Archive of SID

زیست‌شناسی گیاهی ایران، سال هشتم، شماره بیست و هفتم، بهار ۱۳۹۵، صفحه ۸۱-۹۴
تاریخ دریافت مقاله: ۱۳۹۴/۰۷/۲۰
تاریخ بررسی مجدد: ۱۳۹۴/۱۱/۱۷
تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۴/۱۲/۰۸

مطالعه برخی از شاخص‌های فیزیولوژیک زوفا (*Hyssopus officinalis*) در مرحله رویشی تحت تأثیر تنش شوری

ام‌البنین جهان‌تیغ [۱]، فرزانه نجفی [۱]*، حسنعلی نقدی بادی [۲]، رمضانعلی خاوری‌نژاد [۱و۳] و فروغ سنجریان [۴]
[۱] گروه علوم گیاهی، دانشکده علوم زیستی، دانشگاه خوارزمی، تهران، ایران
[۲] مرکز تحقیقات گیاهان دارویی، پژوهشکده گیاهان دارویی جهاد دانشگاهی، کرج، ایران
[۳] گروه زیست‌شناسی، دانشگاه آزاد اسلامی، واحد علوم و تحقیقات، تهران، ایران
[۴] گروه زیست فرآورده‌های گیاهی، پژوهشکده زیست فناوری کشاورزی، پژوهشگاه ملی مهندسی ژنتیک و زیست فناوری، تهران، ایران

چکیده

شوری از مهم ترین تنش‌های غیرزیستی است و مقدار بالای سدیم برای اغلب گونه‌های گیاهی سمّی است و رشد و بازده گیاه را تحت تأثیر قرار می‌دهد. صدها سال است که از گیاه زوفا (*Hyssopus officinalis* L.) به عنوان گیاه دارویی در پزشکی استفاده می‌شود. هر چند زوفا گیاه دارویی با ارزش است و به طور وسیع در دنیا کشت می‌شود، اما درباره پاسخ این گیاه به تنش شوری اطلاعاتی در دسترس نیست. از آنجا که دوره رویشی رشد از مراحل بسیار حساس در زندگی گیاه است، تأثیر تنش شوری در این مرحله بررسی شد. بدین منظور، این آزمایش در طرح کاملاً تصادفی در شش سطح هدایت الکتریکی (شاهد، ۲، ۴، ۶، ۸ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) طراحی شد. شوری اعمال شده با آب شور طبیعی (حوض سلطان) تأمین شد. با افزایش غلظت شوری مقدار پروتئین، کاروتنوئید، قندهای احیا و الیگوساکاریدی، مالون‌دی‌آلدهید و آب اکسیژنه افزایش معنی‌داری یافت و مقدار کلروفیل کل، کلروفیل‌های a و b، قند کل و پلی‌ساکاریدها به طور معنی داری کاهش یافت. به نظر می‌رسدکه افزایش مقدار پروتئین، کاروتنوئیدها و قندها از عوامل مؤثر در مقاومت به شوری در زوفا هستند.

واژه‌های کلیدی: تنش اکسیداتیو، تنش شوری، زوفا (*Hyssopus officinalis*)، گیاه دارویی

مقدمه

تنش‌های محیطی زیادی بر رشد و نمو و تولید محصول در گیاهان تأثیرگذارند. از جمله این عوامل، می‌توان به خشکی، سرما، گرما، شوری و عناصر سمّی اشاره کرد (Sairam *et al.*, 2005). شوری به عنوان یکی از تنش‌های محیطی، تمام مراحل رشد از جوانه‌زنی تا تولید توده زنده گیاه، دانه و میوه را تحت تأثیر قرار می‌دهد. پاسخ گیاهان به تنش شوری، به نوع

* نگارنده مسؤول: نشانی پست الکترونیک: najafi_f@khu.ac.ir، شماره تماس: ۰۲۱۸۱۵۸۳۳۱۴

Copyright©2016, University of Isfahan. This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (http://creativecommons.org/licenses/BY-NC-ND/4.0), which permits others to download this work and share it with others as long as they credit it, but they cannot change it in any way or use it commercially.

www.SID.ir

Archive of SID

گیاه، مرحله نموی، شدت و مدت تنش بستگی دارد (Manchanda and Garg, 2008). تنش شوری، تأثیرات اسمزی (از دست دادن آب سلول) و سمّیت (تجمع یون) را بر سلول‌های گیاهی، رشد، تعادل یونی، فتوسنتز و تثبیت نیتروژن تحمیل می‌کند. تنش شوری فرآیندهای متابولیسمی اساسی گیاه مانند: فتوسنتز، سنتز پروتئین و متابولیسم انرژی و چربی را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Parida and Das, 2005). راهکارهای بیوشیمیایی شامل انباشتن انتخابی یا دفع یون‌ها، تنظیم جذب یون توسط ریشه و انتقال به برگ‌ها، تجمع یون‌ها در سلول‌ها، سنتز محلول‌های سازگار، تغییر در مسیر فتوسنتز، اصلاح ساختار غشا، القای آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و القای هورمون‌های گیاهی است. تنش شوری، متابولیسم گیاه و تقسیم سلولی را کاهش داده، در نتیجه از رشد طبیعی جلوگیری می‌کند (Shakirova *et al.*, 2003).

تنش شوری باعث تولید گونه‌های فعال اکسیژن و افزایش نشت یونی می‌شود. علاوه بر آسیب اکسیداتیو وارد شده توسط گونه‌های فعال اکسیژن، پروتئین‌هایی مانند پروتئین‌های شوک گرمایی، چپرون‌ها و سایر پروتئین‌های سمّزدا نیز افزایش می‌یابند (Sudhakar *et al.*, 2001). تجمع اسمولیت‌های سازگار از پاسخ‌های رایج گیاهان به تنش اسمزی ناشی از تنش شوری است. توانایی محافظت از فعالیت آنزیم‌ها در شرایط شوری از ویژگی‌های این مواد محلول است (Parvaiz and Satyawati, 2008). کربوهیدرات‌ها نقش دوگانه‌ای در سلول‌های گیاهی به عهده دارند. از یک سو، به عنوان یک عامل اسموتیک پتانسیل اسمزی را منفی کرده، باعث حفظ حالت تورژسانس و شادابی سلول‌ها می‌شوند و از سوی دیگر، با تأمین انرژی و اسکلت کربنی مورد نیاز فرآیندهای بیوسنتزی باعث رشد و نمو سلول‌ها می شوند (Chaparzadeh *et al.*, 2015). در حقیقت، در گیاهانی که قندهای محلول در پاسخ به تنش کم‌آبی تجمع می‌یابند، تنظیم اسمزی بهتر صورت می‌گیرد (Soleymani and Pirzad, 2015). شواهد جمع‌آوری شده از گونه‌های مختلف نشان می دهد که تحمل شوری در گیاهان به عوامل متعدد از جمله: شرایط محیطی، تجربیات کشاورزی، مدیریت آبیاری، حاصلخیزی خاک، رقم و مرحله رشدی گیاه وابسته است (Jithesh *et al.*, 2006).

