زیست‌شناسی گیاهی ایران، سال ششم، شماره نوزدهم، بهار ۱۳۹۳، صفحه ۳۱-۴۲
تاریخ دریافت مقاله: ۱۳۹۱/۱۲/۰۷
تاریخ بررسی مجدد: ۱۳۹۲/۰۳/۰۶
تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۲/۰۵/۱۲

آثار تنش شوری بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیک دانه‌رُست‌های گندم (*Triticum aestivum* L.)

سونیا مقسومی هولاسو و لطیفه پوراکبر *
گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه ارومیه، ارومیه، ایران

چکیده

شوری از تنش های غیرزیستی مهمی است که به طور نامطلوب بر حاصلخیزی و کیفیت محصول اثر می‌گذارد. پژوهش حاضر به منظور بررسی آثار تنش شوری بر برخی شاخص‌های گندم انجام شد. در شرایط کنترل شده گیاهان تحت سه تیمار شوری: صفر (شاهد)، ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار نمک کلرید سدیم قرار گرفتند. نتایج نشان داد که با افزایش درجه شوری، طول و وزن خشک ریشه و اندام هوایی و نیز سطح برگ کاهش معنی‌دار یافت و در مقابل، میزان مالون‌دی‌آلدهید و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان کاتالاز و گایاکول پراکسیداز افزایش یافت. همچنین، با افزایش درجه شوری، محتوای پتاسیم و نیترات ریشه و اندام هوایی به طور معنی داری کاهش و مقادیر سدیم و کلر به طور معنی‌داری افزایش یافت.

واژه‌های کلیدی: گندم، شوری، سدیم، پتاسیم، مالون‌دی‌آلدهید

مقدمه

تنش شوری پس از خشکی از مهم‌ترین و متداول‌ترین تنش‌های محیطی در سطح جهان و ایران است. بخش قابل توجهی از اکوسیستم‌های طبیعی و زراعی دنیا تحت تنش شوری قرار دارند (Dianati Tilaki *et al*., 2004). حدود ۱۲ درصد از کل مساحت ایران (۱۹ میلیون هکتار) به صورت کشت و آیش برای تولیدات کشاورزی زیر کشت است، که نزدیک به ۵۰ درصد از این سطح زیر کشت به درجات مختلف با مشکل شوری، قلیایی و غرقاب بودن روبه رو است (Mirmohammadi and Ghare Yazi, 2002).

محصولات رشد یافته در مناطق خشک و نیمه خشک اغلب در معرض عوامل محیطی نامطلوب نظیر خشکی یا شوری بالای خاک هستند (Weisany *et al*., 2012). تنش شوری موجب تغییرات مورفولوژیک، فیزیولوژیک و پاسخ‌های بیوشیمیایی در گیاهان می‌شود (Amirjani, 2010). میزان این تغییرات بستگی به سطح شوری و مدت زمان اعمال آن دارد (Adnan Shahid

*نویسنده مسؤول: نشانی پست الکترونیک: l.pourakbar@urmia.ac.ir، شماره تماس: ۰۴۴۱۲۹۷۲۱۰۰

(*et al*., 2008). آثار مشترک اغلب خاک‌های شور، مهار رشد است که می‌تواند دلایلی بسیاری داشته باشد اما این مهار اغلب در ارتباط با غلظت بالای یون Na^+، Cl^- و همچنین کمبود یون K^+ است (Zhang *et al*., 2010).

تأثیر غیرمستقیم شوری روی رشد گیاه، کاهش محتوای آب گیاه است. زمانی که شوری افزایش می‌یابد پتانسیل آب خاک کاهش می‌یابد. به طور کلی، حضور نمک در محلول خاک، پتانسیل اسمزی خاک را کاهش می‌دهد و تنش آبی ایجاد می‌کند و این امر جذب آب کافی برای رشد گیاه را با اشکال مواجه کرده، در نتیجه به کاهش سرعت رشد و به همان اندازه تغییر در فرآیندهای متابولیک در گیاهان منجر می‌شود (Munnas and Tester, 2008). افزایش سدیم باعث کاهش کاتیون‌های دیگر در گیاه و بر هم زدن تعادل کاتیونی گیاه شده که این امر سبب کاهش میزان کلسیم، منیزیم و پتاسیم در گیاه می‌شود (Yan-de *et al*., 2007). در مقادیر بالای شوری، مقدار یون پتاسیم به علت جایگزینی توسط یون سدیم کاهش می‌یابد که این عمل علاوه بر به هم زدن تعادل یونی باعث اختلال در متابولیسم سلولی نیز می‌شود. وظایف پتاسیم در گیاه شامل: اثر کلوئیدی، افزایش هیدراسیون، فعال کردن آنزیم‌های فتوسنتزی، تنظیم اسمزی و نقش آن در باز و بسته شدن روزنه‌هاست. یون‌های پتاسیم در سلول‌های روزنه تجمع می‌یابد و باعث باز شدن روزنه‌ها می‌شود. با خارج شدن پتاسیم از روزنه، روزنه‌ها بسته می‌شوند. این نقش پتاسیم به علت تغییر تورژسانس سلول‌های محافظ، ناشی از تغییر پتانسیل اسمزی در این سلول‌ها است (Hassibi *et al*., 2010).

گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر (ROS) به عنوان منبع عمده تخریب سلول‌های تحت تنش‌های زیستی و غیرزیستی مورد توجه هستند (Candan and Tarhan, 2003). ROSها شکل‌های احیای اکسیژن اتمسفری هستند که در فرآیندهای زیستی نظیر: تنفس نوری، فتوسنتز و تنفس تولید می‌شوند (Uchida *et al*., 2002). برای تولید آب در این فرآیندها، چهار الکترون برای احیای اکسیژن مورد نیاز است اما در ROSها معمولاً انتقال یک، دو و سه الکترون به O_2 به ترتیب به تشکیل سوپراکسید، پراکسید هیدروژن و رادیکال هیدروکسیل منجر می‌شود (Mittler, 2002). این گونه‌های اکسیژن به شدت سمّی هستند و با مولکول‌های زیستی نظیر: لیپیدها، پروتئین‌ها، نوکلئیک اسیدها واکنش می‌دهند و به ترتیب موجب پراکسیداسیون لیپید، دناتوره شدن پروتئین و تخریب DNA می‌شوند (Quiles and López, 2004).

امروزه پذیرفته شده است که ROSها ایجاد شده در اثر تنش، مسؤول آسیب‌های متعدد به ماکرومولکول‌ها و در نهایت به ساختار سلولی هستند (Noreen and Ashraf, 2009) و لازم است که برای حفظ رشد طبیعی جاروب شوند. آسکوربات پراکسیداز (APX)، کاتالاز (CAT) و پراکسیداز (POD) همراه با جاروب‌کننده‌هایی با وزن مولکولی اندک نظیر: آسکوربات، گلوتاتیون و پرولین به عنوان دفاع اصلی در برابر ROS تولید شده در بخش‌های مختلف سلول گیاهی عمل می‌کنند. کاتالاز که در پراکسی‌زوم‌ها، گلی‌اکسی‌زوم‌ها و میتوکندری‌ها قرار گرفته است و ظاهراً در کلروپلاست حضور ندارد، عمدتاً H_2O_2 حاصل از تنفس نوری یا تنفس را به آب و O_2 مولکولی

تبدیل می‌کند (Apel and Hirt, 2004).

مکانیسم‌هایی که در مقاومت به شوری گیاهان می‌تواند دخالت داشته باشد عبارتند از: الف) عدم جذب یا جذب ناچیز نمک به درون گیاه؛ ب) مقاومت یا تحمل بافتی؛ پ) تجمع نمک در واکوئل‌ها بدون آن که از انجام فرآیندهای فیزیولوژیک جلوگیری کند؛ ت) مجزا سازی یون‌هایی نظیر: K^+، Cl^-، Na^+ و SO_4^{2-} در هنگام جذب ریشه‌ای و انتقال به اندام‌های هوایی؛ ث) فرآیندهای بیوشیمیایی مختلف نظیر: تولید برخی آنزیم‌ها، هورمون‌ها، آنتی‌اکسیدان‌ها و غیره (Leopoid and Willing, 1984).

بررسی واکنش ارقام مختلف گندم ایرانی به تنش شوری نشان داده است که بین پنج رقم: ماهوتی، روشن، کویر، چینی بهاره و کاچیا، رقم ماهوتی متحمل‌تر و رقم چینی بهاره حساس‌تر از ارقام دیگر نسبت به تنش شوری بود (Yazdi Samadi *et al.*, 2004). همچنین، بررسی شاخص مقاومت به شوری در ۳۰ رقم گندم ایرانی نشان داده است که رقم چمران بیشترین و رقم الموت کمترین شاخص مقاومت را دارند. در این بین، ارقام: سرداری، الوند و روشن علیرغم داشتن پتانسیل آب بالاتر، از لحاظ عملکرد در بین ۳۰ رقم بررسی شده به ترتیب در رتبه‌های ۱۷، ۲۴ و ۱۳ قرار دارند (Rajabi *et al.*, 2002).

رقم الوند در اغلب مناطق سردسیر کشور سازگاری دارد و در استان‌های مجاور دریاچه ارومیه (آذربایجان‌های غربی و شرقی) برای کشت قابل توصیه است. گندم الوند با میانگین عملکرد ۶/۴ تن در هکتار نسبت به گندم نوید حدود ۹ درصد برتری نشان داده است. این برتری در ارومیه معادل ۲۶ درصد بوده است. این گندم با ۱۲/۵ درصد پروتئین دانه از کیفیت نانوایی خوبی برخوردار بوده، برای پخت نان‌های ایرانی مناسب است. با توجه به افزایش روزافزون شوری در استان آذربایجان غربی به ویژه شهرستان ارومیه (به علت خشک شدن دریاچه ارومیه) پژوهش حاضر با هدف بررسی تغییرات رشد، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و تجمع عناصر معدنی در مقابل تنش شوری سدیم کلرید، در شرایط گلخانه‌ای بر روی گیاه گندم رقم الوند که یکی از محصولات کشت شده در زمین‌های زراعی اطراف دریاچه ارومیه است، انجام شد.

مواد و روش‌ها

بذرهای گندم رقم الوند پس از تهیه از مرکز تحقیقات کشاورزی شهر ارومیه، برای ضد عفونی، قبل از کشت به مدت ۱۰ دقیقه در محلول هیپوکلریت سدیم ۱۰ درصد قرار گرفت. سپس، با آب مقطر کاملاً شستشو داده شدند. پس از آن، با استفاده از پنس استریل ۱۰ عدد بذر که ۱۲ ساعت قبل از کشت در داخل آب مقطر قرار گرفته بودند و دوره آماس را طی کرده بودند، در داخل پتری‌دیش‌ها قرار گرفتند. پس از عمل کشت تمامی پتری‌دیش‌ها به مدت سه روز درون انکوباتور با دمای ۲۵ درجه سانتیگراد قرار گرفتند. سپس دانه‌رُست‌های سه روزه به گلدان‌های حاوی ماسه منتقل شدند. گلدان‌ها در اتاق کشت با دوره نوری ۱۶ ساعت روشنایی و ۸ ساعت تاریکی، شدت نوری ۱۵ ولت بر متر مربع، دمای ۲۲/۲۷ (روز/شب) درجه سانتیگراد و رطوبت ۸۵ درصد قرار گرفتند. سه روز اول، دانه‌رست‌ها با آب مقطر سپس با محلول هوگلند به مدت ۱۲ روز آبیاری شدند از این مرحله به بعد،

