نشریه فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۵، شماره ۷۴، مهر و آبان ۱۴۰۴ صفحه: ۲۱۵-۲۳۵
https://doi.org/10.22034/jispp.15.74.215

مقاله پژوهشی

اثر کاربرد ترکیبی فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر شاخص‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی مرتبط با تحمل به شوری در انگور

معصومه نوری[۱]، معصومه ملکی[۱*] و روح الله کریمی[۲]
[۱] گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه ملایر، ملایر، ایران
[۲] گروه علوم باغبانی و فضای سبز، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ملایر، ملایر، ایران

چکیده
تنش شوری از مهمترین عوامل محدودکننده رشد گیاهان بوده و به عنوان یک مشکل در حال افزایش برای کشاورزی در جهان است. انگور یکی از گیاهان حساس به شوری است و غلظت‌های بالای نمک منجر به کاهش رشد و عملکرد آن می‌شود. پژوهش حاضر با هدف کاربرد گلایسین‌بتائین (۵ میلی‌مولار) و فنیل‌آلانین (۵ میلی‌مولار) بر تحمل به شوری (۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم) نهال‌های یکساله انگور رقم یاقوتی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در دانشگاه ملایر در سال ۱۴۰۳ انجام شد. تیمار گلایسین‌بتائین و فنیل آلانین به صورت محلول‌پاشی برگی طی دو مرحله اعمال و پس از گذشت شش هفته از اولین تیمار شوری، نمونه‌های برگی جهت سنجش شاخص‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی به آزمایشگاه منتقل شدند. براساس نتایج، تنش شوری منجر به کاهش محتوای کلروفیل کل، کاروتنوئید و محتوای نسبی آب برگ شد، ولی محتوای این شاخص‌ها در تاک‌های تیمارشده گلایسین‌بتائین و فنیل‌آلانین بیشتر از دیگر تیمارها بود. تیمار گلایسین‌بتائین و فنیل آلانین و یا ترکیب آنها به طور معنی‌داری باعث بهبود سیستم آنتی‌اکسیدانی آنزیمی (فعالیت آنزیم کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز) و غیرآنزیمی (فنل و فلاونوئید) برگ تاک‌های تحت تنش شوری شد و تنش اکسایشی را کاهش داد به‌طوری‌که میزان تولید مالون دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن و درصد نشت یونی در برگ تاک‌های تیمارشده کمتر از شاهد بود. بیشترین محتوای پرولین و قند محلول برگ مربوط به تاک‌های تیمارشده بود. همچنین در تیمارهای مورد استفاده میزان تجمع کلر و سدیم را در برگ گیاه کاهش، ولی تجمع عناصر غذایی را افزایش داد. در کل کاربرد برگی گلایسین‌بتائین و فنیل آلانین با تأثیر بر سیستم آنتی‌اکسیدانی، تجمع اسمولیت‌های سازگار و محتوای عناصر غذایی باعث کاهش اثرات شوری بر نهال‌های انگور یاقوتی شد.

واژه های کلیدی: انگور یاقوتی، شوری، فنیل‌آلانین، گلایسین‌بتائین

مقدمه
انگور (*Vitis vinifera* L.) متعلق به خانواده انگور و راسته انگورسانان است (عزیزی و همکاران، ۱۳۹۸). این خانواده دارای ۱۷ جنس و در حدود ۱۰۰۰ گونه است که اغلب به

دریافت مقاله: ۱۴۰۴/۰۴/۱۴، بازنگری: ۱۴۰۴/۰۸/۰۵، پذیرش: ۱۴۰۴/۰۸/۲۱، اولین انتشار: ۱۴۰۵/۰۸/۰۸
* نویسنده مسئول، رایانامه: masoumemaleki@gmail.com

حق انتشار این مستند، متعلق به انجمن فیزیولوژی گیاهی ایران است. ۱۴۰۳ ©
این مقاله تحت گواهی زیر منتشر شده و هر نوع استفاده غیرتجاری از آن مشروط بر استناد صحیح به مقاله و با رعایت شرایط مندرج در آدرس زیر مجاز است:
Creative Commons Attribution-Noncommercial 4.0 International license https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

صورت بوته‌ای یا درختان بالارونده رشد می‌کنند. در خانواده انگور ریشه‌ها تا چند متر رشد طولی دارند، برگ‌ها به صورت متناوب بوده و ممکن است ساده یا مرکب باشند، میوه‌ها حاوی حبه‌های گوشتی با ۱ تا ٤ بذر هستند (Baneh *et al*., 2013). انگور از محصولات مهم اقتصادی در سراسر جهان است. شوری معمولاً با ایجاد اختلال در اثر اسمزی ریشه، رشد و عملکرد انگور را کاهش می‌دهد. در این شرایط، پتانسیل آب برگ و نرخ فتوسنتز به دلیل کاهش دسترسی به آب در ریشه کاهش می‌یابد. شوری به طور منفی بر تمامی جنبه‌های رشد و توسعه گیاه تأثیر می‌گذارد. افزایش شوری خاک در زمین‌های کشاورزی به دلایل مختلفی مانند گرمایش جهانی، کاهش بارندگی، استفاده بی‌رویه از کودهای شیمیایی و آبیاری با آب شور در حال افزایش است (Karimi and Noori, 2022). در مطالعه‌ای روی نه رقم انگور ایرانی، مشخص شد که رقم 'قره‌شانی' مقاوم‌ترین و رقم 'قزل اوزوم' حساس‌ترین رقم نسبت به شوری هستند (Mohammadkhani *et al*., 2013). تجمع بیش از حد نمک در فضاهای بین‌سلولی، همراه با پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی، منجر به اختلال در یکپارچگی غشای پلاسمایی می‌شود (Munns and Tester, 2008). این تغییرات باعث اختلال در نفوذپذیری انتخابی غشا شده و در نتیجه، نشت ناخواسته یون‌ها و مواد محلول از طریق غشای سلولی به آپوپلاست رخ می‌دهد. علاوه‌براین، در شرایط شوری، به دلیل اختلال در تعادل بین نور دریافت شده و بیوسنتز محصول نهایی فتوسنتز (قند)، تولید گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) در زنجیره انتقال الکترون اجتناب‌ناپذیر است. این تغییرات باعث ایجاد تنش اکسیداتیو در سلول‌های زیستی و نشت الکترون‌ها به فضاهای بین‌سلولی می‌شود (Munns and Tester, 2008; Karimi *et al*., 2016). در مقابل، گیاهان با مجموعه‌ای از سیستم‌های پاک‌سازی ROS (آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی) مجهز شده‌اند تا اثرات مخرب شوری را بر ساختارهای سلولی، به‌ویژه غشاهای زیستی، کاهش داده یا از بین ببرند. این فرآیند می‌تواند از طریق حذف ROS، میزان سازگاری گیاهان با شوری را به‌طور قابل‌توجهی افزایش دهد (Karimi *et al*., 2019). در این راستا، آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز (SOD)، کاتالاز (CAT)، گایاکول پراکسیداز (GPX) و آسکوربات پراکسیداز (APX) به‌عنوان سیستم آنزیمی اصلی، و اسید آسکوربیک، ترکیبات فنلی و گلوتاتیون به‌عنوان سیستم غیرآنزیمی عمل می‌کنند (Gill and Tuteja, 2010). علاوه بر این، در مواجهه با غلظت‌های بالای نمک، گیاهان سعی می‌کنند سلول‌های خود را بازسازی کنند (از طریق تغییرات مولکولی و هورمونی)، تنظیم اسمز سلولی را از طریق تولید قندهای محلول، اسیدهای آمینه و پروتئین‌های خاص انجام دهند و متابولیسم سلولی را به‌گونه‌ای تغییر دهند که انرژی لازم برای سازگاری با شرایط شور تأمین شود (Tahanian *et al*., 2016; Karimi *et al*., 2021). این تغییرات، بسته به ژنتیک گیاهان و شرایط رشد آن‌ها، تا حد زیادی میزان دوام و بقای آن‌ها در برابر تنش شوری را تعیین می‌کند. در این میان، ژنتیک گیاه نقش کلیدی دارد. گیاهان به تنش شوری برای کاهش اثرات مخرب شوری، پاسخ‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی مختلفی نشان می‌دهند. تقویت سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی، تجمع اسمولیت‌های سازگار و تغییرات هورمونی از جمله مکانیسم‌هایی هستند که در اندام‌های مختلف گیاه در واکنش به غلظت‌های بالای نمک رخ می‌دهند (Gill and Tuteja, 2010; Karimi *et al*., 2021). روش‌های مختلفی برای کاهش اثرات مخرب شوری بر گیاهان مورد استفاده قرار گرفته است، از جمله کاربرد هورمون‌ها از جمله سالیسیلیک اسید (Khorsandi Moghadam *et al*., 2025)، جاسمونیک اسید، آبسیزیک اسید (Karimi, 2017) و عناصر تغذیه‌ای: کلسیم (Ca)، منگنز (Mn)، روی (Zn)، پتاسیم (K) از طریق محلول‌پاشی یا مصرف خاکی به افزایش تحمل گیاهان نسبت به شوری کمک کرده‌اند (Minazadeh *et al*., 2018). یکی از مکانیسم‌های گیاهان جهت تحمل به تنش‌های زیستی و غیرزیستی، تغییر در غلظت محلول‌های سازگارکننده است. گلایسین‌بتائین معمول‌ترین محلول آلی سازگار است که در ریزجانداران مختلف، گیاهان عالی و حیوانات وجود داشته و از بین بسیاری از ترکیبات آمونیومی چهارظرفیتی شناخته شده، بیشترین و فراوان‌ترین

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

ترکیب در پاسخ به تنش‌هاست (Yang and Lu, 2003). فنیل-آلانین (Phe) یک اسیدآمینه ضروری برای رشد و نمو گیاهان است که به عنوان پیش‌ساز بسیاری از مولکول‌های مهم در رشد، تولید مثل و دفاع در برابر عوامل استرس‌زای غیرزیستی و زیستی، از جمله فنیل پروپانوئیدها، فلاونوئیدها، آنتوسیانین-ها، لیگنین، تانن‌ها و سالیسیلات به کار می‌رود (Pascual *et al*., 2016). مطالعات نشان داده‌اند که کاربرد اسمولیت‌های سازگار از جمله پرولین بر کاهش اثرات مخرب شوری، باعث بهبود تحمل گیاهان نسبت به تنش شوری از طریق مکانیسم‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی مختلف می‌شود. همچنین، اسمولیت‌ها سبب تغییراتی در متابولیسم سلولی می-شوند و مکانیسم‌های دفاعی مختلفی مانند تجمع مواد محلول، حفظ یکپارچگی دیواره سلولی، تولید پروتئین و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی را فعال می‌کنند تا تحمل گیاه را در برابر شوری افزایش دهند. یکی از آسیب‌های مخرب شوری، تولید گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) است که می‌تواند باعث پراکسیداسیون لیپیدهای غشاهای زیستی و اختلال در متابولیسم سلولی شود. برای کاهش آسیب‌های ناشی از ROS، گیاهان به آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی نظیر: اسکوربات پراکسیداز، سوپراکسید دیسموتاز، گایاکول پراکسیداز و کاتالاز مجهز شده‌اند که ظرفیت فتوسنتزی برگ را در شرایط تنش شوری بهبود می‌بخشند (Gill and Tuteja, 2010; Sharma *et al*., 2012). علاوه‌براین، تجمع این ترکیبات محلول در سلول، پرولین، پروتئین‌های ویژه، هورمون‌های درون‌زا، ترکیبات فنلی و تنظیم آب و مواد مغذی در سلول از دیگر تغییرات متابولیکی گیاهان تحت تنش شوری محسوب می‌شود، بنابراین، کاربرد موادی که تولید این متابولیت‌ها را افزایش دهند از جمله متابولیت‌های سازگار می‌توانند موجب بهبود مقاومت گیاهان به شوری و افزایش بهره‌وری آن‌ها شوند (Doulati Baneh *et al*., 2013; Jamalian *et al*., 2013; Fahad *et al*., 2015). انگور گیاهی نسبتاً حساس به شوری محسوب می‌شود و در اغلب نقاط ایران در سطح وسیعی کشت می‌شود. با جدی‌تر شدن مشکل خشکسالی، شوری حاصل از کم آبی در خاک‌های سطحی کشور افزایش یافته است. بنابراین افزایش تحمل شوری ارقام انگور مورد کشت در این منطقه، حداقل از طریق اعمال محافظت‌کننده‌های بیرونی، بیش از پیش ضروری به نظر می‌رسد. درباره تأثیر تیمار گلایسین‌بتائین و فنیل‌آلانین در گیاه انگور تحت تنش شوری تحقیقی انجام نگرفته است. فرضیه ما این است که تنش شوری بر شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیک انگور تأثیر دارد و گلایسین‌بتائین با اثر بر سیستم آنتی‌کسیدانی و تجمع محلول‌های سازگاری اثرات منفی تنش شوری را در انگور کاهش می‌دهد. همچنین فنیل آلانین با تأثیر بر محتوای ترکیبات فنولی و فلاونوئیدی در بافت‌های گیاه باعث تخفیف اثرات شوری در گیاه می‌شود و لذا اثرات ترکیبی گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین بر تعدیل تنش شوری کارایی بیشتری از اثرات جداگانه آنها دارد. بنابراین هدف این پژوهش مطالعه اثر کاربرد اسیدآمینه فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین بر تحمل به شوری انگور که با شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیکی از جمله مقدار کلروفیل، کاروتنوئید برگ، میزان پرولین، نشت یونی، فنول، فلاونوئید، قند و همچنین پراکسیداسیون لیپید، عناصر ماکرو و میکرو و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مورد ارزیابی قرار خواهد گرفت.

