

پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه نخود زراعی (*Cicer arietinum* L.) به آسکوربیک اسید در تنش شوری

مهدی چنارانی، اکبر صفی پور افشار*، فاطمه سعید نعمت پور

گروه زیست‌شناسی، واحد نیشابور، دانشگاه آزاد اسلامی، نیشابور، ایران

تاریخ دریافت: ۱۳۹۳/۱۱/۲۹

تاریخ پذیرش: ۱۳۹۴/۵/۲۳

چکیده

شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی است که تولید محصولات زراعی را تحت تأثیر قرار می‌دهد. شوری از طریق اعمال تنش اکسیداتیو به ساختارهای سلولی آسیب می‌رساند و آنتی‌اکسیدان‌ها با حذف رادیکال‌های آزاد، تحمل به این نوع تنش‌ها را افزایش می‌دهند. در این پژوهش اثر تنش شوری و اسپری برگ با آسکوربیک اسید بر پارامترهای رشد، مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی برگ‌ها، میزان فعالیت برخی از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، تجمع پرولین و پراکسیداسیون لیپیدی غشای سلولی گیاه نخود زراعی (*Cicer arietinum* L.) مورد بررسی قرار گرفت. آزمایش در شرایط گلخانه‌ای، به صورت فاکتوریل و در قالب طرح کاملاً تصادفی و با سه تکرار انجام شد. تنش شوری با استفاده از محلول NaCl با غلظت‌های صفر، ۵۰، ۱۰۰ میلی مولار و اسپری برگ با آسکوربیک اسید با غلظت‌های صفر، ۳ و ۶ میلی مولار در مرحله ۳ تا ۵ برگی اعمال گردید. در گیاهانی که تنها در معرض کلرید سدیم قرار داشتند، در مقایسه با گیاهان شاهد، با افزایش شوری، پارامترهای رشد و مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی کاهش یافت اما میزان فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز، میزان پرولین و پراکسیداسیون لیپیدها افزایش یافت. در حالی که گیاهانی که در معرض همزمان کلرید سدیم و آسکوربیک اسید قرار داشتند در مقایسه با گیاهانی که تنها در معرض تنش شوری بودند، در غلظت‌های یکسان نمک، پارامترهای رشد و میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی افزایش نشان داد اما پراکسیداسیون لیپیدها، میزان فعالیت‌های آنزیم‌های کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز و پرولین کاهش یافت. این نتایج نشان داد که اسپری آسکوربیک اسید (به عنوان یک آنتی‌اکسیدان) سبب افزایش تحمل به تنش شوری و کاهش اثرات مضر کلرید سدیم در گیاه نخود شده است.

واژگان کلیدی: کاتالاز، سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداسیون لیپیدها، پرولین

* نویسنده مسئول، آدرس پست الکترونیکی: asafshar@iau-neyshabur.ac.ir

مقدمه

حبوبات به دلیل توانایی تثبیت بیولوژیک نیتروژن و میزان پروتئین بالا (تقریباً دو برابر غلات) در کشاورزی و تغذیه بشر اهمیت قابل توجهی دارند. در بین حبوبات، نخود یکی از مهم ترین آن هاست که از نظر سطح زیر کشت با داشتن متجاوز از ۱۰ میلیون هکتار سطح زیر کشت جهانی، پس از لوبیای معمولی رتبه دوم و از نظر میزان تولید دانه پس از لوبیا و نخودفرنگی رتبه سوم را به خود اختصاص داده است (Millan et al., 2006). در کشور ما نیز نخود نسبت به سایر حبوبات از سطح زیر کشت، تولید و اهمیت بیشتری برخوردار است؛ اما عملکرد آن به دلیل عدم اتخاذ روش های مناسب تولید و حساسیت ارقام موجود به تنش های زیستی و غیرزیستی پایین می باشد. کاهش عملکرد نخود تحت تأثیر شرایط نامطلوب محیطی، حدود ۲۵ درصد برآورد شده است (Boyer, 1982)، مهم ترین این شرایط تأثیرگذار، تنش های غیرزیستی مانند شوری، خشکی و یخ زدگی می باشد.

تنش شوری عاملی است که به طور جدی تولید محصولات زراعی را در مناطق مختلف از جمله مناطق خشک و نیمه خشک محدود می کند. پاسخ گیاه به تنش شوری متفاوت است و به میزان سمیت و پتانسیل اسمزی نمک و مدت زمان تنش بستگی دارد (Comba et al., 1998). تنش شوری مانند دیگر تنش های محیطی باعث تجمع گونه های فعال اکسیژن در سلول و آسیب رسانی به لیپیدهای غشاء، پروتئین ها و اسیدهای نوکلئیک می شود (Becana et al., 1998). در سلول های گیاهی اندامک هایی مانند کلروپلاست، میتوکندری و پراکسیزوم ها تولید کننده اصلی رادیکال های آزاد اکسیژن در طی فرایند فتوسنتز و تنفس می باشند (Allu et al., 2014). گیاهان سازوکارهای مختلفی را برای کاهش اثرات مخرب رادیکال های آزاد اکسیژن دارند. سیستم سمیت زدایی اکسیژن فعال در تمام گیاهان به دو دسته آنزیمی و غیر آنزیمی تقسیم می شود (Ozgun et al., 2014). در پاسخ به افزایش تولید رادیکال های آزاد ظرفیت و فعالیت سیستم دفاعی آنزیمی

افزایش می یابد. اولین آنزیم پاک سازی کننده ی گونه های فعال اکسیژن آنزیم سوپراکسید دیسموتاز می باشد که سبب تبدیل سوپراکسید (O_2^-) به پراکسید هیدروژن (H_2O_2) می شود که پراکسید هیدروژن نیز توسط آسکوربات پراکسیداز حذف می شود (Gill et al., 2013). همچنین پراکسید هیدروژن توسط آنزیم کاتالاز زدوده می شود (Comba, et al., 1998). آنتی اکسیدان های غیر آنزیمی، مانند آسکوربات، گلو تاتیون، آلفا توکوفرول، فلاونوئیدها و کاروتنوئیدها در غلظت های میلی مولار در بافت های گیاهی وجود دارد (Simova-Stoilova et al., 2008).

آسکوربیک اسید یک آنتی اکسیدان کوچک قابل حل در آب است که در سم زدایی گونه های فعال اکسیژن به ویژه پراکسید هیدروژن نقش دارد و به عنوان یک آنتی اکسیدان ثانویه در بازتولید آلفا توکوفرول و دیگر آنتی اکسیدان های چربی دوست نقش ایفا می کند (Noctor and Foyer., 1998). مصرف خارجی آسکوربیک اسید می تواند مقاومت به تنش شوری را افزایش و سبب کاهش اثر تنش اکسیداتیو حاصله شود (Shalata and Neumann, 2001). همچنین آسکوربیک اسید در فرایندهای رشد گیاه مانند تقسیم سلولی، گسترش دیواره سلولی بر طبق فرضیه اسیدی شدن نقش دارد (Pignocchi and Foyer., 2003). این آنتی اکسیدان همراه با گلو تاتیون و چندین آنزیم آنتی اکسیدان در خنثی کردن رادیکال های اکسیژن فعال از جمله یون سوپراکسید حاصل از چرخه ی مهلر نقش ایفا می کند. علاوه بر آن در مسیر آسکوربات - گلو تاتیون در پاک سازی گونه های فعال در کلروپلاست و سیتوزول نقش دارد و به عنوان یک ماده ی کلیدی عمل می کند (Asada, 1999).

