بَر انجیر در حد وسط تحمل تا حساسیت قرار گرفتند.

کلمات کلیدی: آسکوربیک‌پراکسیداز، سوپراکسید¬دیسموتاز، کاتالاز، گوایکول‌پراکسیداز

مقدمه

انجیر (*Ficus carica*.L) از تیره Moraceae، مهمترین گونه جنس *Ficus* می‌باشد که منشا آن جنوب غرب آسیا و شرق مدیترانه است. انجیر با مصرف خشک و تازه خوری (Duenas *et al.*, 2008)، ۳۱۹٤۹٤ هکتار سطح زیر کشت و سالانه بیش از یک میلیون تُن، تولید جهانی دارد (FAO, 2016). ترکیه، مصر، الجزایر، مراکش و ایران ، پنج کشور اصلی پرورش انجیر در دنیا هستند که ٦٤ درصد از تولید کل این محصول را به خود اختصاص داده‌اند. ایران چهارمین تولید کنند انجیر تازه و سومین تولید کننده انجیر خشک در دنیا است (FAO, 2016). ارقام انجیر "سبز"، "سیاه"، "شاه انجیر"، "اتابکی"، "کشکی" و "متی" از مهمترین ارقام انجیر ایران با مصرف خشک و تازه‌خوری هستند که جهت عرضه به بازار داخلی یا صادرات تولید می‌شوند. رقم "بَر انجیر" نیز از مهمترین ارقام گرده افشان انجیر می‌باشد که جهت گرده افشانی پایه¬های مذکور کشت و

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: shamili@ut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

کار می‌شود (Abdoli Nejad and Shekafandeh , 2014a).

گیاه انجیر تحمل متوسطی به شوری دارد (Golombek and Lüdders, 1990) و کاهش تبادلات گازی، کاهش نرخ فتوسنتز، اُفت خصوصیات رویشی، کم شدن عملکرد و کاهش کیفیت محصول، از جمله آثار تنش اکسیداتیو در انجیر هستند (Essam *et al* ., 2013). غلامی و همکاران (۲۰۱۲)، ارقام "دیم" و "سبز" را به عنوان ارقام متحمل به تنش خشکی در این گیاه معرفی کردند. همچنین بر اساس یافته¬های رستمی و راحمی (۲۰۱۳) تحمل ارقام گرده افشان انجیر به تنش خشکی به ترتیب "خرمائی" ، "شاه انجیر"، "پوز دنُبلانی" و"دانه سفید" بود.

از جمله تغییرات بیوشیمایی مهمی که در گیاهان تحت شرایط تنش شوری رخ می‌دهد تولید گونه‌های فعال اکسیژن می‌باشد (Wang *et al*., 2013). گونه‌های فعال اکسیژن سبب پراکسیداسیون لیپیدها، تخریب غشاء و واسرشت شدن پروتئین‌ها می‌شوند (Mittler, 2002). گیاهان برای کم کردن اثرات زیان بار گونه‌های فعال اکسیژن سازوکارهای خاصی را بکار می‌برند که از آن جمله می‌توان به افزایش فعالیت آنزیم های آنتی‌اکسیدانی (نظیر سوپراکسیددسموتاز، پراکسیداز،گلوتاتیون ردوکتاز و کاتالاز)، به عنوان اعضای کلیدی سیستم حفاظتی گیاه اشاره کرد (Wang *et al*., 2013). ژنوتیپ‌های متحمل به شوری دراغلب گونه‌های گیاهی فعالیت بالاتری در سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی آنزیمی و غیر آنزیمی نسبت به گونه¬های حساس دارند (Sorkheh *et al*., 2012). شوری سبب افزایش فعالیت سوپراکسید دیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز و گلوتاتیون ردوکتاز در انجیر گردیده است. ضمن اینکه فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز در رقم شاه انجیر بیشتر از سایر ارقام بود. همچنین با افزایش شدت تنش شوری روند کاهشی در فعالیت آنزیم کاتالاز مشاهده شد (Zarei *et al* ., 2016). بنا به گزارش عبدلی نژاد و شکافنده (۲۰۱٤b) شوری در شرایط درون شیشه ای اثر تخریبی کمتری بر کلروفیل رقم شاه انجیر دارد. در رقم سبز و شاه انجیر افزایش غلظت نمک در محیط کشت میزان پرولین و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی را افزایش اما از میزان پروتئین کل کاست. تجمع پرولین و فعالیت آنزیم¬های آنتی‌اکسیدانی به طور معنی داری در شاه انجیر کمتر از انجیر سبز بود (Abdolinejad and shekafandeh ,2014b). نقش اصلی رنگیزه‌های فتوسنتزی در گیاهان فتوسنتز و تولید و ذخیره انرژی می‌باشد. تغییرات معنی دار در غلظت این رنگیزه‌ها اثر مستقیم بر سایر فرآیندهای و متابولیسم گیاهی دارد (Grotewold, 2006). شوری، کاهش در میزان کلروفیل را با افزایش تخریب و کاهش سنتز آن (و یا هر دوی آنها) و همچنین کاهش استحکام غشاء تیلاکوئید باعث می‌گردد (santos , 2004). همچنین تنش شوری می‌تواند فعالیت کلروفیلاز را افزایش داده و یا جذب برخی یون‌ها، نظیر منیزیم و آهن، که در بیوسنتز کلروفیل دخالت دارند را تحت تأثیر قرار دهد (Munns , 2002). از دیگر فرآیندهای مهمی که تحت تأثیر تنش شوری قرار می گیرد، سنتز پروتئین‌ها است (Murcute *et al*., 2010). تنش، با بیان ژن‌های ویژه ای که گیاه را به سازگاری در شرایط نامساعد کمک می کند، اغلب با افزایش محتوای پروتئین کل همراه است (Murcute *et al*., 2010). در شرایط تنش شوری میزان پرولین افزایش (Houimli *et al*., 2010) و میزان کلروفیل کاهش می‌یابد، زیرا گلوتامات که پیش ماده مشترک سنتز کلروفیل و پرولین می‌باشد بیشتر صرف تولید پرولین می‌شود (Molazem *et al*., 2010). پرولین نیز با حفظ فشار اسمزی، محافظت از آنزیم‌های سیتوپلاسمی و حذف رادیکال‌های آزاد، مانع از آسیب به غشاء سلولی می‌شود (Kavi kishor *et al*.,2015; Sivritepe *et al*., 2008).

استان فارس اصلی‌ترین مرکز تولید انجیر در ایران می‌باشد. اما افزایش شوری آب‌های مورد استفاده، پیامد تغییرات اقلیمی و کاهش شدید بارش سالیانه، خسارت قابل توجهی به تولید و کیفیت انجیر در این منطقه وارد ساخته است و ضرورت معرفی ارقام متحمل به شوری را در این گونه پررنگ‌تر کرده است (زارعی و همکاران، ۱۳۹۵). میزان تحمل به فشار اسمزی ناشی از شوری نه تنها در بین گونه‌ها، که در ارقام مختلف گیاهی متنوع است (Al-Karaki, 2000)، مطالعه ارقام مختلف

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

درختان میوه تحت تنش شوری، تفاوت در ویژگی‌های فیزیولوژیکی نظیر تخریب کلروفیل، شدت آسیب به سیستم های فتوسنتزی، سنتز ترکیبات محلول سازگار و تغییر در آنزیم‌های آنتی اکسیدان برگ را به عنوان معیارهایی برای غربالگری ارقام متحمل از ارقام حساس به شوری معرفی کرده است (Alswalmeh *et al.*, 2015, Bolat *et al.*, 2006, Ferguson, 2002). لذا مطالعه رفتار فیزیولوژیک و توان آنتی‌اکسیدانی ارقام مختلف در گونه‌های گیاهی می‌تواند راه گشای انتخاب ارقام متحمل در برنامه‌های توسعه باغات جدید باشد. در تحقیق حاضر هفت رقم تجاری انجیر (شش رقم خوراکی و یک رقم گرده افشان) تحت تیمار شش سطح شوری آب قرار گرفته و محتوای پروتئین، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، رنگیزه‌های فتوسنتزی و پرولین آنها به عنوان شاخص‌های غربالگری تحمل (یا حساسیت) به شوری مورد مقایسه قرار گرفت. هدف اصلی تحقیق مقایسه رفتار فیزیولوژیک ارقام مذکور، تعیین شدت تحمل به سطوح مختلف تنش شوری و معرفی ارقام حساس و متحمل بود.

مواد و روش‌ها

تحقیق حاضر طی سال‌های ۹۷-۱۳۹۵ در بخش اصلاح نباتات دانشکده کشاورزی دانشگاه شیراز ('۳۶ °۲۹ شمالی و '۳۲ °۵۲ شرقی) به صورت گلدانی به اجرا در آمد.

