کاهش اثرات منفی شوری بر شاخص‌های فیزیولوژیک گواوا (*Psidium guajava* L.) با استفاده از اسید جیبرلیک

زهرا پشنگه و منصوره شمیلی*

گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه هرمزگان

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۶/۰۹/۱۰، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۶/۱۲/۰۷)

چکیده:

ازآنجائی که اسید جیبرلیک در افزایش تحمل گیاهان به تنش‌های غیرزیستی، نقش دارد، لذا ارزیابی واکنش‌های فیزیولوژیک دانهال گواوا به تنش شوری آب و تیمار اسید جیبرلیک در این تحقیق موردتوجه قرار گرفت. این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملا تصادفی و در ٤ تکرار اجرا شد. تیمارها شامل نمک کلرید سدیم (۰، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) و اسید جیبرلیک (صفر، ۲۵۰ و ۵۰۰ پی‌پی‌ام) بود. بر اساس نتایج، شوری باعث کاهش میزان کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل، کاروتنوئید، میزان فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی‌فنل‌اکسیداز و افزایش در فعالیت کاتالاز گردید. حتی سطح پائین نمک (۵۰ میلی مولار) باعث اثرات منفی بر خصوصیات فیزیولوژیک و بیوشیمیائی گردید. اسید جیبرلیک (۵۰۰ پی پی ام) باعث بهبود خصوصیات فیزیولوژیک دانه رُست گردید. لذا تیمار با اسید جیبرلیک در نهالستان‌ها می‌تواند به‌عنوان تیماری کارآمد جهت مواجهه بعدی نهال‌های گواوا با آب‌وخاک شور مثمرثمر واقع شود.

واژه‌های کلیدی: پراکسیداز، پلی فنل اکسیداز، کاروتنوئید، کاتالاز، کلروفیل، نشت یونی

مقدمه

شوری بر جنبه‌های مختلفی از متابولیسم گیاهان تاثیر گذاشته و تغییراتی را در رشد، متابولیسم، فیزیولوژی، مورفولوژی و بیوشیمی آنها باعث می‌گردد (Labanauskas *et al.*, 1981). از تغییرات بیوشیمیایی مهم در گیاهان تحت تنش شوری، می‌توان به افزایش سطح رادیکال‌های آزاد اشاره کرد (Mittler, 2002، Mittler *et al.*, 2004) که موجب اختلال در متابولیسم سلول از طریق خسارت بر اکسیداسیون لیپیدها، پروتئین‌ها و نوکلئیک اسیدها می‌گردد (Smirnoff, 1993). سلول، اما جهت تخفیف تاثیر اکسیداتیو این رادیکال‌ها، از مکانیسم‌های آنتی‌اکسیدانی آنزیمی (نظیر آسکوربات پراکسیداز، سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز و گلوتاتیون ردوکتاز) و غیر آنزیمی (نظیر کاروتنوئید، فلاونوئید، آسکوربات، گلوتاتیون و توکوفرول) بهره می‌برد (Ahmed *et al.*, 2009).

به‌منظور بهبود وضعیت رشدی گیاه از خسارت وارده از تنش، استراتژی‌های مختلفی مورداستفاده قرار می‌گیرد که ازجمله می‌توان به تغذیه تکمیلی با سیلیسیوم (Kaya *et al.*, 2006) محلول‌پاشی با پلی‌آمین‌ها (Tang and Newton, 2005) محلول‌پاشی با اسید سالیسیلیک (Sakhabutdinova *et al.*, 2003)، محلول‌پاشی با اسیدآسکوربیک (Conklin, 2001) اشاره کرد.

نقش اسید جیبرلیک در افزایش تحمل گیاهان به تنش‌های

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: shamili@ut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

غیر زیستی نیز موردتوجه محققان قرارگرفته است. در مطالعه اثر اسید جیبرلیک بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و تجمع پرولین در ریشه و اندام هوایی دو رقم کلزا، نتایج حاکی از آن بود که هرچند کاربرد تیمار اسید جیبرلیک خارجی (۰/۰۵ میلی مولار) در سطوح پایینِ نمک (۷۵ میلی مولار) از آثار مخرب شوری بر گیاهچه‌ها کاست، اما در غلظت‌های بالاتر نمک (۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار) کم اثر بود (لک، ۱۳۹۰). همچنین در مطالعه بر گیاه *Dracocephalum moldavica* L. تحت تنش خشکی، محلول‌پاشی با اسید جیبرلیک میزان کلروفیل و ترکیبات فنلی را به‌طور معنی‌داری افزایش داد (عباسپور و رضایی، ۱۳۹۳). در پژوهش سلطانی و همکاران (۱۳۹۵) بر دو رقم نخود ایرانی، در گیاهان تحت تنش شوری (۸۰ میکرو مولار)، محتوای پروتئین و آنزیم کاتالاز به‌طور معنی‌داری افزایش داشت. فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و سوپراکسید دیسموتاز کاهش نشان داد. تیمار اسید جیبرلیک (۱۰ و ۲۰ میکرومولار) موجب بهبود اثرات سوء نمک گردید.

در مطالعه Gomathi and Thandapani, 2005، شوری به میزان ۷ دسی‌زیمنس بر متر موجب کاهش ارتفاع بوته و رشد برگ نیشکر (*Saccharum officinarum* L.) شد، درحالی‌که کاربرد برگی ۱۵۰ پی‌پی‌ام اسید جیبرلیک اثرات منفی تنش شوری را کاهش داد. همچنین گزارش‌شده کاربرد خارجی اسید جیبرلیک آثار منفی تنش شوری را کاهش داده و موجب بهبود ویژگی‌های رشدی در گیاه کنف (*Hibiscus sabdariffa* L.) گردیده است (Ali *et al.*, 2012). در پژوهش Iqbal and Ashraf, 2013 بر دو رقم گندم تحت تنش شوری نیز، کاربرد اسید جیبرلیک (۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ میلی‌گرم در لیتر)، افزایش عملکرد دانه را از طریق تعادل در جذب یون‌ها و تقسیم‌بندی آن‌ها درون ریشه و شاخساره، القا کرد.

کشت گواوا، معروف به سیب مناطق گرمسیر (Bose and Mitra, 1996)، در استان‌های هرمزگان و سیستان و بلوچستان از قدمت زیادی برخوردار است و میوه آن در میان مردم بومی این مناطق، معروف به زیتون محلی است (پژمان و محبی، ۱۳۸۰). بر اساس آمارنامه وزارت جهاد کشاورزی در سال ۱۳۹٤، از حدود ۲/٦۸ میلیون هکتار سطح باغ‌های کشور(اعم از بارور و غیر بارور)، حدود ۱٤ هزار هکتار، معادل ۰/۵ ٪ به میوه‌های گرمسیری اختصاص داشته که از این مقدار، گواوا ۸ درصد از کل سطح باغ‌های گرمسیری را شامل شده است (آمارنامه کشاورزی، ۱۳۹۵). میزان تولید گواوا در استان هرمزگان بر اساس همین آمار، معادل ۱۷٤ هکتار و عملکرد آن ٤/۸۳ تن بوده است.

