

اثر مصرف آهن بر بیان ژن Cm APX در شرایط تنش شوری در توده های خربزه بومی سیستان

سمیه منتظری نژاد^۱، محمود سلوکی^۲، براتعلی فاخری^۲

۱. گروه بیوتکنولوژی کشاورزی دانشگاه زابل، زابل، ایران.

۲. گروه اصلاح نباتات و بیوتکنولوژی دانشگاه زابل، زابل، ایران

چکیده

سابقه و هدف: عناصر کم مصرف مانند آهن نقش مهمی را به عنوان کوفاکتور در ساختمان تعدادی از آنزیم های آنتی اکسیدان ایفا می کنند. در مطالعه حاضر، بیان ژن آسکوربات پراکسیداز (Cm APX) در پاسخ به تنش شوری و محلول پاشی آهن در توده های خربزه بومی سیستان مورد بررسی قرار گرفت.

مواد و روش ها: سه توده خربزه بومی سیستان شامل سفیدک، قندک و خطدار، در سه سطح شوری (صفر، ۲۵۰ و ۳۵۰ میلی-مولار) و ۲ سطح محلول پاشی آهن (۲ گرم در هزار و شاهد با محلول پاشی آب مقطر) در قالب طرح بلوک کامل تصادفی به صورت گلدانی در سه تکرار در پژوهشکده زیست فناوری دانشگاه زابل کشت گردید. سپس بیان ژن Cm APX با استفاده از روش Real Time PCR مورد بررسی قرار گرفت.

یافته ها: تنش شوری و محلول پاشی آهن تأثیر معنی داری بر میزان بیان ژن Cm APX داشت. میزان بیان ژن Cm APX در توده قندک در شرایط تنش شوری نسبت به نمونه کنترل افزایش نشان داد و همچنین با استعمال آهن نیز بیان آن افزایش یافت. اما توده خطدار کمترین میزان بیان ژن Cm APX نسبت به نمونه کنترل را در سطح شوری ۳۵۰ میلی-مولار نشان داد که با استعمال آهن میزان بیان آن بهبود یافت.

نتیجه گیری: با مصرف عنصر کم مصرف آهن، قدرت دفاعی گیاه خربزه به تنش شوری افزایش یافت. میزان افزایش بیان ژن Cm APX موید این نکته است که رقم قندک به عنوان رقم مقاوم و رقم خطدار به عنوان رقم حساس به شوری است.

واژه های کلیدی: آسکوربات پراکسیداز، بیان ژن، شوری، محلول پاشی آهن

مقدمه

محصول می گردد. اما شوری خاک و آب در کاهش کیفیت و عملکرد این گیاه تأثیر بسزایی دارد (۱). تنش های محیطی مانند شوری از عوامل مهم در کاهش عملکرد گیاهان زراعی به شمار می آیند. شوری تجمع بیش از حد املاح در خاک است به نحوی که در اثر آن گیاه در جذب آب با مشکل مواجه می شود. شور شدن خاک در مناطق خشک به طور گسترده تری به وقوع می پیوندد، زیرا در این نواحی میزان نزولات آسمانی جهت شستشوی نمک از ناحیه ریشه کافی نیست (۲۳). شوری از طریق کاهش پتانسیل آب و خاک، کاهش فشار تورژسانس سلول ها، به هم زدن تعادل عناصر غذایی در خاک و گیاه و همچنین از طریق ایجاد سمیت باعث کاهش رشد گیاهان می گردد (۲۱).

به طور کلی، خربزه به عنوان گیاه نیمه متحمل به شوری شناخته شده است. خربزه در منطقه سیستان در اواخر بهار و تابستان فراوان ترین و پرمصرف ترین میوه منطقه است. خربزه های تولیدی سیستان به علت گرما و خشکی هوا معطر شده و طعم شیرین و مطبوع به خود می گیرند و باعث افزایش کیفیت

نویسنده مسئول:

گروه بیوتکنولوژی کشاورزی دانشگاه زابل، زابل، ایران
پست الکترونیکی: montazerinezhad@gmail.com

تاریخ دریافت: ۱۳۹۳/۷/۸

تاریخ پذیرش: ۱۳۹۴/۲/۲۱

مقاومت گیاهان تحت تنش های محیطی مورد انتظار نیز افزایش می یابد (۵).

در آزمایش Emadi (2010) افزایش غلظت آهن در محلول غذایی موجب تعدیل اثرهای تنش شوری بر آفتابگردان گردید. در آزمایش دیگری روی گیاه آفتابگردان محلول پاشی آهن در بهبود رشد گیاه مؤثر بود (۱۲). در آزمایش El-Fouly و همکاران (2010) محلول پاشی عناصر آهن، منگنز و روی موجب بهبود رشد گندم تحت تنش شوری گردید. نتایج مشابهی توسط Zayed و همکاران (2011) برای برنج گزارش شد.

