نشریه علمی پژوهشی دانش کشاورزی و تولید پایدار
جلد ۳۴ شماره ۲ / تابستان ۱۴۰۳/ صفحات ۳۵۳-۳۳۵

Effects of Foliar Application of Salicylic Acid and Kinetin on Physiological Responses, Yield and Its components in Soybean plants at Different Levels of Salt Stress

Javid Kardan[1], Reza Amirnia[2], Mahdi Ghiyasi[3*], Leila Sharifi[4]

Received: 06 February 2024 Accepted: 04 July 2024
1-Dept. of Plant Production and Genetics, Faculty of Agriculture, Urmia University, Iran.
2- Prof., Dept. of Plant Production and Genetics, Faculty of Agriculture, Urmia University, Iran.
3- Assoc. Prof., Dept. of Plant Production and Genetics, Faculty of Agriculture, Urmia University, Iran.
4-Computer Engineering Dept, Electrical and Computer Faculty, Urmia University, Iran.
*Corresponding Author Email: m.ghiasi@urmia.ac.ir

Abstract
Background and Objective: This research was undertaken to assess the impact of kinetin (Kin) and salicylic acid (SA) on yield and its components in soybean plants by reducing ionic, osmotic and oxidative stresses at different levels of salinity.

Materials and Methods: The experiment with factorial arrangements based on randomized complete block design with three replications were conducted at the research greenhouse of Urmia University. The investigated factors included salinity (0, 4, 7 and 10 dS/m) and growth regulators (50 µM kinetin and 1 mM salicylic acid). 20 soybean seeds (cultivar M7) were planted at a depth of 3 cm in each pot containing 1 kg of perlite. Growth regulators were sprayed in the vegetative and reproductive stages. One week after the final treatment, tests were performed.

Results: Salinity increased the contents of roots and leaves sodium, the amount of H_2O_2 and malondialdehyde, the activities of catalase, ascorbate peroxidase, superoxide dismutase, α-tocopherol, the contents of soluble sugars and proline of soybean leaves, but decreased potassium, calcium and magnesium ions, chlorophylls content, leaf area index, membrane stability index, leaf relative water content, number of pods per plant, number of seeds per plant, 100-seed weight, seed yield, biological yield and harvest index. Foliar spray of growth regulators, especially Kin + SA, reduced sodium content, H_2O_2, malondialdehyde and proline content, while enhancing potassium, calcium and magnesium ions, chlorophylls content, leaf area index, antioxidants activities, membrane stability index, soluble sugars and leaf relative water content. Kin + SA treatment also led to considerable improvements in seed yield (39%), biological yield (18.51%) and harvest index (18.16%) of soybean plants by increasing the number of pods per plant, the number of seeds per plant and the 100-seed weight.

Conclusion: Foliar application of growth regulators under salt stress, especially Kin+ SA, increased the growth, seed yield and its components in soybean plants through reducing ionic toxicity and improving antioxidants activities.

Keywords: Antioxidants, Cytokinin, Salicylic Acid, Salt Toxicity

DOI: 10.22034/SAPS.2024.60335.3178

اثرات محلول‌پاشی سالیسیلیک اسید و کینتین بر واکنش‌های فیزیولوژیکی، اجزای عملکرد و عملکرد دانه سویا در سطوح مختلف تنش شوری

جاوید کاردان[۱]، رضا امیرنیا[۲]، مهدی قیاسی[۳*]، لیلا شریفی[۴]

تاریخ دریافت: ۱۴۰۲/۱۱/۱۷ تاریخ پذیرش: ۱۴۰۳/۴/۱۴

۱- دانشجوی دکتری تخصصی رشته آگروتکنووژی، گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشگاه ارومیه
۲- استاد گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشگاه ارومیه
۳- دانشیار گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشگاه ارومیه
۴- استادیار گروه مهندسی کامپیوتر، دانشکده برق و کامپیوتر دانشگاه ارومیه
*مسئول مکاتبه : Email: m.ghiasi@urmia.ac.ir

چکیده

اهداف: این تحقیق به منظور بررسی تأثیر کینتین (Kin) و سالیسیلیک اسید (SA) بر اجزای عملکرد و عملکرد دانه گیاهان سویا از طریق کاهش تنش‌های یونی، اسمزی و اکسیداتیو در سطوح مختلف شوری انجام شد.

مواد و روش‌ها: آزمایش در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه ارومیه بر اساس طرح فاکتوریل بر پایه بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار انجام شد. فاکتورهای مورد بررسی شامل شوری (۰، ۴، ۷ و ۱۰ دسی زیمنس بر متر) و مواد تنظیم کننده رشد (۵۰ میکرومولار کینتین و ۱ میلی‌مولار سالیسیلیک اسید) بودند. تعداد ۲۰ عدد بذر رقم M7 در عمق ۳ سانتی‌متری هر گلدان حاوی یک کیلوگرم پرلیت کاشته شدند. محلول‌پاشی مواد تنظیم کننده رشد در مرحله رشد رویشی و زایشی انجام گرفت. یک هفته پس از تیمار نهایی آزمایشات انجام گرفتند.

یافته‌ها: تنش شوری محتوای سدیم ریشه‌ها و برگ‌ها، مقدار پراکسید هیدروژن و مالون‌دی‌آلدئید، فعالیت کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، سوپراکسید دیسموتاز، آلفا-توکوفرول و محتوای قندهای محلول و پرولین برگ گیاهان سویا را افزایش داد. این در حالی است که محتوای یون‌های پتاسیم، کلسیم و منیزیم، محتوای کلروفیل، شاخص سطح برگ، شاخص پایداری غشا، محتوای نسبی آب برگ، تعداد نیام در بوته، تعداد دانه در بوته، وزن صد دانه، عملکرد دانه، عملکرد بیولوژیکی و شاخص برداشت را کاهش داد. تنظیم کننده‌های رشد، بخصوص Kin+ SA، سبب کاهش محتوای سدیم ریشه‌ها و برگ‌ها، مقدار پراکسید هیدروژن، مالون‌دی‌آلدئید و پرولین برگ شدند، در حالیکه محتوای یون‌های پتاسیم، کلسیم و منیزیم، محتوای کلروفیل، شاخص سطح برگ، فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها، شاخص پایداری غشا، مقدار قندهای محلول و محتوای نسبی آب برگ را بهبود بخشیدند. Kin+ SA همچنین از طریق افزایش تعداد نیام در بوته، تعداد دانه در بوته و وزن صد دانه به افزایش قابل توجه عملکرد دانه (۳۹ درصد)، عملکرد بیولوژیکی (۱۸/۵۱ درصد) و شاخص برداشت (۱۸/۱۶ درصد) گیاهان سویا منجر گردید.

نتیجه‌گیری: محلول‌پاشی مواد تنظیم کننده رشد، بخصوص Kin+ SA، از طریق کاهش سمیت یونی و بهبود فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها، به افزایش رشد، اجزای عملکرد و عملکرد دانه در گیاهان سویا تحت تنش شوری منجر گردید.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدان‌ها، سالیسیلیک اسید، سیتوکینین، ، سمیت نمک

مقدمه

دانه سویا (*Glycine max*) منبع مهم روغن و پروتئین با کیفیت بالا برای مصرف انسان است (قاسمی گلعذانی و فرهنگی آبریز ۲۰۱۸). این گیاه به شوری خاک بسیار حساس بوده و به عنوان یک گیاه گلیکوفیت در نظر گرفته می‌شود. تولید سویا توسط تنش‌های محیطی مانند شوری خاک محدود می‌شود (پویانگ و همکاران ۲۰۱۵). تنش شوری با اعمال تنش اسمزی، سمیت یونی و عدم تعادل عناصر غذایی مانع رشد و نمو گیاهان می‌شود (لین و همکاران ۲۰۱۷). سدیم اضافی در خاک اطراف ریشه جذب مواد مغذی ضروری مانند پتاسیم، کلسیم و منیزیم را از طریق رقابت یا تأثیر بر انتخاب غشاء کاهش می‌دهد (قاسمی گلعذانی و فرهنگی آبریز ۲۰۱۸). پتاسیم به عنوان یک کوفاکتور در فعال کردن آنزیم‌های متعددی نقش دارد (شزربا و همکاران ۲۰۰۹). یون کلسیم یون مهمی است که سبب حفظ یکپارچگی و ساختار دیواره‌های سلولی و غشاها می‌شود و جایگزینی آن با سدیم، یکپارچگی غشاء را مختل می‌کند (کیم و همکاران ۲۰۰۹). منیزیم، یک کاتیون کلیدی برای گیاهان است که در ساختار کلروفیل شرکت می‌کند و کاهش آن در اثر شوری منجر به کاهش رنگدانه‌های فتوسنتزی و سرعت کندتر فتوسنتز می‌شود (جامپیتونگ و بریکس ۲۰۰۹). علاوه بر این، کاهش فتوسنتز ناشی از سمیت یون سدیم، می‌تواند به دلیل کاهش مقدار کلروفیل در نتیجه‌ی مهار سنتز کلروفیل یا افزایش تخریب آن باشد (ردی و وورا ۱۹۸۶). شوری زیاد به افزایش گونه‌های فعال اکسیژن و در نتیجه پراکسیداسیون لیپیدی غشا و تجمع مالون‌دی-آلدئید (MDA) در گیاهان منجر می‌شود (ویکیل و همکاران ۲۰۲۰). گیاهان یک سیستم دفاعی کارآمد شامل آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی (سوپراکسید دیسموتاز: SOD، آسکوربات پراکسیداز: APX، کاتالاز: CAT) و غیر آنزیمی (اسکوربیک اسید، آلفا-توکوفرول) برای کاهش آسیب‌های گونه‌های فعال اکسیژن به کار می‌گیرند (سوئی و همکاران ۲۰۱۵). علاوه بر این، گیاهان قادر به تولید انواع مختلف املاح سازگار مانند پرولین، گلیسین بتائین، پروتئین‌ها و کربوهیدرات‌های محلول هستند که می‌توانند به گیاهان در حفظ تعادل اسمزی خود کمک کنند (فرهنگی آبریز و ترابیان ۲۰۱۷). تأثیر منفی تنش شوری بر پارامترهای رشدی گیاه و در نهایت بر عملکرد دانه را می‌توان با کاربرد مواد تنظیم کننده رشد گیاهی مانند سیتوکینین‌ها و سالیسیلیک اسید کاهش داد.

سالیسیلیک اسید یک تنظیم کننده رشد گیاهی با ماهیت فنلی است که مقاومت گیاه را در برابر تنش‌های زنده و غیر زنده افزایش می‌دهد. این تنظیم کننده رشد گیاهی مسئول تنظیم بسیاری از فرآیندهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی در گیاهان است (خان و همکاران ۲۰۱۴). سالیسیلیک اسید همچنین با مهار پراکسیداسیون لیپیدی از طریق افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، به ثبات غشای سلولی منجر می‌گردد (سامع اندابجدید و همکاران ۲۰۱۸). سیتوکینین‌ها نقش مهمی در به تعویق انداختن پیری و افزایش رشد گیاه تحت تنش‌های مختلف دارند. علاوه بر این، سیتوکینین‌ها می‌توانند موجب ترمیم گیاهان پس از تنش شوند. مقدار کافی سیتوکینین تبدیل اتیوپلاست‌ها به کلروپلاست را تحریک می‌کند. این فرآیند با افزایش غلظت متابولیت‌های درگیر در بیوسنتز تتراپیرول کلروفیل همراه است (یارونسکایا و همکاران ۲۰۰۶). کاربرد خارجی ۶-بنزیل‌آمینوپورین در گندم منجر به بهبود پارامترهای رشدی مختلف از جمله شاخص پایداری غشا، رنگدانه های فتوسنتزی و شاخص پایداری کلروفیل در شرایط کم آبی شد (کوماری و همکاران ۲۰۱۸).