مواد گیاهی: مواد گیاهی مورد استفاده در این مطالعه شامل شش رقم انجیر خوراکی ("سبز"، "سیاه"، "شاه انجیر"، "اتابکی"، "کشکی" ، "متی" و یک رقم گرده افشان "بَر انجیر" واقع در ایستگاه تحقیقات انجیر استهبان (۳۶ °۲۹ شمالی و '۳۲ °۵۲ شرقی) بود. قلمه‌های چوب سخت، به طول ۲۰ سانتی‌متر و قطر یک سانتی‌متر، در ۲۵ اسفند ۱۳۹۵ از شاخه‌های یکساله از پایه‌های مادری ۲۰ ساله تهیه شد. قلمه ها پس از تیمار با قارچکش بنومیل (دو در هزار) و اسید ایندول بوتریک (۳۰۰۰ قسمت در میلیون) ، در انتهای بالایی جهت جلوگیری از پوسیدگی، چسب پیوند زده شدند. سپس در کیسه های پلاستیکی مشکی به ابعاد ۲۵×۱۸ سانتی¬متر مربع حاوی ماسه شسته (یک قلمه در هر کیسه) جهت ریشه زایی قرار داده شدند و فقط دو سانتی¬متر از طول قلمه از ماسه بیرون ماند. قلمه‌ها در سایبان با رطوبت نسبی ۵۰ درصد، دمای روز(۲±۲۸ درجه سانتی گراد) و دمای شب(۲±۱۸ درجه سانتی گراد) و شرایط نوری نیم سایه (۵۰ درصد سایه) قرار گرفته و روزی دو بار آبیاری شدند. سپس نهال های ریشه دار شده به سایبان دانشکده کشاورزی دانشگاه شیراز منتقل شدند.

در اواسط خردادماه ۱۳۹۶ پس اینکه قلمه‌ها ریشه کافی تولید کردند، به گلدان اصلی منتقل شدند. گلدانها به ابعاد ۳۳×۳۶ سانتی¬متر مربع (به حجم ۲۵ لیتر) بودند که کف هر کدام از آنها جهت زهکشی بهتر نیم کیلوگرم سنگ ریزه ریخته شد و سپس به هر گلدان ۲۰ کیلوگرم بستر کشت اضافه شد (جدول ۱). بستر کاشت شامل خاکبرگ، خاک مزرعه، و ماسه بادی (به نسبت ۱:۱:۱) بود که با بخار آب ضدعفونی شده بود. ظرفیت نگهداری آب بستر کشت با استفاده از دستگاه صفحه فشاری (pressure plate extractor) مدل (ADC) ساخت شرکت SANTA BARBARA کشور آمریکا تعیین گردید. قلمه‌های ریشه دار شده پس از انتقال به گلدان ها، در سایبان با میانگین دمای روزانه(۱±۳۰) و شبانه (۰/۵±۱۸) درجه سانتی گراد با رطوبت نسبی ۵۰ درصد نگهداری شدند و از توری (۵۰ درصد سایه) جهت کاهش شدت نور استفاده شد.

اعمال تیمار شوری: این آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک¬های کامل تصادفی در پنج تکرار(هر تکرار یک نهال) طراحی شد. فاکتورها شامل ارقام انجیر (در هفت سطح) و شوری کلرید سدیم (در شش سطح) بود. نمک مورد استفاده جهت اعمال تنش شوری کلرید سدیم (Merck, Darmstadt, Germany) بود که برای تیمار در آب مقطر حل شد. تیمارهای شوری شامل سطوح شوری کم (۰/۵ و دو) ، شوری متوسط (چهار و شش) و شوری شدید (هشت و ۱۰) دسی‌زیمنس‌برمتر(dSm^{-1}) بود (Zarei *et al.*, 2016, Abdollinejad and Shekafandeh, 2014a). برای محاسبه میزان نمک مورد نیاز برای ۲۰ کیلوگرم خاک هر گلدان (بر حسب میلی گرم بر کیلوگرم خاک)، پس از محاسبه درصد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

جدول۱- خصوصیات فیزیکی و شیمیایی مخلوط خاک مورد استفاده

C.E.C (Me/100)	PH	شوری dsm^{-1}	کربن آلی (٪)	نیتروژن (٪)	فسفر (ppm)	پتاسیم (ppm)	شن (٪)	سیلت (٪)	رس (٪)	مس (ppm)	منگنز (ppm)	آهن (ppm)	روی (ppm)
۱۰/۸٤	۷/۷	۱/٤٥	۱/۱۷	۰/۱۷	۳/۲	۱۲٦	۵۸	۲٦	۱٦	۰/۲٦	۳/۸٦	۲/۸۵	/۰۵٦

اشباع خاک، میزان کلرید سدیم لازم برای رسیدن به هدایت الکتریکی مورد نظر (بر حسب میلی اکی والان)، محاسبه و در نهایت بر حسب میلی گرم در لیتر آب آبیاری اعمال شد (Richards, 1954). به منظور جلوگیری از شوک ناگهانی به نهال ها، سطوح شوری در هر تیمار ابتدا از یک چهارم غلظت نهایی برای هر تیمار اعمال شد و در طول سه هفته بصورت تدریجی به غلظت نهایی رسانده شد. آبیاری نهال ها بر اساس نیاز آبی و ظرفیت آب بستر کشت صورت گرفت. جهت هر بار آبیاری پس از وزن کردن گلدان ها و محاسبه میزان ظرفیت مزرعه، نهال ها با تیمارهای آبی مورد نظر آبیاری شدند (Yarami and Sepaskhah, 2015). تیمار نمکی نه هفته به طول انجامید (۱۳۹٦/۰۵/۰۱ لغایت ۱۳۹٦/۰۷/٤) و پس از آن کلیه گلدان ها با آب مقطر آبیاری شد. در طی دوره آزمایش برای هر سطح شوری یک گلدان به عنوان گلدان تخریبی (حاوی خاک، بدون کاشت گیاه، که با محلول نمکی به سطح شوری مورد نظر رسانده می‌شود و جهت کنترل شوری در طی دوره تیمار نمکی استفاده می‌شود) در نظر گرفته شد.از زمان شروع آزمایش هرهفته مقدار هدایت الکتریکی گلدانهای تخریبی اندازه‌گیری شد تا از عدم تغییر سطوح مختلف شوری اطمینان حاصل شود.

تهیه عصاره گیاه جهت سنجش پروتئین و آنزیم های آنتی‌اکسیدان: پس از پایان آزمایش برگ سوم از بالای هر نهال جدا شد و پس از شستشو با استفاده از دستمال کاغذی خشک و سپس ۰/۲ گرم نمونه برگ در هاون چینی به کمک ازت مایع کاملا پودر شد. سپس دو میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم (۳۸/۵ میلی لیتر محلول فسفات مونوبازیک، ٦۸/۵ میلی لیتر محلول فسفات دی بازیک، ۰/۰۷٤ گرم EDTA، ۱ گرم PVP) با PH=7/15 به آن اضافه شد و خوب بهم زده شد تا کاملاً هموژنیزه شود. در نهایت عصاره به مدت ۱۵ دقیقه در دمای چهار درجه سانتی گراد سانتریفیوژ (۱۳۰۰۰ دور در دقیقه) و از روشناور جهت سنجش بعدی محتوای پروتئین و فعالیت آنزیم ها استفاده شد(Bradford, 1976).

اندازه¬گیری میزان پروتئین کل: بدین منظور ۲۰ میکرو لیتر از عصاره گیاهی، ۸۰ میکرو لیتر بافر فسفات پتاسیم (PH=7/15) و پنج میلی لیتر معرف کوماکسی بلو را به مدت دو دقیقه به هم زده و پس از اینکه به مدت پنج دقیقه در شرایط آزمایشگاه (دمای ٢٤ درجه سانتی گراد) قرار داده شدند، میزان جذب در طول موج ۵۹۵ نانومتر با استفاده از اسپکتروفتومتر (مدل Biowave II) قرائت گردید. از بافر استخراج به عنوان شاهد استفاده شد. غلظت پروتئین در نمونه با توجه به جذب نمونه و با استفاده از منحنی استاندارد (سرم آلبومین گاوی) به دست آمد. مقدار پروتئین بر حسب میلی گرم در گرم وزن تازه برگ گزارش شد (Bradford, 1976).

