نشریه فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۵، شماره ۷۱، فروردین و اردیبهشت ۱۴۰۵ صفحه: ۱۶۷-۱۵۱
https://doi.org/10.22034/15.71.151

مقاله پژوهشی

بررسی اثر تیمارهای مختلف سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری بر بهبود جوانه‌زنی و رشد گیاهچه‌های گندم تحت تنش شوری

ام‌البنین جهانتیغ

گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم پایه، دانشگاه صنعتی خاتم الانبیاء بهبهان، خوزستان، ایران

چکیده

گندم یک محصول زراعی استراتژیک در سرتاسر جهان است. با توجه به توسعه روزافزون تنش شوری در زمین‌های زراعی بکارگیری روش‌هایی ایمن، دوستدار طبیعت و فناوری نانو در عرصه علوم زراعی دارای اهمیت ویژه‌ای است، لذا در مطالعه حاضر به بررسی تأثیر تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری بر تعدیل اثرات مضر تنش شوری بر روی گندم پرداخته شد. در پژوهش حاضر، تأثیر تیمارهای آب‌مقطر (شاهد)، سیلیس (۱۰۰ پی‌پی‌ام)، نانوسیلیس (۵۰۰ پی‌پی‌ام) و عناصر ضروری (۱۰۰ پی‌پی‌ام) بر عملکرد بذر گندم تحت تأثیر تنش شوری ناشی از صفر (آب‌مقطر) و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم در ظروف پتری‌دیش در قالب طرح کاملاً تصادفی بررسی شد. نتایج نشان داد که تنش شوری با کاهش فعالیت آلفاآمیلاز، افزایش میزان نشاسته و عدم تغییر میزان قندهای محلول در دسترس جنین بذر منجر به کاهش جوانه‌زنی بذر گندم شد. تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری موجب ارتقاء فعالیت آلفا آمیلاز، هیدرولیز نشاسته به قندهای محلول و در نتیجه افزایش جوانه‌زنی بذر شدند. تنش شوری باعث کاهش میزان رشد گیاهچه‌ها شد، درحالی‌که تیمارهای مختلف، رشد گیاهچه‌های تیمارشده با شوری را بهبود بخشیدند. تنش شوری با افزایش تولید آب‌اکسیژنه و کاهش فعالیت کاتالاز سبب آسیب به رنگیزه‌های فتوسنتزی، کاهش تولید کربوهیدرات‌ها، آسیب به پروتئین‌ها و پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی شد. تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری بذرهای گندم تحت تأثیر شوری با افزایش میزان آنتی‌اکسیدانت‌های غیرآنزیمی (فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها، فلاونوئیدها، کاروتنوئیدها و پرولین) و آنزیمی (کاتالاز) و افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانتی کل براساس روش **FRAP** سبب مهار تجمع آب‌اکسیژنه و به دنبال آن افزایش میزان کلروفیل‌های **a** و **b**، قندهای محلول، پروتئین‌ها و کاهش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء شد. براساس کاهش میزان آب اکسیژنه و عدم وقوع پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء، افزایش میزان رشد و جوانه‌زنی می‌توان نتیجه‌گیری نمود که تیمارهای به‌کاررفته سبب کاهش شدت تنش در گندم و بهبود عملکرد فیزیولوژیکی گیاه شدند و مؤثرترین تیمار نانوسیلیس بود.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدانت‌ها، پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء، فرایند جوانه‌زنی، گندم، نانوسیلیس

مقدمه

دریافت مقاله: ۱۴۰۴/۰۵/۰۲، بازنگری: ۱۴۰۴/۰۶/۲۵، پذیرش: ۱۴۰۴/۰۸/۰۷، اولین انتشار: ۱۴۰۵/۰۲/۱۲

* نویسنده مسئول، رایانامه: jahantigh@bkatu.ac.ir

حق انتشار این مستند، متعلق به انجمن فیزیولوژی گیاهی ایران است. ۱۴۰۳ ©

این مقاله تحت گواهی زیر منتشر شده و هر نوع استفاده غیرتجاری از آن مشروط بر استناد صحیح به مقاله و با رعایت شرایط مندرج در آدرس زیر مجاز است:
Creative Commons Attribution-Noncommercial 4.0 International license https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

شوری یکی از مهم‌ترین تنش‌های غیرزیستی است که می‌تواند با محدودکردن دسترسی به آب و ایجاد سمیت یونی به جوانه‌زنی، رشد و عملکرد گیاهان آسیب برساند (Duan *et al.*, 2024). از مهم‌ترین عوامل ایجادکننده شوری می‌توان به هوازدگی ترکیبات شیمیایی بستر خاک (شوری اولیه)، فرسایش خاک و شیوه‌های کشاورزی مانند آبیاری، کشت‌های مکرر و کوددهی بیش از حد با مواد معدنی اشاره نمود (Duan *et al.*, 2024; Wu *et al.*, 2023). براساس گزارش‌ها، این چالش هر ساله حدود ۰/۳ میلیون هکتار از زمین‌های کشاورزی حاصلخیز را به زمین‌های بایر تبدیل می‌کند و از نظر بهره‌وری کشاورزی به ضررهای اقتصادی بیشتری منجر می‌شود (Omuto *et al.*, 2024). براساس گزارش سازمان غذا و کشاورزی ملل متحد (FAO)، نزدیک به ۱/٤ میلیارد هکتار زمین (کمی بیش از ۱۰ درصد از کل مساحت زمین‌های جهان) تحت تأثیر تنش شوری قرار دارند و یک میلیارد هکتار دیگر نیز به دلیل بحران آب و هوا و سوء مدیریت انسانی در معرض خطر هستند. تنش شوری با تأثیر بر روی فرآیندهای متابولیک حیاتی و فیزیولوژی سبب کاهش رشد و عملکرد گیاهان می‌شود (Demo *et al.*, 2025). یافتن راه‌کارهایی برای بهبود تحمل گیاهان به شوری بسیار مهم و حیاتی است و می‌توان به استفاده از ترکیبات معدنی، تنظیم‌کننده‌های رشد و میکروارگانسیم‌های غیربیماریزا، و روش‌های اصلاح ژنتیکی برای افزایش تحمل به شوری اشاره نمود (Liang *et al.*, 2018; Kaya and Ashraf, 2024).

عنصر سیلیس جزء عناصر غیرضروری برای متابولیسم اکثر گیاهان محسوب می‌شود، اما برای رشد و نمو برخی از گیاهان زراعی مانند جو، گندم و برنج ضروری است (Hajihashemi and Kazemi, 2022). سیلیسیوم در واقع ماده‌ای مهم برای کمک به گیاهان در مقاومت در برابر تنش‌های مختلف محیطی است (Rastogi *et al.*, 2021). این ماده نقش حیاتی در افزایش مقاومت گیاه در برابر عوامل تنش‌زای زیستی (ارگانیسم‌های زنده مانند پاتوژن‌ها و آفات) و غیرزیستی (عوامل غیرزنده مانند خشکسالی، شوری و فلزات سنگین) ایفا می‌کند (Jahantigh and Hajihashemi, 2024). در حالی‌که سیلیسیم یک عنصر مفید برای رشد گیاه است، ذرات نانوسیلیس به دلیل اندازه کوچک‌تر و سطح بزرگ‌تر، مزایای بیشتری را ارائه می‌دهد، زیرا نانوسیلیس امکان نفوذ بهتر به بافت‌های گیاهی، افزایش حلالیت و واکنش‌پذیری بالاتر را فراهم می‌کند که منجر به انتقال مؤثرتر سیلیس و مزایای بالقوه بیشتر در مقایسه با ذرات سیلیس می‌شود (Rastogi *et al.*, 2019). نانوسیلیس با افزایش جذب آب و کاهش هدررفت آب، حفظ تعادل اسمزی، مدیریت تنش اکسیداتیو توانایی گیاه را در مقاومت در برابر تنش خشکی و شوری بهبود می‌بخشد (Gill *et al.*, 2024).

تنش شوری منجر به کاهش توانایی گیاه در جذب مواد معدنی ضروری شده که باعث عدم تعادل یونی و کمبود عناصر می‌شود. این مسئله می‌تواند به دلیل تداخل یون‌های سدیم و کلرید اضافی با جذب و انتقال سایر مواد مغذی حیاتی مانند پتاسیم، کلسیم و فسفر صورت گیرد (Balasubramaniam *et al.*, 2023). رشد گیاهان در محیط دارای نمک بالا باعث ایجاد تنش اسمزی و سمیت یونی شده که منجر به تغییر در نفوذپذیری غشاء و تأثیر بر جذب آب و عناصر غذایی توسط ریشه‌ها می‌شود (Ran *et al.*, 2021). تغذیه معدنی می‌تواند نقش مهمی را در کمک به گیاهان برای کاهش اثرات منفی تنش شوری ایفا نماید. گیاهان می‌توانند با ارتقاء تعادل عناصر معدنی ضروری، به ویژه پتاسیم و کلسیم، مضرات ناشی از غلظت بالای نمک را کاهش دهند. بهبود تغذیه معدنی می‌تواند منجر به افزایش تحمل گیاه به تنش شوری، و رشد و عملکرد گیاه شود (Nawaz *et al.*, 2020). تغذیه معدنی مناسب با تأثیرگذاری بر پارامترهای مختلف فیزیولوژیکی شامل بهبود هموستازی یونی، افزایش دفاع آنتی‌اکسیدانی و بهبود روابط آبی، تحمل گیاه را در برابر تنش شوری به‌طور قابل توجهی افزایش می‌دهد (Naveed *et al.*, 2020).

