University of Tehran Press

Journal of Crops Improvement

Online ISSN: 2345-6957

Homepage: https://jci.ut.ac.ir/

Investigation of the Effect of Salinity Stress on Physiological Traits and Grain Yield of Quinoa Cultivars

Mojtaba Kaboodkhani[1] | Hadi Salek Mearaji[2] | Keyvan Aghaei[3]✉ | Afshin Tavakoli[4]

1. Department of Biology, Faculty of Science, University of Zanjan, Zanjan, Iran. E-mail: m_kaboodkhani@znu.ac.ir
2. Department of Agricultural Science, Faculty of Shariati & Bahonar Pakdasht, Technical and Vocational University (TVU), Tehran, Iran. E-mail: salek.h@znu.ac.ir
3. Corresponding Author, Department of Biology, Faculty of Science, University of Zanjan, Zanjan, Iran. E-mail: keyvanaghaei@znu.ac.ir
4. Department of Production Engineering and Plant Genetics,Faculty of Agriculture, University of Zanjan, Zanjan, Iran. E-mail: tavakoli@znu.ac.ir

Article Info

Article type:
Research Article

Article history:
Received: February 09, 2022
Received in revised form: September 03, 2022
Accepted: September 19, 2022
Published online: April 16, 2023

Keywords:
Catalase,
chlorophyll,
electrolyte leakage,
malon-dialdehyde,
peroxidase,
proline,
relative water content.

ABSTRACT

Quinoa is one of the salinity tolerant plants, capable of playing an important role in providing human food in the future. In order to investigate the effect of salinity stress on physiological traits and yield of quinoa cultivars, a two-factor factorial experiment was conducted as random complete block design with three replications in 2020 year under greenhouse conditions. Experimental treatments include three quinoa cultivars (Titicaca, Q26, and Giza1) and three salinity levels (0, 15, and30 dS/m). Salinity stress reduced traits such as photosynthetic pigments, relative leaf water content, and grain yield. The chlorophyll a and b content in control conditions, compared to the salinity level of 30 dS/m, have decreased by 46% and 77%, respectively, with the yield dropping by 35.6%, but the decrease in relative water content has been 12.6%. Electrolyte leakage, proline and malondialdehyde content, catalase, and guaiacol peroxidase activity have increased under salinity stress condition. The Q26 cultivar has had the highest content of carotenoids, chlorophyll a, relative water content, soluble proteins, proline, and catalase activity, compared to the others. Titicaca cultivar has had lower malon-dialdehyde (MDA) content and electrolyte leakage than Q26 and Giza1 cultivars, which indicates the least damage to cell membranes, being superior to the other two cultivars. Giza1 cultivar also has had higher chlorophyll b and carotenoids content than the other two cultivars. Q26 and Giza1 cultivars are probably the most resistant and sensitive cultivars to salinity stress, respectively.

Cite this article: Kaboodkhani, M., Salek Mearaji, H., Aghaei, K., & Tavakoli, A. (2023). Investigation of the Effect of Salinity Stress on Physiological Traits and Grain Yield of Quinoa Cultivars. *Journal of Crops Improvement*, 25 (1), 221-233. DOI: https://doi.org/10.22059/jci.2022.338905.2679

© The Authors.
Publisher: University of Tehran Press.
DOI: https://doi.org/10.22059/jci.2022.338905.2679

انتشارات دانشگاه تهران

به زراعی کشاورزی

شاپا الکترونیکی: ۶۹۵۷-۲۳۴۵

Homepage: https://jci.ut.ac.ir/

بررسی تأثیر تنش شوری بر صفات فیزیولوژیکی و عملکرد دانه ارقام کینوا

مجتبی کبودخانی[۱] | هادی سالک معراجی[۲] | کیوان آقائی[۳]✉ | افشین توکلی[۴]

۱. گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه زنجان، زنجان، ایران. رایانامه: m_kaboodkhani@znu.ac.ir

۲. گروه علوم کشاورزی، دانشکده دختران شریعتی و باهنر پاکدشت، دانشگاه فنی و حرفه‌ای، تهران، ایران. رایانامه: salek.h@znu.ac.ir

۳. نویسنده مسئول، گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه زنجان، زنجان، ایران. رایانامه: keyvanaghaei@znu.ac.ir

۴. گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه زنجان، زنجان، ایران. رایانامه: tavakoli@znu.ac.ir

اطلاعات مقاله

نوع مقاله: مقالهٔ پژوهشی

تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۱۱/۲۰

تاریخ بازنگری: ۱۴۰۱/۰۶/۱۲

تاریخ پذیرش: ۱۴۰۱/۰۶/۲۸

تاریخ انتشار: ۱۴۰۲/۰۱/۲۷

کلیدواژه‌ها:
پراکسیداز،
پرولین،
کاتالاز،
کلروفیل،
مالون‌دی‌آلدهید،
محتوای نسبی آب برگ،
نشت یونی.

چکیده

کینوا یکی از گیاهان متحمل به شوری است و در آینده می‌تواند در تأمین غذای انسان نقش مهمی داشته باشد. به‌منظور بررسی تأثیر تنش شوری بر صفات فیزیولوژیکی و عملکرد ارقام کینوا، آزمایشی به‌صورت فاکتوریل دو عاملی در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار در سال ۱۳۹۹ در شرایط گلخانه اجرا گردید. تیمارهای آزمایش شامل سه رقم کینوا (Q26، Titicaca و Giza1) و سه سطح شوری (صفر، ۱۵، ۳۰ دسی‌زیمنس بر متر) بود. در شرایط تنش شوری صفاتی مانند رنگیزه‌های فتوسنتزی، محتوای نسبی آب برگ و عملکرد دانه کاهش یافت که میزان کاهش کلروفیل a و b در شرایط شاهد نسبت به سطح شوری ۳۰ دسی‌زیمنس بر متر به‌ترتیب ۴۶ و ۷۷ درصد کاهش یافت و کاهش عملکرد ۳۵/۶ درصد اما کاهش محتوای نسبی آب ۱۲/۶ درصد بود. نشت یونی، پرولین، مالون‌دی‌آلدهید، فعالیت آنزیم‌های کاتالاز و گایاکول پراکسیداز در شرایط تنش افزایش یافت. رقم Q26 بالاترین محتوای کاروتنویید، کلروفیل a، محتوای نسبی آب برگ، پروتئین‌های محلول، پرولین و فعالیت آنزیم کاتالاز را نسبت به ارقام دیگر داشت. رقم Titicaca مقدار مالون‌دی‌آلدهید و نشت یونی پایین‌تری نسبت به ارقام Q26 و Giza1 داشت که بیانگر کم‌ترین خسارت وارده به غشاهای سلولی است. رقم Giza1 نیز کلروفیل b و کارتنویید بالاتری نسبت به دو رقم دیگر داشت. ارقام از لحاظ عملکرد پاسخ یکسانی به شرایط نشان دادند، اما براساس صفات فیزیولوژیک احتمالاً رقم Q26 و Giza1 به‌ترتیب، مقاوم‌ترین و حساس‌ترین ارقام به تنش شوری باشند.

استناد: کبودخانی، م.، سالک معراجی، هـ.، آقائی، ک. و توکلی، ا (۱۴۰۲). بررسی تأثیر تنش شوری بر صفات فیزیولوژیکی و عملکرد دانه ارقام کینوا. *به‌زراعی کشاورزی*، ۲۵ (۱)، ۲۲۱-۲۳۳. DOI: https://doi.org/10.22059/jci.2022.338905.2679

ناشر: مؤسسه انتشارات دانشگاه تهران.

