NCMBJ
Research article

New Cell Mol Biotech
j.12/45 , 2022

Scan online to view this article

Effect of salinity stress levels on some Growth parameters, Mineral ion concentration, Osmolytes , Non-enzymatic antioxidants and phenylalanine ammonialyase activity in three genotypes of (*Chenopodium quinoa* Willd)

Tahereh Jafari[1], Alireza Iranbakhsh[1]*, Kazem Kamali Aliabad[2], Fatemeh Daneshmand[3], S.Ebrahim Seifati[2]

1. Department of Biology, Science and Research Branch, Islamic Azad University, Tehran, Iran
2. Department of Arid Land and Desert Management, Faculty of Natural Resources, Yazd University, Yazd, Iran.
3. Department of Biology, Payame Noor University, Tehran, Iran.

Abstract

Aim and Background: Salinity is one of the most important stresses that has affected food security. (Chenopodium quinoa) is a plant that is currently considered worldwide as a food substitute for wheat, rice, barley and corn. The aim of this study was to investigate the activity of antioxidants, some osmolites, ions and minerals to identify salinity resistant genotypes that can be grown by cultivating quinoa in hot and dry regions of the country that face temperature, drought and salinity stresses. This plant was used as food for humans and fodder for livestock.

Materials and Methods: In this study, physiological responses of 3 genotypes (Q_{18} ,Rosada ,Sajama) with relatively high yields were investigated at different levels of salinity stress (control (EC=1.5) and 8, 16, 32 dS/m) in greenhouse conditions and Plants were harvested in the twelfth week for morphophysiological and biochemical measurements and studies were performed on the plant.

Results: By studying the results of Na^+ content in salinity stress, it seems that Sajama and Rosada have more ability to prevent Na^+ transfer from root to shoot and prevent K^+ reduction, also the total amount of elements (Cu^{+2}, Mn^{+2}, Ca^{+2}, Zn^{+2}, Fe^{+2}) decreased at salinity 32 dS/m. The results showed that comparing the growth parameters and increasing proline and decreasing the protein content at salinity 32 dS/m can be associated with reduction of chlorophyll, carotenoids, reduced sugars, total carbohydrates, increased oxidative stress and H_2O_2 content. However, total ascorbate and glutathione content remained constant at salinity 32 dS/m in Q_{18}, but Sajama and Rosada decreased and phenylalanine ammonialyase activity increased in all genotypes and all salinity levels. Phenolic compounds, flavonoids and anthocyanins in genotyp Rosada showed a greater increase in salinity stress than the other two genotypes.

Conclusion: The total results showed according to the rate of reduction of growth parameters, genotype Sajama seems to be more tolerant of salt than the other two genotypes and the salinity tolerance of Rosada genotype is lower than the other two genotypes but there is no relationship between increased phenolic compounds, flavonoids and anthocyanins and salinity resistance in this genotype.

Key Words: Hydrogen peroxide, Mineral ions, Non-enzymatic antioxidants, Osmolites, Phenylalanine ammonialyase, Quinoa, Iau Science.

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

Corresponding author:
Department of Biology, Science and Research Branch, Islamic Azad University, Tehran, Iran
Email: Iranbakhsh@iau.ac.ir

مجله تازه های بیوتکنولوژی سلولی مولکولی
دوره ۱۲ - شماره۴۵ - زمستان ۱۴۰۰
NCMBJ
مقاله پژوهشی

برای مشاهده این مقاله به صورت آنلاین اسکن کنید

تأثیر سطوح تنش شوری بر برخی پارامترهای رشد، غلظت یون‌های معدنی، اسمولیت‌ها، آنتی‌اکسیدان‌های غیرآنزیمی و فعالیت آنزیم فنیل‌آلانین‌آمونیالیاز در سه ژنوتیپ کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd)

طاهره جعفری[۱]، علیرضا ایرانبخش[۱*]، کاظم کمالی علی آباد[۲]، فاطمه دانشمند[۳]، سید ابراهیم سیفتی[۴]

۱. گروه زیست شناسی، واحد علوم و تحقیقات، دانشگاه آزاد اسلامی، تهران، ایران
۲. دانشکده منابع طبیعی و کویرشناسی- گروه مدیریت مناطق خشک و بیابانی، دانشگاه یزد، ایران
۳. گروه زیست شناسی، دانشگاه پیام نور، تهران ، ایران

چکیده

سابقه و هدف: شوری یکی از مهم‌ترین استرس‌هایی است که، امنیت غذایی را تحت تأثیر قرار داده است. کینوا (*Chenopodium quinoa*) گیاهی است که در حال حاضر در سراسر جهان به‌عنوان جایگزین غذایی گندم، برنج، جو و ذرت در نظر گرفته می‌شود. هدف از این تحقیق بررسی فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها، برخی اسمولیت‌ها، یون‌ها و عناصر معدنی برای تشخیص ژنوتیپ‌های مقاوم به شوری است که بتوان با کشت کینوا در مناطق گرم و خشک کشور که با تنش‌های دمایی، خشکی و شوری مواجه هستند، از این گیاه به‌عنوان غذا برای انسان و علوفه برای دام استفاده کرد.

مواد و روش‌ها: در این مطالعه، پاسخ‌های فیزیولوژیکی ۳ ژنوتیپ کینوا (Sajama, Rosada, Q_{18}) که عملکرد به‌نسبت بالایی داشتند در سطوح مختلف تنش شوری (کنترل (EC=۱/۵)، ۸ ، ۱۶، ۳۲ دسی‌زیمنس بر متر) در شرایط گلخانه‌ای مورد بررسی قرار گرفتند و گیاهان در هفته دوازدهم جهت سنجش‌های مورفوفیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برداشت و مطالعه‌ها بر روی گیاه انجام شد.

یافته‌ها: با مطالعه نتایج مقادیر سدیم در تنش شوری، به‌نظر می‌رسد Sajama و Rosada توانایی بیش‌تری در جلوگیری از انتقال سدیم از ریشه به اندام هوایی و جلوگیری از کاهش پتاسیم دارند و هم‌چنین مقدار کل عناصر (مس، منگنز، کلسیم، روی، آهن) در تنش شوری ۳۲ دسی‌زیمنس بر متر کاهش یافتند. نتایج نشان داد که مقایسه پارامترهای رشد و افزایش پرولین و کاهش میزان پروتئین در تنش شوری ۳۲ دسی‌زیمنس بر متر می‌تواند با کاهش کلروفیل، کاروتنوئیدها، قندهای احیا، کربوهیدرات‌های کل و افزایش تنش اکسیداتیو و میزان H_2O_2 مرتبط باشد. اما میزان اسکوربات کل و گلوتاتیون در تنش ۳۲ دسی‌زیمنس بر متر در Q_{18} ثابت ماند ولی در Sajama و Rosada کاهش یافت و فعالیت فنیل آلانین آمونیالیاز در همه سطوح شوری و در همه ژنوتیپ‌ها افزایش داشت و ترکیب‌های فنلی، فلاونوییدها و آنتوسیانین‌ها در Rosada در تنش شوری نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر افزایش بیش‌تری نشان داد.

نتیجه‌گیری: مجموع نتایج نشان داد که با توجه‌به میزان کاهش پارامترهای رشد به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ Sajama نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر تحمل بیش‌تری به نمک داشته باشد و میزان تحمل شوری ژنوتیپ Rosada نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر کم‌تر است. اما ارتباطی بین افزایش ترکیب‌های فنلی، فلاونوییدها و آنتوسیانین‌ها و مقاومت‌به شوری در این ژنوتیپ وجود ندارد.

واژه‌های کلیدی: آنتی اکسیدان‌های غیرآنزیمی، اسمولیت‌ها، پراکسید هیدروژن، فنیل‌آلانین‌آمونیالیاز، کینوا، یون‌های معدنی، Iau Science.

نویسنده مسئول:
گروه زیست شناسی، واحد علوم و تحقیقات، دانشگاه آزاد اسلامی، تهران، ایران
پست الکترونیکی: Iranbakhsh@iau.ac.ir
تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۰۶/۲۵

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]
[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

مقدمه

امروزه شوری آب و خاک یکی از مهم‌ترین تهدیدات در کشاورزی است. این تنش محیطی، جوانه‌زنی، رشد و نمو و تولید محصولات گیاهی را تحت تأثیر خود قرار داده است (۱). شوری آب و خاک سبب بروز تغییرات مورفولوژیکی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی متعددی در گیاهان می‌شود، به‌علاوه تحمل شوری در گیاهان یکسان نیست و در یک گیاه نیز مراحل مختلف رشد و نمو ممکن است حساسیت‌های متفاوتی نسبت‌به تنش شوری نشان دهد (۲).

تنش شوری به‌خصوص غلظت بالای Na^+ و Cl^- در خاک بر جذب مواد معدنی تأثیر می‌گذارد، زیرا Na^+ به‌طور رقابتی موجب مهار جذب K^+، Ca^{+2} و سایر کاتیون‌ها و Cl^- موجب مهار جذب آنیون‌ها می‌گردد. از طرف دیگر جذب و انتقال مقادیر بالای Na^+ در قسمت‌های مختلف گیاه و برگ‌ها، موجب جایگزینی آن با Ca^{+2} در فضای آپوپلاستی شده که منجر به دپلاریزاسیون غشاء سلول می‌شود و در نتیجه با اختلال توانایی غشاها برای جذب و انتقال برخی یون‌ها، عدم تعادل یونی غیر قابل اجتناب خواهد بود (۳)، از دیگر تغییرات بیوشیمیایی که تحت تنش شوری رخ می‌دهد، افزایش تولید گونه‌های فعال اکسیژن است که باعث آسیب اکسیداتیو و آسیب غشای سلولی می‌شود. الکترون‌های تراوش شده از زنجیره انتقال الکترون می‌توانند با اکسیژن مولکولی واکنش داده و انواع گونه‌های فعال اکسیژن مانند رادیکال سوپراکسید، هیدروکسیل و پراکسید هیدروژن را تولید نمایند. این گونه‌های فعال اکسیژن بسیار واکنش‌گر و سمی هستند و در غیاب یک مکانیسم محافظتی قوی می‌توانند به ساختار لیپیدها، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک صدمه بزنند، بنابراین با ایجاد تنش اکسیداتیو و آسیب به سلول‌های گیاهی، رشد گیاه کاهش می‌یابد (۴).

گیاهان تنش شوری را با فعال کردن پاسخ‌های مولکولی و بیوشیمیایی در سطح سلولی یا کل گیاه تحمل می‌کنند (۵). گیاهان استراتژی‌های مختلفی نظیر تنظیم جذب یون به‌وسیله ریشه و انتقال آن به قسمت‌های مختلف گیاه، تغییر آنتی‌اکسیدان‌های آنزیمی و غیرآنزیمی، تغییر مکانیسم‌های فتوسنتزی و تغییر برخی هورمون‌های گیاهی برای کاهش اثرات سمیت نمک و جلوگیری از آسیب ROS در سطح کل گیاه دارند (۶).

امروزه مشکل شوری، توجه را به سمت کشت گیاهان متحمل به نمک مانند کینوا جلب کرده است (۷). کینوا (*Chenopodium quiona* Wild) گیاهی یک ساله و از خانواده Amaranthaceae و زیر خانواده ChenoPodiaceae است. این گیاه در سال‌های اخیر مورد توجه زیادی قرار گرفته زیرا علاوه‌بر منبع بسیار خوب پروتئین گیاهی به‌عنوان جایگزین برنج، گندم و ذرت برای ایجاد امنیت غذایی در جهان مطرح است. کینوا یک گیاه قدیمی در منطقه آند بوده که دانه‌های این گیاه به مادر دانه‌ها معروف است و دارای توانایی تحمل نمک و سازگاری با شرایط محیطی و جغرافیایی مختلف می‌باشد و پتانسیل بالایی برای کشت در مناطق شور دارد. اما میزان تحمل به نمک در میان ارقام و ژنوتیپ‌های مختلف آن یکسان نیست (۸).