جوانه‌زنی بذر مرحله‌ای حیاتی در زندگی گیاه است و در برابر تنش‌های محیطی مانند گرما، خشکی، شوری، فلزات

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

سنگین بسیار آسیب‌پذیر است. انواع تنش‌های زیستی و غیرزیستی با مهار مرحله جوانه‌زنی بر توانایی استقرار گیاه تأثیر و در نهایت بر عملکرد محصول و سلامت اکوسیستم تأثیر منفی می‌گذارند (Debouza *et al.*, 2021). غلظت بالای نمک در خاک یا آب می‌تواند با ایجاد اختلال در جذب آب و ایجاد تنش اسمزی بر جوانه‌زنی و رشد گیاهچه تأثیر منفی بگذارد (Tarchoun *et al.*, 2022; Arif *et al.*, 2020). گندم در واقع یک گیاه استراتژیک و منبع غذایی حیاتی برای کره زمین است. این محصول اساسی در سراسر جهان کشت می‌شود و درصد قابل توجهی از کالری جهان را تأمین می‌کند. اهمیت جهانی آن با کشت گسترده، تولید بالا و نقش مهم آن در تجارت بین‌المللی و امنیت غذایی برجسته شده است (Li *et al.*, 2020). تنش شوری به دلیل اثرات نامطلوب جوانه‌زنی، رشد و بهره‌وری گیاه، تولید محصول گندم را به‌طور قابل توجهی سالیانه کاهش می‌دهد. افزایش روزافزون مسئله جهانی شوری خاک و آب، همراه با آبیاری نامناسب و تغییرات اقلیمی، این چالش‌ها را تشدید می‌کند (Traye *et al.*, 2025). از این‌رو یافتن راهکارهای سریع، ارزان و با قابلیت اجرا وسیع در اولویت پژوهشی محققان فعال در عرصه زیست‌شناسی و کشاورزی قرار گرفته است. بر این اساس در مطالعه حاضر به بررسی تأثیر کودهای معدنی، سیلیس و نانوسیلیس بر افزایش قدرت جوانه‌زنی گیاه گندم در شرایط تنش شوری پرداخته شده است. در این راستا پاسخ‌های جوانه‌زنی و پارمترهای فیزیولوژیکی به انواع تیمارها مورد بررسی قرار گرفته‌اند.

مواد و روش‌ها

کشت بذر گندم در پتری‌دیش تحت تنش شوری و تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر معدنی: بذر گندم رقم چمران از جهاد کشاورزی شهرستان بهبهان تهیه شد. ابتدا بذرهای سالم جدا شده و قبل از کشت با محلول اتانول ۷۰ درصد به مدت یک دقیقه و محلول هیپوکلریت سدیم ۲۰ درصد به مدت ۱۰ دقیقه ضدعفونی و سپس سه بار توسط آب مقطر شستشو داده شدند. بذرهای استریل‌شده به پتری‌های استریل حاوی ۵ میلی‌لیتر از محلول‌های آب‌مقطر (شاهد)، ۱۰۰ میلی‌مولار محلول کلرورسدیم، ۱۰۰ پی‌پی‌ام سیلیس، ۵۰۰ پی‌پی‌ام نانوسیلیس، ۱۰۰ پی‌پی‌ام کود معدنی، ۱۰۰ پی‌پی‌ام سیلیس + ۱۰۰ میلی‌مولار کلرور سدیم، ۵۰۰ پی‌پی‌ام نانوسیلیس + ۱۰۰ میلی‌مولار کلرور سدیم، ۱۰۰ پی‌پی‌ام کود معدنی + ۱۰۰ میلی‌مولار کلرور سدیم منتقل شدند. کود معدنی حاوی نیتروژن، پتاسیم، بر، مس، آهن، منگنز، مولیبدن و روی در مقادیر ۵/٤، ۷/۸، ۷/۸، ۰/۱۲، ۰/۰۲، ۰/۵۲، ۰/۰۷، ۰/۰۱۳ و ۰/۰٦۵ درصد وزنی/حجمی به ترتیب بود. برای هر تیمار چهار تکرار در نظر گرفته شد، از این‌رو چهار پتری‌دیش جهت کاشت ۱۰۰ بذر (در هر پتری‌دیش ۲۵ بذر) استفاده شد. سپس ظروف توسط پارافیلم پوشیده شدند و در ژرمیناتور با دوره نوری ۱٦ ساعت روشنایی و ۸ ساعت تاریکی به مدت یک هفته قرار داده شدند. روزانه تعداد بذرهای جوانه‌زده شمارش شده و میانگین سرعت، درصد و شاخص جوانه‌زنی با توجه به فرمول‌های زیر محاسبه شدند.

$MGT = \Sigma (f \times i) / \Sigma f$ (Ellis and Roberts, 1980)

$GI = \Sigma (Gi / Ti)$ (Wang *et al.*, 2004)

i: روز جوانه‌زنی، Gi: درصد جوانه‌زنی در روز iام، Ti: تعداد کل روزهای جوانه‌زنی، f: تعداد بذر جوانه‌زده جدید در هر روز. در گیاهچه هفت روزه طول بلندترین ریشه و اولین برگ در هنگام برداشت با استفاده از خط‌کش میلی‌متری اندازه‌گیری شدند.

سنجش میزان آنزیم آلفا آمیلاز بذر: یک گرم بذر با ۱۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر سرد توسط هاون چینی برروی یخ ساییده شد. عصاره حاصل با استفاده از سانتریفیوژ یخچال دار به مدت ۳۰ دقیقه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شد. ابتدا در دمای بالا آنزیم بتا آمیلاز غیرفعال شد. بدین منظور ۵ میلی‌لیتر عصاره با ۳ میلی‌لیتر کلرید کلسیم ۳ میلی‌مولار به مدت ۵ دقیقه در دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. سپس ۲ میلی‌لیتر بافر سیترات ۰/۱ میلی‌مولار (pH ۵) حاوی ۲ درصد نشاسته با ۷۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیم داغ مخلوط شد و در دمای ۳۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۵ دقیقه قرار گرفت. معرف رنگی با حل‌کردن ۱ گرم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

۳و۵- دی نیتروسالیسیلیک اسید در ۲۰ میلی‌لیتر هیدروکسید سدیم ۲ مولار، افزودن ۳۰ گرم سدیم-پتاسیم تارتارات و رساندن حجم محلول به ۱۰۰ میلی‌لیتر با آب‌مقطر تهیه گردید. سپس ۲ میلی‌لیتر معرف به مخلوط واکنش افزوده شد و در دمای ۵۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۵ دقیقه قرار گرفت. حجم نهایی محلول به آب‌مقطر به ۱۰ میلی‌لیتر رسانده شد و جذب نمونه در طول‌موج ٥٤٠ نانومتر خوانده شد(Kishorekumar *et al.*, 2007).

سنجش میزان کربوهیدرات‌های محلول در آب و نشاسته بذر: حدود ۰/۲ گرم از نمونه خشک بذر جوانه‌زده پودر شده را وزن کرده و در لوله آزمایش ریخته شد. پنج برابر میزان نمونه اتانول ۸۰ درصد به آن اضافه و در دمای ۸۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۵ دقیقه حرارت داده شد. لوله‌ها را به مدت ۱۰ دقیقه و با سرعت ۷۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شدند و روشناورها جمع‌آوری شد. عمل فوق سه بار تکرارشد. از تفاله‌های باقیمانده در ته لوله به منظور استخراج نشاسته استفاده شد. نمونه به مدت ٢٤ ساعت درون آون قرار گرفت تا اتانول تبخیر شود. سپس ۲۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر گرم به لوله آزمایش اضافه شده رسید و ورتکس شد تا قند درون آب کاملاً حل شود. برای اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های محلول، از روش فنل- اسید سولفوریک استفاده شد. به این صورت که ۲ میلی‌لیتر از عصاره گیاهی استخراج شده را با ۵۰ میکرولیتر فنل ٪۸۰ وزنی (حل‌شده در آب‌مقطر) مخلوط کرده و سپس ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوریک غلیظ به آن اضافه شد. این مخلوط به‌مدت ۱۰ دقیقه در محیط نگهداری شده و پس از آن به‌مدت ۱۰-۲۰ دقیقه در حمام آب گرم ۳۰-۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و سپس جذب محلول در ٤٩٠ خوانده شد و با کمک منحنی استاندارد مربوطه میزان کربوهیدرات‌های محلول محاسبه شد (Dubois *et al.*, 1956).

به منظور اندازه‌گیری نشاسته، به تفاله کربوهیدرات‌ها ۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر اضافه شد. سپس ۵ میلی‌لیتر اسید پرکلریک ٪۵۲ به نمونه اضافه شد. نمونه به مدت ۲۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد نگهداری شد و سپس توسط قیف شیشه‌ای و کاغذ صافی صاف شد. تفاله سه مرتبه دیگر و هر بار با ۳/۵ میلی‌لیتر اسید پرکلریک شسته شد. روشناورها جمع‌آوری شد و حجم نهایی آن به ۲۰ میلی‌لیتر رسید. میزان نشاسته نمونه با استفاده از روش فنل- سولفوریک اسید اندازه‌گیری شد (Dubois *et al.*, 1956; Schlegel, 1956).