تنش شوری علاوه بر تأثیر روی میزان آنزیم ها آنتی اکسیدان بر میزان پرولین موجود در گیاه تأثیر می گذارد. پرولین نقش مهمی را در تحمل به شوری و خشکی گیاه بر عهده دارد (Amini and Ehsanpour, 2005). تنش اکسیداتیو با کاهش پروتئین ها، محتوی

دمای $16/22 \pm 2$ شب و روز و دوره نوری ۸/۱۶ ساعت رشد یافتند. در پایان پس از سه هفته از آغاز تیمار ضمن اندازه‌گیری طول و وزن تر قسمت‌های هوایی و ریشه، برای سنجش وزن خشک تعدادی از گیاهان در آون خشک شدند و سایر نمونه‌های جمع‌آوری شده بلافاصله برای آنالیزهای بیوشیمیایی و سنجش سایر شاخص‌ها به فریزر با دمای -80 درجه سانتی‌گراد منتقل شدند.

سنجش پارامترهای فیزیولوژیکی و رنگیزه‌های فتوسنتزی:

اندازه‌گیری طول ساقه و ریشه با خط کش میلی‌متری و توزین وزن تر و خشک گیاه با ترازوی دیجیتالی با دقت ۰/۰۰۱ انجام شد. برای سنجش میزان رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی از روش Lichtenthaler (۱۹۸۷) استفاده شد. قرائت میزان جذب محلول استخراج شده جهت تعیین میزان کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئید توسط اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۶۶۴، ۶۴۷ و ۴۷۰ نانومتر انجام شد و میزان کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئیدها با استفاده از معادله‌های زیر محاسبه شد. با توجه به حجم عصاره، ضریب رقت و وزن نمونه، غلظت آن‌ها برحسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر بیان شده است.

$$\text{Chl a} = [12.25 (A_{644}) - 2.79 (A_{647})]$$

$$\text{Chl b} = [21.51 (A_{647}) - 5.10 (A_{644})]$$

$$\text{Carotenoid} = \frac{[1000 (A_{470}) - 1.8 \text{Chl a} - 85.02 \text{Chl b}]}{198}$$

سنجش میزان پرولین

به‌منظور سنجش میزان پرولین، از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) (Bates et al., 1973) استفاده شد. جذب نوری محلول استخراج شده در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد، غلظت پرولین در محلول محاسبه گردید. در نهایت مقدار پرولین بر اساس میکرومول در گرم وزن تر نمونه گیاهی محاسبه شد.

تهیه عصاره آنزیمی

جهت تهیه عصاره آنزیمی برای تعیین فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از روش Sairam و همکاران (۲۰۰۲) استفاده شد. به این منظور ابتدا ۰/۵ گرم از نمونه برگ تازه را که با آب مقطر شسته و خشک شده بود را به کمک هیدروژن

کلروفیل و نفوذپذیری غشا منجر به کاهش فتوسنتز و در نتیجه کاهش رشد گیاه می‌شود (Tompson, et al., 1987). آسکوربیک اسید به‌دلیل خواص آنتی‌اکسیدانی خود از تخریب کلروفیل جلوگیری کرده و به‌طور غیرمستقیم سبب افزایش آن می‌شود (Dolatabadian et al., 2009).

با توجه به ارزش غذایی حبوبات به‌خصوص نخود و عوامل مختلف مؤثر در رشد و عملکرد آن ضرورت انجام مطالعه و تحقیق پیرامون مسائل و مشکلات مربوط به آن بیش از پیش احساس می‌شود. این پژوهش با هدف بررسی اثر تنش شوری ناشی از NaCl و نقش حفاظتی آسکوربیک اسید بر میزان فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان از قبیل کاتالاز، سوپر اکسیددیسموتاز و پاشخ‌های مورفولوژیکی ژنوتیپ کاندیدای حساس نخود تیپ کابلی MCC68 انجام شده است.

مواد و روش‌ها

این پژوهش در آزمایشگاه تحقیقاتی فیزیولوژی گیاهی دانشکده علوم دانشگاه آزاد اسلامی واحد نیشابور انجام شد. بذره‌های سالم نخود تهیه شده از پژوهشکده علوم گیاهی دانشگاه فردوسی مشهد با محلول هیپوکلریت 7% ضد عفونی و پس از شستشوی کامل در ۲۷ گلدان پلاستیکی حاوی شن شسته شده و در هر گلدان ۵ بذر کاشته شد و به مدت دو هفته یک روز در میان با محلول غذایی هوگلند آبیاری گردید. آزمایش در شرایط گلخانه‌ای، به‌صورت فاکتوریل و در قالب طرح کاملاً تصادفی و با سه تکرار انجام شد. بعد از گذشت دو هفته (مرحله ۵ - ۳ برگه) یک سوم از گلدان‌ها تحت تیمارهای با غلظت صفر، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم و دو سوم دیگر تحت تیمارهایی با همان غلظت کلرید سدیم ولی در دو گروه مساوی همراه با یک بار در روز اسپری اسید آسکوربیک با غلظت ۳ و ۶ میلی‌مولار قرار گرفتند. اسپری اسید آسکوربیک یک هفته قبل از شروع اعمال تنش شوری آغاز شد و همزمان با اعمال شوری و به مدت ۲ هفته دیگر ادامه یافت. گیاهان در شرایط تنظیم شده و در

شد. محلول حاصله به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم ۹۰ درجه قرار گرفت و بعد از اتمام این مدت به منظور انکوبه شدن به یخ منتقل شد، سپس به مدت ۵ دقیقه در دور ۱۵۰۰۰ در دمای ۴ درجه سانتی گراد سانتریفیوژ شد میزان مالون دی آلدئید با اندازه گیری جذب در طول موج ۵۳۲ و سایر ترکیبات در طول موج ۶۰۰ نانومتر سنجش شد. پس از کسر میزان جذب در ۶۰۰ نانومتر از میزان جذب در ۵۳۲ نانومتر با استفاده از رابطه $A = \epsilon bc$ غلظت مالون دی آلدئید محاسبه شد. در معادله فوق A جذب نمونه مورد نظر ϵ ضریب خاموشی 1.55 M cm^{-1} است و c غلظت مالون دی آلدئید بر حسب $\mu\text{mol/gFW}$ می باشد.

تجزیه و تحلیل آماری

تجزیه واریانس داده ها بر اساس طرح آزمایشی که به صورت فاکتوریل و در قالب طرح کاملاً تصادفی بود، با استفاده از نرم افزار SAS و Statistix انجام شد. مقایسه میانگین ها با روش حداقل اختلاف معنی دار LSD انجام گرفت و رسم نمودارها با استفاده از Excel صورت گرفت.

نتایج

تغییرات طول، وزن تر و خشک ساقه و ریشه:

مقایسه میانگین اثر کلرید سدیم به تنهایی نشانگر آن است که با افزایش غلظت کلرید سدیم، کاهش طول ساقه و ریشه گیاه، وزن تر و خشک ریشه و ساقه نسبت به شاهد مشاهده می شود. به طوری که بیشترین میزان در تیمار شاهد و کمترین آن در تیمار ۱۰۰ میلی مولار کلرید سدیم، مشاهده شد (جدول ۱).

مقایسه میانگین اثر متقابل سطوح مختلف شوری و آسکوربیک اسید بیانگر آن است که در غلظت های یکسان کلرید سدیم، کاهش طول اندام های هوایی و ریشه، وزن تر و خشک ساقه و ریشه در تیمارهایی که تحت اسپری آسکوربیک اسید قرار گرفته بودند در مقایسه با گیاهانی که فقط تحت تنش شوری بودند، کمتر بود (شکل ۱). به طور مثال بیشترین اندازه طول ساقه مربوط به تیمار صفر نمک و صفر آسکوربیک اسید و کمترین اندازه طول ساقه

مابع در هاون خوب نرم کرده و ۵ میلی لیتر از محلول استخراج، حاوی بافر فسفات پتاسیم ۰/۱ مولار (۷/۵ pH) و ۰/۵ میلی مول EDTA، به آن افزوده و آن را کاملاً سائیده و مخلوط حاصل از تنظیف عبور داده شد. این محلول داخل تیوپ های ۱/۵ میلی لیتری ریخته شد و به مدت ۱۵ دقیقه به وسیله سانتریفیوژ یخچال دار با سرعت ۱۵۰۰۰ دور در دقیقه و دمای ۴ درجه سانتی گراد جداسازی گردید. این عصاره آنزیمی جهت تعیین میزان فعالیت آنتی اکسیدان مورد استفاده قرار گرفت.