© نویسندگان.

CC BY NC

۱. مقدمه

شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های محیطی است که رشد، نمو و عملکرد گیاهان را محدود می‌کند (Yang & Guo, 2018). تنش شوری از طریق اعمال هم‌زمان تنش اُسمزی، یونی و اُکسیداتیو در گیاهان، اثرات خود را اعمال می‌کند (Tanveer *et al*., 2018). گزارش‌ها بیانگر آن است که حدود ۲۰ درصد زمین‌های زیر کشت دنیا به‌نوعی تحت تأثیر تنش شوری قرار دارند و روز به روز به این مقدار افزوده می‌شود (Gupta & Huang, 2014). آینده تولیدات کشاورزی به قابلیت کاشت گیاهان در زمین‌های شور و حاشیه‌ای بستگی دارد که این توانایی از طریق دست‌ورزی ژنتیکی و کشت گیاهان متحمل به شوری ممکن است (Eisa *et al*., 2012).

گیاه کینوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) به‌علت دارابودن پروتئین بالا، فیبر، عناصر معدنی، ویتامین‌ها، اسیدهای چرب و خواص آنتی‌اکسیدانی، بسیار موردتوجه قرار گرفته است (Navruz-varli & Sanlier, 2016). از سوی دیگر، کینوا به‌دلیل داشتن مقاومت بالا به شرایط نامساعد محیطی مانند خشکی و شوری گیاه منحصربه‌فردی محسوب می‌شود (Ruiz *et al*., 2016). کینوا به‌دلیل تنوع ژنتیکی بالا، تطابق‌پذیری به شرایط آب‌وهوایی مختلف (Basra *et al*., 2014) و کارایی بالا در استفاده از منابع آبی (Prager *et al*., 2018) گیاه مناسبی برای استفاده از منابع محدود آب و خاک‌های شور می‌باشد.

آزمایش‌های متعددی در رابطه با تأثیر تنش شوری در گیاه کینوا انجام شده است که نشان از مقاومت بالای این گیاه به شوری دارد. کینوا به‌عنوان یک گیاه شورزیست اختیاری شناخته می‌شود (Sairam *et al*., 2002)، با این‌حال، تفاوت‌های زیادی در تحمل به شوری ژنوتیپ‌های کینوا گزارش شده است (Shabala *et al*., 2013). شوری مطلوب برای رشد کینوا بین ۲۰۰–۱۰۰ میلی‌مولار است (Sun *et al*., 2017). اکثر پژوهش‌ها نشان داده است غلظت بین ۱۰۰ تا ۲۵۰ میلی‌مولار سدیم‌کلرید بر جوانه‌زنی اکثر ژنوتیپ‌های کینوا اثرگذار نیست (Ruiz-Carrasco *et al*., 2011; Hariadi *et al*., 2011)، ولی ممکن است سبب تأخیر در جوانه‌زنی شود (Orsini *et al*., 2011). برخی رقم‌های کینوا می‌توانند سطوح شوری ۱۵ تا ۷۵ دسی‌زیمنس بر متر را تحمل کند (Orsini *et al*., 2011). وجود پنج اکوتیپ (Valley، Altiplano، Salares، Sea level و Sub-tropical) در گیاه کینوا بیانگر آن است که این گیاه تنوع ژنتیکی گسترده‌ای دارد و تحمل آن به شرایط آب‌وهوایی نامطلوب متفاوت است (Tapia, 2015). بنابراین، یک رویکرد برای ارزیابی و درک تحمل به شوری در کینوا، مقایسه ژنوتیپ‌های مختلف از نظر جوانه‌زنی، رشد و عملکرد دانه در شرایط شور می‌باشد، چرا که تغییر در مکانیسم‌های مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی عامل به‌وجودآمدن تفاوت در ژنوتیپ‌ها است (Biondi *et al*., 2015).

مطالعات مختلفی به‌منظور تعیین مکانیسم‌های مقاومت به شوری کینوا انجام گرفته است. به‌نظر می‌رسد گیاه کینوا از طریق کنترل ورود یون سدیم به درون واکوئل برگ‌ها، بارگذاری یون سدیم در آوند چوبی، توانایی مقابله با گونه‌های فعال اکسیژن، حفظ بهتر یون پتاسیم در بافت برگ، تنظیم روزنه‌ها، کاهش نمک سیتوسولی در سطوح پایین، فعالیت سریع کانال‌های تونوپلاست و سرعت بالای پمپ هیدروژن به سلول‌های مزوفیل (Ruiz *et al*., 2016)، تجمع تنظیم‌کننده‌های اسمزی مانند گلایسین‌بتایین، پرولین و انواع فنل‌ها (Ruiz-Carrasco *et al*., 2011; Hariadi *et al*., 2011) و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی (Panuccio *et al*., 2014) در برابر تنش شوری مقاومت نشان دهد. هرچند که نوع مکانیسم به‌کار گرفته شده در اکوتیپ‌های مختلف ممکن است متفاوت باشد. با توجه به اهمیت گیاه کینوا در تأمین امنیت غذایی، متفاوت بودن مقاومت به شوری در ارقام مختلف کینوا و هم‌چنین محدودشدن بیش‌تربیش‌ترآزمایش‌ها به تست جوانه‌زنی در شرایط آزمایشگاهی، پژوهش حاضر با هدف بررسی واکنش‌های

فیزیولوژیکی و عملکرد دانه سه رقم کینوا (Titicaca، Q26 وGiza1) با منشأهای مختلف (دانمارک، شیلی و مصر) به تنش شوری تحت شرایط گلخانه‌ای طراحی و اجرا شد.

۲. مواد و روش‌ها

آزمایش حاضر در سال ۱۳۹۹ به‌صورت فاکتوریل دو عاملی در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه تکرار در گلخانه دانشکده کشاورزی دانشگاه زنجان اجرا شد. فاکتور اول شامل سه سطح شوری (صفر، ۱۵ و ۳۰ دسی‌زیمنس بر متر) و فاکتور دوم سه رقم (Giza1, Q26, Titicaca) کینوا بود. برخی ویژگی‌های ارقام مورداستفاده در جدول (۱) آورده شده است.

جدول ۱. برخی از ویژگی‌های ارقام مورد مطالعه کینوا در این پژوهش.

نام رقم	سال ورود یا تولید	کشور مبدأ	منبع	عنوان منبع	رنگ دانه	طول دوره رشد (روز)
Q26	۲۰۱۳	شیلی	سپهوند و نجفیان، ۱۳۹۴	گزارش نهایی TCP/RAB 3403- FAO	کرم تا زرد	۱۰۳–۱۱۹
Giza1	۲۰۱۳	مصر	سپهوند و نجفیان، ۱۳۹۴	گزارش نهایی TCP/RAB 3403- FAO	کرم متمایل به سفید	۹۸–۱۱۷
Titicaca	۲۰۱۶	دانمارک	مؤسسه تحقیقات شوری یزد	گزارش نهایی TCP/FAO	کرم تا نارنجی	۸۰–۱۰۰