مواد و روش‌ها

این پژوهش روی انگور رقم یاقوتی (*Vitis vinifera* L.) به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در گلخانه آموزشی تحقیقاتی دانشگاه ملایر با مختصات ٤٨ درجه و ٥٥ دقیقه طول جغرافیایی و ٣٤ درجه و ١٠ دقیقه عرض جغرافیایی انجام شد. تیمارها شامل دو فاکتور کلی: (الف) فاکتور اول شامل چهار تیمار به نام‌های ١. شاهد (بدون تنش) ٢. گلایسین¬بتائین (٥ میلی‌مولار) ٣. فنیل‌آلانین (٥ میلی‌مولار) ٤. ترکیب گلایسین¬بتائین (٥ میلی‌مولار) + فنیل‌آلانین (٥ میلی‌مولار) و (ب) فاکتور دوم شامل تنش شوری در دو سطح صفر (شرایط طبیعی) و ١٠٠ میلی‌مولار (شوری ناشی از کلرید سدیم) بود. این تیمارها بر اساس نتایج مطالعات قبلی انتخاب شدند. پس از جمع‌آوری داده‌ها، از میانگین داده‌ها برای تجزیه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

و تحلیل آماری استفاده گردید. محاسبات آماری با استفاده از نرم افزار SPSS و ترسیم نمودار با استفاده از نرم‌افزار Excel انجام شد.

سنجش محتوای نسبی آب (RWC): نمونه‌برداری با استفاده از قیچی از برگ رفرنس (آخرین برگ توسعه‌یافته) انجام گرفت و نمونه‌ها بلافاصله درون یخ قرار گرفته و در آزمایشگاه، وزن تر آن‌ها با ترازوی دقیق اندازه‌گیری شد (برگ‌ها نباید دچار شکستگی و پارگی باشند). سپس تمامی نمونه‌ها در آب‌مقطر قرار داده شدند و به‌مدت ۲٤ ساعت در سرد خانه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند. بعد از ۲٤ ساعت وزن اشباع برگ‌ها اندازه‌گیری و برگ‌ها به‌مدت ۲٤ 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 با ترازوی دارای دقت یک ده هزارم در فرمول زیر RWC به‌دست آمد (Kirnak *et al*., 2001).

$$RWC\% = [(FW_DW)/ (TW_DW)] \times 100$$

Fw= وزن تر برگ بلافاصله بعد از نمونه‌برداری، Dw = وزن خشک برگ بعد از قرارگرفتن در آون و Sw= وزن اشباع برگ بعد از قرارگرفتن در آب‌مقطر

سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: سنجش محتوای کلروفیل و کاروتنوئید با استفاده از روش Lichtenthaler و Wellburn (۱۹۸۳)، انجام شد. بدین ترتیب ۰/۲ گرم بافت تازه در هاون چینی حاوی ۵ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد سائیده و بر روی کاغذ واتمن شماره یک صاف گردید. سپس حجم عصاره به دست آمده با استون به ۱۵ میلی‌لیتر رسید. شدت جذب نوری عصاره در طول‌موج‌های ٦٦۳، ٦٤٦ و ٤۷۰ نانومتر به روش اسپکتروفتومتری خوانده شد برای تنظیم دستگاه از استون ۸۰ درصد به عنوان شاهد استفاده شد.

$$Chl\ a = 12/25\ A663/2 - 2/79\ A646/8$$
$$Chl\ b = 21/51\ A646/8 - 5/10\ A663/2$$
$$Cx/c = (1000\ A470 - 1/8\ Ca - 85/2\ Cb)\ /198$$

سنجش فنل: برای سنجش فنل، ۰/۰۵ گرم نمونه خشک شده در هاون صاف گردید و ۵ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد به آن اضافه شد. لوله‌ها ورتکس شده و در مکان تاریک در دمای ٤- قرار گرفتند. بعد ۲٤ ساعت دوباره لوله‌ها هر یک ۱۵ دقیقه ورتکس شدند و در نهایت با دور ۳٤۰۰ در دقیقه به مدت ۲۰ دقیقه سانتریفیوژ شدند. به ۱ میلی‌لیتر از عصاره رویی، ۲ میلی‌لیتر معرف فولین- دنیس اضافه شد. بعد از ۵ دقیقه ۲ میلی‌لیتر محلول کربنات سدیم ۷ درصد اضافه شد و در نهایت با آب دیونیزه به حجم ۱۲/۵ رسید و جذب هر یک از نمونه‌ها بعد از مدت زمان ۱۰ دقیقه با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۷٦۰ نانومتر سنجیده شد (Velioglu *et al*., 1998).

سنجش فلاونوئید: ابتدا عصاره‌های متانولی با استفاده از کاغذ صافی واتمن شماره یک صاف و مورد تبخیر قرار گرفت، و با انحلال مجدد در متانول و به دنبال عبور از فیلتر به منظور سنجش فلاونوئیدها مورد استفاده قرار گرفتند، به ۵۰۰ میکرولیتر از هر عصاره ۱/۵ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد، ۱۰۰ میکرولیتر محلول آلومینیوم کلرید ۱۰ درصد، ۱۰۰ میکرولیتر محلول استات پتاسیم ۱مولار و ۲/۸ میلی‌لیتر آب‌مقطر اضافه شد. جذب مخلوط بعد از گذشت ٤۰ دقیقه در طول‌موج ٤۱۵ نانومتر نسبت به بلانک اندازه‌گیری شد. بلانک حاوی تمام ترکیبات بالا خواهد بود اما به جای عصاره، به همان اندازه متانول ۸۰ درصد به آن اضافه شد. میزان فلاونوئید کل عصاره‌ها براساس میلی‌گرم معادل کوئورستین بر گرم وزن خشک ریشه و یا برگ گیاه گزارش شد (Chang *et al*., 2002).

سنجش پرولین: برای سنجش پرولین ۰/۵ گرم بافت تر در ۱۰ میلی لیتر سولفوسالیسیلیک اسید ۳ درصد در هاون چینی سائیده و کاملاً همگن شد. عصاره حاصل با کاغذ واتمن شماره ۲ صاف و حجم آن یادداشت شد. ۲ میلی‌لیتر از عصاره صاف شده با ۲ میلی‌لیتر محلول نین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر استیک اسید گلاسیال مخلوط شده و به مدت یک ساعت در حمام آب گرم (۱۰۰ درجه سانتی‌گراد) قرار گرفت. پس از آن با قراردادن لوله‌های آزمایش به مدت ۱۰ دقیقه در حمام یخ واکنش مذکور پایان یافت. سپس ٤ میلی‌لیتر تولوئن به محتویات هر لوله اضافه و به مدت ۱۵ ثانیه با دست به شدت تکان داده شد. فاز رویی که شامل تولوئن و پرولین بود از فاز آبی جدا شد و جذب آن به وسیله دستگاه اسپکتروفتومتری در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

طول‌موج ۵۲۰ نانومتر تعیین گردید. در این بخش تولوئن به عنوان شاهد استفاده شد. غلظت پرولین در هر نمونه بر اساس جذب و غلظت‌های معین موجود در منحنی استاندارد بر اساس میکرومول در گرم وزن تر محاسبه شد و برای به دست آوردن مقدار پرولین در وزن تر نمونه از فرمول زیر استفاده می شود:

$$\mu \text{ moles prolin/g} = \frac{(\mu g \text{ prolin/ml} \times \text{ml toluene})/115/5\mu g/\mu mol}{\text{g sample}/5}$$

سنجش پروتئین کل: به‌منظور سنجش محتوای پروتئین‌های محلول، ۰/۵گرم بافت تازه برگ با ۵ میلی‌لیتر بافر استخراج (تریس با غلظت ۱ میلی‌مولار و اسیدیته ۷) درون هاون چینی کاملاً له شد و این مخلوط به مدت ۲۰ دقیقه با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شد؛ سپس ۱۰۰ میکرولیتر از محلول شفاف رویی با ۵ میلی‌لیتر معرف بیورد [(۱۰ درصد استیک اسید گلایسیال + ۲۵ درصد اتانول + ۶۵ درصد آب‌مقطر + ۰/۱ درصد (حجم/وزن) محلول کوماسی بریلیانت بلوجی ۸۵۰)] مخلوط و جذب آن با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۵۹۵ نانومتر خوانده شد (Bradford,1997). غلظت پروتئین‌های محلول با استفاده از منحنی استاندارد تهیه‌شده براساس غلظتهای مختلف آلبومین گاوی بر حسب میلی‌گرم در گرم وزن تر محاسبه شد.

کربوهیدرات‌های محلول: از هر گیاه یک برگ کاملاً توسعه‌یافته برداشت کرده و نیم گرم از بافت تازه آن به همراه ۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد در داخل هاون چینی کوبیده و قسمت بالایی محلول جدا گردید. عمل استخراج دو بار دیگر و هر بار با ۵ میلی‌لیتر اتانول ۷۰ درصد تکرار شد. سپس محلول به‌دست آمده به‌مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید و بعد از جداکردن بخش بالایی فاز مایع، عصاره الکی حاصل تا زمان اندازه‌گیری کربوهیدرات در داخل یخچال نگه‌داری شد. برای اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های محلول برگ با توجه به روش (Irigoyen *et al.*,1992) ۰/۱ میلی‌لیتر از عصاره الکی نگه‌داری شده در یخچال توسط میکروپیپت برداشته و در لوله آزمایش ریخته شد و سپس ۳ میلی‌لیتر آنترون تازه تهیه‌شده (۱۵۰ میلی‌گرم آنترون + ۱۰۰ میلی‌لیتر اسید سولفوریک ۷۲ درصد به آن اضافه شد. لوله‌های آزمایش را به‌مدت ۱۰ دقیقه در حمام آب جوش قرار داده تا ماده رنگی تشکیل شود. پس از خنک‌شدن نمونه‌ها میزان جذب آن‌ها در طول‌موج ۶۲۵ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد. میزان کربوهیدرات محلول براساس میلی‌گرم در گرم وزن تر برگ گیاه با استفاده از رابطه زیر محاسبه گردید.