سنجش میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی: نیم گرم برگ تازه گیاهچه هفت روزه با ۱۰ میلی‌لیتر استن ٪۸۰ در هاون چینی سائیده شد. عصاره حاصل به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ٦٠٠٠ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس جذب محلول رویی جهت تعیین رنگیزه‌های فتوسنتزی توسط اسپکتروفتومتر در طول‌موج‌های ٦٦٣، ٦٤٥ و ٤٧٠ نانومتر خوانده گردید. طبق فرمول‌های زیر میزان کلروفیل a، کلروفیل b و کاروتنوئیدها محاسبه شد.

$$Chl\ a = 12/25(A663) - 2/79(A640) \times V/1000 \times W$$
$$Chl\ b = 21/21(A640) - 5/1(A663) \times V/1000 \times W$$
$$Car = 1000(A470) - 1/8(Chl\ a) \times 85/02(Chl\ b)/198$$

A: میزان جذب، Chl a: کلروفیل a، Chl b: کلروفیل b، V: حجم نهایی عصاره، W: میزان بافت گیاهی

سنجش کربوهیدرات‌های محلول: ۱۰۰ میلی‌گرم بافت خشک برگ به لوله آزمایش شیشه‌ای منتقل و ۳ میلی‌لیتر آب‌مقطر به آن افزوده شد. نمونه به مدت ۱۵ دقیقه در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. پس از سردشدن، نمونه با سرعت ٦٠٠٠ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شده و روشناور جمع‌آوری گردید. این مرحله سه بار صورت گرفت و محلوهای روشناور جمع‌آوری شد. حجم نهایی محلول روشناور به وسیله آب‌مقطر به ۱۰ میلی‌لیتر رسانده شد. میزان کربوهیدرات‌های محلول نمونه براساس روش فنل- سولفوریک اسید اندازه‌گیری شد (Dubois *et al.*, 1956).

سنجش پروتئین‌های محلول: یک گرم بافت تر برگ با استفاده از ۳ میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی‌مولار (٦/٨ pH) در هاون سرد و بر روی حمام یخ ساییده شد. نمونه با سرعت ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۵ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شد. اندازه‌گیری مقدار پروتئین‌های عصاره براساس روش برادفورد انجام شد (Bradford, 1976).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز: عصاره پروتئینی به‌منظور اندازه‌گیری فعالیت آنزیم کاتالاز استفاده شد. مخلوط واکنش حاوی بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی‌مولار (pH ٦/٨)، پراکسید هیدروژن ۱۵ میلی‌مولار و ۱۰۰ میکرولیتر عصاره پروتئینی در حجم نهایی ۳ میلی‌لیتر بود. کاهش میزان جذب در ۲٤۰ نانومتر به مدت سه دقیقه اندازه‌گیری شده و میزان فعالیت آنزیم با استفاده از ضریب خاموشی ۰/۰۳٦ mM^{-1} cm^{-1} محاسبه گردید (Aebi, 1984).

سنجش ظرفیت آنتی‌اکسیدانت کل: برای اندازه‌گیری ظرفیت آنتی‌اکسیدانت کل به روش FRAP (ferric reducing ability of plasma)، مخلوط واکنش حاوی ۱/۵ میلی‌لیتر بافر استات ۳۰۰ میلی‌مولار (pH ۳/٦)، تری پریدیل تریازین ۱۰ میلی‌مولار، کلرید آهن ۲۰ میلی‌مولار و ۵۰ میکرولیتر عصاره پروتئینی تهیه شد. میزان جذب نمونه در طول‌موج ۵۹۳ نانومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد حاصل از اسید آسکوربیک خالص در محدوده غلظت صفر تا ۱۰۰ میکروگرم در میلی‌لیتر محاسبه شد (Szollosi and Varga, 2002).

سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء: ابتدا ۰/۲ گرم از بافت تر برگ را با ۵ میلی‌لیتر تری کلرواستیک اسید یک درصد سائیده و با سرعت ٦۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ شد. یک میلی‌لیتر روشناور با ٤ میلی‌لیتر محلول تری کلرواستیک اسید ۲۰ درصد حاوی نیم درصد تیوباربیوتوریک اسید مخلوط شد. نمونه به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم حرارت داده شد و بلافاصله بر روی یخ منتقل شد. سپس نمونه با سرعت ٦۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۵ دقیقه سانتریفیوژ شد. جذب نمونه در طول‌موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد و جذب سایر رنگیزه‌های غیراختصاصی در ٦۰۰ نانومتر خوانده و از میزان جذب در ۵۳۲ نانومتر کسر شد. از ضریب خاموشی ۱۵۵ mM^{-1} Cm^{-1} برای محاسبه مالون دی‌آلدئید استفاده شد (Heath and Packer, 1968).

سنجش میزان پراکسید هیدروژن: نیم گرم بافت تر برگ با ۵ میلی‌لیتر تری کلرواستیک اسید ۰/۱ درصد در حمام یخ سائیده و با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه در دمای ٤ درجه سانتی‌گراد سانتریفیوژ شد. نیم میلی‌لیتر عصاره با نیم میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی‌مولار (pH ۷) و ۱ میلی‌لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار مخلوط گردید. میزان جذب نمونه در طول‌موج ۳۹۰ نانومتر خوانده شد. با استفاده از ضریب خاموشی ۲۸۰ mM^{-1} Cm^{-1} مقدار پراکسید هیدروژن در هر نمونه محاسبه شد (Velikova *et al.*, 2000).

سنجش میزان پرولین: نیم گرم از بافت تر برگ در ۱۰ میلی‌لیتر سولفوسالیسیلیک اسید ۳٪ ساییده و با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. ۲ میلی‌لیتر روشناور با ۲ میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال و ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین مخلوط شد. نمونه به مدت ٦۰ دقیقه در داخل بن‌ماری آب جوش حرارت داده شد و سپس سریعاً به ظرف محتوی یخ منتقل شد. سپس ٤میلی‌لیتر تولوئن به نمونه اضافه شد و به مدت ۳۰ ثانیه ورتکس گردید. جذب بخش رویی محلول در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد. منحنی استاندارد پرولین خالص در محدوده غلظت صفر تا ۱۰۰ میکرومولار رسم شد (Bates *et al.*, 1973).

سنجش میزان آنتوسیانین: یک گرم بافت تر برگ توسط ۱۰ میلی‌لیتر متانول اسیدی (متانول و اسید کلریدریک به نسبت ۹۹ به ۱ میلی‌لیتر) ساییده شد. نمونه به مدت ۲٤ ساعت در تاریکی قرار داده و سپس با سرعت ٦۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. به عصاره حاصل ۱۰۰ میکرولیتر کلروفرم جهت حذف کلروفیل اضافه شد. جذب نمونه در طول‌موج ۵۵۰ نانومتر خوانده و با استفاده از ضریب خاموشی ۳۳۰۰۰ M^{-1} Cm^{-1} محاسبه شد (Wagner, 1979).

سنجش میزان فنل‌ها: ۱۰۰ میلی‌گرم از بافت تر برگ توسط ۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد ساییده و به مدت ۲٤ ساعت در تاریکی نگهداری شد. سپس نمونه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. یک میلی‌لیتر از عصاره با ۱/۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵٪، ۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر و ۰/۵ میلی‌لیتر معرف فولین ۵۰٪ ترکیب گردید. نمونه به مدت یک ساعت در تاریکی نگهداری شد و جذب آن در طول‌موج ۷۲۵ نانومتر خوانده شد. منحنی استاندارد اسید گالیک در محدوده

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

غلظت صفر تا ۱۰۰ میکروگرم در میلی‌لیتر برای محاسبه فنل استفاده شد (Singleton and Rossi, 1965).

سنجش میزان فلاونوئیدها: ابتدا ۰/۲ گرم بافت تازه برگ را با ۲ میلی‌لیتر متانول ساییده و با سرعت ٦۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. نیم میلی‌لیتر عصاره با ۱/۵ میلی لیتر متانول ۸۰ درصد، ۰/۱ میلی‌لیتر استات پتاسیم یک مولار، ۰/۱ میلی‌لیتر آلومینیوم کلرید (۱۰ درصد متانولی) و ۲/۸ میلی‌لیتر آب‌مقطر ترکیب شد. پس از نگهداری نمونه به مدت نیم ساعت در تاریکی، میزان جذب آن در طول‌موج ٤۱۵ نانومتر خوانده شد. میزان فلاونوئیدها براساس منحنی استاندارد حاصل از محلول کوئرستین متانولی محاسبه شد (Chang *et al.*, 2002).

تحلیل‌های آماری: کاشت بذر در چهار پتری‌دیش جداگانه به ازای هر تیمار انجام شد. هر پتری‌دیش حاوی ۲۵ عدد بذر به‌عنوان یک تکرار برای هر تیمار در نظر گرفته شد. نتایج با استفاده از نرم‌افزار آماری SPSS (نسخه ۲۳) و آنالیز واریانس یک طرفه تجزیه و تحلیل شدند. از آزمون چند دامنه‌ای Tukey برای تعیین تفاوت معنی‌داری استفاده شد ($P \geq ۰/۰۵$). حروف بالای هر ستون در شکل‌ها، نتایج آنالیز آماری را نشان می‌دهند و نوارهای خطا نشان‌دهنده انحراف معیار هستند.