گیاهان دارویی اهمیت خاصی در تأمین بهداشت و سلامت جامعه دارند و در سال‌های اخیر رویکردی همه‌جانبه برای استفاده از داروهایی با منشأ طبیعی و به ویژه گیاهی در جوامع مختلف جهان پدید آمده است. از این رو، شناسایی و کاشت گیاهان دارویی در سطح وسیع می‌تواند کمک زیادی به جوامع انسانی برای درمان بیماری‌های قلبی، دیابت، سرطان و غیره نماید. علیرغم پیشرفت‌های زیادی که در شیمی آلی سنتزی صورت گرفته است، هنوز گیاهان دارویی حدود ۲۵ درصد از داروهای تجویزی را تشکیل می‌دهند (Jayasinghe *et al.*, 2003). گیاه زوفا (*Hyssopus officinalis* L.) از خانواده نعناییان (Lamiaceae)، گیاهی بوته‌ای و پایا است که به طور وحشی رشد می‌کند و در مناطق معتدل آسیا، اروپا و امریکا کشت می‌شود (Kazazi *et al.*, 2007؛ Özer *et al.*, 2005؛ Soleimani *et al.*, 2011). این گیاه، بومی شمال‌غرب ایران، شمال‌شرقی منطقه دریای سیاه و جنوب آناتولی ترکیه است (Kizil *et al.*, 2008). ترکیبات اصلی

www.SID.ir

Archive of SID

اسانس آن β-پینن، لیمونن، β-فلاندرن، ۱ و ۸-سین‌ال، پینو کامفون، ایزوپینو کامفون، پینو کارون، ژرماسرن-D و متیل اژنول هستند (Kazazi *et al.*, 2007؛ Zheljazkov *et al.*, 2012).

اسانس گیاه زوفا دارای اثر ضد ایدز (Najafpour-navayi and Mirza, 2003) و نیز فعالیت ضدباکتریایی و ضد قارچی است (Soleimani *et al.*, 2011؛ Zheljazkov *et al.*, 2012). زوفا در طب سنتی برای درمان تب و روماتیسم تجویز می‌شود. در پزشکی نیز از آن به عنوان عامل ضد التهاب و ضد اسپاسم استفاده می شود. در صنایع غذایی به عنوان طعم‌دهنده و در ترکیب انواع سس‌ها استفاده می‌شود (Soleimani *et al.*, 2011). با وجود داشتن ارزش دارویی قوی زوفا و کشت وسیع در سراسر دنیا، درباره پاسخ این گیاه به تنش شوری اطلاعاتی در دسترس نیست؛ از این رو، تأثیر شوری بر مقدار پروتئین، رنگیزه‌های فتوسنتزی، قندها، پراکسیدهیدروژن و مالون‌دی‌آلدهید برای درک بهتر سازوکار دفاعی زوفا در مرحله رویشی بررسی شد.

مواد و روش‌ها

پژوهش حاضر به صورت گلدانی در قالب طرح کاملاً تصادفی در چهار تکرار و با ۶ تیمار شوری (شاهد، ۲، ۴، ۶، ۸ و ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر) اجرا شد. گلدان‌ها با خاک شنی-لومی پُر شدند، هر گلدان دارای ۷ بوته زوفا بود که با آب تیمار مورد نظر آبیاری شد. گلدان‌ها درون گلخانه پژوهشکده گیاهان دارویی جهاد دانشگاهی، گروه پژوهشی کشت و توسعه گیاهان دارویی در شرایط کنترل شده با فتوپریود ۱۶ ساعت (دمای ۲۵ درجه سانتیگراد روز و ۱۵ درجه سانتیگراد شب)، رطوبت ۷۰ درصد و شدت روشنایی ۴۰۰۰ لوکس نگهداری شدند. برای اعمال تنش شوری، از آب شور دریاچه حوض سلطان (در ۴۰ کیلومتری شمال شهرستان قم و ۸۵ کیلومتری جنوب تهران در حاشیه بزرگراه تهران قم) استفاده شد. بیشترین مقدار املاح آن شامل: سدیم ۱۱۲ گرم در لیتر، پتاسیم ۱/۱۷ گرم در لیتر، کلر ۱۹۱ گرم در لیتر، منیزیم ۶/۲۶ گرم در لیتر، کلسیم ۰/۲ گرم در لیتر، سولفات ۲۶/۹ گرم در لیتر، کربنات ۰/۰۶۷ گرم در لیتر و بی‌کربنات ۰/۰۷۳ گرم در لیتر بود. دو ماه پس از اعمال تنش شوری گیاهان برداشت شده و تأثیر تنش شوری بر مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی، قندها، پروتئین، پراکسید هیدروژن و مالون‌دی‌آلدهید مطالعه شد. سنجش شاخص‌های فیزیولوژیک در آزمایشگاه فیزیولوژی گیاهی دانشکده علوم زیستی دانشگاه خوارزمی انجام شد.

استخراج پروتئین کل با استفاده از بافر فسفات پتاسیم ۰/۱ مولار (اسیدیته=۶/۸) انجام شد. عمل عصاره‌گیری به نسبت ۱:۲ (۲ میلی‌لیتر بافر به ازای ۱ گرم نمونه تازه) درون حمام یخ انجام و به مدت ۲۰ دقیقه با نیروی ۱۲۰۰۰g در ۴ درجه سانتیگراد سانتریفیوژ شد. مقدار پروتئین روشناور با استفاده از روش Bradford (۱۹۷۶) اندازه‌گیری شد.

اندازه‌گیری رنگیزه‌های فتوسنتزی با روش Lichtenthaler (۱۹۸۷) انجام شد. ۰/۲ گرم برگ تازه با ۵ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد ساییده و پس از صاف شدن جذب محلول رویی توسط دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل UV-120-02، شرکت Shimadzu، ژاپن) در طول موج‌های ۶۴۷، ۶۶۳ و ۴۷۰ نانومتر تعیین شد. میزان

www.SID.ir

Archive of SID

کل کلروفیل، کلروفیل های a و b، نسبت کلروفیل های a و b و کاروتنوئیدها از طریق معادله‌های مربوط محاسبه شد. غلظت هر یک از رنگیزه‌ها بر اساس میلی‌گرم در واحد وزن تر برگ محاسبه شد.