میزان کربوهیدرات‌های محلول (میلی‌گرم بر گرم وزن تر) = وزن نمونه برگ (۰/۵ گرم)/ حجم عصاره (۱۵ میلی‌گرم) × ۱۰۰۰/ عدد خوانده شده

نشت یونی: جهت اندازه‌گیری پایداری غشای سلولی ۱۰ قطعه از برگ تازه رفرنس به مساحت یک سانتی‌متر مربع از برگ هر تیمار در زمان رسیدن به سطح تنش مورد نظر بریده شد و بلافاصله به آزمایشگاه جهت اندازه‌گیری منتقل شدند. قطعات برگ را داخل فالکن‌های ۵۰ میلی‌لیتری قرار داده و سپس مقدار ۱۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر دو بار تقطیر شده به آن‌ها اضافه گردید سپس فالکن‌ها را به‌مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق روی شیکر قرار داده و بعد از این مدت با استفاده از دستگاه هدایت‌سنج الکتریکی، هدایت الکتریکی (EC_1) آن‌ها اندازه‌گیری شد. فالکن‌های حاوی نمونه‌ها به‌مدت ۱۵ دقیقه در دمای ۱۲۱ درجه سانتی‌گراد و فشار یک اتمسفر اتوکلاو شدند. سپس بعد از سرد شدن فالکن‌های حاوی نمونه‌ها و رسیدن به دمای اتاق، مجدداً هدایت الکتریکی (EC_2) آن‌ها اندازه‌گیری و میزان نشت یونی نسبی از طریق رابطه زیر محاسبه گردید (Sairam and Tyagi, 2001).

$$REL = [EC1 / EC2]\times 100\%$$

پراکسیداسیون لیپیدهای غشا: اندازه‌گیری میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی به‌وسیله تست تیوباربیتوریک اسید (TBAT) با سنجش میزان مالون دی‌آلدئید انجام شد. ۰/۲ گرم بافت تازه برگ در ۵ میلی‌لیتر تری‌کلرو استیک اسید ۰/۱ درصد همگن شد. سپس عصاره حاصل به فالکون انتقال یافته و به‌مدت ۵ دقیقه در ۶۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. به یک میلی‌لیتر از محلول رویی ۴ میلی‌لیتر تری‌کلرو استیک اسید ۲۰ درصد که حاوی ۰/۵ درصد تیوباربیتوریک اسید بود اضافه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

شد. مخلوط فوق به‌مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم (۹۵ درجه سانتی‌گراد) انکوبه گردید. سپس مخلوط حاصل بلافاصله در حمام یخ سرد شد و بعد از آن در سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ گردید. میزان جذب مایع رویی در طول‌موج ۵۳۲ نانومتر تعیین و جذب ناویژه در ۶۰۰ نانومتر از آن کسر شد. غلظت مالون دی‌آلدئید (MDA) با استفاده از ضریب تصحیح ۱۵۵/۰ $\mu\ mol^{-1}\ cm^{-1}$ محاسبه و براساس واحد میکرومول بر گرم وزن تر ($\mu mol\ g^{-1}\ FW$) بیان شد (Buege and Aust, 1978).

پراکسید هیدروژن: اندازه‌گیری پراکسید هیدروژن (H_2O_2) به روش Velikova و Loreto (۲۰۰۵) صورت گرفت. به این منظور ۰/۳ گرم از نمونه برگ تازه توزین و در ۳ میلی‌لیتر تری‌کلرو استیک (TCA) یک درصد هموژن گردید. سپس نمونه‌ها به لوله‌های سانتریفیوژ منتقل و به‌مدت ۱۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد با ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند. پس از آن به ۰/۷۵ میلی‌لیتر محلول شناور، ۰/۷۵ میلی‌لیتر محلول بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی‌مولار با pH معادل ۷ و ۱/۵ میلی یدید پتاسیم ۱ مولار اضافه شد. غلظت پراکسید هیدروژن نمونه‌ها به‌وسیله مقایسه جذب آن‌ها در طول‌موج ۳۹۰ نانومتر و منحنی استاندارد آن در طیفی از ۱۰۰ تا ۱۰۰۰ میکرومول بر میلی‌لیتر محاسبه شد.

آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان: برای این منظور، بافت برگ تازه با استفاده از ازت مایع در یک هاون چینی کوبیده شد و به صورت پودر ریز درآمد. مقدار ۰/۱ گرم پودر از هر نمونه در یک تیوب پلاستیکی کوچک ریخته شده و تا زمان اندازه‌گیری در فریزر ۸۰- درجه سانتی‌گراد نگه‌داری شد. از این نمونه‌های منجمد جهت اندازه‌گیری فعالیت هر یک از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان به شرح ذیل استفاده گردید.

آسکوربات پراکسیداز (APX): فعالیت این آنزیم به‌روش Nakano و Asada (۱۹۸۱) اندازه‌گیری شد. اساس این روش کاهش جذب نور در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر است که ناشی از اکسیده‌شدن آسکوربات است. جهت استخراج آنزیم، ۰/۱ گرم بافت پودرشده برگ در ۱ میلی‌لیتر «بافر استخراج» ریخته و بهم زده شد. عصاره حاصل به‌مدت ۲۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد و با سرعت ۱٤۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید. محلول شفاف بالایی که عصاره آنزیم تلقی می‌شود، به آرامی جدا گردید. در هر دو کوئت شاهد و کوئت نمونه مقدار ۳ میلی‌لیتر بافر استخراج ریخته و به آن مقدار ٤/۵۱ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳۰ درصد اضافه شد. این دو کوئت در دستگاه اسپکتروفتومتر قرار داده شد و دستگاه صفر گردید. سپس به کوئت نمونه مقدار ۵۰ میکرولیتر از عصاره گیاهی اضافه شد. ثبت تغییرات جذب نوری نمونه‌ها در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر که بیانگر میزان اکسیداسیون و کاهش غلظت آسکوربات است، هر ۱۰ ثانیه و به‌مدت ۱۲۰ ثانیه انجام گردید. هر واحد فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز به‌عنوان مقداری از آنزیم در نظر گرفته شد که موجب اکسیده‌شدن یک میکرومول آسکوربات در هر دقیقه می‌شود.

میزان فعالیت آنزیم (بر حسب واحد در میلی‌گرم پروتئین برگ) از رابطه زیر محاسبه و بلافاصله تغییرات جذب در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر به‌مدت ۱ دقیقه خوانده شد.

$$\text{APX activity} = \frac{|A_{290}(t_2) - A_{290}(t_1)|}{t_2 - t_1} \times \frac{V_t}{E \times V_s}$$

t_1 و t_2 ابتدا و انتهای بازه زمانی مورد بررسی (برحسب دقیقه)، $A_{290}(t_1)$ و $A_{290}(t_1)$ به‌ترتیب مقادیر جذب نور در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر در زمان‌های t_1 و t_2، V_t حجم نهایی محلول واکنش (در این آزمایش: ۱/۸ میلی‌لیتر)، V_s حجم عصاره آنزیمی مورد استفاده (در این آزمایش: ۰/۲ میلی‌لیتر) و E ضریب تجزیه آسکوربات (عدد ثابت ۲/۸) است.

برای استخراج آنزیم آسکوربات پراکسیداز از محلول بافر فسفات سدیم با غلظت ۵۰ میلی‌مولار pH= ۷ طبق روش ذکرشده برای آنزیم کاتالاز استفاده شد که به آن EDTA با غلظت ۱ میلی‌مولار و PVP-40 یک درصد (وزن به حجم) و تریتون ۱۰۰- ۰/۱ (حجم به حجم) اضافه شد و کنترل pH انجام گرفت و بعد از آن آسکوربات با غلظت ۱ میلی‌مولار اضافه شد.

آنزیم کاتالاز (CAT): فعالیت آنزیم کاتالاز به روش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

Cohen و همکاران (۱۹۷۰) و براساس میزان ناپدیدشدن آب اکسیژنه (H_2O_2) در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر اندازه‌گیری شد. جهت استخراج آنزیم، ۰/۱ گرم بافت پودرشده برگ در ۱ میلی‌لیتر «بافر استخراج» ریخته و به‌هم زده شد. عصاره حاصل به‌مدت ۲۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد و با سرعت ۱٤۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید و محلول شفاف بالایی که عصاره آنزیم تلقی می‌شود، به آرامی جدا گردید و برای تعیین فعالیت آنزیم مورد استفاده قرار گرفت. برای این منظور، ابتدا در هر دو کوئت شاهد و کوئت نمونه مقدار ۳ میلی‌لیتر بافر استخراج ریخته و به آن‌ها مقدار ٤/۵ میکرولیتر H_2O_2 ۳۰ درصد اضافه شد این دو کوئت در دستگاه اسپکتروفتومتر قرار داده شد و عدد خوانده‌شده صفر شد. سپس به کوئت نمونه مقدار ۵۰ میکرولیتر از عصاره گیاهی اضافه شد تا واکنش آغاز گردد/ ثبت تغییرات جذب نور نمونه‌ها در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر که بیانگر میزان کاهش غلظت H_2O_2 است، هر ۱۰ ثانیه و به‌مدت ۱۲۰ ثانیه انجام گردید. هر یک واحد از فعالیت آنزیم کاتالاز به‌عنوان مقداری از آنزیم در نظر گرفته شد که موجب کاهش یک میکرومول H_2O_2 در هر دقیقه می‌شود. میزان فعالیت آنزیم (بر حسب واحد در میلی‌گرم پروتئین برگ) از رابطه زیر محاسبه گردید:

$$\text{CAT activity} = \frac{|A_{240}(t_2) - A_{240}(t_1)|}{t_2 - t_1} \times \frac{V_t}{E \times V_s}$$

t_1 و t_2 به‌ترتیب، ابتدا و انتهای بازه زمانی مورد بررسی (برحسب ثانیه)، $A_{240}(t_1)$ و $A_{240}(t_1)$ به‌ترتیب، مقادیر جذب نور در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر در زمان‌های t_1 و t_2، V_t حجم نهایی محلول واکنش (در این آزمایش: ۰/۰۲ + ۱/۸٤ میلی‌لیتر)، V_s حجم عصاره آنزیمی مورد استفاده (در این آزمایش: ۰/۱٤ میلی‌لیتر) و E ضریب تجزیه H_2O_2 عدد ثابت ۳۹/٤ است. لازم به ذکر است که فاصله دو نقطه در قسمت خطی منحنی جذب نور (t_1 و t_2) طول بازه زمانی مورد بررسی در نظر گرفته شد. همین روند در مورد آنزیم‌های پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز نیز به کار گرفته شد.

بافر استخراج مورد استفاده محتوی فسفات سدیم با غلظت ۵۰ میلی‌مولار pH= ۸ و حاوی ۲ میلی‌مولار EDTA بود. برای تهیه بافر استخراج، ۲/٦٦ گرم NaH_2PO_4 و ۳/۷۵ گرم $Na_2H_2PO_4$ در آب‌مقطر حل شد و سپس به آن EDTA با غلظت ۲ میلی‌مولار اضافه شده و به حجم یک لیتر رسانده شد.