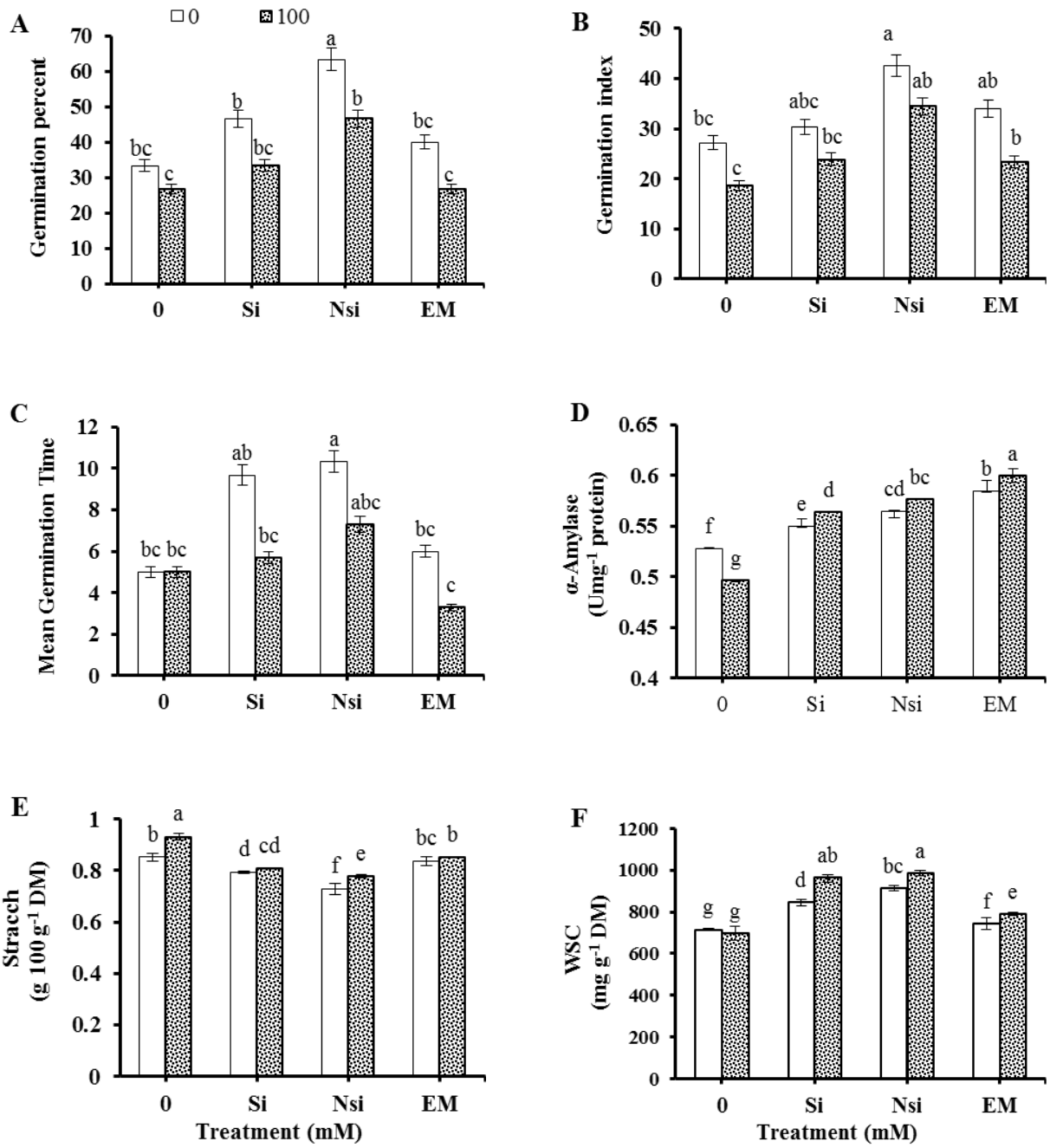
نتایج

نتایج مطالعه حاضر نشان داد که درصد جوانه‌زنی و شاخص جوانه‌زنی بذر گندم تحت تأثیر تنش شوری کاهش یافت، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و کود عناصر ضروری با یا بدون تنش شوری سبب افزایش معنی‌داری در آنها شدند (شکل B و A1). بیشترین افزایش درصد جوانه‌زنی و شاخص جوانه‌زنی بذر گندم در پاسخ به تیمار نانوسیلیس با و بدون تنش شوری ملاحظه شد که به‌ترتیب ۳۰٪ و ۱۳٪؛ ٥٦٪ و ۲۷٪ بیشتر از گیاهان کنترل بود. میانگین سرعت جوانه‌زنی تغییر معنی‌داری در پاسخ به تنش شوری نشان نداد (شکل C1). تیمارهای سیلیس و نانوسیلیس سبب افزایش میانگین زمان جوانه‌زنی شدند درحالیکه تیمار عناصر ضروری تأثیر معنی‌داری بر آن نداشت. تنش شوری توأم با تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و کود عناصر ضروری تغییر معنی‌داری در میانگین سرعت جوانه‌زنی ایجاد نکرد (شکل C1). تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار فعالیت آنزیم آلفاآمیلاز شد ولی تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با یا بدون تنش شوری فعالیت آنزیم را در سطح معنی‌داری افزایش دادند (شکل D1). بالاترین فعالیت آنزیم آلفاآمیلاز در تیمار عناصر ضروری با تنش شوری مشاهده شد و فعالیت آنزیم حدود ۸ درصد بیشتر از گیاهان کنترل بود (شکل D1). میزان نشاسته در بذر تنش شوری در سطح معنی‌داری بالاتر از بذر کنترل بود (شکل E1). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری در سطح معنی‌داری میزان نشاسته بذر را کاهش دادند. میزان نشاسته در تنش شوری توأم با تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری به ترتیب ۱۳٪، ۱۷٪ و ۹٪ کمتر از تنش شوری بدون تیمار بود (شکل E1). میزان کربوهیدرات‌های محلول در آب، بذر تحت تأثیر تنش شوری تقریباً با بذر کنترل یکسان بود و تفاوت معنی‌داری بین آنها مشاهده نشد (شکل F1). میزان کربوهیدرات‌های محلول (WSC) تحت تأثیر تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری به ترتیب ۱۸٪، ۲۷٪ و ٤٪ در مقایسه با بذر کنترل افزایش یافت (شکل F1). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری توأم با تنش شوری بر روی میزان کربوهیدرات‌های محلول تأثیر مثبت داشتند و به ترتیب ۳٤٪، ۳۷٪ و ۱۰٪ بیشتر از بذر کنترل بود (شکل F1).

تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار طول اولین برگ و ریشه گیاهچه‌های گندم شد (شکل B و A2). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری باعث افزایش معنی‌دار رشد گیاهچه‌های گندم شدند و بیشترین افزایش در تیمار نانوسیلیس ملاحظه شد. طول ریشه و برگ در تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با تنش شوری به‌ترتیب ۱٤۰٪، ۱٤۰٪ و ٥٤٪ و ۷۵٪، ٤٦٪ و ٤۳٪ بیشتر از تنش شوری بدون تیمار بودند (شکل B و A2). میزان کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

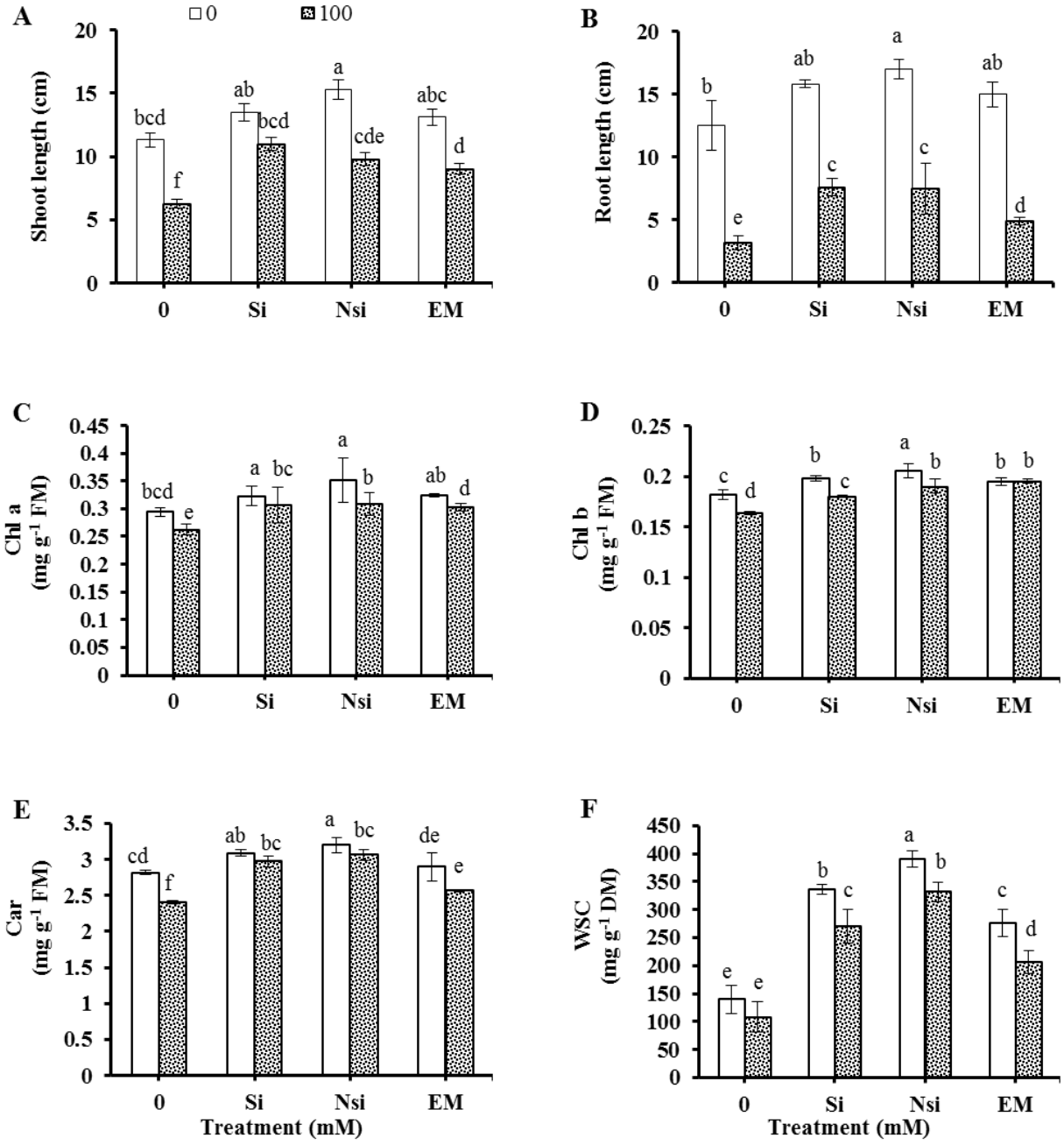
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]