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز

فعالیت آنزیم کاتالاز با استفاده از روش Pereira و همکاران (۲۰۰۲) با بررسی میزان کاهش مقدار H_2O_2 در ۲۴۰ نانومتر سنجیده شد و میزان فعالیت آنزیم در تیمارهای مختلف بر اساس تجزیه یک مول پراکسید هیدروژن در دقیقه به ازای هر گرم وزن تر بیان گردید.

سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز

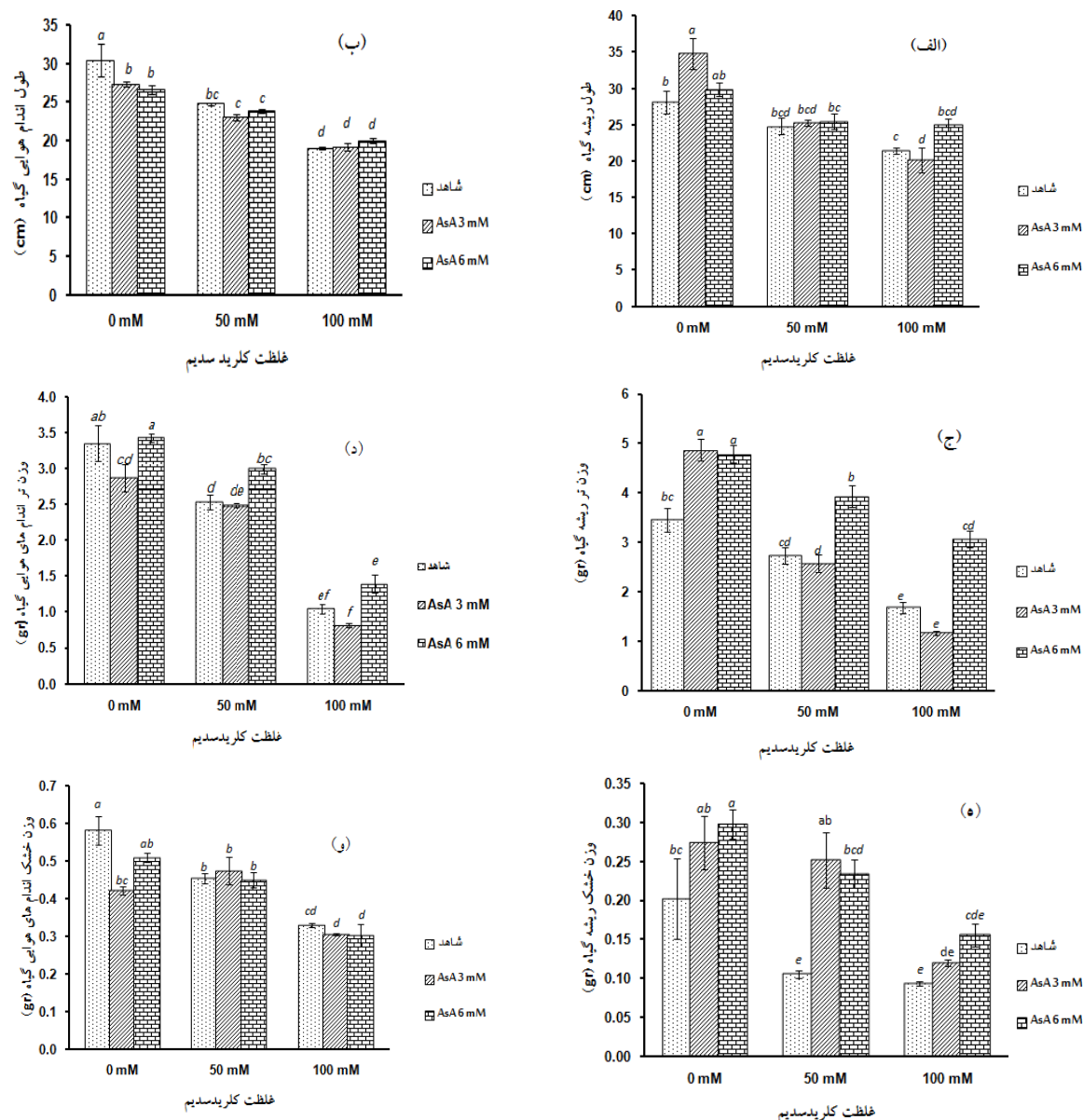
فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز با استفاده از روش Beauchamp و Fridovich (۱۹۷۱) سنجیده شد. سنجش فعالیت این آنزیم با استفاده از سنجش مهار احیای نوری نیتروبلوترازولیوم (NBT) در طول موج ۵۶۰ نانومتر انجام گرفت. یک واحد فعالیت سوپراکسید دیسموتاز به عنوان مقدار آنزیمی در نظر گرفته شد که منجر به مهار ۵۰ درصد احیای نوری نیتروبلوترازولیوم گردید.

پراکسیداسیون لیپیدها

سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء با استفاده از روش Heath و Packer (۱۹۶۸) بر اساس تشکیل کمپلکس مالون دی آلدئید حاصل از پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء با اسید تیوباربتوریک (TBT) انجام شد. به این منظور ۰/۵ گرم بافت تر برگ با ۵ میلی لیتر اسید تری کلرواستیک اسید ۰/۱ درصد در هاون چینی به خوبی سائیده شد. همگن حاصل به مدت ۵ دقیقه و در ۱۵۰۰۰ دور سانتریفیوژ گردید. سپس ۱ میلی لیتر از محلول شفاف رویی را با ۳ میلی لیتر از محلول تری کلرواستیک اسید ۲۰ درصد که حاوی تیوباربتوریک ۰/۵ درصد بود، مخلوط

جدول ۱- مقایسه میانگین اثر شوری بر شاخص‌های رشد در گیاه نخود. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست و $\pm$ انحراف میانگین را نشان می‌دهد

تیمار شوری (NaCl)	طول اندام (سانتی‌متر)		وزن تر (گرم)		وزن خشک (گرم)	
	ریشه	بخش هوایی	ریشه	بخش هوایی	ریشه	بخش هوایی
شاهد	$30.93^a \pm 1.53$	$28.11^a \pm 2.13$	$3.21^a \pm 0.252$	$4.37^a \pm 0.246$	$0.258^a \pm 0.038$	$0.505^a \pm 0.052$
50 میلی‌مولار	$25.17^b \pm 1.81$	$23.83^b \pm 0.27$	$2.66^b \pm 0.153$	$3.08^b \pm 0.267$	$0.197^b \pm 0.02$	$0.460^a \pm 0.007$
100 میلی‌مولار	$22.18^c \pm 0.15$	$19.35^c \pm 0.34$	$1.09^c \pm 0.126$	$1.98^c \pm 0.222$	$0.123^c \pm 0.011$	$0.313^b \pm 0.006$



شکل ۱- مقایسه میانگین اثر متقابل شوری و آسکوریک اسید بر طول ریشه (الف)، طول اندام‌های هوایی (ب)، وزن تر ریشه (ج)، وزن تر اندام‌های هوایی (د)، وزن خشک ریشه (ه)، و وزن خشک اندام‌های هوایی (و) در گیاه نخود ۲۸ روزه. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که میزان مالون دی آلدئید در سطح آماری ۰/۰۱ تحت تأثیر شوری قرار گرفته است. این امر بیانگر آن است که سطوح مختلف شوری اثر افزایشی روی میزان مالون دی آلدئید داشته است (جدول ۳). همچنین اثر آسکوربیک اسید و تأثیر متقابل این دو تیمار روی این صفت نیز در سطح یک درصد معنی دار بوده است.