به این منظور، ابتدا گلدان‌های پلاستیکی یک کیلوگرمی تهیه شدند. در ادامه، مقدار ۷۰۰ گرم از خاک تهیه شده با نسبت موردنظر (۵۰ درصد خاک الک شده مزرعه، ۳۰ درصد ماسه و ۲۰ درصد کود دامی پوسیده) داخل هر گلدان اضافه شد. کف گلدان‌ها توری پارچه‌ای دو لایه قرار داده شد تا منفذ گلدان‌ها گرفته نشود. پس از آماده‌شدن گلدان‌ها، داخل هر گلدان تعداد ۱۰ عدد بذر در عمق یک سانتی‌متری کاشته شد و بلافاصله با غلظت‌های موردنظر شوری، آبیاری شد. جهت تهیه محلول آبیاری از نمک طعام (NaCl) استفاده شد و پس از حل مقدار کافی نمک هدایت الکتریکی محلول در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد با دقت با دستگاه هدایت‌سنج الکتریکی (مدل CMD-500) اندازه‌گیری و تنظیم شد. کف هر گلدان، بشقاب پلاستیکی قرار داده شد تا زه‌آب اضافی در آن انباشت و دوباره به گلدان برگردانده شود. دمای شبانه روز گلخانه به‌ترتیب ۲±۲۷ و ۲±۱۹ درجه سانتی‌گراد و میزان رطوبت نسبی ۷۵–۶۵ درصد بود. پس از استقرار کامل گیاهچه‌ها، داخل هر گلدان چهار بوته با فاصله مناسب از یکدیگر نگه داشته شده و بقیه بوته حذف شدند. حجم آب آبیاری در هر نوبت برای هر گلدان ۴۰۰ سی‌سی با غلظت‌های موردنظر شوری بود. تمام صفات فیزیولوژیکی در مرحله گل‌دهی و برگ‌های میانی گیاه اندازه‌گیری شد. صفت نشت یونی از رابطه (۱) (Lutts *et al*., 1996)، محتوای نسبی آب برگ از رابطه (۲) (Lazcano-Ferrat & Lovat, 1999)، رنگیزه‌های کلروفیلی و کارتنویید از رابطه (۳) (Arnon, 1949)، محتوای پرولین آزاد برگ از رابطه (۴) (Bates *et al*., 1973) و محتوای مالون‌دی‌آلدهید از رابطه (۵) (Heath & Packer, 1968) با کمک دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل Lambda 25; PerkinElmer, Waltham MA, USA) در آزمایشگاه فیزیولوژی دانشگاه زنجان اندازه‌گیری شد.

رابطه ۱) $EL\ \% = (EC_1 \div EC_2) \times 100$

EL: نشت الکترولیت برحسب درصد، EC_1: هدایت الکتریکی پس از ۲۴ ساعت قرار گرفتن در دمای اتاق، EC_2: هدایت الکتریکی پس از اتوکلاو کردن نمونه‌ها در دمای۱۲۰ درجه به‌مدت ۱۵ دقیقه.

رابطه ۲) $RWC\ \% = (FW - DW) \div (TW - DW) \times 100$

RWC: محتوای نسبی آب برگ برحسب درصد، FW: وزن تر (تازه) نمونه، DW: وزن خشک نمونه، TW: وزن آماسیده نمونه.

رابطه ۳) Chlorophyll a (mg /g FW) = ([12.25(A 663) - 2.79(A 645)] ×V) ÷ (1000 ×W)

Chlorophyll b (mg /g FW) = ([21.5 (A 645) - 5.1(A 663)] ×V) ÷ (1000 ×W)

Chlorophyll a+b (mg /g FW) = ([18.71(A 645) + 7.15(A 663)] ×V) ÷ (1000 ×W)

Carotenoid (mg /g FW) = ([1000 (A 470) - 1.82 (Chl a) - 85.02 (Chl b) ÷ 198] ×V) ÷ (1000 ×W)

FW: وزن تر (تازه) نمونه برحسب گرم،A663 : جذب در طول موج ۶۶۳، A645: جذب در طول موج ۶۴۵، V: حجم نهایی نمونه استخراج‌شده برحسب میلی‌لیتر و W : وزن تر نمونه برحسب گرم.

رابطه ۴) µm proline/g FW=[(µg proline/ml ×ml toluene)÷(115.5 µg/µmole)]÷[(g sample)÷5

رابطه ۵) MDA (µmolg-1 FW) = [(A532 - A600)/155] × 1000

MDA: محتوای مالون‌دی‌آلدهید برحسب میکرومول بر گرم وزن تر (تازه)، A532: جذب در طول موج ۵۳۲ نانومتر، A600: جذب در طول موج ۶۰۰ نانومتر.

اندازه‌گیری قندهای محلول توسط معرف آنترون و براساس روش Roe (1955) در طول موج ۶۲۵ نانومتر، پروتئین محلول به روش Bradford (1976) در طول موج ۵۹۵ نانومتر و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی طبق پروتکل Chance & Maehly (1955) در مرحله گل‌دهی با کمک دستگاه اسپکتروفتومتر ذکرشده انجام شد. پس از رسیدگی فیزیولوژیکی، بوته‌ها برداشت و به‌مدت ۲۴ ساعت در آون با ۷۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و سپس دانه‌ها توسط ترازوی دقیق ۰/۰۰۱ اندازه‌گیری و برحسب گرم در بوته بیان شد. پس از اندازه‌گیری صفات موردنظر، تجزیه واریانس با کمک نرم‌افزار SAS (نسخه ۹/۱)، مقایسات میانگین داده‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح احتمال پنج درصد و رسم نمودارها با نرم‌افزار Excel (نسخه ۲۰۱۶) انجام شد.

۳. نتایج و بحث

۳. ۱. محتوای نسبی آب برگ

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها بیانگر تأثیر معنی‌دار (P≤۰/۰۱) شوری و رقم بر محتوای نسبی آب برگ بود، ولی اثر متقابل شوری× رقم معنی‌دار نشد (جدول ۲). تنش شوری سبب کاهش محتوای نسبی آب برگ شد، به‌طوری‌که در غلظت ۱۵ و ۳۰ دسی‌زیمنس، محتوای نسبی آب برگ به‌ترتیب به‌میزان ۵/۶ و ۱۲/۶ درصد نسبت به تیمار شاهد کاهش یافت (جدول ۳). از بین ارقام موردبررسی نیز رقم Q26 با ۸۵/۴ درصد، بیش‌ترین و رقم Giza1 با ۷۹/۳ درصد، کم‌ترین محتوای نسبی آب برگ را داشت (جدول ۳). محتوای نسبی آب برگ یک صفت فیزیولوژیکی است که وضعیت آبی گیاه را منعکس می‌کند و اغلب به‌عنوان یکی از معیارهای گزینش تحمل به تنش اسمزی در نظر گرفته می‌شود (Chaum & Kirdmanee, 2010). تنش شوری باعث ایجاد تنش اسمزی (خشکی فیزیولوژیک) می‌شود و جذب آب توسط ریشه را محدود می‌کند (Munns & Tester, 2008) به‌همین دلیل محتوای نسبی آب برگ گیاهان در شرایط تنش شوری کاهش می‌یابد. پژوهش‌های انجام‌شده بیانگر آن است که در شرایط تنش شوری محتوای نسبی آب برگ ارقام کینوا کاهش یافت (Parvez *et al*., 2020; Cai & Gao, 2020; Heidari *et al*., 2020) که با نتایج پژوهش حاضر هم‌خوانی دارد.