برای استخراج قندهای محلول از روش عصاره‌گیری الکلی استفاده شد. به ۰/۱ گرم نمونه خشک و پودر شده ریشه یا برگ، یک میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد افزوده شد و پس از ۵۰ ثانیه ورتکس، به مدت ۱۰ دقیقه با نیروی g ۷۰۰۰ سانتریفیوژ شد. روشناورها به پتری‌دیش منتقل و عمل فوق سه تا چهار بار تکرار شد. از تفاله‌های باقیمانده برای استخراج پلی‌ساکاریدها استفاده شد. پس از تبخیر روشناورها، درون پتری‌دیش با ۴۰ میلی‌لیتر آب مقطر نیمه‌گرم شسته و به لوله سانتریفیوژ منتقل شد. به هر لوله ۱۰ میلی‌لیتر هیدروکسید باریم ۰/۳ نرمال و ۱۰ میلی‌لیتر محلول سولفات روی ۵ درصد اضافه شد و به مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۳۵۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. سپس روشناور جدا شده و باقیمانده با کمی آب مقطر (حدود ۸ میلی‌لیتر) حل و دوباره سانتریفیوژ شد. مجموع روشناورها برای سنجش قندهای محلول شامل قندهای احیاکننده و الیگوساکاریدها استفاده شد (Nelson, 1994).

برای سنجش قندهای احیاکننده به هر لوله آزمایش یک میلی‌لیتر عصاره، یک میلی‌لیتر محلول کوئیوروسدیک اضافه شد و پس از ورتکس، به مدت ۲۰ دقیقه در حمام آب جوش قرار گرفت. پس از رسیدن به دمای اتاق، به هر لوله یک میلی‌لیتر محلول آرسینومولیبدات اضافه شد و با آب مقطر به حجم نهایی ۱۲/۵ میلی‌لیتر رسید. جذب نمونه‌ها در طول موج ۵۰۰ نانومتر بررسی شد. مقدار قندهای احیاکننده به صورت درصد وزن خشک محاسبه شد (Somogy, 1952).

استخراج قندهای پلی‌ساکاریدی با روش محلول آبی و با استفاده از آب جوش انجام گرفت. تفاله‌های خشک شده حاصل از عصاره‌گیری الکلی به ارلن منتقل شد و با افزودن ۴۰ میلی‌لیتر آب مقطر به مدت ۱۰ دقیقه جوشید. پس از صاف کردن، تفاله‌های روی کاغذ صافی دوباره به ارلن برگردانده و با ۴۰ میلی‌لیتر آب مقطر به مدت ۱۰ دقیقه جوشانده و صاف شد. محلول صاف شده برای سنجش قندهای پلی‌ساکاریدی استفاده شد (Seyyednejad *et al.*, 2001).

برای سنجش قندهای پلی‌ساکاریدی و الیگوساکاریدها از روش فنل-سولفوریک اسید استفاده شد (Dubois *et al.*, 1956). به نیم میلی‌لیتر عصاره، ۱/۵ میلی‌لیتر آب مقطر و ۱ میلی‌لیتر محلول فنل ۵ درصد اضافه و به خوبی تکان داده شد. بلافاصله، ۵ میلی‌لیتر سولفوریک اسید غلیظ اضافه و پس از ۳۰ دقیقه در دمای محیط جذب نمونه در طول موج ۴۸۵ نانومتر بررسی و به صورت درصد وزن خشک محاسبه گردید.

سنجش پراکسید هیدروژن با روش Velikova و همکاران (۲۰۰۰) انجام شد. نیم گرم بافت تازه در ۵ میلی‌لیتر تری کلرو استیک اسید ۰/۱ درصد در حمام یخ ساییده و به مدت ۱۵ دقیقه با نیروی g ۱۲۰۰۰ توسط سانتریفیوژ یخچال‌دار سانتریفیوژ شد. نیم میلی‌لیتر محلول روشناور با نیم میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی‌مولار (اسیدیته=۷) و ۱ میلی‌لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار مخلوط گردید. در نهایت، جذب نمونه در طول موج ۳۹۰ نانومتر خوانده شد و با منحنی استانداردی که با استفاده از پراکسید هیدروژن رسم شده بود، مقدار آب اکسیژنه بافت گیاهی محاسبه شد.

www.SID.ir

Archive of SID

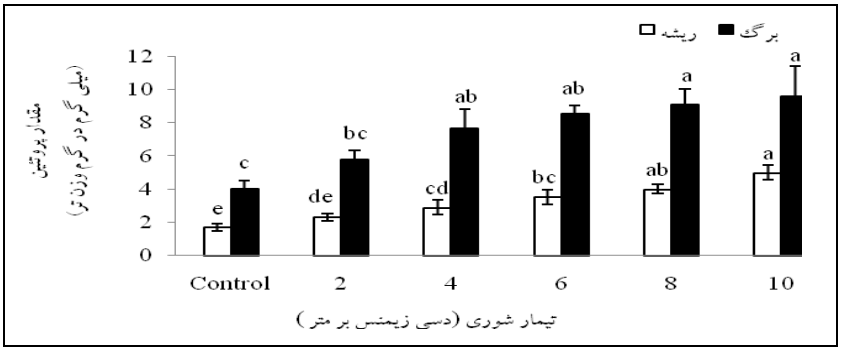
میزان پراکسیداسیون لیپید بافت‌های گیاهی از طریق تعیین محتوای مالون‌دی‌آلدهید در واکنش با تیوباربیتوریک اسید سنجیده شد (Heath and Packer, 1968). برای استخراج مالون‌دی‌آلدهید یک گرم بافت تر در ۵ میلی‌لیتر محلول تری کلرو استیک اسید ۰/۱ درصد ساییده و در دمای محیط و به مدت ۵ دقیقه با نیروی g ۱۰۰۰۰ سانتریفیوژ گردید.

برای سنجش غلظت مالون‌دی آلدهید به یک میلی‌لیتر از روشناور، ۴ میلی‌لیتر تری کلرو استیک اسید ۲۰ درصد حاوی ۰/۵ درصد تیوباربیتوریک، اضافه شد. مخلوط فوق به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم (۹۵ درجه سانتیگراد) حرارت داده شد. پس از سرد شدن مخلوط حاصل در حمام یخ، به مدت ۱۰ دقیقه در دمای محیط با نیروی g۱۰۰۰۰ سانتریفیوژ شد. جذب محلول رویی در طول موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد. ماده مورد نظر این طول موج ،کمپلکس قرمز (مالون دی آلدهید-تیوباربیتوریک اسید) است. جذب رنگیزه های غیراختصاصی در ۶۰۰ نانومتر تعیین و از میزان جذب ۵۳۲ نانومتر کسر شد. برای محاسبه غلظت مالون‌دی‌آلدهید از ضریب خاموشی معادل ۱۵۵ $mM^{-1}cm^{-1}$ استفاده شد.

تحلیل داده‌ها در طرح کاملاً تصادفی و در ۴ تکرار برای هر تیمار انجام شد. پردازش داده‌ها با نرم‌افزار آماری SPSS نسخه ۱۸ و رسم نمودارها با نرم‌افزار Excel انجام شد. مقایسه میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون دانکن در سطح معنی‌داری $P\leq ۰/۰۵$ انجام شد.