دانه‌رست‌های ۱۸ روزه به مدت ۱۰ روز با محلول تمام هوگلند حاوی غلظت‌های مختلف NaCl (۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار) تغذیه شدند. آزمایش در قالب طرح کاملاً تصادفی با ۳ تیمار و هر تیمار در ۶ تکرار انجام شد. پس از گذشت این مدت گیاهچه‌های ۲۸ روزه برای انجام آزمایش‌های بعدی برداشت شدند. پس از اندازه گیری طول ریشه و اندام هوایی با خط‌کش، سه تکرار از هر تیمار برای خشک کردن نمونه ها جهت تعیین وزن خشک و آزمایش‌هایی که نیاز به وزن خشک نمونه‌ها داشت، پس از جدا کردن ریشه و اندام هوایی در پاکت‌های مجزا قرار داده شدند و به مدت ۴۸ ساعت در آون ۸۰ درجه سانتیگراد قرار گرفتند. وزن خشک با ترازویی با حساسیت ۰/۰۰۱ گرم اندازه گیری شد. ۳ تکرار از هر تیمار برای استفاده در آزمایش هایی که نیاز به نمونه تر داشتند، برداشت شد و بعد از جداسازی ریشه ها از اندام هوایی، هر یک از اندام‌ها به طور جداگانه پس از بسته‌بندی مناسب در فریزر ۸۰- درجه سانتیگراد نگهداری شدند.

اندازه گیری سطح برگ: سطح برگ توسط دستگاه اسکنر و نرم‌افزار مربوط به آن به نام Flachenberechnung-einer-sw-Grafik (Kraf, 1995) محاسبه شد.

اندازه‌گیری میزان پراکسیداسیون چربی‌ها: برای اندازه گیری میزان پراکسیداسیون چربی‌ها از روش (Heath and Packer, 1968) استفاده شد. ۱ گرم بافت تر توزین و توسط ۲/۵ میلی‌لیتر محلول تری کلرواستیک اسید ۱۰ درصد کاملاً ساییده شد. محلول حاصل به مدت ۲۰ دقیقه با نیروی g ۱۵۰۰۰ سانتریفیوژ شد. پس از آن، حجم مساوی از عصاره و تیوباربیوتیک اسید ۰/۵ درصد در تری کلرو استیک اسید ۲۰ درصد به داخل لوله آزمایش منتقل شده، به مدت ۳۰ دقیقه در بن ماری با ۹۶ درجه سانتیگراد قرار داده شد. در نهایت، لوله‌ها به مدت ۵ دقیقه وارد آب یخ نموده، پس از آن به مدت ۵ دقیقه با نیروی g ۱۰۰۰۰ سانتریفیوژ شد. جذب محلول حاصل توسط دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج‌های ۵۳۲ نانومتر و ۶۰۰ نانومتر اندازه گیری گردید (ضریب خاموشی= mM^{-1} cm^{-1} ۱۵۵) و با استفاده از رابطه ۱ محاسبه شد:

رابطه ۱: میزان مالون دی آلدهید (میلی‌مول)= (کاهش OD در دقیقه × حجم مخلوط آزمایش)/ ضریب خاموشی (میلی‌مول)

اندازه‌گیری آنزیم‌ها: برای تعیین میزان فعالیت آنزیم‌ها، عصاره گیاهی با روش Kang و Saltiveit (۲۰۰۲) با اندکی تغییر تهیه شد. ۰/۵ گرم وزن تر بافت از هر دو اندام ریشه و اندام هوایی به طور جداگانه از کلیه تیمارها توزین و به داخل هاون سرد منتقل شد و توسط ۳ میلی‌لیتر بافر (شامل: بافر تریس- HCl ۰/۰۵ مولار با اسیدیته= ۷/۵، $MgCl_2$ ۳ میلی مولار، EDTA ۱ میلی‌مولار) کاملاً سابیده شد. سپس عصاره گیاهی حاصل به مدت ۲۰ دقیقه در سانتریفیوژ (مدل Selecta Lab، Selecta، France) با نیروی ۵۰۰۰ دور در دقیقه قرار گرفتند. محلول رویی به عنوان عصاره خام برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدان استفاده شد.

فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX) در تمام تیمارها و تکرارها با روش Updhyaya و همکاران (۱۹۸۵) انجام شد. ۲/۵ میلی‌لیتر از بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار برداشته، روی آن ۱ میلی‌لیتر H_2O_2 ۱ درصد

(w/v)، ۱ میلی‌لیتر گایاکول ۱ درصد و ۰/۳ میلی‌لیتر عصاره آنزیم استخراجی اضافه شد و فعالیت آنزیم طی یک دقیقه با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۴۲۰ نانومتر اندازه‌گیری شد که همراه با افزایش جذب بود (ضریب خاموشی= ۲۶/۶ mM^{-1} cm^{-1}).