کاربرد تنظیم کننده‌های رشد تحت تنش شوری می-تواند از جنبه کشاورزی پایدار نیز اهمیت داشته باشد. بدین ترتیب که تنظیم کننده‌های رشد از طریق افزایش رشد گیاه، بهبود کارایی جذب عناصر غذایی و افزایش تحمل تنش شوری از تلفات شدید محصول، ناشی از تنش شوری، جلوگیری می‌کنند. در واقع، تنظیم کننده‌های رشد از طریق تضمین عملکرد قابل قبول تحت شرایط نامساعد محیطی نقش مهمی در کشاورزی پایدار ایفا می‌کنند. این تحقیق با هدف بررسی تأثیر محلول‌پاشی کینتین (نوعی

سیتوکینین) و سالیسیلیک اسید بر کاهش تنش‌های یونی، اسمزی و اکسیداتیو ناشی از سمیت نمک در گیاهان سویا انجام شد.

مواد و روش‌ها

شرایط آزمایش: این آزمایش در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه ارومیه بر اساس طرح فاکتوریل بر پایه بلوک-های کامل تصادفی با سه تکرار انجام شد. هدف از این مطالعه بررسی تأثیر ۵۰ میکرومولار سیتوکینین (کینتین: Kin) و ۱ میلی‌مولار سالیسیلیک اسید (SA) بر کاهش سمیت نمک در گیاهان سویا تحت سطوح مختلف کلرید سدیم (۰، ۴، ۷ و ۱۰ دسی زیمنس بر متر) بود. هر گلدان با یک کیلوگرم پرلیت پر شد و ۲۰ عدد بذر رقم M7 در عمق ۳ سانتی‌متری کاشته شدند. گلدان‌ها در یک گلخانه شیشه‌ای با میانگین دمای گلخانه ۲۸-۲۶ درجه سانتیگراد و در معرض نور طبیعی قرار گرفتند. گیاهچه-ها پس از استقرار تنک شده و در هر گلدان ۱۰ بوته نگه داشته شد. تأمین نیاز غذایی گیاهچه‌های سویا با استفاده از محلول غذایی هوگلند با هدایت الکتریکی ۱/۳ دسی-زیمنس بر متر و با اسیدیته ۶/۵ تا ۷ انجام شد. برای جلوگیری از افزایش میزان شوری بر اثر محلول غذایی هوگلند، گلدان‌ها هر ۳۰ روز یکبار با آب شهری شسته شده و دوباره تیمارهای شوری اعمال گردیدند. محلول-پاشی مواد تنظیم کننده رشد در یک مرحله رشد رویشی (V_3) و یک مرحله زایشی (R_2) انجام گرفت. یک هفته پس از تیمار نهایی، از هر گلدان یک گیاه برای آزمایشات آزمایشگاهی برداشت شد.

محتوای کاتیون‌ها: حدود ۱۰۰ میلی‌گرم از برگ‌ها و ریشه‌های خشک گیاهان سویا در در دمای ۵۵۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۷ ساعت خشک شدند. سپس مواد پودر شده در 5 M HNO3 در ۲۵ درجه سانتیگراد به مدت ۲۴ ساعت هضم شدند. سپس نمونه‌ها به ۱۲۰ درجه سانتیگراد منتقل شده و به مدت یک ساعت در این دما نگه داشته شدند. نمونه‌های هضم شده با ۵۰ میلی‌لیتر آب دوبار تقطیر پر شدند و مقدار کاتیون‌ها (بر حسب میلی-گرم در گرم وزن خشک) توسط یک اسپکتروفوتومتر جذب اتمی اندازه‌گیری شد (وسترمن ۱۹۹۰).

تعیین محتوای کلروفیل: نمونه‌های برگی در استون ۱۰۰ درصد هضم گردیدند و سپس به مدت ۲۴ ساعت در یخچال و شرایط تاریکی نگه‌داشته شدند. به ازای هر ۱۰۰ میلی‌گرم نمونه، ۵ میلی‌لیتر بافر استخراج استفاده شد و تمامی مراحل استخراج، به منظور جلوگیری از تخریب در دمای ۴ درجهٔ سانتی‌گراد انجام گرفت. به وسیلهٔ اسپکتروفوتومتر (Analytikjena Spekol 1500)، جذب کلروفیل در طول موج‌های ۶۶۳ و ۶۴۵ نانومتر قرائت شد. محتوای کلروفیـل‌های a و b بر اساس معادله‌های زیر محاسبه گردید (آرنون ۱۹۴۹).

$$\text{Chlorophyll a} = (11.75\, A_{663} - 2.35\, A_{645}) \times 1000$$
$$\text{Chlorophyll b} = (18.61\, A_{645} - 3.96\, A_{663}) \times 1000$$

شاخص سطح برگ (LAI): سطح برگ گیاهان سویا توسط دستگاه سطح برگ سنج (LI-3100, LI-COR, Inc., Lincoln, NE, USA) اندازه‌گیری و ثبت شد. سپس با توجه به سطح گلدان شاخص سطح برگ محاسبه گردید (قاسمی گلعذانی و همکاران ۲۰۱۸).

مقدار پراکسید هیدروژن (H_2O_2) و مالون‌دی‌آلدئید (MDA): مقدار H_2O_2 از طریق همگن‌سازی یک گرم ماده گیاهی در ۵ میلی‌لیتر تری‌کلرواستیک اسید در ۴ درجه سانتیگراد و سانتریفیوژ در ۱۲۰۰۰ دور به مدت ۱۰ دقیقه استخراج گردید. ۰/۵ میلی‌لیتر از مایع رویی حاصل به ۰/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات و ۱ میلی‌لیتر از پتاسیم یدید یک مولار اضافه شد. مقدار جذب در ۳۹۰ نانومتر خوانش گردید (هسو و کائو ۲۰۰۷).

میزان پراکسیداسیون لیپیدی از مقدار مالون‌دی‌آلدئید تشکیل شده در محلول واکنشی محاسبه شد. برای استخراج عصارهٔ گیاهی از محلول تری‌کلرواستیک‌اسید استفاده شد. سپس عصاره حاصل در ۱۰۰۰ دور به مدت ۲۰ دقیقه سانتریفیوژ گردید. عصاره و محلول تری‌کلرواستیک‌اسید حاوی تیوباربیتوریک‌اسید به نسبت ۱ به ۳ در داخل لوله‌های آزمایش ریخته شد. محلول در ۹۸ درجه سانتی‌گراد به مدت ۱۰ دقیقه در حمام آب گرم قرار گرفته و به سرعت روی یخ سرد گردید. سپس شدت جذب نور در طول موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد. جذب سایر رنگیزه‌های غیر اختصاصی در ۶۰۰ نانومتر خوانده شد و از این مقدار کسر گردید (ککمک و هورست ۱۹۹۱).

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان: محلول واکنش شامل آب اکسیژنه ۳۰ میلی‌مولار، بافر فسفات ۵۰ میلی-مولار با اسیدیته ۷ و ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. میزان فعالیت کاتالاز به وسیله کاهش جذب آب اکسیژنه در ۲۴۰ نانومتر تعیین شد (ایبی ۱۹۸۴).

برای سنجش فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز (APX) محلول واکنش شامل پتاسیم فسفات ۵۰ میلی-مولار، EDTA ۰/۲ میلی‌مولار، آسکوربیک اسید ۰/۵ میلی‌مولار، پراکسید هیدروژن ۲ درصد و ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. اکسیداسیون آسکوربیک اسید با کاهش جذب در ۲۹۰ نانومتر دنبال شد. فعالیت آنزیم با استفاده از ضریب خاموشی آسکوربیک اسید ($2.8\ mM^{-1}cm^{-1}$) محاسبه شد (ناکانو و آسادا ۱۹۸۱).

اساس سنجش فعالیت سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، تولید رادیکال سوپراکسید به وسیله فتولیز ریبوفلاوین در محیط واکنش می‌باشد که متعاقباً NBT (Nitro Blue Tetrazolium) را به ترکیب ارغوانی دی-فورمازان احیا می‌کند. فعالیت SOD در عصاره با درصد ممانعت تشکیل رنگ به وسیله آنزیم در محلول واکنش تعریف می‌شود. محلول واکنش شامل بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار، متیونین ۱۳ میلی‌مولار، تترازولیوم ۷۵ میکرومولار، ریبوفلاوین ۲ میکرومولار، EDTA ۰/۱ میلی‌مولار و ۰/۱ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. محلول واکنش در فاصله ۳۰ سانتی‌متری از یک منبع نوری ۴۰ وات قرار داده شد تا واکنش آغاز گردد. یک واحد فعالیت آنزیم به عنوان مقدار آنزیم لازم برای القای ۵۰ درصد ممانعت احیای NBT در ۵۶۰ نانومتر تعریف می‌شود که با نمونه‌های شاهد بدون عصاره آنزیمی مقایسه گردید (گیانوپولیتیس و ریس ۱۹۷۷).

آلفا-توکوفرول: از n-هگزان برای استخراج آلفا-توکوفرول در بافت‌های گیاهی استفاده شد. نمونه‌ها برای آنالیز HPLC آماده شدند. این نمونه‌ها به HPLC (Agilent 1100, Santa Clara, CA, USA) مجهز به ستون Hichrom 5 C18 (25 cm× 4.6mm) در دمای ۴۰ درجه سانتی‌گراد با سرعت جریان ۲ میلی‌لیتر در دقیقه (متانول) تزریق شدند. مقدار آلفا-توکوفرول به صورت میکروگرم بر گرم ماده تر گزارش گردید (کونیالیوقلو و همکاران ۲۰۰۵).

پایداری غشا (MSI): شاخص پایداری غشا با ثبت هدایت الکتریکی بافت‌های برگ در آب مقطر در دمای ۴۰ و ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد تعیین شد. بدین ترتیب که ۰/۱ گرم از نمونه‌های برگ در لوله‌های آزمایشی حاوی ۱۰ میلی لیتر آب مقطر در دو سری قرار داده شد. یک سری به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۴۰ درجه سانتیگراد و دیگری به مدت ۱۰ دقیقه در دمای ۱۰۰ درجه سانتیگراد نگهداری شد و سپس رسانایی الکتریکی آنها (EC_1 و EC_2) ثبت، و در نهایت شاخص پایداری غشا با استفاده از فرمول زیر محاسبه گردید (بلخادی و همکاران ۲۰۱۰):

$$MSI = EC_1 / EC_2 \times 100$$

اسمولیت‌ها: میزان قندهای محلول گیاه با استفاده از روش فنل سولفوریک‌اسید اندازه‌گیری شد. در این روش به ۰/۱ گرم از بافت تازه گیاه ۱۰ میلی‌لیتر اتانول ۷۰ درصد اضافه شد و به مدت یک هفته در یخچال نگهداری گردید. سپس یک میلی‌لیتر از محلول نمونه‌ها برداشته شده و حجم آن با آب مقطر به دو میلی‌لیتر رسانده شد. پس از اضافه کردن یک میلی‌لیتر فنل پنج درصد و پنج میلی‌لیتر سولفوریک‌اسید غلیظ میزان جذب به وسیله اسپکتروفتومتر در طول موج ۴۸۵ نانومتر خوانده شد و در انتها میزان قندهای محلول در هر نمونه با استفاده از منحنی استاندارد گلوکز، که با استفاده از گلوکز خالص رسم شده بود، محاسبه گردید (کوچرت ۱۹۷۸).