این گیاه به دامنه وسیعی از خاک‌ها سازگاری نشان می‌دهد، به‌طوری‌که حتی در خاک‌های غیر حاصلخیز و کم‌عمق رشد کرده و شرایط خشکی را نیز تحمل می‌کند، اما نمو دانهال‌های آن به‌شدت تحت تاثیر شوری قرار می‌گیرد (Cavalcante *et al.*, 2007). بنا به گزارش Walker و همکاران (۱۹۷۹) درختان گواوا با شوری کلرید سدیم ۳۰ تا ۵۰ میلی‌مولار در محیط ریشه دچار آسیب می‌شوند. همچنین دانهال‌های گواوا آبیاری شده با آب دارای EC بالاتر از ۱/۵ دسی‌زیمنس بر متر، کیفیت مناسب برای کاشت نداشتند (Cavalcante *et al.*, 2007). در مطالعه Ali-Dinar و همکاران (۱۹۹۹)، با بررسی تاثیر کلرید-سدیم و سطوح مختلف نیترات‌کلسیم (۵، ۱۰ و ۱۵ میلی‌مولار) بر رشد و شاخص‌های فیزیولوژیک دو رقم گواوا (تو سفید و توسرخ) تحت شرایط شوری، رشد شاخساره، محتوای کلروفیل برگ، میزان فتوسنتز خالص و تنفس گواوا کاهش یافت. تاثیر شوری بر مهار جوانه‌زنی بذر گواوا نیز موردتوجه برخی دیگر از محققین قرارگرفته است (Kaul *et al.*, 1988 ; Hooda and Yamdagni, 1991 ; Makhija *et al.*, 1980).

گواوا یکی از محصولات امیدبخش جهت توسعه باغات میوه در مناطق گرمسیر کشورمان می‌باشد که به دلیل سازگاری بالا و عملکرد قابل‌توجه، درآمد قابل‌توجهی را برای تولید کنندگان به ارمغان می‌آورد. جوانه زنی محدود بذر، ناشی از پوسته سخت، از مشکلات تولید پایه‌های دانهالی گواوا به شمار می‌رود. تیمار با آب گرم یا اتفن، خراش‌دهی با اسید نیتریک و اسید سولفوریک از جمله تکنیک‌هایی هستند که جهت بهبود جوانه‌زنی بذر گواوا در شرایط رشد معمول توصیه شده اند (عباسی و همکاران، ۱۳۹۲). اما از آنجا که استقرار و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

جوانه‌زنی اولیه بذر این گیاه اغلب در خاک و آب شور صورت می‌گیرد و گزارشی از کاربرد اسید جیبرلیک بر جوانه زنی بذر این گیاه در این شرایط موجود نیست، لذا برهمکنش اسید جیبرلیک و شوری بر واکنش فیزیولوژیک دانه رُست گواوا، در راستای تخفیف تنش، مساله اصلی موردتوجه در این تحقیق می‌باشد.

مواد و روش‌ها

آماده‌سازی مواد گیاهی و طرح آزمایشی: به‌منظور بررسی اثر متقابل شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر خصوصیات بیوشیمیایی و فیزیولوژیک دانهال گواوا، تحقیق حاضر در سال ۱۳۹۵ و در آزمایشگاه باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه هرمزگان انجام شد. این آزمایش به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملا تصادفی اجرا شد و به‌منظور کاهش خطاهای آزمایشی، تیمارها به‌صورت تصادفی در واحد آزمایشی پخش گردید. تیمارها شامل شوری با نمک کلرید سدیم در سه سطح (۰، ۵۰ و ۱۰۰ میلی‌مولار) و تیمار تنظیم‌کننده رشد اسید جیبرلیک در سه سطح (صفر، ۲۵۰ و ۵۰۰ پی‌پی‌ام) در ٤ تکرار بود. به‌منظور اجرای آزمایش، ابتدا میوه‌های گواوا در مرحله کاملا رسیده از نهالستانی واقع در شهرستان میناب تهیه و به آزمایشگاه منتقل گردید. بذرها از میوه جدا و در معرض جریان هوا در شرایط آزمایشگاه خشک شدند. کلیه بذرها با محلول هیپوکلریت سدیم ۰/۰۵ ٪ به مدت ۱۰ دقیقه، ضدعفونی شدند. سپس تیمار اسید جیبرلیک مربوطه (در خصوص غلظت صفر اسید جیبرلیک، غوطه‌وری در آب مقطر)، به مدت نیم ساعت و به صورت غوطه‌وری اعمال گردید. پس‌ازآن در هر واحد آزمایشی (هر پتری دیش) تعداد ۲۵ بذر تیمار شده کاشته شد. آبیاری روزانه هر واحد آزمایشی با محلول حاوی تیمار نمکی مربوطه (در خصوص غلظت صفر نمک، آبیاری روزانه با آب مقطر)، انجام شد. بعد از ۲۸ روز که سرعت جوانه‌زنی ثابت شد (شروع جوانه‌زنی روز ١٤ اُم بود)، نمونه‌برداری از برگ‌ها جهت اندازه‌گیری مشخصات فیزیولوژیک و بیوشیمیائی صورت گرفت. در این زمان کلیه گیاه‌چه ها دارای ۲ برگ بودند.

تهیه عصاره جهت سنجش آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان: پس از توزین ۰/۵ گرم برگ تازه و پودر کردن با ازت مایع، میزان یک سی‌سی از محلول استخراج (حاوی ۱۰۰ سی‌سی بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار، ۰/۰۳۷۲ گرم EDTA و یک گرم PVP) به آن اضافه گردید. مخلوط به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ (۱۲۰۰۰ دور در دقیقه) گردید. درنهایت از مایع رویی جهت تعیین فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز استفاده گردید (Dhindsa *et al.*, 1981).

ارزیابی فعالیت آنزیم کاتالاز: بدین منظور ۵۰ میکرولیتر از عصاره استخراج شده در مرحله قبل، با یک میلی‌لیتر از محلول واکنش کاتالاز (حاوی بافر فسفات‌پتاسیم ۵۰ میلی‌مولار باpH برابر ۷ و پراکسیدهیدروژن ۱۵ میلی‌مولار) ترکیب، سپس جذب نمونه در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر (Cecil CE2501) قرائت گردید. ضریب‌خاموشی استفاده‌شده برای محاسبه واحد آنزیمی معادل $۳۹/٤mM^{-1}Cm^{-1}$ می‌باشد (Dhindsa *et al.*, 1981).

ارزیابی فعالیت آنزیم پراکسیداز: بدین منظور ۳۳ میکرولیتر از عصاره استخراج با یک میلی‌لیتر از محلول واکنش پراکسیداز (حاوی ۱۳ میلی‌مول گوایکول و ۵ میلی‌مول پراکسیدهیدروژن و ۵۰ میلی‌مول بافر فسفات‌پتاسیم باpH برابر ۷) ترکیب، سپس جذب نمونه در طول‌موج ٤۷۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت گردید. ضریب‌خاموشی استفاده‌شده برای محاسبه واحد آنزیمی معادل $۲٦/٦mM^{-1}Cm^{-1}$ می‌باشد (Chance and Maehly, 1995).