شکل ۱- درصد جوانه‌زنی (A)، شاخص جوانه‌زنی (B)، میانگین زمان جوانه‌زنی (C)، فعالیت آلفاآمیلاز (D)، نشاسته (E) و کربوهیدرات‌های محلول در آب (F)، در بذر گندم در پاسخ به تیمارهای کنترل (صفر)، سیلیس (S)، نانوسیلیس (NSi)، عناصر ضروری (EM)، در سطوح شوری صفر (کنترل) و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم. ستون‌هایی با حروف کوچک یکسان در $P < 0.05$ تفاوت معنی‌داری ندارند.

در پاسخ به تنش شوری کاهش یافتند، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری بدون تنش شوری سبب افزایش معنی‌دار کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئیدها شدند (شکل C و B، ۲A). در پاسخ به تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری میزان کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئیدها به ترتیب ۱۰٪، ۲۰٪ و ۱۰٪؛ ۹٪، ۱۳٪ و ۷٪ و ۱۰٪، ۱۳٪ و ۳٪ بیشتر از گیاهان کنترل بود (شکل C و B، ۲A). تیمارهای تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری توأم با تنش

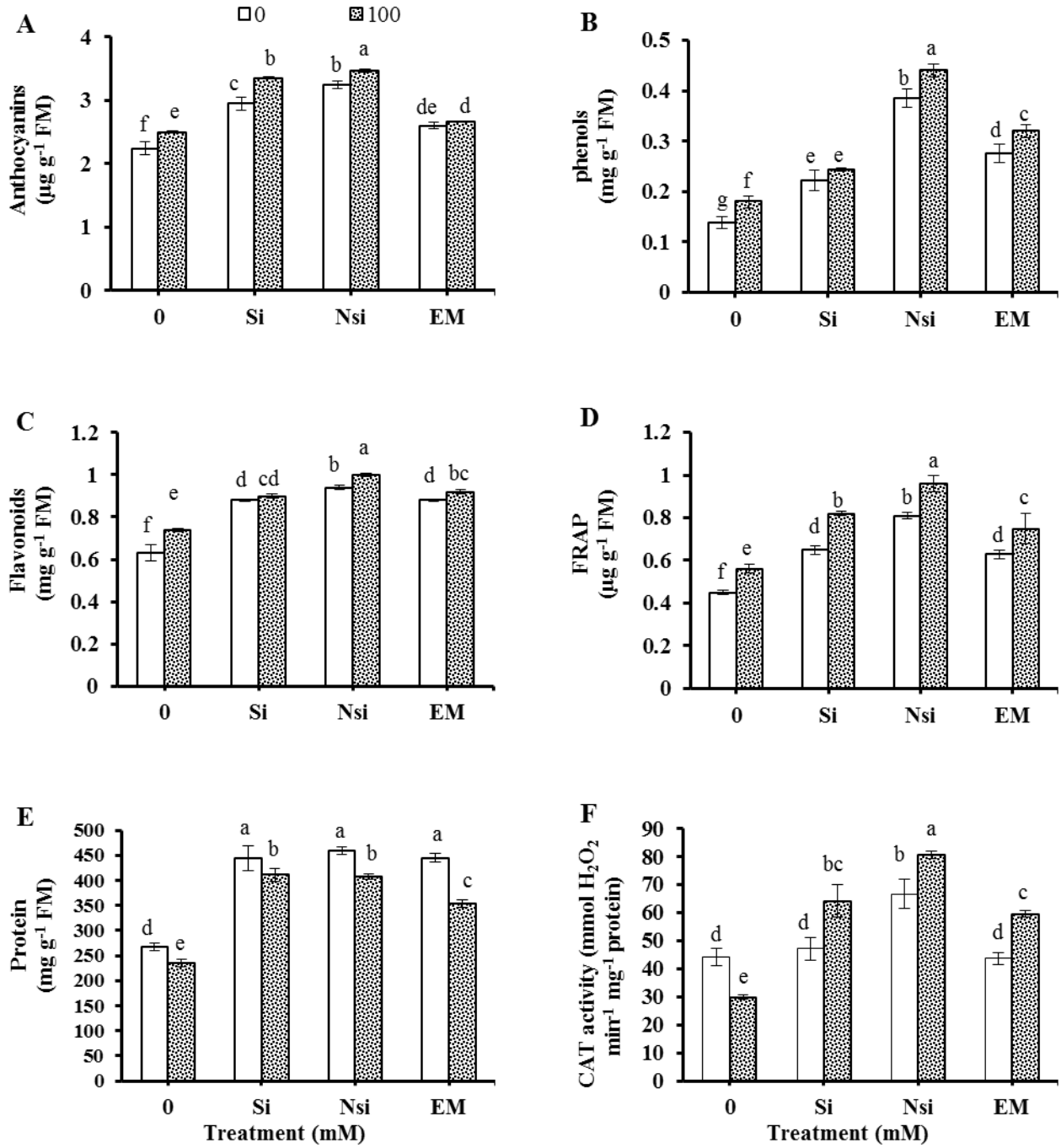
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]



شکل ۲- طول اولین برگ (A)، طول بلندترین ریشه (B)، کلروفیل a (C)، کلروفیل b (D)، کاروتنوئیدها (E)، و کربوهیدرات‌های محلول (F) در برگ گیاهچه‌های گندم در پاسخ به تیمارهای کنترل (صفر)، سیلیس (S)، نانوسیلیس (NSi)، عناصر ضروری (EM) در سطوح شوری صفر (کنترل) و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم. ستون‌هایی با حروف کوچک یکسان در $P < 0.05$ تفاوت معنی‌داری ندارند.

شوری نیز سبب افزایش معنی‌دار در میزان شدند، درحالی‌که بیشترین افزایش میزان کلروفیل‌های a و b و کاروتنوئیدها در پاسخ با تیمار نانوسیلیس ملاحظه شد (شکل C و B، ۲A). میزان قندهای محلول (WSC)، در برگ گیاهچه‌ها در پاسخ به تنش شوری تغییر معنی‌داری در مقایسه با گیاه کنترل نشان نداد (شکل ۲D). میزان کربوهیدرات‌های محلول برگ در پاسخ به تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری در سطح معنی‌داری افزایش یافت. بالاترین مقدار قندهای محلول در گیاهان تیمارشده با نانوسیلیس ملاحظه شد که تقریباً ۱۸۰٪ بیشتر از گیاهان کنترل بود. تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