هدف از این تحقیق بررسی فعالیت آنتی‌اکسیدان‌ها، برخی اسمولیت‌ها، یون‌ها و عناصر معدنی برای تشخیص ژنوتیپ‌های مقاوم به شوری است که بتوان با کشت کینوا در مناطق گرم و خشک کشور که با تنش‌های دمایی، خشکی و شوری مواجه هستند، از این گیاه به‌عنوان غذا برای انسان و علوفه برای دام استفاده کرد. شوری ۸ dS/m و ۱۶ dS/m و ۳۲ dS/m به همراه شاهد با (EC=۱/۵) در ۳ تکرار به‌صورت آزمایش فاکتوریل و در قالب طرح کامل تصادفی در گلخانه پژوهشی- تحقیقاتی دانشکده منابع طبیعی و کویرشناسی دانشگاه یزد (طول "۳۱,۷۰۵ ۲۱ ' ۵۴° و عرض "۴۷,۰۴۳ ۴۹ ' ۳۱°) و با دمای محیط حدود ۳۸ درجه سانتی‌گراد در روز و ۲۴ درجه سانتی‌گراد در شب

مواد و روش ها

کاشت و آماده سازی گیاهان

جهت بررسی تغییرات محتوای یون‌ها و برخی شاخص‌های فیزیولوژی و بیوشیمیایی ارقام متفاوت کینوا تحت تاثیر تنش شوری، بذرهای سه ژنوتیپ کینوا شامل Sajama، Rosada و Q_{18} از مرکز تحقیقات اصلاح و تهیه نهال و بذر کرج تهیه گردید و تحت تأثیر ۳ سطح

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

با رطوبت نسبی ۵۵ درصد و دوره نوری ۱۴ ساعت در روشنایی و ۱۰ ساعت تاریکی و با شدت نور $\mu mol.m^3.s$ ۷۷ کشت گردید و به‌منظور تأمین نیاز غذایی گیاه، از محلول غذایی هوگلند استفاده شد. بذور ژنوتیپ‌های مورد نظر در گلدان‌هایی با قطر ۲۶ و ارتفاع ۲۰ سانتی‌متر، محتوی خاک لومی (مخلوط شن و هوموس به‌نسبت ۲:۱) کشت و آبیاری با آب معمولی تا دو هفته انجام و سپس آبیاری با سطوح مختلف شوری تا هفته دوازدهم ادامه یافت. با در نظر گرفتن بستر کشت (خاک گلدان) بر اساس تیمارهای مورد نظر هر ۴ روز یکبار آبیاری و سنجش شوری خاک (EC) نیز هر ۱۰ تا ۱۲ روز یکبار انجام گرفت. در صورتی که تجمع املاح منجر به افزایش شوری خاک بالاتر از غلظت‌های مورد نظر در هر تکرار بود، آبیاری با آب مقطر انجام تا سطوح مورد نظر تأمین شوند. در هفته دوازدهم گیاهان جهت انجام مطالعه‌های مورفوفیزیولوژیکی و بیوشیمیایی برداشت و بلافاصله در نیتروژن مایع قرار گرفتند. پس از آن نمونه‌ها در فریزر ۸۰- درجه سانتی‌گراد برای سنجش‌های بعدی نگهداری شدند و سنجش‌های فیزیولوژیک و بیوشیمیایی روی برگ‌های پرچم گیاه انجام شد.

برداشت گیاهان و سنجش پارامترهای رشد

وزن تر اندام هوایی و ریشه

بعد از برداشت گیاهان، بخش هوایی از محل یقه جدا شد و وزن‌تر اندام هوایی و ریشه، بر حسب گرم بر گیاه اندازه‌گیری و ثبت گردید.

طول اندام هوایی، قطر ساقه و تعداد برگ

بعد از برداشت گیاهان، طول اندام هوایی بر حسب سانتی‌متر و قطر ساقه با استفاده از کولیس دیجیتال، بر حسب واحد میلی‌متر و تعداد برگ‌های گیاهان در گروه‌های تیماری مختلف شمارش و گزارش گردید.

یون‌های معدنی

برای اندازه‌گیری یون‌های پتاسیم، سدیم، کلسیم، آهن، روی، منگنز و مس، ۱گرم از بافت خشک اندام هوایی و ریشه گیاهان در ۱۰ میلی‌لیتر اسید نیتریک غلیظ به‌مدت ۲۴ ساعت قرار گرفت. سپس نمونه‌های حل شده در اسید به آرامی گرم شدند تا اسید آن تبخیر گردد. حجم محلول باقی‌مانده (حدود ۱ میلی‌لیتر) با آب دوبار تقطیر به ۱۰۰ میلی‌لیتر رسانده شد و با کاغذ صافی واتمن، صاف گردید و با دستگاه جذب اتمی، مدل Sens AA، ساخت شرکت GBC استرالیا، مقدار یون‌ها اندازه گیری شد و مقدار آن‌ها بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن خشک گزارش گردید (۹).

پراکسید هیدروژن (H_2O_2)

سنجش پراکسید هیدروژن با استفاده از روش Velikova و همکاران (۲۰۰۰) انجام شد (۱۰). اندام هوایی گیاه در حمام یخ با تری‌کلرواستیک اسید ۰/۱ درصد سائیده شد. عصاره در سانتریفوژ یخچال دار، در g ۱۰۰۰۰ برای ۱۵ دقیقه سانتریفوژ گردید. سپس ۰/۵ میلی‌لیتر از محلول رویی به ۰/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی‌مولار (pH = ۷) و ۱ میلی‌لیتر یدید پتاسیم یک مولار اضافه گردید و جذب در طول موج ۳۹۰ نانومتر خوانده شد. مقدار پراکسید هیدروژن در هر نمونه با استفاده از منحنی استاندارد محاسبه شد و بر حسب میکرومول بر گرم وزن‌تر گزارش گردید.

رنگیزه‌های فتوسنتزی

اندازه‌گیری مقدار کلروفیل کل و کاروتنوئیدها با استفاده از روش Lichtenthaler (۱۹۸۷) انجام پذیرفت و مقدار کلروفیل کل و کارتنوئیدها بر حسب میکروگرم بر گرم وزن‌تر محاسبه گردید (۱۱).

قندهای احیاکننده و کربوهیدرات‌های محلول

اندازه‌گیری مقدار قندهای احیاکننده از روش Somogy (۱۹۵۲) و سنجش کربوهیدرات‌های محلول از روش Fales (۱۹۵۱) انجام گردید. غلظت هر نمونه با استفاده از منحنی استاندارد گلوکز، بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر محاسبه و ارائه گردیدند (۱۲).

پروتئین کل

برای سنجش مقدار پروتئین، ابتدا پروتئین‌ها از اندام‌هوایی گیاه در دمای ۰-۴ درجه سانتی‌گراد استخراج شدند. عصاره حاصل برای سنجش مقدار پروتئین از روش Bradford (۱۹۷۶) استفاده شد (۱۳) و برای محاسبه غلظت پروتئین از منحنی استاندارد آلبومن گاوی استفاده و بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر محاسبه و گزارش گردید.

پرولین

برای اندازه‌گیری پرولین، ۰/۰۲ گرم از بافت فریز شده گیاه در ۱۰ میلی‌لیتر محلول ۳ درصد سولفوسالیسیلیک اسید سائیده و عصاره حاصل به‌مدت ۵ دقیقه در g ۱۰۰۰۰ سانتریفوژ شد. از عصاره حاصل برای سنجش

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

برای محاسبه مقدار پرولین از منحنی استاندارد پرولین استفاده گردید و نتایج برحسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر محاسبه گردید.

آسکوربات کل

سنجش آسکوربات کل از روش De Pinto و همکاران (۱۹۹۹) انجام شد (۱۵) و با استفاده از آسکوربات، منحنی استاندارد رسم گردید و نتایج بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر محاسبه شد.

گلوتاتیون کل

مقدار گلوتاتیون کل از روش Griffith (۱۹۸۰)، اندازه‌گیری گردید (۱۶) و محاسبه گلوتاتیون کل از طریق منحنی استاندارد انجام و بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر ارائه گردید.

ترکیب‌های فنلی کل

محتوای ترکیب‌های فنلی کل با استفاده از روش Sonald و Laima (۱۹۹۹) انجام گرفت (۱۷) و با استفاده از منحنی استاندارد غلظت ترکیب‌های فنلی کل بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر محاسبه گردید.

فلاونوئیدها

طبق روش Hong و همکاران (۲۰۰۴) میزان فلاونوئیدها براساس تشکیل کمپلکس فلاونوئید آلومینیم که دارای جذب ماکزیمم در طول موج ۴۳۰ نانومتر است، تعیین شد (۱۶).۱۰ گرم بافت گیاهی (برگ‌ها و ریشه) تمیز و خشک شده، با ۵۰ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد با هم‌زدن در دمای اتاق به‌مدت ۲۴ ساعت عصاره‌گیری و سپس فیلتر و در دمای ۲۰ درجه سانتی‌گراد نگهداری شدند. سپس ۱ میلی‌لیتر از نمونه با ۱میلی‌لیتر از محلول متانولی آلومینیوم کلراید ۲ درصد مخلوط گردید و بعد از نگهداری در دمای اتاق به‌مدت ۱۵دقیقه، جذب محلول در طول موج ۴۳۰ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر اندازه-گیری شد. محتوای فلانوئیدها با استفاده از منحنی استاندارد رسم شده با کوئرستین محاسبه و بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن‌تر ارائه گردید.

آنتوسیانین

از روش Wagner (۱۹۷۹) جهت اندازه‌گیری مقدار آنتوسیانین‌های گیاه استفاده شد (۱۸). محاسبه غلظت با استفاده از ضریب خاموشی $M^{-1}cm^{-1}$ ۳۳۰۰۰ انجام و نتایج بر حسب میکرومول بر گرم وزن‌تر ارائه گردید.

فعالیت آنزیم فنیل‌آلانین آمونیالیاز (PAL) (EC 4.3.1.5)

برای تهیه عصاره آنزیمی مقدار ۳۰۰ میلی‌گرم از بافت تازه برگ‌های جوان با ۶/۵ میلی‌لیتر بافر تریس-HCl با اسیدیته ۸/۸ (۵۰ میلی‌مولار) حاوی بتامرکاپتواتانول (۱۵ میلی‌مولار) در هاون سرد ساییده شد. سپس، عصاره به‌دست آمده با دور ۵۰۰۰۰g به‌مدت ۳۰ دقیقه سانتریفیوژ و محلول رویی برای سنجش فعالیت آنزیم استفاده شد. فنیل‌آلانین‌آمونیالیاز واکنش تبدیل فنیل‌آلانین به سینامیک اسید را کاتالیز می‌کند. در این روش از فنیل‌آلانین به‌عنوان سوبسترا آنزیم استفاده شده، فعالیت آنزیم PAL بر اساس سرعت تشکیل سینامیک اسید تعیین می‌شود. در یک لوله آزمایش یک میلی‌لیتر از بافر استخراج به همراه ۰/۵ میلی‌لیتر L-فنیل‌آلانین (۱۰ میلی‌مولار)، ۰/۴ میلی‌لیتر آب دو بار تقطیر شده و یک میلی‌لیتر عصاره آنزیمی مخلوط و به مدت یک ساعت در دمای ۳۷ درجه سانتی‌گراد نگهداری شد. واکنش با اضافه کردن ۰/۵ میلی‌لیتر کلریدریک اسید (۶ مولار) پایان می‌پذیرد. محصول به‌وجودآمده با ۱۵ میلی‌لیتر اتیل استات استخراج شده و سپس اتیل استات تبخیر شد. ماده جامد باقی‌مانده در ۳ میلی‌لیتر هیدروکسید سدیم (۰/۰۵ مولار) حل شد و غلظت سینامیک اسید با اندازه‌گیری میزان جذب در طول موج ۲۹۰ نانومتر و با ضریب خاموشی معادل $M^{-1}cm^{-1}$ ۹۵۰۰ به‌دست آمد. یک واحد از فعالیت PAL معادل یک میکرومول از سینامیک اسید تولید شده در یک دقیقه است (۱۹).

تجزیه و تحلیل‌های آماری

تجزیه و تحلیل‌های آماری در این مطالعه با آزمایش فاکتوریل و طبق طرح کامل تصادفی با سه تکرار صورت گرفته و داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار SPSS تحت آنالیز واریانس قرار گرفته و اختلاف میانگین‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح اطمینان ٪۹۵ مقایسه شدند.

نتایج

بررسی پارامترهای رشد در این مطالعه نشان داد که در ژنوتیپ Q_{18}، تنش شوری در سطح dS/m ۳۲ موجب کاهش وزن‌تر اندام هوایی و ریشه، طول ساقه و کاهش قطر ساقه گردید اما بر تعداد برگ این ژنوتیپ تأثیری نداشت. ژنوتیپ Sajama، در تنش dS/m ۳۲ کاهش

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

داد. اما تنش شوری بر قطر ساقه و تعداد برگ آن تأثیری نداشت. در ژنوتیپ Rosada، تنش شوری ۳۲ dS/m موجب کاهش وزن‌تر اندام هوایی و ریشه، کاهش طول ساقه، قطر ساقه و کاهش تعداد برگ گردید (جدول -۱).