ارزیابی فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز: بدین منظور ۱۰۰ میکرولیتر از عصاره استخراج با یک میلی‌لیتر از محلول واکنش پیروگالول (حاوی ۲/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات‌پتاسیم ۵۰ میلی-مولار و ۲۰۰ میکرولیتر پیروگالول ۰/۰۲ مولار) ترکیب، سپس جذب نمونه در طول‌موج ٤۲۰ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر قرائت گردید. ضریب‌خاموشی استفاده‌شده برای محاسبه واحد آنزیمی $۲٦/٤۰mM^{-1}Cm^{-1}$ می‌باشد (Kar and Mishra, 1976).

اندازه‌گیری میزان کلروفیل (a،b و کل) و کاروتنوئید: جهت تعیین میزان کلروفیل و کاروتنوئید، ۰/۵ گرم از نمونه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

برگ توزین و در هاون چینی با ازت مایع پودر گردید. سپس۱۰ سی‌سی استون ۸۰ درصد به آن افزوده و به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ گردید. محلول شفاف رویی جهت قرائت میزان جذب نوری در طول‌موج‌های ٤٧٠، ٦٦٣ و ٦٤٥ نانومتر استفاده شد. درنهایت میزان کلروفیل (a و b)، کلروفیل کل و کاروتنوئید با استفاده از روابط یک الی چهار محاسبه گردید (Arnon, 1949).

$$Chl_a\ (mg\ g^{-1}\ FW) = (12.25*A_{663})-(2.79*\ A_{645}) \quad (۱)$$

$$Chl_b\ (mg\ g^{-1}\ FW) = (21.21*A_{645})-(5.1*A_{663}) \quad (۲)$$

$$Chl_{total}\ (mg\ g^{-1}\ FW) = (20.21*\ A_{645}) + (8.02*\ A_{663}) \quad (۳)$$

$$C_{x+c}\ (mg\ g^{-1}\ FW) = ((1000*A_{470})-(1.8*\ Chl_a)-(85.02*\ Chl_b))/198 \quad (٤)$$

(x=xanthophylls and C= carotenes)

ارزیابی نشت‌یونی: اندازه‌گیری درصد نشت‌یونی می‌تواند شاخص خوبی در تعیین میزان پایداری غشاء باشد. بدین منظور برگ‌های تازه را با آب مقطر شسته و سپس با آب دو بار تقطیر آبکشی گردید. از هر برگ ۰/۱ گرم توزین و درون ارلن حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب دو بار تقطیر قرار داده شد. سپس در حمام آب‌گرم با دمای ٤٠ درجه به مدت ۳۰ دقیقه قرار گرفت و هدایت‌الکتریکی محتوای ارلن توسط ای‌سی‌متر (مدل Tetracon 325)، اندازه‌گیری و به‌عنوان EC_1 ثبت شد. ظرف حاوی نمونه به مدت ۱۵ دقیقه در حمام بن ماری با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و مجددا هدایت‌الکتریکی قرائت و به‌عنوان EC_2 ثبت گردید. درصد نشت‌یونی از رابطه پنج محاسبه گردید (Sairam and Srivastava, 2002).

$$\%\ \text{درصد نشت یونی} = (EC_1/EC_2)*100 \quad (۵)$$

تجزیه‌وتحلیل داده‌ها: داده‌های به‌دست‌آمده به‌صورت فاکتوریل دوعاملی در قالب کاملا تصادفی و با استفاده از نرم افزار MSTATC مورد تجزیه‌وتحلیل قرار گرفت. میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون دانکن مقایسه گردید. ترسیم نمودار های مربوطه در برنامه Excel 2013 انجام شد.

نتایج و بحث

تأثیر شوری بر میزان کاتالاز، پراکسیداز و پلی فنل اکسیداز معنی‌دار بود. تیمار با اسید جیبرلیک نیز بر کلیه صفات به‌جز کاتالاز تاثیر معنی‌داری داشت. همچنین اثر متقابل شوری و جیبرلین بر کاتالاز، پراکسیداز، پلی‌فنل‌اکسیداز، درصد نشت یونی و محتوای کاروتنوئید معنی‌دار بود (جدول ۱).

ارزیابی فعالیت آنزیم کاتالاز: تنش شوری باعث افزایش میزان آنزیم کاتالاز گردید به‌طوری‌که بیشترین میزان آنزیم کاتالاز در تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک صفر (۱۲۹/۹۱ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) و کمترین میزان آن تیمار شوری صفر و اسید جیبرلیک صفر(۳۳/۷۱ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) مشاهده گردید. کاربرد اسید جیبرلیک باعث کاهش میزان آنزیم کاتالاز در برگ دانهال گواوا گردید. پایین‌ترین میزان آنزیم در تیمار شوری صفر و اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی پی ام(٤/٢٦ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) مشاهده گردید (شکل ۱). این نتیجه همسو با نتایج Atak و همکاران (۲۰۰۷) بود.

کاتالاز یکی از آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی است که واکنش-های زنجیره‌ای رادیکال‌های آزاد را متوقف و از گیاهان در برابر تنش اکسیداتیو محافظت می‌کند. لذا در شرایط بروز تنش این آنزیم افزایش می‌یابد (Rukmini *et al.*, 2004؛ Vinchnevestkania and Roy, 2001). کاربرد خارجی اسید جیبرلیک در شرایط شوری از طریق تحریک سنتز آنزیم کاتالاز و درنتیجه جاروب کردن رادیکال‌های آزاد، اثرات منفی این تنش را کاهش می‌دهد (Ali *et al.*, 2012).

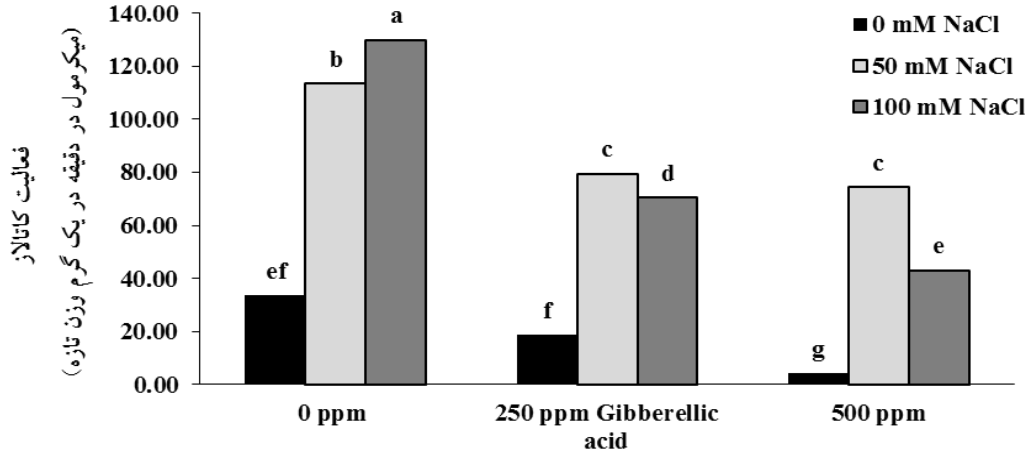
ارزیابی فعالیت آنزیم پراکسیداز: بر اساس نتایج تحقیق، تنش شوری منجر به کاهش و تیمار کمکی با اسید جیبرلیک موجب افزایش میزان آنزیم پراکسیداز در برگ دانهال گواوا گردید. به‌طوری‌که فعالیت آنزیم از مقدار ١٤/٧٨ (میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) در تیمار شوری ۱۰۰ میلی مولار و اسید جیبرلیک صفر به ۱۸/۵۰ (میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) در تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی‌پی‌ام رسید. میزان آنزیم در تیمار شاهد معادل ۲۱/۱۲ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه بود (شکل ۲). نیاکان و زنگنه(۱۳۹۳)، نیز گزارش کردند تنش غیرزیستی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