برای استخراج و سنجش پرولین آزاد در نمونه‌ها از روش بیتس و همکاران (۱۹۷۳) استفاده شد. استخراج عصارهٔ گیاهی در محلول آبی سولفوسالسیلیک اسید ۳٪ انجام گرفت و به مدت ۵ دقیقه در ۲۰۰۰ دور سانتریفیوژ گردید. برای سنجش پرولین، معرف نین‌هیدرین با حل کردن ۱/۲۵ گرم از آن در ۳۰ میلی‌لیتر اسیداستیک-گلاسیال و ۲۰ میلی‌لیتر اسیدفسفریک ۶ مولار تهیه شد. یک میلی‌لیتر از سوپرناتانت را در لوله آزمایش ریخته و روی آن یک میلی‌لیتر آب مقطر، یک میلی‌لیتر معرف نین-هیدرین و یک میلی‌لیتر استیک‌اسیدگلاسیال اضافه گردید. محلول حاصل پس از هم‌زنی، یک ساعت در حمام آب گرم با دمای ۱۰۰ درجهٔ سانتی‌گراد قرار گرفته و سپس بلافاصله در داخل یخ سرد شده و به دمای اتاق رسانده

شد. به این محلول ۲ میلی‌لیتر تولوئن افزوده گردید و به مدت ۳۰ ثانیه به هم زده شد. در این حالت دو فاز تشکیل شد و پرولین وارد فاز فوقانی رنگی (فاز تولوئن) گردید. همزمان محلول‌های استاندارد پرولین (صفر تا پنج میکرومولار) تهیه شد. فاز فوقانی نمونه‌های گیاهی و محلول‌های استاندارد جدا شده و جذب آن‌ها در طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر اندازه گیری شد.

محتوای نسبی آب برگ (RWC): در تمام تیمارهای آزمایشی نمونه‌برداری از آخرین برگ توسعه یافته انجام و نمونه‌ها بلافاصله درون یخ قرار گرفته و در آزمایشگاه وزن تر آن‌ها با ترازوی دقیق اندازه‌گیری شد. سپس تمامی نمونه‌ها در آب مقطر و در دمای ۴ درجه سانتی-گراد قرار داده شد. بعد از ۲۴ ساعت وزن اشباع برگ‌ها اندازه‌گیری و بعد از آن برگ‌ها به مدت ۲۴ ساعت دیگر در دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد در آون قرار گرفتند و وزن خشک هر کدام اندازه‌گیری شد. با قرار دادن اعداد حاصل از توزین در فرمول زیر محتوای نسبی آب برگ به دست آمد (بار و ودرلی ۱۹۶۲):

$$RWC= F_w – D_w / S_w –D_w \times 100$$

در این رابطه F_w وزن تر برگ بلافاصله بعد از نمونه-برداری، D_w وزن خشک برگ بعد از قرار گرفتن در آون و S_w وزن اشباع برگ بعد از قرار گرفتن در آب مقطر می‌باشد.

اجزای عملکرد و عملکرد دانه: در زمان رسیدگی، دو بوته از هر گلدان برداشت شد و تعداد کل نیام‌های موجود در هر بوته شمارش گردید و سپس میانگین گرفته شد. تعداد دانه‌های موجود در هر نیام نیز از طریق شمارش تعیین شد. برای محاسبه عملکرد بیولوژیکی و عملکرد دانه، بوته‌ها خشک گردیدند تا به وزن ثابت رسیدند. سپس با ترازو وزن شدند. وزن تمام قسمت‌های بوته شامل دانه‌ها، ساقه‌ها و برگ‌ها و ریشه‌ها به عنوان عملکرد بیولوژیکی ثبت گردید. در نهایت شاخص برداشت با استفاده از فرمول زیر محاسبه گردید.

$$HI = SY/ BY \times 100$$

در این رابطه HI شاخص برداشت، SY عملکرد دانه و BY عملکرد بیولوژیکی می‌باشد.

تجزیه و تحلیل آماری: برای تجزیه و تحلیل داده‌ها از نرم‌افزار SPSS 16 استفاده گردید. میانگین‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در $p \leq 0.05$ مقایسه شدند.

نتایج و بحث

محتوای کاتیون‌ها: محتوای سدیم و پتاسیم ریشه و برگ و همچنین کلسیم و منیزیم برگ به طور معنی‌داری تحت تأثیر اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد قرار گرفتند. افزایش شوری منجر به افزایش میزان سدیم و همچنین کاهش میزان پتاسیم ریشه و برگ گردید. محلول‌پاشی مواد تنظیم کننده رشد گی

کینتین + سالیسیلیک اسید (Kin+ SA)، مقدار سدیم ریشه و برگ را به ویژه تحت شرایط شور کاهش داد، در حالیکه مقدار پتاسیم را تحت شرایط شور و غیر شور افزایش داد. کاهش مقدار کلسیم در شوری ۷ و ۱۰ دسی زیمنس بر متر مشهودتر بود. در همه سطوح شور و غیر شور، تیمار Kin+ SA و بعد از آن SA مقدار کلسیم برگ را در مقایسه با شاهد افزایش دادند. Kin اثر معنی‌داری بر مقدار این کاتیون در برگ نشان نداد (جدول ۱). با افزایش شوری مقدار منیزیم برگ نیز دچار کاهش شد. تحت شرایط شور و غیر شور، محلول‌پاشی مواد تنظیم کننده رشد و به ویژه ترکیب آن‌ها مقدار منیزیم برگ را بهبود بخشید (جدول ۱).

کاهش قابل توجه در جذب عناصر غذایی در شرایط شور می‌تواند ناشی از کاهش پتانسیل اسمزی باشد که به عنوان تأثیر ثانویه تنش شوری مطرح شده است (کانتابلا و همکاران ۲۰۱۷). در شرایط شور، سطوح بالای سدیم نه تنها با جذب پتاسیم، کلسیم و منیزیم تداخل می-کند بلکه یکپارچگی غشاهای ریشه را مختل کرده و خاصیت انتخابی آنها را تغییر می‌دهد (اسلما و همکاران ۲۰۱۵). علاوه بر این، تجمع بیش از حد سدیم در بافت‌های گیاهی باعث خروج کاتیون‌های سیتوزولی می‌شود که به عدم تعادل یونی منجر می‌گردد (آهنگر و آگاروال ۲۰۱۷).

به نظر می‌رسد که سیتوکینین در تنظیم پروتئین‌های غشایی دخیل در جذب عناصر نقش دارد (لوپز و همکاران ۲۰۰۵). یکی از این پروتئین‌ها آنتی‌پورتر

جدول ۱- محتوای کاتیون‌ها (میلی‌گرم در گرم وزن خشک) در ریشه و برگ‌های گیاهان سویا در واکنش به تیمارهای شوری (دسی زیمنس بر متر) و مواد تنظیم کننده رشد

شوری	مواد تنظیم کننده رشد	سدیم ریشه	سدیم برگ	پتاسیم ریشه	پتاسیم برگ	کلسیم برگ	منیزیم برگ
۰	شاهد	۸/۴۶ l	۵/۷۶ i	۲۵/۸۰d	۱۹/۰۰ cd	۹/۳۱ c	۵/۷۰ i
	کینتین	۸/۲۶l	۵/۵۶i	۲۶/۳۰c	۱۹/۹۰ c	۹/۱۳ cd	۶/۰۳ h
	سالیسیلیک اسید	۸/۱۳l	۵/۴۳i	۲۸/۸۲b	۲۱/۳۰ b	۱۱/۱۳ b	۸/۳۱ d
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۷/۶۰ lm	۴/۹۰ij	۳۰/۷۲a	۲۳/۲۱ a	۱۲/۰۸ a	۹/۸۵ a
۴	شاهد	۱۰/۷۳h	۷/۹۳g	۱۹/۰۰g	۱۷/۲۹ d	۹/۴۶ c	۵/۵۴ i
	کینتین	۱۰/۱۰i	۷/۳۰h	۲۱/۱۰f	۱۹/۴۵ c	۹/۲۰ c	۶/۰۳ h
	سالیسیلیک اسید	۹/۵۶j	۶/۶۶hi	۲۳/۹۰e	۲۱/۳۰ b	۹/۵۶ c	۷/۰۷ f
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۸/۹۶k	۶/۰۰i	۲۶/۲۱c	۲۳/۷۰ a	۱۱/۹۱ a	۹/۴۵ b
۷	شاهد	۱۳/۶۰e	۱۰/۹۰e	۱۴/۹۰ij	۱۳/۰۱ efg	۶/۳۶ g	۵/۴۴ i
	کینتین	۱۲/۷۶f	۱۰/۱۰f	۱۵/۵۰i	۱۴/۸۶ e	۶/۵۸ g	۵/۵۹ i
	سالیسیلیک اسید	۱۱/۸۳g	۸/۰۶g	۱۷/۴۵h	۱۷/۷۸ d	۷/۴۵ e	۷/۴۷ e
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱۰/۹۳h	۷/۱۳h	۲۱/۱۹f	۱۹/۱۲ c	۹/۱۶ c	۸/۸۷ c
۱۰	شاهد	۱۸/۶۶a	۱۵/۹۰a	۱۰/۷۰j	۹/۵۶ h	۵/۲۶ h	۵/۰۶ j
	کینتین	۱۷/۹۳b	۱۴/۸۶b	۱۱/۱۲j	۱۰/۴۸ g	۵/۳۲ h	۵/۴۳ i
	سالیسیلیک اسید	۱۷/۲۳c	۱۳/۵۰c	۱۶/۱۲i	۱۳/۵۹ ef	۷/۰۲ f	۶/۷۱ g
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱۶/۲۶d	۱۲/۳۰d	۱۸/۰۰h	۱۴/۰۹ e	۸/۵۰ cde	۸/۴۴ d

حروف مختلف در هر ستون نشان دهنده تفاوت معنی دار در $p \leq 0.05$ است.

پتاسیم- سدیم می‌باشد که در شرایط شوری، سدیم را از سلول‌های ریشه خارج و پتاسیم را به آن‌ها وارد می‌کند (مارشنر ۱۹۹۵). افزایش رونویسی HKT (کوترانسپورتر سدیم-پتاسیم) در اثر کاربرد بنزیل آمینوپورین در گیاه چچم، از تجمع زیاد سدیم در برگ‌ها جلوگیری کرد و محتوای پتاسیم را بهبود بخشید (ما و همکاران ۲۰۱۶). افزایش عناصر غذایی توسط سالیسیلیک اسید احتمالاً به دلیل افزایش طول ریشه توسط این تنظیم کننده رشد می‌باشد (قاسمی گلعذانی و سامع اندابجدید ۲۰۲۲). سالیسیلیک اسید با تحت تأثیر قرار دادن عمل بارگیری یون سدیم توسط آوندهای چوبی ریشه، انتقال سدیم از ریشه به قسمت هوایی گیاه را تحت تنش شوری کاهش می‌دهد (سامع اندابجدید و همکاران ۲۰۱۸). سالیسیلیک اسید می‌تواند فعالیت H^+-ATPase را در غشای پلاسمایی (لیو و همکاران ۲۰۰۹) و غشای تونوپلاست ریشه‌ها (قاسمی گلعذانی و فرهنگی آبریز ۲۰۱۸) افزایش دهد. پمپ پروتونی نیرو محرکه لازم را برای Na^+/H^+ فراهم می‌کند که مکانیسم مؤثری در کاهش میزان سدیم و حفظ تعادل یونی سلول‌های گیاهی است.