نتایج

با توجه به شکل ۱ مشاهده شد که تنش شوری تأثیر معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد بر محتوای پروتئین ریشه و برگ گیاه زوفا داشت. تنش شوری موجب افزایش معنی‌دار پروتئین ریشه و برگ گیاهان تیمار دیده در مقایسه با گیاهان شاهد شده است، به طوری که به موازات افزایش شوری میزان پروتئین ریشه و برگ افزایش یافت.



شکل ۱- اثر تنش شوری بر مقدار پروتئین زوفا (میلی‌گرم در گرم وزن تر). مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ است.

در مطالعه حاضر، تنش شوری موجب کاهش مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی (کلروفیل‌های a و b، نسبت کلروفیل a به b و کلروفیل کل) نسبت به گیاهان شاهد در سطح احتمال ۵ درصد شد (جدول ۱). به موازات

www.SID.ir

Archive of SID

افزایش تنش شوری مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی کاهش یافت که نشان‌دهنده اثر منفی شوری بر رنگیزه های فتوسنتزی است. با توجه به جدول ۱ مشاهده می شود که تحت تأثیر تنش شوری مقدار کاروتنوئیدها و نسبت کاروتنوئیدها به کلروفیل کل در مقایسه با گیاهان شاهد افزایش معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد نشان داد.

نتایج نشان داد که مقدار قندهای احیاکننده، الیگوساکاریدی و محلول در ریشه و برگ گیاهان تیمار دیده در مقایسه با گیاهان شاهد افزایش معنی‌داری در سطح احتمال ۵ درصد داشت (جدول ۲)، در حالی که مقدار قندهای پلی‌ساکاریدی در ریشه و برگ گیاهان تحت تیمار شوری کاهش معنی‌داری در سطح احتمال ۱ درصد نشان داد. تنش شوری تأثیر معنی‌داری بر مقدار قند کل ریشه و برگ گیاهان تیمار دیده در مقایسه با گیاهان شاهد نداشت (جدول ۲).

جدول ۱- اثر تنش شوری بر محتوای رنگیزه های فتوسنتزی زوفا (میلی‌گرم در گرم وزن تر). مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ است.

رنگیزه‌های فتوسنتزی	تیمار شوری (دسی‌زیمنس بر متر)					
	شاهد	۲	۴	۶	۸	۱۰
کلروفیل a	۰/۹۶ ±۰/۱۶ a	۰/۷۷ ±۰/۰۷ ab	۰/۷ ±۰/۱۲ ab	۰/۶ ±۰/۱۷ ab	۰/۵ ±۰/۰۹ b	۰/۴۸ ±۰/۰۹ b
کلروفیل b	۰/۷۸ ±۰/۰۷ a	۰/۵۱ ±۰/۱ b	۰/۴۸ ±۰/۱ b	۰/۴۱ ±۰/۰۸ b	۰/۳۴ ±۰/۰۷ b	۰/۳ ±۰/۰۶ b
کلروفیل کل	۱/۶۷ ±۰/۱۱ a	۱/۲۸ ±۰/۱۲ ab	۱/۱۹ ±۰/۱۵ ab	۱/۰۱ ±۰/۱ b	۰/۸۴ ±۰/۱۲ b	۰/۸ ±۰/۱ b
کاروتنوئیدها	۰/۵۱ ±۰/۰۳ c	۰/۷۲ ±۰/۰۲ bc	۰/۸۷ ±۰/۱ ab	۰/۹۳ ±۰/۱۱ ab	۱/۰۱ ±۰/۰۳ a	۱/۱ ±۰/۰۱ a
کلروفیل a/b	۱/۴۳ ±۰/۱۳ a	۱/۲۴ ±۰/۰۹ ab	۱/۱۷ ±۰/۰۸ abc	۱/۰۶ ±۰/۱۲ bcd	۰/۹ ±۰/۱۲ cd	۰/۸۱ ±۰/۰۷ d
کاروتنوئیدها/ کلروفیل کل	۰/۳۲ ±۰/۰۶ d	۰/۶ ±۰/۰۷ c	۰/۷۲ ±۰/۱۷ bc	۰/۸۶ ±۰/۱ abc	۱ ±۰/۰۵ ab	۱/۱۴ ±۰/۰۴ a

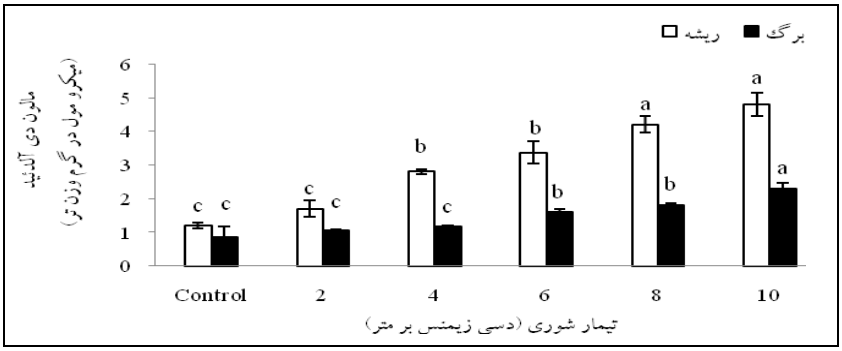
جدول ۲- اثر تنش شوری بر قندهای زوفا (درصد وزن خشک). مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ است.

نوع قند	اندام	تیمار شوری (دسی‌زیمنس بر متر)					
		شاهد	۲	۴	۶	۸	۱۰
قند احیاکننده	ریشه	۱/۳ ±۰/۱۲ e	۱/۵۳ ±۰/۱۳ de	۱/۷ ±۰/۰۹ cd	۲ ±۰/۰۷ c	۲/۳۴ ±۰/۱۶ b	۲/۸۵ ±۰/۰۶ a
	برگ	۱/۳۷ ±۰/۱۳ c	۱/۵۵ ±۰/۱۴ bc	۲ ±۰/۱۴ bc	۲/۳۷ ±۰/۰۳ b	۳/۴۶ ±۰/۲۷ a	۳/۸ ±۰/۲ a
قند الیگوساکاریدی	ریشه	۰/۴ ±۰/۰۵ c	۰/۶ ±۰/۱۹ bc	۰/۸ ±۰/۲ abc	۰/۹ ±۰/۱۵ abc	۱ ±۰/۲ ab	۱/۲۷ ±۰/۱۹ a
	برگ	۰/۲۶ ±۰/۰۸ c	۰/۳۴ ±۰/۰۷ bc	۰/۷ ±۰/۰۶ abc	۰/۸ ±۰/۲۱ abc	۰/۸۶ ±۰/۲ ab	۱/۰۲ ±۰/۱۴ a
قند محلول	ریشه	۱/۷ ±۰/۱۶ e	۲/۱۴ ±۰/۱۹ de	۲/۵ ±۰/۱۹ cd	۲/۹ ±۰/۱۷ bc	۳/۳۴ ±۰/۲۶ b	۴/۱۲ ±۰/۲ a
	برگ	۱/۶ ±۰/۱۳ d	۱/۹ ±۰/۱۸ cd	۲/۷ ±۰/۱۸ bc	۳/۱۶ ±۰/۲ b	۴/۳۲ ±۰/۱ a	۴/۸ ±۰/۲ a
قند پلی ساکاریدی	ریشه	۵/۲۲ ±۰/۳ a	۴/۸ ±۰/۱۴ a	۳/۹۵ ±۰/۱۶ b	۳/۳۳ ±۰/۰۹ b	۲/۳۳ ±۰/۳ c	۱/۹۴ ±۰/۳ c
	برگ	۳/۵ ±۰/۰۴ a	۲/۵ ±۰/۰۷ b	۲ ±۰/۰۷ c	۱/۵۵ ±۰/۱۵ d	۰/۸±۰/۱۹ e	۰/۶ ±۰/۱۱ e
قند کل	ریشه	۶/۹۲ ±۰/۳۸ a	۶/۹۴ ± ۰/۲۶ a	۶/۴۵ ±۰/۳ ab	۶/۲۳ ±۰/۲ ab	۵/۶۸ ±۰/۳ ab	۶/۰۶ ±۰/۴۳ b
	برگ	۵/۱ ±۰/۱۱ a	۴/۵ ±۰/۱۹ a	۴/۷ ±۰/۱۷ a	۴/۷۱ ±۰/۴۲ a	۵/۱۲ ±۰/۳۷ a	۵/۴ ±۰/۲۵ a