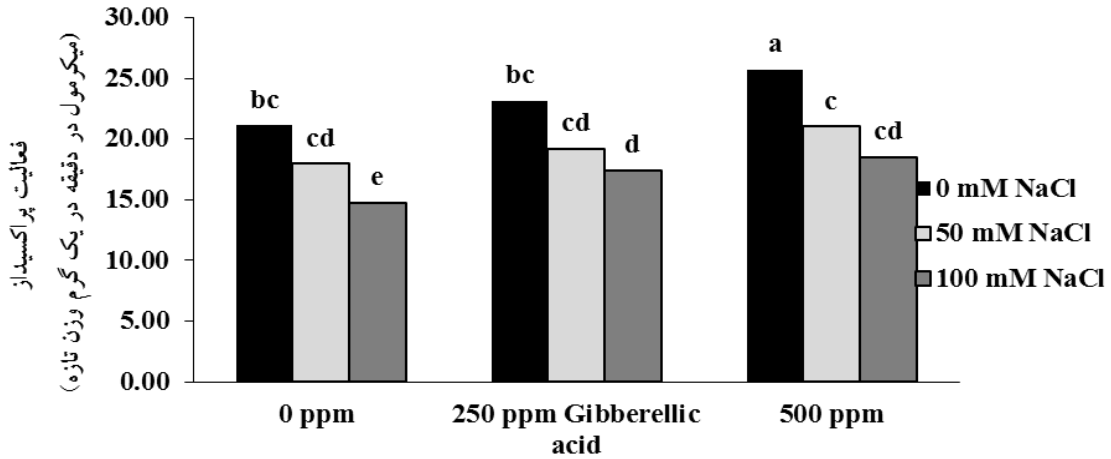
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

جدول ۱- برهم‌کنش شوری و جیبرلیک اسید بر مشخصه‌های بیوشیمیائی و فیزیولوژیک گواوا

منبع تغییر	درجه آزادی	کاتالاز	پراکسیداز	پلی فنل اکسیداز	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئید	نشت یونی
شوری	۲	۷۶۹/۱۲**	۱۳/۱۲**	۷۲۳/۴۳*	۱/۳۵	۲/۹۸	۲۱/۸	۰/۱۳	۸۸/۰۵
اسید جیبرلیک	۲	۲۴۹/۶۹	۱۳/۱۲*	۱۴۳۳/۶۱*	۲/۵۵**	۱۲/۶۷**	۳۴۷/۷۴**	۰/۸۰**	۲۳/۵۶*
شوری* اسیدجیبرلیک	۴	۵۱۴/۲۲**	۶۹/۸۷**	۷۲۵/۸۳*	۱/۶۴	۱/۷۵	۷/۲۸	۰/۱۳*	۳۴/۸۷**
خطا	۲۴	۱۶۵/۵۴	۴۲/۱۶	۱۴۳/۱۴	۲/۱۹	۰/۷۱	۰/۹۲	۰/۱۲	۵۷/۶۱
ضریب تغییرات		۱۲/۴۳	۲۵/۷۵	۹۳/۰۱	۱۶/۵۵	۲۱/۶۶	۲۰/۵۳	۲۷/۳۵	۱۳/۹۹



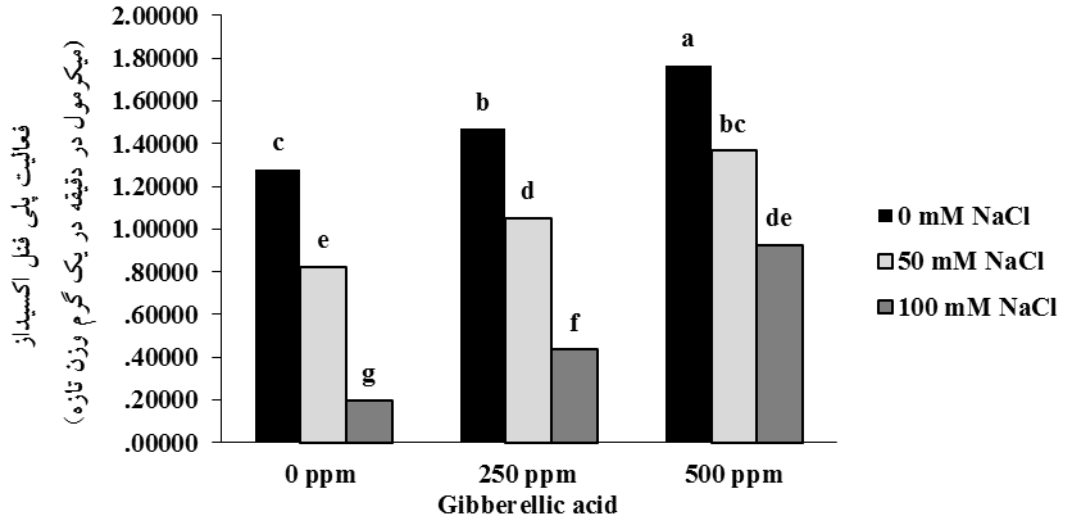
شکل ۱- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر فعالیت آنزیم کاتالاز گواوا ، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده ی عدم معنی داری در سطح یک درصدمی باشد.



شکل ۲- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر فعالیت آنزیم پراکسیداز گواوا، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده ی عدم معنی داری در سطح یک درصدمی باشد.

باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در ریشه و برگ می‌گردد. پراکسیدازها در لیگنینی شدن دیواره سلولی، کاتابولیسم اکسین، مقاومت در برابر پاتوژن‌ها و تحمل به شوری نقشی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]



شکل ۳- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر فعالیت آنزیم پلی فنل اکسیداز گواوا ، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده‌ی عدم معنی‌داری در سطح یک درصد می‌باشد.

کلیدی ایفا می‌کنند (Atak *et al*., 2007). جیبرلین نقش مهمی در تنظیم ژن‌های القاشده تحت تنش و پاسخ‌های گیاهان به محیط خارج دارد. درواقع در گیاهان تحت تنش، جیبرلین با فعال نمودن آنزیم‌های خانواده پراکسیداز، در مقابله با تنش‌ها ایفای نقش می‌کند (Shah, 2007).