کلروفیل: تیمارهای شوری و مواد تنظیم کننده رشد اثر متقابل معنی‌داری بر محتوای کلروفیل برگ سویا

نشان دادند. با افزایش تنش شوری، محتوای کلروفیل a و b و کلروفیل کل کاهش یافت. محلول‌پاشی مواد تنظیم کننده رشد مقدار کلروفیل را در مقایسه با شاهد افزایش داد. این افزایش، در شرایط شور و غیر شور، در گیاهان تیمار شده با Kin+ SA بسیار بیشتر بود. از نظر محتوای کلروفیل a، تفاوت آماری معنی‌داری بین گیاهان تیمار شده با مواد تنظیم کننده رشد مختلف مشاهده نگردید (جدول ۲).

جدول ۲- محتوای کلروفیل‌ها (میلی‌گرم در گرم وزن تر) و شاخص سطح برگ گیاهان سویا تحت تأثیر اثرات متقابل شوری (دسی زیمنس بر متر) و مواد تنظیم کننده رشد

شوری	مواد تنظیم کننده رشد	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	شاخص سطح برگ
۰	شاهد	۱/۱۷ c	۰/۵۱ d	۱/۶۳ d	۴/۴۳ e
	کینتین	۱/۴۲ a	۰/۶۲ b	۲/۰۰ b	۴/۹۸ b
	سالیسیلیک اسید	۱/۳۸ ab	۰/۶۰ b	۱/۹۴ c	۴/۸۶ bc
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱/۴۶ a	۰/۶۹ a	۲/۱۰ a	۵/۱۶ a
۴	شاهد	۱/۰۹ d	۰/۴۳ e	۱/۴۷ e	۴/۳۴ e
	کینتین	۱/۲۳ c	۰/۴۸ d	۱/۶۶ d	۴/۷۶ c
	سالیسیلیک اسید	۱/۳۵ abc	۰/۵۵ c	۱/۸۵ cd	۴/۶۶ d
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱/۳۵ abc	۰/۵۹ bc	۱/۸۹ c	۴/۹۲ b
۷	شاهد	۰/۹۰ e	۰/۳۲ g	۱/۱۷ h	۳/۶۷ h
	کینتین	۰/۹۹ de	۰/۳۶ f	۱/۳۰ g	۴/۰۷ g
	سالیسیلیک اسید	۱/۱۲ d	۰/۴۳ e	۱/۵۰ e	۳/۹۷ g
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱/۲۱ c	۰/۵۰ d	۱/۶۶ d	۴/۲۱ f
۱۰	شاهد	۰/۷۹ f	۰/۲۶ gh	۱/۰۰ j	۳/۲۶ j
	کینتین	۰/۸۵ ef	۰/۲۸ gh	۱/۰۸ i	۳/۴۱ i
	سالیسیلیک اسید	۰/۹۳ e	۰/۳۱ g	۱/۲۰ h	۳/۶۳ hi
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۱/۰۴de	۰/۳۸f	۱/۳۷f	۳/۷۶h

حروف مختلف در هر ستون نشان دهنده تفاوت معنی دار در $p \leq 0.05$ است

تجمـع یون‌های سدیم و کاهش یون‌های پتاسیم، کلسیم و منیزیم در برگ‌های گیاهان سویا در شرایط تنش شوری (جدول ۱) بر محتوای کلروفیل اثر منفی داشت. افزایش تخریب رنگدانه‌ها و یا کاهش ساخت آن‌ها و نیز اختلال در فعالیت آنزیم‌های مسئول سنتز رنگدانه‌های فتوسنتزی از دلایل مهم کاهش محتوای کلروفیل در شرایط تنش شوری به شمار می‌آیند. دلیل دیگر کاهش محتوای کلروفیل ترجیح گیاهان به ساخت اسید آمینه پرولین تحت شرایط تنش می‌باشد. بدین ترتیب که در شرایط تنش شوری، گیاه فعالیت آنزیم گلوتامیل‌کیناز را در مقایسه با آنزیم گلوتامات‌لیگاز (اولین آنزیم مسیر بیوسنتز کلروفیل) بیشتر افزایش می‌دهد و در نتیجه پیش‌ساز گلوتامات بیشتر صرف تولید پرولین می‌شود (کوبالا و همکاران ۲۰۱۵). از طرف دیگر، افزایش غلظت هورمون‌های بازدارنده رشد مانند آبسیزیک اسید و اتیلن تحت تنش شوری به تحریک آنزیم کلروفیلاز منجر

گردیده و بر اثر آن کلروفیل‌ها تجزیه می‌شوند (اورابی و همکاران ۲۰۱۰). سیتوکینین‌ها تشکیل گرانا را تحریک می‌کنند و محتوای رنگدانه‌های فعال فتوسنتزی را افزایش می‌دهند. همچنین کمپلکس‌های رنگدانه-پروتئین که در فاز نوری فتوسنتز نقش دارند را تحت تأثیر قرار می‌دهند (هونیگ و همکاران ۲۰۱۸). استفاده از سالیسیلیک اسید نیز از طریق جلوگیری از فعالیت آنزیم‌های کلروفیل اکسیداز مانع تجزیه کلروفیل، بخصوص در برگ‌هایی که در آغاز فرایند پیری هستند، شده و از این طریق سبب افزایش فتوسنتز و در نتیجه افزایش رشد می‌شود (دلانی و همکاران ۱۹۹۴). به نظر می‌رسد که ترکیب دو تنظیم کننده رشد کینتین و سالیسیلیک اسید در کاهش محتوای سدیم و افزایش محتوای پتاسیم، کلسیم و منیزیم (جدول ۱) و نیز در القای فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها (جدول ۳)، به عنوان یک مکانیسم دفاعی قوی در برابر تجزیه غشای تیلاکوئید و بنابراین جلوگیری از تخریب کلروفیل، به طور مؤثرتری عمل نموده و محتوای کلروفیل برگ گیاهان سویا را بهبود بخشیده است.

شاخص سطح برگ: اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد بر شاخص سطح برگ معنی‌دار بود. در نتیجه‌ی افزایش شوری شاخص سطح برگ گیاهان سویا به طور قابل توجهی کاهش یافت. در تمام سطوح شوری تیمارهای مواد تنظیم کننده رشد به طور قابل توجهی شاخص سطح برگ را در مقایسه با شاهد افزایش دادند. بیشترین افزایش سطح برگ تحت شرایط شور و غیر شور مربوط به گیاهان تیمار شده با Kin+ SA بود. بین شاخص سطح برگ گیاهان تیمار شده با Kin و SA تحت شرایط غیر شور و شور (به جز شوری ۴ دسی زیمنس بر متر) تفاوت آماری معنی‌داری وجود نداشت (جدول ۲).

به نظر می‌رسد که گیاه از طریق مکانیسم کاهش سطح برگ تحت شرایط تنش شوری سعی می‌کند آب بافت‌های خود را حفظ کند. با این وجود، کاهش سطح برگ به نوبه خود منجر به کاهش فتوسنتز شده و در نهایت از سرعت رشد گیاهان خواهد کاست (کوجی و همکاران ۲۰۰۸). بنزیل آمینوپورین و سالیسیلیک اسید به تنهایی و همچنین در ترکیب با یکدیگر تولید شاخه‌های جانبی و توسعه برگی را در گیاهان باقلا تحریک کردند (قاسمی گلعذانی و سامع اندابجدید ۲۰۲۲). در این آزمایش، کینتین و سالیسیلیک از طریق تنظیم تعادل یونی (جدول ۱)، افزایش مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی (جدول ۲) و بهبود فعالیت دستگاه فتوسنتزی، تثبیت کربن را افزایش داده و سبب رشد و توسعه برگ‌ها شدند. بر اساس نتایج آزمایشی که بندتتو و همکاران (۲۰۱۳) انجام دادند بنزیل آمینوپورین از طریق افزایش سطح برگ منفرد و افزایش سرعت ظهور برگ به افزایش سطح برگ کل منجر گردید. هامادا و همکاران (۲۰۰۸) اظهار داشتند که افزایش سطح یک برگ در نتیجه افزایش تعداد و اندازه سلول‌ها می‌باشد که سیتوکینین‌ها هر دو را تحت تأثیر قرار می‌دهند. با توجه به افت فعالیت آنزیم روبیسکو تحت تنش، به نظر می‌رسد که سالیسیلیک اسید با افزایش فعالیت آنزیم روبیسکو و در نتیجه بهبود فتوسنتز سبب افزایش سطح برگ می‌شود (استیونز و همکاران ۲۰۰۶).

مقدار پراکسید هیدروژن (H_2O_2)، مالون‌دی‌آلدئید (MDA) و آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیر آنزیمی: مقدار پراکسید هیدروژن و غلظت مالون‌دی‌آلدئید برگ-های سویا به طور معنی‌داری تحت تأثیر اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد قرار گرفتند. با افزایش شوری مقدار H_2O_2 و MDA در برگ‌های گیاهان تیمار نشده و تیمار شده با مواد تنظیم کننده رشد افزایش پیدا کرد و مواد تنظیم کننده رشد مقدار آن‌ها را بخصوص در غلظت‌های بالاتر نمک کاهش دادند. تیمارهای Kin+ SA، SA و Kin به ترتیب بیشترین نقش را در خنثی کردن H_2O_2 و MDA ایفا کردند (جدول ۳).

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان به طور معنی‌داری تحت تأثیر اثرات متقابل فاکتورها قرار گرفت. با افزایش غلظت نمک، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و سوپر اکسید دیسموتاز در گیاهان شاهد و گیاهان تیمار شده با مواد تنظیم کننده رشد افزایش یافت. محلول‌پاشی گیاهان سویا با مواد تنظیم کننده رشد فعالیت این آنزیم‌ها را نسبت به شاهد بهبود بخشید. در شرایط غیر شور و شور بیشترین اثر مربوط به تیمار

Kin+ SA بود (جدول ۳). مقدار آلفا-توکوفرول به طور معنی‌داری تحت تأثیر شوری و مواد تنظیم کننده رشد و اثر متقابل آن‌ها قرارگرفت. افزایش شوری مقدار این آنتی‌اکسیدان را ارتقا بخشید. مواد تنظیم کننده رشد در تمام سطوح غیر شور و شور مقدار آلفا-توکوفرول را افزایش دادند، بطوریکه در تمام سطوح شوری بیشترین مقدار مربوط به تیمار Kin+ SA بود و تفاوت آماری معنی‌داری بین Kin و SA وجود نداشت (جدول ۳).