فعالیت آنزیم کاتالاز با روش Aebi (۱۹۸۳) اندازه‌گیری شد. ۲/۵ میلی‌لیتر از بافر فسفات ۵۰ میلی مولار با اسیدیته=۷ برداشته و روی آن ۱۰ میلی‌مول H_2O_2 و ۰/۳ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی اضافه گردید و فعالیت آنزیم طی یک دقیقه توسط دستگاه اولتراسپکتروفتومتر در طول موج ۲۴۰ نانومتر اندازه گیری شد که همراه با کاهش جذب بود (ضریب خاموشی=۴۳/۶ mM^{-1} cm^{-1}).

میزان فعالیت آنزیم ها بر حسب میلی‌مول بر گرم وزن تر در هر دقیقه با استفاده از رابطه ۲ محاسبه گردید:

رابطه ۲: میزان فعالیت آنزیم= (کاهش OD در دقیقه × حجم مخلوط آزمایش)/ ضریب خاموشی (میلی‌مول)

اندازه‌گیری عناصر: برای تهیه عصاره گیاهی جهت اندازه‌گیری عناصر از روش Allen و همکاران (۱۹۸۵) استفاده گردید. ۱۰۰ میلی‌گرم از ماده خشک پودر شده ریشه و اندام هوایی به طور جداگانه از تمام تیمارها توزین و در لوله‌های آزمایش ریخته شد. سپس، به هر یک از لوله‌ها ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر اضافه شد. این لوله‌ها به مدت یک ساعت در بن ماری جوشان حرارت داده شدند. پس از خنک شدن در دمای اتاق به مدت ۲۰ دقیقه با نیروی g ۵۰۰۰ سانتریفیوژ شدند. محلول رویی به لوله آزمایش جدید منتقل و با آب مقطر به حجم ۱۰ میلی‌لیتر رسانده شد. این محلول به عنوان عصاره خام برای اندازه گیری میزان عناصر مورد استفاده قرار گرفت. میزان یون سدیم و پتاسیم توسط دستگاه فلم فتومتر (flame photometer) (مدل فاطر ۴۰۵، شرکت فاطر الکترونیک ایران، ایران) و میزان کلر با استفاده از دستگاه Chloride Analyzer (Corning 926، Sherwood، UK) اندازه‌گیری شد.

اندازه‌گیری میزان نیترات با استفاده از روش سالیسیلیک سولفوریک اسید (Cataldo *et al*., 1975) انجام شد. از عصاره تهیه شده برای اندازه‌گیری عناصر، ۰/۵ میلی‌لیتر داخل لوله‌های آزمایش ریخته شد. سپس، به هر یک از لوله‌ها ۰/۸ میلی‌لیتر محلول سالیسیلیک اسید ۵ درصد (w/v) اضافه گردید. پس از ۲۰ دقیقه، ۱۹ میلی لیتر NaOH ۲ نرمال به آرامی به لوله‌ها اضافه شد. بدین ترتیب محلول لیمویی رنگی به دست آمد. پس از این که نمونه‌ها در دمای اتاق خنک شدند، شدت رنگ با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول موج ۴۱۰ نانومتر خوانده شد. میزان نیترات با استفاده از منحنی استاندارد نیترات سدیم بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن ماده خشک (mg/g DW) محاسبه شد.

تحلیل آماری

برای تحلیل داده‌ها و رسم نمودارها از نرم‌افزارهای SPSS نسخه ۱۸ و Excel استفاده شد. مقایسه میانگین‌ها با استفاده از آزمون ANOVA و دانکن در سطح ۵ درصد، در صورت معنی‌دار بودن اثر عوامل آزمایشی انجام شد.

نتایج و بحث

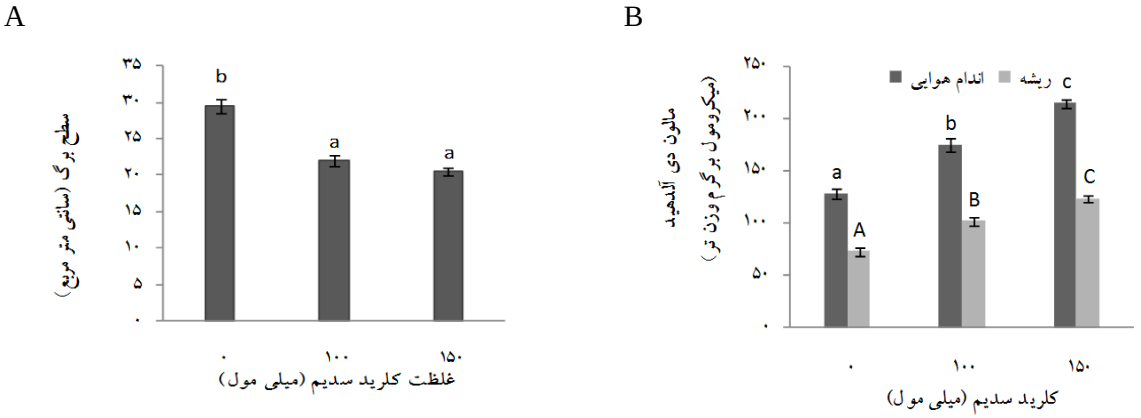
شاخص‌های رشد: نتایج آزمایش نشان داد که با افزایش مقادیر شوری از صفر به ۱۵۰ میلی‌مولار، از