۳. ۲. نشت یونی

صفت نشت یونی تحت تأثیر رقم، شوری و اثر متقابل شوری× رقم قرار گرفت (جدول ۲). با افزایش غلظت شوری، نشت یونی نیز افزایش یافت. غلظت ۳۰ دسی‌زیمنس شوری، بالاترین درصد نشت یونی (۸۰/۴ درصد) را در رقم Q26 ایجاد کرد، هرچند که بین رقم Q26 و Giza1 از این نظر تفاوت معنی‌داری وجود نداشت (جدول ۴). در غلظت ۳۰

دسی‌زیمنس، رقم Titicaca کم‌ترین درصد (۶۵/۵) نشت یونی را دارا بود (جدول ۴). غشای سلولی از نخستین مکان‌هایی است که تحت شرایط تنش اسمزی دچار آسیب می‌شود و تراوایی آن افزایش می‌یابد. هرچه میزان خسارت وارده به غشای سلول افزایش یابد، نشت یونی بیش‌تربیش‌ترشده و تداوم آن موجب مرگ سلول می‌شود. بر همین اساس، نشت یونی نیز به‌عنوان یکی از معیارهای تشخیص ژنوتیپ‌های متحمل به تنش اسمزی می‌باشد (Beltrano & Ronco, 2008). نشت الکترولیت‌ها همبستگی منفی و معنی‌داری با محتوای نسبی آب برگ (r= −۰/۶۰۷) نشان داد که بیانگر این است که کاهش محتوای آب برگ با تأثیرات که بر مکانیسم‌های فیزیولوژیکی سلول دارد در نهایت منجر به افزایش نشت الکترولیت‌ها می‌شود. افزایش نشت یونی در گیاه کینوا در شرایط تنش شوری در مطالعات دیگر نیز گزارش شده است (Heidari *et al*., 2020; Aliyar *et al*., 2021).

جدول ۲. نتایج تجزیه واریانس صفات فیزیولوژیکی مختلف در شرایط تنش شوری در ارقام کینوا

منبع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		محتوای نسبی آب برگ	نشت یونی	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کارتنویید	پرولین
تکرار	۲	۱۲/۲۸ns	۶۲/۶۱ns	۰/۰۳۱ns	۰/۰۰۷ ns	۰/۰۴ *	۹/۰۳ **	۶۱۵/۲ns
شوری	۲	۲۷۸/۴۱**	۱۷۶۵/۰۷**	۱/۱۴**	۰/۰۴۹**	۱/۶۴**	۶۷/۲۲**	۳۵۹۷۸/۳۸**
رقم	۲	۸۴/۰۹**	۱۳۲/۶۴**	۰/۱۰**	۰/۰۱۷**	۰/۰۷**	۷/۰۷*	۱۳۰۷۸/۹۱**
شوری× رقم	۴	۷/۹۵ns	۱۲۶/۰۸**	۰/۰۳ns	۰/۰۰۳ns	۰/۰۴**	۳/۰۹ns	۴۷۸۱/۰۷*
خطا	۱۶	۱۱/۱۳	۲۵/۵۸	۰/۰۱	۰/۰۰۲	۰/۰۱	۱/۵۶	۱۵۰۲/۶۹
ضریب تغییرات (%)	–	۴/۰۴	۸/۵۳	۹/۲۵	۳۶/۵۶	۷/۷۷	۱۱/۸۹	۲۰/۹۲

*، ** و ns به‌ترتیب بیانگر معنی‌داری در سطح ۵ و ۱ درصد و عدم معنی‌داری.

جدول ۳. مقایسه میانگین اثرات تنش شوری و ارقام بر خصوصیات کینوا

	محتوای نسبی آب برگ (%)	کلروفیل a (mg/g FW)	کلروفیل b (mg/g FW)	کارتنویید (mg/g FW)	کربوهیدرات محلول (mg/g FW)	مالون‌دی‌آلدهید (µmol/g FW)	فعالیت گایاکول پراکسیداز (µmol/mg Pr Min)	عملکرد دانه (g/plant)
شوری (ds/m)								
صفر	۸۷/۷۷a	۱/۵۴a	۰/۱۸a	۱۲/۸۳a	۰/۱۸c	۱/۱۳c	۰/۰۱۰c	۰/۸۷a
۱۵	۸۲/۸۳b	۱/۲۰b	۰/۱۵a	۱۱/۲۴b	۰/۲۱b	۱/۲۶b	۰/۰۲۱b	۰/۷۵b
۳۰	۷۶/۶۷c	۰/۸۳c	۰/۰۴b	۷/۵۰c	۰/۲۵a	۱/۴۵a	۰/۰۵۰a	۰/۵۶c
رقم								
Titicaca	۸۲/۴۴ab	۱/۱۷b	۰/۰۹b	۹/۵۵b	۰/۲۰b	۱/۱۵b	۰/۰۲۸a	۰/۶۷a
Q26	۸۵/۴۶a	۱/۳۰a	/۱۱b	۱۰/۷۶ab	۰/۲۲a	۱/۳۲a	۰/۰۲۷a	۰/۷۶a
Giza1	۷۹/۳۵b	۱/۰۹b	۰/۱۷a	۱۱/۲۷a	۰/۲۲a	۱/۳۶a	۰/۰۲۵a	۰/۷۵a

در هر ستون سطوح تیماری که دارای حروف مشترک هستند براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

جدول ٤. مقایسه میانگین اثر متقابل شوری در رقم، صفات فیزیولوژیکی ارقام مختلف کینوا

شوری (ds/m)	رقم	نشت یونی (%)	کلروفیل کل (mg/g FW)	پرولین (µg/g FW)	کاتالاز (µmol H_2O_2/mg Pr Min)
۰	Titicaca	۴۹/۷۹cd	۱/۵۸b	۱۱۵/۸۶d	۰/۰۰۸۳e
	Q26	۴۵/۶۲d	۱/۸۰a	۱۵۰/۳۰cd	۰/۰۰۸۶e
	Giza1	۴۴/۸۱d	۱/۸۰a	۱۱۶/۸۷d	۰/۰۰۶۹e
۱۵	Titicaca	۵۵/۱۹c	۱/۳۱c	۱۳۷/۶۳d	۰/۰۱۴۰d
	Q26	۶۵/۱۰b	۱/۴۱bc	۱۶۶/۳۰cd	۰/۰۱۳۲d
	Giza1	۴۹/۹۲cd	۱/۳۳c	۲۲۱/۷۷bc	۰/۰۰۹۶e
۳۰	Titicaca	۶۵/۵۱b	۰/۹۰d	۱۷۰/۳۶cd	۰/۰۲۵۴b
	Q26	۸۰/۴۳a	۱/۰۶d	۳۰۹/۰۶a	۰/۰۲۹۳a
	Giza1	۷۷/۲۵a	۰/۶۶e	۲۷۹/۳۷ab	۰/۰۱۸۵c

در هر ستون سطوح تیماری دارای حروف مشترک براساس آزمون دانکن در سطح احتمال ۵ درصد تفاوت معنی‌داری ندارند.