اندازه گیری میزان فعالیت آنزیم سوپراکسید¬دیسموتاز (SOD): اندازه گیری بر اساس توانایی آنزیم سوپراکسید¬دیسموتاز (SOD) در متوقف کردن احیاء فتوشیمیایی نیتروبلوتترازولیوم (NBT) توسط رادیکالهای سوپر اکسید در حضور ریبوفلاوین در نور صورت می‌گیرد. بر اساس این روش ۵۰ میکرو لیتر از عصاره گیاه با یک میلی لیتر محلول واکنش (شامل ۵۰ میلی¬مول بافر فسفات پتاسیم با PH=7/8، ۷۵ میکرومولار NBT، ۱۳ میلی مولار ال- متیونین، ۰/۱ میلی مولارEDTA و ۲ میکرومولار ریبوفلاوین) مخلوط و به مدت ۱۵ دقیقه در اتاقک نوری قرار گرفت. سپس میزان جذب نوری در طول موج ٥٦۰ نانومتر قرائت و میزان فعالیت آنزیم بر حسب میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ گزارش شد (Beauchamp and Fridovich, 1971).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

اندازه¬گیری میزان فعالیت آنزیم کاتالاز: (CAT) اندازه¬گیری بر اساس سرعت تخریب H_2O_2 توسط آنزیم کاتالاز انجام گرفت. در این روش، ابتدا یک میلی لیتر بافر استات پتاسیم (PH=6/7)، ۱۷/٦ میکرو لیتر پراکسید هیدروژن ۰/۰۳ مولار و ۱۷/٦ میکرو لیتر عصاره گیاهی را با هم ترکیب، سپس جذب نوری آن در طول موج ۲٦۰ نانومتر به مدت چهار دقیقه و به فواصل ۱۵ ثانیه قرائت گردید. از بافر استات پتاسیم به عنوان شاهد استفاده شد. یک واحد فعالیت آنزیمی معادل مقدار آنزیمی که در مدت زمان یک دقیقه یک میکرومول سوبسترا (H_2O_2) را به محصول تبدیل می کند در نظر گرفته و و میزان فعالیت آنزیم بر حسب میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ گزارش شد (Chance and Maehly, 1995)

اندازه¬گیری میزان فعالیت آنزیم گوایکول¬پراکسیداز (POD): اندازه گیری بر اساس میزان اکسید شدن گوایکول توسط آنزیم گوایکول پراکسیداز انجام می گیرد. در این روش ابتدا یک میلی لیتر محلول واکنش (٦۰ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی مولار با PH=7 به همراه ۷۲ /۹٦ میکرولیتر گوایکول ۱۳ میلی مولار) را در کووت ریخته پس از آن ۳۳ میکرو لیتر عصاره گیاه به آن افزوده و بی درنگ محلول به هم زده شد و سپس ۲/۵ میکرولیتر پراکسید هیدروژن پنج میلی مولار (۳۳/۹۷ میکرولیتر در ٦۰ میلی لیتر آب مقطر) به آن اضافه کرده، سپس مقدار جذب نوری در طول موج ٤۷۰ نانومتر به مدت یک دقیقه و به فواصل ۱۰ ثانیه قرائت گردید. از بافر فسفات پتاسیم به عنوان شاهد استفاده شد. فعالیت آنزیم بر حسب میکرومول گوایکول اکسید شده در مدت یک دقیقه به ازای یک گرم وزن تازه برگ محاسبه شد Chance and (Maehly, 1995).

اندازه¬گیری میزان فعالیت آنزیم آسکوربیک¬پراکسیداز (APX): بدین منظور ۵۰ میکرو لیتر عصاره گیاه را با یک میلی لیتر از محلول واکنش (٦۰ میلی لیتر بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی مولار با PH=7، ۰/۰۰۲۳ گرمEDTA ۰/۱ میلی مولار و ۰/۰۰۵۳ گرم آسکوربات ۰/۵ میلی مولار)مخلوط و ۲/۵ میکرولیتر پراکسید هیدروژن (۰/۱۵ میلی مولار) به آن اضافه گردید. از بافر فسفات پتاسیم به عنوان شاهد استفاده شد. سپس در فواصل زمانی یک دقیقه در طول موج ۲۹۰ نانومتر میزان جذب قرائت و و میزان فعالیت آنزیم بر حسب میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ گزارش شد (Nakano and Asada, 1981).

اندازه گیری محتوای پرولین: بدین منظور ۰/۵ گرم از بافت تازه برگ را با ازت مایع پودر کرده و سپس ۱۰ میلی لیتر محلول آبی اسید سولفوسالیسیلیک سه درصد روی آن ریخته، کاملا هموژنیزه کرده و به مدت ۲٤ ساعت در شرایط آزمایشگاه (۲٤ درجه سانتی گراد) نگهداری، سپس از کاغذ صافی واتمن شماره ٤۲ عبور داده شد. در مرحله بعد دو میلی لیتر از این محلول را با دو میلی لیتر معرف ناین هیدرین (۱/۲۵ گرم ناین هیدرین، ۳۰ میلی لیتر اسید استیک و ۲۰ میلی لیتر اسید فسفریک ٦ مولار) مخلوط نموده و دو میلی لیتر اسید استیک به هر نمونه اضافه شد. نمونه ها به مدت یک ساعت در حمام بن ماری (مدل Gemmy Industrial Crop) در دمای ۱۰۰ درجه سانتی گراد قرار گرفت و بی درنگ پس از خارج کردن از حمام به مدت ۱۵ دقیقه در ظرف حاوی یخ قرار داده شد. بعد از این مرحله به هر نمونه چهار میلی لیتر تولوئن اضافه گردید و نمونه ها با همزن مغناطیسی به مدت ۲۰ ثانیه به هم زده شده تا کاملا یکنواخت شود. سپس نمونه ها به مدت دو ساعت در محیط آزمایشگاه قرار داده شد که در این مرحله در تیوب های حاوی عصاره ها، دو فاز متمایز تشکیل شد. از فاز رویی برای تعیین غلظت پرولین با توجه به منحنی استاندارد پرولین در طول موج ۵۲۰ نانومتر استفاده شد. برای رسم منحنی استاندارد پرولین از غلظت های ۰، ۱۲/۵، ۲۵، ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار ال- پرولین استفاده شد و از تولوئن به عنوان شاهد در سطح صفر استفاده شد. در نهایت مقدار پرولین بر حسب میلی‌گرم در گرم وزن تازه برگ محاسبه و گزارش شد (Bates *et al*., 1973).

اندازه¬گیری میزان کلروفیل و کاروتنوئیدها: بدین منظور ۰/۱ گرم از بافت تازه برگ در هاون چینی با کمک ازت مایع پودر گردید و سپس هفت میلی لیتر دی متیل سولفوکسید

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

به هر نمونه افزوده و نمونه ها در انکوباتور در دمای ٦٥ درجه سانتی گراد برای مدت ۳۰ قرار گرفتند. در مرحله بعد حجم تیوب های حاوی نمونه با دی متیل سولفوکسید به ۱۰ میلی لیتر رسانده شد. سپس یک میلی لیتر از این محلول را در کووت ریخته و میزان جذب در طول موج های ٦٦۳، ٦٤٥ و ٤۷۰ نانومتر قرائت و بعد از محاسبه رنگیزه ها، مقادیر آنها بر حسب میلی گرم در گرم وزن تازه برگ گزارش شد (Hiscox and Israelstam, 1979).

طرح آزمایشی و آنالیز داده‌ها: نرمال بودن داده ها با آزمون کولموگراف-اسمیرنوف (Kolmogorov-Smirnov) تائید شد. آنالیز واریانس چندمتغیره با در نظر گرفتن رقم و شوری به عنوان متغیرهای مستقل انجام شد. تست لون (Levene's test) هموژنی واریانس را تائید کرد. آزمون حداقل اختلاف معنی دار (LSD) برای مقایسه میانگین ($P < 0.01$) انجام شد. برش دهی اثر متقابل برای سطوح مختلف شوری و ارقام مختلف انجام شد. آنالیز¬های آماری با برنامه MSTATC و SAS 9.1.3 انجام شد. همچنین ترسیم تصاویر گرافیکی با کمک برنامه EXCEL انجام شد.

نتایج و بحث

با توجه به نرمال بودن داده ها و هموژنی واریانس (جدول ۲)، نیاز به انجام تبدیل داده در خصوص داده ها نبود. نتیجه آنالیز واریانس حاکی از تأثیر معنی دار رقم و سطوح شوری بر صفات مورد بررسی بود ($P < 0.01$).

تأثیر شوری بر میزان پروتئین کل: با افزایش سطح شوری در تمام ارقام میزان پروتئین کل افزایش معنی داری داشت. بیشترین میزان تجمع پروتئین کل در سطح حداکثر شوری (۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر) در رقم سیاه (۲/٦۰ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) و کمترین آن در رقم شاه انجیر (۱/۳٦ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد در صورتی که در سطح شاهد، در همه ارقام میزان تجمع پروتئین کل کمتر از یک میلی گرم در گرم وزن تازه برگ بود (شکل۱). شوری منجر به افزایش فعالیت و سنتز بسیاری از آنزیم های عمل کننده در متابولیسم پروتئین می‌شود. برخی از پژوهشگران بر این باورند که تنش شوری شدید، باعث افزایش میزان پروتئین برگ می‌گردد (Abbaspour *et al*., 2012). تنش شوری کلرید سدیم در شرایط درون شیشه ای باعث افزایش محتوای پروتئین کل در پایه های انگور (Alizadeh *et al*., 2010) و انجیر (Abdollinejad and shekafandeh, 2014 b) گردید.