آنزیم گایاکول پراکسیداز (GPX): فعالیت این آنزیم به روش اسپکتروفتومتری Herzog و Fahimi (۱۹۷۳) مورد ارزیابی قرار گرفت. جهت استخراج آنزیم، ۰/۱ گرم بافت پودر شده برگ در ۱ میلی‌لیتر «بافر استخراج» ریخته و به‌هم زده شد. پس از آن، عصاره حاصل به‌مدت ۲۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد و با سرعت ۱٤۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ گردید. سپس، محلول شفاف بالایی (عصاره آنزیم) به آرامی جدا شد. برای شروع واکنش آنزیم پراکسیداز، ابتدا در هر دو کوئت شاهد و کوئت نمونه مقدار ۳ میلی‌لیتر بافر استخراج ریخته و به آن‌ها مقدار ۵ میکرولیتر پراکسید هیدروژن ۳۰ درصد و ۵ میکرولیتر ماده گایاکول اضافه شد این دو کوئت در دستگاه اسپکتروفتومتر قرار داده شد و عدد خوانده‌شده صفر شد. سپس به کوئت نمونه مقدار ۵۰ میکرولیتر از عصاره گیاهی اضافه شد و ثبت تغییرات جذب نور نمونه‌ها در طول‌موج ٤٦۵ نانومتر که بیانگر میزان تخریب و کاهش غلظت H_2O_2 است، هر ۱۰ ثانیه و به‌مدت ۱۲۰ ثانیه انجام گردید. هر یک واحد از فعالیت آنزیم پراکسیداز به‌عنوان مقداری از آنزیم در نظر گرفته شد که در هر دقیقه موجب کاهش یک میکرومول H_2O_2 در هر میلی‌لیتر می‌شود. میزان فعالیت آنزیم (بر حسب واحد در میلی‌گرم پروتئین برگ) از رابطه زیر محاسبه گردید:

$$\text{POD activity} = \frac{|A_{465}(t_2) - A_{465}(t_1)|}{t_2 - t_1} \times \frac{V_t}{E \times V_s}$$

t_1 و t_2 ابتدا و انتهای بازه زمانی مورد بررسی (برحسب دقیقه)، $A_{465}(t_1)$ و $A_{465}(t_1)$ به‌ترتیب مقادیر جذب نور در طول‌موج ٤٦۵ نانومتر در زمان‌های t_1 و t_2، V_t حجم نهایی محلول واکنش (در این آزمایش: ۰/۰۳ + ۱/۸٤ میلی‌لیتر)، V_s حجم عصاره آنزیمی مورد استفاده (در این آزمایش: ۰/۱۳ میلی‌لیتر) و E ضریب تجزیه (H_2O_2) عدد ثابت ۲٦/٦) است. بافر مورد استفاده جهت استخراج آنزیم مشابه با آنزیم کاتالاز

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

است.

عناصر تغذیه‌ای برگ: به‌منظور استخراج و اندازه‌گیری غلظت عناصر غذایی برگ، از بخش‌های میانی شاخه‌ها، نمونه‌های برگی سالم جمع‌آوری و درآزمایشگاه با آب‌مقطر شستشو شد. نمونه‌ها در دمای ۷۵ درجه سانتی‌گراد برای مدت ۷۲ ساعت خشک و آسیاب شدند. سپس غلظت عناصر سدیم، پتاسیم، کلسیم، منیزیم، آهن، روی و منگنز به‌طور جداگانه و به شرح ذیل مورد ارزیابی قرار گرفت. تهیه عصاره به‌روش هضم تر (Abdel-Shafey *et al.*, 1994) انجام گردید. برای این منظور به یک گرم پودر گیاه، ۱۰ میلی‌لیتر اسید نیتریک غلیظ (٦٥ درصد) افزوده شد. نمونه‌ها به مدت دو ساعت در دمای ٦٥ درجه سانتی‌گراد در حمام آب گرم قرار گرفت. سپس ۲/٦ میلی‌لیتر پراکسید هیدروژن ۲۰٪ به آن‌ها اضافه شد، پس از سردشدن نمونه‌ها، با کاغذ صافی واتمن ٤۲ صاف شده و با آب‌مقطر به حجم ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد. اندازه‌گیری پتاسیم و سدیم به‌روش نشر شعله‌ای با استفاده از دستگاه فلیم فتومتر (مدل 405 G ساخت آلمان) و اندازه‌گیری عناصر آهن، روی، منگنز، و منیزیم با دستگاه جذب اتمی (مدل ۲۲۰ واریان) و اندازه‌گیری فسفر و کلر به‌وسیله دستگاه اسپکتروفتومتر انجام گرفت. در نهایت با استفاده از منحنی استاندارد حاصل از غلظت‌های مختلف برای هر یک از عناصر مورد نظر بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن خشک محاسبه شد.

نتیجه و بحث

رنگیزه‌های فتوسنتزی: با توجه به نتایج جدول تجزیه واریانس (۱) اثرات ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین و اثرات سه‌گانه تیمارها بر محتوای کلروفیل b در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد. با این حال اثر دوگانه شوری × فنیل‌آلانین، شوری × گلایسین‌بتائین و اثر دوگانه فنیل‌آلانین × گلایسین بتائین بر محتوای این رنگیزه فتوسنتزی معنی‌دار نبود. در مورد کلروفیل کل و کارتنوئید اثرات تمامی تیمارها به غیر از اثر دوگانه فنیل‌آلانین × گلایسین‌بتائین بر محتوای این رنگیزه‌ها در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار بود (جدول ۱).

براساس جدول مقایسه میانگین (۲) با افزایش سطح شوری محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی کاهش معنی‌داری پیدا کرد با این حال محتوای این رنگیزه‌ها در گیاهان تیمارشده با فنیل آلانین، گلایسین‌بتائین و یا ترکیب این دو بیشتر از گیاهان شاهد تحت تنش شوری بود. در هر دو گروه از گیاهان (شرایط بدون شوری و تنش شوری) محتوای کلروفیل a و کلروفیل b در تاک‌های تیمارشده با ترکیب فنیل‌آلانین + گلایسین‌بتائین بیشتر از دیگر تیمارها بود (جدول ۲). محتوای کلروفیل کل و کاروتنوئید در هر دو گروه از گیاهان تحت تنش شوری کلرید سدیم ۱۰۰ میلی‌مولار کاهش معنی‌داری در مقایسه با گیاهان بدون تیمار شوری داشت. با این حال محتوای کلروفیل کل و کاروتنوئیدها در تاک‌های تیمارشده با ترکیب فنیل‌آلانین + گلایسین‌بتائین ($S_2P_2G_2$) بیشتر از دیگر تیمارها بود (جدول ۲). کاهش کلروفیل با شوری، می‌تواند به دلیل تخریب کلروپلاست، تغییر نسبت لپید به پروتئین، افزایش کلروفیلاز و فعالیت روبیسکو باشد (Rady, 2011). همچنین اثر سمّیت بعضی یون‌ها در شرایط تنش شوری، مانع از فعالیت آنزیمی و سنتز کلروفیل در سلول می‌گردند. در این راستا مطالعات Karimi و همکاران (۲۰۲۱) نیز نشان داد که کاربرد ۱۰۰ میلی‌مولار نمک NaCl سبب کاهش ترکیبات فتوسنتزی در انگور شد. البته، وجود یک رابطه مثبت و مستقیم بین میزان رنگدانه‌های فتوسنتزی و رشد گیاه، باعث افزایش محتوای کلروفیل و افزایش فتوسنتز و درنتیجه رشد بوته‌های انگور می‌شود (Habibi, 2017; Karimi *et al*., 2016).

شاخص‌های پایداری غشا: با توجه به نتایج (جدول ۳) اثرات ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین و اثر سه گانه شوری × فنیل‌آلانین × گلایسین¬بتائین بر محتوای نشت یونی، مالون دی‌آلدهید و میزان پراکسید هیدروژن در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد. همچنین اثرات دو گانه شوری × فنیل‌آلانین، شوری × گلایسین¬بتائین و اثر دو گانه گلایسین¬بتائین × فنیل‌آلانین نیز بر محتوای نشت یونی، مالون دی‌آلدهید و میزان پراکسید هیدروژن در سطح احتمال ۱٪

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۱- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات			
		کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کاروتنوئید
شوری (S)	۱	۰/۳۱۷**	۰/۱۷۴۹**	۱/۱۷۴۵**	۰/۰۱۹۸**
فنیل‌آلانین (P)	۱	۰/۰۷۷**	۰/۰۰۲۱ **	۰/۱۱۹**	۰/۰۵۶۷**
گلایسین‌بتائین(G)	۱	۰/۱۹۴**	۰/۰۵۵۵**	۰/۴۸۵۵**	۰/۱۱۲۷**
S×P	۱	۰/۰۰۰۳ ns	۰/۰۰۳۱ ns	۰/۰۰۹۰**	۰/۰۴۳۲۷**
S×G	۱	۰/۰۰۳ns	۰/۰۰۰۰۰۷۸ ns	۰/۰۰۶۴**	۰/۱۴۶۱**
P×G	۱	۰/۰۰۰۲ ns	۰/۰۰۱۲۴ ns	۰/۰۰۰۳**	۰/۰۰۲**
S×P×G	۱	۰/۰۲۷*	۰/۰۱۴۸**	۰/۰۳۶۲**	۰/۰۰۹۰**
خطا	۱۶	۰/۰۰۱	۰/۰۴۸	۰/۰۰۲	۰/۰۰۱
ضریب تغییرات (CV)	-	۲/۳۳	۱۲/۹۹	۲/۱۰	۳/۱۵

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

جدول ۲- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین			
	کلروفیل a (mg g^{-1} FW)	کلروفیل b (mg g^{-1} FW)	کلروفیل کل (mg g^{-1} FW)	کاروتنوئید (mg g^{-1} FW)
$S_1P_1G_1$	۱/۳۴۱ cd	۰/۷۳۴bc	۲/۱۰۵cd	۱/۱۳۹ c
$S_1P_1G_2$	۱/۵۰۸ b	۰/۷۹۹ab	۲/۳۷۰b	۱/۱۰۰c
$S_1P_2G_1$	۱/۴۲۸ bc	۰/۷۴۱bc	۲۰۲۳۲c	۱/۱۳۰c
$S_1P_2G_2$	۱/۶۶۳ a	۰/۸۷۶a	۲/۶۰۳a	۱/۱۳۲c
$S_2P_1G_1$	۱/۳۱۰۳f	۰/۵۴۱f	۱/۶۵۷a	۰/۹۱۶ d
$S_2P_1G_2$	۱/۳۰۰ de	۰/۶۹۷de	۲/۰۱۱ d	۱/۲۶۷ b
$S_2P_2G_1$	۱/۲۴۸ e	۰/۶۰۱ ef	۱/۸۶۲e	۱/۱۵۶ bc
$S_2P_2G_2$	۱/۳۶۸ cd	۰/۶۲۵cd	۲/۲۳ c	۱/۳۹۲a

nsمیانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

معنی‌دار بود (جدول ۳).