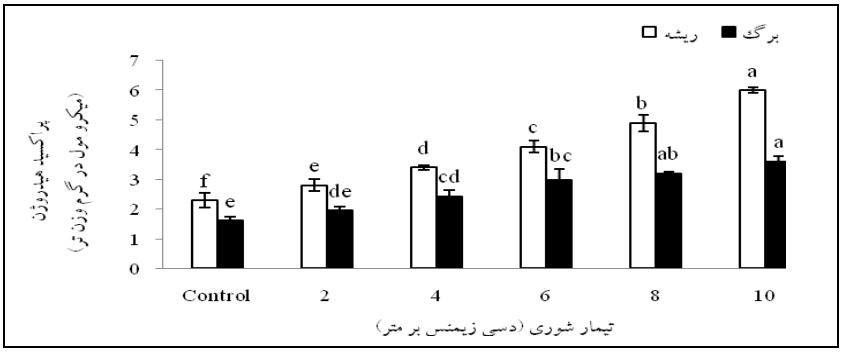
www.SID.ir

Archive of SID

مقدار مالون‌دی‌آلدهید و آب اکسیژنه تحت تیمار شوری در سطح احتمال ۱ درصد افزایش معنی‌داری داشت (شکل‌های ۲ و ۳). به موازات افزایش تنش شوری، مقدار مالون‌دی‌آلدهید و آب اکسیژنه افزایش یافت به طوری که بالاترین مقدار مالون‌دی‌آلدهید و آب اکسیژنه در تیمار ۱۰ دسی‌زیمنس بر متر شوری مشاهده گردید.



شکل ۲- تأثیر تنش شوری بر مقدار مالون‌دی‌آلدهید زوفا (میکرومول در گرم وزن تر). مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ است.



شکل ۳- اثر تنش شوری بر مقدار پراکسید هیدروژن زوفا (میکرومول در گرم وزن تر). مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ است.

بحث

شوری باعث ایجاد آثار منفی در ارتباط با رشد و نمو گیاه می‌شود. پروتئین‌هایی که در شرایط شوری در گیاهان متراکم می‌شوند، شکل ذخیره‌ای از نیتروژن هستند که بعدها مورد استفاده قرار می‌گیرند و نیز در تنظیم اسمزی نقش دارند. آنها می‌توانند در پاسخ به شوری به طور جدید ساخته شوند یا این که به طور نهادی در غلظت‌های پایین وجود داشته و هنگامی که گیاه در معرض شوری قرار گرفت، غلظت آنها افزایش یابد. تعدادی از پروتئین‌هایی که توسط شوری القا می‌شوند سیتوپلاسمی هستند که موجب تغییرات ویسکیوزیته سیتوپلاسم می‌شوند (Parvaiz and

www.SID.ir

Archive of SID

(Satyawati, 2008). شوری موجب افزایش پروتئین محلول در ریشه و برگ زوفا شد. افزایش پروتئین محلول در گیاهانی مانند کتان (Jiang *et al.*, 2005) و گندم (Wimmer *et al.*, 2003) گزارش شده است. مقدار بالاتر پروتئین‌های محلول در ارقام مقاوم به شوری جو، آفتابگردان، ارزن و برنج مشاهده شده است (Ashraf and Harris, 2004). Parida و Das (۲۰۰۵) گزارش دادند که در شاه‌توت تحت تنش شوری پایین، پروتئین محلول افزایش و در شوری بالا کاهش یافت. Karamian و Ataei Barazandeh (۲۰۱۳) در مطالعه روی سه گونه اسپرس (*Onobrychis*) افزایش پروتئین کل را گزارش دادند.

شاید یکی از مهم‌ترین واکنش‌های سلولی که تحت تأثیر شوری قرار می‌گیرد، فرآیندهای فتوسنتزی باشد. اختلال در این فرآیندها به طور مستقیم باعث کاهش تثبیت کربن و تولید بیوماس گیاهان می‌شود (Flowers, 1999). اندازه‌گیری محتوای کلروفیل یکی از شاخص‌های مقاومت به شوری در گیاهان زراعی است (Sairam *et al.*, 2002). Khavarinejad و Mostofi (۱۹۹۸) گزارش کردند که تنش کلرید سدیم در گوجه‌فرنگی موجب کاهش مقدار کلروفیل کل، کلروفیل a و بتاکاروتن شد. نتایج مشابه توسط Cha-um و Kirdmanee (۲۰۰۹) در دو واریته ذرت گزارش شده است. Sairam و همکاران (۲۰۰۲) کاهش محتوای کلروفیل را با افزایش سطح شوری در ارقام حساس و مقاوم به شوری گندم گزارش نمودند. همچنین، آنها کاهش بیشتر محتوای رنگدانه ها در رقم حساس را نسبت به رقم مقاوم نشان دادند. بیشتر گزارش ها گویای آن است که محتوای کلروفیل کل تحت تنش شوری کاهش می یابد و برگ های پیر و نکروزه شده، با ادامه دوره شوری به تدریج ریزش می‌نمایند (Parida and Das, 2005). هر چند در گیاه تاج‌خروس گزارش شده که شوری سبب افزایش محتوای کلروفیل شده است (Wang and Nil, 2000). اما کاهش در محتوای کلروفیل در نتیجه تنش شوری در پنبه (Meloni *et al.*, 2003)، کدو تنبل (Sevengor *et al.*, 2011)، لوبیا (Beinsan *et al.*, 2003)، *Carthamus tinctorius* (Siddiqi *et al.*, 2009) و اسفناج (Kaya *et al.*, 2001) گزارش شده است. این کاهش ممکن است نتیجه تشکیل آنزیم های پروتئولیتیک نظیر کلروفیلاز باشد که باعث تجزیه کلروفیل می گردد و به سیستم فتوسنتزی آسیب می‌رساند (Tuna *et al.*, 2008).