۳. ۳. رنگیزه‌های فتوسنتزی

تیمار شوری و رقم بر کلروفیل a و b اثر معنی‌داری در سطح احتمال یک درصد داشت (جدول ۲). کلروفیل کل نیز تحت تأثیر شوری، رقم و اثر متقابل شوری× رقم قرار گرفت (جدول ۲). هم‌چنین تیمار شوری در سطح احتمال یک درصد و رقم در سطح احتمال ۵ درصد، بر محتوای کارتنویید اثر معنی‌داری داشت (جدول ۲). غلظت ۱۵ و ۳۰ دسی‌زیمنس شوری محتوای کلروفیل a را به‌ترتیب به‌میزان ۲۲ و ۴۶/۱ درصد نسبت به تیمار شاهد کاهش داد (جدول ۳). غلظت کلروفیل b در سطح شوری ۱۵ دسی‌زیمنس با تیمار شاهد تفاوت معنی‌داری نداشت، اما در غلظت ۳۰ دسی‌زیمنس به‌میزان ۷۷/۷ درصد نسبت به تیمار شاهد کاهش یافت (جدول ۳). رقم Q26 با ۱/۳۰ (میلی‌گرم بر گرم وزن تر) بیش‌ترین غلظت کلروفیل a و رقم Giza1 با ۰/۱۷ (میلی‌گرم بر گرم وزن تر) بیش‌ترین غلظت کلروفیل b را در بین سایر ارقام دارا بودند (جدول ۳). تنش شوری سبب کاهش غلظت کلروفیل کل برگ شد، به‌طوری‌که در بین ارقام موردبررسی، رقم Giza1 در غلظت شوری ۳۰ دسی‌زیمنس با ۰/۶۶ میلی‌گرم بر گرم وزن تر، کم‌ترین میزان کلروفیل کل را دارا بود (جدول ۴). در شرایط بدون شوری نیز، رقم Titicaca با ۱/۵۸ (میلی‌گرم بر گرم وزن تر) کم‌ترین کلروفیل کل را داشت (جدول ۴). کم‌ترین و بیش‌ترین غلظت کارتنویید نیز به‌ترتیب در تیمار شاهد و غلظت ۳۰ دسی‌زیمنس شوری مشاهده شد (جدول ۳). رقم Giza1 و Titicaca با ۱۲/۲۷ و ۹/۵۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تر، به‌ترتیب بیش‌ترین و کم‌ترین غلظت کارتنویید را داشتند (جدول ۳).

رنگیزه‌های فتوسنتزی ابزار مهمی برای ارزیابی عملکرد برداشت انرژی نور توسط گیاهان تحت تنش‌های غیرزنده است (Shu *et al*., 2013) و محتوای کلروفیل با عملکرد ارتباط دارد. در این پژوهش نیز میزان ضریب همبستگی بین عملکرد دانه و محتوای کلروفیل مثبت و معنی‌دار (r=۰/۷۷۳) بود. در پژوهش‌های متعددی گزارش شده است که تنش شوری سبب کاهش رنگیزه‌های فتوسنتزی گیاهان می‌شود که به‌دنبال آن سیستم فتوسنتزی و فعالیت‌های متابولیکی گیاه با مشکل مواجه می‌شود (Glenn *et al*., 2012). Parvez *et al.* (2020) گزارش کردند که تنش شوری سبب کاهش محتوای کلروفیل a، b و کلروفیل کل ارقام کینوا شد. در پژوهش دیگری گزارش شد که رنگیزه‌های فتوسنتزی کینوا با افزایش شوری کاهش می‌یابد (Jamali & Sharifan, 2018). کاهش محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی کینوا تحت تنش شوری در پژوهش‌های دیگری نیز گزارش شده است (Shabala *et al*., 2012; Koyro *et al*., 2008) که با نتایج پژوهش حاضر مطابقت دارد. هرچند Cai & Gao (2020) گزارش کردند که محتوای کلروفیل a، b و کل تحت تنش شوری در برخی ارقام کینوا کاهش و در برخی ارقام دیگر افزایش یافت که بیانگر میزان مقاومت ارقام مختلف کینوا به شوری است.

۳. ۴. پرولین

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها بیانگر تأثیر معنی‌دار شوری، رقم و اثر متقابل شوری× رقم بر محتوای پرولین بود (جدول ۲). نتایج مقایسه میانگین اثرات متقابل تنش شوری و ارقام نشان داد که تنش شوری سبب افزایش محتوای پرولین در هر سه رقم شده، اما میزان افزایش پرولین در ارقام متفاوت بود (جدول ۴). میزان پرولین در رقم Q26 در سطح شوری ۳۰ دسی‌زیمنس از سایر ارقام بیش‌تربیش‌تربود. بیش‌ترین افزایش پرولین در رقم Giza1 در سطح شوری ۳۰ نسبت به شاهد به‌دست آمد که حدود ۱۳۹ درصد بود (جدول ۴). کم‌ترین میزان پرولین در هر سه سطح شوری در رقم Titicaca به‌دست آمد (جدول ۴).

گیاهان برای مقابله تنش راه‌کارهای مختلفی دارند. یکی از معمولی‌ترین آن‌ها، تجمع تنظیم‌کننده‌های اسمزی مانند اسیدآمینه پرولین می‌باشد (Trovato *et al*., 2008). افزایش اسیدآمینه پرولین تحت تنش شوری در بسیاری از گیاهان

اثبات شده است (Dar *et al*., 2016). از آن‌جا که در تنش شوری پتانسیل آب کاهش می‌یابد، افزایش غلظت پرولین در گیاه، از یک سو جذب آب توسط ریشه را بهبود می‌بخشد و از سوی دیگر مسمومیت ناشی از رادیکال‌های آزاد اکسیژن را کاهش می‌دهد (Manivannan *et al*., 2008). پژوهش‌های مختلف انجام‌شده بیانگر آن است که غلظت پرولین برگ گیاه کینوا در شرایط تنش شوری افزایش می‌یابد (Cai & Gao, 2020; Shabala *et al*., 2012; Mansouri & Omidi, 2021) که با نتایج به‌دست‌آمده در پژوهش حاضر هم‌خوانی دارد.

۳. ۵. کربوهیدارت محلول

کربوهیدرات محلول برگ در سطح احتمال یک درصد تحت تأثیر تیمار شوری و رقم قرار گرفت (جدول ۵). با افزایش غلظت شوری، قندهای محلول برگ نیز افزایش یافت. به‌طوری‌که غلظت ۱۵ و ۳۰ دسی‌زیمنس شوری، میزان قندهای محلول را به‌ترتیب به‌میزان ۱۶/۶ و ۳۸/۸ درصد نسبت به تیمار شاهد افزایش داد (جدول ۲). از بین ارقام موردبررسی نیز، رقم Tititcaca با ۰/۲۰ میلی‌گرم بر گرم وزن تر، کم‌ترین و ارقام Q26 و Giza1 با ۰/۲۲ میلی‌گرم بر گرم وزن تر، بیش‌ترین مقدار قندهای محلول را دارا بودند (جدول ۳). کربوهیدرات‌های محلول در گیاهان، به‌طور عمده شامل قندهای گلوکز، ساکارز، تری‌هالوز می‌باشد که می‌تواند باعث تثبیت غشای سلولی و پروتوپلاست شوند (Guo *et al*., 2015). میزان قندهای محلول همبستگی منفی و معنی داری (r=-۰/۶۵۶) را با محتوای نسبی آب نشان داد و با کاهش محتوای آب میزان قندهای محلول زیاد شد. در شرایط تنش اسمزی، گیاهان با افزایش انباشت قندهای محلول، پتانسیل اسمزی خود را افزایش و در نتیجه شدت تنش را کاهش می‌دهند (Abdel Latef & Chaoxing, 2014). بنابراین محتوای قندهای محلول می‌تواند به‌عنوان یک شاخص فیزیولوژیکی برای ارزیابی تحمل به شوری در گیاهان استفاده شود. تنش شوری سبب افزایش کربوهیدرات محلول در برگ-های ارقام کینوا شد (Cai & Gao, 2020). افزایش کربوهیدرات‌های محلول در برگ‌های گیاه کینوا تحت شرایط تنش شوری در پژوهش‌های دیگری نیز گزارش شده است (Shabala *et al*., 2012; Mansouri & Omidi, 2021).