براساس (جدول ٤) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان نشت یونی، مالون دی‌آلدهید و پراکسید هیدروژن نسبت به شاهد افزایش پیدا کرد. با این حال میزان نشت یونی، مالون دی‌آلدهید و پراکسید هیدروژن در گیاهان تیمارشده با فنیل‌آلانین، گلایسین‌بتائین و ترکیب این دو

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۳- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر شاخص‌های پایداری غشا برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات		درجه آزادی	میانگین مربعات		
			نشت یونی	مالون دآلدئید	پراکسید هیدروژن
شوری (S)		۱	٦۹۸۷/۰۳**	۳/٦۹٥**	۱۰/۳۰٤**
فنیل آلانین (P)		۱	۱٤۳/٤۱٥**	۰/۷٥٦**	۱/۷۳۱**
گلایسین‌بتائین(G)		۱	۱۷۷/۱۷۹**	۱/۲٦۰**	۱/٦٦۹**
S×P		۱	٥۹/۷۹۲**	۰/۲۸۳**	۱/۱٤۱**
S×G		۱	۱۷٤/۷۰٦**	۰/٦۳۰**	۱/۸۷٦**
P×G		۱	۹۳/۹۳۷**	۰/٥۰۲**	۰/۹٥٦**
S×P×G		۱	٥/۷٤۹**	۰/۲۱۹**	۰/٤۸٤**
خطا		۱٦	۰/۷۰۰	۰/۰۰۸	۰/۰۱۹
ضریب تغییرات (CV)		–	۲/۷۰۳	٦/٥۳۸	۸/٦٤۹

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ٥٪ و ۱٪

جدول ٤- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر شاخص‌های پایداری غشا برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین		
	نشت یونی (٪)	مالون دی‌آلدئید (μmol g^{-1} FW)	پروکسید هیدروژن (μmol g^{-1} FW)
$S_1P_1G_1$	۱٥/۱۰۰^{d}	۱/٦۲ ^{cd}	۱/۰۷۰^{c}
$S_1P_1G_2$	۱٤/٤۱۳^{de}	۱/٦۲۸ ^{de}	۰/۹۸٦^{c}
$S_1P_2G_1$	۱۲/٥٦٦^{e}	۰/۹۲٦ ^{de}	۰/۸٥٤^{c}
$S_1P_2G_2$	۱٤/٤۱۳^{de}	۰/۸۹۰^{e}	۱/۰۰۰^{c}
$S_2P_1G_1$	٦۱۰۸٥^{a}	۲/٦۸۰^{a}	۳/٦٦۰^{a}
$S_2P_1G_2$	٤۲۹۹۰^{c}	۱/٤۱٦^{bc}	۱/۸۹۰^{c}
$S_2P_2G_1$	٤٥/۹۲۷^{b}	۱/٦۲۲^{b}	۲/۰۰۳^{c}
$S_2P_2G_2$	٤۲٥۷^{c}	۱/۳۲٥^{c}	۱/٦۰۰^{c}

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ٥٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

(گلایسین‌بتائین × فنیل‌آلانین) کمتر از گیاهان تحت تنش و بدون تیمار ($S_2P_1G_1$) بود. در شرایط بدون تنش میزان نشت یونی با کاربرد فنیل‌آلانین، گلایسین‌بتائین کاهش یافت و کاربرد توأم گلایسین‌بتائین × فنیل‌آلانین نسبت به شاهد سبب کاهش نشت یونی و مالون دی‌آلدهید شد. در شرایط تنش شوری نیز میزان نشت یونی و مالون دی‌آلدهید در گیاهان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۵- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای برخی محتوای فنول، فلاونوئید و محتوای نسبی آب برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات		
		فنول	فلاونویید	محتوی نسبی آب
شوری (S)	۱	۱۲۰/۷۰۴**	۹/۹۰۶**	۷۶/۱۵۳**
فنیل آلانین (P)	۱	۳۷/۱۰۸**	۷/۲۲۸ **	۲۰/۸۸۶**
گلایسین‌بتائین(G)	۱	۱۲۷/۵۹۴**	۵/۶۴۴**	۲۲/۲۰۳**
S×P	۱	۱/۴۲۲*	۰/۶۰۴ **	۱/۸۴۰ ns
S×G	۱	۲۵/۷۴۴**	۰/۳۵۰**	۰/۷۲۹ ns
P×G	۱	۳/۲۵۸*	۰/۵۹۸**	۰/۰۲۴ ns
S×P×G	۱	۰/۷۲۱ ns	۰/۰۰۹ns	۵/۴۲۳*
خطا	۱۶	۰/۳۱۶	۰/۰۱۲	۰/۷۷۵
ضریب تغییرات (CV)	–	۴/۶۹	۴/۲۸	۱/۱۰۳

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

تیمارشده با فنیل‌آلانین، گلایسین¬بتائین و گلایسین‌بتائین × فنیل‌آلانین نسبت به عدم کاربرد آن ها کاهش یافت (جدول ۴). در این راستا مطالعات انجام‌شده نشان داد که با افزایش شوری میزان نشت یونی توت‌فرنگی و انگور نیز افزایش پیدا کرد که با نتایج مطالعه حاضر تطابق دارد (Ahmed *et al*., 2015). همچنین نتایج عزیزی و همکاران (۱۳۹۸) روی دو رقم انگور بی‌دانه و رشه نشان داد که با افزایش شوری میزان نشت یونی در رقم بی دانه قرمز افزایش بیشتری نسبت به رقم رشه داشت. در تمامی سطوح شوری میزان مالون دی‌آلدهید به طور معنی‌داری در گیاهان تیمارشده با گلایسین‌بتائین از تیمار بدون گلایسین‌بتائین کمتر بودند (یزدانی بیوکی و همکاران، ۱۳۹۹)، که در مطالعه حاضر نیز تنش شوری ۱۰۰ میلی‌مولار سبب افزایش میزان مالون دی‌آلدهید و کاربرد گلایسین¬بتائین سبب کاهش میزان مالون دی‌آلدهید شد. در این راستا نتایج نشان داد با افزایش میزان NaCl در محیط‌کشت، میزان مالون دی‌آلدهید و پراکسید هیدروژن در تمامی نمونه‌های انگور بومی، غیربومی و هیبرید افزایش یافت و این افزایش در ارقام حساس به شوری بیشتر از سایر ارقام بود. اثرات تنش شوری بر گیاهان به غلظت نمک، مدت زمان قرارگرفتن در معرض تنش شوری، ژنوتیپ گیاه و سایر عوامل محیطی بستگی دارد. نشت یونی و پراکسیداسیون لیپیدی کمتر نشان داد که غشای سلولی ارقام متحمل به شوری در مواجهه با یون‌های Na^+ و Cl^- پایدارتر است (Karimi *et al*., 2019).

فنل، فلاونوئید و محتوای نسبی آب: با توجه به نتایج تجزیه واریانس (جدول ۵) اثرات ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین بر محتوای فنل، فلاونوئید و محتوای نسبی آب در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد، و اثر دو گانه شوری × فنیل‌آلانین و شوری × گلایسین¬بتائین فقط بر محتوای فنل و فلاونوئید انگور در سطح ۱٪ معنی‌دار شد اما اثرات سه گانه شوری × فنیل‌آلانین × گلایسین‌بتائین بر محتوای فنول و محتوای نسبی آب معنی‌دار نشد (جدول ۵).

براساس (جدول ۶) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان فنل و فلاونوئید در انگور افزایش و میزان محتوای نسبی آب کاهش پیدا کرد و در شرایط بدون تنش کاربرد گلایسین¬بتائین، فنیل‌آلانین و ترکیب آنها سبب افزایش میزان فنل، فلاونوئید و محتوای نسبی آب در انگور نسبت به

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]
[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ٦- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین وگلایسین‌بتائین بر محتوای برخی شاخص‌های فیتو شیمیایی برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین		
	فنول (mg g^{-1} FW)	فلاونوئید (mg g^{-1} FW)	محتوای نسبی آب (٪)
$S_1P_1G_1$	۷/۲۷۳^{f}	۱/۳٦۸^{f}	۸۰/۸٤^{bc}
$S_1P_1G_2$	۸/۸۵۳^{ef}	۱/۸۲۰^{e}	۸۰/٦٤٥^{b}
$S_1P_2G_1$	۹/٦٦۳^{e}	۱/۸۷۲^{de}	۸۱/٤۸۹^{ab}
$S_1P_2G_2$	۱۰/۲۰۳^{de}	۲/۲۱۳۳^{d}	۸٤/۰۷۸^{a}
$S_2P_1G_1$	۱۱/۸۱۳^{cd}	۲/۸۷۲^{c}	۷۵/۷۷۵^{d}
$S_2P_1G_2$	۱۱/۹۱۰^{c}	۲/۹۹۰^{bc}	۷۸/۹۳۵ ^{bc}
$S_2P_2G_1$	۱٦/٦۲۰^{b}	۳/۱۹۳^{b}	۷۷/٦۷۵ ^{cd}
$S_2P_2G_2$	۱۸/۵۱۰^{a}	٤/۷٦۰^{a}	۷۹/۳٦۰^{bc}

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

شاهد شد. در شرایط تنش شوری کاربرد گلایسین‌بتائین، فنیل-آلانین و اثر دو گانه‌ها (فنیل‌آلانین × گلایسین‌بتائین) سبب افزایش میزان فنول، فلاونوئید و محتوای نسبی آب نسبت به شاهد تنش شد. در مطالعه یزدانی بیوکی و همکاران (۱۳۹۹) گیاهان محلول‌پاشی با گلایسین‌بتائین نسبت به گیاهان بدون کاربرد گلایسین¬بتائین از میزان فنول و فلاونوئید بیشتری برخوردار بودند. نتایج میرزایی و همکاران در سال (۱۳۹۵) روی گیاه لوبیا نشان داد، بیشترین محتوای آب نسبی با کاربرد ۱۰ پی‌پی‌ام بتائین گلایسین به میزان ۵۸/ ٧٤ درصد و کمترین در شرایط آب خالص به میزان ٦٦/ ٦٥ درصد حاصل شد، در مطالعه حاضر نیز کاربرد توأم گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین سبب افزایش محتوای نسبی آب شد.

محتوای قند، پرولین و پروتئین: با توجه به نتایج (جدول ۷) اثر ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین برمحتوای قند، پرولین و پروتئین در سطح ۱٪ معنی‌دار شد. اثر دو گانه شوری × گلایسین¬بتائین نیز بر محتوای قند، پرولین و پروتئین در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد اما اثر دوگانه شوری × فنیل‌آلانین فقط بر محتوای پرولین و پروتئین در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد، اثر سه گانه تیمارها فقط بر میزان قند در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد.

بر اساس (جدول ۸) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان قند، پرولین و پروتئین افزایش پیدا کرد و در شرایط بدون تنش کاربرد گلایسین‌بتائین سبب افزایش قند و پروتئین شد و در شرایط بدون تنش کاربرد فنیل‌آلانین سبب افزایش میزان قند، پروتئین و پرولین شد و کاربرد دو گانه هر دو تیمار نیز سبب افزایش میزان قند و پروتئین شد. در شرایط تنش شوری کاربرد گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین به تنهایی و به صورت فنیل‌آلانین× گلایسین¬بتائین سبب افزایش میزان قند، پرولین و پروتئین شد. نتایج نشان داد با افزایش غلظت نمک، میزان قندهای محلول در گیاهان بدون تغییر باقی ماند و کاربرد گلایسین¬بتائین در شرایط تنش میزان قند محلول را افزایش داد. همچنین افزایش مقدار قندهای محلول در گیاهان تراریخت تیمارشده با گلایسین‌بتائین بیشتر از گیاهان غیرتراریخت بود (اسکندری و همکاران، ۱۳۹۷). نتایج یک پژوهش نشان داد با افزایش غلظت سدیم کلرید بر مقدار پرولین اضافه گردید، پرولین ترکیبی است که در پاسخ به تنش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۷- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر شاخص‌های فیتو شیمیایی برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات		
		قند	پرولین	پروتئین‌های محلول
شوری (S)	۱	۱۰۳/۲۵۷**	۱۰۱/۶۷۰**	۱۴۱/۰۷**
فنیل آلانین (P)	۱	۳۴/۵۳۰**	۶/۰۲۵ **	۱۲/۲۱**
گلایسین‌بتائین (G)	۱	۴۱/۸۹۸**	۳۷/۷۷۹**	۲۰/۱۴**
S×P	۱	۰/۲۵۹ns	۳/۹۸۳**	۹/۵۳**
S×G	۱	۹/۲۲۹**	۱۰/۰۵۰**	۲۰/۵۰**
P×G	۱	۰/۰۷۶ns	۰/۰۰۰ns	۰/۱۲۳ns
S×P×G	۱	۳۰۳۰۷**	۰/۰۸۰ns	۰/۰۱۸ns
خطا	۱۶	۰/۱۱۳	۰/۰۴۷	۰/۰۳۲
ضریب تغییرات (CV)	_	۳/۹۴۱	۷/۴۱۶	۴/۹۶