تأثیر شوری بر فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز: شوری تأثیر معنی داری بر میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز در همه ارقام مورد بررسی داشت. بیشترین میزان فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز در ارقام سیاه و سبز در سطح حداکثر شوری(۱۰ دسی زیمنس) (به ترتیب ۱/۹۲ و ۱/۹۰ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) و کمترین میزان آن در رقم شاه انجیر (۱/٦٥ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد (شکل۲). گیاهان برای کم کردن اثرات زیان بار گونه های فعال اکسیژن و جلوگیری از اثرات سمی آنها سازوکارهای خاصی را بکار می‌برند که از آن جمله می‌توان به افزایش فعالیت آنزیم های آنتی‌اکسیدانی نظیر سوپراکسیددیسموتاز اشاره کرد (Wang *et al*., 2013). به گزارش عبدلی نژاد و شکافنده (۲۰۱٤b) در شرایط درون شیشه ای در دو رقم شاه انجیر و سبز ، افزایش سطح شوری از ۰/٦ به نه دسی‌زیمنس‌برمتر ، فعالیت آنزیم سوپراکسیددسموتاز روند افزایشی داشت و بیشترین فعالیت آنزیم در شوری نه دسی‌زیمنس‌برمتر مشاهده شد. نتایج مشابهی در انجیر توسط زارعی و همکاران (۱۳۹٥) گزارش شده است.

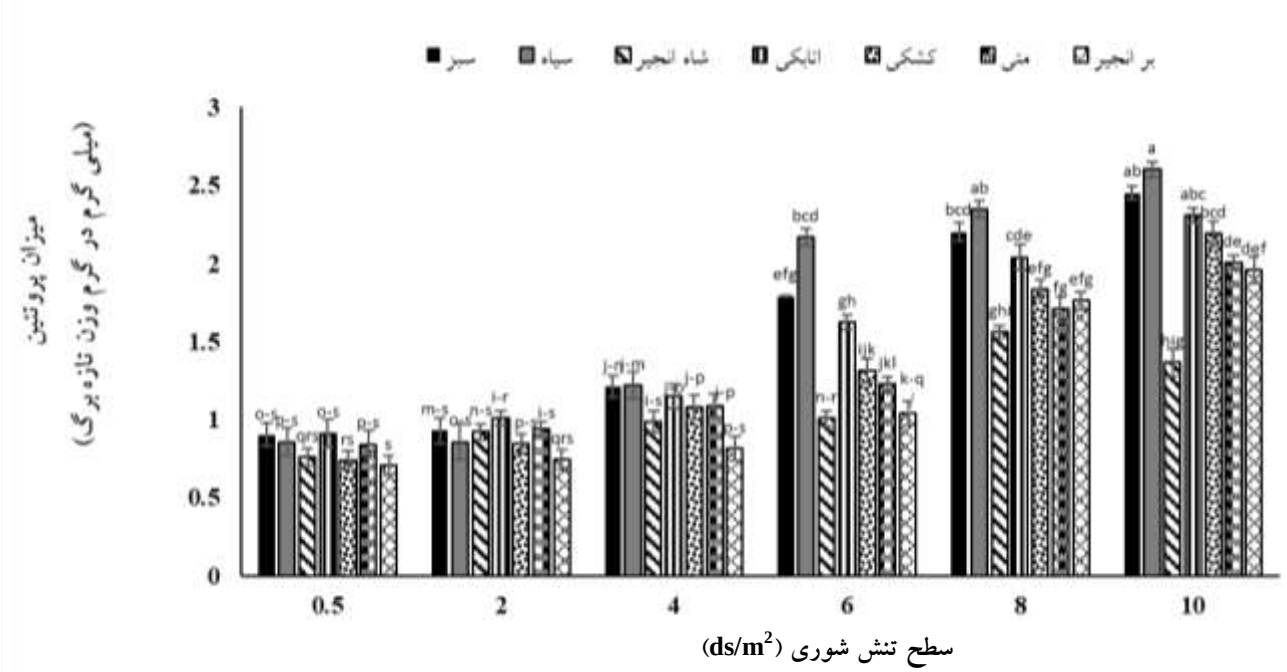
تأثیر تنش شوری بر میزان آنزیم کاتالاز: با شروع تنش شوری از ۰/٥ دسی‌زیمنس‌برمتر به تدریج بر فعالیت کاتالاز افزوده شد به طوری که در سطح هشت دسی‌زیمنس‌برمتر به حداکثر مقدار خود رسید. در بین ارقام مختلف بیشترین میزان کاتالاز در سطح ۸ دسی‌زیمنس‌برمتر در رقم متی (۰/۱۳ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) و کمترین آن در رقم سیاه (۰/۰٦ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد و سپس در شوری ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر روندی کاهشی در فعالیت آنزیم مشاهده شد (شکل۳). نتایج مشابهی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

جدول ۲- نتایج تست لون در خصوص هموژنی واریانس

متغیر	Levene's Test (sig)	متغیر	Levene's Test (sig)
پروتئین کل	۰/۲۰	پرولین	۰/۰۵۹
سوپراکسید¬دیسموتاز	۰/۰۶۲	کلروفیل آ	۰/۳۱
کاتالاز	۰/۱۵	کلروفیل ب	۰/۹۲
گوایکول¬پراکسیداز	۰/۷۲	کلروفیل کل	۰/۰۸
آسکوربیک¬پراکسیداز	۰/۳۱		

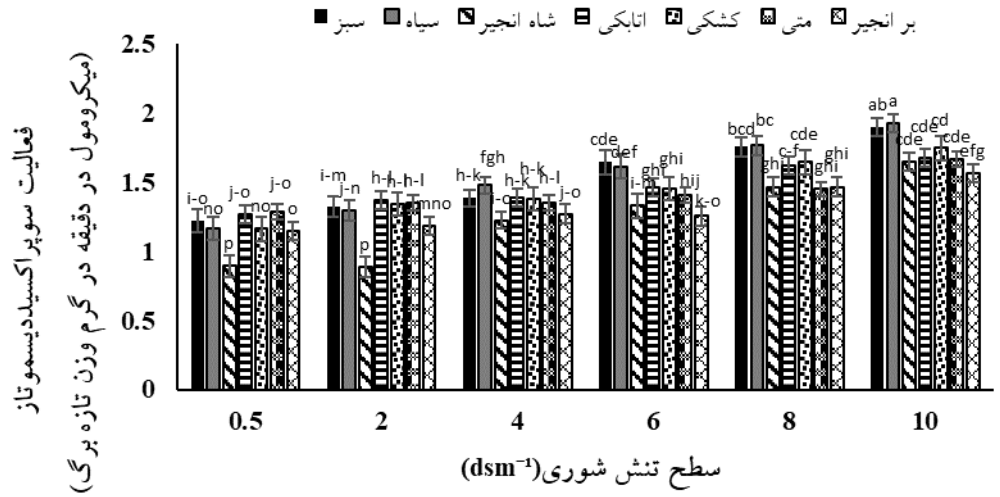


شکل ۱- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان پروتئین کل در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

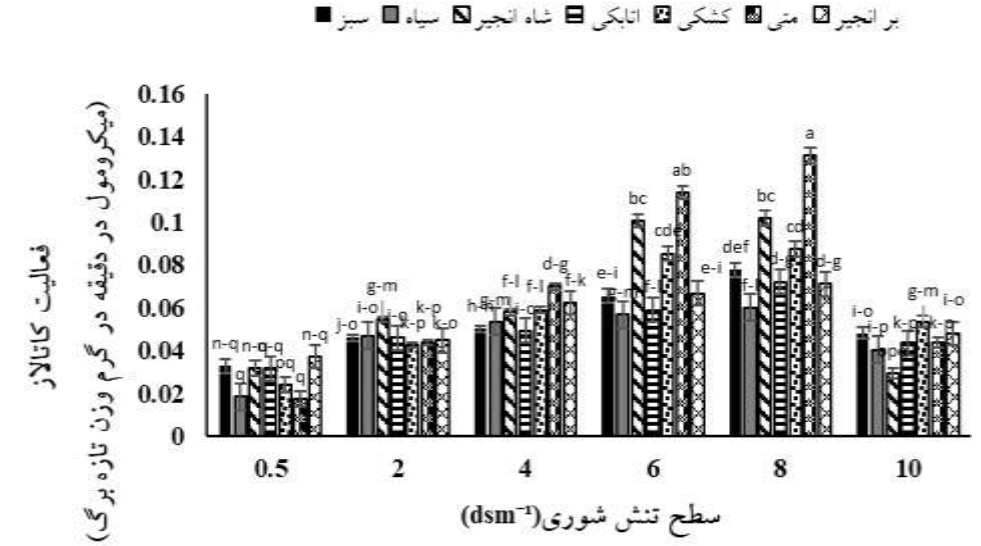
در خصوص روند تغییرات این آنزیم در شرایط تنش شوری توسط امیری (۱۳۹۷) گزارش شده است. عبدلی نژاد و شکافنده(۲۰۱٤) نیز نشان دادند که فعالیت آنزیم کاتالاز در دو رقم انجیر سبز و شاه انجیر با افزایش شوری تا ۱۲ دسی‌زیمنس‌برمتر افزایش و در سطح شوری ۱۵ دسی‌زیمنس‌برمتر کاهش یافت (Abdolinejad and Shekafandeh, 2014b). به نظر می‌رسد عدم تعادل بین تولید و حذف گونه های فعال اکسیژن دلیل اصلی این روند باشد. چون در شرایط تنش شدید، میزان تولید رادیکال های آزاد به شدت افزایش یافته و با غلبه بر کارکرد سیستم آنتی‌اکسیدانی ، باعث صدمه به پروتئین ها، غشا سلول و RNA می‌گردد (Foyer *et al.*, 1991).