جدول ۵. نتایج تجزیه واریانس صفات مختلف در شرایط تنش شوری در ارقام کینوا

منبع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		کربوهیدرات محلول	مالون‌دی آلدهید	فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز	فعالیت آنزیم کاتالاز	عملکرد دانه
تکرار	۲	۰/۰۰۰۲ ns	۰/۰۱۳ ns	۰/۰۰۱۲ *	۰/۰۰۰۰۰۰۱۲ ns	۰/۰۰۲ ns
شوری	۲	۰/۰۱۲**	۰/۲۳**	۰/۰۰۳۹**	۰/۰۰۰۶۵**	۰/۲۱**
رقم	۲	۰/۰۰۱**	۰/۱۱**	۰/۰۰۰۰۱ns	۰/۰۰۰۰۷**	۰/۰۲ns
شوری × رقم	۴	۰/۰۰۰۱ns	۰/۰۲ns	۰/۰۰۰۰۸ns	۰/۰۰۰۰۱**	۰/۰۰۹ns
خطا	۱۶	۰/۰۰۰۲	۰/۰۰۸	۰/۰۰۰۰۳	۰/۰۰۰۰۰۳	۰/۰۱۰
ضریب تغییرات (%)	–	۶/۵۸	۷/۱۷	۲۱/۴۳	۱۳/۲۷	۱۳/۶۴

*، ** و ns به‌ترتیب بیانگر معنی‌داری در سطح ۵ و ۱ درصد و عدم معنی‌داری.

۳. ۶. مالون‌دی‌آلدهید

نتایج نشان‌دهنده تأثیر معنی‌دار شوری و رقم بر محتوای مالون‌دی‌آلدهید در سطح یک درصد است (جدول ۵). شوری سبب افزایش محتوای مالون‌دی‌آلدهید شد. بالاترین غلظت مالون‌دی‌آلدهید (۱/۴۵ میکرومول بر گرم وزن تر) در شوری سطح ۳۰ دسی‌زیمنس مشاهده شد (جدول ۳). رقم Titicaca با ۱/۱۵ میکرومول بر گرم وزن تر کم‌ترین محتوای مالون‌دی‌آلدهید را داشت و ارقام Q26 و Giza1 بیش‌ترین مقدار آن را دارا بودند (جدول ۳). پراکسیداسیون چربی‌های غشا به‌عنوان نشانه‌ای از آسیب اکسیداتیو در نظر گرفته می‌شود و اغلب از آن به‌عنوان شاخصی برای تعیین میزان آسیب وارده به غشا تحت تنش

استفاده می‌شود (Khan & Panda, 2008). Cai & Gao (2020) در بررسی خود روی ارقام کینوا گزارش کردند که تنش شوری سبب افزایش محتوای مالون‌دی‌آلدهید شد. افزایش محتوای مالون‌دی‌آلدهید ارقام کینوا در پژوهش دیگری نیز گزارش شده (Parvez *et al*., 2020) که با نتایج به‌دست‌آمده در این پژوهش هم‌خوانی دارد.

۳. ۷. گایاکول پراکسیداز

تیمار شوری بر فعالیت آنزیم پراکسیداز اثر معنی‌داری در سطح احتمال یک درصد داشت ولی رقم و اثر متقابل شوری× رقم بر این صفت اثرگذار نبود (جدول ۵). با افزایش غلظت شوری فعالیت آنزیم پراکسیداز نیز بیش‌تربیش‌تر شد، به گونه‌ای که غلظت ۱۵ و ۳۰ دسی‌زیمنس شوری، فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز را به‌ترتیب به‌میزان دو و چهار برابر نسبت به تیمار شاهد افزایش داد (جدول ۳). فعالیت آنزیم پراکسیداز در بین ارقام موردبررسی با یکدیگر مشابه بود (جدول ۳). گایاکول پراکسیداز از مهم‌ترین گروه‌های پراکسیداز است که گایاکول را به‌عنوان یک سوبسترای کاهنده، اکسید می‌کند و سبب کاهش هیدروژن پراکسید می‌شود. هم‌چنین با کاهش پراکسیداسیون چربی‌های غشا، در کاهش میزان مالون‌دی‌آلدهید مؤثر است (Sankar *et al*., 2008). افزایش فعالیت گایاکول پراکسیداز در کینوا تحت شرایط تنش شوری در پژوهش‌های متعددی گزارش شده است (Koyro *et al*., 2008; Parvez *et al*., 2020) که مطابق با یافته‌های پژوهش حاضر است. در پژوهش دیگری گزارش شده که فعالیت آنزیم گایاکول پراکسیداز برخی برخی ارقام کینوا تا شوری ۳۰۰ میلی‌مولار افزایش داشته اما در شوری ۴۰۰ میلی‌مولار کاهش یافت (Cai & Gao, 2020).

۳. ۸. کاتالاز

میزان فعالیت آنزیم کاتالاز در سطح یک درصد تحت تأثیر شوری، رقم و اثر متقابل شوری× رقم قرار گرفت (جدول ۵). تنش شوری سبب افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز شد. بالاترین مقدار کاتالاز در شوری ۳۰ دسی‌زیمنس رقم Q26 مشاهده شد (جدول ۴). در غلظت ۳۰ دسی‌زیمنس، رقم Giza1 کم‌ترین کاتالاز را دارا بود (جدول ۴). هم‌چنین در تیمار شاهد (بدون شوری) فعالیت آنزیم کاتالاز همه ارقام مشابه یکدیگر بود و تفاوتی از این نظر با یکدیگر نداشتند (جدول ۴). تنش اکسیداتیو یکی از مهم‌ترین پیامدهای تنش شوری می‌باشد که می‌تواند مسئول آسیب‌های بیش‌تری در گیاه باشد. افزایش فعالیت کاتالاز در مقاومت گیاه به شرایط تنش نقش مهمی ایفا می‌کند. کاتالاز با حذف پراکسید هیدروژن نقش مؤثری در مقاومت به تنش اسمزی دارد و فعالیت بیش‌تربیش‌تراین آنزیم می‌تواند نشان‌دهنده مقاومت بیش‌تربیش‌ترگیاه باشد (Hameed *et al*., 2011). Parvez *et al*. (2020) گزارش کردند که فعالیت آنزیم کاتالاز در ارقام کینوا در شرایط تنش شوری افزایش معنی‌داری داشت. در پژوهش دیگری نیز گزارش شده است که تنش شوری سبب افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاه کینوا شد (Mansouri & Omidi, 2021). افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز گیاه کینوا تحت شرایط تنش شوری در پژوهش‌های دیگری نیز گزارش شده است (Cai & Gao, 2020; Koyro *et al*., 2008) که همسو با نتایج به‌دست‌آمده در پژوهش حاضر است.

۳. ۹. عملکرد دانه

نتایج تجزیه واریانس داده‌های به‌دست‌آمده نشان دهنده تأثیر معنی‌دار ($P\leq ۰/۰۱$) تیمار شوری بر عملکرد دانه کینوا بود. درحالی‌که عملکرد دانه تحت تأثیر رقم و اثر متقابل شوری× رقم قرار نگرفت (جدول ۵). تنش شوری سبب کاهش عملکرد دانه