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

جدول ۸- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین وگلایسین‌بتائین بر محتوای برخی شاخص‌های فیتو شیمیایی برگ (میلی‌گرم در گرم وزن تر) انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین		
	قند (mg g^{-1} FW)	پرولین (µmol g^{-1} FW)	پروتئین (mg g^{-1} FW)
$S_1P_1G_1$	۴/۸۰^{f}	۰/۹۲۰ ^{d}	۱/۸۶۳^{d}
$S_1P_1G_2$	۴/۴۲۷^{f}	۰/۶۵۸ ^{d}	۳/۵۵۰^{b}
$S_1P_2G_1$	۶/۶۳۲^{e}	۱/۲۱۶^{d}	۲/۱۱۳^{d}
$S_1P_2G_2$	۸/۸۹۰^{d}	۰/۷۳۶^{d}	۳/۷۱۳ ^{b}
$S_2P_1G_1$	۷/۲۵۴^{e}	۳/۰۴۳ ^{c}	۲/۷۸۶ ^{c}
$S_2P_1G_2$	۱۱/۷۶۷^{b}	۵/۱۳۹^{b}	۳/۶۹۶^{b}
$S_2P_2G_1$	۱۰/۰۷۵^{c}	۴/۷۳۸^{b}	۳/۶۶۲ ^{c}
$S_2P_2G_2$	۱۳/۰^{a}	۷/۰۷۷^{a}	۴/۹۱۲^{a}

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

شوری تمایل به افزایش دارد، البته این مسئله برای تنظیم و تعدیل فشار اسمزی در گیاهان تحت تنش بسیار مهم است (جهانبازی و همکاران، ۱۳۹۳). همچنین مطالعه گلایسین¬بتائین بر سالیکورنیا تحت تنش شوری حاکی از اثر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۹- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات		
		کاتالاز	گایاکول پراکسیداز	آسکوربات پراکسید
شوری (S)	۱	۱٤۹/۰٦۸**	۲۹۰/٥٦٤**	۲۹۳/۳۸۰**
فنیل آلانین (P)	۱	۱۳/٤۰۸**	۲۳/۰۹۲ **	۲۷/۰۷٥**
گلایسین‌بتائین(G)	۱	۱۹/٤٤۲**	۳۷/۷۷۹**	۱٦/۸۱۳**
S×P	۱	۹/۷۸۰**	۳۰/٥۸۹ *	۱۰/٥۱۲**
S×G	۱	۱۳/۳۲۹**	۱۰/٦۰۳**	٦/۰۷۸**
P×G	۱	۰/۱۱۳ns	۱/۰٥۹*	۲/٤۱٤*
S×P×G	۱	۰/۰۱۷ns	۲/۸٤٤**	۱/۹۳۳ ns
خطا	۱٦	۰/۰۳۰	۰/۱۸٥	۰/٤٦٦
ضریب تغییرات (CV)	–	۲/٤٥٦	٥/٥۸۸	۹/۸٦۲

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

جدول ۱۰- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین وگلایسین‌بتائین بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین		
	کاتالاز (Unit mg^{-1} protein)	گایاکول پراکسیداز (Unit mg^{-1} protein)	آسکوربات پراکسیداز (Unit mg^{-1} protein)
$S_1P_1G_1$	٤/٥۷۰ e	۳/۱۸٥e	۲۰٦۷ d
$S_1P_1G_2$	٤/٤۹۱ e	٤/۰۹٦e	۳/٤۰ d
$S_1P_2G_1$	٤/۷۰٤ e	٤/۱۰٥ e	۳۰٥۰ d
$S_1P_2G_2$	٤/۷۹۳ e	٥/۰٦۸ d	٤/۱۳ d
$S_2P_1G_1$	٦/٥۳٦ d	٥/٥٥۳ c	٦/۷٥ c
$S_2P_1G_2$	۹/۹٤۰ c	۱۲/۳۰۰b	۱۰/٦۰ b
$S_2P_2G_1$	۹/۱۱٦ b	۱۱/۱۹٦ b	۱۱/٤۰ ab
$S_2P_2G_2$	۱۲/۹۰۳ a	۱۳/۹۲٦ a	۱۳/۸۸ a

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

مثبت گلایسین‌بتائین بر گیاه بود (آب‌شناس، ۱۳۹۸).

کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز: با توجه به نتایج (جدول ۹) اثر ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین برمحتوای کاتالاز، گایاکول پر اکسیداز و آسکوربات پراکسیداز در سطح ۱٪ معنی‌دار شد و اثر دو گانه شوری × گلایسین‌بتائین بر محتوای کاتالاز و آسکوربات

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۱۱- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای سدیم، کلر و برخی عناصر غذایی پرمصرف برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		سدیم	کلر	پتاسیم	فسفر	منیزیم
شوری (S)	۱	٤/۹۹۹**	۰/۸٤۹**	۱/۰۰۵**	۰/۰۱۰**	۰/۱۷۱**
فنیل آلانین (P)	۱	۰/۰۷۲**	۰/۰٦٤**	۰/۳۱۵**	۰/۰۰۲**	۰/۰۲۹**
گلایسین‌بتائین (G)	۱	۰/۰٦۳**	۰/۰۷٤**	۰/۳۱٤**	۰/۰۰۰^{ns}	۰/۳۳٦**
S×P	۱	۰/۰۰۷**	۰/۰۰٦*	۰/۰۰۱^{ns}	۰/۰۰۰^{ns}	۰/۰۰۰^{ns}
S×G	۱	۰/۰۰٦**	۰/۰۱۲**	۰/۰۱۰^{ns}	۰/۰۰۰^{ns}	۰/۰۱۷**
P×G	۱	۰/۰۰۱^{ns}	۰/۰۰۱^{ns}	۰/۰۰۲^{ns}	۰/۰۰۱*	۰/۰۲۹**
S×P×G	۱	۰/۰۰۰^{ns}	۰/۰۰۷*	۰/۰۳٤^{ns}	۰/۰۰۰^{ns}	۰/۰۰۱^{ns}
خطا	۱٦	۰/۰۰۰	۰/۰۰۱	۰/۰۱٦	۰/۰۰۰	۰/۰۰۱
ضریب تغییرات (CV)	-	۲/۰۹٦	۲/٤۹۷	٦/٦۹۹	٦/۱۳٦	۲/٦۵۸

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

جدول ۱۲- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای برخی عناصر غذایی پرمصرف برگ (درصد) انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین				
	سدیم	کلر	پتاسیم	فسفر	منیزیم
$S_1P_1G_1$	۰/۷۷۰ ^{e}	۱/۰۱٦ ^{e}	۲/۳٦۳^{a}	۰/۲۹۱ ^{ab}	۱/۸۵۹ ^{a}
$S_1P_1G_2$	۰/۸۰۰ ^{e}	۱/۲٤٦ ^{de}	۲/۱۲۰^{ab}	۰/۳۰۱^{a}	۱/٦۵۳ ^{b}
$S_1P_2G_1$	۰/۸۰۳ ^{e}	۱/۲۵۱ ^{de}	۲/۰۹٦^{ab}	۰/۲۸۰ ^{ab}	۱/۸۸۰ ^{a}
$S_1P_2G_2$	۰/۸۸٤^{d}	۱/۲۹٦ ^{d}	۱/۹۳٦^{b}	۰/۲٦۸ ^{ab}	۱/۵۰٤ ^{cd}
$S_2P_1G_1$	۱/۵۹۰ ^{c}	۱/۳٤۹ ^{c}	۱/۹۳٦^{b}	۰/۲۵۲ ^{bc}	۱/٦۵۷^{b}
$S_2P_1G_2$	۱/۷۰۳^{b}	۱/٦۰۰ ^{b}	۱/۷٦۳ ^{bc}	۰/۲۵۱ ^{bc}	۱/۵۳۰ ^{bcd}
$S_2P_2G_1$	۱/۷۱۳ ^{b}	۱/۵۸۰ ^{bc}	۱/۷۸٦ ^{bc}	۰/۲۵۳ ^{abc}	۱/٦۳۷ ^{bc}
$S_2P_2G_2$	۱/۸۷۲ ^{a}	۱/۷۸٦ ^{a}	۱/٤۲۰ ^{c}	۰/۲۱٤^{c}	۱/۳۹۸^{d}

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

پراکسیداز در سطح احتمال ۱٪ و بر میزان گایاکول پراکسیداز در سطح ۵٪ معنی‌دار شد واثر شوری × فنیل‌آلانین بر محتوای کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد.

براساس (جدول ۱۰) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز افزایش پیدا کرد. در شرایط بدون تنش کاربرد گلایسین¬بتائین سبب کاهش میزان کاتالاز و افزایش گایاکول

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز شد و کاربرد فنیل‌آلانین نیز در شرایط بدون تنش سبب افزایش میزان کاتالاز گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز شد، همچنین کاربرد دو گانه هر دو تیمار نیز سبب افزایش میزان کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز شد. در شرایط تنش شوری کاربرد گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین به تنهایی و به صورت همزمان (فنیل‌آلانین × گلایسین¬بتائین) سبب افزایش میزان کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز شد. Shahbazi و همکاران (۲۰۱۱) فعالیت آنتی‌اکسیدان‌های آسکوربات پراکسیداز و کاتالاز را در مرحله گیاهچه‌ای روی ژنوتیپ‌های مختلف کلزا تحت تنش شوری مورد مطالعه قرار دادند. آنها گزارش کردند که در تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار نمک کلرید سدیم فعالیت آنتی‌اکسیدان‌های کاهش یافت. زیرا غلظت بالای نمک باعث تخریب ساختار پروتئینی آنزیم‌ها می‌شود. تحقیقات نشان داده که تغییرات در فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان بسته به شدت و مدت تنش، ژنوتیپ گیاه، غلظت نمک و شرایط محیطی متفاوت باشند. افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی یکی از مکانیسم‌های گیاهان برای بهبود تحمل آنها به تنش شوری است (Gupta and Huang, 2014). تحت تنش شوری، CAT، GPX و APX نقش مهمی در بهبود خنثی‌سازی گونه‌های اکسیژن فعال دارند (Karimi *et al.*, 2016).

محتوای عناصر: با توجه به نتایج تجزیه واریانس (جدول ۱۱) اثر ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین بر محتوای سدیم، کلر، پتاسیم و منیزیم در سطح ۱٪ معنی‌دار شد و اثر دوگانه شوری × فنیل‌آلانین نیز بر محتوای سدیم و فسفر در سطح احتمال ۱٪ و بر محتوای کلر در سطح احتمال ۵٪ معنی‌دار شد. اثر دوگانه شوری × گلایسین‌بتائین بر محتوای سدیم، کلر و منیزیم در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد. اثر گلایسین‌بتائین × فنیل‌آلانین بر محتوای فسفر در سطح احتمال ۵٪ و بر محتوای منیزیم در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد.