بررسی اثرهای تنش شوری به کمک آنزیم ها، می تواند با سرعت بیشتری به شناسایی پایه های مقاوم یک گیاه منجر شود، چراکه رابطه قوی در تحمل به تنش های محیطی و تغییرهای غلظت آنزیم های آنتی اکسیدان در گیاهان فتوسنتز کننده وجود دارد و با عنایت به این که سنتز هر ماده ای در سلول ها تحت کنترل ژن ها است، لذا می توان با شناسایی ژن های مسئول سنتز این مواد و انتقال آن به گیاهان دیگر، با سرعت بیشتری به تولید پایه های مقاوم به شوری پرداخت (۱۹).

بنابراین هدف از این تحقیق، مطالعه بیان ژن Cm APX در شرایط تنش شوری و محلول پاشی آهن به صورت برگری در توده های خربزه بومی سیستان است.

روش کار

مواد گیاهی و تیمارهای تنش

جهت انجام این مطالعه بذور سه توده سفیدک، قندک و خط-دار را با محلول هیپوکلریت سدیم ۱ درصد به مدت ۵ دقیقه ضدعفونی کرده و پس از شستشو با آب مقطر در دمای ۲۵ درجه سانتی گراد به مدت ۲۴ ساعت قرار داده شد. سپس ۲ بذر از هر توده به صورت جداگانه در گلدان های پلاستیکی که حاوی ماسه کامل شسته با آب مقطر بود کشت گردید و تا ظهور دومین برگ هر روز با آب مقطر به نحوی که خروج اولین قطره های آب از ته گلدان مشاهده شود، آبیاری شدند. آزمایش با سه تکرار و در سه سطح شوری (۲۵۰ mM و ۳۵۰ mM) برای گیاهان تحت تنش و صفر برای گیاهان شاهد) و تحت سه تیمار محلول پاشی (۲، ۴ گرم و شاهد محلول پاشی آب مقطر) انجام گردید. هنگامی که دومین برگ ظاهر شد، به گیاهان شاهد فقط محلول هوگلند (۱۶) افزوده شد و برای اعمال تنش در مورد گیاهانی که باید به آنها تنش وارد شود ابتدا گلدان ها به ظرف دارای دیواره منتقل شده و سپس

یکی از تغییرهای بیوشیمیایی در گیاهانی که در شرایط تنش های محیطی قرار دارند، تولید گونه های اکسیژن فعال است. تنش شوری، با افزایش انتقال الکترون به مولکول اکسیژن، موجب تولید گونه های اکسیژن فعال مانند رادیکال سوپر اکسید (O_2^-)، رادیکال هیدروکسیل ($OH^\bullet$)، پراکسید هیدروژن (H_2O_2) و اکسیژن منفرد می شود (۴)، بنابراین یکی از پیامدهای اجتناب ناپذیر تنش شوری، افزایش تولید گونه های اکسیژن فعال در اجزای مختلف سلولی مانند کلروپلاست ها، پراکسی زوم ها و میتوکندری ها است (۱۰). گیاهان برای کاستن آسیب های ناشی از گونه های اکسیژن فعال دارای سازوکارهای آنتی اکسیدانی هستند که شامل اجزای غیر آنزیمی مانند آسکوربات، گلوتاتیون، توکفرول، کارتونوئیدها و فلاونوئیدها و آنزیم هایی مانند سوپراکسید دیسموتاز (Dismutase Superoxide)، کاتالاز (Catalase)، پراکسیداز (Peroxidase)، آسکوربات پراکسیداز (Ascorbate peroxidase)، گلوتاتیون ردوکتاز (Glutathione reductase) و پلی فنل اکسیداز (poly-phenol oxidase) هستند (۲). فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدان نقش مهمی را در پاکسازی گونه های اکسیژن فعال ایفا می کنند. این آنزیم ها توانایی تحمل به تنش در گیاه را افزایش می دهند (۳). آنزیم های SOD، APX و CAT از سیستم های فتوسنتزی گیاهانی که در معرض تنش های محیطی قرار گرفته اند، حفاظت می کنند (۶). گزارش شده است که آنزیم آسکوربات پراکسیداز به عنوان مهم ترین جزء سیستم آنتی اکسیدانی در پاسخ به تنش های اکسیداتیو فعال شده و نقش حفاظتی در تحمل به تنش ایفا می کند (۱۵). آنزیم آسکوربات پراکسیداز از مهم ترین آنزیم های خنثی کننده پراکسید هیدروژن در گیاهان است. در ساختار این آنزیم مولکول آهن به کار رفته است و فعالیت آن به طور احتمال تحت تأثیر کمبود آهن قرار می گیرد (۳۱).