طول ریشه و اندام هوایی گیاه کاسته می‌شود و این اختلاف بین مقادیر شاهد و تیمارهای دیگر شوری معنی‌دار بود (جدول ۱). وزن خشک ریشه و اندام هوایی نیز در اثر افزایش غلظت شوری کاهش معنی‌دار داشت (جدول ۱). در تأیید چنین نتایجی، Hernandez و همکاران (۱۹۹۹) کاهش وابسته به مقدار را در رشد گیاهان نخود تحت تنش NaCl گزارش کرده‌اند. از نظر مورفولوژیکی، بارزترین نشانه آسیب شوری به گیاه، رشد کم به علت ممانعت از طویل شدن سلول است (Bandeoglu *et al*., 2004). پژوهشگران گزارش کرده‌اند که تجمع نمک و یون ها موجب تنش اسمتیک و خشکی می شود که به کاهش جذب آب توسط بافت‌های گیاه منجر می‌گردد. کاهش محتوای آب بافت به کاهش رشد و نمو سلولی منجر شده، در نتیجه، موجب کاهش رشد ریشه و ساقه می‌گردد (Cavalcanti *et al*., 2007). کاهش بیوماس با افزایش شوری افزایش می‌یابد که به علت تخریب فعالیت‌های بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی تحت شرایط شوری امری آشکار است (Craine, 2005) که احتمال داده می‌شود علت آن کاهش سطح و تعداد برگ‌ها باشد (Dong *et al*., 2007). سطح برگ نیز با افزایش مقدار شوری کاهش یافت و این کاهش بین گیاهان شاهد و تحت تیمار معنی‌دار بود ولی اختلاف معنی‌داری بین شوری ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار مشاهده نشد (شکل ۱-A). به نظر می‌رسد کاهش سطح برگ و رشد سایر اندام‌های گیاهی در اثر افزایش شوری به علت تغییر میزان هورمون‌های رشد باشد (Mane *et al*., 2011).

مالون‌دی‌آلدهید: محتوای مالون‌دی‌آلدهید اندام هوایی و ریشه با افزایش مقادیر شوری افزایش یافت و این افزایش بین مقادیر مختلف شوری و شاهد معنی‌دار بود (شکل ۱). تخمین مقدار مالون‌دی‌آلدهید (MDA) که محصول ثانویه اکسیداسیون اسیدهای چرب زنجیر بلند غیر اشباع است، عمدتاً برای اندازه‌گیری مقدار پراکسیداسیون لیپید به عنوان شاخص تنش اکسیداتیو استفاده می‌شود (Leopoid and Willing, 1984). افزایش در محتوای مالون‌دی‌آلدهید و H_2O_2 تحت تنش شوری در گندم پیش از این نیز گزارش شده است (Sairam *et al*., 2002) که احتمالاً به محض آغاز تنش شوری شدید با کاهش پتانسیل آبی مرتبط است، این امر همراه با هدایت بیشتر آب به سوی بافت‌ها، جابه‌جایی H_2O_2 را در یک سلول آسان‌تر می‌کند که آن هم با برخی ترکیبات سلولی واکنش داده، به پراکسیداسیون لیپیدها منجر می‌شود (Gaspar *et al*., 1985).

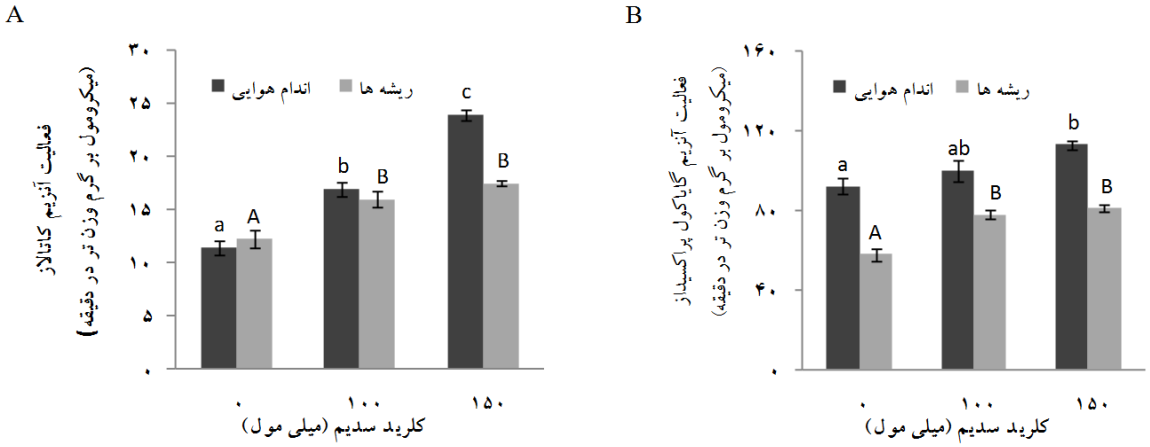
جدول ۱- اثر شوری بر میزان طول و وزن خشک ریشه و اندام هوایی گیاه گندم. مقادیر میانگین ۳ تکرار ±SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با استفاده از آزمون دانکن است.

عوامل رشد	شاهد	کلرید سدیم ۱۰۰ میلی‌مولار	کلرید سدیم ۱۵۰ میلی‌مولار
طول اندام هوایی (سانتی‌متر)	۳۶/۹۸ ± ۰/۹۱ c	۳۱/۶۶ ± ۰/۸۸ b	۲۸/۱۳ ± ۰/۴۱ a
طول ریشه (سانتی‌متر)	۳۱/۵۶ ± ۰/۲۶ c	۲۶/۳۳ ± ۰/۳۳ b	۲۱/۶۶ ± ۰/۸۸ a
وزن خشک اندام هوایی (گرم)	۰/۳۹ ± ۰/۰۰۴ b	۰/۲۹ ± ۰/۰۱ a	۰/۲۸ ± ۰/۰۰۵ a
وزن خشک ریشه (گرم)	۰/۱۷ ± ۰/۰۰۶ b	۰/۱۲ ± ۰/۰۰۷ a	۰/۰۹۷ ± ۰/۰۰۱ a



شکل ۱- اثر شوری بر سطح برگ (A) و میزان مالوندی‌آلدهید اندام هوایی و ریشه‌ها (B). مقادیر میانگین ۳ تکرار ± SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با استفاده از آزمون دانکن است.