بررسی نتایج اندازه‌گیری یون‌های معدنی در ژنوتیپ‌های مورد مطالعه کینوا نسبت‌به گیاه کنترل نشان داد، در ژنوتیپ Q_{18}، تنش شوری موجب کاهش پتاسیم، افزایش سدیم و کاهش نسبت K^+/Na^+ در اندام هوایی، ریشه و کل گیاه گردید. در تنش شوری ۱۶ و ۳۲ dS/m، کاهش آهن اندام هوایی مشاهده گردید. در تنش شوری ۸ dS/m افزایش آهن کل و سطح شوری ۱۶ dS/mو ۳۲ بر مقدار آهن کل تأثیری نداشت. درتنش شوری ۱۶ dS/m افزایش مقدار مس اندام هوایی و در تنش ۳۲ dS/m کاهش مقدار مس ریشه دیده شد و مقدار مس کل درسطح شوری ۱۶ dS/m، افزایش و در سطح ۳۲ dS/m کاهش یافت. مقدار روی اندام هوایی و کل در همه سطوح تنش شوری کاهش و در ریشه در سطوح تنش ۱۶ dS/mو ۳۲ کاهش را نشان داد. مقدار منگنز اندام هوایی، ریشه و منگنز کل در همه سطوح شوری کاهش پیدا کرد. مقدار کلسیم در اندام هوایی، ریشه و کلسیم کل در تنش شوری ۱۶ dS/mو ۳۲ کاهش یافت.

در ژنوتیپ Sajama، در تنش شوری ۸ و ۱۶ dS/m افزایش پتاسیم اندام هوایی، ریشه و کل و در تنش ۳۲ dS/m کاهش پتاسیم اندام هوایی، ریشه و کل مشاهده گردید. مقدار سدیم اندام هوایی در سطوح شوری ۳۲ dS/mو ۸ افزایش یافت و همه سطوح تنش شوری موجب افزایش مقدار سدیم ریشه و سدیم کل گردید. نسبت K^+/Na^+ در اندام هوایی و ریشه و کل گیاه در تنش شوری ۳۲ dS/m کاهش یافت. مقدار آهن اندام هوایی در شوری ۳۲ dS/m کاهش، آهن ریشه در سطوح ۸ dS/m و ۳۲ کاهش و مقدار آهن کل در تنش ۸ dS/m و ۳۲ کاهش و در ۱۶ dS/m افزایش یافت. مقدار مس در اندام هوایی، ریشه و کل گیاه در شوری ۳۲ dS/m کاهش را نشان داد. مقدار روی در اندام هوایی در شوری ۱۶ dS/mو ۳۲ افزایش، در ریشه در تنش ۳۲ dS/m کاهش و مقدار روی کل در همه سطوح شوری کاهش را نشان داد. مقدار منگنز اندام هوایی، ریشه و کل در شوری ۳۲ dS/m کاهش یافت. کاهش مقدار کلسیم اندام هوایی، ریشه و کل در همه سطوح در ژنوتیپ Rosada کاهش مقدار پتاسیم اندام هوایی، ریشه و کل و افزایش سدیم اندام هوایی، ریشه و کل و کاهش نسبت K^+/Na^+ در اندام هوایی، ریشه و کل، در همه سطوح شوری رخ داد. مقدار آهن اندام هوایی، ریشه و کل در تنش شوری ۳۲ dS/m کاهش یافت. مقدار مس اندام هوایی در شوری ۱۶ dS/m کاهش، اما مس ریشه و کل در همه سطوح شوری کاهش را نشان داد. مقدار روی در اندام هوایی، ریشه و کل گیاه در شوری ۳۲ dS/m کاهش را نشان داد. مقدار منگنز در اندام هوایی در تنش شوری ۱۶ dS/m افزایش و در شوری ۳۲ dS/m کاهش یافت و در همه سطوح شوری مقدار منگنز ریشه و کل کاهش را نشان دادند. مقدار کلسیم اندام هوایی در همه سطوح شوری کاهش و کلسیم ریشه و کل در تنش ۳۲ dS/m کاهش را نشان دادند (جدول-۲).

نسبت‌به گیاه شاهد، مقدار H_2O_2 در ژنوتیپ Q_{18} و Rosada، در همه سطوح تنش شوری افزایش اما در ژنوتیپ Sajama، در شوری ۳۲ dS/m افزایش مشاهده شد (شکل-۱).

میزان کلروفیل نسبت به گیاه کنترل در ژنوتیپ Q_{18}، در سطوح شوری ۱۶ dS/m و ۳۲ کاهش یافت. در ژنوتیپ Sajama، در تنش ۸ dS/m افزایش و در سطح شوری ۳۲ dS/m کاهش را نشان داد. در ژنوتیپ Rosada، مقدار کلروفیل در همه سطوح تنش شوری کاهش یافت.

با توجه‌به گیاه کنترل، میزان کاروتنوئید در ژنوتیپ Q_{18} در همه سطوح تنش شوری افزایش، در ژنوتیپ Sajama ، در سطوح شوری ۸ dS/m و ۱۶ افزایش و در شوری ۳۲ dS/m کاهش و در ژنوتیپ Rosada، در تنش شوری ۸ dS/m افزایش و سطح تنش ۳۲ dS/m کاهش را نشان داد (شکل-۲: A و B).

مقدار قندهای احیاکننده در ژنوتیپ‌های Q_{18} و Sajama، در تنش شوری ۸ dS/m افزایش و در تنش شوری ۳۲ dS/m کاهش و در ژنوتیپ Rosada، در شوری ۱۶ dS/mو ۳۲ در مقایسه با شاهد کاهش یافت. مقدار کربوهیدرات‌های محلول در ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama و Rosada در سطوح شوری ۸ dS/m و ۱۶ افزایش و در تنش ۳۲ dS/m کاهش را نسبت‌به گیاه شاهد نشان دادند (شکل ۳: A و B).

میزان پروتئین در ژنوتیپ‌های Q_{18} و Rosada در تنش

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

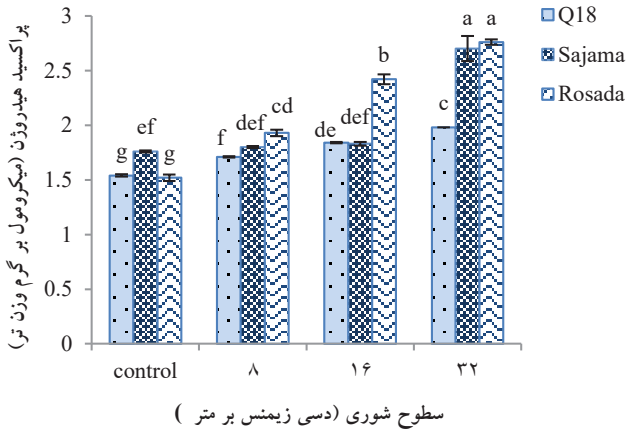
[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

در هیچ‌کدام از سطوح تنش شوری مقدار پروتئین در مقایسه با شاهد تغییری نداشت (شکل ۴).

مقدار پرولین ریشه و اندام هوایی در هر سه ژنوتیپ کینوا و در همه سطوح تنش شوری نسبت‌به شاهد افزایش یافت (شکل ۵: A وB).

مقدار اسکوربات کل در ژنوتیپ Q_{18}، در شوری dS/m ۱۶ افزایش و در تنش شوری dS/m ۸ و ۳۲، نسبت‌به شاهد بدون تغییر ماند. در ژنوتیپ‌های Sajama و Rosada در تنش شوری dS/m ۸ افزایش و در شوری dS/m ۳۲ کاهش را نسبت‌به گیاه شاهد نشان دادند. نسبت‌به گیاه کنترل، میزان گلوتاتیون کل در ژنوتیپ Q_{18} در همه سطوح تنش شوری تغییر معنی‌داری نداشت و در ژنوتیپ Sajama در تنش شوری dS/m ۸ افزایش و در سطح تنش dS/m ۳۲ کاهش نشان داد و در ژنوتیپ Rosada در سطوح تنشی dS/m ۸ و ۱۶ افزایش و در شوری dS/m ۳۲ کاهش مقدار گلوتاتیون کل مشاهده گردید (شکل ۶: A و B).

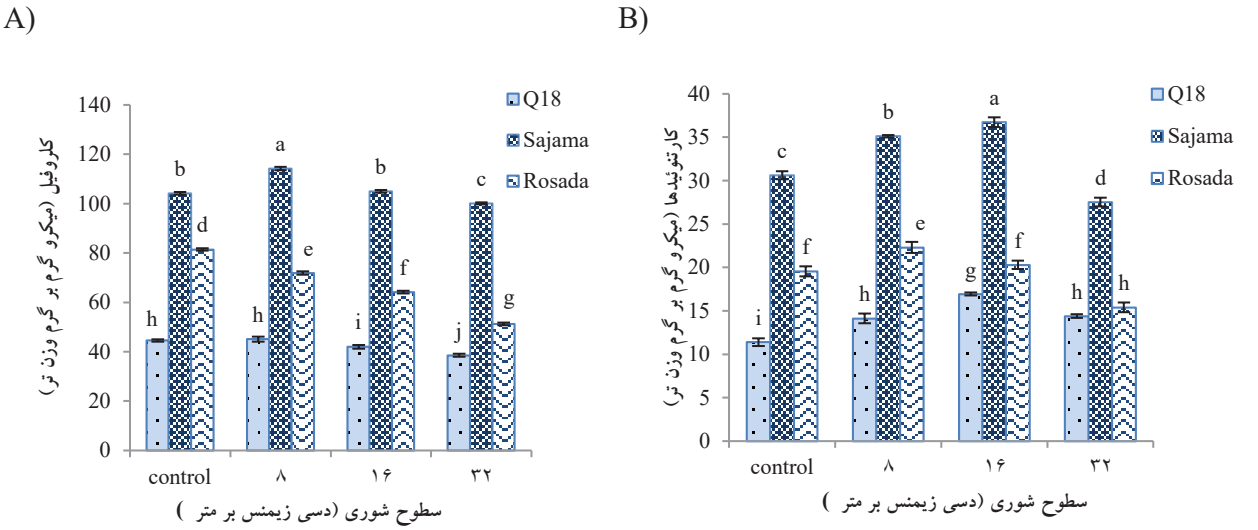
میزان ترکیب‌های فنلی نسبت‌به گیاه کنترل در ژنوتیپ Q_{18}، در سطوح شوری dS/m ۳۲ و ۱۶ افزایش، در ژنوتیپ Sajama، سطح شوری dS/m ۸ و ۱۶ افزایش و تنش dS/m ۳۲ بدون تغییر و ژنوتیپ Rosada با افزایش سطح شوری، افزایش ترکیب‌های فنلی را نشان داد. مقدار آنتوسیانین در مقایسه با گیاه کنترل، در ژنوتیپ Q_{18} در همه سطوح شوری افزایش معنی‌داری نداشت، در ژنوتیپ Sajama، در سطوح تنش شوری dS/m ۸ و ۱۶ افزایش و در شوری dS/m ۳۲ کاهش و در ژنوتیپ Rosada در همه سطوح شوری افزایش یافت. در ژنوتیپ Q_{18}، مقدار فلاونوئید در همه سطوح شوری نسبت‌به شاهد افزایش یافت، در ژنوتیپ Sajama مقدار فلاونوئید در تنش شوری dS/m ۸ افزایش و در dS/m ۳۲ کاهش یافت و در ژنوتیپ Rosada در همه سطوح شوری افزایش را نشان داد. فعالیت آنزیم PAL در همه سطوح شوری و در هر سه ژنوتیپ Q_{18}، Sajama و Rosada افزایش یافت (شکل۷: A, B, C, D).



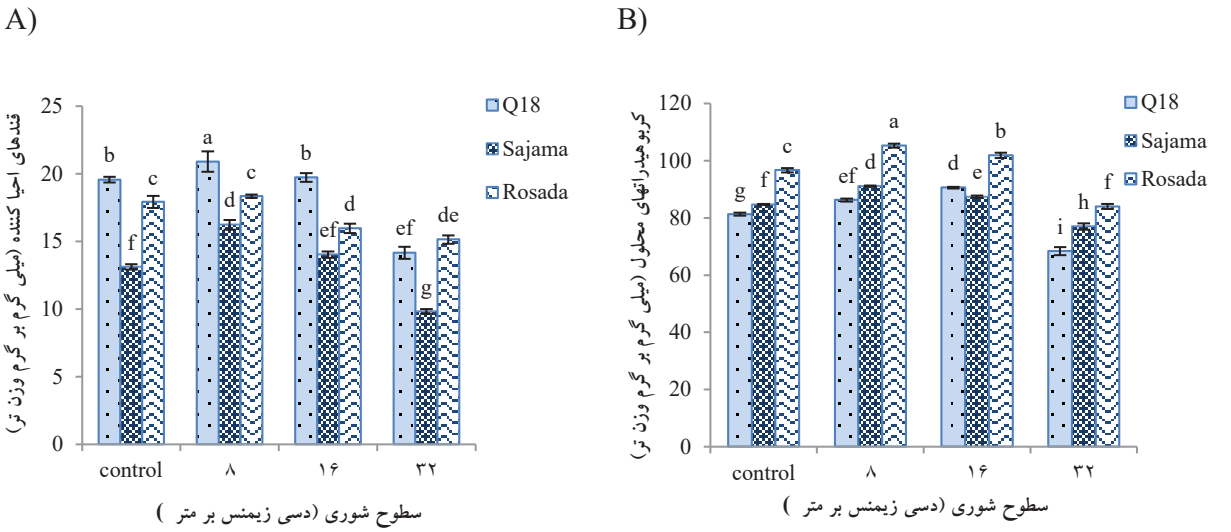
شکل ۱. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان پراکسید هیدروژن در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و ۰/۰۵ ≥P).