در خاک های شور و قلیایی حلالیت عناصر کم نیاز نظیر آهن، منگنز، مس، روی و مولیبدن به دلیل باند شدن پایین بوده و در این خاک ها گیاهان اغلب از نظر عناصر فوق دچار کمبود هستند (۸). تغذیه برگری از راه های مؤثر در رفع نیاز غذایی گیاهان به عناصر کم مصرف است (۳۳). مصرف عناصر کم نیاز از طریق کاهش اثرهای منفی یون های سمی می تواند مقاومت گیاهان را در برابر تنش در آزمایش افزایش دهد (۱۱). با توجه به نقش ساختاری عناصر ریزمغذی از جمله آهن، منگنز و روی در برخی آنزیم ها و همچنین نقش مؤثر آنها در سنتز پروتئین ها، با مصرف این عناصر علاوه بر افزایش عملکرد

محلول با سطح شوری مورد نظر را درون آن ریخته تا محلول به آرامی از لای ماسه ها بالا آمده و به سطح گلدان برسد؛ گیاه ۴-۵ ساعت در این شرایط باقی می ماند تا به صورت کامل یکنواخت سطح شوری مورد نظر را دریافت کند. این کار به مدت سه روز و به تدریج برای سازگار شدن گیاهان انجام گرفت. جهت محلول پاشی آهن نیز در طی دوران تنش محلول مورد نظر به برگ ها اسپری گردید و سپس دومین برگ برداشت شد و در دمای 80°C - تا زمان استخراج نگهداری گردید.

جداسازی RNA و ساخت cDNA

RNA کل توسط کیت CinnaPure RNA شرکت کیاژن استخراج شد. هم چنین جهت تعیین کیفیت RNA نیز مقدار ۵ میکروگرم از هر نمونه (بر اساس نتایج اسپکتروفتومتری محاسبه شده) روی ژل ۱/۵٪ آگارز، الکتروفورز شد تا نسبت به کیفیت بالای آن اطمینان حاصل شود. تشکیل دو باند مربوط به RNA ریبوزومی 18s و 28s در روی ژل نشان دهنده کیفیت بالای RNA تخلیص شده بود. تیوب ها جهت نگهداری، در دمای 80°C - درجه سانتی گراد قرار داده شدند. دومین مرحله بعد از استخراج RNA سنتز DNA معکوس از روی آن جهت انجام مراحل بعدی است. جهت یکسان سازی در ساخت cDNA از ۱۰۰۰ نانوگرم RNA در همه نمونه ها استفاده شد. این واکنش با استفاده از 2-Steps RT-PCR kit ساخت شرکت Vivantis انجام گرفت.

انجام روش QRT-PCR

در این تحقیق از دستگاه Real Time PCR SetCorbett (3000) و کیت Hot Tag EvaGreen qPCR master mix (ROX) شرکت سیناژن برای ارزیابی کمی استفاده گردید. آغازگرها توسط نرم افزارهای AlleID7 و نرم افزارهای آنلاین مانند Idtdna oligo analyzer و Primer 3 از نظر محل اتصال و ویژگی های مطلوب مورد بررسی و آنالیز قرار گرفت، و همچنین توسط NCBI Blast از یکتا بودن بودن محل جفت شدن آغازگرها اطمینان حاصل شد؛ سپس با سفارش شرکت سیناژن از شرکت Ligo-Macrogen Inc کره جنوبی تهیه گردید. آغازگرهای طراحی برای ژن Cm APX، F و R (ACTACCAACCCTCTCAT) و (TCAGCAAAAAAAGCATCCTC) است. از آنجایی-

که ژن مرجع 18s rRNA نسبت به GAPDH و بتا اکتین ثابت بیش تری را از نظر بیان نشان می دهد ژن قابل اطمینان- تری جهت انتخاب به عنوان کنترل داخلی و انجام نرمال سازی محسوب می شود (۳۵). آغازگرهای طراحی شده برای ژن 18s rRNA (GGACAGGATTGACAGATTGATA)F و (CTCGTTCGTTATCGGAATTAATTA)R است. ۲۰ میکرولیتر مخلوط واکنش شامل یک میکرولیتر از هر یک از آغازگرهای اختصاصی پیشرو و پسرو با غلظت ۱۰ میکرومول، ۴ میکرولیتر Master mix و ۱ میکرولیتر نمونه cDNA و تا حجم ۲۰ میکرولیتر از آب مقطر استریل استفاده شد. برای هر واکنش سه تکرار در نظر گرفته شد. پس از آماده نمودن مخلوط واکنش پلیت مورد نظر به دستگاه منتقل گردید و واکنش زنجیره ای پلی مرز با شرایطی که در جدول ۱ ذکر شده است، انجام گرفت.