فعالیت آنزیم‌ها: فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان کاتالاز (شکل ۲-A) و گایاکول پراکسیداز (شکل ۲-B) اندام هوایی و ریشه با افزایش شوری افزایش معنی‌دار یافت. پراکسیدازها و کاتالازها دو سیستم اصلی برای دفاع آنزیمی وآسیب‌های پراکسیداتیو دیواره‌های سلولی هستند که توسط سیستم آنزیمی پراکسیداز آنتی‌اکسیداتیو تنظیم می‌شوند (Velikova *et al.*, 2000). بیان شده است که نقش مهم آنزیم پراکسیداز (POD) در فرآیند نمو گیاه است (Gaspar *et al.*, 1985) که در فرآیند زدودن H_2O_2 در کلروپلاست عمل می‌کند (Asish and Anath, 2005). پژوهش‌ها نشان داده است که وقتی گیاهان در معرض تنش اکسیداتیو مانند شوری قرار می‌گیرند، میزان آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان افزایش می‌یابد (Yasar, 2007).



شکل ۲- اثر شوری بر میزان فعالیت آنزیم کاتالاز (A) و آنزیم گایاکول پراکسیداز (B). مقادیر میانگین ۳ تکرار ± SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با استفاده از آزمون دانکن است.

محتوای مواد معدنی: نتایج این تحقیق نشان داد که همراه با افزایش شوری میزان سدیم و کلر در اندام هوایی و ریشه افزایش یافت و این افزایش نسبت به گیاهان شاهد معنی‌دار بود، همچنین اختلاف مقادیر یون‌های سدیم و کلر اندام هوایی و سدیم ریشه ها ما بین گیاهان تحت تیمار شوری ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی‌مولار نیز معنی‌دار بود (جدول ۲). از طرف دیگر میزان پتاسیم (جدول ۲)، نسبت یون پتاسیم به یون سدیم و نیترات در اندام هوایی و ریشه گیاه گندم (جدول ۲) با افزایش شوری کاهش یافت و این کاهش نسبت به شاهد و همچنین بین تیمارهای شوری نسبت به هم معنی‌دار بود (جدول ۲).

جدول ۲- اثر شوری بر میزان سدیم وکلر پتاسیم و نیترات ریشه و اندام هوایی گیاه گندم. مقادیر مقادیر میانگین ۳ تکرار ± SE است. حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار با استفاده از آزمون دانکن است.

میزان عناصر	شاهد	کلرید سدیم ۱۰۰ میلی‌مولار	کلرید سدیم ۱۵۰ میلی‌مولار
پتاسیم اندام هوایی (mg/g DW)	۳۰/۹۴ ± ۲/۴۳ b	۲۲/۴۵۲ ± ۰/۰۷ a	۱۸/۹۷ ± ۰/۸۱ a
پتاسیم ریشه (mg/g DW)	۱۶/۹۶ ± ۱/۰۴ c	۹/۲ ± ۰/۵۸ b	۳/۹۹ ± ۰/۷۴ a
سدیم اندام هوایی (mg/g DW)	۳/۵۲ ± ۰/۴۳ a	۱۹/۹ ± ۱/۶ b	۴۲/۷۷ ± ۱/۳۱ c
سدیم ریشه (mg/g DW)	۱/۹۲ ± ۰/۳۵ a	۱۴/۲۹ ± ۱/۴۰ b	۳۸/۳۶ ± ۱/۵۹ c
کلر اندام هوایی (mg/g DW)	۷/۹۷ ± ۰/۲۱ a	۳۲/۳۳ ± ۱/۸۰ b	۴۱/۰۹ ± ۳/۶۵ c
کلر ریشه (mg/g DW)	۲/۰۸ ± ۰/۰۹ a	۱۳/۵۱ ± ۰/۷۴ b	۱۳/۹۴ ± ۰/۲۹ b
نیترات اندام هوایی (mg/g DW)	۲/۵۳ ± ۰/۰۷ c	۱/۰۹ ± ۰/۰۲ b	۰/۵۴ ± ۰/۰۳ a
نیترات ریشه (mg/g DW)	۰/۴۸ ± ۰/۰۳ b	۰/۲۸ ± ۰/۰۱ a	۰/۲۳ ± ۰/۰۱ a
نسبت K^+/Na^+ اندام هوایی	۸/۷ ± ۰/۰۹ c	۱/۲ ± ۰/۰۳ b	۰/۴۴ ± ۰/۰۰۳ a
نسبت K^+/Na^+ ریشه	۸/۸۳ ± ۰/۱ c	۰/۶۴ ± ۰/۰۲ b	۰/۱ ± ۰/۰۰۴ a