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]



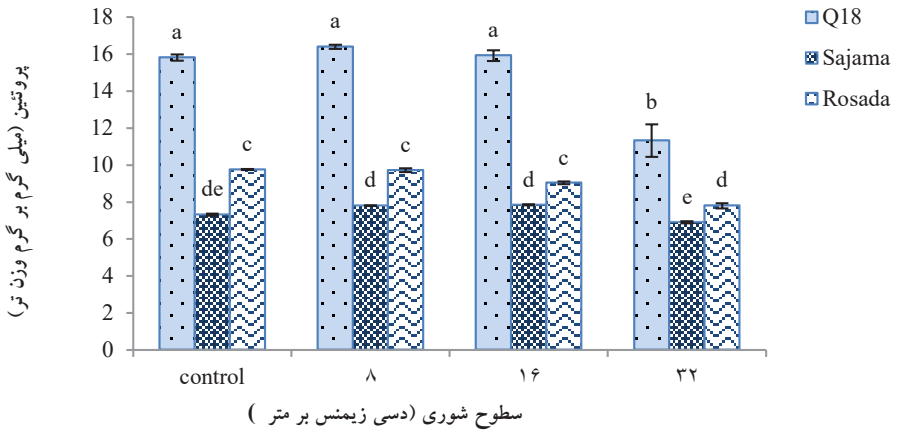
شکل ۲. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان A) کلروفیل کل و B) کارتنوئیدها در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama،Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و ۰/۰۵ ≥P).



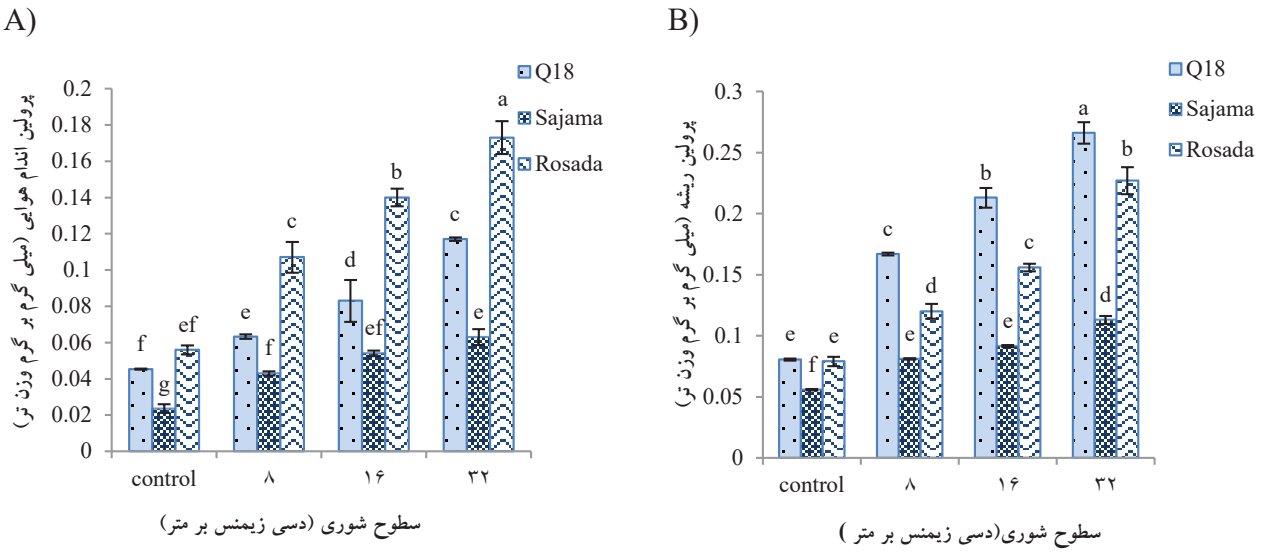
شکل ۳. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان A) قندهای احیا کننده و B) کربوهیدرات‌های کل در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada.
میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و ۰/۰۵ ≥P).

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

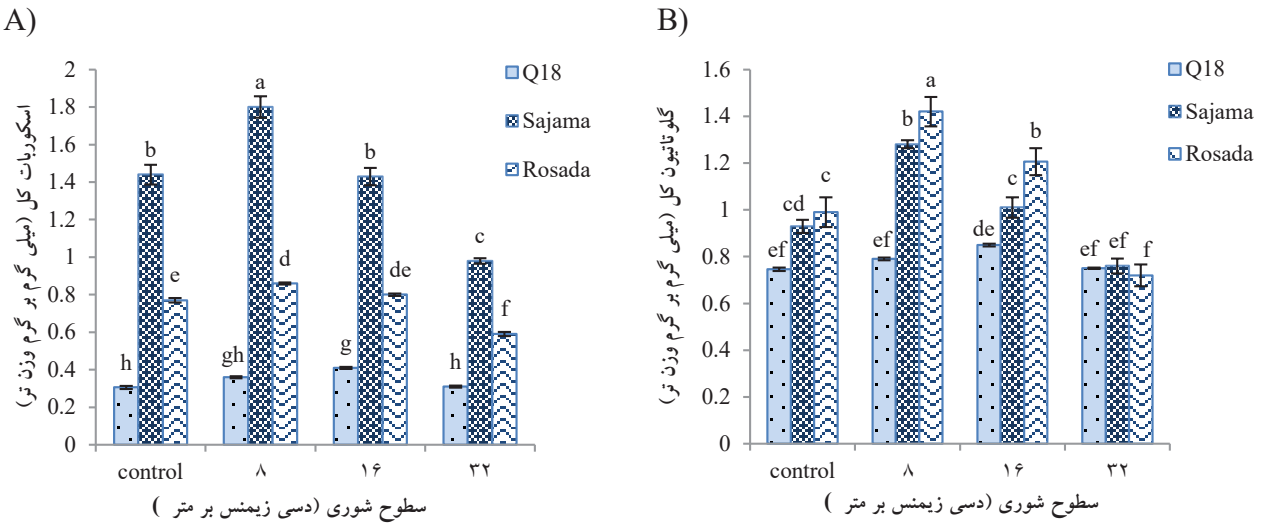
[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]



شکل ۴. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان پروتئین در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و P≤ ۰/۰۵).



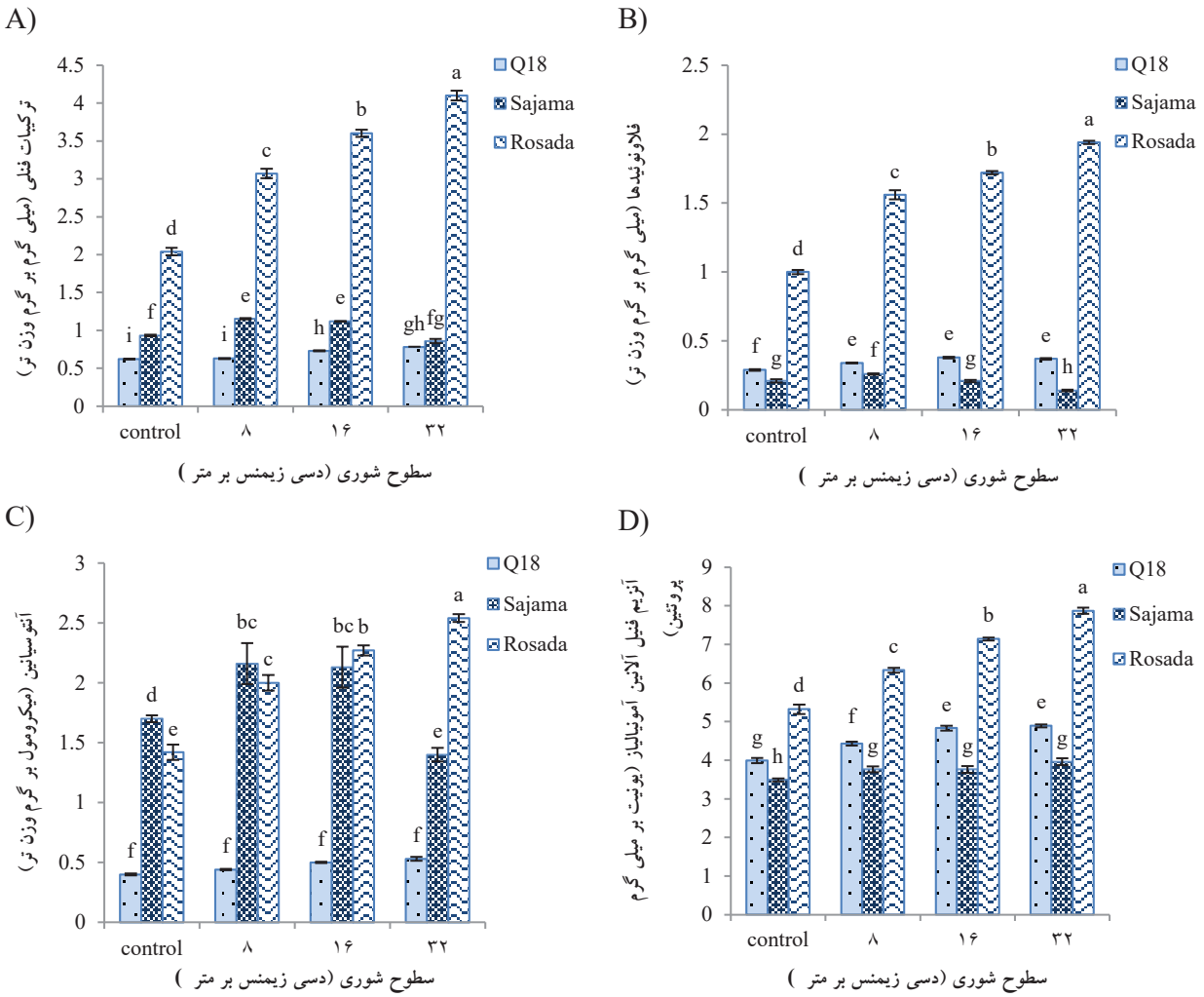
شکل ۵. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان A) پرولین اندام هوایی و B) پرولین ریشه در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و P≤ ۰/۰۵).



شکل ۶. تأثیر سطوح مختلف شوری بر میزان A) اسکوربات کل و B) گلوتاتیون کل در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و P≤ ۰/۰۵).

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]



شکل ۷. تأثیر سطوح مختلف شوری بر مقدار A) ترکیبات فنلی، B) فلاونوئیدها، C) آنتوسیانین و D) فعالیت آنزیم فنیل آلانین آمونیالیاز در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و $P\leq$ ۰/۰۵).

بحث

گیاه کینوا، نسبت‌به شوری متحمل است اما این میزان تحمل در بین ارقام و ژنوتیپ‌های گیاه متفاوت است (۸). شناسایی مکانسیم‌های تحمل به نمک در کینوا نیازمند بررسی پاسخ‌های فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی ارقام و ژنوتیپ‌های مختلف این گیاه در پاسخ به تنش شوری است. در مطالعه حاضر تنش شوری در سه ژنوتیپ کینوا به‌طورکلی موجب افزایش مقدار سدیم و کاهش پتاسیم و کاهش نسبت K^+ / Na^+ گردید، اما میزان تغییرات این پارامترها در ریشه، اندام هوایی و در کل گیاه در همه ژنوتیپ‌ها یکسان نبود.

پتاسیم یکی از مهم‌ترین عناصر غذایی است که نقش بسیار کلیدی در حفظ فشار تورژسانس و تنظیم اسمزی سلول، باز و بسته شدن روزنه‌ها، فعالیت آنزیم‌ها، سنتز پروتئین، متابولیسم قندها و فتوسنتز دارد (۲۰). بنابراین حفظ مقادیر پتاسیم داخل سلول در حد آستانه و بالا نگه داشتن نسبت K^+/Na^+ در سیتوپلاسم برای رشد و نمو و تحمل شوری ضروری است (۲۱). کاهش پتاسیم، افزایش سدیم و کاهش نسبت K^+/Na^+ در تنش شوری در بسیاری از گیاهان از جمله پنبه (۲۲)، سه گونه خربزه (۲۳)، برنج (۲۴) تحت تنش گزارش شده است. تجمع زیاد سدیم، باعث کاهش جذب پتاسیم و نسبت K^+/Na^+ می‌شود، که با عدم تعادل در غلظت‌های یونی، فعالیت‌های متابولیکی سلول‌های گیاهی را مختل می‌کند (۲۵). افزایش پتاسیم در تنش شوری، در مرکبات و زیتون (۲۶) دیده شد و گزارش شده‌است که

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

گیاهان متحمل‌به نمک نسبت-به سایر گیاهان در جلوگیری از افت پتاسیم موفق‌تر عمل کرده‌اند (۲۷).