تأثیر شوری بر فعالیت آنزیم گوایکول پراکسیداز: با افزایش سطح شوری به تدریج میزان فعالیت گوایکول پراکسیداز افزایش یافت و در شوری ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر به حداکثر مقدار خود رسید. بیشترین میزان فعالیت این آنزیم در ارقام سیاه (در سطح ۸ دسی‌زیمنس‌برمتر) و سبز(۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر) (به ترتیب ۰/۱۹ و ۰/۱۵ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) و کمترین فعالیت آن در سطح حداکثر شوری(۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر) در ارقام اتابکی و متی (به ترتیب ۰/۱۱ و ۰/۱۲ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد (شکل٤). فعالیت گوایکول پراکسیداز با مقاومت به تنش شوری همبستگی مثبت و معنی دار دارد (Jithesh *et al.*, 2006). بنا به گزارش ها شوری موجب

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]



شکل۲- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم سوپراکسیددیسموتاز در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.



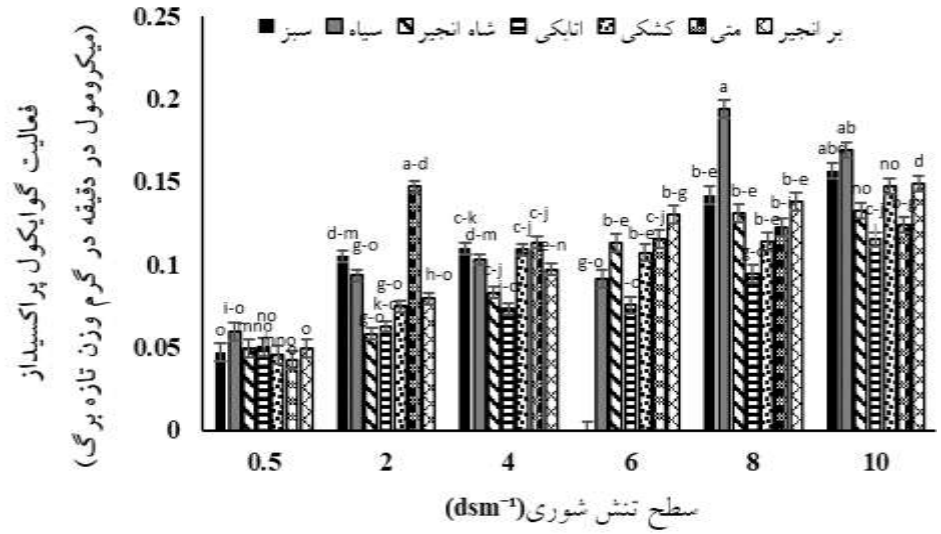
شکل۳- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

افزایش فعالیت آنزیم گوایکول پراکسیداز در زیتون (Ben Ahmed *et al*., 2010) و مرکبات (Balal *et al*., 2012) گردیده است.

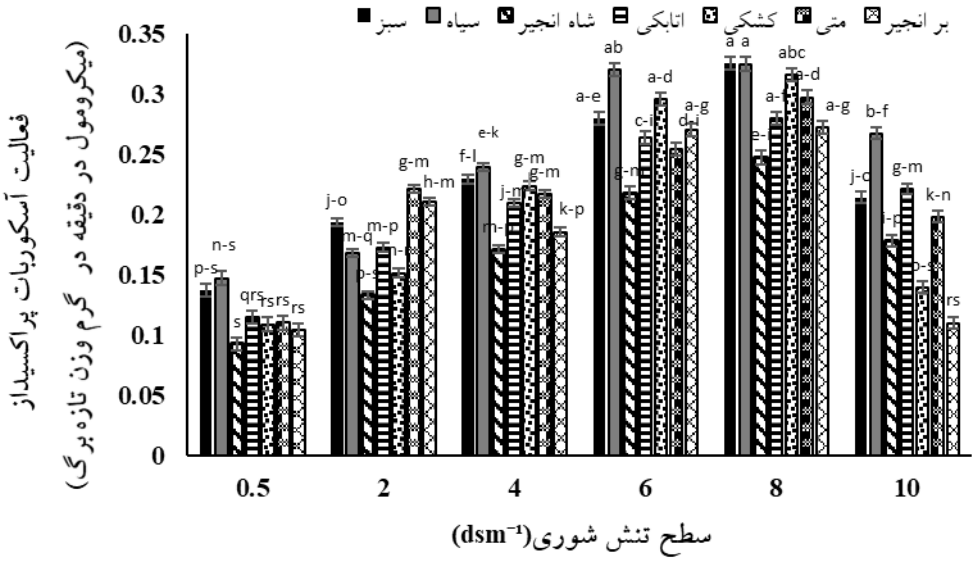
تأثیر شوری بر فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز: با افزایش سطح شوری بر میزان آسکوربات پراکسیداز در همه ارقام افزوده و در شوری هشت دسی‌زیمنس‌برمتر به حداکثر مقدار خود رسید و سپس با افزایش سطح شوری فعالیت آنزیم روندی نزولی داشت. بیشترین میزان فعالیت این آنزیم در ارقام سبز و سیاه (به ترتیب ۰/۳۲ و ۰/۳۲ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) و کمترین میزان آن در رقم شاه انجیر به میزان (۰/۲٤ میکرومول در دقیقه در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد (شکل۵). آسکوربات پراکسیداز نقش مهمی در تنظیم میزان پراکسیداز هیدروژن بیرون سلولی در گیاهان عالی دارد (Van Breusegem *et al*., 2001, Shigeoka *et al*., 2002).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]



شکل٤- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم گوایکول پراکسیداز در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

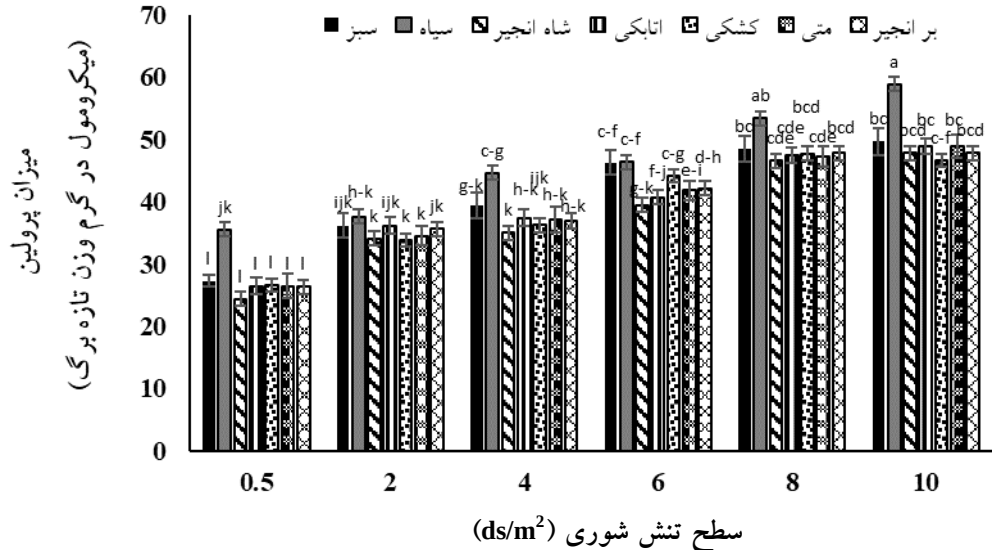


شکل٥- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

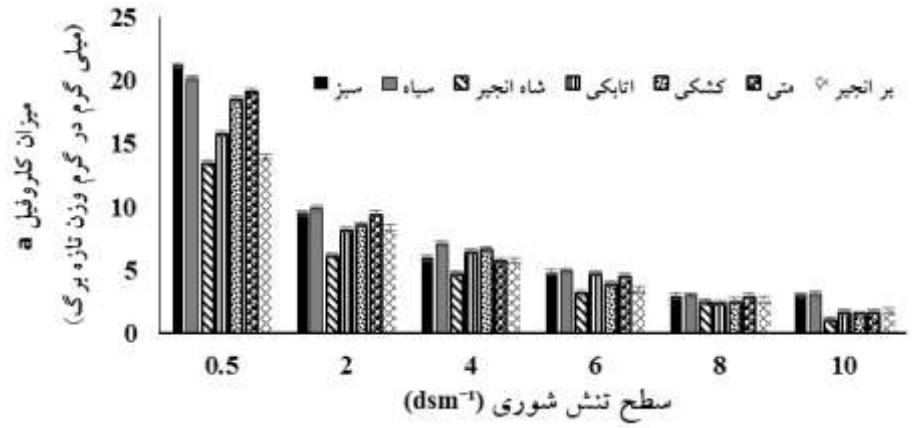
فعالیت این آنزیم تحت تنش شوری در گیاهان افزایش پیدا می کند و میزان آن ارتباط مستقیمی با مقاومت به شوری دارد (Jithesh *et al*., 2006). بنا به نتایج محققان تحت تنش شوری فعالیت آنزیم مذکور در انجیر به شدت افزایش یافته است (Abdolinejad and Shekafandeh, 2014b؛ Zarei *et al*., 2016).