مقایسه میانگین اثر متقابل سطح شوری و آسکوربیک اسید نشان می دهد که آسکوربیک اسید اثر کاهشی روی میزان مالون دی آلدئید داشته است (شکل ۳).

بحث و نتیجه گیری

کاهش رشد تحت شرایط تنش شوری را می توان به کاهش میزان فتوسنتز ناشی از تأثیر شوری بر مکانیسم های شیمیایی و غیر شیمیایی (Munns and Tester, 2008) و صرف قسمتی از فتواسمیلات ها جهت ایجاد تعادل اسمزی و کاهش اثرات سمی نمک ها نسبت داد. یکی از تغییرات بیوشیمیایی که در تنش های محیطی از جمله تنش شوری رخ می دهد، تولید انواع گونه های فعال اکسیژن (ROS) می باشد (Garrratt et al., 2002). تنش اکسیداتیو در سطح کل گیاه نیز توقف رشد طولی ریشه و ساقه و کاهش ماده سازی را به دنبال خواهد داشت (Ruley et al., 2004). استرس شوری باعث برهم خوردن موازنه ی آب آپوپلاستی و سیمپلاستی می شود و نهایتاً باعث کاهش تورژسانس سلولی می گردد. گیاه برای برقراری مجدد موازنه آب اقدام به ساخت ترکیبات و محافظت کننده های اسمزی می نماید. در صورت از دست رفتن میزان زیاد آب، رشد گیاه به شدت تحت تأثیر قرار خواهد گرفت (Bohnert et al., 1995).

نتایج این پژوهش نشان می دهد گیاهانی که تحت اسپری اسید آسکوربیک واقع شده بودند کاهش رشد آن ها نسبت به گیاهانی که تنها در معرض تنش شوری قرار داشتند کمتر بود به عبارت دیگر آسکوربیک اسید اثر جبران کنندگی بر رشد ساقه و ریشه داشته است.

مربوط به تیمار نمک ۱۰۰ میلی مولار و آسکوربیک اسید سطح صفر می باشد؛ اما این کاهش به جز در رابطه با وزن تر ریشه معنی دار نبوده است.

تغییرات میزان رنگ دانه های فتوسنتزی:

با افزایش غلظت کلرید سدیم میزان کلروفیل a, b و کل کلروفیل و کاروتنوئیدها کاهش یافته است (جدول ۲). مقایسه میانگین ها نشان می دهد سطوح مختلف تیمار شوری و آسکوربیک اسید بر روی میزان کلروفیل a و کلروفیل کل در سطح ۰/۰۱ و بر میزان کلروفیل b در سطح ۵٪ تأثیر معنی داری داشته ولی این افزایش در رابطه با کاروتنوئیدها معنی دار نبوده است (شکل ۲).

تغییرات میزان پرولین:

سطوح مختلف شوری اثر معنی داری در سطح ۰/۰۱ بر میزان پرولین داشته است و باعث افزایش میزان پرولین شده است (جدول ۳) ولی آسکوربیک اسید و تأثیر متقابل این دو تیمار روی این صفت اثر معنی داری نداشته است. مقایسه میانگین ها نشان می دهد که آسکوربیک اسید نیز اثر افزایشی روی پرولین داشته ولی این افزایش معنی دار نبوده است. به طوری که کمترین میزان پرولین در تیمار شاهد نمک و آسکوربیک اسید و بیشترین میزان در تیمار ۱۰۰ میلی مولار نمک و آسکوربیک اسید ۳ میلی مولار مشاهده شد (شکل ۳).

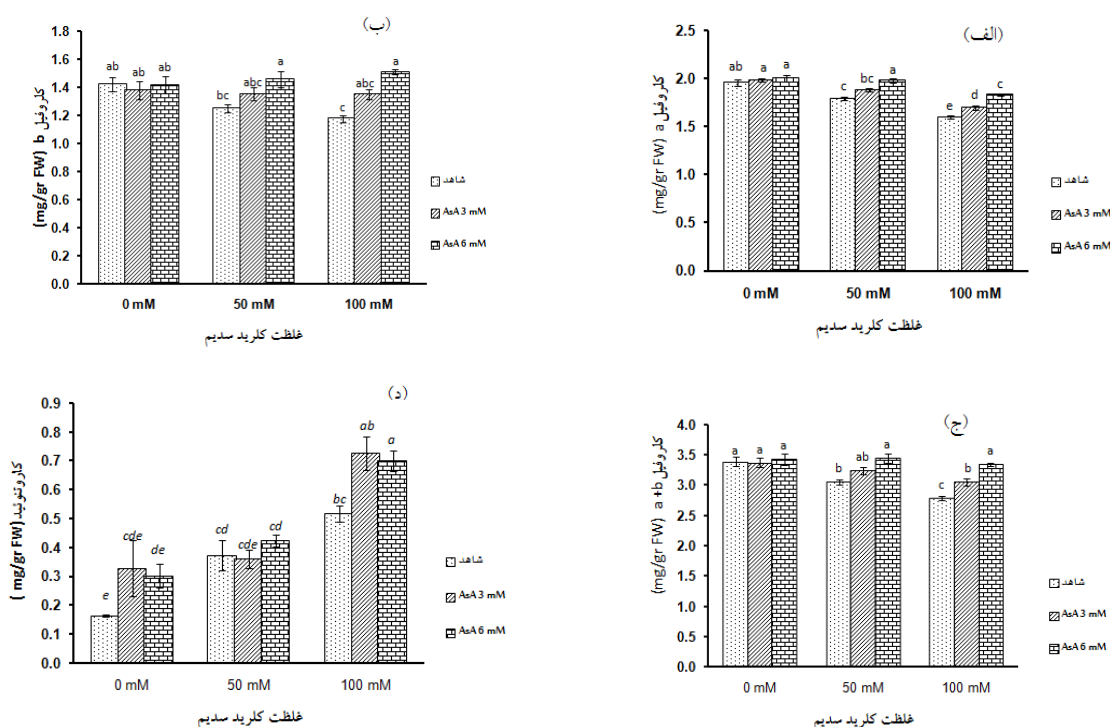
تغییرات میزان فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان:

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که سطوح مختلف شوری اثر معنی داری بر میزان فعالیت آنزیم های کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز (SOD) داشته است. این امر بیانگر آن است که سطوح مختلف شوری اثر افزایشی روی میزان فعالیت این دو آنزیم داشته است (جدول ۳). مقایسه میانگین اثر متقابل سطح شوری و آسکوربیک - اسید نشان می دهد که آسکوربیک اسید اثر کاهشی روی فعالیت آنزیم های کاتالاز و سوپراکسید دیسموتاز داشته ولی این کاهش معنی دار نبوده است (شکل ۳).