شد (جدول ۳). غلظت ۱۵ دسی‌زیمنس شوری به‌میزان ۱۳/۸ درصد و سطح ۳۰ دسی‌زیمنس شوری به‌میزان ۳۵/۶ درصد عملکرد دانه را نسبت به تیمار شاهد کاهش داد (جدول ۳). کاهش عملکرد دانه تحت شرایط شوری می‌تواند به‌علت کاهش شاخص سطح برگ، محتوای کلروفیل، کاهش جذب عناصر غذایی از خاک و اختلال در کارکرد انواع آنزیم‌های دخیل در فرایندهای متابولیکی گیاه باشد که در نهایت با کاهش فتوسنتز، سبب کاهش عملکرد دانه شده است. میزان عملکرد دانه با محتوای نسبی آب برگ (r=۰/۷۶۷) و محتوای کلروفیل برگ (r=۰/۷۷۳) همبستگی مثبت و معنی‌داری را نشان داد. بالاتربودن محتوای آب و کلروفیل برگ با افزایش ظرفیت فتوسنتزی برگ سبب افزایش تولید و عملکرد بالاتر شده است و در مقابل همبستگی منفی و معنی‌دار عملکرد دانه با نشت یونی (r=-۰/۵۹۸) نشان‌دهنده این نکته است که افزایش خسارت به غشاهای سلولی منجر به کاهش ظرفیت فتوسنتزی و در نهایت عملکرد دانه شده است. کاهش عملکرد دانه کینوا در پژوهش‌های دیگری نیز به اثبات رسیده است (Heidari *et al*., 2020; Toderich *et al*., 2020) که با نتایج این پژوهش در یک راستا می‌باشد. پژوهش‌های مختلف نشان داده است که عملکرد ارقام مختلف کینوا با یکدیگر متفاوت است، اما نتایج به‌دست‌آمده در این مطالعه نشان داد که این سه رقم از نظر عملکرد تفاوت معنی‌داری با یکدیگر نداشتند که احتمالاً می‌تواند به‌علت تأثیر محیط رشد باشد که سبب یکسان‌بودن عملکرد شده است.

۴. نتیجه‌گیری

تنش شوری سبب کاهش صفاتی مانند محتوای نسبی آب برگ، رنگیزه‌های کلروفیلی و عملکرد دانه شد. هم‌چنین با آسیب به غشاهای سلولی سبب افزایش نشت یونی و مالون‌دی‌آلدهید شد. در شرایط تنش شوری غلظت صفاتی مانند محتوای کربوهیدرات و پروتئین‌های محلول، اسیدآمینه پرولین، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی گایاکول پراکسیداز و کاتالاز به‌منظور کاهش اثرات تنش افزایش پیدا کرد. واکنش ارقام مختلف کینوا به شوری با یکدیگر متفاوت بود. از بین ارقام موردبررسی رقم Q26 با برتری در صفاتی مانند محتوای کلروفیل a و کاروتنویید، محتوای نسبی آب برگ، پروتئین‌های محلول، پرولین و فعالیت آنزیم کاتالاز احتمالاً مقاومت بالاتری نسبت به ارقام Titicaca وGiza1 داشته باشد. رقم Titicaca مقدار مالون‌دی‌آلدهید و نشت یونی پایین‌تری نسبت به ارقام Q26 وGiza1 داشت که بیانگر کم‌ترین خسارت وارده به غشاهای سلولی است و به‌نظر می‌رسد که این رقم از این لحاظ موفق‌تر از بقیه ارقام باشد. رقم Giza1 نیز در صفت کلروفیل b و کاروتنویید نسبت به دو رقم دیگر برتری داشت که به ممکن است حساس‌ترین رقم باشد. نکته دارای اهمیت این است که مقاومت به شوری در ارقام کینوا متفاوت بوده و بستگی به مکانسیم‌های فعال هر رقم دارد (Cai & Gao, 2020). با توجه به این‌که ارقام موردمطالعه از منشأهای مختلف بودند، عملکرد آن‌ها با یکدیگر تفاوت معنی‌داری نداشت. به‌نظر می‌رسد شرایط محیط رشد سبب شد که پتانسیل عملکرد واقعی ارقام موردمطالعه بروز نکند. با توجه به نتایج به‌دست‌آمده، پیشنهاد می‌شود که این ارقام در خاک شور مزرعه نیز موردآزمایش قرار گیرد تا نتایج جامع‌تری حاصل شود.

۵. تشکر و قدردانی

از مسئولین آزمایشگاه گروه زیست‌شناسی و فیزیولوژی گیاهی به جهت مساعدت و همکاری‌های لازم در پیشبرد این پژوهش، تشکر و قدردانی می‌گردد.

۶. تعارض منافع

هیچ‌گونه تعارض منافع توسط نویسندگان وجود ندارد.

۷. منابع

Abdel Latef, A. A., & Chaoxing, H. (2014). Does the inoculation with *Glomus mosseae* improves salt tolerance in pepper plants?. *Journal of Plant Growth Regulation*, *33*, 644-653.

Adolf, V. I., Shabala, S., Andersen, M. N., Razzaghi, F., & Jacobsen, S. E. (2012). Varietal differences of quinoa's tolerance to saline conditions. *Plant and Soil*, *357*(1), 117-129.

Aliyar, S., Aliasgharzad, N., Dabbagh Mohammadi Nasab, A., & Oustan, S. (2021). The effect of vermicompost application on growth and water relationships of quinoa plant under salinity stress conditions, *Agricultural Science and Sustainable Production*, *31*(3), 131-147. (In Persian)

Arnon, D. I. (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts polyphenol oxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, *24*, (1), 1-15.

Basra, M. A. S, Iqbal, S., & Afzal. I. (2014). Evaluating the response of nitrogen application on growth development and yield of quinoa genotypes. *International Journal of Agriculture and Biology*, *16*(5), 886-892.

Bates, L. S., Waldren, R. P., & Teare, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and soil*, *39*(1), 205-207.

Beltrano, J., & Ronco, M. G. (2008). Improved tolerance of wheat plants (*Triticum aestivum* L.) to drought stress and rewatering by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus claroideum*: Effect on growth and cell membrane stability. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, *20*(1), 29-37.

Biondi, S., Ruiz Karina, B., Martinez Enrique, A., Zurita-Silva, A., Orsini, F., Antognoni, F., Dinelli G., Marotti, I., Gianquinto, G., Maldonado, S., Burrieza, H., Bazile, D., Adolf, V. I., & Jacobsen, S. E. (2015). In *State of the Art Report on Quinoa around the World 2013*; Bazile, D., Bertero, H.D., Nieto, C., Eds.; FAO: Santiago, Chile; CIRAD: Montpellier, France, *1*, 143-156.

Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Ana Biochem*, *72*, 248-254.

Cai, Z. Q., & Gao, Q. (2020). Comparative physiological and biochemical mechanisms of salt tolerance in five contrasting highland quinoa cultivars. *BMC plant biology*, *20*(1), 1-15.

Chance, B., & Maehly, A. (1955). Assay of catalases and peroxidases. *Methods in Enzymology*, *2*, 764-775.

Chaum, S., & Kirdmanee, C. (2010). Salt tolerance screening in six maize (*Zea mays* L.) genotypes using multivariate cluster analysis. *Philippine Agricultural Scientis*, *93*, 156-164.

Dar, M. I., Naikoo, M. I., Rehman, F., Naushin, F., & Khan, F. A. (2016). Proline accumulation in plants: roles in stress tolerance and plant development. In *Osmolytes and plants acclimation to changing environment: emerging omics technologies*, 155-166.

Glenn, E. P., Nelson, S. G., Ambrose, B., Martinez, R., Soliz, D., Pabendinskas, V., & Hultine, K. (2012). Comparison of salinity tolerance of three *Atriplex* spp. in well-watered and drying soils. *Environmental and Experimental Botany*, *83*, 62-72.

Guo, R., Yang, Z., Li, F., Yan, C., Zhong, X., Liu, Q., Xia, X., Li H., & Zhao, L. (2015). Comparative metabolic responses and adaptive strategies of wheat (*Triticum aestivum*) to salt and alkali stress. *BMC plant biology*, *15*(1), 1-13.

Gupta, B., & Huang, B. (2014). Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. *International journal of genomics*, 1-18.