سمیت یونی (جدول ۱) و فشار اسمزی ناشی از تنش شوری با ایجاد اختلال در فرایند انتقال الکترون سبب تولید بیش از حد گونه‌های فعال اکسیژن مانند پراکسید هیدروژن (جدول ۳) در سیتوزول، میتوکندری و کلروپلاست می‌شود (میتلر ۲۰۰۲). تولید رادیکال‌های فعال اکسیژن، موجب افزایش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاهای سلولی و در نتیجه تولید مالون‌دی‌آلدئید (جدول ۳) می‌شود. اولین خط دفاعی گیاهان برای مقابله با تنش اکسیداتیو در گیاهان تحت تنش شوری، تولید آنتی-اکسیدان‌های طبیعی است. محلول‌پاشی گیاهان با مواد تنظیم کننده رشد کینتین و سالیسیلیک اسید به تنهایی و بخصوص به صورت ترکیبی با یکدیگر، ظرفیت آنتی-اکسیدانی گیاهان سویا را از طریق افزایش فعالیت آنزیم-های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و سوپر اکسید دیسموتاز و آنتی‌اکسیدان غیرآنزیمی آلفا-توکوفرول (جدول ۳) بهبود بخشید. در نتیجه محتوای پراکسید هیدروژن و مالون‌دی‌آلدئید به طور معنی‌داری کاهش یافت (جدول ۳). سوپر اکسید دیسموتاز اولین خط دفاعی را بر علیه رادیکال‌های فعال اکسیژن در سلول تشکیل می‌دهد (آلشر و همکاران ۲۰۰۲) و احیای رادیکال سوپر اکسید را به پراکسید هیدروژن و اکسیژن مولکولی کاتالیز می‌کند. پراکسید هیدروژن حاصل در مرحله بعدی

جدول ۳- غلظت پراکسید هیدروژن (میکرو مول در گرم وزن تر)، مالون‌دی‌آلدئید (نانو مول در گرم وزن تر)، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان (واحد در میلی‌گرم پروتئین در دقیقه) و آلفا-توکوفرول (میکروگرم در گرم وزن تر) در برگ-های گیاهان سویا تحت تأثیر اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد

شوری	مواد تنظیم کننده رشد	پراکسید هیدروژن	مالون دی آلدئید	کاتالاز	آسکوربات پراکسیداز	سوپراکسید دیسموتاز	آلفا-توکوفرول
۰	شاهد	۰/۲۶ fg	۰/۹۹ de	۰/۴۵ fg	۰/۲۸ eg	۰/۴۱ j	۳/۲۳ fh
	کینتین	۰/۲۳ fg	۰/۷۳ df	۰/۵۰ fg	۰/۳۷ ef	۰/۴۴ j	۳/۳۰ fg
	سالیسیلیک اسید	۰/۲۳ fg	۰/۶۶ df	۰/۷۰ fg	۰/۴۶ ef	۰/۶۱ i	۳/۳۳ fg
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۰/۲۱ fgh	۰/۶۱ dg	۰/۷۴ f	۰/۴۷ ef	۰/۶۰ i	۳/۷۳ f
۴	شاهد	۰/۳۳ f	۱/۱۲ d	۱/۰۴ f	۰/۶۰ e	۱/۱۱ h	۳/۵۳ fg
	کینتین	۰/۲۷ fg	۰/۸۸ de	۱/۱۹ def	۰/۷۷ e	۱/۴۳ g	۳/۸۰ f
	سالیسیلیک اسید	۰/۲۶ fg	۰/۷۷ df	۱/۶۲ de	۱/۰۲ de	۱/۸۳ f	۳/۹۰ f
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۰/۲۴ fg	۰/۶۲ dg	۱/۷۶ d	۱/۱۱ d	۲/۰۸ ef	۴/۴۰ e
۷	شاهد	۰/۵۷ c	۱/۶۷ c	۱/۳۶ de	۱/۳۰ d	۱/۸۴ f	۵/۶۰ de
	کینتین	۰/۴۶ d	۰/۹۸ de	۲/۰۲ d	۱/۶۰ bc	۲/۱۹ e	۶/۰۰ d
	سالیسیلیک اسید	۰/۳۹ e	۰/۸۶ de	۲/۶۲ cd	۱/۸۶ b	۲/۶۴ d	۶/۱۳ d
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۰/۳۲ f	۰/۶۳ dg	۳/۰۶ c	۲/۴۸ a	۳/۲۴ c	۶/۸۶ c
۱۰	شاهد	۰/۸۶ a	۲/۵۵ a	۱/۸۹ d	۱/۵۷ bd	۲/۲۴ e	۶/۹۶ c
	کینتین	۰/۷۵ b	۲/۰۰ b	۲/۸۹ c	۱/۷۷ b	۲/۷۶ d	۷/۹۶ b
	سالیسیلیک اسید	۰/۵۵ c	۱/۷۰ c	۳/۸۲ b	۲/۱۰ ab	۳/۴۴ b	۷/۸۳ b
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۰/۴۸ d	۱/۲۸ d	۴/۲۲ a	۲/۵۰ a	۴/۰۴ a	۸/۹۳ a

به وسیله آنزیم‌های آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز پاک‌سازی می‌شود (زید و شدید ۲۰۰۶). در آزمایش مشابهی، کاربرد خارجی بنزیل آمینوپورین و سالیسیلیک اسید در گیاه باقلا، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان را تحت شرایط شور و غیر شور افزایش و مقدار مالون‌دی‌آلدئید را کاهش داد (سامع اندابجدید و همکاران ۲۰۱۸). قاسمی گلعذانی و نیکپور رشید آباد (۲۰۱۷) گزارش کردند که سالیسیلیک اسید می‌تواند فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در شوید را در سطوح مختلف شوری افزایش داده و موجب افزایش مقاومت به این تنش گردد. مکانیسم حفاظتی سالیسیلیک اسید بدین گونه است که این تنظیم کننده رشد در ابتدا مانع فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مانند کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز شده و در نتیجه به افزایش گونه‌های فعال اکسیژن منجر می‌گردد. این گونه‌های فعال اکسیژن به عنوان یک پیام‌رسان تنش ثانوی عمل نموده و فعالیت آنزیم‌های محافظت کننده سلولی را افزایش می‌دهند (شی و همکاران ۲۰۰۶).

شاخص پایداری غشا: اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد بر شاخص پایداری غشا معنی‌دار بود. افزایش شوری تا ۷ دسی زیمنس بر متر به کاهش غیر معنی‌دار شاخص پایداری غشا منجر گردید، در حالیکه شوری ۱۰ دسی زیمنس بر متر، در گیاهان تیمار نشده و تحت تیمار با مواد تنظیم کننده رشد، پایداری غشا را به طور قابل ملاحظه‌ای کاهش داد. مواد تنظیم کننده رشد موجب افزایش پایداری غشا در برگ‌های گیاهان سویا شدند، به طوریکه تقریبا در تمام سطوح شور و غیر شور گیاهان تیمار شده با Kin+ SA بیشترین پایداری غشا را نشان دادند که با SA از نظر آماری مشابه بودند. Kin فقط در شوری شدید سبب افزایش معنی‌دار پایداری غشا شد (جدول ۴).

جدول ۴- شاخص پایداری غشا، محتوای قندهای محلول (میلی‌گرم در گرم وزن تر)، پرولین (میکروگرم در گرم وزن تر) در برگ‌های گیاهان سویا تحت تأثیر اثرات متقابل شوری (دسی زیمنس بر متر) و مواد تنظیم کننده رشد

شوری	مواد تنظیم کننده رشد	شاخص پایداری غشا	قندهای محلول	پرولین
۰	شاهد	۷۰/۳۱ b	۱۴/۳۹ k	۱۴/۴۳ g
	کینتین	۷۳/۰۱ b	۱۵/۷۸ jk	۱۳/۸۶ g
	سالیسیلیک اسید	۷۹/۰۸ a	۱۶/۵۹ j	۱۳/۷۲ g
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۸۰/۱۸ a	۱۷/۱۰ j	۱۳/۰۰ g
۴	شاهد	۶۶/۳۰ bc	۱۶/۷۶ j	۴۳/۵۵ cde
	کینتین	۷۱/۸۳ b	۱۹/۵۹ i	۳۰/۴۵ f
	سالیسیلیک اسید	۷۹/۰۶ a	۲۰/۸۴ h	۳۵/۲۶ f
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۸۰/۲۰ a	۲۲/۷۷ g	۳۱/۰۲ f
۷	شاهد	۵۷/۵۸ c	۲۴/۳۶ f	۵۶/۲۲ c
	کینتین	۶۸/۹۹ bc	۲۷/۵۳ e	۴۸/۱۴ cd
	سالیسیلیک اسید	۷۹/۳۸ a	۳۰/۵۴ c	۵۲/۱۱ cd

DOI: 10.22034/SAPS.2024.60335.3178

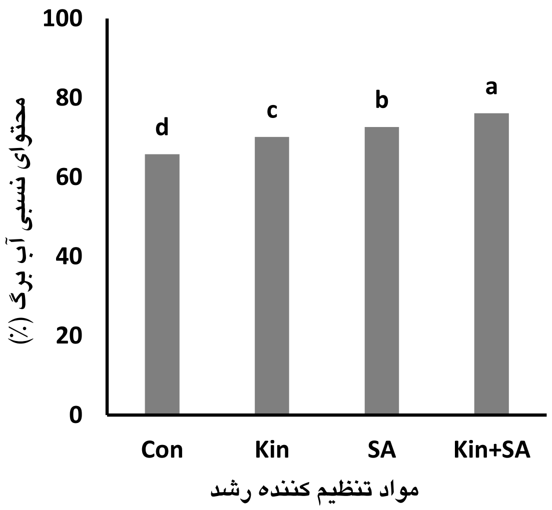
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۸۲/۶۰ a	۳۲/۱۱ b	۴۷/۰۶ cde
۱۰	شاهد	۲۸/۹۰ f	۲۷/۵۸ e	۷۲/۶۵ a
	کینتین	۳۶/۹۸ e	۲۸/۷۲ d	۵۶/۷۶ c
	سالیسیلیک اسید	۵۰/۸۳ d	۳۰/۸۰ c	۶۲/۳۸ b
	کینتین+سالیسیلیک اسید	۴۸/۴۷ d	۳۳/۰۶ a	۵۱/۴۲ cd

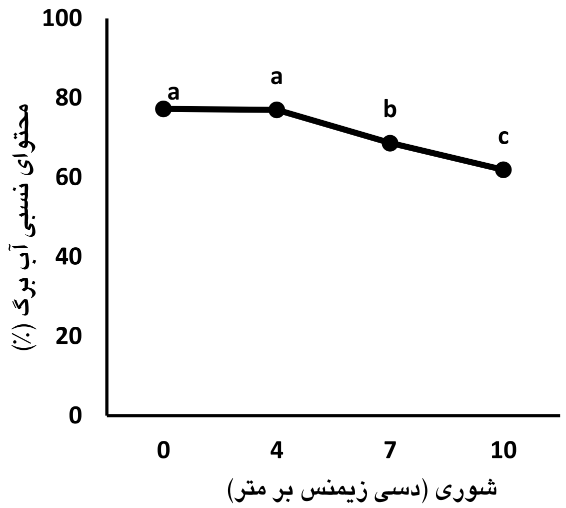
حروف مختلف در هر ستون نشان دهنده تفاوت معنی دار در $p\leq 0.05$ است

کاهش شاخص پایداری غشا توسط شوری به دلیل افزایش پراکسیداسیون لیپیدی (جدول ۳) ناشی از گونه‌های فعال اکسیژن (جدول ۳) بوده است. آسیب تنش شوری به غشای سلولی، خاصیت انتخاب یون توسط آن‌ها را دچار اختلال می‌کند و در نتیجه نشت یون‌ها و مواد آلی و در نهایت اختلال در فرایندهای فیزیولوژیکی گیاهان رخ می‌دهد (استیونز و همکاران ۲۰۰۶). کاهش تجمع یون سدیم (جدول ۱)، افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها (جدول ۳) و در نتیجه کاهش مقدار پراکسید هیدروژن (جدول ۳) در گیاهان سویا در واکنش به مواد تنظیم کننده رشد، به بهبود شاخص پایداری غشا منجر گردید. کوماری و همکاران (۲۰۱۸) افزایش شاخص پایداری غشا در گیاهچه‌های گندم در اثر تیمار بنزیل آمینوپورین را به افزایش فعالیت آنزیم‌های مهار کننده گونه‌های فعال اکسیژن نسبت دادند. کاربرد خارجی سالیسیلیک اسید از طریق افزایش پایداری غشاها سبب افزایش رشد گیاهان ماش تحت تنش شوری شد (نظر و همکاران ۲۰۱۱).