تغییرات میزان مالون دی آلدئید:

جدول ۲- مقایسه میانگین اثر شوری بر رنگدانه‌های فتوسنتزی در گیاه نخود. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست و $\pm$ انحراف میانگین را نشان می‌دهد

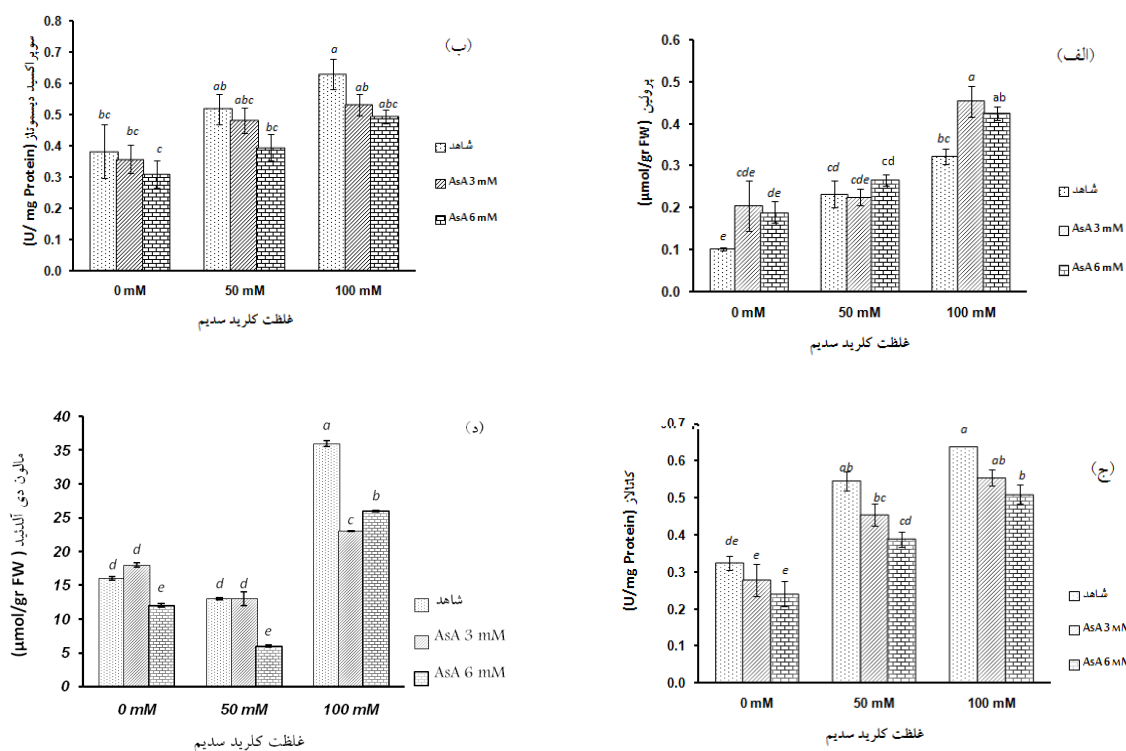
تیمار شوری (NaCl)	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئیدها
	(میلی گرم بر گرم وزن تر)			
شاهد	$1.983^a \pm 0.031$	$1.409^a \pm 0.050$	$3.931^a \pm 0.077$	$0.641^a \pm 0.008$
50 میلی مولار	$1.885^b \pm 0.027$	$1.355^b \pm 0.49$	$3.240^b \pm 0.058$	$0.385^b \pm 0.018$
100 میلی مولار	$1.71^c \pm 0.042$	$1.348^c \pm 0.054$	$3.057^c \pm 0.063$	$0.264^c \pm 0.031$



شکل ۲- مقایسه میانگین اثر متقابل شوری و آسکوربیک اسید بر میزان کلروفیل a (الف) کلروفیل b (ب) کلروفیل کل (ج) و کاروتنوئیدها (د) در گیاه نخود ۲۸ روزه. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست

جدول ۳- مقایسه میانگین اثر شوری بر میزان پرولین، آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و مالون دی آلدئید در گیاه نخود. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست و $\pm$ انحراف میانگین را نشان می‌دهد

تیمار شوری (NaCl)	پرولین	کاتالاز	سوپراکسید دیسموتاز	مالون دی آلدئید
	میلی گرم بر گرم وزن تر			
شاهد	$0.165^a \pm 0.003$	$0.281^c \pm 0.018$	$0.350^b \pm 0.087$	$0.0142^c \pm 0.0003$
50 میلی مولار	$0.284^c \pm 0.051$	$0.463^b \pm 0.040$	$0.463^{ab} \pm 0.077$	$0.0151^b \pm 0.0003$
100 میلی مولار	$0.40^c \pm 0.036$	$0.568^a \pm 0.054$	$0.551^a \pm 0.098$	$0.0207^a \pm 0.001$



شکل ۳- مقایسه میانگین اثر متقابل شوری و آسکوربیک اسید بر میزان پرولین (الف) سوپراکسید دیسموتاز (ب) کاتالاز (ج) و مالون دی آلدئید (د) در گیاه نخود ۲۸ روزه. مقادیر میانگین ۳ تکرار می‌باشد و حروف یکسان بیانگر عدم اختلاف معنی‌دار در سطح $P < 0.05$ بین تیمارهاست.

نتایج این پژوهش نشان می‌دهد گیاهانی که تحت اسپری اسید آسکوربیک واقع شده بودند کاهش رشد آن‌ها نسبت به گیاهانی که تنها در معرض تنش شوری قرار داشتند کمتر بود به عبارت دیگر آسکوربیک اسید اثر جبران‌کنندگی بر رشد ساقه و ریشه داشته است. آسکوربات کوفاکتور برای بیوسنتز فیتوهورمون‌ها مختلف از جمله اتیلن، ژبریلین‌های (GA) و آبسزیک اسید (ABA) می‌باشد (Taqi et al., 2011). آسکوربات درون زا بیوسنتز فیتوهورمون‌ها را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Taqi et al., 2011). همچنین به عنوان میانجی‌گر در مسیر انتقال سیگنال با فیتوهورمون‌ها عمل می‌کند و می‌تواند در برگ‌ها رشد گیاه را از طریق تعامل با فیتوهورمون‌ها تنظیم نماید (Pastori et al., 2003). آسکوربیک اسید خارجی به عنوان یک عامل مهم در تنظیم بیوسنتز و علامت‌دهی هورمون‌های گیاهی در سطح بافت، می‌تواند تأثیر حیاتی در تنظیم فرآیندهای رشد داشته باشد (Gorbanli et al., 2010)، سیاه‌دانه (Dolatabadian et al., 2008)، و همکاران (۲۰۰۶) دریافتند که تقسیم سلولی و توسعه دیواره بسیار مؤثر است (Padh, 1990). علاوه بر این، آسکوربات یک کوفاکتور برای پرولیل هیدروکسیلاز می‌باشد که با انتقال باقی‌مانده‌های هیدروکسی پرولین به دیواره سلولی در تقسیم سلولی و توسعه دیواره بسیار مؤثر است (Padh, 1990). Rosales و همکاران (۲۰۰۶) دریافتند که آسکوربیک اسید تقسیم سلولی را تقویت کرده، سطح برگ و وزن تر و خشک برگ را افزایش می‌دهد و با خاصیت آنتی‌اکسیدانی، آسیب ناشی از رادیکال‌های اکسیژن که در شرایط تنش تولید می‌شوند را کاهش می‌دهد. در این زمینه می‌توان به گزارش‌هایی که بر روی کلزا (Dolatabadian et al., 2008)، سیاه‌دانه (Gorbanli et al., 2010)، نخود