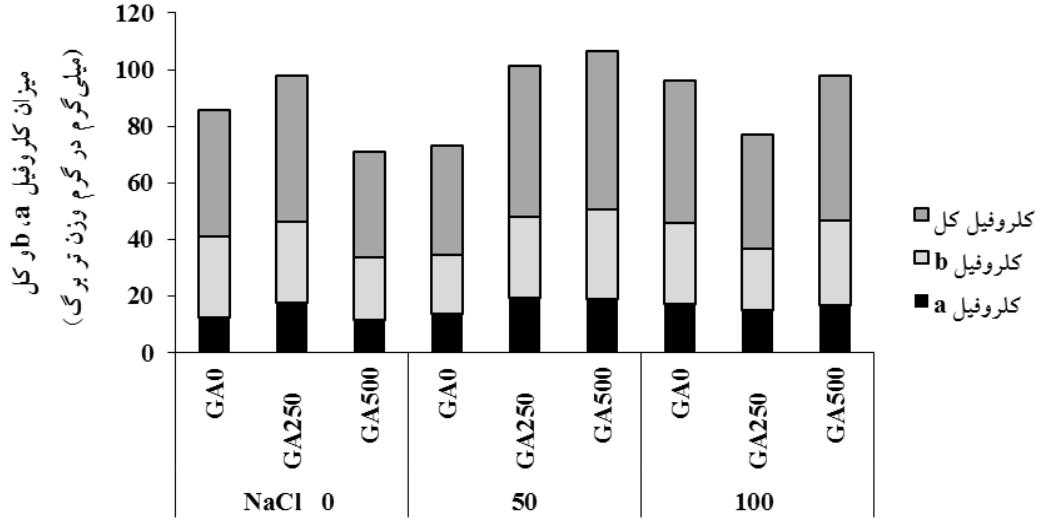
ارزیابی فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز: مطابق با نتایج به‌دست‌آمده میزان فعالیت آنزیم پلی‌فنل اکسیداز، با افزایش میزان شوری کاهش یافت. کمترین میزان آنزیم مذکور در تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک صفر(۱/۱۹ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) برگ و بیشترین میزان آن در تیمار شوری ۰ و اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی پی ام (۱/۷۷ میکرومول در دقیقه در یک گرم وزن تازه) مشاهده گردید (شکل ۳). افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در شرایط تنش شوری در تحقیق عنافجه و همکاران (۱۳۹۶). نیز گزارش‌شده است.

پلی‌فنل اکسیدازها، در اکسیداسیون فنل‌ها به کوئینون‌ها و تشکیل لیگنین در سلول‌های گیاهی نقش دارند. این آنزیم‌ها در فعالیت‌های دفاعی و فوق حساسیت دخالت داشته و واکنش های قهوه‌ای شدن بافت‌های زخمی و تشکیل سدهای دفاعی در مقابل عوامل بیماری‌زا را هدایت می‌کنند(Mohammadi and Kazemi, 2002). اسید جیبرلیک اما، تحمل به شوری را با حفظ فعالیت آنزیم‌های پلی‌فنل اکسیداز، پراکسیداز و سوپر-اکسیددیسموتاز، بهبود می‌بخشد. بدین ترتیب کاربرد اسید جیبرلیک باعث رشد مطلوب گیاهچه و پایداری آن تحت شرایط شوری می‌گردد (Levent Tuna *et al*., 2008).

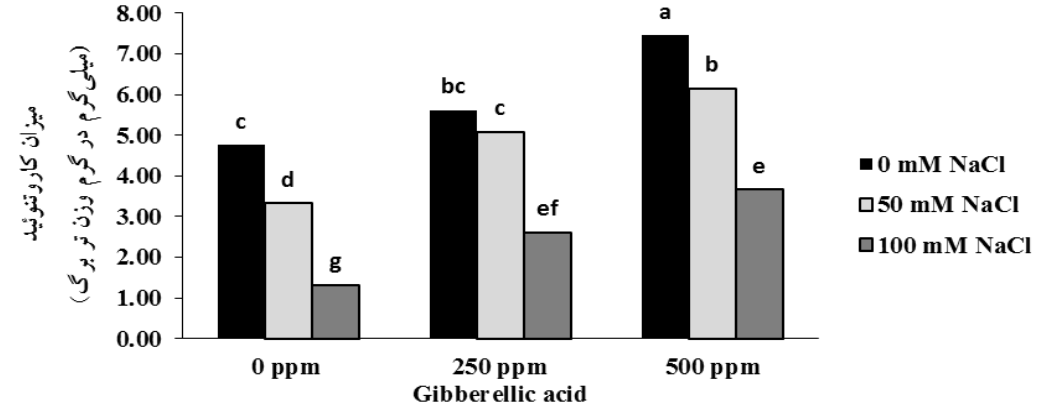
اندازه‌گیری میزان کلروفیل (a،b و کل) و کاروتنوئید: بنا به نتایج تحقیق حاضر، شوری باعث کاهش میزان کلروفیلa، کلروفیلb و کلروفیل‌کل و کاروتنوئید گردید (شکل ٤). با افزایش غلظت نمک از ۵۰ به ۱۰۰ میلی‌مولار این کاهش بیشتر بود. این یافته همسو با نتایج صفری و همکاران (۱۳۹٦) بود که به کاهش رنگدانه‌های فتوسنتزی در شرایط تنش شوری اشاره کردند. تیمار با هر دو سطح اسید جیبرلیک (۲۵۰ و ۵۰۰ پی‌پی ام)، باعث افزایش میزان رنگدانه‌های مذکور گردید (شکل ٤).

کمترین میزان کلروفیل a، کلروفیلb و کلروفیل‌کل مربوط به تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک صفر به ترتیب با مقادیر، ۱٤/۳۲، ۲٤/۷۷ و ٤۳/۱۵ (میلی‌گرم در گرم وزن‌تر برگ) و بیشترین مقادیر کلروفیلa (۲۱/۷۲ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر برگ)، کلروفیلb (۳۷/۳٤ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر برگ) و کلروفیل‌کل (٦۵/۲۰ میلی‌گرم در گرم وزن‌تر برگ) مربوط به تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک ۲۵۰

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]



شکل ٤- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر محتوای کلروفیل (a، b و کل) گواوا ، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده‌ی عدم معنی‌داری در سطح یک درصد می باشد.



شکل ۵- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر محتوای کاروتنوئید گواوا ، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده ی عدم معنی داری در سطح یک درصدمی باشد.