اسمولیت‌ها و محتوای نسبی آب برگ: مقدار قندهای محلول و پرولین برگ‌های سویا تحت تأثیر اثرات متقابل شوری و مواد تنظیم کننده رشد قرار گرفت. مقایسه میانگین‌ها نشان داد که با افزایش شوری مقدار قندهای محلول و پرولین به طور معنی‌داری افزایش پیدا کردند. کاربرد مواد تنظیم کننده رشد به افزایش مقدار قندهای محلول منجر شد. در شرایط غیر شور تفاوت معنی‌داری بین مواد تنظیم کننده رشد مشاهده نشد، در حالیکه در سطوح شور بیشترین مقدار قند محلول مربوط به تیمار Kin+ SA و بعد از آن به ترتیب SA و Kin بود (جدول ۴). این در حالی است که تیمار با مواد تنظیم کننده رشد به کاهش مقدار پرولین منجر شدند. در شوری صفر، ۴ و ۷ دسی زیمنس بر متر تفاوت معنی‌داری بین مواد تنظیم کننده رشد وجود نداشت. بیشترین تأثیر تنظیم کننده رشد بر مقدار پرولین برگ در شوری ۱۰ دسی زیمنس بر متر اتفاق افتاد و محلول‌پاشی ترکیبی مواد تنظیم کننده رشد بیشترین کاهش را نشان داد که با عدد مربوط به Kin از نظر آماری مشابه بود (جدول ۴). اثرات ساده شوری و مواد تنظیم کننده رشد بر محتوای نسبی آب برگ گیاهان سویا معنی‌دار بود. افزایش غلظت نمک به میزان ۷ و ۱۰ دسی زیمنس بر متر به کاهش معنی‌دار محتوای نسبی آب برگ منجر گردید. کاربرد خارجی مواد تنظیم کننده رشد به طور قابل توجهی محتوای نسبی آب برگ را بهبود بخشید. حداکثر محتوای نسبی آب برگ در گیاهان تیمار شده با Kin+ SA و بعد از آن SA ثبت گردید (شکل ۱).

افزایش اسمولیت‌ها در سلول‌های گیاهی تحت تنش شوری یک سازوکار مهم در حفظ پتانسیل آبی سلول می‌باشد (چاوز و همکاران ۲۰۰۹). افزایش قندهای محلول تحت تنش شوری (جدول ۴) در نتیجه‌ی افزایش تجزیه کربوهیدرات‌های نامحلول، سنتز مواد اسمتیک از مسیرهای غیر فتوسنتزی، توقف رشد، کاهش سرعت انتقال مواد و افزایش سنتز ساکارز به دلیل فعال‌سازی آنزیم ساکارز فسفات سنتاز صورت می‌گیرد (الیویرا نتو و همکاران ۲۰۰۹). افزایش مقدار پرولین برگ گیاهان سویا تحت تنش شوری (جدول ۴)، به عنوان یکی دیگر از مهم‌ترین محلول‌های سازگار و قابل حل در آب، سبب تعدیل پتانسیل اسمزی می‌گردد (کایا و همکاران ۲۰۰۶). تولید این اسید آمینه یک مکانیسم انرژی‌خواه برای گیاه است. در شرایط تنش انرژیی که می‌توانست صرف رشد گیاه و یا عملکرد دانه شود صرف تولید





شکل ۱- محتوای نسبی آب برگ گیاهان سویا در واکنش به تیمارهای شوری و مواد تنظیم کننده رشد. شاهد (Con)، کینتین (Kin)، سالیسیلیک اسید (SA)

پرولین شده تا گیاه را در مقابل تنش حفظ کند (معصوم‌زاده و همکاران ۲۰۱۲). کاهش محتوای آب برگ در اثر تنش (شکل ۱) از یک طرف به دلیل کاهش جذب آب توسط ریشه‌ها در اثر کاهش رشد آن‌ها (قاسمی گلعذانی و سامع اندابجدید ۲۰۲۲) و از طرف دیگر به دلیل افزایش تعرق آب از طریق برگ‌ها می‌باشد که در نهایت به بسته شدن روزنه‌های برگ منجر می‌گردد. بهبود مقدار قندهای محلول و کاهش مقدار پرولین (جدول ۴) در اثر کاربرد مواد تنظیم کننده رشد کینتین و سالیسیلیک اسید و بخصوص ترکیب این دو تنظیم کننده رشد را می‌توان به افزایش محتوای کلروفیل (جدول ۲) توسط این مواد تنظیم کننده رشد نسبت داد. به نظر می‌رسد که به دلیل یکی بودن پیش‌ماده سنتز کلروفیل و پرولین، مواد تنظیم کننده رشد از طریق افزایش محتوای کلروفیل (جدول ۲) به کاهش مقدار پرولین نسبت به شاهد (جدول ۴) منجر شدند. از طرف دیگر، آزوز و همکاران (۲۰۱۱) گزارش کردند که کاهش پرولین ناشی از تیمار سالیسیلیک اسید به افزایش پروتئین‌های محلول مربوط بوده است، که نشان می‌دهد محلول‌پاشی با سالیسیلیک اسید ورود پرولین به داخل پروتئین‌ها را تحریک کرده و در نتیجه به افزایش رشد منجر می‌گردد. تنظیم کننده‌های رشد با افزایش محتوای پتاسیم (جدول ۱)، قندهای محلول (جدول ۴)، قدرت سیستم آنتی‌اکسیدانی (جدول ۳) و افزایش پایداری غشا (جدول ۴) محتوای نسبی آب برگ را بهبود بخشیدند. همچنین، اثر سالیسیلیک اسید در افزایش محتوای نسبی آب برگ به افزایش رشد ریشه توسط آن و جذب بیشتر آب نسبت داده شده است (قاسمی گلعذانی و سامع اندابجدید ۲۰۲۲).

اجزای عملکرد و عملکرد دانه: اثرات ساده شوری و مواد تنظیم کننده رشد بر تعداد نیام در بوته، دانه در بوته، وزن صد دانه، عملکرد دانه، عملکرد بیولوژیکی و شاخص برداشت معنی دار بود ولی این تیمارها اثری بر تعداد دانه در نیام نداشتند (جدول ۵). به طور کلی تعداد نیام در بوته، دانه در بوته، وزن صد دانه، عملکرد دانه، عملکرد بیولوژیکی و شاخص برداشت با افزایش شوری کاهش یافتند، هرچند که تفاوت بین شوری ۴ دسی زیمنس بر متر و سطح غیر شور برای تعداد نیام در بوته، تعداد دانه در بوته، عملکرد دانه و شاخص برداشت معنی‌دار نبود. علاوه بر این، با افزایش شوری از ۴ به ۷ دسی زیمنس نیز تفاوت معنی‌داری در شاخص برداشت سویا مشاهده نشد. تیمار گیاهان با مواد تنظیم کننده رشد سبب افزایش تعداد نیام در بوته، دانه در بوته و وزن دانه در سویا شد و از این طریق به بهبود عملکرد دانه، عملکرد بیولوژیکی و شاخص برداشت منجر گردید. بیشترین مقدار آن‌ها در

تیمار Kin+ SA مشاهده شد. اعداد مربوط به مواد تنظیم کننده رشد Kin و SA از نظر آماری مشابه بودند (جدول ۶).

علت اصلی کاهش اجزای عملکرد و عملکرد دانه گیاهان سویا تحت شرایط شور، اثرات مخرب سمیت یونی (جدول ۱)، تنش اکسیداتیو (جدول ۳) و تنش اسمزی (شکل ۱) در گیاه می‌باشد. کاهش محتوای کلروفیل (جدول ۲) نیز نقش بسیار زیادی در افت فتوسنتز و رشد گیاه و در نتیجه کاهش عملکرد دانه ایفا می‌کند. تعداد نیام در بوته به تعداد گره و تعداد گل در سویا بستگی دارد. تجمع سدیم در برگ‌ها در شرایط غلظت بالای نمک، سبب کاهش گره‌ها و جوانه‌های گل در سویا شده و در نتیجه تعداد نیام در بوته کاهش می‌یابد که این امر نیز به کاهش تعداد دانه در بوته و در نهایت به کاهش عملکرد دانه منجر می‌گردد (پوشپاوالی و همکاران ۲۰۱۶). علت عدم کاهش تعداد دانه در نیام بر اثر شوری و تیمارهای هورمونی این است که این صفت در لگوم‌ها بیشتر متأثر از ژنوتیپ گیاه است و شرایط محیطی مانند شوری تأثیر خاصی بر آن ندارد (قاسمی گلعذانی و همکاران ۲۰۱۸). کاهش وزن دانه‌ها می‌تواند به علت کاهش دوره پر شدن دانه تحت تنش شوری و همچنین تغییر مسیر اختصاص مواد فتوسنتزی به ریشه‌ها جهت مقابله با شوری باشد. خان و همکاران (۲۰۱۷) بیان کردند که کاهش قابل توجه آسمیلات تحت تنش شوری به سقط جنین منجر می‌گردد. زیرا رشد دانه در درجه اول توسط آسمیلات‌های حاصل از فتوسنتز جاری برگ‌ها حمایت می‌گردد. به طور کلی، اجزای عملکرد و عملکرد دانه تحت تنش شوری به دلیل اختلال در جذب آب و عناصر غذایی و همچنین عملکرد فیزیولوژیکی بخش‌های مختلف گیاه کاهش می‌یابد (گوان و همکاران ۲۰۱۴). در این تحقیق نیز کاهش عملکرد دانه و وزن بیولوژیکی در شرایط شوری با افزایش تنش یونی (جدول ۱)، تنش اسمزی (شکل ۱) و تنش اکسیداتیو (جدول ۳) در ارتباط است، بطوریکه می‌توان کم شدن عملکرد بیولوژیکی بر اثر شوری را به افزایش تجمع سدیم (جدول ۱)، کاهش محتوای نسبی آب برگ (شکل ۱)، کاهش محتوای کلروفیل (جدول ۲)، و در نتیجه افت فتوسنتز و رشد گیاه نسبت داد. همچنین این کاهش می‌تواند درنتیجه کوتاه شدن مراحل رویشی و زایشی گیاهان باشد (پوشپاوالی و همکاران، ۲۰۱۶). کم شدن شاخص برداشت در شوری شدید نیز نشان دهنده حساسیت بیشتر عملکرد دانه نسبت به عملکرد بیولوژیکی است (جدول ۶).

ترکیب تنظیم کننده‌های رشد کینتین و سالیسیلیک اسید با تحریک شاخه‌دهی و افزایش رشد رویشی و همچنین افزایش جوانه‌های گل بر روی ساقه‌های اصلی و فرعی تعداد نیام در بوته را افزایش می‌دهند (کایا و همکاران ۲۰۱۰). کاهش تعداد دانه در بوته نیز با کاهش تعداد نیام در آن در ارتباط است. بنابراین، تنظیم کننده‌های رشد با افزودن تعداد نیام در بوته موجب افزایش تعداد دانه در گیاهان شدند (جدول ۶). به علاوه، تنظیم کننده‌های رشد با بهبود مقدار پتاسیم، کلسیم و منیزیم در برگ‌های سویا (جدول ۱)، افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی (جدول ۳) و افزایش مقدار تنظیم کننده‌های اسمزی در برگ‌ها (جدول ۴) موجب بهبود وضعیت عمومی گیاه در شرایط تنش شوری شدند و در نهایت به افزایش رشد رویشی و عملکرد دانه منجر گردیدند. تنظیم کننده‌های رشد از طریق افزایش عملکرد دانه در شرایط شور موجب افزایش شاخص برداشت در این شرایط شدند (جدول ۶). در آزمایشات مشابهی، افزایش عملکرد دانه جو در اثر تیمار سالیسیلیک اسید، به نقش آن در حفاظت از دستگاه فتوسنتزی و محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی، افزایش هدایت روزنه‌ای، افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و کاهش نشت یونی در اثر افزایش یکپارچگی غشاهای زیستی، افزایش فعالیت آنزیم روبیسکو و همچنین بهبود متابولیسم نیتروژن و تغذیه معدنی گیاه نسبت داده شده است (استیونز و همکاران ۲۰۰۶، کورکماز و همکاران ۲۰۰۷، پوپووا و همکاران ۲۰۰۹). بنابراین کاربرد خارجی مواد تنظیم کننده محرک رشد کینتین و سالیسیلیک اسید، بخصوص کاربرد همزمان آن‌ها، می‌تواند به عنوان یک راهکار مؤثر کارآیی فیزیولوژیکی گیاهان سویا و در نهایت عملکرد دانه را به طور قابل توجهی تحت شرایط غیر شور و شور بهبود بخشد.