در ارزیابی الگوی بیان ژن ها از دو روش ارزیابی مطلق و ارزیابی نسبی می توان استفاده نمود. در ارزیابی مطلق، تعداد دقیق رونوشت هر ژن در تمامی تیمارها حتی تیمار کنترل نیز مشخص می شود. ولی در ارزیابی نسبی، میزان افزایش یا کاهش بیان ژن در هر تیمار به صورت نسبت بیان می شود که در این حالت امکان اندازه گیری میزان بیان ژن در تیمار کنترل وجود ندارد و به عبارت دیگر عدد یک در نظر گرفته می شود. بنابراین بیان نسبی ژن ها با روش pfaffel محاسبه گردید (۲۶). به این صورت که هر تیمار با گیاهان کنترل مربوط به توده مورد مطالعه مقایسه گردید. جهت تجزیه داده ها از نرم افزار REST (۲۶) استفاده شد.

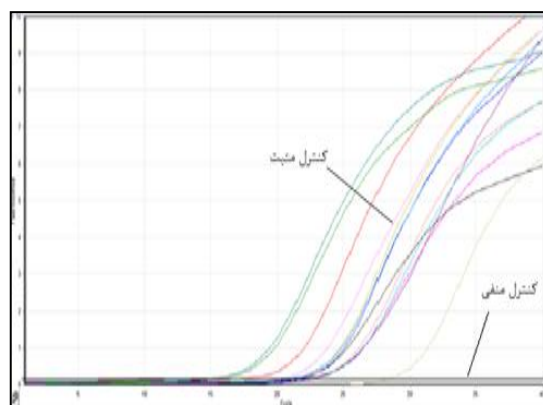
جدول ۱- شرایط دمایی و زمانی واکنش Real time PCR

مرحله	دما و زمان مورد استفاده
فعال سازی ابتدایی آنزیم	۹۵ درجه سانتی گراد به مدت ۱۵ دقیقه
۴۰ چرخه شامل مراحل زیر	
واسرشت شدن	۹۵ درجه سانتی گراد به مدت ۳۰ ثانیه
اتصال آغازگرها	۵۶ درجه سانتی گراد به مدت ۴۵ ثانیه
بسط ترکیبی	۷۲ درجه سانتی گراد به مدت ۳۰ ثانیه
منحنی ذوب	افزایش دما از ۵۰ درجه تا ۹۹ درجه هر ۵ ثانیه ۱ درجه

نتایج

برای هر دو ژن Cm APX و 18srRNA عمل تکثیر صورت گرفت که نتایج تکثیر برای هر دو ژن به طور جداگانه ذکر می گردد:

شکل ۱- منحنی تکثیر ژن 18s rRNA.

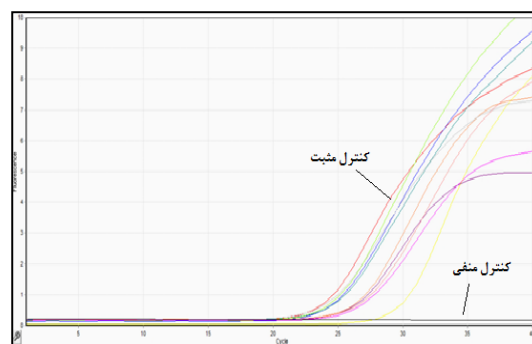


منحنی تغییرات فلورسانت بر حسب دما برای دو ژن Cm APX و 18srRNA نیز رسم شد، کاهش ناگهانی شدت نور فلورسانت برای ژن Cm APX و 18srRNA به ترتیب در دمایی حدود 87°C و 86°C درجه دیده می شود. این موضوع به این معنی است که T_m محصول ژن Cm APX، 86°C و برای ژن 18srRNA، 87°C است.

پس از مشتق گیری از منحنی تغییرات فلورسانس منحنی درجه دومی به دست می آید. در این منحنی هر peak نمایانگر یک محصول است که وجود یک پیک مشترک برای تمامی محصولات نشان دهنده اختصاصی بودن محصول واکنش Real time PCR است.

پس از رسم منحنی استاندارد بازده واکنش برای ژن 18s rRNA و Cm APX محاسبه گردید. بازده واکنش برای ژن 18s rRNA برابر با ۰/۹۹ و میزان R^2 برابر ۰/۹۵، و برای ژن Cm APX برابر با ۰/۹۴ و میزان R^2 برابر ۰/۹۸ به دست آمد.