در این مطالعه تنش شوری بر جذب کاتیون‌هایی مانند آهن، مس، روی، منگنز و کلسیم در ژنوتیپ‌های گیاه کینوا تأثیر گذاشت و توزیع این کاتیون‌ها را در ریشه و اندام هوایی این ژنوتیپ‌ها تغییر داد و میزان این تأثیر در همه ژنوتیپ‌ها یکسان نبود. مطالعه‌های مختلف نشان دهنده میزان تأثیر متفاوت شوری بر جذب، انتقال و توزیع این عناصر در گیاهان مختلف است. در توت-فرنگی، افزایش محتوای آهن و منگنز در اندام هوایی و افزایش روی و مس در ریشه دیده شد (۲۸). افزایش روی، مس و منگنز در کلیه قسمت‌های گیاهچه *Butea monosperma* با کاهش هم‌زمان میزان آهن در افزایش شوری است (۲۹)، تغییرات عناصر غذایی گیاه سویا در تنش شوری سبب افزایش غلظت آهن و منگنز می‌شود و غلظت مس در بافت‌های برگی این گیاه رابطه مستقیمی با میزان غلظت نمک در آب آبیاری دارد (۳۰). افزایش مقدار سدیم در محیط گیاه باعث کاهش مقدار کلسیم در گیاهان حساس به شوری می‌شود (۳۱). میزان کلسیم در پنبه (۲۲)، تحت تنش شوری کاهش داشت. در تمام ژنوتیپ‌های مورد مطالعه این تحقیق، در تنش شوری شدید ۳۲ dS/m، مقدار کل تمام عناصر ذکر شده در بالا کاهش یافت. طبق گزارش El- Fouly و همکاران ،۲۰۱۱ در گندم غلظت عناصر مس، روی، منگنز و آهن در تنش شوری با افزایش سطوح شوری کاهش می‌یابد (۳۲).

سمیت یون‌های سدیم و کلر، برهم خوردن تغذیه معدنی، تنش اسمزی و تنش اکسیداتیو ناشی از تنش شوری و کاهش مقدار کلروفیل می‌تواند منجر به کاهش بیومس و کاهش پارامترهای رشد گیاهان گردد (۳۳). همان‌گونه که نتایج این تحقیق نشان داد، تنش شوری ۳۲ dS/m در هر سه ژنوتیپ موجب کاهش پارامترهای رشد گردید و با توجه‌به میزان کاهش پارامترهای رشد به‌نظر می‌رسد که ژنوتیپ Rosada نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر به نمک حساس‌تر و ژنوتیپ Sajama، ژنوتیپ متحمل‌تری نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر باشد. کاهش پارامترهای رشد در گیاهان گندم (۳۴)، خیار (۳۵)، گیاه استویا *Bertoni rebaudiana Stevia* (۳۶) و گیاه میخک (۳۷) در تنش شوری گزارش شده است.

کاهش شاخص‌های رشد رویشی مانند تعداد برگ، طول ساقه، وزن خشک اندام هوایی و ریشه در شرایط تنش شوری به‌دلیل کاهش پتانسیل آب در محیط ریشه و تأثیر ویژه یون‌ها در فرآیند متابولیکی است. میزان کاهش رشد گیاهان مختلف در خاک‌های شور برحسب درجه مقاومت آن‌ها به شوری متفاوت است. در این مطالعه تنش شوری منجر به کاهش مقدار کلروفیل گردید. غلظت‌های بالای نمک، کمپلکس‌های پروتئین-رنگیزه را بی‌ثبات می‌کند و فعالیت آنزیم کلروفیلاز و تولید ROS را تحریک می‌کند (۳۸). همه این پاسخ‌ها می‌تواند موجب کاهش مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی و در نتیجه کاهش تولید بیومس در گیاه شود (۳۹). از طرف دیگر گزارش شده است که کلروفیل و پرولین هر دو از پیش ماده اسید گلوتامیک ساخته می‌شوند، بنابراین می‌توان گفت که افزایش سنتز پرولین در طی شرایط تنش می‌تواند منجر به کاهش سنتز کلروفیل شود (۴۰). تغییرات میزان کلروفیل یکی از شاخص‌هایی است که در برخی از مطالعه‌ها به‌عنوان شاخص تحمل گیاه به تنش نمک ذکر شده است (۴۱). در این مطالعه ژنوتیپ Sajama، که با بررسی پارامترهای رشد در شرایط تنش، ژنوتیپ متحمل‌تری به نمک بود، مقدار کلروفیل آن در تنش شوری ۸ dS/m افزایش و در شوری ۱۶ dS/m ثابت ماند و در تنش شوری ۳۲ dS/m کاهش جزیی پیدا کرد. تحقیقات نشان می‌دهد که در گیاهان مقاوم‌به تنش شوری محتوای کلروفیل افزایش یا بدون تغییر باقی می‌ماند در حالی‌که محتوای کلروفیل در گیاهان حساس کاهش می‌یابد (۳۳). کاهش فتوسنتز و مقدار کلروفیل در تنش شوری در مطالعه‌ها (۴۳،۴۲،۲۲) گزارش شده است.

کاروتنوئیدها علاوه‌بر این‌که رنگیزه کمکی در فتوسنتز هستند، به‌نوان یکی از اجزای سیستم دفاع آنتی‌اکسیدان غیر آنزیمی سلول شناخته می‌شوند (۴۴). کاروتنوئیدها می‌توانند به‌طور مستقیم اکسیژن یکتایی را خاموش نمایند یا از طریق چرخه گزانتوفیل و با مصرف اکسیژن باعث محافظت از کلروفیل در مقابل فتواکسیداسیون شوند، بنابراین نقش مهمی در حفاظت نوری به‌خصوص در شرایط تنش دارند (۳۳). آنچه که در این مطالعه مشاهده گردید، افزایش مقدار کاروتنوئیدها در شرایط تنش می‌تواند نشان دهنده اهمیت این ترکیب‌ها و افزایش بیوسنتز آن‌ها در طی تنش باشد و کاهش مقدارشان نیز به‌دلیل ایفای نقش حفاظتی آن‌ها به‌عنوان آنتی‌اکسیدان باشد و این‌که در شرایط تنش فرایند تجزیه شدن این مواد در طی ایفای نقش آنتی‌اکسیدانی آن‌ها، از بیوسنتزشان پیشی گرفته است.

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

طبق مطالعه‌های انجام شده توسط محققان، محتوای کاروتنوئیدها در شرایط تنش شوری، تغییرات متفاوتی را نشان داده است. کاهش کاروتنوئید در چغندرقند و واریته‌های حساس به نمک دیده شد در حالی‌که واریته‌های مقاوم‌به نمک محتوای کاروتنوئید بیش‌تر و یا کاهش حداقلی در محتوای کاروتنوئید نشان داده‌اند (۴۵). کاهش کاروتنوئیدها تحت تنش شوری در گیاه پروانش *Catharanthus roseus* (۴۶) و در مقابل، افزایش محتوای کاروتنوئیدها در برگ‌های بارهنگ *Plantago coronopus L.* (۴۲) گزارش شده است.

یکی از راه‌های اصلی سازگاری گیاهان با محیط شور و تنظیم اسمزی و کمک به جذب آب در سلول، تجمع زیاد اسمولیت‌های آلی نظیر کربوهیدرات‌ها و اسیدهای آمینه‌ای مانند پرولین است (۴۷). پرولین علاوه‌بر این‌که ماده‌ای اسمزا و محافظ اسمزی است در حفظ تعادل آب، منبع ذخیره کربن و نیتروژن برای رشد بعد از رفع تنش، کاهش خطرات حاصل از تولید ROS، جاروب کردن رادیکال‌های هیدروکسیل، خاموش کردن اکسیژن یکتایی و در نتیجه حفظ ماکرومولکول‌های سلولی نظیر پروتئین‌ها، لیپیدها و DNA از خطرات رادیکال‌های آزاد، تنظیم pH سلولی و تنظیم نسبت $NADP^+/NADPH$، در جلوگیری از روند پیری با مهار تولید اتیلن و هم‌چنین پرولین از طریق پیوستن به فسفولیپیدهای غشایی و تغییر در لایه هیدراته اطراف ماکرومولکول‌های زیستی در حفظ و ثبات غشاها نیز نقش دارند (۲،۲۲). در این مطالعه مقدار پرولین ریشه و اندام هوایی در همه ژنوتیپ‌های مورد بررسی افزایش یافت و رابطه مستقیم بین میزان افزایش پرولین و تحمل به نمک مشاهده نشد به‌طوری‌که به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ Rosada که در مقایسه با دو ژنوتیپ دیگر، ژنوتیپ حساس‌تر به نمک باشد، افزایش مقدار پرولین بیش‌تری در ریشه و اندام هوایی آن مشاهده گردید و در Sajama که به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ متحمل‌تری باشد افزایش پرولین در مقایسه با دو ژنوتیپ دیگر کم‌تر بود. تجمع پرولین در شرایط تنش شوری در بسیاری از گیاهان مانند، گیاه کلزا (۴۸) و پنبه (۲۲) گزارش شده است. به‌نظر می‌رسد که پرولین در کاهش خرابی ایجاد شده ناشی از دی هیدراته شدن، نقش مهمی را بازی می‌کند و لازم به ذکر است که افزایش محتوای پرولین در ریشه بیش‌تر از ساقه‌ها است (۴۹) افزایش پرولین در شرایط تنش، می‌تواند ناشی از سنتز پرولین، کاهش اکسید شدن پرولین به گلوتامات و یا کاهش مصرف آن در سنتز پروتئین‌ها و یا افزایش تجزیه پروتئین‌ها باشد (۵۰).

کربوهیدرات‌های گیاهان قرار گرفته در معرض تنش‌هایی نظیر شوری، می‌توانند به‌عنوان ترکیب‌های محافظت کننده و تنظیم کننده اسمزی، ذخیره کربن و حذف کننده رادیکال‌های آزاد عمل کنند (۵۱). قندهای تجمع یافته تحت تنش شوری از طریق برهم‌کنش با ماکرومولکول‌های سلولی از جمله آنزیم‌ها به برقراری و ثبات ساختارهای سلولی و عملکرد آن‌ها کمک می‌کنند (۵۲). نتایج این بررسی افزایش مقدار قندهای احیاکننده و کربوهیدرات‌های محلول در شرایط تنش شوری dS/m ۸ و ۱۶ را در ژنوتیپ‌های کینوا نشان می‌دهد. اما در شرایط تنش شوری عده‌ای از پژوهشگران افزایش، تعدادی کاهش و تعدادی نیز تغییر نکردن کربوهیدرات‌ها را گزارش کرده‌اند (۵۴،۵۳،۴۸)

مقدار قندها در ارتباط مستقیم با فرآیندهایی نظیر انتقال، فتوسنتز و تنفس می‌باشد. آنزیم‌ها و ژن‌های درگیر سنتز و تجزیه نشاسته، ساکارز، گلیکولیز، چرخه کربس، مسیر پنتوز مونوفسفات و سرانجام تعادل قند و نشاسته، پروتئین‌های انتقال دهنده قندها، بارگیری و انتقال قندها و روابط مبدا و مقصد همه تحت تأثیر تنش‌های محیطی، نظیر شوری و خشکی قرار می‌گیرند، بنابراین تفسیر تغییر مقدار کربوهیدرات‌ها آسان نیست (۵۴). بر اساس نتایج در تنش شوری dS/m ۳۲ مقدار کلروفیل ژنوتیپ‌های مورد بررسی کاهش یافت و در تنش شوری dS/m ۳۲ مقدار کربوهیدرات‌های گیاه نیز کاهش را نشان داد، بنابراین به‌نظر می‌رسد یکی از دلایل کاهش میزان کربوهیدرات‌های گیاهان تحت تنش شوری dS/m ۳۲ را بتوان با کاهش میزان کلروفیل و به‌تبع آن کاهش فتوسنتز مرتبط دانست. در این تحقیق، پروتئین تحت تنش شوری dS/m ۳۲ در ژنوتیپ‌های Q_{18} و Rosada کاهش و در سایر سطوح شوری و در ژنوتیپ Sajama مقدار پروتئین بدون تغییر ماند. در تنش شوری، تنش اسمزی و تنش اکسیداتیو ناشی از آن می‌تواند منجر به آسیب برخی پروتئین‌ها و آنزیم‌های سلولی شود. افزایش غلظت سدیم باعث جلوگیری از جذب پتاسیم می‌شود که مکانیسم‌های سلولی وابسته پتاسیم، مانند فتوسنتز، فعالیت آنزیمی و سنتز پروتئین با مشکل مواجه می‌شوند (۵۵،۲۵). افزایش یا کاهش و عدم تغییر مقدار پروتئین در شرایط تنش شوری بسته‌به شدت تنش و میزان تحمل گیاه به تنش، توسط پژوهشگران از جمله (۴۸،۳۷،۹)گزارش

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

شده است. با توجه به نتایج می‌توان گفت که به‌احتمال کاهش مقدار پروتئین در تنش ۳۲ dS/m به کاهش مقدار کلروفیل و کربوهیدرات‌ها و افزایش تنش اکسیداتیو مرتبط است.