تأثیر تنش شوری بر میزان پرولین برگ: با افزایش سطح شوری در همه ارقام میزان پرولین افزایش یافت به طوری که در حداکثر سطح شوری (۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر) به حداکثر مقدار خود رسید. در بین ارقام مختلف بیشترین میزان تجمع پرولین در ارقام سیاه و سبز (به ترتیب ۵۸/۹۱ و ٤۹/۷٦ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) و کمترین میزان افزایش آن (٤۷/۸۲ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) در رقم شاه انجیر مشاهده شد. بین محتوای پرولین برگ در ارقام متی (٤۹/۰۰۷ میلی¬گرم در گرم وزن تازه برگ)، کشکی (٤٦/۵۸۳ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ)، بَرانجیر (٤۷/۸۷ میلی گرم در گرم وزن

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]



شکل٦- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان پرولین برگ در ارقام مختلف انجیر. مقادیر، میانگین پنج تکرار و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با آزمون LSD در سطح یک درصد است.

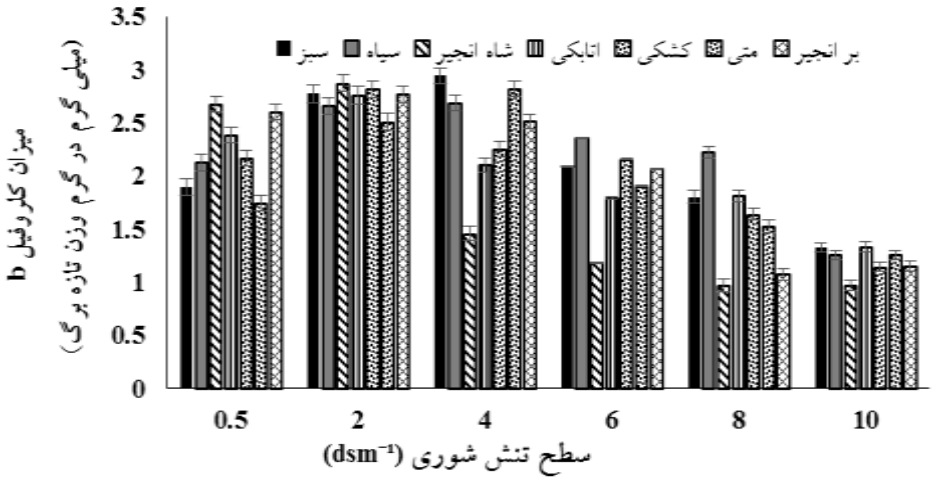


شکل۷- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان کلروفیل a در ارقام مختلف انجیر.

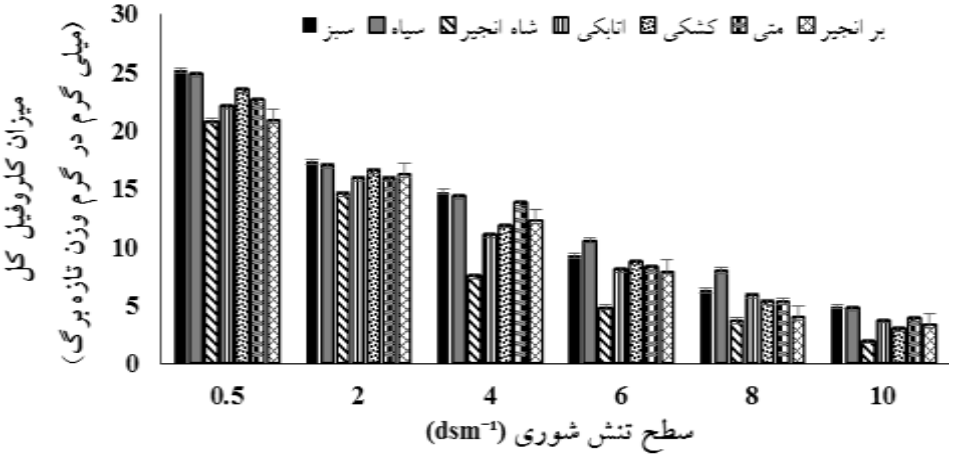
تازه برگ) و اتابکی (٤٩/٠٣ میلیگرم در گرم وزن تازه برگ) اختلاف معنی داری مشاهده نشد (شکل٦). در شرایط تنش شوری میزان پرولین افزایش می‌یابد(Houimli *et al*., 2010). در بسیاری از گونه های گیاهی از جمله توت (Yu *et al*., 2013)، مرکبات (Khoshbakht *et al*., 2014)، انبه (Srivastav *et al*., 2010)، توت فرنگی (Garria *et al*., 2015) و انار (Khayyat *et al*., 2014) افزایش پرولین تحت تنش شوری گزارش شده است. همسو با نتایج این تحقیق، میزان تجمع پرولین در ارقام متحمل به شوری انجیر(Abdolinejad and Shekafandeh; 2014, Zarei *et al*., 2016) به طور معنی داری بیشتر از ارقام حساس بوده است.

تأثیر شوری بر میزان کلروفیل و کاروتنوئید: با افزایش سطح شوری میزان کلروفیل a در همه ارقام به طور معنی داری کاهش پیدا کرد و در سطح ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر به کمترین مقدار خود رسید. بیشترین و کمترین کاهش در محتوای کلروفیل a در سطح حداکثر شوری(۱۰ دسی زیمنس) در ارقام شاه انجیر و سیاه (به ترتیب ۱/۰٦ و ۳/۰۷ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد (شکل۷). همچنین بیشترین و کمترین کاهش در میزان کلروفیل b در سطح حداکثر شوری به دو رقم شاه انجیر (۰/۹٦ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ)

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]



شکل۸- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان کلروفیل b در ارقام مختلف انجیر.

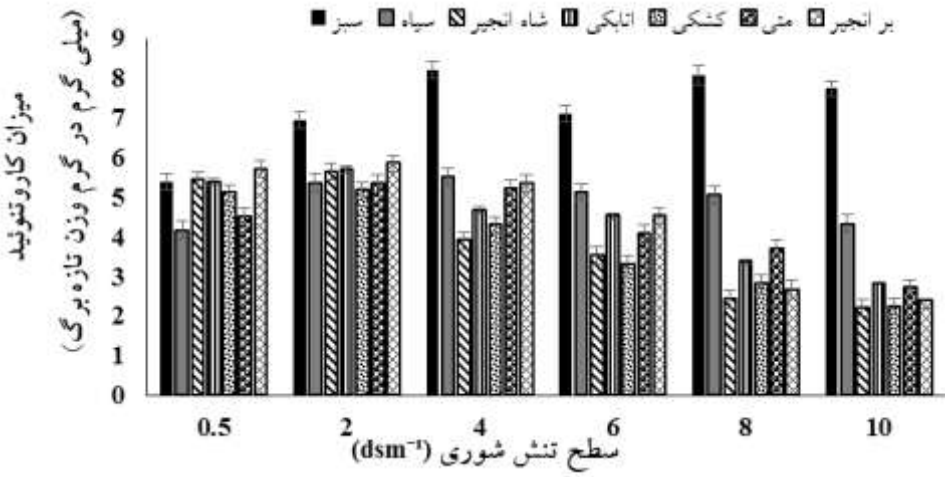


شکل۹- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان کلروفیل کل در ارقام مختلف انجیر.

و سیاه (۱/۲۵ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) تعلق داشت (شکل۸). میزان کلروفیل کل با افزایش سطح شوری در همه ارقام کاهش یافت و کمترین میزان آن به رقم شاه انجیر (۱/۸۹ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) تعلق داشت. کمترین کاهش در میزان کلروفیل کل در دو رقم سبز (٤/۸۷ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) و سیاه (٤/۷۲ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد(شکل ۹). میزان کاروتنوئیدها تا شوری دو دسی‌زیمنس‌برمتر افزایش، ولی با افزایش بیشترِ نمک، به تدریج از محتوای آن کاسته شد. کمترین کاهش در میزان کاروتنوئیدها در سطح حداکثر شوری(۱۰ دسی زیمنس) در ارقام سبز و سیاه (به ترتیب ۷/۷۳ و ٤/۳۲ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) و بیشترین کاهش آن در دو رقم متی و شاه انجیر (به ترتیب ۲/۷۰ و ۲/۲۰ میلی گرم در گرم وزن تازه برگ) مشاهده شد (شکل۱۰).