تجمع سدیم و کلر در گیاه سبب افزایش فشار اسمزی می‌شود و گیاه از این طریق می‌تواند با کاهش پتانسیل اسمزی محیط ریشه مقابله نماید. عنصر پتاسیم از عناصر ضروری برای رشد گیاه است، با افزایش شوری و یون سدیم در محیط، از جذب یون پتاسیم ممانعت به عمل آمده، به دنبال آن گیاه با کمبود این عنصر ضروری مواجه می‌شود (Yan-de *et al*., 2007). در یک محیط شور که غلظت سدیم زیاد است، گیاهان مقادیر زیادی از یون سدیم را به جای یون های پتاسیم و کلسیم جذب می‌کنند که این امر به کمبود عناصر پتاسیم و کلسیم در گیاه منجر می‌شود و در نهایت کاهش رشد را به دنبال دارد (Meloni *et al*., 2003). به علت ساختمان مشابه سدیم و پتاسیم و رقابت سدیم برای جایگاه‌های اتصال پتاسیم، فرآیندهای متابولیسمی وابسته به پتاسیم در سیتوپلاسم مهار می‌شود و این موضوع نشان می‌دهد که مقادیر سدیم سلولی باید در سطح حداقل نگه داشته شود (Ke Shi-Sheng *et al*., 2007). پتاسیم، فراوان‌ترین کاتیون در بافت‌های گیاهی است و در واکوئل‌ها نقش مهمی در ایجاد فشار اسمزی و تورژسانس ایفا می‌کند، بنابراین، یک کاتیون ضروری برای توسعه و انبساط برگ است (Ke Shi-Sheng *et al*., 2007). گسترش سلول‌ها در برگ‌ها

کاملاً وابسته به محتوای K^+ آنها است (Guo *et al*., 2006).

نیترات، محصول طبیعی اکسیداسیون ترکیبات نیتروژنی آلی و منبع اصلی نیتروژن معدنی برای گیاهان در خاک‌های زراعی است. کاهش محتوای نیترات به علت شوری NaCl در *Allenrolfea occidentalis* نیز گزارش شده است (Gulzar *et al*., 2003). کاهش در محتوای نیترات می‌تواند به علت رابطه آنتاگونیستی بین Cl^- سمّی و NO_3^- باشد (Meloni *et al*., 2003).

نتیجه‌گیری کلی

به طور کلی، با توجه به نتایج حاصل از پژوهش حاضر به ویژه مشخصه‌های رشد و نحوه تجمع یون‌های آسیب‌رسان سدیم و کلر و همچنین نسبت یون پتاسیم به یون سدیم در اندام هوایی که عامل تعیین‌کننده در حساس و مقاوم بودن گیاهان در برابر تنش شوری است، می‌توان بیان نمود که رقم الوند گیاه گندم یک گیاه حساس به غلظت‌های بالای شوری است.

سپاسگزاری

نگارندگان از سرکار خانم ندا فرناد مسؤول آزمایشگاه بیوشیمی گروه زیست شناسی دانشکده علوم دانشگاه ارومیه به خاطر همکاری صمیمانه در انجام این پایان‌نامه، کمال تشکر را دارند.

منابع

Adnan Shahid, M., Pervez, M. A., Balal, R. M., Azhar, N., Shahzad, J. and Ubaidullah, A. (2008) Physiological responses of PEA (*Pisum sativum* cv. Meteor) to irrigation salinity. Pakistan Journal of Agricultural Sciences 45: 36-39.

Aebi, H. (1983) Catalase. In: Methods of enzymatic analysis 3. Verlag Chemie, (Ed. Bergmeyer, H.) 273-277. Weinheim, Germany.

Allen, S. K., Dobrenz, A. K., Schonhortst, M. H. and Stoner, J. E. (1985) Heritability of NaCl tolerance in germinating alfalfa seeds. Journal of Agronomy 77: 90-96.

Amirjani, M. R. (2010) Effects of salinity stress on growth, mineral composition, proline content, antioxidant enzymes of soybean. American Journal of Physiology 5(6): 350-360.

Apel, K. and Hirt, H. (2004) Reactive oxygen species: metabolism oxidative stress and signaling transduction. Annual Review of Plant Biology 55: 373-399.

Asish, K. P. and Anath, B. D. (2005) Salt tolerance and salinity effects on plants. Ecotoxicology and Environmental Safety 60: 324-349.

Bandeoglu, E., Eyidogan, F., Yucel, M. and Oktem, H. (2004) Antioxidant responses of shoots and roots of lentil to NaCl-salinity stress. Plant Growth Regulation 42: 69-77.

Candan, N. and Tarhan, L. (2003) The correlation between antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation levels in *Mentha pulegium* organs grown in Ca^{2+}, Mg^{2+}, Cu^{2+}, Zn^{2+} and Mn^{2+} stress conditions. Plant Science 163: 769-779.

Cataldo, D. A., Harnoon, M., Schrader, L. E. and Youngs, V. L. (1975) Rapid colorimetric determination of nitrat in plant tissue by nitration of salicylic acid. Communications in Soil Science and Plant Analysis 6: 71-80.

Cavalcanti, F., Lima, J. P., Silva, S., Viegas, R. and Silveria, J. (2007) Roots and leaves display

contrasting oxidative response during salt stress and recovery in cowpea. Journal of Plant Physiology 164: 591-600.

Craine, J. M. (2005) Reconciling plant strategy theories of Grime and Tilman. Journal of Ecology 93: 1041-1052.

Dianati Tilaki, Gh. A., Nasiri, M. and Noori, S. (2004) The effect of salinity stress on seed germination of two species of *Aeluropus* from four Accesion. Ranian Journal of range and Desearch 12(3): 335-347 (in Persian).

Dong, Y., Ji, T. and Dong, S. (2007) Stress responses to rapid temperature changes of the juvenile sea cucumber (*Apostichopus japonicus* Selenka). Journal of Ocean University of Chin 6: 275-280.

Gaspar, T., Penel, C., Castillo, F. J. and Greppin, H. (1985) A two step control of basic and acid peroxidases and its significance for growth and development. Plant Physiology 64: 418-423.

Gulzar, S., Khan, M. A. and Ungar, I. A. (2003) Effects of salinity on growth, ionic content and plant-water status of *Aeluropus lagopoides*. Communications in Soil Science and Plant 34: 1657-1668.