معمول‌ترین پاسخ گیاه به تنش شوری افزایش تولید ROS و تنش اکسیداتیو است در این تحقیق افزایش مقدار H_2O_2 به عنوان یکی از شاخص‌های تنش اکسیداتیو در Q_{18} و Rosada در همه سطوح تنش شوری و در Sajama در شوری ۳۲ dS/m مشاهده گردید. در مقایسه با سایر رادیکال‌های آزاد نظیر آنیون سوپراکسید و هیدروکسیل، H_2O_2 پایدارترین و کم واکنش‌ترین ROS است و یک مولکول قابل انتشار که به راحتی می‌تواند از غشاء عبور کند و به سلول‌ها آسیب برساند (۲۰). H_2O_2 مانند یک شمشیر دو لبه عمل می‌کند زیرا در مقادیر کم به عنوان پیامبر ثانویه عمل کرده و برای سلول ضروری است، اما انباشت بیش از حد آن منجر به آسیب اکسیداتیو به سلول می‌گردد (۵۶). گیاهان می‌توانند اثرات تنش اکسیداتیو را با فعال سازی سیستم‌های دفاع آنتی‌اکسیدان آنزیمی و غیر آنزیمی تعدیل نمایند. آنتی‌اکسیدان‌های غیر آنزیمی شامل کارتنوئیدها، اسکوربات، گلوتاتیون، توکوفرول، ترکیب-های فنلی، آنتوسیانین و فلاونوئیدها است (۵۷). اسکوربات و گلوتاتیون آنتی اکسیدان‌های بسیار قوی هستند که با جاروب کردن ROS به‌طور مستقیم نقش مهمی در محافظت از سلول‌های گیاهی دارند (۴۴). این دو ماده سوبسترای آنزیم‌های چرخه اسکوربات-گلوتاتیون هستند، اسکوربات می‌تواند به‌طور مستقیم رادیکال‌های هیدروکسیل، سوپراکسید و اکسیژن یکتایی را پاکسازی کند و H_2O_2 را از طریق واکنش اسکوربات‌پراکسیداز به آب تبدیل نماید (۵۸). گلوتاتیون علاوه‌بر نقش آنتی‌اکسیدانی قوی، در کنترل مقدار H_2O_2 از طریق چرخه اسکوربات- گلوتاتیون و در بازسازی مجدد اسکوربات طی این چرخه نقش‌هایی ایفا می‌کند (۵۹). بنابراین حفظ حوضچه (pool) اسکوربات و گلوتاتیون در گیاهان به‌خصوص در شرایط تنش، نقش مهمی در دفاع آنتی‌اکسیدانی سلول بازی می‌کند. برای حفظ حوضچه این ترکیب‌ها در شرایط تنش از آنجا که میزان تجزیه این مواد افزایش یافته است باید میزان بیوسنتز این ترکیب‌ها افزایش یابد. در این مطالعه مقدار اسکوربات کل و گلوتاتیون در Q_{18} در شرایط تنش ۳۲ dS/m ثابت ماند اما در Sajama و Rosada در تنش شدید شوری کاهش یافت و در سطح شوری ۸ dS/m و ۱۶ مقدار اسکوربات و گلوتاتیون کل با افزایش و یا عدم تغییر همراه بود. بررسی‌ها نشان می‌دهد تنش شوری در گیاهان مختلف باعث کاهش و یا افزایش میزان آسکوربات وگلوتاتیون شده و یا تأثیری بر مقدار آن‌ها نداشته است (۲۵،۹).

ترکیب‌های فنلی در گیاه از مسیر فنیل پروپانوئید سنتز می‌شوند و فنیل آلانین آمونیالیاز (PAL) آنزیم اصلی در متابولیسم فنولیک است، در نتیجه باعث تجمع ترکیب-های فنولیک می‌شود (۶۰). ترکیب‌های فنلی و فلاونوئیدها و آنتوسیانین‌ها می‌توانند به‌عنوان خاموش کننده یا جاروب کننده رادیکال‌های آزاد اکسیژن و یا سایر گونه‌های فعال اکسیژن عمل نمایند (۶۱). در تنش شوری فعالیت آنزیم PAL در همه ژنوتیپ‌های مورد بررسی افزایش یافت و مقدار ترکیب‌های فنلی، آنتوسیانین‌ها و فلاونوئیدها نیز در تنش شوری افزایش یافت و یا مقدار آن ثابت ماند. با توجه‌به افزایش فعالیت PAL در همه سطوح تنش به‌نظر می‌رسد که سنتز این ترکیب‌های فنلی افزایش یافته وبه‌احتمال به‌دلیل نقش آنتی‌اکسیدانی و حفاظتی این ترکیب‌های فنلی، تجزیه‌شان نیز در شرایط تنش افزایش یافته و نتیجه آن ثابت ماندن مقدار این ترکیب‌هاست. اما آنچه در این مطالعه قابل توجه بود افزایش بسیار زیاد ترکیب‌های فنلی و آنتوسیانین‌ها و فلاونوئیدها در ژنوتیپ Rosada بود و علی‌رغم افزایش بسیار زیاد این ترکیب‌ها هم‌زمان با افزایش شدت تنش در این ژنوتیپ، این ژنوتیپ نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر تحمل به شوری کم‌تری داشت و دلیل آن کاهش بیش‌تر پارامترهای رشد و افزایش تنش اکسیداتیو در این ژنوتیپ بود. با توجه‌به نقش آنتی-اکسیدانی و اصلاح ROS ترکیب‌های فنولی، فلاونوئیدها و آنتوسیانین‌ها در گیاه، به‌نظر می‌رسد افزایش این متابولیت‌ها تحت شرایط تنش شوری، سبب افزایش مقاومت آن در برابر عوامل نامساعد محیطی شده است (۶۲). افزایش فعالیت PAL تحت تنش شوری در برگ نیشکر *Saccharum officinarum* (۶۳)، انگور *Vitis vinifera* (۶۴) گزارش شده است و افزایش محتوای فلاونوئید در گیاه گلرنگ (۴۴) و افزایش سطح ترکیب-های فنلی در بادام زمینی (۶۵) و افزایش سطح آنتوسیانین در توت‌فرنگی (۶۶) و در مقابل، کاهش محتوای آنتوسیانین (۶۷) و کاهش ترکیب‌های فنلی در گیاه فلفل (۶۸) گزارش شده است.

بنابراین گیاهان برای زنده ماندن در تنش شوری به فعال‌سازی مکانیسم‌های محافظتی نیاز دارند که بتوانند

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

سمیت‌های ناشی از شوری را کاهش دهند. گیاهان می‌توانند با فعال کردن پاسخ‌های مختلف مولکولی و بیوشیمیایی در سطح سلولی یا کل گیاه، تنش شوری را تحمل کنند (۵). رشد و بهره‌وری گیاه به شدت تحت تأثیر شوری قرار می‌گیرد زیرا سطح بالای نمک باعث ایجاد تنش‌های اسمزی و یونی می‌شود که تولید گونه‌های اکسیژن واکنش پذیر (ROS) و عدم تعادل تغذیه‌ای را تقویت می‌کند (۵).

نتیجه‌گیری

مجموع نتایج کاهش شاخص‌های رشد رویشی در تنش شوری dS/m ۳۲ را در همه ژنوتیپ‌ها نشان داد و با توجه به میزان کاهش پارامترهای رشد به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ Sajama نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر تحمل بیش‌تری به نمک داشته باشد. هم‌چنین با بررسی نتایج مقادیر سدیم در تنش شوری در کینوا، به‌نظر می‌رسد ژنوتیپ Sajama تا سطح تنش dS/m ۱۶ نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر و در تنش شدید dS/m ۳۲، ژنوتیپ Rosada، در مقایسه با دو ژنوتیپ دیگر، دارای توانایی بیش‌تری برای ممانعت انتقال سدیم از ریشه به اندام هوایی و ممانعت از کاهش مقدار پتاسیم هستند و نیز مقدار کل عناصر (مس، منگنز، کلسیم، روی، آهن) در تنش شوری dS/m ۳۲ کاهش یافتند. بر اساس این نتایج افزایش پرولین و کاهش مقدار پروتئین در تنش شوری dS/m ۳۲ می‌تواند مرتبط با کاهش کلروفیل، کاروتنوئید، قندهای احیا و کربوهیدرات کل و افزایش تنش اکسیداتیو و افزایش مقدار H_2o_2 دانست، که با مقایسه این پارامترها ژنوتیپ Sajama را متحمل‌به شوری نشان می‌دهد. اما میزان اسکوربات کل و گلوتاتیون در تنش dS/m ۳۲ در Q_{18} ثابت ماند ولی در Sajama و Rosada کاهش را نشان می‌دهد.

در حالی‌که بررسی پارامترهای مورفوفیزیولوژیکی نشان می‌دهد، میزان تحمل شوری ژنوتیپ Rosada نسبت‌به دو ژنوتیپ دیگر کم‌تر است اما ارتباطی بین افزایش ترکیب‌های فنلی، فلاونوئیدها و آنتوسیانین‌ها و مقاومت‌به شوری در این ژنوتیپ وجود ندارد و با توجه‌به افزایش فعالیت PAL در همه سطوح شوری و در همه ژنوتیپ‌ها، سنتز ترکیب‌ها مسیر فنیل پروپانوئیدی زیاد شده است که می‌تواند از کاهش رشد و آسیب بیش‌تر به گیاه ژنوتیپ Rosada در تنش شوری جلوگیری کند.

منابع

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

1. Sun Y, Mu C, Zheng H, Lu S, Zhang H, Zhang X, et al. Exogenous Pi supplementation improved the salt tolerance of maize (Zea mays L.) by promoting Na+ exclusion. Sci Rep. 2018 Nov 1;8(1):1–13. https://doi.org/10.1038/s41598-018-34320-y

2. Gupta B, Huang B. Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. Int J Genomics. 2014 Jan 1;2014:701596. https://doi.org/10.1155/2014/701596

3. Chen J, Xiong D-Y, Wang W-H, Hu W-J, Simon M, Xiao Q, et al. Nitric Oxide Mediates Root K+/Na+ Balance in a Mangrove Plant, Kandelia obovata, by Enhancing the Expression of AKT1-Type K+ Channel and Na+/H+ Antiporter under High Salinity. PLoS ONE. 2013 Aug 19;8(8):e71543. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0071543

4. Hasanuzzaman M, Oku H, Nahar K, Bhuyan MHMB, Mahmud JA, Baluska F, et al. Nitric oxide-induced salt stress tolerance in plants: ROS metabolism, signaling, and molecular interactions. Plant Biotechnol Rep. 2018 Apr 1;12(2):77–92. https://doi.org/10.1007/s11816-018-0480-0.

5.Muchate NS, Rajurkar NS, Suprasanna P, Nikam TD. NaCl induced salt adaptive changes and enhanced accumulation of 20-hydroxyecdysone in the in vitro shoot cultures of Spinacia oleracea (L.). Sci Rep. 2019 Aug 29;9(1):1–10. https://doi.org/10.1038/s41598-019-48737-6

6. Liu Q, Liu R, Ma Y, Song J. Physiological and molecular evidence for Na+ and Cl− exclusion in the roots of two Suaeda salsa populations. Aquatic Botany. 2018 Apr 1;146:1–7. https://doi.org/10.1016/j.aquabot.2018.01.001

7. González JA, Eisa SSS, Hussin SAES, Prado FE. Quinoa: An Incan Crop to Face Global Changes in Agriculture [Internet]. 2015 [cited 2021 Nov 1]. Available from: https://www.infona.pl//resource/bwmeta1.element.wiley-n9781118628041-ch1

8. Gil-Ramirez A, Salas-Veizaga DM, Grey C, Karlsson EN, Rodriguez-Meizoso I, Linares-Pastén JA. Integrated process for sequential extraction of saponins, xylan and cellulose from quinoa stalks (Chenopodium quinoa Willd.). Ind Crops Prod. 2018 Oct 1;121:54–65. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.04.074

9. Daneshmand F, Arvin MJ. Response of Potato Species to Salt and Osmotic Stress in Vitro and the Role of Acetylsalicylic Acid: Non-Enzymatic Antioxidants. 2011;

10. Velikova V, Yordanov I, Edreva A. Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. Plant Sci. 2000 Feb 7;151(1):59–66. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00197-1

11. Lichtenthaler HK. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. Meth Enzymol. 1987;148:48036–1. https://doi.org/10.1016/0076-6879(87)48036-1

12. Somogyi M. Notes on sugar determination. J Biol Chem. 1952;195(1):19–23.

13. Bradford NA. A rapid and sensitive method for the quantitation microgram quantities of a protein isolated from red cell membranes. Anal Biochem. 1976;72(248):e254.https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3