تجمع کربوهیدرات محلول در گیاهان به طور گسترده به عنوان پاسخی به شوری و خشکی، علیرغم کاهش قابل توجه در سرعت جذب خالص CO_2 گزارش شده است (Murakeozy *et al.*, 2003). در تنش شوری، قندها بیش از ۵۰ درصد از کل پتانسیل اسمزی گلیکوفیت‌ها را تأمین می‌کنند (Parvaiz and Satyawati, 2008). مطالعات مختلف پیشنهاد می‌کند که در تنش شوری قندهای غیرساختاری مانند سوکروز و هگزان‌ها متراکم می‌شوند که سرعت و غلظت این تراکم در گونه‌های مختلف، متفاوت است. افزایش غلظت قندهای محلول، ناشی از افزایش تجزیه نشاسته و وابسته به فعالیت آنزیم‌های هیدرولیتیک است (Bartels and Ramanjulu, 2005). قند، مولکول اصلی علامت‌دهنده‌ای است که روی پاسخ‌های فیزیولوژیک

www.SID.ir

Archive of SID

مانند: فتوسنتز، متابولیسم و پاسخ‌های دفاعی تأثیر می‌گذارد (Crowe *et al.*, 1990). متراکم شدن قند در بافت گیاهان در شرایط تنش برای تنظیم اسمز حایز اهمیت است (Dhanapackiam and Ilyas, 2010). Amirjani (۲۰۱۰) گزارش کرده است که در گیاه برنج تحت تنش شوری، مقدار قند کل و قندهای احیاکننده افزایش یافت. افزایش محتوای قند در شرایط شوری در گیاهانی مانند گوجه‌فرنگی (Amini and Ehsanpour, 2005) و جو (Bagheri and Sadeghipour, 2009) گزارش شده است. کاهش مقدار نشاسته و افزایش مقدار قندهای احیاکننده و غیراحیاکننده و مقدار پلی‌فنل‌ها در برگ‌های *Bruguiera parviflora* توسط Parida و همکاران (۲۰۰۲) گزارش شده است.

رادیکال‌های سوپر اکسید ایجاد شده تحت تنش شوری باعث پراکسیداسیون لیپیدهای غشا شده (de Azevedo-Neto *et al.*, 2006)، میزان مالون‌دی‌آلدهید را افزایش می‌دهند (Borsani *et al.*, 2001؛ Gunes *et al.*, 2007). مالون‌دی‌آلدهید که حاصل تجزیه اسیدهای چرب غیراشباع است، به عنوان نشانگر زیستی برای اندازه‌گیری پراکسیداسیون لیپیدها شناخته می‌شود (Mittler, 2002). Ashraf و همکاران (۲۰۱۰) گزارش دادند که مقدار مالون دی آلدهید در گندم تحت تنش شوری افزایش یافت که موافق با مطالعات Koca و همکاران (۲۰۰۷) و Li (۲۰۰۹) است که به ترتیب در کنجد و گوجه‌فرنگی به دست آمده است. افزایش پراکسیداسیون لیپیدی همسو با افزایش شوری در گیاهانی مانند: گوجه‌فرنگی (Neumann, 1995)، گندم (El-Bassiouny and Bekheta, 2005) و خرفه (Yazici *et al.*, 2007) نیز گزارش شده است.

در شرایط تنش، میزان تولید آب اکسیژنه در بخش‌های مختلف سلول گیاه طی فرآیندهای آنزیمی و غیرآنزیمی افزایش می‌یابد (Asada, 1999). تنش شوری با تأثیر بر انتقال الکترون در فرآیندهایی نظیر فتوسنتز و تنفس می‌تواند باعث ایجاد آب اکسیژنه در گیاه شود. افزایش آب اکسیژنه موجب کاهش میزان رشد و پراکسیداسیون لیپیدها و در نتیجه آسیب غشایی می‌شود (Mandhania *et al.*, 2006؛ Erdal *et al.*, 2011). در پژوهش حاضر، مقدار آب اکسیژنه تحت تیمار شوری افزایش یافت. مشابه این نتیجه توسط Velikova و همکاران (۲۰۰۰) در گیاه لوبیا گزارش شده است. Chaparzadeh و همکاران (۲۰۰۴) در گل همیشه بهار (*Calendula officinalis*) افزایش مقدار آب اکسیژنه تحت شرایط شوری را گزارش کردند که همسو با مطالعات Mittova و همکاران (۲۰۰۲) در گوجه‌فرنگی و Hernandez و همکاران (۱۹۹۵) در نخود است.

جمع‌بندی

بر اساس نتایج پژوهش حاضر می‌توان نتیجه گرفت که تنش شوری باعث ایجاد تغییرات نامطلوب فیزیولوژیک و بیوشیمیایی در گیاه زوفا می‌شود. در تنش شوری میزان آب اکسیژنه و مالون‌دی‌آلدهید افزایش می‌یابد و با متراکم‌سازی اسمولیت‌هایی مانند قندها موجب تنظیم اسمزی می‌شوند و به جداسازی سدیم در واکوئول کمک می‌کنند، به این ترتیب زوفا می‌تواند شرایط شوری را تحمل کند.

www.SID.ir

Archive of SID

منابع

Amini, F. and Ehsanpour, A. A. (2005) Soluble proteins, proline, carbohydrates, and Na^+/K^+ changes in two tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivars under invitro salt stress. American Journal of Biochemistry and Biotechnology 1(4): 212-216.

Amirjani, M. R. (2010) Effect of NaCl on some physiological parameters of rice. European Journal of Biological Sciences 3(1): 6-16.

Asada, K. (1999) The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. Annual Review of Plant Physiology 50(1): 601-639.

Ashraf, M. P. J. C. and Harris, P. J. C. (2004) Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. Plant Science 166(1): 3-16.

Ashraf, M. A., Ashraf, M. and Ali, Q. (2010) Response of two genetically diverse wheat cultivars to salt stress at different growth stages: leaf lipid peroxidation and phenolic contents. Pakistan Journal of Botany 42(1): 559-565.

Bagheri, A. and Sadeghipour, O. (2009) Effects of salt stress on yield, yield components and carbohydrates content in four hulless barley (*Hordeum Vulgar* L.) cultivars. Journal of Biologival Sciences 9(8): 909-912.

Bartels, D. and Ramanjulu, S. (2005) Drought and salt tolerance in plants. Critical Reviews in Plant Sciences 24(1): 23-58.