کاهش در رنگیزه های فتوسنتزی تحت تأثیر شوری در تمشک قرمز (Necleous and Vasilakakis, 2007)، زیتون (پوری و همکاران، ۱۳۹٦) و انار (Khayyat *et al.*, 2014) توسط سایر محققان گزارش شده است. نمک‌ها با تجمع در کلروپلاست، اثرات سمیت خود را بر فتوسنتز و سیستم فتوسنتزی اعمال می‌کنند (Munns and tester, 2008). کاهش در میزان کلروفیل ممکن است به دلیل افزایش تخریب کلروفیل، کاهش سنتز آن و کاهش استحکام غشاء تیلاکوئید باشد (Santos, 2004). شوری به علت پراکسیداسیون چربی ها، از طریق تجمع پراکسید هیدروژن و سایر ترکیبات فعال اکسیژن، باعث آسیب

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]



شکل ۱۰- اثر متقابل تنش شوری و رقم بر میزان کاروتنوئید در ارقام مختلف انجیر

به غشاء سلول می‌گردد (Mandhania *et al.*, 2006). از سیستم های دفاعی غیرآنزیمی گیاه به این تنش اکسیداتیو، می‌توان به کاهش رنگیزه های فتوسنتزی و افزایش پرولین اشاره کرد (Van Breusegem *et al.*, 2001; Shigeoka *et al.*, 2002). البته با وجودی که کاهش در محتوای کلروفیل تحت تنش شوری پدیده ای معمول است اما شدت این کاهش، بستگی به تحمل گیاه به شوری دارد (Ashraf and Harris, 2013). در این تحقیق نیز با افزایش میزان نمک از میزان رنگیزه های گیاهی کاسته شد و بیشترین اُفت در رقم شاه انجیر و کمترین آن در ارقام سیاه و سبز ملاحظه گردید.

نتیجه گیری کلی

اگر چه نتایج مطالعات متعدد بر گونه های مختلف گیاهی، موید تغییر در شدت فعالیت آنزیم های دخیل در مهار گونه های فعال اکسیژن، تحت تنش شوری بوده است، اما به نظر می‌رسد این مساله به شدت وابسته به گونه و رقم می‌باشد. نتایج پژوهش حاضر حاکی از آن بود که با افزایش شدت شوری، بر محتوای پروتئین کل و سنتز آنزیم های آنتی‌اکسیدانی در همه ارقام افزوده شد و این افزایش در ارقام مقاوم به شوری (ارقام سیاه و سبز) بیشتر از ارقام حساس (رقم شاه انجیر) بود. افزایش پرولین، یکی از معیارهای تحمل به شوری در گیاهان، در ارقام متحمل به شوری نظیر رقم سیاه و رقم سبز مشهود بود. مقدار رنگیزه های کلروفیل a، b، کل و کاروتنوئیدها با افزایش تنش شوری در همه ارقام کاهش پیدا کرد البته این کاهش در ارقام مقاوم (رقم سیاه) کمتر از ارقام حساس (رقم شاه انجیر) بود. در مطالعات قبلی مقایسه دو رقم سبز و شاه انجیر در شرایط درون شیشه ای حاکی از تحمل رقم سبز به شوری و حساسیت رقم شاه انجیر بود. در این مطالعه، رقم سیاه، یکی از مهمترین ارقام تازه خوری انجیر در ایران، رفتار فیزیولوژیک برتر و نمود آنتی‌اکسیدانی بیشتری، حتی نسبت به رقم سبز داشت. این رقم در تحقیقات قبلی در خصوص تحمل به خشکی نیز برتری خود را نشان داده بود و در این تحقیق از سایر ارقام تحمل بیشتری نسبت به شوری از خود نشان داد. لذا با توجه به خشکسالی‌های پیش رو که در پی آن شوری نیز اجتناب ناپذیر است و تحمل قابل توجه رقم سیاه به خشکی، که در مطاعات قبلی اثبات شده بود، به نظر میرسد توسعه رقم سیاه انجیر در مناطق با آب و خاک شور با راندمان بیشتری نسبت به سایر ارقام انجیر همراه باشد. در رتبه بعدی تحمل، رقم سبز قرار داشت، که مهمترین رقم خشک کردنی انجیر ایران می‌باشد و بیشترین سطح زیر کشت در ایران را به خود اختصاص داده است. رقم شاه انجیر که به عنوان یکی از مهمترین ارقام تازه خوری در استان فارس کشت و کار می¬شود، حساس¬ترین رقم به تنش شوری بود. سایر ارقام در حد واسط تحمل تا حساسیت قرار گرفتند.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

تشکر و قدردانی

این مقاله مستخرج از بخشی از رساله دانشجوی دکترای رشته علوم باغبانی دانشگاه هرمزگان می‌باشد. از معاونت پژوهشی دانشگاه هرمزگان، گروه علوم باغبانی دانشگاه هرمزگان، گروه ژنتیک و اصلاح نبات دانشکده کشاورزی دانشگاه شیراز و ایستگاه تحقیقات کشاورزی و منابع طبیعی استهبان به دلیل فراهم آوردن امکانات و تجهیزات اجرای تحقیق سپاسگزاری می‌شود.

منابع

امیری، ج. (۱۳۹۷). تأثیر محلول پاشی برگی اسید سالیسیلیک بر برخی صفات مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیائی انگور رقم تامپسون سیدلیس در شرایط تنش شوری. فرآیند و کارکرد گیاهی ۷: ۷۳-۹۱.

پوری، ن.، سیفی، ا . و علیزاده، م. (۱۳۹۶). ارزیابی اثر تنش شوری و پرولین بر برخی از صفات ریخت شناسی و فیزیکی و فیتوشیمایی برگ در سه رقم زیتون(*Olea europea* L.). فصلنامه اکوفیتوشیمی گیاهان دارویی، ۲: ۶۹-۸۵.

زارعی،م .، عزیزی، م.، راحمی، م. و تهرانی فر،ع. (۱۳۹۵). ارزیابی تحمل به شوری سه رقم انجیر بر اساس ویژگی های رشدی، فیزیولوژیکی و توزیع یون ها در گیاه. مجله علوم و فنون باغبانی ایران. جلد ۱۷. ۲: ۲۴۷-۲۶۰.

Abbaspour, H., Afshari, H. and Abdel- wahhab, M. A. (2012) Influence of salt stress on growth, pigments, soluble sugars and ion accumulation in three pistachio cultivars. Journal of Medicinal plant research 6: 2468-2473.

Abdoli Nejad R. and Shekafandeh A. (2014a) Salt stress-induced changes in leaf antioxidant activity, proline and protein content in 'Shah Anjir' and 'Anjir Sabz' fig seedlings. International Journal of Horticultural Science and Technology 1: 121-129.

AbdoliNejad, R. and Shekafandeh, A. (2014b) Responses of Two Figs (*Ficus carica* L.) Cultivars under Salt Stress via In Vitro Condition. Agriculture Science Developments 3:194-199

Alizadeh, M., Singh, S.K. and Patel,V. B.(2010) Comparative performance of in vitro multiplication in four grape (*Vitis spp*.L) rootstock genotypes. International Journal of Plant Production 4: 41-50.

Al-Karaki, G.N. (2000) Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. Mycorrhiza 10: 51–54.

Alswalmeh, H. A., Al-obeed, R. S., and Khalil Omar, A. El-D. (2015) Effect of water salinity on seedlings growth of Brown Turkey and Royal fig cultivars. The Journal of Agriculture and Natural Resources, 2:510-516.

Ashraf, M., and. Harris, P. J.C. (2013) Photosynthesis under stressful environments: an overview. Phosynthetica 51: 163-190.

Balal, R. M., Ashraf, M. Y. Khan, M. M. Jaskani, M. J. and Ashfaq, M. (2012) Influence of salt stress on growth and biochemical parameters of *citrus* rootstocks. Pakistan. Journal of Botany 43: 2135-2141.

Bates, L.S., Waldern, R. P. and Teave I. D. (1973) Rapid determination of free proline or water stress standies. Plant and Soil 39: 205-107.

Beauchamp, C. and Fridovich, I. (1971) Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. Analytical. Biochemistry 44: 276–287.

Ben Ahmed, C., Ben Rouina, B., Sensoy, S., Boukhriss, M. and Ben Abdullah, F.(2010) exogenous proline effects on photosynthetic performance and antioxidant defense system of young olive tree. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 58:4216-4222.

Bolat, I., Kaya, C., Almaca, A. and Timucin, S. (2006) Calcium Sulfate Improves Salinity Tolerance in Rootstocks of Plum. Journal of Plant Nutrition 29:553-564.

Bradford, M. M. (1976) A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantites of protein utilizing the principles of protein dyebinding. Analytical. Biochemistry 72: 248-254.