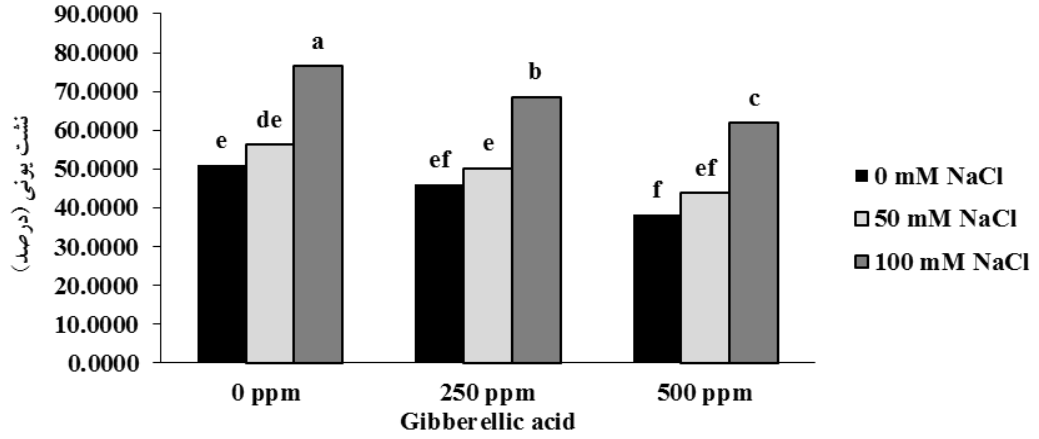
پی‌پی‌ام بود(شکل ٤).

افزایش شوری موجب کاهش کاروتنوئید نسبت به شاهد شد؛ با افزایش غلظت اسید جیبرلیک از صفر تا ۲۵۰ و ۵۰۰ پی پی ام، در تیمار شوری صفر، مقدار کاروتنوئید افزایش یافت. حداکثر مقدار کاروتنوئید (۷/٤۵ میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر برگ) در تیمار شوری ۰ و اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی پی ام مشاهده شد. کمترین مقدار آن (۱/۳۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) نیز متعلق به تیمار شوری فاقد اسید جیبرلیک بود. با توجه به اینکه اثر متقابل شوری و جیبرلیک اسید، تنها بر محتوای کاروتنوئید معنی‌دار بود فقط نمودار این رنگدانه ترسیم گردید (شکل ۵).

یافته‌های تحقیق حاضر تائیدی بر نتایج Ben-Asher و همکاران (۲۰۰٦)، در خصوص کاهش کاروتنوئیدها در شرایط شور است.

شوری باعث تخریب ساختار کلروپلاست، تجزیه کلروفیل و تغییر در محتوای کاروتنوئیدها می‌شود (Ben-Asher *et al.*, 2006). کاروتنوئیدها از رنگیزه‌های کلیدی و مهم سیستم آنتی اکسیدانی در گیاهان و حساس به تخریب اکسیداتیو هستند (Havaux, 1998). کاهش میزان کاروتنوئیدها در شرایط تنش، ناشی از نقش آنتی‌اکسیدانی آنها در حفظ ساختار کلروفیل و درنتیجه متلاشی شدن ساختار خودِ کاروتنوئید می‌باشد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]



شکل ٦- برهم‌کنش شوری کلرید سدیم و اسید جیبرلیک بر میزان نشت یونی گواوا ، حروف مشابه در هر ستون نشان دهنده ی عدم معنی داری در سطح یک درصدمی باشد.

(Caspi *et al.*, 2000). گزارش‌شده تیمار با اسید جیبرلیک موجب افزایش رنگیزه‌های گیاهی ازجمله کلروفیلa و کلروفیل-b و کلروفیل‌کل می‌گردد (Ali *et al.*, 2012).

ارزیابی نشت‌یونی: تحت تنش شوری، درصد نشت یونی در برگ افزایش یافت (شکل ٦). بیشترین درصد نشت‌یونی مربوط به تیمار شوری ۱۰۰ میلی‌مولار و اسید جیبرلیک صفر(۷٦/٦٤٪) و کمترین درصد نشت‌یونی مربوط به تیمار شوری صفر و اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی پی ام(۳۸/۲۰٪) بود. تیمار اسید جیبرلیک، درصد نشت‌یونی کاهش یافت (شکل ٦).

علی نیای فرد و همکاران(۱۳۸۷)، با بررسی تاثیر مواد آنتی اکسیدانت و شوری بر شاخص‌های مقاومت و پایداری غشاء یاخته در زیتون، گزارش کردند شوری باعث کاهش شاخص پایداری غشاء، شاخص تحمل ریشه و شاخص تحمل شاخساره (که همگی تابعی از میزان نشت‌یونی هستند) شد. همچنین سلاح ورزی و همکاران (۱۳۹۰)، با مطالعه گیاه مرزنجوش در تنش شوری گزارش کردند نشت‌یونی برگ در بالاترین سطح نمک (۱۵۰ میلی‌مولار) به بالاترین مقدار خود رسید. افزایش نشت یونی در شرایط تنش شوری در توت‌فرنگی (دهقان و همکاران، ۱۳۹۲) و گردو (صفری و همکاران، ۱۳۹٦) نیز گزارش‌شده است. کاربرد ترکیب آنتی اکسیدان، نشت یونی را تا ۵۰٪ بهبود بخشید. به نظر می‌رسد اسید جیبرلیک نیز، با بهبود نفوذپذیری غشاء سلول، منجر به بهبود رشد گیاهان می‌گردد (Ashraf and Karim, 2002).

نتیجه‌گیری کلی

هورمون‌های گیاهی جزئی فعال در سیگنال رسانی به سلول های گیاهی هستند که نوع و شدت واکنش گیاه نسبت به شرایط رشدی را القا می‌کنند. با بروز تنش‌های غیرزیستی سطح هورمون‌های گیاهی و درنتیجه رشد گیاه تغییر می‌کند (Iqbal and Ashraf, 2013 ؛Tuna *et al.*, 2008). تیمار خارجی با تنظیم‌کننده‌های رشد، در تخفیف خسارات وارده از تنش‌های محیطی مؤثر است (Stavir *et al.*, 1998b؛ Stavir *et al.*, 1998a؛ Lough and Lucas, 2006).

بر اساس نتایج این تحقیق، شوری باعث کاهش میزان کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل، کاروتنوئید، میزان فعالیت آنزیم‌های پراکسیداز و پلی‌فنل‌اکسیداز و افزایش در فعالیت کاتالاز در دانهال گواوا گردید. تیمار اسید جیبرلیک باعث کاهش اثرات تنش اکسیداتیو ناشی از تنش شوری و درنتیجه روند کاهشی در فعالیت آنزیم کاتالاز و بهبودی در سایر صفات فیزیولوژیک گردید.

شوری کلرید سدیم حتی در سطح ۵۰ میلی مولار علائم فیزیولوژیک و بیوشیمیائی خود را آشکار ساخت. اسید جیبرلیک ۵۰۰ پی پی ام باعث بازگشت گیاه با شرایط رشدی نرمال با سازوکار طبیعی گردید. عملکرد فیزیولوژیک گیاه در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

هر شرایط رشدی (نرمال یا تنش) حاصل برهم‌کنش سازوکارهای دفاعی درونی گیاه (آنزیمی و یا غیر آنزیمی) و راهکارهای مدیریتی بیرونی می‌باشد. در تحقیق حاضر افت عملکرد فیزیولوژیک دانهال گواوا به شکل افزایش محسوس در آنزیم کاتالاز و تخریب رنگدانه‌های فتوسنتزی (خصوصا کاروتنوئیدها) نمود داشت. تیمار کمکی توانست تعادل فیزیولوژیک را به نفع شرایط رشدی طبیعی بازگرداند. لذا به نظر می‌رسد استفاده از اسید جیبرلیک در خزانه‌ها و نهالستان های تولید دانهال گواوا بتواند به‌عنوان تیماری کارآمد جهت مواجهه بعدی این نهال‌ها با آب‌وخاک شور مثمر ثمر واقع شود.