نتایج این پژوهش نشان می‌دهد گیاهانی که تحت اسپری اسید آسکوربیک واقع شده بودند کاهش رشد آن‌ها نسبت به گیاهانی که تنها در معرض تنش شوری قرار داشتند کمتر بود به عبارت دیگر آسکوربیک اسید اثر جبران‌کنندگی بر رشد ساقه و ریشه داشته است. آسکوربات کوفاکتور برای بیوسنتز فیتوهورمون‌ها مختلف از جمله اتیلن، ژبریلین‌های (GA) و آبسزیک اسید (ABA) می‌باشد (Taqi et al., 2011). آسکوربات درون زا بیوسنتز فیتوهورمون‌ها را تحت تأثیر قرار می‌دهد (Taqi et al., 2011). همچنین به عنوان میانجی‌گر در مسیر انتقال سیگنال با فیتوهورمون‌ها عمل می‌کند و می‌تواند در برگ‌ها رشد گیاه را از طریق تعامل با فیتوهورمون‌ها تنظیم نماید (Pastori et al., 2003). آسکوربیک اسید خارجی به عنوان یک عامل مهم در تنظیم بیوسنتز و علامت‌دهی هورمون‌های گیاهی در سطح بافت، می‌تواند تأثیر حیاتی در تنظیم فرآیندهای رشد داشته باشد (Gorbanli et al., 2010)، سیاه‌دانه (Dolatabadian et al., 2008)، و همکاران (۲۰۰۶) دریافتند که تقسیم سلولی و توسعه دیواره بسیار مؤثر است (Padh, 1990). علاوه بر این، آسکوربات یک کوفاکتور برای پرولیل هیدروکسیلاز می‌باشد که با انتقال باقی‌مانده‌های هیدروکسی پرولین به دیواره سلولی در تقسیم سلولی و توسعه دیواره بسیار مؤثر است (Padh, 1990). Rosales و همکاران (۲۰۰۶) دریافتند که آسکوربیک اسید تقسیم سلولی را تقویت کرده، سطح برگ و وزن تر و خشک برگ را افزایش می‌دهد و با خاصیت آنتی‌اکسیدانی، آسیب ناشی از رادیکال‌های اکسیژن که در شرایط تنش تولید می‌شوند را کاهش می‌دهد. در این زمینه می‌توان به گزارش‌هایی که بر روی کلزا (Dolatabadian et al., 2008)، سیاه‌دانه (Gorbanli et al., 2010)، نخود

نقش تعیین کننده‌ای در جاروب کردن ROSهای تولید شده در فتوستنز و همچنین در پراکندگی فوتون‌های مازاد بازی می‌کند (Niyogi, 1999).

آسکوربیک اسید به دلیل خواص آنتی‌اکسیدانی خود از تخریب کلروفیل جلوگیری کرده و به طور غیرمستقیم سبب افزایش آن می‌شود (Dolatabadian et al., 2009) در پژوهش حاضر در تیمارهایی که تحت تنش شوری و اسپری اسید آسکوربیک قرار گرفتند، اثر جبران‌کنندگی بر محتوی کلروفیلی گیاه نخود مشاهده شد. علاوه بر آن شواهد متعددی مبنی بر بهبود محتوی کلروفیل در گیاهانی که تحت اسپری اسید آسکوربیک و تنش شوری واقع شده بودند نسبت به گیاهانی که تنها در معرض تنش شوری قرار داشتند، وجود دارد. از جمله می‌توان به گزارش‌هایی بر روی سویا (Sheteawi, 2007)، نخود (Beltagi, 2008) و سیاه‌دانه (Gorbanli et al., 2010) اشاره کرد.

تجزیه داده‌های این تحقیق بیانگر آن است که شوری بر میزان پرولین بخش هوایی تأثیر معنی‌داری داشته است. اسیدآمین پرولین در هنگام تنش‌های محیطی و از جمله آن‌ها شوری، به جهت تنظیم اسمزی، حفظ ساختار پروتئین‌ها و از بین بردن رادیکال‌های آزاد در گیاه، مقدار آن به بالاترین میزان می‌رسد و از اثرات مخرب تنش بر گیاه می‌کاهد و به این ترتیب موجب سازش سلول گیاهی نسبت به شرایط تنش می‌شود (Morgan et al., 1991).

مطالعات Dolatabadian و همکاران (۲۰۰۸) روی گیاه کلزا نشان داد که استفاده از آسکوربیک اسید در این گیاه در شرایط بدون تنش تأثیری بر محتوی پرولین نداشت اما تحت تنش شوری با آسکوربیک اسید باعث کاهش میزان پرولین گردید. به نظر می‌رسد که آسکوربیک اسید با پاک‌سازی رادیکال‌های آزاد اکسیژن سبب کاهش خسارت به اسیدهای چرب و پروتئین‌ها شده، در نتیجه اثر مخرب تنش را کاهش می‌دهد و لذا ستنز و تجمع پرولین به عنوان یک عکس‌العمل گیاه به تنش کاهش می‌یابد.

بررسی نتایج بیانگر آن است که شوری بر میزان آنزیم‌های کاتالاز و سوپراکسیددیسموتاز تأثیر معنی‌داری داشته

(Beltagi, 2008) و در گل مریم (Banu Aytul and Meltem, 2012) اشاره کرد.

تنش شوری به طور معنی‌داری سبب کاهش فتوستنز می‌شود. تفاوت‌های مشاهده شده در میزان ستنز کلروفیل گیاهان مختلف به هنگام شوری نتیجه عملکرد مسیرهای مختلف ستنزی است که با آنزیم‌های متفاوت قابل پیگیری بوده و این آنزیم‌ها پاسخ‌های متفاوت به شوری نشان می‌دهند. وجود رقابت برای استفاده از پیش سازها بین مسیر ستنز کلروفیل و پرولین دلیل دیگری است بر اینکه شوری نقش بازدارندگی روی مسیرهای ستنز کلروفیل می‌گذارد در زمان بروز تنش انتقال الکترون از فتوسیستم ۲ به ۱ و گیرنده اصلی الکترون ($NADP^+$) مختل می‌شود (Hassibi et al., 2007) و در این زمان بالا بودن میزان کلروفیل تنها سطح ROS را بالا می‌برد. یکی از راهکارهای کاهش تولید ROS همان کاهش میزان کلروفیل برگ است که معمولاً در گیاهان با افزایش فعالیت آنزیم کلروفیل‌لاز صورت می‌گیرد (Guo et al., 2005) این آنزیم، زنجیره خطی کلروفیل را از قسمت حلقوی آن جدا می‌نماید که این زنجیره خطی همان فیتول است که پیش‌ماده آلفاتوکوفرول می‌باشد. احتمالاً در این بررسی گیاهان مورد مطالعه توانستند با استفاده از این پیش‌ماده سطح آلفاتوکوفرول را افزایش داده و نیز میزان کلروفیل را که در شرایط تنش می‌تواند مضر باشد، کاهش دهند.

گزارش‌های متعددی حکایت از کاهش محتوی کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدهای تحت تنش شوری دارد که از جمله می‌توان به گزارش‌هایی بر روی سویا (Sheteawi, 2007) و باقلا (Stoeva and Kaymakanova, 2008) اشاره کرد.

تنش شوری سبب افزایش رادیکال‌های اکسیژن در کلروپلاست شده و تخریب مولکول کلروفیل و غشای کلروپلاست را در پی دارد که خود منجر به کاهش فتوستنز و رشد می‌گردد. گیاه با افزایش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و آنتی‌اکسیدان‌ها می‌تواند گیاه را در برابر اثرات مخرب گونه‌های اکسیژن فعال محافظت نمایند. یکی از این آنتی‌اکسیدان‌ها آسکوربیک اسید می‌باشد که