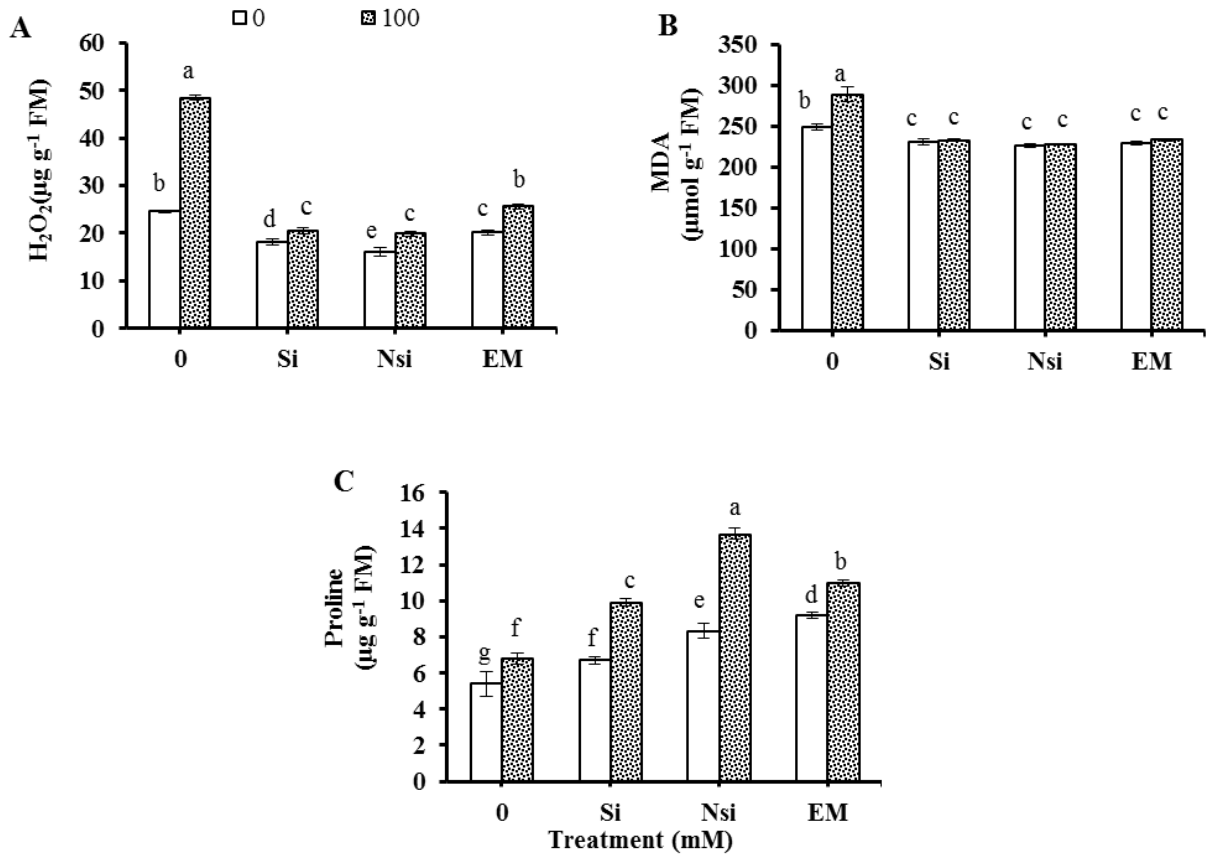


شکل ۳- آنتوسیانین‌ها (A)، فنل‌ها (B)، فلاونوئیدها (C)، فعالیت آنتی‌اکسیدانی کل FRAP (D)، پروتئین‌ها (E)، و فعالیت کاتالاز (F) در برگ گیاهچه‌های گندم در پاسخ به تیمارهای کنترل (صفر)، سیلیس (S)، نانوسیلیس (NSi)، عناصر ضروری (EM) در سطوح شوری صفر (کنترل) و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم. ستون‌هایی با حروف کوچک یکسان در $P < 0.05$ تفاوت معنی‌داری ندارند.

عناصر ضروری توأم با شوری سبب افزایش معنی‌دار میزان کربوهیدرات‌ها در مقایسه با تنش شوری بدون تیمار بود و تقریباً ۱۵۰٪، ۲۰۷٪ و ۹۱٪ بیشتر از تنش شوری بدون تیمار بود (شکل 2D).

میزان آنتوسیانین‌ها، فنل کل و فلانوئیدهای برگ‌ها در پاسخ به تنش شوری به میزان ۱۲٪، ۲۹٪ و ۱۷٪، به‌ترتیب، بیشتر از گیاهان کنترل بود (شکل C و B، 3A). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری میزان آنتوسیانین‌ها، فنل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]



شکل ٤- آب اکسیژنه (A)، مالون دآلدئید (B) و پرولین (C) در برگ گیاهچه‌های گندم در پاسخ به تیمارهای کنترل (صفر)، سیلیس (S)، نانوسیلیس (NSi)، عناصر ضروری (EM) در سطوح تنش شوری صفر (کنترل) و ۱۰۰ میلی‌مولار کلرید سدیم. ستون‌هایی با حروف کوچک یکسان در $P < 0.05$ تفاوت معنی‌داری ندارند.

کل و فلاونوئیدها را ۳۱٪، ٤٥٪ و ١٦٪؛ ٦٠٪، ١٧٧٪ و ٩٨٪ و ٤٠٪، ٤٩٪ و ٣٩٪، به‌ترتیب، در مقایسه با گیاهان کنترل افزایش دادند. میزان آنتوسیانین‌ها، فنل‌ها و فلاونوئیدها در پاسخ به تیمارهای توأم با شوری در سطح معنی‌داری بیشتر از تنش شوری بدون تیمار بود. بیشترین میزان آنتوسیانین‌ها، فنل‌ها و فلاونوئیدها در پاسخ به تیمار نانوسیلیس با شوری مشاهده شد که تقریباً ٤٠٪، ١٤٤٪ و ٣٥٪، به‌ترتیب، بیشتر از تنش شوری بود (شکل C و B، 3A). فعالیت آنتی‌اکسیدانی کل گیاه براساس روش FRAP اندازه‌گیری شد. تنش شوری و تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با یا بدون تنش شوری سبب افزایش معنی‌دار میزان FRAP شدند (شکل 3D). کمترین و بیشترین میزان افزایش FRAP به ترتیب در تنش شوری بدون تیمار (٢٤٪) و نانوسیلیس با تنش شوری (٧١٪) به دست آمد (شکل 3D). تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار میزان پروتئین‌ها در برگ‌ها گیاهچه‌های گندم شد و تقریباً ١٢٪ کمتر از گیاهان کنترل بود (شکل 3E). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با یا بدون تنش شوری میزان پروتئین‌ها را در سطح معنی‌داری افزایش دادند. بیشترین میزان پروتئین‌ها در تیمار نانوسیلیس بدون تنش شوری و تقریباً ٧١٪ بیشتر از گیاهان کنترل مشاهده شد (شکل 3E). تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار فعالیت کاتالاز شد و میزان فعالیت تقریباً ٣٢٪ کمتر از گیاهان کنترل بود (شکل 3F). تیمار نانوسیلیس سبب افزایش معنی‌دار فعالیت کاتالاز شد، درحالی‌که تیمارهای سیلیس و عناصر میزان فعالیت آنزیم را در سطح معنی‌داری تغییر نداد. تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با تنش شوری سبب افزایش معنی‌دار فعالیت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

کاتالاز شد و تقریباً ۱۱۴٪، ۱۶۹٪ و ۹۸٪، به ترتیب، بیشتر از تنش شوری بدون تیمار شد (شکل 3F).

تنش شوری میزان آب اکسیژنه را در سطح معنی‌داری افزایش داد که تقریباً ۹۷٪ بالاتر از گیاهان کنترل بود (شکل 4A). میزان آب اکسیژنه در پاسخ به تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری در سطح معنی‌داری کمتر از گیاهان کنترل بود و بیشترین کاهش در تیمار نانوسیلیس ملاحظه شد. در تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با شوری میزان آب اکسیژنه در سطح معنی‌داری کمتر از تنش شوری بدون تیمار بود و تقریباً ۵۷٪، ۵۹٪ و ۴۷٪، به ترتیب، کمتر از تنش شوری بدون تیمار بود. تنش شوری میزان مالون دآلدئید را ۱۵٪ افزایش داد، درحالی‌که تیمارهای مختلف با یا بدون تنش شوری میزان آن را در سطح معنی‌داری کاهش دادند (شکل 4B). میزان مالون دآلدئید در تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با شوری تقریباً با تیمارهای بدون شوری یکسان بود و تفاوت معنی‌داری بین آنها ملاحظه نشد (شکل 4B). میزان پرولین در پاسخ به تنش شوری افزایش یافت و تقریباً ۲۰٪ بیشتر از گیاهان کنترل بود (شکل 4C). تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با یا بدون شوری میزان پرولین را در سطح معنی‌داری افزایش دادند. بیشترین میزان پرولین در تیمار نانوسیلیس با تنش شوری ملاحظه شد و تقریباً ۱۰۱٪ بیشتر از تنش شوری بدون تیمار بود (شکل 4C).

بحث

اثرات مضر تنش شوری بر روی صنعت کشاورزی بر کسی پوشیده نیست و تاکنون راهکارهای زیادی جهت مقابله با آن پیشنهاد شده است. از ویژگی‌های مهم راهکارهای ارائه‌شده توسط علم نانو و بکارگیری نانومولکول‌های مختلف می‌توان به دسترسی راحت و آسان، عدم برجا گذاشتن آثار مخرب بر روی محیط‌زیست، صرفه اقتصادی و قابلیت اجراء اشاره نمود. عنصر سیلیس دومین عنصر از لحاظ فراوانی در پوسته زمین است و استفاده از آن به راحتی میسر است (Hajihashemi and Kazemi, 2022). از عناصر ضروری برای رشد گیاهان می‌توان به نیتروژن، فسفر، کلسیم و منیزیم اشاره نمود که استفاده از آنها سبب بهبود رشد گیاهان و افزایش مقاومت آنها به انواع تنش‌ها می‌شوند (Khan *et al.*, 2023). نتایج مطالعه حاضر نشان داد که انواع تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری سبب افزایش درصد جوانه‌زنی، شاخص جوانه‌زنی بذر گیاه گندم شدند که با افزایش میزان فعالیت آنزیم آلفا آمیلاز، کاهش میزان نشاسته و افزایش میزان کربوهیدرات‌های محلول در آب، بذر گندم همراه بود. آنزیم آلفاآمیلاز هیدرولیز مولکول‌های نشاسته را در بذر گیاهان کاتالیز می‌کند و آنها را به قندهای کوچک‌تر تجزیه می‌کند که نهایتاً می‌توانند به گلوکز تبدیل شوند. این فرآیند در طول جوانه‌زنی بذر بسیار مهم است، زیرا جنین از این قندها برای انرژی و رشد استفاده می‌کند (Xiong *et al.*, 2024). تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار میزان رشد گیاهچه‌های گندم شد، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی رشد گیاهچه‌های گندم شدند. افزایش دسترسی جنین به کربوهیدرات‌ها در اثر تیمارهای مختلف یکی از دلایل رشد بهتر گیاهچه‌ها بود. دلیل این امر این است که کربوهیدرات‌های حاصل از تجزیه نشاسته، قبل از اینکه گیاهچه بتواند فتوسنتز کند، به‌عنوان منبع انرژی برای آن عمل می‌کنند و باعث بهبود رشد و نمو گیاهچه می‌شوند (Lahuta *et al.*, 2018). از بین تیمارهای مختلف، نانوسیلیس مؤثرترین تیمار بود که می‌تواند به دلیل قدرت نفوذپذیری بالاتر به دلیل کوچکی سایز مولکول‌ها بستگی داشته باشد (Mahawar *et al.*, 2023). نتایج به دست آمده همسو با نتایج زارع و همکاران (۱۳۹۴) بر گیاه ذرت بود به‌طوری‌که تیمار نانوسیلیکون در شرایط تنش شوری مؤثرترین تیمار بوده و موجب بهبود رشد، افزایش وزن تر و خشک گیاهان تیماریافته گردید (زارع و همکاران، ۱۳۹۴).

تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار رنگیزه‌های فتوسنتزی در گیاهچه‌های گندم شد که همراه افزایش معنی‌دار میزان آب اکسیژنه بود. تنش شوری سبب افزایش تولید رادیکال‌های آزاد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]
[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

اکسیژن از قبیل آب اکسیژنه می‌شود که به اجزای مختلف درون سلولی از قبیل رنگیزه‌های فتوسنتزی و متعاقباً فرایند فتوسنتز آسیب می‌رسانند (Khan *et al.*, 2022). نتایج مطالعه حاضر نشان داد که انواع تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری با تعدیل میزان آب اکسیژنه سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی شدند. مطالعات مختلف نشان داده است که سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری می‌توانند با ارتقاء سیستم آنتی‌اکسیدانتی گیاه سبب کاهش تولید رادیکال‌های آزاد اکسیژن و کاهش آسیب به سیستم فتوسنتزی گیاه در شرایط تنش شوند (Khan *et al.*, 2022; Rastogi *et al.*, 2019; Rastogi *et al.*, 2021). میزان کربوهیدرات‌های محلول در آب، در گیاهچه‌های گندم به دنبال کاهش رنگیزه‌های فتوسنتزی کاهش معنی‌داری نشان دادند، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری سبب افزایش میزان کربوهیدرات‌ها شدند، همسو با نتایج بدست آمده در گیاهان ذرت تیمارشده با شوری و نانوسیلیس بود که موجب افزایش مقدار قندهای محلول شد (زارع و همکاران، ۱۳۹٤). کربوهیدرات‌ها، به ویژه قندهای محلول، نقش حیاتی در کمک به گیاهان برای حفظ جذب آب و تعادل اسمزی در شرایط تنش شوری دارند. هنگامی که گیاهان تنش شوری را تجربه می‌کنند، غلظت بالای نمک در خاک، دسترسی به آب را کاهش می‌دهد. برای مقابله با این امر، گیاهان ترکیبات سازگار مانند قندها را تجمع می‌دهند که پتانسیل اسمزی داخلی آنها را کاهش می‌دهد و به آنها اجازه می‌دهد تا به جذب آب از خاک ادامه دهند (Atta *et al.*, 2023). بنابراین افزایش قندها در مطالعه حاضر نه تنها می‌تواند به بهبود سیستم فتوسنتزی در پاسخ به تیمارهای مختلف باشد، بلکه می‌تواند به بهبود وضعیت آبی سلول‌ها و کاهش اثرات مضر تنش شوری کمک نماید.

فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها و فلاونوئیدها جزء رنگدانه‌های غیرفتوسنتزی گیاهان محسوب می‌شوند که نقش مهمی در سیستم آنتی‌اکسیدانتی گیاهان در مقابله با انواع تنش‌ها ایفا می‌کنند (Sytar and Hajihashemi, 2024). تنش شوری سبب افزایش میزان تجمع فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها و فلاونوئیدها شد، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری میزان بیوسنتز و تجمع آنها را چندین برابر افزایش دادند. افزایش میزان آنها همراه با افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی کل (FRAP) در گیاهچه‌های گندم بود. گیاهان در پاسخ به تنش‌های غیرزیستی مانند شوری، ترکیبات فنلی مختلفی از جمله آنتوسیانین‌ها و فلاونوئیدها را سنتز می‌کنند. این ترکیبات در فعالیت آنتی‌اکسیدانی نقش دارند و به خنثی‌سازی گونه‌های فعال اکسیژن و کاهش آسیب اکسیداتیو کمک می‌کنند (Sharma *et al.*, 2019). این نتایج مؤید کاهش ملاحظه‌شده در میزان آب اکسیژنه در راستای افزایش میزان رنگیزه‌های غیرفتوسنتزی آنتی‌اکسیدانت فنلی است. همچنین، توأم با افزایش میزان آنتی‌اکسیدانت‌های غیرآنزیمی، انواع تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری سبب افزایش معنی‌دار فعالیت آنزیم آنتی‌اکسیدانت کاتالاز شدند. تنش شوری سبب کاهش میزان فعالیت کاتالاز شد که با کاهش میزان پروتئین‌ها در یک راستا بود. کاتالاز آنزیمی است که هیدرولیز پراکسید هیدروژن را به آب و اکسیژن کاتالیز می‌کند. این واکنش برای محافظت سلولی در برابر آسیب اکسیداتیو ناشی از پراکسید هیدروژن، یک محصول جانبی مضر متابولیسم سلولی، بسیار مهم است (Hajihashemi *et al.*, 2018). افزایش مشاهده‌شده در میزان آب اکسیژنه در پاسخ به تنش شوری همراه با کاهش میزان پروتئین‌ها بود که می‌تواند به دلیل آسیب پروتئین‌ها توسط رادیکاهای آزاد اکسیژن باشد (Hasanuzzaman *et al.*, 2020). بدین ترتیب تیمارهای مختلف با ارتقاء سیستم آنتی‌اکسیدانتی غیرآنزیمی (کاروتنوئیدها، فنل‌ها، فلاونوئیدها و آنتوسیانین‌ها) و آنزیم کاتالاز سبب کاهش بیوسنتز و تجمع آب اکسیژنه شدند و میزان آسیب وارده به پروتئین‌ها و رنگیزه‌های فتوسنتزی را کاهش دادند.

مالون دی‌آلدئید (MDA) به طور گسترده به عنوان شاخص آسیب لیپیدی، به ویژه از پراکسیداسیون لیپید، در گیاهان تحت شرایط تنش استفاده می‌شود. این ماده به عنوان نشانگری برای استرس اکسیداتیو عمل می‌کند و اغلب برای ارزیابی میزان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

آسیب سلولی ناشی از عوامل استرس‌زای مختلف اندازه‌گیری می‌شود (Morales and Munne-Bosch, 2019). نتایج مطالعه حاضر حاکی از آن است که افزایش میزان آب اکسیژنه در پاسخ به تنش شوری باعث آسیب شدید به لیپیدهای غشایی شد که با افزایش میزان مالون دآلدئید همراه بود، درحالی‌که تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری سبب کاهش آثار مخرب تنش بر روی سیستم غشایی شدند. تنش‌های محیطی (مانند خشکسالی، شوری، دمای شدید) می‌توانند تعادل بین تولید گونه‌های فعال اکسیژن و سم‌زدایی آنها را در گیاهان مختل کنند. گونه‌های فعال اکسیژن (ROS)، مانند رادیکال‌های سوپراکسید و پراکسید هیدروژن، مولکول‌های بسیار واکنش‌پذیری هستند که می‌توانند به اجزای سلولی، از جمله لیپیدها، پروتئین‌ها و DNA آسیب برسانند. در گیاهان، بهبود سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی در واقع با کاهش رادیکال‌های آزاد و پراکسیداسیون لیپید، به‌ویژه در شرایط تنش، مرتبط است. این یک مکانیسم کلیدی برای گیاهان جهت کاهش اثرات مضر تنش اکسیداتیو ناشی از تنش‌های محیطی است (Rao *et al.*, 2025) که مؤید نتایج حاصل از این مطالعه در پاسخ به انواع تیمارهای سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری است. انواع ترکیبات آلی، از جمله اسید آسکوربیک (AsA)، املاح سازگار، فنولیک‌ها، کاروتنوئیدها، فلاونوئیدها، آنتوسیانین‌ها و پرولین، با هم کار می‌کنند تا تجمع رادیکال‌های آزاد ناشی از انواع تنش‌ها را خنثی کنند (Rao *et al.*, 2025). پرولین در واقع یک مولکول کلیدی در پاسخ‌های استرس گیاه است. این مولکول در غلظت‌های بالا تحت شرایط مختلف استرس غیرزیستی و زیستی تجمع می‌یابد و به عنوان یک اسمولیت، یک جاذب ROS و یک مولکول سیگنال‌دهنده برای کمک به گیاهان در مقابله با چالش‌های محیطی عمل می‌کند (Hayat *et al.*, 2012). در مطالعه حاضر نیز تیمارهای مختلف سبب افزایش معنی‌دار بیوسنتز و تجمع پرولین شدند که مؤید گزارشات صورت گرفته بر نقش آن در افزایش مقاومت گیاهان به تنش شوری است (Arif *et al.*, 2020; Koc *et al.*, 2024; Rao *et al.*, 2025). بیشترین افزایش مشاهده شده در میزان پرولین در تیمار نانوسیلیس ملاحظه شد که تأییدکننده گزارشات قبلی مبنی بر تأثیرگزاری بالای نانوسیلیس در افزایش مقاومت گیاهان به تنش است (Abd-El-Aty *et al.*, 2024). در گیاه رز تحت تنش شوری و محلول ۲۰۰ میلیگرم در لیتر نانوسیلیکون افزایش پرولین، کاهش تنش اکسیداتیو، افزایش کلروفیل، تعداد برگ و فلورسانس حداکثری مشاهده گردید (Karimi *et al.*, 2023).