شکل ۲- منحنی تکثیر ژن Cm APX. در این منحنی شماره سیکل در محور افقی و شدت نور فلورسانت ساطع شده از دستگاه در محور عمودی قرار می گیرد.



جدول ۲- آنالیز بیان ژن Cm APX در توده های خربزه بومی سیستم تحت تیمار با تنش شوری و محلول پاشی با آهن با استفاده از نرم افزار REST 2009

P(H0)	Cm APX ارزیابی نسبی بیان ژن تحت تیمار شوری و محلول پاشی آهن	Cm APX ارزیابی نسبی بیان ژن تحت تیمار شوری	توده/سطح شوری
0.073 ^{ns}	3.75	3.05	سفیدک/۳۵۰ میلی مولار
0.023 [*]	4.36	3.15	سفیدک/۲۵۰ میلی مولار
0.046 [*]	4.91	4.47	قندک/۳۵۰ میلی مولار
0.033 [*]	6.88	6.39	قندک/۲۵۰ میلی مولار
0.049 [*]	1.52	0.72	خط دار/۳۵۰ میلی مولار
0.08 ^{ns}	3.34	2.81	خط دار/۲۵۰ میلی مولار

^{ns}، * به ترتیب نشان دهنده تفاوت معنی دار در سطح آماری ۵٪ و عدم معنی داری است.

^{**} در ارزیابی نسبی، میزان افزایش یا کاهش بیان ژن در هر تیمار به صورت نسبت بیان می شود که در این حالت امکان اندازه گیری میزان بیان ژن در تیمار کنترل وجود ندارد و به عبارت دیگر عدد یک در نظر گرفته می شود

سپس واکنش Real Time PCR، طبق چرخه بیان شده در قسمت مواد و روش ها انجام گرفت.

پس از به دست آوردن Ct هر دو ژن 18srRNA و Cm APX برای تمام نمونه ها، آنالیز با استفاده از نرم افزار REST 2009 (QIAGEN GmbH, December 2009) انجام گرفت.

ژن Cm APX در توده خربزه بومی سفیدک ۳۵۰mM تحت تیمار تنش شوری ۳/۰۵ برابر نمونه شاهد بیان شد و با محلول پاشی آهن بیان این ژن ۳/۷۵ برابر نمونه شاهد افزایش یافت که نسبت به شرایط تحت تنش افزایش بیان داشته است اما در سطح ۵٪ معنی دار نشد. ژن Cm APX در این توده در سطح شوری ۲۵۰mM، ۳/۱۵ برابر نمونه شاهد بیان شده است و با محلول پاشی آهن ۴/۳۶ برابر نمونه شاهد رسید و در سطح ۵٪ معنی دار بود. در توده قندک بین سطح تظاهر ژن Cm APX تحت حالات تنش شوری و کنترل تفاوت قابل ملاحظه ای وجود داشت. با استعمال آهن به صورت محلول پاشی در سطح ۳۵۰ میلی مولار از ۴/۴۷ به ۴/۹۱ برابر نمونه شاهد و در سطح ۲۵۰ میلی مولار از ۶/۳۹ به ۶/۸۸ برابر نمونه شاهد رسید و تفاوت هر دو تیمار شوری (۲۵۰mM، ۳۵۰mM) نسبت به نمونه شاهد در سطح ۵٪ معنی دار شد؛ به علاوه بیان ژن Cm APX در این توده نسبت به دیگر توده های مورد آزمایش افزایش بیش تری نشان داد. بیان ژن Cm APX در توده خط دار در سطح شوری ۲۵۰ mM، ۲/۸۱ برابر نمونه شاهد بیان شد که در سطح ۵٪ معنی دار نشد و با محلول پاشی آهن به صورت برگری تا ۳/۴۳ برابر نمونه شاهد رسید و در سطح ۵٪ معنی دار بود اما توده خطدار نسبت به دیگر توده های مورد مطالعه نسبت به شوری در سطح ۳۵۰ میلی مولار حساس بود با محلول پاشی آهن میزان ژن Cm APX را در این توده افزایش یافت. بنابراین می توان به این نتیجه رسید که با استعمال آهن در همه توده ها و در همه سطوح شوری بیان ژن Cm APX افزایش یافت و در تحمل به گیاه در شرایط شوری نقش مؤثری دارد (جدول ۲).