Beinsan, C., Camen, D., Sumalan, R. and Babau, M. (2003) Study concerning salt stress effect on leaf area dynamics and chlorophyll content in four bean local landraces from Banat area. 44th Croatian and 4th International Symposium on Agriculture, Opatija, Bosnia and Herzegovina.

Borsani, O., Valpuestan, V. and Botella, M. A. (2001) Evidence for a role of salicylic acid in the oxidative damage generated by NaCl and osmotic stress in *Arabidopsis* seedlings. Plant Physiology 126: 1024-1030.

Bradford, M. M. (1976) A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry 72: 248-254.

Chaparzadeh, N., D'Amico, M. L., Khavari-Nejad, R. A. and Navari-Izzo, F. (2004) Antioxidative responses of *Calandula officinalis* under salinity conditions. Plant Physiology and Biochemistry 42: 695-701.

Chaparzadeh, N., Najjar-Khodabakhsh, A., Pazhang, M. and Zarandi-Miandoab, L. (2015) Effect of salinity and ascorbic acid on growth, water and osmotic relations of *Lepidium sativum*. Journal of Plant Biology 24: 39-52 (in Persian).

Cha-um, S. and Kirdmanee, C. (2009) Effect of salt stress on proline accumulation, photosynthetic ability and growth characters in two maize cultivars. Pakistan Journal of Botany 41(1): 87-98.

Crowe, J. H., Carpenter, J. F., Crowe, L. M. and Anchordoguy, T. J. (1990) Are freezing and dehydration similar stress vectors? A comparison of models interaction of stabilizing solutes with biomolecules. Cryobiology 27: 219-231.

de Azevedo-Neto, A. D., Prisco, J. T., Enéas-Filho, J., de Abreu, C. E. B. and Gomes-Filho, E. (2006) Effect of salt stress on antioxidative enzymes and lipid peroxidation in leaves and roots of salt-tolerant and salt-sensitive maize genotypes. Environmental and Experimental Botany 56(1): 87-94.

Dhanapackiam, S. and Ilyas, M. M. (2010) Leaf area and ion contents of *Sesbania grandiflora* under NaCl and Na_2SO_4 salinity. Indian Journal of Science and Technology 3(5): 561-563.

www.SID.ir

Archive of SID

Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A. and Smith, F. (1956) Colorimetric method for determination of sugar and related substrates. Analytical Chemistry 28: 350-356.

El-Bassiouny, H. M. S. and Bekheta, M. A. (2005) Effect of salt stress on relative water content, lipid peroxidation, polyamines, amino acids, and ethylene of two wheat cultivars. International Journal of Agriculture and Biology 7(3): 363-368.

Erdal, S., Aydın, M., Genisel, M., Taspınar, M. S., Dumlupinar, R., Kaya, O. and Gorcek, Z. (2011) Effects of salicylic acid on wheat salt sensitivity. African Journal of Biotechnology 10(30): 5713-5718.

Flowers, T. J. (1999) Salinisation and horticultural production. Scientia Horticulture 78: 1-4.

Gunes, A., Inal, A., Alpaslan, M., Eraslan, F., Bagci, E. G. and Cicek, N. (2007) Salicylic acid induced changes on some physiological parameters symptomatic for oxidative stress and mineral nutrition in maize (*Zea mays* L.) grown under salinity. Journal of Plant Physiology 164: 728-736.

Heath, R. L. and Packer, L. (1968) Photoperoxidation in isolated chloroplast I. kinetics and stoichiometry fatty acid peroxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics 125: 189-198.

Hernandez, J. A., Olmos, E., Corpas, F. J., Sevilla, F. and Del Rio, L. A. (1995) Salt-induced oxidative stress in chloroplasts of pea plants. Journal of Plant Sciences 105: 151-167.

Jayasinghe, C., Gotoh, N., Aoki, T. and Wada, S. (2003) Phenolics composition and antioxidant activity of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry 51(15): 4442-4449.

Jiang, L., Duan, L., Tian, X., Wang, B., Zhang, H. and Li, Z. (2005) NaCl salinity stress decreased *Bacillus thuringiensis* (Bt) protein content of transgenic Bt cotton (*Gossypium Hirsutum* L.) seedlings. Environmental and Experimental Botany 55(3): 315-320.

Jithesh, M. N., Prashanth, S. R., Sivaprakash, K. R. and Parida, A. K. (2006) Antioxidative response mechanism in halophytes: their role in stress defense. Journal of Genetics 85(3): 237-254.

Karamian, R. and Ataei Barazandeh, S. (2013) Effect of salinity on some growth parameters in three *Onobrychis* species (Fabaceae) in Iran. Journal of Plant Biology 15: 69-82 (in Persian).

Kaya, C., Higges, D. and Kirnak, H. (2001) The effects of high salinity (NaCl) and supplementary phosphorus and potassium on physiology and nutrition development of spinach. Bulgarian Journal of Plant Physiology 27: 47-59.

Kazazi, H., Rezaei, K., Ghotb-Sharif, S. J., Emam-Djomeh, Z. and Yamini, Y. (2007) Supercriticial fluid extraction of flavors and fragrances from *Hyssopus officinalis* L. cultivated in Iran. Food Chemistry 105(2): 805-811.

Khavarinejad, R. A. and Mostofi, Y. (1998) Effects of NaCl on photosynthetic pigments, saccharides, and chloroplast ultra structure in leaves of tomato cultivars. Photosynthesis 35(1): 151-154.

Kizil, S., Toncer, O., Ipek, A., Arslan, N., Saglam, S. and Khawar, K. M. (2008) Blooming stages of Turkish hyssop (*Hyssopus officinalis* L.) affect essential oil composition. Acta Agriculturae Scandinavica, Section B - Soil and Plant Science 58: 273-279.

Koca, H., Bor, M., Özdemir, F. and Türkan, I. (2007) The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. Environmental and Experimental Botany 60(3): 344-351.

Li, Y. (2009) Physiological responses of tomato seedlings (*Lycopersicon esculentum*) to salt stress. Modern Applied Science 3(3): 171-176.

Lichtenthaler, H. K. (1987) Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic membranes.

www.SID.ir

Archive of SID

Methods in Enzymology 148: 350-382.

Manchanda, G. and Garg, N. (2008) Salinity and its effects on the functional biology of legumes. Acta Physiology Plant 30: 595-618.

Mandhania, S., Madan, S. and Sawhney, V. (2006) Antioxidant defense mechanism under salt stress in wheat seedlings. Biologia Plantarum 50(2): 227-231.

Meloni, D. A., Oliva, M. A., Martinez, C. A. and Cambraia, J. (2003) Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. Environmental and Experimental Botany 49(1): 69-76

Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in Plant Science 7(9): 405-410.

Mittova, V., Guy, M., Tal, M. and Volokita, M. (2002) Response of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative *Lycopersicon pennellii* to salt-dependent oxidative stress: increased activities of antioxidant enzymes in root plastids. Free Radical Research 36(2): 195-202.