جدول ۵: تجزیه واریانس اجزای عملکرد و عملکرد دانه در گیاهان سویا تحت تأثیر شوری و مواد تنظیم کننده رشد

	درجه آزادی	میانگین مربعات						
		نیام در بوته	دانه در نیام	دانه در بوته	وزن صد دانه	عملکرد دانه	عملکرد بیولوژیکی	شاخص برداشت
تکرار	۲	$۳/۵۲^{**}$	$۰/۰۰۵^{ns}$	$۲۳/۷۶^{**}$	$۶/۲۹^{**}$	$۱/۱۲^{**}$	$۱/۰۸^{**}$	$۱۳۸/۰۸^{**}$
شوری	۳	$۱۸/۴۸^{**}$	$۰/۰۰۷^{ns}$	$۱۸۴/۳۱^{**}$	$۲۱/۱۰^{**}$	$۵/۲۲^{**}$	$۱۹/۳۷^{**}$	$۸۹/۶۶^{**}$
تنظیم کننده‌های رشد	۳	$۵/۸۷^{**}$	$۰/۰۰۷^{ns}$	$۴۳/۱۸^{**}$	$۴/۴۳^{**}$	$۱/۲۶^{**}$	$۱/۸۸^{**}$	$۱۰۱/۱۲^{**}$
شوری× تنظیم کننده‌های رشد	۹	$۰/۴۲^{ns}$	$۰/۰۱۲^{ns}$	$۰/۸۱^{ns}$	$۰/۲۴^{ns}$	$۰/۰۲^{ns}$	$۰/۰۳^{ns}$	$۳/۹۴^{ns}$
خطا	۳۰	۰/۲۳	۰/۰۱۱	۱/۲۶	۰/۴۴	۰/۰۵	۰/۰۵	۴/۹۹

ns و * و **: به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد

جدول ۶: میانگین اجزای عملکرد و عملکرد دانه در گیاهان سویا تحت تأثیر شوری (دسی زیمنس بر متر) و مواد تنظیم کننده رشد

تیمار	نیام در بوته	دانه در نیام	دانه در بوته	وزن صد دانه (g)	عملکرد دانه ($g.plant^{-1}$)	عملکرد بیولوژیکی ($g.plant^{-1}$)	شاخص برداشت (٪)
شوری							
۰	۹/۸۳ a	۳/۰۰ a	۲۹/۵ a	۱۰/۰۸ a	۲/۹۷ a	۶/۷۵ a	۴۳/۷۶ a
۴	۹/۷۹ a	۳/۰۰ a	۲۹/۳۷ a	۹/۵ b	۲/۷۹ a	۶/۳۹ b	۴۳/۳۴ a
۷	۹/۰۶ b	۲/۹۵ a	۲۶/۷۵ b	۸/۳۲ c	۲/۲۲ b	۵/۲۶ c	۴۱/۸۰ a
۱۰	۷/۱۸ c	۲/۹۵ a	۲۱/۱۲ c	۷/۰۹ d	۱/۵ c	۳/۹۳ d	۳۷/۷۶ b
تنظیم کننده‌های رشد							
شاهد	۸/۲۵ c	۳/۰۰ a	۲۴/۷۵ c	۷/۹۶ c	۲/۰۰ c	۵/۱۳ c	۳۸/۳۱ c
کینتین	۸/۶۶ b	۳/۰۰ a	۲۶/۰۰ b	۸/۶۵ b	۲/۲۸ b	۵/۴۷ b	۴۰/۸۲ b
سالیسیلیک اسید	۹/۰۶ b	۲/۹۵ a	۲۶/۷۵ b	۸/۹۵ ab	۲/۴۲ b	۵/۶۶ b	۴۲/۲۶ b
کینتین+سالیسیلیک اسید	۹/۸۹ a	۲/۹۵ a	۲۹/۲۵ a	۹/۴۱ a	۲/۷۸ a	۶/۰۸ a	۴۵/۲۷ a

حروف مختلف در هر ستون نشان دهنده تفاوت معنی دار در $p \leq 0.05$ است

نتیجه‌گیری

افزایش محتوای سدیم ریشه و برگ و همچنین کاهش محتوای کاتیون‌های پتاسیم، کلسیم و منیزیم تحت شرایط شوری شدید، به افزایش تنش اکسیداتیو و در نتیجه کاهش رشد و عملکرد دانه (۴۹/۴۹ درصد) در گیاهان سویا منجر گردید. این گیاهان با تقویت سیستم دفاعی از جمله فعالیت آنتی اکسیدان‌های کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، سوپر اکسید دیسموتاز، آلفا توکوفرول و محتوای قندهای محلول و پرولین به تنش شوری واکنش نشان دادند. محلول‌پاشی تنظیم کننده‌های رشد، بخصوص Kin+ SA، از طریق کاهش سمیت یونی و بهبود فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها، به افزایش رشد و عملکرد دانه گیاهان سویا (۳۹ درصد) منجر گردید. بنابراین کاربرد تنظیم کننده های رشد بصورت محلول‌پاشی برای گیاهان زراعی تحت تنش شوری می‌تواند به عنوان یک راهکار موثر در راستای کاهش اثرات مخرب تنش شوری و افزایش عملکرد در نظر گرفته شود.

سپاسگزاری

بدین وسیله نگارندگان وظیفه خود می‌دانند مراتب سپاس و قدردانی خود را از مساعدت‌های صمیمانه و خالصانه یکایک همکاران ارجمند در اجرای این طرح در بخش‌های مختلف گلخانه‌ای و آزمایشگاهی دانشکده کشاورزی دانشگاه ارومیه اعلام دارند.

منابع مورد استفاده

Aebi H. 1984. Catalase in vitro. Methods in Enzymology, 105: 121–126. DOI.org/10.1016/S0076-6879(84)05016-3

Ahanger MA and Agarwal RM. 2017. Salinity stress induced alterations in antioxidant metabolism and nitrogen assimilation in wheat (*Triticum aestivum* L) as influenced by potassium supplementation. Plant Physiology and Biochemistry, 115: 449–460. DOI: 10.1016/j.plaphy.2017.04.017. Epub 2017 Apr 19.

Alscher RG, Erturk N and Heath LS. 2002. Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. Journal of Experimental Botany, 53: 1331-1341. DOI.org/10.1093/jexbot/53.372.1331

Arnon DI. 1949. Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. Plant Physiology, 24: 1-14. DOI.org/10.1104/pp.24.1.1

Azooz MM, Youssef AM and Ahmad P. 2011. Evaluation of salicylic acid (SA) application on growth, osmotic solutes and antioxidant enzyme activities on broad bean seedlings grown under diluted seawater. International Journal of Plant Physiology and Biochemistry, 3: 253-264. DOI:10.5897/IJPPB11.052

Barr HD and Weatherley PE. 1962. A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficit in leaves. Australian Journal of Biological Sciences, 15: 413–428. DOI.org/10.1071/BI9620413

Bates LS, Waldren RP and Teare ID. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant and Soil, 39: 205-207. DOI.org/10.1007/BF00018060

Belkhadi A, Hediji H, Abbes Z, Nouairi I, Barhoumi Z, Zarrouk M, Chaïbi W and Djebali W. 2010. Effects of exogenous salicylic acid pre-treatment on cadmium toxicity and leaf lipid content in *Linum usitatissimum* L. Ecotoxicology and Environmental Safety, 73: 1004–1011. DOI.org/10.1016/j.ecoenv.2010.03.009

Benedetto AD, Galmarini C and Tognetti J. 2013. Changes in leaf size and in the rate of leaf production contribute to cytokinin-mediated growth promotion in *Epipremnum aureum* L. cuttings. The Journal of Horticultural Science and Biotechnology, 88: 179-186. DOI:10.1080/14620316.2013.11512954

Cakmak I and Horst J. 1991. Effect of aluminium on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase, and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glycine max*). Physiologia Plantarum, 83: 463-468 DOI.org/10.1111/j.1399-3054.1991.tb00121.x.

Cantabella D, Piqueras A, Acosta-Motos JR, Bernal-Vicente A, Hernández JA, Díaz-Vivancos P. 2017. Salt-tolerance mechanisms induced in Stevia rebaudiana Bertoni: Effects on mineral nutrition, antioxidative metabolism and steviol glycoside content. Plant Physiology and Biochemistry, 115: 484–496. DOI.org/10.1016/j.plaphy.2017.04.023

Chaves MM, Flexas J and Pinheiro C. 2009. Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. Annals of Botany, 103: 551–560.

Delaney TP, Uknes S, Vernooij B, Friedrich L, Weymann K, Negrotto D, Gaffney T, Gut-Rella M, Kessmann H, Ward E and Ryals J. 1994. A central role of salicylic acid in plant disease resistance. Science, 266: 1247-1250. DOI: 10.1126/science.266.5188.1247

Farhangi-Abriz S and Torabian S. 2017. Antioxidant enzyme and osmotic adjustment changes in bean seedlings as affected by biochar under salt stress. Ecotoxicology and Environmental Safety, 137: 64–70. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2016.11.029

Ghassemi-Golezani K and Farhangi-Abriz S. 2018. Foliar sprays of salicylic acid and jasmonic acid stimulate H+-ATPase activity of tonoplast, nutrient uptake and salt tolerance of soybean. Ecotoxicology and Environmental Safety, 166: 18-25. DOI:10.1016/j.ecoenv.2018.09.059

Ghassemi-Golezani K and Nikpour-Rashidabad N. 2017. Seed pretreatment and salt tolerance of dill: osmolyte accumulation, antioxidant enzymes activities and essence production. Biocatalysis and Agricultural Biotechnology, 12: 30-35. DOI.org/10.1016/j.bcab.2017.08.014

Ghassemi-Golezani K and Samea-Andabjadid S. 2022. Exogenous cytokinin and salicylic acid improve amino acid content and composition of Faba Bean seeds under salt stress. Gesunde Pflanzen, 74: 935–945. DOI:10.1007/s10343-022-00673-8

Ghassemi-Golezani K, Farhangi-Abriz S and Bandehagh A. 2018. Salicylic acid and jasmonic acid alter physiological performance, assimilate mobilization and seed filling of soybean under salt stress. Acta agriculturae Slovenica, 111: 597-607. DOI:10.14720/aas.2018.111.3.08

Giannopolitis CN and Ries SK. 1977. Superoxide dismutase I occurrence in higher plants. Plant Physiology, 59: 309- 314. DOI: 10.1104/pp.59.2.309.