Hameed, A., Bibi, N., Akhter, J., & Iqbal, N. (2011). Differential changes in antioxidants, proteases, and lipid peroxidation in flag leaves of wheat genotypes under different levels of water deficit conditions. *Plant Physiology and Biochemistry*, *49*(2), 178-185.

Hariadi, Y., Marandon, K., Tian, Y., Jacobsen, S. E., & Shabala, S. (2011). Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants grown at various salinity levels. *Journal of experimental botany*, *62*(1), 185-193.

Heidari, F., Jalilian, J., & gholinezhad, E. (2020). The role of foliar application nano-fertilizers in modulating the negative effects of salt stress in quinoa. *Journal of Crops Improvement*, *22*(4), 587-600. (In Persian)

Heath, R.L., & Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, *125*, 189-198.

Jamali, S., & Sharifan, H. (2018). Investigation the effect of different salinity levels on yield and yield components of quinoa (Cv. Titicaca). *Journal of Soil and Water Conservation*, *25*(2), 251-266. (In Persian)

Khan, M., & Panda, S. (2008). Alterations in root lipid peroxidation and antioxidative responses in two rice cultivars under NaCl-salinity stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, *30*, 81-89.

Koyro, H. W., & Eisa, S. S. (2008). Effect of salinity on composition, viability and germination of seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. *Plant and Soil*, *302*(1), 79-90.

Lazcano-Ferrat, I., & Lovatt, C.J. (1999). Relationship between relative water content, nitrogen pools and growth of *Phaseolus vulgaris* L. and *P. acutifolius*, A. gray during water deficit. *Crop Science*, *39*, 467-475.

Lutts, S., Kinet, J.M., & Bouharmont, J. (1996). NaCl induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. *Annals of Botany*, *78*, 389-398.

Manivannan, P., Jaleel, C.A., Chang-Xing, Z., Somasundaram, R., Azooz, M.M., & Panneerselvam, R. (2008). Variations in growth and pigment composition of sunflower varieties under early season drought stress. *Global Journal of Molecular Sciences*, *3*(2), 50-56.

Mansouri, A., & Omidi, H. (2021). Effect of priming with chitosan nanoparticles and potassium nitrate on the biochemical content of quinoa seedlings Giza cultivar under salinity tension conditions, *Scientific Journal of Crop Physiology*, *13*(50), 85-102. (In Persian)

Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, *59*, 651-681.

Navruz-Varli, S., & Sanlier, N. (2016). Nutritional and health benefits of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Journal of Cereal Science*, *69*, 371-376.

Orsini, F., Accorsi, M., Gianquinto, G., Dinelli, G., Antognoni, F., Carrasco, K. B. R., Martinez E. A., Alnayef, M., Marotti, I., Bosi, S., & Biondi, S. (2011). Beyond the ionic and osmotic response to salinity in *Chenopodium quinoa*: functional elements of successful halophytism. *Functional Plant Biology*, *38*(10), 818-831.

Panuccio, M. R., Jacobsen, S. E., Akhtar, S. S., & Muscolo, A. (2014). Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. *AoB plants*, *6*, 1-18.

Parvez, S., Abbas, G., Shahid, M., Amjad, M., Hussain, M., Asad, S. A., Imran, M., & Naeem, M. A. (2020). Effect of salinity on physiological, biochemical and photostabilizing attributes of two genotypes of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) exposed to arsenic stress. *Ecotoxicology and environmental safety*, *187*, 1-11.

Prager, A., Munz, S., Nkebiwe, P., Mast, B., & Graeff-Hönninger, S. (2018). Yield and quality characteristics of different quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) cultivars grown under field conditions in southwestern Germany. *Agronomy*, *8*(10), 1-19.

Roe, J. H. (1955). The determination of sugar in blood and spinal fluid with anthrone reagent. *Journal of Biological chemistry*, *212*(1), 335-343.

Ruiz, K. B., Aloisi, I., Del Duca, S., Canelo, V., Torrigiani, P., Silva, H., & Biondi, S. (2016). Salares versus coastal ecotypes of quinoa: salinity responses in chilean landraces from contrasting habitats. *Plant Physiology and Biochemistry*, *101*, 1-13.

Ruiz-Carrasco, K., Antognoni, F., Coulibaly, A. K., Lizardi, S., Covarrubias, A., Martínez, E. A., Molina-Montenegro, M. A., Biondi, S., & Zurita-Silva, A. (2011). Variation in salinity tolerance of four lowland genotypes of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as assessed by growth, physiological traits, and sodium transporter gene expression. *Plant Physiology and Biochemistry*, *49*(11), 1333-1341.

Sairam, R. K., Rao, K. V., & Srivastava, G. C. (2002). Differential response of wheat genotypes to long-term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration. *Plant science*, *163*(5), 1037-1046.

Sankar, B., Jaleel, C.A., Manivannan, P., Kishorekumar, A., Somasundaram, R., & Panneerselvam, R. (2008). Relative efficacy of water use in five varieties of *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. under water-limited conditions. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, *62*(1), 125-129.

Shabala, L., Mackay, A., Tian, Y., Jacobsen, S. E., Zhou, D., & Shabala, S. (2012). Oxidative stress protection and stomatal patterning as components of salinity tolerance mechanism in quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Physiologia Plantarum*, *146*(1), 26-38.

Shabala, S., Hariadi, Y., & Jacobsen, S. E. (2013). Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na^+ loading and stomatal density. *Journal of Plant Physiology*, *170*(10), 906-914.

Sharifan, H., Jamali, S., & Sajadi, F. (2018). Investigation the effect of different salinity levels on the morphological parameters of quinoa (*chenopodium quinoa* willd.) under different irrigation regimes. *Journal of Water and Soil Science*, *22* (2), 15-27. (In Persian)

Shu, S., Yuan, L. Y., Guo, S. R., Sun, J., & Yuan, Y. H. (2013). Effects of exogenous spermine on chlorophyll fluorescence, antioxidant system and ultrastructure of chloroplasts in *Cucumis sativus* L. under salt stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, *63*, 209-216.

Sun, Y., Lindberg, S., Shabala, L., Morgan, S., Shabala, S., & Jacobsen, S. E. (2017). A comparative analysis of cytosolic Na^+ changes under salinity between halophyte quinoa (*Chenopodium quinoa*) and glycophyte pea (*Pisum sativum*). *Environmental and Experimental Botany*, *141*, 154-160.

Tanveer, M., Shahzad, B., Sharma, A., Biju, S., & Bhardwaj, R. (2018). 24-Epibrassinolide; an active brassinolide and its role in salt stress tolerance in plants: a review. *Plant Physiology and Biochemistry, 130*, 69-79. doi: 10.1016/j.plaphy.2018.06.035

Tapia, M. (2015). The long journey of quinoa: Who wrote its history? In *State of the Art Report on Quinoa around the World 2013*; Bazile, D., Bertero, H.D., Nieto, C., Eds.; FAO: Santiago, Chile; CIRAD: Montpellier, France, *1*, 1-7.

Toderich, K. N., Mamadrahimov, A. A., Khaitov, B. B., Karimov, A. A., Soliev, A. A., Nanduri, K. R., & Shuyskaya, E. V. (2020). Differential impact of salinity stress on seeds minerals, storage proteins, fatty acids, and squalene composition of new quinoa genotype, grown in hyper-arid desert environments. *Frontiers in Plant Science*, *11*, 1-15.

Trovato, M., Mattioli, R., & Costantino, P. (2008). Multiple roles of proline in plant stress tolerance and development. *Rendiconti Lincei*, *19*(4), 325-346.

Yang, Y., & Guo, Y. (2018). Elucidating the molecular mechanisms mediating plant salt-stress responses. *New Phytologist*, *217*(2), 523-539.