Guo, Y., Sun, X. Z., Song, X. L., Wang, Q. C. and Chen, S. Y. (2006) Effects of potassium nutrition on growth and leaf physiological characteristics at seedling stage of cotton. Plant Nutrition and Fertilizer Science 12: 363-368.

Hassibi, P., Zandiehe, C., Ghaemmaghami, N., Rashidi Rezvan, N., Najafi, H. and Ghaemmaghami, F. (2010) Study of some physiological characteristcs of two wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars under NaCl and CaCl2 salinity stress. Iranian Journal of Crop Physiology 2: 3-24 (in Persian).

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

Hernandez, J. A., Campillo A., Jimenez A. and Alarcon, J. J. F. (1999) Responses of antioxidant systems and leaf water relations to NaCl stress in pea plants. New Phytologist 141: 241-251.

Kang, H. M. and Saltiveit, M. E. (2002) Chilling tolerance of maize, cucumber and rice seedling (leaves and roots) and differentially affected by salicylic acid. Physiologia Plantarum 115: 577-576.

Ke Shi-Sheng, W. S., Xiong, Z. T., Chen, S. J. and Chen, J. J. (2007) Effects of copper and mineral nutrition on growth, copper accumulation and mineral element uptake in two *Rumex japonicus* populations from a copper mine and an uncontaminated field sites. Environmental and Experimental Botany 59: 59-67.

Leopoid, A. C. and Willing, R. P. (1984) Evidence for toxicity effects of salt on membranes. In: Salinity tolerance in plants (Eds. Staples, R. C. and Toenniessen, G. H.) 67-76. John Wiley and Sons, New York.

Mane, A. V., Deshpande, T. V., Wagh, V. B., Karadge, B. A., Samant, J. S. (2011) Acritical review on physiological changes associated with reference to salinity. International Journal of Environmental Science 1(6): 1192-1216.

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

Mirmohammadi, S. and Ghare Yazi, B. (2002) Plant physiology and breeding aspects of salinity in plants. Isfahan University Publication Center, Isfahan (in Persian).

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

Munnas, R. and Tester, M. (2008) Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology 59: 651-681.

Noreen, Z. and Ashraf, M. (2009) Changes in antioxidant enzymes and some key metabolites in some genetically diverse cultivars of radish (*Raphanus sativus* L.). Environmental and Experimental Botany 67(2): 395-402.

Quiles, M. J. and López, N. I. (2004) Photoinhibition of photosystems I and II induced by exposure to high light intensity during oat plant grown effects on the chloroplastic NADH dehydrogenase complex. Plant Science 166: 815-823.

Rajabi, R., Poustini, K., Jahanpour, P. and Ahmadi, A. (2002) Effects of salinity on yield and some physiological characteristics in 30 wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars. Iranian Journal of Agricultural Science 12: 153-163 (in Persian).

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

Uchida, A., Jagendorf, A. T., Hibino, T. and Takabe, T. (2002) Effects of hydrogen peroxide and nitric oxide on both salt and heat stress tolerance in rice. Plant Science 163: 515-523.

Updhyaya, A., Sankhla, D., Davis, T. D., Sankhla, N. and Smidth, B. N. (1985) Effect of paclobutrazol on the activities of some enzymes of activated oxygen metabolism and lipid peroxidation in senescing soybean leaves. Plant Physiology 121: 453-461.

Velikova, V., Yardanov, I. and Edreva, A. (2000) Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. Plant Science 151: 51-59.

Weisany, W., Sohrabi, Y., Heidari, G., Siosemardeh, A. and Golzani, K. G. (2012) Physiological responses of soybean (*Glycine max* L.) to zinc application under salinity stress. Australian Journal of Crop Science 5(11): 1441-1447.

Yan-de, J., Zhen-Li, H. E. and Xiao-e, Y. (2007) Role of soil rhizobacteria in phytoremediation of heavy metal contaminated soils. Journal of Zhejiang University Science 8: 192-207.

Yasar, F. (2007) Effects of salt stress on ion and lipid peroxidation content in green beans genotypes. Asian Journal of Biochemistry 19(2): 1165-1169.

Yazdi Samadi, B., Mozafari, J. and Jafar Aghaei, M. (2004) Evalution of salt tolerance of Iranian wheat cultivares at germination and seedling stages. Iranian Journal of Agricultural Science 35(2): 453-464 (in Persian).

Zhang, J. L., Flowers, T. J. and Wang, S. M. (2010) Mechanisms of sodium uptake by roots of higher plants. Plant Soil 326: 45-60.

The effects of salinity stress on the growth and some physiological parameters of wheat (*Triticum aestivum* L.) seedlings

Sonia Maghsoumi Holasoo and Latifeh Pourakbar *

Department of Biology, Faculty of Sciences, Urmia University, Urmia, Iran

Abstract

Salinity is one of the major abiotic stresses that adversely affects crop productivity and quality. In this study, an experiment was conducted to investigate the effects of salinity stress on some physiological parameters of wheat seedlings. Plants were subjected to three salt treatment i.e. 0 (control), 100, 150 mM NaCl under controlled conditions. Results showed that increasing salinity caused significant decrease in shoot and root length and dry weight and leaf area, but in contrast, malondialdehyde (MDA) content and catalase (CAT) and guaiacol peroxidase (GPX) activity were increased. Also, increasing salinity significantly decreased K^+ and NO_3^- and significantly increased Na^+ and Cl^- content.

Key words: Wheat, Salinity, Na^+, K^+, Malondialdehyde

* Corresponding Author: l.pourakbar@urmia.ac.ir