14. Bates LS, Waldren RP, Teare ID. Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant Soil. 1973 Aug 1;39(1):205–7. https://doi.org/10.1007/BF00018060

15. De Pinto MC, Francis D, De Gara L. The redox state of the ascorbate-dehydroascorbate pair as a specific sensor of cell division in tobacco BY-2 cells. Protoplasma. 1999 Mar 1;209(1):90–7. .https://doi.org/10.1007/BF01415704

16. Griffith OW. Determination of glutathione and glutathione disulfide using glutathione reductase and 2-vinylpyridine. Anal Biochem. 1980 Jul 15;106(1):207–12. https://doi.org/10.1016/0003-2697(80)90139-6

17. Soland SF, Laima SK. Phenolics and cold tolerance of Brassica napus. Plant Agriculture. 1999;1:1–5.

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

18. Wagner GJ. Content and Vacuole/Extravacuole Distribution of Neutral Sugars, Free Amino Acids, and Anthocyanin in Protoplasts. Plant Physiol. 1979 Jul 1;64(1):88–93. https://doi.org/10.1104/pp.64.1.88

19. Wang JW, Zheng LP, Wu JY, Tan RX. Involvement of nitric oxide in oxidative burst, phenylalanine ammonia-lyase activation and Taxol production induced by low-energy ultrasound in Taxus yunnanensis cell suspension cultures. Nitric Oxide. 2006 Dec 1;15(4):351–8. https://doi.org/10.1016/j.niox.2006.04.261

20. Kordrostami M, Rabiei B, Hassani Kumleh H. Biochemical, physiological and molecular evaluation of rice cultivars differing in salt tolerance at the seedling stage. Physiol Mol Biol Plants. 2017 Jul 1;23(3):529–44. https://doi.org/10.1007/s12298-017-0440-0

21. Wang M, Zheng Q, Shen Q, Guo S. The Critical Role of Potassium in Plant Stress Response. Int J Mol Sci. 2013 Apr;14(4):7370–90. https://doi.org/10.3390/ijms14047370

22. Dong YJ, Jinc SS, Liu S, Xu LL, Kong J. Effects of exogenous nitric oxide on growth of cotton seedlings under NaCl stress. J Soil Sci Plant Nutr. 2014 Mar;14(1):1–13.

23. Amanullah S, Liu S, Gao P, Zhu Z, Zhu Q, Fan C, et al. QTL mapping for melon (Cucumis melo L.) fruit traits by assembling and utilization of novel SNPs based CAPS markers. Sci Hortic. 2018 Jun;236:18–29. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.02.041

24. Rahman A, Hossain MS, Mahmud J-A, Nahar K, Hasanuzzaman M, Fujita M. Manganese-induced salt stress tolerance in rice seedlings: regulation of ion homeostasis, antioxidant defense and glyoxalase systems. Physiol Mol Biol Plants. 2016 Jul 1;22(3):291–306. https://doi.org/10.1007/s12298-016-0371-1

25. Mohsin S, Hasanuzzaman M, Bhuyan M, Parvin K, Fujita M. Exogenous Tebuconazole and Trifloxystrobin Regulates Reactive Oxygen Species Metabolism Toward Mitigating Salt-Induced Damages in Cucumber Seedling. Plants. 2019 Oct 18;8(10):428. https://doi.org/10.3390/plants8100428

26. Melgar JC, Syvertsen JP, Martínez V, García-Sánchez F. Leaf gas exchange, water relations, nutrient content and growth in citrus and olive seedlings under salinity. Biol Plant. 2008 Jun 1;52(2):385–90. https://doi.org/10.1007/s10535-008-0081-9

27. Shabala S, Pottosin I. Regulation of potassium transport in plants under hostile conditions: implications for abiotic and biotic stress tolerance. Physiol Plant. 2014 Jul 1;151(3):257–79. https://doi.org/10.1111/ppl.12165

28. Turhan E, Eris A. Changes of Micronutrients, Dry Weight, and Chlorophyll Contents in Strawberry Plants Under Salt Stress Conditions*. Commun Soil Sci Plant Anal. 2005 Apr;36(7-8):1021–8. https://doi.org/10.1081/CSS-200050418

29. Hirpara DD, Ramoliya KJ, Patel AD, Pandey AN. Effect of salinisation of soil on growth and macro- and micro-nutrient accumulation in seedlings of Butea monosperma (Fabaceae). Anales de biología. 2005;(27):3–14.

30. Tunçturk M, Tunçturk R, Yasar F. Changes in micronutrients, dry weight and plant growth of soybean (*Glycine max L. Merrill*) cultivars under salt stress. Afr j biotechnol [Internet]. 2010 Sep 1;7(11). Available from: https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/58757

31. De Lacerda CF, Cambraia J, Oliva MA, Ruiz HA, Prisco JT. Solute accumulation and distribution during shoot and leaf development in two sorghum genotypes under salt stress. Environ Exp Bot. 2003 Apr 1;49(2):107–20. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(02)00064-3

32. El-Fouly MM, Mobarak ZM, Salama ZA. Micronutrients (Fe, Mn, Zn) foliar spray for increasing salinity tolerance in wheat Triticum aestivum L. Afr J Plant Sci. 2011 May 31;5(5):314–22. https://doi.org/10.5897/AJPS.9000165

33. Ashraf M, Harris PJC. Photosynthesis under stressful environments: An overview. Photosynt. 2013 Jun 1;51(2):163–90. https://doi.org/10.1007/s11099-013-0021-6

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

34. Rady MM, Kuşvuran A, Alharby HF, Alzahrani Y, Kuşvuran S. Pretreatment with Proline or an Organic Bio-stimulant Induces Salt Tolerance in Wheat Plants by Improving Antioxidant Redox State and Enzymatic Activities and Reducing the Oxidative Stress. J Plant Growth Regul. 2019 Jun 1;38(2):449–62. https://doi.org/10.1007/s00344-018-9860-5

35. Gurmani AR, Khan SU, Ali A, Rubab T, Schwinghamer T, Jilani G, et al. Salicylic acid and kinetin mediated stimulation of salt tolerance in cucumber (Cucumis sativus L.) genotypes varying in salinity tolerance. Hortic Environ. Biotechnol. 2018 Aug 1;59(4):461–71. https://doi.org/10.1007/s13580-018-0056-5

36. Salmalian M, Ghasemnejad A, Mashayekhi K. The study of quantitative and qualitative changes of Stevia rebaudiana Bertoni. Callus under the influence of salicylic acid and salt in solid and liquid culture conditions. Eco-Phytochemical Journal of Medical Plants. 2017 Jan 1;5(319):23–39.

37. Badr N Y. Enhancement of Salinity Tolerance in Dianthus caryophyllus L. (omaggio) Using in Vitro Selection Technique and Isolation of Potential Salinty Tolerance Genes from Mesembryanthemum Crystallinum L. [Internet]. Islamic University- Gaza; 2015 [cited 2021 Nov 1]. Available from: https://iugspace.iugaza.edu.ps/handle/20.500.12358/21664

38. Sayyari M, Ghavami M, Ghanbari F, Kordi S. Assessment of salicylic acid impacts on growth rate and some physiological parameters of lettuce plants under drought stress conditions. Int j agric crop sci. 2013;5(17):1951–7.

39. Hasanuzzaman M, Fujita M. Exogenous sodium nitroprusside alleviates arsenic-induced oxidative stress in wheat (Triticum aestivum L.) seedlings by enhancing antioxidant defense and glyoxalase system. Ecotoxicology. 2013 Apr 1;22(3):584–96. https://doi.org/10.1007/s10646-013-1050-4

40. Rabiei R. Physiological and Morphological reaction of some grapes varieties to drought stress. Iranian PHD Theses of Tehran University. 2003.

41. Hu Z, Amombo E, Gitau MM, Bi A, Zhu H, Zhang L, et al. Changes of Antioxidant Defense System and Fatty Acid Composition in Bermudagrass under Chilling Stress. J Am Soc Hortic Sci. 2017 Mar 1;142(2):101–9. https://doi.org/10.21273/JASHS03999-16

42. Koyro H-W. Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte Plantago coronopus (L.). Environ Exp Bot. 2006 Jun 1;56(2):136–46. . https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.02.001

43. zamani S, Ghasemnezhad A, Alizadeh M, et al. Effect of Salinity and Salicylic Acid on Morphological and Photosynthetic Pigments Changes of Callus of Artichoke (Cynara scolymus L.). J Crop Breed. 2018 Sep 1;10(26):128–38.

44. Gengmao Z, Yu H, Xing S, Shihui L, Quanmei S, Changhai W. Salinity stress increases secondary metabolites and enzyme activity in safflower. Ind Crops Prod. 2015 Feb 1;64:175–81. .https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.10.058

45. Gomathi R, Rakkiyapan P. Comparative lipid peroxidation, leaf membrane thermostability, and antioxidant system in four sugarcane genotypes differing in salt tolerance. int j plant physiol biochem. 2011 Apr 30;3(4):67–74. .. https://doi.org/10.5897/IJPPB.9000009

46. Abdolmohammadi S, Omidi J. The effect of salicylic acid on some morphological and physiological traits under salinity stress (Catharanthus roseus). Res Agric. 2017 Nov 22;9(3):28–39.

47. Zhang L, Zhao H-X, Fan X, Wang M, Ding C, Yang R-W, et al. Genetic diversity among Salvia miltiorrhiza Bunge and related species inferred from nrDNA ITS sequences. Turk J Biol. 2012 Apr 25;36(3):319–26. https://doi.org/10.3906/biy-1104-1

48. Baghizadeh A, Salarizadeh MR, Abaasi F. Effects of salicylic acid on some physiological and biochemical parameters of Brassica napus L. (canola) under salt stress. Int J Agric Sci. 2014;4(2):147–52.

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

49. Mohammadkhani N, Heidari R. Drought-induced accumulation of soluble sugars and proline in two maize varieties. World Appl Sci J. 2008;3(3):448–53.

50. Nasir Khan M, Siddiqui DMH, Mohammad F, Khan MM, Naeem M. Salinity induced changes in growth, enzyme activities, photosynthesis, proline accumulation and yield in linseed genotypes. World J Agric Sci. 2007 Jan 1;3:685–95.

51. Parvaiz A, Satyawati S. Salt stress and phyto-biochemical responses of plants – a review. Plant Soil Environ. 2008 Mar 19;54(No. 3):89–99.

52. Radi AA, Farghaly FA, Hamada AM. Physiological and biochemical responses of salt-tolerant and salt-sensitive wheat and bean cultivars to salinity. Journal of Biology and Earth Sciences [Internet]. 2013 [cited 2021 Nov 1];03(1). Available from: http://yadda.icm.edu.pl/yadda/element/bwmeta1.element.agro-550829bf-ba55-40aa-88a6-353d17a9813a

53. Karimi G, Ghorbanli M, Heidari H, Khavari Nejad RA, Assareh MH. The effects of NaCl on growth, water relations, osmolytes and ion content in Kochia prostrata. Biol Plant. 2005 Jun 1;49(2):301–4. https://doi.org/10.1007/s10535-005-1304-y

54. Naeini MR, Khoshgoftarmanesh AH, Lessani H, Fallahi E. Effects of Sodium Chloride-Induced Salinity on Mineral Nutrients and Soluble Sugars in Three Commercial Cultivars of Pomegranate. J Plant Nutr. 2005 Jan 2;27(8):1319–26. https://doi.org/10.1081/PLN-200025832

55. Yuan S, Zhao J, Li Z, Hu Q, Yuan N, Zhou M, et al. MicroRNA396-mediated alteration in plant development and salinity stress response in creeping bentgrass. Hortic Res. 2019 May 1;6(1):1–13. https://doi.org/10.1038/s41438-019-0130-x

56. Jajic I, Sarna T, Strzalka K. Senescence, Stress, and Reactive Oxygen Species. Plants. 2015 Jul 8;4(3):393–411. . https://doi.org/10.3390/plants4030393

57. Jain V, Vart S, Verma E, Malhotra SP. Spermine reduces salinity-induced oxidative damage by enhancing antioxidative system and decreasing lipid peroxidation in rice seedlings. J Plant Biochem Biotechnol. 2015 Jul 1;24(3):316–23. https://doi.org/10.1007/s13562-014-0276-4

58. Alam MM, Hasanuzzaman M, Nahar K, Fujita M. Exogenous salicylic acid ameliorates short-term drought stress in mustard (Brassica juncea L.) seedlings by up-regulating the antioxidant defense and glyoxalase system. Aust J Crop Sci. 2013;7(7):1053.