پژوهش انجام شده نشان داد که شوری بر پراکسیداسیون لیپیدها تأثیر بسیار معنی داری داشته است. Bandoğlu و همکاران (۲۰۰۴) افزایش غلظت مالون دی آلدهید برگ تحت تأثیر تنش شوری را در گیاهچه های برنج گزارش نمودند. پراکسیداسیون لیپید و تولید مالون دی آلدهید به عنوان شاخصی برای میزان خسارت تنش اکسیداتیو به کار می رود (Di Cori et al., 2013). اسیدهای چرب و لیپیدها حساسیت زیادی به اکسیژن دارند و به سرعت اکسید می شوند از آنجایی که غشای سلولی یک غشای فسفولیپیدی می باشد واکنش اکسیژن با آن سبب تخریب غشاء سلولی و ترشح الکترولیت ها به بیرون سلول می شود. آسکوربیک اسید در چرخه ی آسکوربات-گلوتاتیون که یک چرخه ی بسیار مهم در تجزیه H_2O_2 می باشد، نقش اساسی را ایفا می کند (Gill et al., 2013). آسکوربیک اسید به وسیله خنثی کردن رادیکال های اکسیژن از طریق مصرف آن ها و تولید مونو دهیدرو آسکوربات از بروز آسیب به سلول و چربی غشاء جلوگیری می کند و سبب کاهش پراکسیداسیون لیپید می شود (Asada, 1999) و در نهایت مونو دهیدرو آسکوربات توسط مونو دهیدرو آسکوربات ردوکتاز به آسکوربات تبدیل می شود. نتایج به دست آمده در این تحقیق با نتایج آزمایش Shalata و Neumann (۲۰۰۱) بر روی گوجه فرنگی مطابقت دارد. علاوه بر موارد اشاره شده با توجه به نقش سایر آنتی اکسیدان ها مانند آلفا توکوفرول و نقش آن ها در حذف رادیکال های هیدروکسیل (Ismail et al., 2014) و اثر آسکوربیک اسید به عنوان یک آنتی اکسیدان ثانویه در طی احیای شکل اکسید شده آلفا توکوفرول، اثر تقویتی این دو آنتی اکسیدان در حفظ ساختار غشای سلولی، سبب کاهش معنی داری در پراکسیداسیون لیپیدها می شود.

به عنوان نتیجه گیری کلی می توان گفت که اسپری برگی آسکوربیک اسید بر گیاه نخود در شرایط تنش شوری سبب افزایش تحمل این گیاه به شرایط تنش شده است و همچنان که نتایج تحقیق نشان می دهد آسکوربیک اسید به عنوان یک آنتی اکسیدان صدمات ناشی از تنش اکسیداتیو

است. به دنبال اولین استرسی که ایجاد می شود، NaCl با القای تولید انواع اکسیژن فعال سبب تغییراتی در متابولیسم گیاه می شود (Ashraf and Harris, 2004). سپس با کاهش فعالیت برخی آنزیم ها و اختلال در فتوسنتز (Tatar et al., 2010)، سبب کاهش متابولیسم نیتروژن (Krouma, 2009) و متابولیسم کربن (Balibrea et al., 2003) می شود. همه ی این موارد عامل کاهش تقسیم سلولی و اثرات مستقیم بر روی سلول از جمله افزایش مرگ سلولی است (Zhu, 2002). آنزیم های آنتی اکسیدان در شرایط تنش می توانند به عنوان شاخصی برای افزایش تولید رادیکال های آزاد اکسیژن در نظر گرفته شوند. به طوری که افزایش فعالیت آنزیم های فوق در شرایط تنش شوری و خشکی گزارش شده است (Kukreja et al., 2005).

این در حالی است که کاربرد آسکوربیک اسید سبب کاهش فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان در برگ گردید. یکی از مهم ترین ترکیبات سمی تولید شده ناشی از رادیکال های آزاد اکسیژن، پراکسید هیدروژن است (Gondim et al., 2012). آنزیم کاتالاز این مولکول را به آب و اکسیژن تبدیل می کند و در طی این واکنش آسکوربات به عنوان دهنده هیدروژن عمل می کند (Hegedus et al., 2001). در واقع چنین به نظر می رسد که افزودن آسکوربیک اسید به عنوان یک عامل آنتی اکسیدان سبب کاهش احتمالی تنش و در نتیجه کاهش سطح فعالیت آنزیم کاتالاز شده است. از طرفی کاهش یون سوپراکسید توسط آسکوربیک اسید تولید این ماده را توسط سوپراکسید دیسموتاز کاهش داده و در نتیجه فعالیت آن برای تجزیه ی پراکسید هیدروژن کاهش می یابد. به طور کلی می توان نتیجه گرفت که کاهش فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدانی، ناشی از مصرف آسکوربیک اسید، به اثر غیرمستقیم آن بر روی آنزیم ها بر می گردد. بدین ترتیب اسید آسکوربیک با کاهش اثر مخرب تنش از افزایش فعالیت آنزیم ها جلوگیری کرده است.

حاصله از شرایط شور را کاهش داده و گیاه توانسته است
پارامترهای رشدی و فیزیولوژیکی خود را بهبود بخشد و
حتی در حضور آسکوربیک اسید از سیستم دفاع
آنتی اکسیدانی آنزیمی خود چندان استفاده ننموده است.

References

- Allu, A. D., Soja, A. M., Wu, A., Szymanski, J. and Balazadeh, S. (2014). Salt stress and senescence: identification of cross-talk regulatory components. *Journal of Experimental Botany*. (press online)
- Amini, F. and Ehsanpour, A. (2005). Soluble protein, proline, carbohydrates and Na⁺/K⁺ changes in two tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivars under in vitro salt stress. *American Journal of Biochemistry and Biotechnology* 1: 212-216.
- Asada, K. (1999). The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 50: 601-639.
- Ashraf, M. and Harris, P. J. C. (2004). Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Science* 166: 3-16.
- Balibrea, M. E., Cuartero, J., Bolarin, M. C. and F. Perez-Alfocea (2003). Activities during fruit development of *Lycopersicon* genotypes differing in tolerance salinity. *Physiologia Plantarum* 118: 38-46.
- Banu Aytul, E. and Meltem, K. (2012). Exogenous ascorbic acid increases resistance to salt of *Silybum marianum* (L.) pp. DOI: 10.5897/AJB11.1874: 9932-9940.
- Bates, L. S., Waldern, R. P. and Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and Soil* 39: 205- 207.
- Becana, M., Moran, J. and Iturbe-Ormaetxe, I. (1998). Iron dependent oxygen free radical generation in plants subjected to environmental stress: toxicity and antioxidant protection. *Plant and Soil* 201: 137-147.
- Behboodin, B., Lahoti, M. and Nezami, A. (2004). Effects of salt stress on seed germination of pea. *Scientific Journal of Agriculture* 28(2): 127-138. (in Persian)
- Beltagi, M. s. (2008). Exogenous ascorbic acid (vitamin C) induced anabolic changes for salt tolerance in chick pea (*Cicer arietinum*). *African Journal of Plant Science* Vol 2: 118-123.
- Bohnert, H., Nelson, D. and Jensen, R. (1995). Adaptations to environmental stresses. *Plant Cell* 7: 1099-1111.
- Boyer, j. s. (1982) Plant productivity and environment. *Science* 218: 443-448.
- Comba, M. E., Benavides, M. P. and Tomaro, M. L. (1998.) Effect of salt stress on antioxidant defence system in soybean root nodules. *Australian Journal of Plant Physiology* 25: 665-671.
- Di Cori, P., Lucioli, S., Frattarelli, A., Nota, P., Tel-Or, E., Benyamini, E., Gottlieb, H., Caboni, E. and Forni, C. (2013). Characterization of the response of in vitro cultured *Myrtus communis* L. plants to high concentrations of NaCl. *Plant Physiology and Biochemistry* 73: 420-426.
- Dolatabadian, A., sanary, S. A. M. M. and Chashmi, N. A. (2008). The effect of foliar application of ascorbic acid (Vitamin C) on antioxidant enzymes activities, lipid peroxidation and proline accumulation of canola (*Brassica napus*) under conditions of salt stress. *Journal of Agronomy and Crop Sciences*, V 194: 206-213.
- Dolatabadian, A., Modarres Sanavy, S.A.M. and Sharifi, M. (2004). Effect of Water Deficit Stress and Foliar Application of Ascorbic acid on Antioxidants Enzymes Activity and Some Biochemical's Changes in Leaves of Grain Corn (*Zea maize* L.). *Iranian journal of Biology* 22(3): 407-422. (in Persian).
- Garratt, L. C., Janagoudar, B. S., K.C. Lowe, P. A., Power, J. B. and Davey, M. R. (2002). Salinity tolerance and antioxidant status in cotton cultures. *Free Radical Biology and Medicine* 33: 502-511.
- Gill, S. S., Anjum, N. A., Hasanuzzaman, M., Gill, R., Trivedi, D. K., Ahmad, I., Pereira, E. and Tuteja, N. (2013). Glutathione and glutathione reductase: A boon in disguise for plant abiotic stress defense operations. *Plant Physiology and Biochemistry* 70: 204-212.
- Gondim, F. A., Gomes-Filho, E., Costa, J. H., Mendes Alencar, N. L. and Prisco, J. T. (2012). Catalase plays a key role in salt stress acclimation induced by hydrogen peroxide pretreatment in maize. *Plant Physiology and Biochemistry* 56: 62-71.
- Ghorbanli, M., Adib hashemi, N. and Peyvandi, M. (2010). Study of salinity and ascorbic acid on some physiological responses of *Nigella sativa* L. *Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants* 26(3): 371-388. (in Persian).