Chance, B. and Maehly, A. C. (1995) Assay of catalase and peroxidase. In: Methods in Enzymology (Eds. Culowic, S. P. and Kaplan, N. O.). Pp. 764-765. Academic Press. Inc. New York.

Duenas, M., Perez-Alonso, J.J., SantosBuelga, C. and Escribano-Bailon, T. (2008) Anthocyanin composition in fig (*Ficus carica* L.). Journal of Food Composition and Analysis 21: 107– 115.

Essam, M., Mohamad M. and Zakaria, I. (2013) Effect of different concentration of carbon source, salinity and gelling agent on *in vitro* growth fig (*Ficus carica* L.). African Journal of Biotechnology, 12:936-940.

FAO. 2016. FAO. Available online at: http://www.fao.org/ag/agl/agll/spush/. Accessed 25 April 2016.

Foyer, CH., Lelandais, M., Galap, C. and. Kunert, K-J. (1991) Effects of elevated cytosolic glutathione reductase activity on the cellular glutathione pool and photosynthesis in leaves under normal and stress conditions. Plant Physiology 97: 863–872.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

Ferguson, L., J. A. Poos, S. R Grattan, C. M. Grieve, D. Wang, C. Wilson, Donovan, T. J and Chao, C. T. (2202) pistachio rootstocks influence scion growth and ion relations under salinity and boron stress. J.Amer. Soc. Horticultural Science 127:194-199.

Garria, M., Munos, C. A., Caligari, P. D., and Retamales, J. B. (2015) Effect of salt stress on genotyprs of commercial (*Fragaria x ananassa*) and Chilean strawberry (*F. chiloensis*). Scientia Horticulturae 195: 37-47.

Gholami, M., Rahemi, M., and Rastegar, s. (2012) methods for detecting drought tolerant cultivars fig (*Ficus carica*). Scientia Horticulturae 143:7-14.

Golombek, S.D. and Lüdders, P. (1990) Gas exchange of *Ficus carica* in response to salinity. In: Plant Nutrition-Physiology and Applications. (Ed. Beusichem, M. L.,). Pp: 487-493. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht. The Netherlands.

Grotewold, E. (2006) The genetics and biochemistry of floral pigments. Annual Review of Plant Biology 57: 761–780.

Hiscox, J. D., and Israelstam, G. F. (1979) A method for the extraction of chlorophyll from leaf tissue without maceration. Pollution 131:453-459.

Houimli,S. I. M., Denden, M., and Mohandes, B. D. (2010) Effect of 24-epibrassinolide on growth, chlorophyll, electrolyte lekage and proline by pepper plants under NaCL-stress. Eur Asian journal of Biosciences.4:96-104.

Kavi kishor, B. P., Hima kumara,P., Sunida, M. S. L ., and Sreenvasulu, n. (2015) Role of proline in cell wall synthesis and plant development and its implications in plant ontogeny.frontiers in plant science.6:455

Khayyat, M., Tehranifar, A., Davarynejad, G. H., and. Sayyari-Zahan M. H. (2014) Vegetative growth, compatible solute accumulation, ion partitioning and chlorophyll fluorescence of Malase-e-Saveh and Shishe-kab pomegranate in response to salinity stress. Photosenthetica 5: 301-312.

Khoshbakht, D., Ghorbani, A., Baninasab .B, Naseri, L. A. and. Mirzaei, M. (2014) Effects of supplementary potassium nitrate on growth and gas-exchange characteristics of salt-stressed citrus seedling. Photosynthetica, 52:589-596.

Lingqiang, M. Guan., Scandalios, john.G. (2002) Catalase gene expression in response to auxin-mediated developmental signals.phisiologia pantarum.vulume 114: 288-295.

Jithesh, M. N., Prashanth, S. R., Sivaprakash, K. R. and Parida, A. K. (2006) Antioxidative response mechanisms in halophytes: their role in stress defence. Journal of Genetics (85): 237–254.

Mandhania, S., Madan, S. and Sawhny, V. (2006) Antioxidant defense mechanism under salt stress in wheat seedlings. Biologia Plantarum 50: 227-231.

Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance.Trends plant science. 79(9):405-10.

Molazem, D., Qurbanov, E., and Dunyamaliyv, A. S. (2010) Role of Proline, Na and Chlorophyll Content in Salt Tolerance of Corn (*Zea mays* L.). American-Eurasian J. Agric.& Environ. Sience 9:319-324.

Munns, R., 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant. Cell Environ. 25, 239–250.

Munns, R. and. Tester, M. (2008) Mechanisms of Salinity Tolerance. Annual Review of Plant Biology, 59: 651-681.

Nakano, Y. and Asada, K. (1981) Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. Plant and Cell Physiology journal 22: 867–880.

Murcute, A., Sahu, M., Mali, P., Rangari, V. (2010) Development and evaluation of formulations of microbial biotransformed extract of tobacco leaves for hair growth potential. Pharmacognosy Reserch 2: 300-303.

Necleous, D. and. Vasilakakis, M. (2007) Effects of NaCl stress on red raspberry (*Rubus idaeus* L. 'Autumn Bliss'). Scientia Horticulturae, 112: 282-289

Rengasamy, P. (2002) Transient salinity and subsoil constraints to dryland farming in Australian sodic soil: an overview. Australian Journal of Experimental Agriculture 42: 351-361.

Richards, L. A (1954) Diagnosis and improvement of salin and alkaline soils. U.S. Department of Agriculture. Agric. Handbook, No. 60. P3.

Rostami, A. A., and Rahemi, M. (2013) screening drought tolerance in caprifig vareties in accordance to responses of antioxidant enzymes. World Applied Sciences Journal 21:1213-1219.

Santos, C.V. (2004) Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. Scientia Horticulturae 103: 93-99.

Shigeoka, S., Ishikawa, T., Tamoi, M., Miyagawa, Y., Takeda, T., Yabuta, Y. and Soby S. (2002) Fig fact sheet. Fruit & nut. Research and information center. Available from: http://fruitsandnuts.ucdavis.edu/index.html [Accessed 8 November 2007].

Sivritepe, N., Erturk, U., Yerlikaya, C., Turkan, I., Bor, M., Ozdemir, F. (2008) Response of the
cherry rootstock to water stress induced in vitro, Biology of. Plant 52: 573-576

Sorkheh, K., Shiran, B., Rouhi, V. Khodambashi, M., and Sofo, A. (2012) Salt stress induction of some key antioxidant enzymes and metabolites in eight Iranian wild almond species. Acta physiologiae plantarum, 34:203-213.

Srivastav, M., Kishor, A., Dahuja, A., Sharma, R. R. (2010) Effect of paclobutrazol and salinity on ion leakage, proline content and activities of antioxidant enzymes in mango (*Mangifera indica* L.). Scientia Horticulture 125: 785–788.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]

Tiwari, K. J., Munshi, D. A., Kumar, R ., Pandey, N. R., Arora, A., Bhat, S. J., and Sureja, K. A. (2010) Effect of salt stress on cucumber: Na+–K+ ratio, osmolyte concentration, phenols and chlorophyll content. Acta Physiologiae Plantarum 32:103-114.

Van Breusegem, F., Vranova, E., Dat, J. F and Inze, D. (2001) the role of active oxygen species in plant signal transduction. Plant Science Journal 161: 405–414.

Verbruggen, N,, and Hermans, C. (2008) Proline accumulation in plants: a review. Amino Acids 35:753-9.

Wang, Y., Gary, J.L. and Cheangcai, C. (2013) Cross-talk of nitric oxide and reactive oxygen species in plant programed cell death. Plant Science Journal 4: Article314.

Yarami, N and Sepaskhah, A. (2015) physiological growth and gas exchange response of saffron (*Crocus sativus* L.) to irrigation water salinity, manure application and planting method. Agricultural water Management, 154:43-51.

Yu, c., Huang, S., Hu, X., Deng, W., Xiong, C., Li, Y., and Peng, B. (2013) Changes in photosynthesis, chlorophyll flurescence, and antioxidant enzymes of mulberry (*Morus ssp*.) in response to salinity and high-temperature stress. Biologia 68:404-413.

Zarei, M., Azizi, M., Rahemi, M. and tehranifar, A. (2016) Evaluation of NaCl Salinity Tolerance of Four Fig Genotypes Based on Vegetative Growth and Ion Content in Leaves, Shoots, and Roots. Horticultral Science 51:1427-1434.

Zarei, M., Azizi, M., Rahemi, M. and Tehranifar, A. (2016) Evaluation of NaCl Salinity Tolerance of Four Fig Genotypes Based on Vegetative Growth and Ion Content in Leaves, Shoots, and Roots. Horticultral Science 51:1427-1434.

Zrig, A., Ben Mohamed, H., Tounekti, T., Khemira, H., Serrano, M., Valero, D and Vadel A. M. (2017) Effect of rootstock on salinity tolerance of sweet almond (cv. Mazzetto). South African Journal of Botany 102:50-59.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2025-04-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1398.8.29.25.7]