بحث

در شرایط رشد طبیعی تولید ROS در سلول های گیاهی بسیار اندک است اما تحت شرایط تنش زنده و غیر زنده مانند شوری بالا هموستازی سلولی مختل شده و منجر به تولید ROS در سطح به نسبت بالایی می گردد (۲۲). رادیکال های آزاد اکسیژن می توانند خسارت زیادی به ماکرومولکول های حیاتی از قبیل

دنا توره کردن پروتئین، موتاسیون DNA و پراکسیداسیون لیپیدها وارد کنند. گیاهان دو نوع مکانیسم دفاعی آنزیمی و غیر آنزیمی برای پاک سازی ROS تولید شده در شرایط تنش دارند (۹). به هر حال ROS تولید شده می تواند توسط مکانیسم غیر آنزیمی مانند آسکوربات پراکسیداز پاک سازی شود. آسکوربات پراکسیداز (APX) در تنظیم مرگ سلولی، پیری گل ها، واکنش در مقابل حمله پاتوژن و حفاظت در برابر گرما، سرما، شوری، خشکی، اشعه UV، شدت نور خورشید و غیره دخالت دارد (۱۴، ۲۰).

نتایج آزمایش های متعدد نشان داده که مصرف عناصر کم مصرف، اثرهای تنش های محیطی از قبیل تنش خشکی و شوری را کاهش می دهند (۳۷)، زیرا عناصر کم مصرف مانند آهن، روی، مس، منیزیم و منگنز، نقش مهمی را به عنوان کوفاکتور در ساختمان تعدادی از آنزیم های آنتی اکسیدان ایفا می کنند. بنابراین هنگامی که گیاهان با کمبود این عناصر مواجه باشند، فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدانی کاهش می یابد و حساسیت به تنش های محیطی افزایش می یابد (۷).

مطالعه های کمی جهت ارزیابی ارتباط موجود بین عناصر غذایی و مکانیسم های دفاعی در گیاهان وجود دارد. در آفتابگردان، افزایش سطح H_2O_2 و در نتیجه کاهش APX، POX و SOD به عنوان پیامد کمبود آهن مورد بررسی قرار گرفته است (۲۹). هم چنین مطالعه های صورت گرفته بر روی چندین گونه گیاهی از قبیل خیار، چغندر قند و ذرت نشان می دهد که آنزیم های آنتی اکسیدانت تحت شرایط کمبود کاهش یافته اند (۲۹، ۳۲، ۳۷، ۳۸).

علی رغم اهمیت آهن در ایجاد تنش اکسیداتیو و تغییر فعالیت آنزیم های آنتی اکسیدانت، گزارش های زیادی در این ارتباط در گیاه خربزه وجود ندارد. شواهد اخیر در گیاهان نشان می دهد که آهن می تواند منجر به پاسخ های اکسیداتیو گردد. در بررسی محلول پاشی آهن در گندم، آسکوربات پراکسیداز به عنوان آنزیم آنتی اکسیدان افزایش یافته و در تحمل این گیاه به شرایط تنش نقش مؤثری داشته است (۳). در آزمایشی محلول پاشی آهن در *Nicotiana plumbaginifolia* به افزایش کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز در برگ این گیاه منجر شده است (۱۸).

آهن در بخش هولو آنزیم APX مورد نیاز است بنابراین می تواند در افزایش فعالیت و بیان این آنزیم نقش مؤثری داشته باشد و باعث تجمع mRNA ژن آسکوربات پراکسیداز گردد. نتایج ما در این مطالعه نیز نشان داده است که بیان ژن آسکوربات پراکسیداز با استعمال آهن به صورت محلول پاشی

قندک به عنوان رقم مقاوم و رقم خطدار به عنوان رقم حساس به شوری هستند.

سپاسگزاری

بدین وسیله از همکاری صمیمانه آقای داود نادری و سرکار خانم صالحه نادری و پژوهشکده زیست فناوری کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه زابل (بیوسنتر) تقدیر و تشکر می گردد.

باعث تجمع mRNA این ژن در توده های خربزه بومی سیستان شده است. بیان آسکوربات پراکسیداز به عنوان یکی از آنزیم های شرکت کننده در مهار گونه های اکسیژن فعال، وابسته به آهن عمل می کند (۳۶). در آزمایشی توسط Pekker و همکاران (۲۰۰۲) محلول پاشی آهن باعث فعال شدن ژن APX در لوبیا گردید. در بررسی دیگری توسط Vansuyt و همکاران (۱۹۹۷) با استعمال آهن در کلزا *Brassica napus* بیان ژن APX افزایش پیدا کرد؛ مشابه نتایجی است که در این مطالعه به دست آورده شده است. همچنین آهن در گیاه *Nicotiana plumbaginifolia* باعث افزایش بیان ژن APX گردید (۱۸).