براساس جدول مقایسه میانگین (٤-۱۲) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان سدیم و کلر افزایش و میزان پتاسیم، فسفر و منیزیم کاهش پیدا کرد. در شرایط بدون تنش کاربرد گلایسین¬بتائین سبب افزایش میزان سدیم، کلر و فسفر شد، و کاربرد فنیل‌آلانین فقط سبب افزایش سدیم، کلر و منیزیم شد. همچنین کاربرد دوگانه هر دو تیمار نیز در شرایط بدون تنش فقط سبب افزایش میزان سدیم و کلر شد. در شرایط تنش شوری کاربرد گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین به تنهایی و به صورت همزمان (فنیل‌آلانین × گلایسین¬بتائین) فقط سبب افزایش میزان سدیم و کلرو کاهش بقیه عناصر شد. اثرات مثبت بکارگیری گلایسین بتائین در تنش شوری به اثرات حفاظتی آن بر پراکسیداسیون لیپید غشا و سمیت‌زدایی رادیکال‌های آزاد اکسیژن مربوط است که موجب حفظ هموستازی پتاسیم سیتوزول و کاهش جریان آپویلاستی سدیم می‌شود. عابدی و همکاران (۱۳۹۷) برای بررسی عکس‌العمل فیزیولوژیک سویا در شرایط تنش شوری، آزمایشی در شرایط گلخانه و با استفاده از کشت هیدروپونیک انجام دادند. آنها مشاهده نمودند که افزایش غلظت نمک، باعث کاهش جذب یون پتاسیم و افزایش تجمع یونهای سدیم، نیتروژن و فسفر در برگ‌ها گردید.

با توجه به نتایج جدول تجزیه واریانس (٤-۱۳) اثر ساده شوری، فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین برمحتوای آهن، روی و منگنز در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد و اثر ساده شوری × فنیل‌آلانین فقط بر محتوای آهن در سطح احتمال ۱٪ و بر محتوای منگنز در سطح احتمال ۵٪ معنی‌دار شد و اثر دوگانه شوری × گلایسین¬بتائین فقط بر محتوای منگنز در سطح احتمال ۱٪ معنی‌دار شد. اثر گلایسین¬بتائین× فنیل‌آلانین نیز فقط بر محتوای منگنز در سطح احتمال ۵٪ معنی‌دار شد و اثر سه‌گانه تیمارهای مذکور بر محتوای آهن در سطح احتمال ۱٪ و بر محتوای روی در سطح احتمال ۵٪ معنی‌دار شد.

براساس جدول مقایسه میانگین (٤-۱٤) با افزایش سطح شوری و عدم کاربرد تیمارها میزان آهن، روی و منگنز کاهش پیدا کرد و در شرایط بدون تنش کاربرد فنیل‌آلانین و گلایسین¬بتائین به صورت جداگانه و توأم سبب افزایش میزان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

جدول ۱۳- تجزیه واریانس اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای برخی عناصر غذایی کم‌مصرف برگ انگور یاقوتی تحت تنش شوری

منابع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات		
		آهن	روی	منگنز
شوری (S)	۱	۵۶۵۴/۱۳۵**	۲۰۷۸/۶۶۲**	۱۰۹/۵۶۸**
فنیل آلانین (P)	۱	۲۸۴/۵۰۴**	۵۵۷/۶۵۴**	۱۲۱/۶۸۰ **
گلایسین‌بتائین (G)	۱	۸۷۸/۶۰۸**	۶۰۲/۴۴۲**	۱۰۲/۱۷۶**
S×P	۱	۶۴/۹۱۹**	۲۳/۷۰۴ ns	۳۰/۶۴۵ *
S×G	۱	۲۰/۰۷۰ ns	۵/۱۷۴ ns	۱۱۸/۶۳۷**
P×G	۱	۱۱/۱۲۱ ns	۲/۷۷۷ ns	۴۱/۱۸۶*
S×P×G	۱	۱۰۴/۸۰۸**	۳۱/۲۲۶*	۸/۲۱۳ ns
خطا	۱۶	۷/۱۴۲	۶/۸۲۷	۵/۴۷۷
ضریب تغییرات (CV)	_	۱/۹۵۱	۳/۸۰۷	۲/۵۸۷

ns، * و ** به ترتیب غیر معنی‌دار و معنی‌دار در سطح ۵٪ و ۱٪

جدول ۱۴- مقایسه میانگین اثر فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین بر محتوای برخی عناصر غذایی کم‌مصرف برگ (میلی‌گرم بر کیلوگرم) انگور یاقوتی تحت تنش شوری

تیمارها	مقایسه میانگین		
	آهن	روی	منگنز
$S_1P_1G_1$	۱۴۶/۰۱ b	۹۰/۹۱۳ a	۶۸/۱۳۰ c
$S_1P_1G_2$	۱۵۷/۲۱ a	۹۲/۰۴۳ a	۷۶/۱۱۷ b
$S_1P_2G_1$	۱۴۶/۸۸b	۹۴/۶۰۶ a	۷۶/۷۹۶ b
$S_1P_2G_2$	۱۶۳/۶۲ a	۹۲/۸۳۶ a	۹۰/۷۰۷ a
$S_2P_1G_1$	۱۰۷/۴۱ d	۷۸/۷۶۳ b	۵۰/۱۵۲ e
$S_2P_1G_2$	۱۲۳/۲۲ c	۹۱/۱۲۶ a	۶۰/۸۴۴ cd
$S_2P_2G_1$	۱۲۳/۱۲ c	۸۹/۳۱۶ a	۵۹/۴۰۶ d
$S_2P_2G_2$	۱۲۷/۸۵ c	۹۴/۱۰۰ a	۶۶/۸۹۶ cd

میانگین‌های دارای حروف مشترک در هر ستون از لحاظ آماری (سطح ۵٪) اختلاف معنی‌داری ندارند. (S_1= شوری صفر میلی‌مولار؛ S_2= شوری ۱۰۰ میلی‌مولار؛ P_1= فنیل‌آلانین صفر میکرومولار، P_2= فنیل‌آلانین ۱۰۰ میکرومولار، G_1= گلایسین‌بتائین صفر میکرومولار، G_2= گلایسین‌بتائین

آهن، روی و منگنز شد. در شرایط تنش شوری نیز کاربرد فنیل‌آلانین و گلایسین‌بتائین به صورت جداگانه و توأم سبب افزایش میزان آهن، روی و منگنز شد. مطالعه لاهوتی و شیرازی‌نژاد (۲۰۱۰) روی ذرت نشان داد که تنش شوری اعمال‌شده سبب افزایش سدیم و کاهش پتاسیم و افزایش آهن در ریشه‌ها شد اما در مطالعه حاضر تنش شوری سبب کاهش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

میزان آهن شد که احتمالاً علت آن کاهش رشد ریشه گیاه در اثر سمیت سدیم و کاهش جذب آب اسمزی در اثر شوری و عدم انتقال آهن از ریشه به اندام هوایی است و کاهش منگنز نیز احتمالاً به دلیل سمیت سدیم و آسیب به سلول‌های ریشه گیاه و جـذب غیـر انتخـابی منگنز توسط ریشه گیاه است.

نتیجه‌گیری

به‌طورکلی تنش شوری محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی و محتوای نسبی آب برگ انگور یاقوتی را کاهش داد ولی محتوای این شاخص‌ها در تاک‌های تیمارشده با گلایسین‌بتائین و فنیل‌آلانین بیشتر از دیگر تیمارها بود. همچنین تیمار گلایسین¬بتائین و فنیل‌آلانین و یا ترکیب آنها به‌طور معنی‌داری باعث افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی از قبیل کاتالاز، گایاکول پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز برگ گیاهان تحت تنش شوری شد. از طرفی مشاهده شد که این گیاهان محتوای فنول و فلاونوئید بیشتری در برگ‌های خود دارند که حاکی از اثرات مثبت تیمار گلایسین‌بتائین و فنیل‌آلانین بر سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه است که در نهایت تنش اکسایشی القاءشده در اثر تنش شوری را کاهش داد به‌طوری‌که میزان تولید مالون دی‌آلدئید و پراکسید هیدروژن و درصد نشت یونی در برگ تاک‌های تیمارشده با این تنظیم کننده‌های رشد کمتر از شاهد بود. بیشترین محتوای پرولین و قند محلول برگ مربوط به تاک‌های تیمارشده با گلایسین‌بتائین و فنیل‌آلانین بود. همچنین در تیمارهای مورد استفاده میزان تجمع کلر و سدیم را در برگ گیاه کاهش ولی تجمع عناصر ماکرو و میکرو را افزایش داد. در کل کاربرد برگی گلایسین بتائین و فنیل‌آلانین با راه‌اندازی و تقویت سیستم آنتی‌اکسیدانی، تجمع اسمولیت‌های سازگاری و تجمع بیشتر عناصر غذایی باعث کاهش اثرات شوری بر نهال‌های انگور رقم یاقوتی شد که می‌تواند به عنوان یک روش برای کاهش اثرات شوری بر نهال‌های انگور به ویژه در مراحل اولیه رشد در گلخانه‌های تکثیر نهال، نهالستان‌ها و یا در باغات انگور تازه احداث مورد استفاده قرار گیرد.

منابع

آب‌شناس، محسن، اسماعیلی، محمدعلی، و حیدرزاده، ایوب (۱۳۹۸). گلایسین¬بتائین بر افزایش تحمل به شوری در گیاه سالیکورنیا. *مجله فرآیند و کارکرد گیاهی، ۸*(۳۲)، ۱۷۷-۱۹٤.

اسکندری، هدی، احسانپور، علی‌اکبر، و المنصور، نعیمه (۱۳۹۷). اثر رزمارینیک اسید بر گلایسین¬بتائین، کربوهیدرات و تغییر الگوی پروتئین در کالوس سیب‌زمینی در تنش شوری در شرایط کشت در شیشه. *نشریه علوم زیستی گیاهی، ۱۰*(۲)، ۱-۱۸.

جهانبازی، حسن، حسینی نصر، سید محمد، ثاقب طالبی، خسرو، و حجتی، سید محمد (۱۳۹۳). تأثیر تنش شوری بر فاکتورهای رویشی، پرولین، رنگیزه‌های گیاهی و جذب عناصر در اندام هوایی چهار گونه بادام. *مجله پژوهش‌های گیاهی، ۲۷*(۵)، ۷۷۷-۷۸۷.

عابدی، زهرا، نجفی زرینی، حمید، عمادی، مصطفی، و باقری، نادعلی (۱۳۹۷). تعیین برخی صفات مؤثر بر عنلکرد سویا در سطوح مختلف تنش شوری در شرایط گلخانه‌ای. *فصلنامه علوم به‌زراعی گیاهی، ۸*(۲)، ۱۵۷- ۱٦۹.

عزیزی، حسین، حسنی، عباس، صدقیانی، میرحسن، و عباسپور، ناصر (۱۳۹۸). اثر محلول‌پاشی سلیکات پتاسیم و سولفات روی بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، نشت یونی و مالون دی‌آلدئید در دو رقم انگور تحت شرایط شوری. یازدهمین کنگره علوم باغبانی، آذربایجان غربی، ایران.

میرزایی، مونا، قوشچی، فرشاد، و عزیزی، پیمان (۱۳۹۵). اثر پرایمینگ و محلول‌پاشی گلایسین‌بتائین بر برخی خصوصیات جوانه‌زنی و مورفولوژیک لوبیا رقم درخشان تحت تنش شوری. *فصلنامه پژوهش‌های زراعی در حاشیه کویر، ۱۳*(٤)، ۳۰۷-۳۱٦.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

یزدانی بیوکی، رستم، و بیرامی، حسین (۱۳۹۹). بررسی تأثیر گلایسین¬بتائین بر رشد و عملکرد گل محمدی تحت تنش شوری. *فصلنامه به‌زراعی کشاورزی*، ۲۲ (۱).