Murakeozy, E. P., Nagy, Z., Duhaze, C., Bouchereau, A. and Tuba, Z. (2003) Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary. Journal of Plant Physiology 160: 395-401.

Najafpour-navayi, M. and Mirza, M. (2003) Comparison of chemical components of *Hyssopus officinalis* L. esentialo oil in vitro and in natural habitat. Iranian Journal of Medical and Aromatic Plants 18: 41-53.

Nelson, N. (1994) A photometric adaptation of the Somyogyi's method for the determination of glucose. Journal of Biological Chemistry 153: 374-380.

Neumann, P. M. (1995) The role of cell wall adjustments in plant resistance to water deficits. Crop Science 35(5): 1258-1266.

Özer, H., Sahin F., Kilic, H. and Güllüce, M. (2005) Essential oil composition of *Hyssopus officinalis* L. subsp. *angustifolius* (Bieb.) Arcangeli from Turkey. Flavour and Fragrance Journal 20: 42-44.

Parida, A. K., Das, A. B. and Das, P. (2002) NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic cultures. Journal of Plant Biology 45: 28-36.

Parida, A. K. and Das, A. B. (2005) Salt tolerance and salinity effects on plants. Ecotoxicology and Environmental Safety 60: 324-349.

Parvaiz, A. and Satyawati, S. (2008) Salt stress and phyto-biochemical responses of plants, a review. Plant, Soil and Environment 54(3): 89-99.

Sairam, R. K., Rao, K. V. and Srivastava, G. C. (2002) Changes in antioxidant activity in sub-cellular response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. Plant Science 163: 1037-1046.

Sairam, R. K., Srivasta, G. C., Agarwal, S. and Meena, R. C. (2005) Difference in antioxidant activity in response to salinity stress in tolerant and susceptible wheat genotypes. Biologia Plantarum 49(1): 85-91.

Sevengor, S., Yasar, F., Kusvuran, S. and Ellialtioglu, S. (2011) The effect of salt stress on growth. chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidative enzymes of pumpkin seedlings. African Journal of Agricultural Research 6(21): 4920-4924.

Seyyednejad, M., Ebrahimzadeh, H. and Talaie, A. (2001) Carbohydrate content in olive zard cv. and

www.SID.ir

Archive of SID

alternate bearing pattern. International Sugar Journal 103: 84-87.

Shakirova, F. M., Sakhabutdinova, A. R., Bezrukova, M. V., Fatkhutdinova, R. A. and Fatkhutdinova, D. R. (2003) Changes in the hormonal status of wheat seedlings induced by salicylic acid and salinity. Plant Science 164: 317-322.

Siddiqi, E. H., Ashraf, M., Hussain, M. and Jamil, A. (2009) Assessment of inter-cultivar variation for salt tolerance in safflower (*Carthamus tinctorius* L.) using gas exchange characteristics as selection criteria. Pakistan Journal of Botany 41(5): 2251-2259.

Soleimani, H., Barzegar, M., Sahari, M. A. and Naghdi Badi, H. (2011) An investigation on the antioxidant activities of *Hyssopus officinalis* L. and *Echinacea purpurea* L. plant extracts in oil model system. Journal of Medicinal Plants 10(37): 61-72.

Soleymani, F. and Pirzad, A. (2015) The effect of mycorrhizal fungi on malondialdehyde concentration and some metabolic processes in hyssop (*Hyssopus officinalis*) under water deficit stress. Iranian Journal of Plant Biology 24: 15-26 (in Persian).

Somogy, M. (1952) Notes on sugar determination. Journal of Biological Chemistry 195: 19-29.

Sudhakar, C., Lakshmi, A. and Giridarakumar, S. (2001) Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. Plant Science 141: 613-619.

Tuna, A. L., Kaya, C., Dikilitas, M. and Higgs, D. (2008) The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. Environmental and Experimental Botany 62(1): 1-9.

Velikova, V., Yordanov, I. and Edreva, A. (2000) Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. Journal of Plant Sciences 151: 59-66.

Wang, Y. and Nil, N. (2000) Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase-oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 75: 623-627.

Wimmer, M. A., Mühling, K. H., Läuchli, A., Brown, P. H. and Goldbach, H. E. (2003) The interaction between salinity and boron toxicity affects the subcellular distribution of ions and proteins in wheat leaves. Plant, Cell and Environment 26: 1267-1274.

Yazici, I., Türkan, I., Sekmen, A. H. and Demiral, T. (2007) Salinity tolerance of Purslane (*Portulaca oleracea* L.) is achieved by enhanced antioxidative system, lower level of lipid peroxidation and proline accumulation. Environmental and Experimental Botany 61(1): 1-9.

Zheljazkov, V. D., Astatkie, T. and Hristov, A. N. (2012) Lavender and hyssop productivity, oil content, and bioactivity as a function of harvest time and drying. Industrial Crops and Products 36: 222-228.

www.SID.ir

Archive of SID

www.SID.ir

Archive of SID

Study of some physiological parameters hyssop (*Hyssopus officinalis*) in the vegetative stage under the influence of salinity

Omolbanin Jahantigh [1], Farzaneh Najafi [1]*, Hassanali Naghdi Badi [2], Ramazan Ali Khavari-Nejad [1,3] and Forough Sanjarian [4]

[1] Department of Plant Sciences, Faculty of Biological Sciences, Kharazmi University, Tehran, Iran
[2] Medicinal Plants Research Center, Institute of Medicinal Plants, ACECR, Karaj, Iran
[3] Department of Biology, Science and Research Branch, Islamic Azad University, Tehran, Iran
[4] Department of Plant Bioproducts, Institute of Agricultural Biotechnology, National Institute of Genetic Engineering and Biotechnology, Tehran, Iran

Abstract

The most important abiotic stresses is salinity, the high levels of sodium which is toxic to most varieties of plants species, and more importantly affect plant growth and limit the plants yield capacity. *Hyssopus officinalis* L. has been known as a culinary and medicinal herb for hundreds of years, it is cultivated globally. Although *Hyssopus officinalis* L. is one of valuable medicinal plants and its cultivation is continuously being extended in the world, no information is available on the responses of this plant to salinity. Since the growth stages are very sensitive to stress, in this research the effects of salinity on growth parameters of *Hyssopus officinalis* L. in seedling stage were studied. The treatments were six levels (0, 2, 4, 6, 8 and 10 dS m^{-1} of saline water). The results showed that with increasing the salinity stress, protein, cartenoids, oligosaccharides and reducing sugar, MDA and H_2O_2 contents significantly increased however total chlorophylls, chl a and chl b contents and total sugar and polysaccharides significantly decreased. It seems that increasing the amount of protein, cartenoids and carbohydrates are important risk factors for resistance to salt *Hyssopus officinalis* L.

Key words: Oxidative stress, Salt stress, Hyssop, Medicinal plant, *Hyssopus officinalis*

* Corresponding Author: najafi_f@khu.ac.ir

www.SID.ir