سپاسگزاری:

از حوزه معاونت محترم پژوهش و فناوری دانشگاه هرمزگان به دلیل تأمین هزینه‌های انجام این تحقیق، سپاسگزاری می‌گردد.

منابع

پژمان، ح. و محبی، ع. (۱۳۸۰) گواوا، موسسه تحقیقات خرما و میوه‌های گرمسیری کشور، سازمان تحقیقات آموزشی و ترویج کشاورزی، نشریه ترویجی، تهران.

دهقان، ف.، غلامی، م. و عزیزی، ع. (۱۳۹۲). بررسی اثر برهمکنش محلول‌پاشی برگی آسکوربیک اسید و تنش شوری بر برخی ویژگی‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی توت‌فرنگی سلوا . فناوری تولیدات گیاهی. ۴۷:۱۳-۵۶.

سلاح ورزی، ی.، گلدانی، م.، نباتی، ج. و علیرضایی، م. (۱۳۹۰) تاثیر کاربرد برون‌زای آسکوربیک اسید بر برخی از تغییرات فیزیوشیمیایی مرزنجوش(*Origanum majorana* L.) تحت تنش شوری، مجله علوم باغبانی ایران. ۴۲: ۱۶۷-۱۵۹.

سلطانی، ا.، خاوری نژاد، ر.، انگجی، س.ع. و نجفی، ف.(۱۳۹۵) اثر برهمکنش شوری و جیبرلیک اسید بر محتوای رنگیزه های فتوسنتزی و برخی آنزیم های آنتی‌اکسیدان د دو رقم نخود ایرانی(*Cicer arientinum* L.)، فرآیند و کارکرد گیاهی، ۵: ۱۷۹-۱۸۸.

صفری، س.، عرفانی مقدم، ج. و زارع، م.ج. (۱۳۹۶). اثرات سالیسیلیک اسید بر برخی از ویژگی‌های مورفو/فیزیولوژیکی و بیوشیمیائی دانهال گردو تحت تنش شوری. فرآیند و کارکرد گیاهی. ۶ : ۲۲۳-۲۳۵.

عباسپور، ح. و رضایی، ح. (۱۳۹۳) اثر جیبرلیک اسید بر سرعت واکنش هیل، رنگریزه های فتوسنتزی و ترکیبات فنلی در گیاه بادرشبو(*Dracocephalum moldavica* L.) در شرایط تنش خشکی، مجله پژوهش های گیاهی، ۲۷: ۸۹۳- ۹۰۳.

عباسی، م.، حیدری، م. و رحیمی، م. (۱۳۹۲). بهبود جوانه زنی بذر گواوا (*Psidium guajava*) با استفاده از خراش دهی با اسید. نشریه علوم باغبانی. ۲۷: ۳۹۹-۳۹۴.

علی نیای فرد، س.، طباطبائی، س. ج.، حاجی لو، ج. و سیفی کلهر، م.(۱۳۸۷) واکنش رشدی و فیزیولوژیکی زیتون به مواد آنتی‌اکسیدانت و شوری، مجله علوم و فنون باغبانی ایران. ۹: ۲۸۴-۲۷۵.

عنافجه، الف.، صالحی سلمی، م.، دانشور، م.ح. و مرآتان، ع.ا. (۱۳۹۶). اثر تنش شوری بر رشد، تنشیم کننده های رشد و فعالیت آنزیم های آنتی‌اکسیدانتی گیاه شورپسند خرفه ساحلی. فرآیند و کارکرد گیاهی. ۶ : ۲۶۷-۲۷۸.

لک، ر.(۱۳۹۰) بررسی آثار جیبرلین و آسکوربات خارجی بر فعالیت آنزیم های آنتی‌اکسیدانی و تجمع پرولین، در ریشه و اندام هوایی دانه رست های دو رقم کلزا تحت شرایط شوری. اولین همایش ملی مباحث نوین در کشاورزی، ساوه، ایران.

نیاکان، م. و زنگنه، ا. (۱۳۹۳). اثر تنش خشکی و سالیسیلات بر میزان فعالیت آنزیم های آنتی‌اکسیدانی، گیاه دارویی شنبلیله. نشریه پژوهش های اکوفیزیولوژی گیاهی ایران.۳۳: ۴۵-۳۸.

Ahmed, P., Jaleel, C., Azooz, M. and Gowher, N. (2009) Generation of ROS and non-enzymatic antioxidants during abiotic stress in plants. Botany Research International 2: 11-20.

Ali-Dinar, H.M., Ebert, G. and Ludders, P. (1999) Growth, chlorophyll content, photosynthesis and water relations in guava (*Psidium guajava* L.) under salinity and different nitrogen supply. Gartenbauwissenschaft: 64:54–59.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

Ali, H. M., Siddiqui, M. H., Basalah, M. O., Al- Whaibi, M. H., Sakran, A. M. and Al-Amri, A. (2012) Effect of gibberellic acid on growth and photosynthetic pigments of *Hibiscus sabdariffa* L. African Journal of Biotechnology 11: 800-804.

Arnon, D. I. (1949) Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in: (*Beta vulgaris*). Journal of Plant Physiology. 24: 1–15.

Ashraf, M. and Karim, F. (2002) Interactive effects of gibberellic acid (GA_3) and salt stress on growth, ion accumulation and photosynthetic capacity in to spring wheat (*Triticum asetivum* L.) cultivars differing in salt tolerance. Plant Growth regulator. 36: 49-59.

Atak, C., Celik, O., Olgun, A., Alikamanoglu, S. and Rzakoulieva, A. (2007) Effect of magnetic field on peroxidase activities of soybean tissue culture. Biotechnology 2: 21-25.

Ben-Asher, J., Tsuyuki, I., Bravdo, B. A. and Sagih, M. (2006) Irrigation of grapevines with saline water. I. Leaf area index, stomatal conductance, transpiration and photosynthesis. Agricultural Water Management. 83: 13-21.

Bose, T.K. and Mitra, S.K. (1996). Fruit Tropical and subtropical. Naya Prokash. Cornell University.

Caspi, V., Droppa, M., Horrath, G., Malkin, S., Marder, J. B and Raskin, V.I. (2000) The effect of copperon chlorophyll organization during greening of barley leaves. Photosynthesis Research. 62: 165-174

Cavalcante, I. H. L., Cavalcante, L. F., Hu, Y. and Cavalcante, M. Z. B. (2007) Water salinity and initial development of four Guava (*Psidium guajava L.*) cultivars in North-Eastern Brazil. Journal of Fruit and Ornamental Plant Research. 15: 71-80.