- Guo, Z., Tan, H., Zhu, Z., Lu, S. and Zhou, B. (2005). Effect of intermediates on ascorbic acid and oxalate biosynthesis of rice and in relation to its stress resistance. *Plant Physiology and Biochemistry* 43: 955–962.
- Hassibi, P., Moradi, F. and Nabipour, M. (2007). Screening of rice genotypes for low temperature stress-using chlorophyll fluorescence. *Iranian Journal of Crop Science* 9: 14-31
- Hegedus, A., S., E. and G., H. (2001). Comparative studies of H₂O₂ detoxifying enzymes in green and greening barely seedlings under cadmium stress. *Plant Science* 160: 1085-1093.
- Ismail, A., Takeda, S. and Nick, P. (2014). Life and death under salt stress: same players, different timing? *Journal of Experimental Botany* 65: 2963-2979.
- Krouma, A. (2009). Differences in response of some Tunisian chickpea genotypes (*Cicer arietinum* L.) to salinity. *Pakistan Journal of Botany* 41: 3081-3091.
- Kukreja, S. A., S. Nandval, N. Kumar, S.K. Sharma, S.K. Sharma, Unvi, V. and Sharma, P. K. (2005). Plant water status, H₂O₂ scavenging enzymes, and ethylene evolution and membrane integrity of *Cicer arietinum* roots as affected by salinity. *Biologia Plantarum* 49: 305-308.
- Millan, T., Clarke, H. J., Siddique, K. H. M., Buhariwalla, H. K. and Gaur, P. M. (2006). Chickpea molecular breeding: New tools and concepts. *Euphytica* 147: 81-103.
- Morgan, J. M., Rodriguez, M. B. and E.J. Knights (1991). Adaptation to water deficit in chickpea breeding lines by osmoregulation: Relationship to grain yields in the field. *Field Crops Research* 27 61– 70.
- Munns, R. and Tester, M. (2008) Mechanisms of Salinity Tolerance. *Annual Review of Plant Biology* 59: 651–658.
- Niyogi, K. K. (1999). Photoprotection revisited: genetic and molecular approaches. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 50: 333-359.
- Noctor, G. and Foyer, C. (1998) Ascorbate and glutathione: Keeping active oxygen under control. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 49: 249-279.
- Ozgun, R., Turkan, I., Uzilday, B. and Sekmen, A. H. (2014). Endoplasmic reticulum stress triggers ROS signalling, changes the redox state, and regulates the antioxidant defence of *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Experimental Botany* 65: 1377-1390.
- Padh, H. (1990) Cellular functions of ascorbic-acid biochemistry and cell biology. *Biochimie et Biologie Cellulaire* 68: 1166–1173.
- Pastori, G., Kiddle, G., Antoniwi, J., Bernard, S., Veljovic-Jovanovic, S., Verrier, P., Noctor, G. and Foyer, C. (2003). Leaf vitamin C contents modulate plant defense transcripts and regulate genes that control development through hormone signaling. *Plant Cell* 15: 939–951.
- Pignocchi, C. and Foyer, C. (2003). Apoplastic ascorbate metabolism and its role in the regulation of cell signaling. *Current Opinion in Plant Biology* 6: 379-389.
- Ruley, A. T., Sharma, N. C. and Sahi, S. V. (2004) Antioxidant defense in a lead accumulation plant, *Sensbania drummondii*. *Plant Physiology and Biochemistry* 42: 899-906.
- Shalata, A. and Neumann, P. M. (2001). Exogenous ascorbic acid (vitamin C) increases resistance to salt stress and reduces lipid peroxidation. *Journal of Experimental Botany* 52: 2207–2211.
- Sheteawi, S. A. (2007). Improving growth and yield of salt-stressed soybean by exogenous application of jasmonic acid and ascorbin. *International Journal of Agriculture and Biology* 9(3): 473-478.
- Simova-Stoilova, L., Demirevaska, K., Petrova, T., Tsenov, N. and Feller, U. (2008). Antioxidative protection in Wheat varieties under severe recoverable drought at seedling stage. *Plant, Soil and Environment* 54: 529 - 539.
- Smirnoff, N. (1996). The function and metabolism of ascorbic acid in plants *Ann. Bot* 78: 661-669.
- Stoeva, N. and Kaymakanova, M. (2008) Effect of salt stress on the growth and photosynthesis rate of bean plants (*Phaseolus vulgaris* L.). *Book of proceedings of 2nd International conference of Journal Central European Agricultural*, Nitra 181-187.
- Taqi, A. K., Mohd, M. and Firoz, M. (2011). Ascorbic acid: an enigamatic molecule to developmental and environmental stress in plants. *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical Technology* 2: 468-483.

Tatar, O., H. Brueck, Gevrek, M. N. and F. Asch (2010). Physiological responses of two Turkish rice (*Oryza sativa* L.) varieties to salinity. *Turkish Journal of Agricultural Forestry* 34: 451-459.

Zhu, J.-K. (2002) Salt and drought signal transduction in plants. *Annual Review of Plant Biology* 53: 247-273.

Physiological and Biochemical Responses of Chickpea (*Cicer arietinum* L.) to Ascorbic Acid under Salinity Stress

Mehdi Chenarani, Akbar Safipour Afshar*, Fatemeh Saied Nematpour

Department of Biology, Neyshabur Branch, Islamic Azad University, Neyshabur, Iran.

Abstract

Salinity is a major environmental stress that affects the crop yields and the pea plants are high sensitive to salt stress. Salinity through oxidative stress damage cell structures, and antioxidants by eliminating free radicals increase tolerance to these stresses. In this research, effects of salt stress and leaf spray with ascorbic acid on growth parameters, photosynthetic pigments, antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation on chickpea (*Cicer arietinum* L.) were investigated. The experiment is conducted as a factorial in a completely random design with three replications in greenhouse conditions. Salt stress has been applied by 0, 50, 100 mM NaCl solution and foliar were treatment by ascorbic acid solution 0, 3 and 6 mM in 3-5 leave stage. plants exposure to sodium chloride, were showed decrease in growth parameters and content of photosynthetic pigments in comparison with control plants, But the activity of catalase, superoxide dismutase enzymes and the content of proline and lipid peroxidation were increased. In plants exposed to sodium chloride and ascorbic acid, growth parameters, photosynthetic pigments were higher than plants only exposed to sodium chloride, although the lipid peroxidation and activity of catalase and superoxide dismutase enzymes and the content of proline were decreased. The results showed that spraying of ascorbic acid (as an antioxidant) is caused tolerance to salt stress and decreased of side effects of sodium chloride in *Cicer arietinum* L.

Key words: Catalase, Superoxide dismutase, Lipid peroxidation, Proline

* Corresponding Author, E-mail: asafshar@iau-neyshabur.ac.ir