ایشی کاوا و همکاران (۱۷) گزارش کرده اند که کمبود آهن منجر به کاهش کلی آسکوربات پراکسیداز سیتوزولی، در جلبک اوگلنا می شود. رادتکه و همکاران (۲۷) نیز گزارش دادند که برخی از سلول های گیاه اوگلنا که کمبود آهن دارند، نمی توانند در حضور ۱۰۰ میلی مولار پراکسید هیدروژن نمو یابند، در حالی که سلول های دارای مقدار کافی آهن، نسبت به پراکسید هیدروژن، از خود تحمل نشان دادند. بنابراین به نظر می رسد که فراوانی آهن در سلول، آسکوربات پراکسیداز را در اوگلنا کنترل می کند. Ramirez و همکاران نیز گزارش کردند که آهن باعث افزایش APX و GSH در گیاه آرابیدوپسیس می گردد (۲۸). با توجه به نتایج حاصل از آزمایش حاضر، به نظر می رسد که استعمال آهن به صورت محلول پاشی در توده های خربزه بومی مورد بررسی، در شرایط تنش شوری، باعث افزایش میزان بیان ژن آنزیم آسکوربات پراکسیداز در خربزه می شود. بنابراین افزایش بیان ژن APX در اثر محلول پاشی آهن، به خصوص در شرایط تنش شوری، می تواند موجب حفظ و پایداری غشاهای سلولی و افزایش توان ظرفیت سیستم فتوسنتزی گیاه شود، زیرا از این طریق می توانند صدمات ناشی از تنش اکسیداتیو را کاهش داده که نتیجه آن، افزایش عملکرد است (۳۶).

نتیجه گیری

نتایج بیانگر این نکته است که محلول پاشی آهن در افزایش بیان ژن Cm APX در توده های خربزه بومی سیستان تحت تنش شوری مؤثر است. در واقع با مصرف عنصر کم مصرف آهن، قدرت دفاعی گیاه خربزه به تنش شوری افزایش یافت. میزان افزایش بیان ژن Cm APX مؤید این نکته است که رقم

منابع

1. Ali Ahmadi H, Rostami H, Jahani A. Cultivation of Melons in Hamoon Lake, 2008, https://www.civilica.com/Paper-ICWC01/ICWC01_040.html
2. Agarwal S and V Pandey. Antioxidant enzyme responses to NaCl stress in *Cassia angustifolia*. - Biol. Plant, 2004; 48: 555-560.
3. Alscher RG, Erturk N and Heath LS. Role of superoxide dismutase in controlling oxidative stress in plants. J. Exp. Bot, 2002; 53 (372): 1331-1341.
4. Asada K. The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygen and dissipation of excess photons. Ann. Rev Plant Physiol. Plant Mol. Biol, 1999; 50: 601-639.
5. Cakmak I. Possible roles of zinc in protecting plant cells from damage by reactive oxygen species. New Phycologist, 2000; 146: 185-205.
6. Cavalcanti FR, Oliveira JT, Martins-Miranda A, Viegas AS and Silveira RA. Superoxide dismutase, catalase and peroxidase activities do not confer protection against oxidative damage in salt stressed cowpea leaves. New Phytol, 2004; 163: 563-71.
7. Corpas FJ, Sandalio LM, Del Rio LA and Trelease RN. Copper-zinc superoxide dismutase is a constituent enzyme of the matrix of peroxisomes in the cotyledons of oilseed plants. New Phytol, 1998; 138: 307-314
8. Cramer GR, Lauchl J, Lauchl A and Epstein E. Influx of Na, K and Ca into roots of salt stressed cotton seedlings: Effects of Supplemental Ca. Plant Physiology, 1987; 83: 510-516.
9. Dat J, Vandenabeele S, Vranova E, Van Montagu M, Inze D and Van Breusegem F. Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. Cell. Mol. Life Sci, 2000; 57: 779-795.
10. De Carvalho MHC. Drought stress and reactive oxygen species. Plant Signal Behav, 2008; 3(3): 156-165.
11. El-Fouly MM, Mobarak ZM and Salama ZA. Micronutrients (Fe, Mn, Zn) foliar spray for increasing salinity tolerance in wheat *Triticum aestivum* L. African J. Plant Science, 2010; 5: 314-322.
12. Emadi SS. Iron Nutrition Effect in Hydroponic Culture on the Response of Sunflower to Salinity. M. Sc. Thesis, Isfahan University of Technology, 2010, Isfahan (In Farsi).
13. Fathi AR, Zahedi M and Torabian SH. Effect of iron and zinc nanoparticle spraying on the activity of some antioxidant enzymes of wheat under salt stress. 2012. https://www.civilica.com/Paper-SDCONF01-SDCONF01_0363.html
14. Foyer CH, Noctor G. Ascorbate and glutathione: the heart of the redox hub. Plant Physiology, 2011; 155: 2-18.
15. Gueta-Dahan Y, Yaniv Z, Zilinskas BA and Ben-Hayyim G. Salt and oxidative stress: similar and specific responses and their relation to salt tolerance in Citrus. Planta, 1997; 203: 460-469
16. Hoagland DR and Arnon DI. The water culture method for growing plant without soil. California Agricultural Experiment Station Circular, 1950; 347:32-33.
17. Ishikawa T, Takeda T, Shigeoka S, Hirayama O and Mitsunaga T. Requirement for iron and its effect on ascorbate peroxidase in *Euglena gracilis*, Plant Sci, 1993; 93: 25-29.
18. Kampfenkel K, Van Montagu M and Inze D. Plant Physiol, 1995; 107: 725-735.
19. Karimi, H. 1996. Crops. University of Esfahan Publication.
20. Linster CL and Clarke SG. l-Ascorbate biosynthesis in higher plants: the role of VTC2. Trends in Plant Science, 2008; 13: 567-73.
21. Marschner H. Mineral nutrition of higher plants. 2nd Academic Press, 1995, Ltd. London
22. Mittler R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends Plant Sci, 2002; 7: 405-409.
23. Owens S. Salt of the earth. genetic engineering may help to reclaim agriculture land use to Stalinization. EMBO Reports, 2001; 2: 877-879.
24. Pekker I, Tel-Or E and Mittler R. Reactive oxygen intermediates and glutathione regulate the expression of cytosolic ascorbate peroxidase during iron-mediated oxidative stress in bean. Plant Mol Biol, 2002; 49: 429-438
25. Pfaffl MW, Horgan GW and Dempfle L. Relative expression software tool (REST) for group-wise comparison and statistical analysis of relative expression results in realtime PCR. Nucleic Acids Research, 2002; 30: 36-46.