Guan R, Qu Y, Guo Y, Yu L, Liu Y, Jiang J, Chen J, Ren Y, Liu G, Tian L and Jin L. 2014. Salinity tolerance in soybean is modulated by natural variation in GmSALT3. The Plant Journal, 80: 937-950. DOI: 10.1111/tpj.12695

Hamada K, Hasegawa K and Ogata T. 2008. Strapping and a synthetic cytokinin promote cell enlargement in 'Hiratanenashi' Japanese persimmon. Plant Growth Regulation, 54: 225-230. DOI:10.1007/s10725-007-9244-5

Hönig M, Plíhalová L, Husičková A, Nisler J and Doležal K. 2018. Role of cytokinins in senescence, antioxidant defence and photosynthesis. International Journal of Molecular Sciences, 19: 4045-4067 DOI: 10.3390/ijms19124045.

Hsu YT and Kao CH. 2007. Toxicity in leaves of rice exposed to cadmium is due to hydrogen peroxide accumulation. Plant and Soil, 298: 231–241.DOI.org/10.1016/S1672-6308(12)60039-0

Jampeetong A and Brix H. 2009. Effects of NaCl salinity on growth, morphology, photosynthesis and proline accumulation of Salvinia natans. Aquatic Botany, 91: 181–186. DOI.org/10.1016/j.aquabot.2009.05.003

Kaya C, Tuna AL and Okant AM. 2010. Effect of foliar applied kinetin and indole acetic acid on maize plants grown under saline conditions. Turkish Journal of Agriculture and Forestry, 34: 529-538. DOI:10.3906/tar-0906-173

Kaya C, Tuna L and Higgs D. 2006. Effect of silicon on plant growth and mineral nutrition of maize grown under water-stress conditions. Journal of Plant Nutrition, 29: 1469-1480. DOI.org/10.1080/01904160600837238

Khan HA, Siddique KH and Colmer TD. 2017. Vegetative and reproductive growth of salt-stressed chickpea are carbon-limited: sucrose infusion at the reproductive stage improves salt tolerance. Journal of Experimental Botany, 68: 2001-2011. DOI: 10.1093/jxb/erw177

Khan MIR, Asgher M and Khan NA. 2014. Alleviation of salt-induced photosynthesis and growth inhibition by salicylic acid involves glycinebetaine and ethylene in mung bean (*Vigna radiata* L.). Plant Physiology and Biochemistry, 80: 67–74. DOI: 10.1016/j.plaphy.2014.03.026

Kim MC, Chung WS, Yun DJ and Cho MJ. 2009. Calcium and calmodulin-mediated regulation of gene expression in plants. Molecular Plant, 2: 13–21. DOI: 10.1093/mp/ssn091

Kochert G. 1978. Carbohydrate determination by the phenol sulfuric acid method. In: JA Hellebust and JS Craigie (eds.). Handbook of Phycological Methods, Physiological and Biochemical Methods. Cambridge University Press. 95-97. DOI.org/10.1016/0044-8486(89)90041-0

Koji Y, Mitsuya S, Kawasaki M, Taniguchi M and Miyake H. 2008. Salinity induced chloroplast damages in rice leaves (*Oryza sativa* L.) are reduced by pretreatment with methyl viologen. 14th Australian Agronomy Conference, September, 21-25. DOI.org/10.1007/s12298-017-0440-0

Konyalıoglu S, Saglam H and Kıvçak B. 2005. α-tocopherol, flavonoid, and phenol contents and antioxidant activity of *Ficus carica* leaves. Pharmaceutical Biology, 43: 683–686. DOI.org/10.46243/jst.2023.v8.i05.pp57 - 71

Korkmaz A, Uzunlu M and Demirkiran AR. 2007. Treatment with acetyl salicylic acid protects muskmelon seedlings against drought stress. Acta Physiologiae Plantarum, 29: 503-508. DOI:10.1007/s11738-007-0060-3

Kubala S, Wojtyla Ł, Quinet M, Lechowska K, Lutts S and Garnczarska M. 2015. Enhanced expression of the proline synthesis gene P5CSA in relation to seed osmopriming improvement of *Brassica napus* germination under salinity stress. Journal of Plant Physiology, 183: 1-12. DOI.org/10.1016/j.jplph.2015.04.009

Kumari S, Kumar S and Prakash P. 2018. Exogenous application of cytokinin (6-BAP) ameliorates the adverse effect of combined drought and high temperature stress in wheat seedling. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry, 7: 1176-1180. DOI:10.3906/tar-0906-175

Lin J, Wang Y, Sun S, Mu C and Yan X. 2017. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on the growth, photosynthesis and photosynthetic pigments of *Leymus Chinensis* seedlings under salt-alkali stress and nitrogen deposition. Science of the Total Environment, 576: 234–241.DOI: 10.1016/j.scitotenv.2016.10.091

López ML, Peralta-Videa JR, Benitez T and Gardea-Torresdey JL. 2005. Enhancement of lead uptake by alfalfa (*Medicago sativa* L.) using EDTA and a plant growth promoter. Chemosphere, 61: 595-598. DOI: 10.1016/j.chemosphere.2005.02.028

Ma X, Zhang J and Huang B. 2016. Cytokinin-mitigation of salt-induced leaf senescence in perennial ryegrass involving the activation of antioxidant systems and ionic balance. Environmental and Experimental Botany, 125: 1-11. DOI:10.1016/j.envexpbot.2016.01.002

Marschner H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. 2nd (eds) Academic Press. New York. DOI.org/10.1016/S0076-6879(84)05016-3

Martinez C, Pons E, Prats G and Leon J. 2004. Salicylic acid regulates flowering time and links defense responses and reproductive development. The Plant Journal, 37: 209-217. DOI: 10.1046/j.1365-313x.2003.01954.x

Masoumzadeh BM, Imani AA and Khayamaim S. 2012. Salinity stress effect on proline and chlorophyll rate in four beet cultivars. Analytical and Bioanalytical Chemistry Research, 3: 5453-5456. . DOI.org/10.1016/j.jplph.2008.18.003

Mittler R. 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in Plant Science, 7: 405–410. DOI: 10.1016/s1360-1385(02)02312-9

Nakano Y and Asada K. 1981. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in Spinach chloroplasts. Plant and Cell Physiology, 22: 867-280. DOI:10.1093/OXFORDJOURNALS.PCP.A076232

Nazar R, Iqbal N, Syeed S and Khan NA. 2011. Salicylic acid alleviates decreases in photosynthesis under salt stress by enhancing nitrogen and sulfur assimilation and antioxidant metabolism differentially in two mung bean cultivars. Journal of Plant Physiology, 168: 807-815. DOI: 10.1016/j.jplph.2010.11.001

Ngullie CR, Tank RV and Bhanderi DR. 2014. Effect of salicylic acid and humic acid on flowering, fruiting, yield and quality of mango (*Mangifera indica* L.) cv.'Kesar'. Advance Research Journal of Crop Improvement, 5: 136-139. DOI:10.15740/HAS/ARJCI/5.2/136-139

Oliveira Neto CFD, Lobato AKDS, Gonçalves-Vidigal MC, Costa RCLD, Santos Filho BGD, Alves GAR, Maia WJMS, Cruz FJR, Neves HKB and Lopes MS. 2009. Carbon compounds and chlorophyll contents in sorghum submitted to water deficit during three growth stages. Journal of Food, Agriculture and Environment, 7: 588-593. DOI:10.3906/tar-0903-163

Orabi SA, Salman SR and Shalaby MA. 2010. Increasing resistance to oxidative damage in cucumber (*Cucumis sativus* L.) plants by exogenous application of salicylic acid and paclobutrazol. World Journal of Agricultural Sciences, 6: 252-259. DOI:10.1186/s12864-015-1762-9

Popova LP, Maslenkova LT, Yordanova RY, Ivanova AP, Krantev AP, Szalai G and Janda T. 2009. Exogenous treatment with salicylic acid attenuates cadmium toxicity in pea seedlings. Plant Physiology and Biochemistry, 47: 224-231. DOI: 10.1016/j.plaphy.2008.11.007

Pushpavalli R, Quealy J, Colmer TD, Turner NC, Siddique KHM, Rao MV and Vadez V. 2016. Salt stress delayed flowering and reduced reproductive success of chickpea (*Cicer arietinum* L.), a response associated with Na^+ accumulation in leaves. Journal of Agronomy and Crop Science, 202: 125-138. DOI.org/10.1111/jac.12128

Puyang X, An M, Han L and Zhang X. 2015. Protective effect of spermidine on salt stress induced oxidative damage in two Kentucky bluegrass (*Poa pratensis* L.) cultivars. Ecotoxicology and Environmental Safety, 117: 96–106. DOI.org/10.1016/j.ecoenv.2015.03.023

Reddy MP and Vora AB. 1986. Changes in pigment composition. Hill reaction activity and sacharides metabolism in bajra (*Penisetum typhoides* S & H) leaves under NaCl salinity. Photosynthetica, 20: 50–55. . DOI.org/10.1016/j.jplph.2008.10.002

Samea-Andabjadid S, Ghassemi-Golezani K, Nasrollahzadeh S and Najafi N. 2018. Exogenous salicylic acid and cytokinin alter sugar accumulation, antioxidants and membrane stability of faba bean. Acta Biologica Hungarica, 69: 86-96. DOI: 10.1556/018.68.2018.1

Shi Q, Bao Z, Zhu Z, Ying Q and Qian Q. 2006. Effects of different treatments of salicylic acid on heat tolerance, chlorophyll fluorescence, and antioxidant enzyme activity in seedlings of *Cucumis sativa* L. Plant Growth Regulation, 48: 127-135. DOI:10.1007/s10725-005-5482-6

Slama I, M'Rabet R, Ksouri R, Talbi O, Debez A and Abdelly CH. 2015. Water deficit stress applied only or combined with salinity affects physiological parameters and antioxidant capacity in *Sesuvium portulacastrum*. Flora, 213: 69–76. DOI:10.1007/s11738-018-2774-9

Stevens J, Senaratna T and Sivasithamparam K. 2006. Salicylic acid induces salinity tolerance in tomato (*Lycopersicon esculentum* cv. Roma): associated changes in gas exchange, water relations and membrane stabilisation. Plant Growth Regulation, 49: 77-83. DOI:10.1007/s10725-006-0019-1

Sui N, Yang Z, Liu M and Wang B. 2015. Identification and transcriptomic profiling of genes involved in increasing sugar content during salt stress in sweet sorghum leaves. BMC Genomics, 16: 534. DOI:10.1186/s12864-015-1760-5

Szczerba MW, Britto DT and Kronzucker HJ. 2009. K^+ transport in plants: physiology and molecular biology. Journal of Plant Physiology, 166: 447–466. DOI.org/10.1016/j.jplph.2008.12.009

Wakeel A, Xu M and Gan Y. 2020. Chromium-induced reactive oxygen species accumulation by altering the enzymatic antioxidant system and associated cytotoxic, genotoxic, ultrastructural, and photosynthetic changes in plants. International Journal of Molecular Sciences, 21: 728. DOI.org/10.3390/ijms21030728

Westerman LZ. 1990. Soil testing and plant analysis. Soil Sience Society of America Journal, INC. Madison, Wisconsin USA.DOI.org/10.22067/jag.v11i2.67935

Yaronskaya E, Vershilovskaya I, Poers Y, Alawady AE, Averina N and Grimm B. 2006. Cytokinin effects on tetrapyrrole biosynthesis and photosynthetic activity in barley seedlings. Planta, 224: 700–709. DOI: 10.1007/s00425-006-0249-5

Zeid IM and Shedeed ZA. 2006. Response of alfalfa to putrescine treatment under drought stress. Biologia Plantarum, 50: 635-640. . DOI.org/10.1016/j.jplph.2008.11.008