Chance, B. Maehly, AC. (1995) Assay of proxidases. Methods enzymol. 11: 755 – 764.

Conklin, P.L. (2001) Recent advances in the role and biosynthesis of ascorbicacid in plants. Plant, Cell and Environment. 244: 383–394.

Dhindsa R.S., Plumb-Dhindsa P., Thorpe T. (1981) Leaf senescence: correlated with increased levels of membrane permeability and lipid peroxidation, and decreased levels of superoxide dismutase and catalase. Journal of Experimental Botany. 32: 93–101.

Gomathi, R. and Thandapani, V (2005) Role of gibberellins and polyamines in realation to salt tolerance of sugarcane genotypes (*Saccharum officianarum* L.). Plant Archives. 5: 293-296.

Havaux, M. (1998) Carotenoids as membrane stabilizers in chloroplasts. *Trends* in Plant Science. 3: 147–151.

Hooda P.S. and Yamdagni R. (1991) Salt tolerance of guava (*Psidium guajava* L.) and amla (*Emblica officinalis*) at germination stage. Research and *Development* Technical Report. 8(1): 36-38.

http://amar.maj.ir/dorsapax/userfiles/file/bagh-94.pdf

Iqbal M. and Ashraf, M. (2013) Gibberellic acid mediated induction of salt tolerance in wheat plants: Growth, ionic partitioning, photosynthesis, yield and hormonal homeostasis. Environmental and Experimental Botany. 86: 76– 85.

Kar M. and Mishra D. (1976) Polyphenoloxidase activity during rice leaf senescence. Plant physiology. 57: 315-319.Conklin, P.L. (2001) Recent advances in the role and biosynthesis of ascorbicacid in plants. Plant, Cell and Environment. 244: 383–394.

Kaul M.K., Mheta P.K. and Baskshi R.K. (1988) Note on effect of different salts on seed germination of *Psidiumguajava* L. cv. L-49 (Sadar). Current agriculture. 12(1-2): 83-85.

Kaya C., Tuna, L. and Higgs D. (2006) Effect of silicon on plant growth and mineral nutrition of maize grown under water – stress condition. Journal of Plant Nutrition. 29:1469- 1480.

Labanauskas C.K., Stolzy L.H. and Handy M.F. (1981) Protein and free amino acids in wheat grain affected by soil types and salinity levels in irrigation water. Plant and soil. 59:299-316.

Levent Tuna A., Cengiz K., Murat D. and David H. (2008) The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. Environmental and Experimental Botany. 62: 1-9.

Lough T. J., Lucas W.J. (2006) Integrative plant biology: role of phloem long-distance macromolecular trafficking. Annual Review of Plant Biology. 57: 203–232.

Makhija M., Dhankhar O.P., Singhrot R.S. (1980) Effect of soil salinity levels on growth and leaf mineral composition of guava (*Psidium guajava* L.). Haryana Journal of Horticultural Science. 9(1-2): 21-25.

Mittler R. (2002) Oxidative stress, antioxidant and stress tolerance. Trends in Plant Science. 7: 405-415.

Mittler R., Vanderauwera S., Gollery M. and Breusegem F.V. (2004) Reactive oxygen gene network of plants. Trends in Plant Science. 9: 490-498.

Mohammadi M. and Kazemi H. (2002) Changesin peroxidase and polyphenol oxidase activities insusceptible and resistance wheat heads inoculated with *fusarium graminearum* and inducedresistance. Plant Science. 162: 491-498.

Rukmini M.S., Benedicta D.S. and Vivan D.S. (2004) Superoxide dismutase and catalase activities andtheir correlation with malon dialdehyde in Schizophrenic Patients. Indian journal of Clinical Biochemistery.1919: 114-118.

Sairam R.K. and G.C. Srivastava (2002) Changes in antioxidant activity in subcellular fraction of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long term salt stress. Plant Science. 162: 897-904

Sakhabutdinova A.R., Fatkhutdinova D.R., Bezrukova M.V., and Shakirova F.M. (2003) Salicylic acid prevents the

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

damaging action of stress factors on wheat plants. Bulgarian Journal of Plant Physiology. (Special Issue): 314 319.
Shah S.H. (2007) Effect of salt stress on mustard as affected by gibberellic acid application. General and Applied Plant Physiology. 33(1-2): 97-106.
Smirnoff N. (1993) The role of active oxygen in the response of plants to water deficit and desiccation. New Phytologist. 125: 27-58.
Stavir K., Gupta A.K. and Kaure N. (1998a) Gibbrellic Acid and kinetin partially reverse the effect of water stress on germination and seedling growth in chick pea. Plant Growth Regulation. 25: 29-33.
Stavir K., Gupta A.K. and Kaure N. (1998b) Gibbrellic Acid reverses the effect of salt stress in chick pea (*Cicer arientinun* L.) seedlings by changing amylase activity and mobilization of starch in cotyledons. Plant Growth Regulation. 26: 85-90.
Tang W. and Newton J. R. (2005) Polyamines reduced salt induced oxidative damage byincreasing the activities of antioxidantenzymes and decreasing lipid peroxidation inVirginia pine. Plant Growth Regulation. 46: 31-43.
Tuna A., Kaya C., Dikilitas M., Higgas D. (2008) The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants, Environmental and experimental botany. 62: 1-9.
Vinchnevestkania K.D., Roy D.N. (2001) Oxidative stress and antioxidative defence with an emphasis onplants antioxidants. Environmental Review. 7:31-51.
Walker R.R., Kriedemann P.E. and Maggs D.G. (1979) Growth, leaf physiology and development in salt-stressed guavas. Australian Journal of Agricultural Research. 30: 477–488.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]

Ameliorating negative impacts of salinity on physiological characteristics of guava (*Psidium guajava* L.) by application of gibberellic acid

Zahra Pashangeh[1] and, Mansoore Shamili[2*]

[1] PhD student, Horticulture department, University of Hormozgan
[2] Assistant Professor, Horticulture department, University of Hormozgan
(Received: 01/12/2017, Accepted: 26/02/2018)

Abstract:

Since gibberellic acid has a critical role in plant tolerance to abiotic stress, therefore in present research, the impact of salt water and gibberellic acid treatment on guava seedlings physiological responces were investigated. The factorial experiment was carried out as a complete randomized design with four replications. Treatments included sodium chloride (0, 50 and 100 mM) and gibberellic acid (0, 250 and 500 ppm). Based on the results, salinity reduced chlorophyll a, chlorophyll b, total chlorophyll, carotenoids, peroxidase and polyphenol oxidase activity, whereas it increased catalase activity. Even low salt treatment (50 mM), caused negative effects on physiological and biochemical characteristics. Gibberellic acid (500 ppm) improved physiological properties of the seedlings. So, gibberellic acid application in the nurseries can be used as an effective treatment for the consequent exposure of the guava seedlings to saline soil and water.

Key words: Carotenoid, Catalase, Chlorophyll, Ion leakage, Peroxidase, Polyphenol oxidase

.

*Corresponding author: shamili@ut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.23.28.1]