26. Pfaffl MW. Relative quantification in: Real-time PCR, Dorak MT (ed). Taylor and Francis Group, 2007, UK.
27. Radtke K, Byrnes RW, Kerrigan P, Antholine WE and Petering DH. Requirement for endogenous iron cytotoxicity caused by hydrogen peroxide in *Euglena gracilis*. Mar. Environ. Res, 1992; 34: 339-343.
28. Ramirez L, Guillermo Bartoli C and Lamattina L. Glutathione and ascorbic acid protect Arabidopsis plants against detrimental effects of iron deficiency. J. Experimental Botany, 2013; 10: 1-10.
29. Ranieri A, Castagna A, Baldan B and Soldatini GF. Iron deficiency differently affects peroxidase isoforms in sunflower. J. Experimental Botany, 2001; 52: 25-35.
30. Rao MV, Paliyath G and Ormerod DP. Ultraviolet-B- and ozone induced biochemical changes in antioxidant enzymes of Arabidopsis thaliana. Plant Physiology, 1996; 110:125-136.
31. Shigeoka S, Ishikawa T, Tamoi M, Miyagawa Y, Takeda T and Yabuta Y. Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzymes. J. Exp. Bot, 2002; 53: 1305-1319.
32. Sun B, Jing Y, Chen K, Song L, Chen F and Zhang L. Protective effect of nitric oxide on iron deficiency-induced oxidative stress in maize (*Zea mays*). J. Plant Physiology, 2007; 164, 536-543.
33. Swiader, J. M. Micronutrient fertilizer recommendation for vegetable crop, Horticulture facts, 2000; pp: 21-35.
34. Torabian SH and Zahedi M. Effects of Foliar Application of Common and Nano-sized of Iron Sulphate on the Growth of Sunflower Cultivars under Salinity. Iran J of Fie Cro Sci. 2013; 44: 109-118.
35. Tsuji N, Kamagata C, Furuya M, Kobayashi D, Yagihashi A and Morita T. Selection of an internal control gene for quantitation of mRNA in colonic tissues. Anticancer Research, 2002; 22: 4173-4178.
36. Vansuyt G, Lopez F, Inze D, Briat JF and Fourcroy P. Iron triggers a rapid induction of ascorbate peroxidase gene expression in Brassica napus. FEBS Letters, 1997; 410: 195-200.
37. Wang SH, Yang ZM, Yang H, Lu B, Li SQ and Lu YP. Copper-induced stress and antioxidative responses in roots of Brassica juncea. Bot. Bull. Academia Sinica, 2004; 45: 203-212.
38. Zaharieva T, Gogorcena Y and Abadia J. Dynamics of metabolic responses to iron deficiency in sugar beet roots. Plant Science, 2004; 166: 1045-1050.
39. Zaharieva TB and Abadia J. Iron deficiency enhances the levels of ascorbate, glutathione, and related enzymes in sugar beet roots. Protoplasma, 2003; 221: 269-275.