59. Hasanuzzaman M, Alam MM, Nahar K, Mohsin SM, Bhuyan MHMB, Parvin K, et al. Silicon-induced antioxidant defense and methylglyoxal detoxification works coordinately in alleviating nickel toxicity in Oryza sativa L. Ecotoxicology. 2019 Apr 1;28(3):261–76. https://doi.org/10.1007/s10646-019-02019-z

60. Bettaieb Rebey I, Bourgou S, Rahali FZ, Msaada K, Ksouri R, Marzouk B. Relation between salt tolerance and biochemical changes in cumin (Cuminum cyminum L.) seeds. J Food Drug Anal. 2017 Apr 1;25(2):391–402. https://doi.org/10.1016/j.jfda.2016.10.001

61. Wang Z, Li P, Wang C, Jiang Q, Zhang L, Cao Y, et al. Protective effects of Arctium lappa L. root extracts (AREs) on high fat diet induced quail atherosclerosis. BMC Complement Altern Med. 2015 Dec;16(1):6. https://doi.org/10.1186/s12906-016-0987-2

62. Sharma A, Shahzad B, Kumar V, Kohli SK, Sidhu GPS, Bali AS, et al. Phytohormones Regulate Accumulation of Osmolytes Under Abiotic Stress. Biomolecules. 2019 Jul;9(7):285. . https://doi.org/10.3390/biom9070285

63. Hashemitabar M, Kolahi M, Tabandeh MR, Jonoubi P, Majd A. cDNA cloning, Phylogenic Analysis and Gene Expression Pattern of Phenylalanine ammonia-lyase in Sugarcane (Saccharum officinarum L.). Braz arch biol technol. 2014;456–65. . https://doi.org/10.1590/S1516-8913201402061

64. Mohammadkhani N, Heidari R, Abbaspour N. Effects of salinity on antioxidant system in four grape (Vitis vinifera L.) genotypes. Vitis. 2013;52(3):105–10.

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

65. Afshar Mohammadian M, Ebrahimi Nokandeh S, Jamalomidi M. The effect of different levels of salinity on some non-enzymatic antioxidants of three cultivars of peanut (Arachis hypogea L.). crop physiol j. 2015 Mar 10;6(24):57–71.

66. Keutgen AJ, Pawelzik E. Quality and nutritional value of strawberry fruit under long term salt stress. Food Chem. 2008 Apr 15;107(4):1413–20.

67. Abbas SM. Low levels of selenium application attenuate low temperature stress in sorghum [sorghum bicolor (l.) Moench.] seedlings. Pak J Bot. 2013;45(5):1597–604.

68. Navarro JM, Flores P, Garrido C, Martinez V. Changes in the contents of antioxidant compounds in pepper fruits at different ripening stages, as affected by salinity. Food Chem. 2006 May 1;96(1):66–73. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.01.057

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

جدول ۱. تأثیر سطوح مختلف شوری بر، وزن تر اندام هوایی ، وزن تر ریشه، طول ساقه ، قطر ساقه و تعداد برگ در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama، Rosada. میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و $P\leq ۰/۰۵$).

کینوا	Q_{18}				Sajama				Rosada			
سطوح شوری(دسی زیمنس بر متر)	کنترل	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)	کنترل	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)	کنترل	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)
وزن تر اندام هوایی(گرم)	9.43± 0.59c	6.1±0.75d	6.22±0.22d	3.9±1.16ef	122.821±0.24b	15.693±0.4a	11.33±0.16b	6.751±0.18d	6.39±0.72d	5.15±0.72de	4.27±1.07de	2.26±0.37f
وزن تر ریشه(گرم)	1.01±0.18c	0.64±0.15cde	0.52±0.02de	0.24±0.07e	1.79±0.23b	2.55±0.106a	1.09±0.054c	0.64±0.04cde	0.79±0.19cd	0.77±0.23cd	0.39±0.14de	0.17±0.059e
طول ساقه(سانتی‌متر)	21.33±0.88b	20.33±1.33b	21.5±1.44b	15±2.08cd	21±0.57b	25.16±1.58a	18.16±0.83bc	12.33±0.88d	21.83±0.6b	18.83±0.33b	15±1.04cd	11.66±0.72d
قطرساقه(میلی‌متر)	4.18±0.3bc	4.3±0.27bc	4.5±0.6ab	2.93±0.51de	4.4±0.06abc	5.38±0.33a	4.59±0.088ab	3.86±0.35bcd	3.84±0.2bcd	3.63±0.2bcde	3.37±0.34cde	2.61±0.12e
تعداد برگ	17.66±0.66a	18.33±1.23a	16.66±3.28ab	15.66±1.8abc	17±0.57ab	18.66±0.88a	16.33±0.88abc	13.33±0.88bcd	15.33±0.66abc	11±0.57de	12.33±0.33cde	9±0.57e

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

جدول ۲. تأثیر سطوح مختلف شوری بر مقادیر عناصر معدنی در کینوا ژنوتیپ‌های Q_{18}، Sajama ،Rosada.میانگین‌های دارای حداقل یک حرف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند (آزمون دانکن و ۰/۰۵ ≥P).

کینوا	Q_{18}			Sajama			Rosada		
سطوح شوری(دسی زیمنس بر متر)	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)	۸(دسی زیمنس بر متر)	۱۶(دسی زیمنس بر متر)	۳۲(دسی زیمنس بر متر)
کنترل	1.7117±0.007 3h	1.9608±0.0058g	3.3873±0.018 8c	1.556±0.0063j	3.2063±0.003 2k	4.011±0.008a	1.5918±0.005 i	2.7273±0.0148e	3.2012±0.006 3d
سدیم اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	2.63±0.0152f	4.5908±0.0204f	3.2011±0.006 7d	3.2241±0.0046d	3.2111±0.001 9d	5.754±0.0094a	1.6938±0.004 2h	2.2545±0.0272g	3.4238±0.014 6c
سدیم کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	1.29076±0.00 63i	3.00246±0.01 24k	6.583±0.024 9c	4.780l±0.025e	4.4171±0.005 g	9.7643±0.098a	3.286±0.075j	4.9818±0.021d	6.625±0.0102 c
پتاسیم اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	11.9618±0.0433 d	13.0241±0.01 52b	11.4345±0.09 16g	11.5587±0.0103 f	12.617±0.011 4c	11.5279±0.0142 gf	13.1103±0.02 18b	11.6933±0.0208 e	11.1551±0.03 h
پتاسیم ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	12.7166±0.044e	13.0141±0.00 82d	13.1507±0.02 95c	7.5507±0.0282j	13.2606±0.021b	13.6642±0.0223 a	13.167±0.01 61b	10.574±0.0055h	11.8765±0.01 38f	10.1261±0.0164 i	10.5573±0.03 23h
پتاسیم کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	24.6784±0.0829 de	26.0382±0.01 42b	24.5852±0.07 09e	24.7893±0.001d	25.9337±0.00 86b	27.1684±0.0194 a	24.9858±0.01 61c	21.8178±0.0335 h	21.7104±0.05 44h
نسبت پتاسیم به سدیم اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	6.09±0.029 f	0.023e±7.6	3.37±0.04 i	0.025b±9.63	0.026a±10.46	0.0088j±2.86	0.25d±7.65	0.031h±4.28	0.052i±3.41
نسبت پتاسیم به سدیم ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.044d±4.83	0.05a±10.07	0.01g±4.11	0.01e±4.55	0.008g±4.14	0.003j±1.83	0.021b±7.01	0.063c±4.49	0.02h±3.08

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

نسبت پتاسیم به سدیم کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	8.66±0.033a	5.37±0.041f	3.72±0.021h	2.31±0.003j	6.04±0.011c	5.68±0.005e	5.87±0.0033d	2.25±0.0033k	7.60±0.01b	6.09±0.015c	4.38±0.025g	3.27±0.012i
آهن اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.2208±0.005c	0.2267±0.0119c	0.1517±0.006d	0.1152±0.0102e	0.2297±0.0099bc	0.2375±0.0069bc	0.2565±0.0094ab	0.1522±0.006d	0.2739±0.0044a	0.2683±0.0114a	0.2677±0.0129a	0.1134±0.0067e
آهن ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.1443±0.0034bc	0.2195±0.0148a	0.1416±0.0044bc	0.1567±0.0072b	0.1281±0.0113c	0.0838±0.0059d	0.1435±0.0075bc	0.085±0.0051d	0.152±0.0062bc	0.1442±0.0068bc	0.1596±0.0032b	0.0999±0.0025d
آهن کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.3643±0.0085c	0.4462±0.0183a	0.2933±0.0016de	0.2719±0.0044e	0.3579±0.0061c	0.3213±0.0129d	0.40±0.0159b	0.2372±0.0109f	0.4255±0.0029ab	0.4113±0.0073b	0.426±0.0107ab	0.2109±0.0085f
مس اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0219±0.00058bc	0.022±0.00057bc	0.0247±0.0002a	0.0212±0.00041c	0.0241±0.00051b	0.0136±0.00037de	0.0141±0.00049d	0.0133±0.00044de	0.0131±0.00018de	0.0127±0.00055de	0.006±0.00054f	0.0115±0.00028e
مس ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0124±0.00057cd	0.0121±0.0006cd	0.0131±0.00018c	0.0077±0.00014f	0.0055±0.00026b	0.0113±0.00059de	0.0104±0.00066e	0.0041±0.00023g	0.0251±0.00049a	0.016±0.00054b	0.0161±0.00044b	0.0121±0.00066cd
مس کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0343±0.00096c	0.0341±0.00044c	0.0578±0.002a	0.0289±0.00041d	0.0396±0.00067b	0.0249±0.00075e	0.0245±0.00042ef	0.0174±0.00056g	0.0383±0.00064b	0.0287±0.00043d	0.0222±0.00056f	0.0236±0.00088ef
روی اندام هوایی(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0441±0.00044a	0.0343±0.00042b	0.0233±0.00044d	0.011±0.0006g	0.0274±0.00141c	0.0135±0.00145f	0.0237±0.0005d	0.0275±0.00068c	0.04606±0.00058a	0.016±0.00057e	0.0113±0.00043g	0.0086±0.00037h
روی ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0263±0.0006a	0.0248±0.00071a	0.0074±0.00031f	0.0076±0.00032f	0.019±0.00054b	0.0199±0.00098b	0.0198±0.00072b	0.0121±0.00044de	0.014±0.00057cd	0.0082±0.00047f	0.0147±0.0009c	0.0111±0.00049e
روی کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0704±0.00086a	0.0591±0.00095b	0.0308±0.00015g	0.0187±0.00065i	0.0464±0.00121c	0.0335±0.0014f	0.0435±0.0008d	0.0396±0.00061e	0.06006±0.00006b	0.0241±0.00101h	0.0259±0.00048h	0.0197±0.00043i

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]
[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

منگنز اندام هوایی (میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.046±0.0005 7a	0.0252±0.00037 c	0.0226±0.000 88d	0.0181±0.00058 f	0.026±0.00037c	0.0262±0.00063 c	0.021d±0.000 6e	0.0265±0.000 61d	0.0203±0.00048 e	0.0253±0.000 38c	0.026±0.0005 7c	0.0292±0.00078 b	0.0175±0.000 57f
منگنز ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0222±0.000 62e	0.0185±0.00036 f	0.0116±0.000 33g	0.0068±0.00031 i	0.0452±0.00055 a	0.0132±0.0014g	0.0475±0.001 02e	0.0297±0.00056 i	0.0093±0.0002 9h	0.0375±0.000 57b	0.033±0.0006 3c	0.018±0.00052f	0.0208±0.001 01e
منگنز کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	0.0682±0.000 23b	0.0427±0.00064 f	0.0343±0.000 88h	0.0249±0.00084 j	0.0712±0.0005a	0.0393±0.0013g	2.584±0.0132 d	1.594±0.0054h	0.0628±0.000 3c	2.778±0.0115 b	0.0591±0.000 66d	0.0473±0.0003e	0.0383±0.001 58g
کلسیم اندام هوایی (میلی گرم بر گرم وزن خشک)	2.8324± 0.0117a	2.8316± 0.0163a	1.6741± 0.0152f	1.6752± 0.0074f	2.8121±0.0045a b	1.7034±0.0043f	1.7586± 0.0081c	1.1085± 0.0069f	1.6342± 0.0111d	2.20± 0.0057a	2.69±0.0057c	2.3902±0.021e	1.6319±0.015 8g
کلسیم ریشه(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	1.7483± 0.0245c	1.7758± 0.021c	0.6547± 0.0158g	0.5166± 0.012h	1.7838b± 0.0065c	1.6417± 0.0072d	4.3427± 0.0178d	2.7026± 0.0122h	4.41220± .089c	4.89033± 0.0101a	2.9483± 0.0251g	4.2074± 0.0297e	1.3176± 0.0129e
کلسیم کل(میلی گرم بر گرم وزن خشک)	4.5807± 0.03007b	4.6076± 0.0336b	2.3288± 0.03886i	2.1919± 0.01109j	4.596± 0.011b	3.345± 0.0116f	4.3427± 0.0178d	2.7026± 0.0122h	4.41220± .089c	4.89033± 0.0101a	2.9483± 0.0251g	4.2074± 0.0297e	1.3176± 0.0129e

[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]

[DOR: 20.1001.1.22285458.1400.12.45.3.2]
[Downloaded from ncmbjpiau.ir on 2026-11-02]