Abdel-Shafey, H. I., Hegemann, W., & Teiner, A. (1994). Digestion with concentrated HNO_3 and H_2O_2. *Journal of Environment Management and Health*, *5*, 21-24. https://doi.org.10.1016.j.foodchem.2017.12.074

Ahmed, I. M., Nadira, U. A., Bibi, N., Cao, F., He, X., Zhang, G. & Wu, F. (2015). Secondary metabolism and antioxidants are involved in the tolerance to drought and salinity, separately and combined, in Tibetan wild barley. *Environmental and Experimental Botamy, 111*, 1-12.

Baneh, H. D., Attari, H., Hassani, A., & Abdollahi, R. (2013). Salinity effects on the physiological parameters and oxidative enzymatic activities of four Iranian grapevines (*Vitis vinifera* L.) cultivar. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences (IJACS), 5*(9), 1022-1027. https://doi.org.10.5073.vitis.2013.52.105-110

Bradford, M. M. (1976). Rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Analytical Biochemistry*, *72*, 248-254. http://dx.doi.org.10.1016.0003-2697(76)90527-3

Buege, J. A, & Aust, S. D. (1978). Microsomal lipid peroxidation. *Methods in Enzymology*, *52*, 302-310. https://doi.org.10.1016.S0076-6879(78)52032-6

Chang, C., Yang, M., Wen, H., & Chern, J. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food Drug Analysis*, *10*, 178-182. http://doi.org. 10.12691.j. fnr-8-11-3

Cohen, G., Dembiec, C., & Marens, J. (1970). Measurement of catalase activity in tissue extracts. *Analytical Biochemistry*, *34*, 30-38.

Doulati Baneh, H., Attari, H., Hassani, A., & Abdollahi, R. (2013). Salinity effects on the physiological parameters and oxidative enzymatic activities of four Iranian grapevines (*Vitis vinifera* L.) cultivar. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences (IJACS), 5*, 1022-1027.

Fahad, S., Hussain, S., Matloob, A., Khan, F. A., Khaliq, A., Saud, S., Hassan, S., Shan, D., Khan, F., Ullah, N., Faiq, M., Khan, M. R., Tareen, A. K., Khan, A., Ullah, A., Ullah, N., & Huang, J. (2015). Phytohormones and plant responses to salinity stress: a review. *Journal of Plant Growth Regulation*, *75*, 391-404. https://doi.org.10.1007.s10725-014-0013-y

Gill, S. S, & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry, 48*, 909-930. https://doi.org.10.1016.j.plaphy.2010.08.016

Gupta, B, & Huang, B. (2014). Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. *International Journal of Genomics, 20*, 596-701. https://doi.org.10.1155.2014.701596

Habibi, G. (2017). Selenium ameliorates salinity stress in *Petroselinum crispum* by modulation of photosynthesis and by reducing shoot Na accumulation. *Russian Journal of Plant Physiology, 64*(3), 368-374. https://doi.org.10.1134.S1021443717030086/

Herzog, V, & Fahimi, H. D. (1973). Determination of the activity of peroxidase. *Analytical Biochemistry, 55*, 554-562. https://doi.org.10.1016.0003-2697(73)90143-7

Irigoyen, J. J., Emerich, D. W., & Sanchez-Diaz, M. (1992). Water stress induced changes in concentrations of proline and total soluble sugars in nodulated alfalfa (*Medicago sativa* L.) plants. *Physiologia Plantarum*, *84*, 55-60. https://doi.org.10.1111.j.1399-3054.1992.tb08764.x

Jamalian, S. M., Gholami, M., & Esna Ashari, M. (2013). Abscisic acid mediated leaf phenolic compounds, plant growth and yield is strawberry under different salt stress regimes. *Plant Physiology*, *25*, 291-299. https://doi.org.10.1016.j.plaphy.2020.05.003

Karimi, R., Ershadi, A., Rezaei Nejad, A., & Khanizadeh, S. (2016). Abscisic acid alleviates the deleterious effects of cold stress on 'Sultana' grapevine (*Vitis vinifera* L.) plants by improving the anti oxdant activity and photosynthetic capacity of leaves. *Scientia Horticulturae, 91*, 386-395. https://doi.org.10.1080.14620316.2016.1162027

Karimi, R. (2017). Spring frost tolerance increase in *Sultana grapevine* by early season application of calcium sulfate and zinc sulfate. *Journal of Plant Nutrition*, *42*(19), 2666-2681. doi: 10.1080.01904167.2019.1659343

Karimi, R., Mohammadparast, B., & Minazadeh, R. (2019). Phytochemical responses and antioxidant activity of potassium-treated grapevines (*Vitis vinifera* L.) in salinity stress condition. *Journal of Plant Process and Function*, *8*, 245-260. https://doi.org.10.1007.s11738-023-03588-7

Karimi, R., Ebrahimi, M., & Amerian, M. (2021). Abscisic acid mitigates NaCl toxicity in grapevine by influencing phytochemical com pounds and mineral nutrients in leaves/ *Scientia Horticulturae, 288*, 110336. https://doi.org.10.1016.j.scienta.2021.110336

Karimi, R, & Noori, A. (2022). Streptomyces rimosus rhizobacteria and *Glomus mosseae* mycorrhizal fungus inoculation alleviate salinity stress in grapevine through morphophysiological changes and nutritional balance. *Scientia Horticulturae, 305*, 111433. https://doi.org.10.1016.j.scienta.2022.111433

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

Khorsandi Moghadam, M. S., Maleki, M., & Movahedi, Z. (2025). The study of the effect of salicylic acid on some morphophysiological characteristic of *Salicornia persica* under salinity stress. *Plant Process and Function*, *13*(84), 2. DOI: 10.22034.13.64.9

Kirnak, H., Kaya, C., Tas, I., & Higgs, D. (2001). The influence of water deficit on vegetative growth, physiology, fruit yield and quality in eggplants. *Bulgarian Journal of Plant physiology (BJPP), 27*(3-4), 34-46.

Lichtenthaler, H, & Wellburn, A. R. (1983). Determination of total carotenoids and chlorophylls a and b inleaf extracts in different solvents. *Biochemical Society Transactions*, *11*, 591-592. http://dx.doi.org.10.1042.bst0110591

Minazadeh, R., Karimi, R., & Mohammadparast, B. (2018). The effect of foliar nutrition of potassium sulfate on morpho-physiological indices of grapevine. *Journal of Plant Biological Sciences, 10*(3), 83-106.

Mohammadkhani, N., Heidari, R., Abbaspour, N., & Rahmani, F. (2013). Comparative study of salinity effects on ionic balance and compatible solutes in nine Iranian table grape (*Vitis vinifera* L.) genotypes. *OENO One, 47*(2), 99-114. https://doi.org.10.20870.oeno-one.2013.47.2.1543

Munns, R, & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Plant Biology*, *59*, 651-681. https://doi.org.10.1146.annurev.arplant.59.032607.092911

Nakano, Y, & Asada, K. (1981). Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant Cell Physiology*, *22*, 867-880. https://doi.org.10.1093.oxfordjournals.pcp.a076232

Pascual, M. B., El-Azaz, J., De la Torre, F. N., Cañas, R. A., & Avila, C. (2016). Canovas, F.M. biosynthesis and metabolic fate of phenylalanine in conifers. *Frontiers in Plant Science*, *7*, 1030. https://doi.org.10.3389.fpls.2016.01030

Rady, M. M. (2011). Effect of 24-epibrassinolide on growth, yield, antioxidant system and cadmium content of bean plants under salinity and cadmium stress. *Scientia Horticulturae, 129*(2), 232-237.

Shahbazi, F., Saffar, A., & Analooei, M. (2011). Mechanical damage to pintobean as affected by moisture content and impact energy. *Agricultural Engineering International: CIGR Journal*, *13*(2), 1-8.

Sairam, R. K, & Tyagi, A. (2001). Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science, 86*, 407-421. https://doi.org.10.1007.1-4020-4225-6

Sharma, P., Jha, A. B., Dubey, R. S., & Pessarakli, M. (2012). Reactive oxygen species, oxidative damage, and antiox- idative defense mechanism in plants under stressful conditions. *Journal of Botany, 2012*, 1-26. doi: 10.1155.2012. 217037

Tahanian, H., Ebadi, A., Shahbazi, M., & Lesani, H. (2016). Elements distribu- tion (K, Na and Cl) in some grapevine genotypes (*Vitis vinifera* L) under salt stress. *Iran Journal Horticulture Science, 47*(1), 1-9 (In Persian with English summary). https://doi.org.10.1186.s12870-022-03907-z

Velioglu, Y. S., Mazza, G., Gao, L., & Oomah, B. D. (1998), Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables and grain products. *Journal of Agriculture and Food Chemistry, 46*, 4113-4117. https://doi.org.10.4236.wjet.2020.84049

Velikova, V, & Loreto, F. (2005). On the relationship between isoprene emission and thermotolerance in phragmitesaustralis leaves exposed to high temperatures and during the recovery from a heat stress. *Plant Cell and Environment*, *28*, 318-327. http://dx.doi.org.10.1111.j.1365-3040.2004.01314.x

Yang, X, & Lu, C. (2005). Photosynthesis is improved by exogenous glycine betaine in salt stressed maize plants. *Physiologia Plantarum*, *124*, 343-352. https://doi.org.10.1111.j.1399-3054.2005.00518.x

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

The combined effect of phenylalanine and glycinebetaine on physiological and biochemical indices related to salt tolerance in grapevine

Masoume Noori[1], Masoume Maleki[1*], Rouholah Karimi[2]

[1] Department of Biology, Faculty of Basic Sciences, Malayer University, Malayer, Iran
[3] Department of Horticulture and Landscape Engineering, Faculty of Agriculture, Malayer University, Malayer, Iran

Abstract

Salinity stress has been one of the most important factors limiting plant growth and is an increasing problem for agriculture worldwide. Grapes are one of the plants sensitive to salinity, and high salt concentrations lead to reduced growth and yield. The present study aimed to investigate the application of glycine betaine (5 mM) and phenylalanine (5 mM) on salinity (100 mM NaCl) tolerance of one-year-old grape seedlings of the Yaghott variety; it was conducted as a factorial study in a completely randomized design. Glycine betaine and phenylalanine treatments were applied as foliar sprays in two stages. After six weeks from the first salinity treatment, leaf samples were transferred to the laboratory for measuring factors. Based on the results, salinity stress led to a decrease in total chlorophyll, carotenoids, and relative water content, but these indices were higher with glycinebetaine and phenylalanine treatments than with other treatments. Glycinebetaine and phenylalanine treatments and their supplementation significantly improved the enzymatic (catalase, guaiacol peroxidase, and ascorbate peroxidase activity) and non-enzymatic (phenol and flavonoid) antioxidant systems of grapes under salt stress. It reduced oxidative stress so that the levels of malondialdehyde and hydrogen peroxide and the percentage of ion leakage were lower than the control. The highest proline and soluble sugar content was found in treated vines. Also, in the treatments used, the amount of chlorine and sodium decreased, but the accumulation of nutrients increased. Overall, foliar application of glycinebetaine and phenylalanine had an effect on the antioxidant system, the accumulation of compatible osmolytes, and the content of nutrients, reducing the effects of salinity on grape seedling leaves.

Keywords: Yaghotti grape, Salinity, Phenyalanine, Glycinbetaine

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-16]

[DOI: 10.22034/jispp.15.74.215]

Received: Jul. 05, 2025; Revised: Oct. 27, 2025; Accepted: Nov. 12, 2025; Published Online: Oct. 30, 2026
*Corresponding Author: masoumemaleki@gmail.com

Copyright © 2025 Iranian Society of Plant Physiology, Published by Isfahan University of Technology press. This work is licensed under a Creative Commons Attribution-Noncommercial 4.0 International license (https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/). Non-commercial uses of the work are permitted, provided the original work is properly cited.