نتیجه‌گیری

نتایج مطالعه حاضر نشان داد که تیمارهای مختلف سیلیس، نانوسیلیس و عناصر ضروری به‌طور مؤثری سبب بهبود عملکرد فرایند جوانه‌زنی و همچنین رشد گیاهچه در شرایط تنش شوری و بدون تنش شدند. تیمارهای مذکور در مرحله جوانه‌زنی با افزایش فعالیت آنزیم کلیدی آلفاآمیلاز، تجزیه نشاسته و تولید کربوهیدرات‌های محلول در آب باعث بهبود فرایند جوانه‌زنی شدند. در مرحله گیاهچه نیز توانستند با افزایش تجمع آنتی‌اکسیدانت‌های غیرآنزیمی (فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها، فلاونوئیدها، کاروتنوئیدها و پرولین) و آنزیمی (کاتالاز) میزان آب اکسیژنه را در شرایط تنش کاهش دهند. با کاهش میزان آب اکسیژنه میزان آسیب وارده به مولکول‌های آلی، لیپیدها، پروتئین‌ها و کلروفیل‌ها کاهش یافت و همزمان میزان تولید کربوهیدرات‌ها افزایش نشان داد. با افزایش میزان مولکول‌های آلی شاهد افزایش رشد گیاهچه‌ها بودیم. تیمارهای مختلف تفاوت‌هایی را از لحاظ اثربخشی بر روی پارامترهای مختلف برجای گذاشتند ولی به‌طورکلی مؤثرترین تیمار نانوسیلیس بود. تیمار نانوسیلیس در بالاترین حد سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی گیاهچه‌های گندم شد که مطالعات گسترده‌تر در زمینه مولکولی امکان نتییجه‌گیری دقیق‌تر را فراهم می‌نماید.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

منابع

زارع، حمیدرضا .، قنبرزاده، زهره.، بهداد، آسیه و محسن‌زاده، ساسان. (۱۳۹٤). اثر سیلیکون و نانوسیلیکون در کاهش صدمات ناشی از تنش شوری بر گیاهچه ذرت. *علوم زیستی گیاهی*، *۷* (۲٦)، ۵۹-۷٤. https://dor.isc.ac/dor/20.1001.1.20088264.1394.7.26.6.8

Abd-El-Aty, M. S., Kamara, M. M., Elgamal, W. H., Mesbah, M. I., Abomarzoka, E. A., Alwutayd, K. M., Mansour, E., Abdelmalek, I. B., Behiry, S. I., Almoshadak, A. S., & Abdelaal, K. (2024). Exogenous application of nano-silicon, potassium sulfate, or proline enhances physiological parameters, antioxidant enzyme activities, and agronomic traits of diverse rice genotypes under water deficit conditions. *Heliyon 10*(5), 1-15, e26077. doi: 10.1016/j.heliyon.2024.e26077

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

Arif, Y., Singh, P., Siddiqui, H., Bajguz, A., & Hayat, S. (2020). Salinity induced physiological and biochemical changes in plants: An omic approach towards salt stress tolerance. *Plant Physiology and Biochemistry*, *156*, 64-77. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.08.042

Atta, K., Mondal, S., Gorai, S., Singh, A. P., Kumari, A., Ghosh, T., Roy, A., Hembram, S., Gaikwad, D. J., & Mondal, S. (2023). Impacts of salinity stress on crop plants: Improving salt tolerance through genetic and molecular dissection. *Frontiers in Plant Science*, *14*, 1241736. https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1241736

Balasubramaniam, T., Shen, G., Esmaeili, N., & Zhang, H. (2023). Plants' response mechanisms to salinity stress. *Plants*, *12*(12), 2253. https://doi.org/10.3390/plants12122253

Bates, L., Waldren, R., & Teare, I. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil*, *39*(1), 205-207. http://dx.doi.org/10.1007/BF00018060

Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, *72*(1-2), 248-254. doi: 10.1016/0003-2697(76)90527-

Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, *10*(3). https://doi.org/10.38212/2224-6614.2748

Debouza, N. E., Thruppoyil, S. B., Gopi, K., Zain, S., & Ksiksi, T. (2021). Plant and seed germination responses to global change, with a focus on CO_2: A review. *One Ecosystem*, *6*, e74260. https://doi.org/10.3897/oneeco.6.e74260

Demo, A. H., Gemeda, M. K., Abdo, D. R., Guluma, T. N., & Adugna, D. B. (2025). Impact of soil salinity, sodicity, and irrigation water salinity on crop production and coping mechanism in areas of dryland farming. *Agrosystems, Geosciences and Environment*, *8*(1), e70072. DOI: 10.1002/agg2.70072

Duan, S., Al-Huqail, A. A., Alsudays, I. M., Younas, M., Aslam, A., Shahzad, A. N., Qayyum, M. F., Rizwan, M., Alhaj Hamoud, Y., & Shaghaleh, H. (2024). Effects of biochar types on seed germination, growth, chlorophyll contents, grain yield, sodium, and potassium uptake by wheat (*Triticum aestivum* L.) under salt stress. *BMC Plant Biology*, *24*(1), 487. https://doi.org/10.1186/s12870-024-05188-0

Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. T., & Smith, F. (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, *28*(3), 350-356. http://dx.doi.org/10.1021/ac60111a017

Gill, S., Ramzan, M., Naz, G., Ali, L., Danish, S., Ansari, M. J., & Salmen, S. H. (2024). Effect of silicon nanoparticle-based biochar on wheat growth, antioxidants and nutrients concentration under salinity stress. *Scientific Reports*, *14*(1), 6380. DOI: 10.1038/s41598-024-55924-7

Ellis, R. H, & Roberts, E. (1980). Towards a rational basis for testing seed quality. *Seed Prod*, 605-635.

Hajihashemi, S, & Kazemi, S. (2022). The potential of foliar application of nano-chitosan-encapsulated nano-silicon donor in amelioration the adverse effect of salinity in the wheat plant. *BMC Plant Biology*, *22*(1), 148. https://doi.org/10.1186/s12870-022-03531-x

Hajihashemi, S., Rajabpoor, S., & Djalovic, I. (2018). Antioxidant potential in *Stevia rebaudiana* callus in response to polyethylene glycol, paclobutrazol and gibberellin treatments. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, *24*, 335-341. doi: 10.1007/s12298-017-0498-8

Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. B., Parvin, K., Bhuiyan, T. F., Anee, T. I., Nahar, K., Hossen, M. S., Zulfiqar, F., Alam, M. M., & Fujita, M. (2020). Regulation of ROS metabolism in plants under environmental stress: A review of recent experimental evidence. *International Journal of Molecular Sciences*, *21*(22), 8695. doi: 10.3390/ijms21228695

Hayat, S., Hayat, Q., Alyemeni, M. N., Wani, A. S., Pichtel, J., & Ahmad, A. (2012). Role of proline under changing environments: A review. *Plant Signaling and Behavior*, *7*(11), 1456-1466. doi: 10.4161/psb.21949. Epub 2012 Sep 5

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

Heath, R. L, & Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplasts: I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics, 125*(1), 189-198. doi: 10.1016/0003-9861(68)90654-1

Jahantigh, O, & Hajihashemi, S. (2024). Investigating the morphological and physiological characteristics of *Narcissus tazetta* L. in response to the foliar application of nano-molecules of chitosan and silicon. *Plant Process and Function, 13*(59), 43-60. URL: http://jispp.iut.ac.ir/article-1-1943-en.html

Karimi, M., Seyed hajizadeh, H., Zahedi, S. M., & Azizi, S. (2023). Amelioration of salinity stress by spraying of SiO_2-NPs in miniature garden rose (*Rosa chinensis* Jacq.). *Plant Process and Function, 12*(53), 1. URL: http://jispp.iut.ac.ir/article-1-1740-fa.html

Kaya, C, & Ashraf, M. (2024). Foliar fertilization: A potential strategy for improving plant salt tolerance. *Critical Reviews in Plant Sciences, 43*(2), 94-115. DOI: 10.1080/07352689.2023.2270253

Khan, I., Muhammad, A., Chattha, M. U., Skalicky, M., Bilal Chattha, M., Ahsin Ayub, M., Rizwan Anwar, M., Soufan, W., Hassan, M. U., & Rahman, M. A. (2022). Mitigation of salinity-induced oxidative damage, growth, and yield reduction in fine rice by sugarcane press mud application. *Frontiers in Plant Science, 13*, 840900. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.840900

Khan, M. I. R., Nazir, F., Maheshwari, C., Chopra, P., Chhillar, H., & Sreenivasulu, N. (2023). Mineral nutrients in plants under changing environments: A road to future food and nutrition security. *The Plant Genome, 16*(4), e20362. doi: 10.1002/tpg2.20362

Kishorekumar, A., Abdul Jaleel, C., Manivannan, P., Sankar, B., Sridharan, R., & Panneerselvam, R. (2007). Comparative effects of different triazole compounds on growth, photosynthetic pigments and carbohydrate metabolism of *Solenostemon rotundifolius*. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces, 60*(2), 207-212. https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2007.06.008

Lahuta, L., Zalewski, K., Głowacka, K., Nitkiewicz, B., & Amarowicz, R. (2017). Effect of methyl jasmonate on carbohydrate composition, α-amylase activity and growth of triticale (*Triticosecale witmmack*) seedlings. *Journal of Agricalture Science of Technology, 19*, 1127-1137. https://civilica.com/doc/1826225

Li, J., Yang, J., Li, Y., & Ma, L. (2020). Current strategies and advances in wheat biology. *The Crop Journal, 8*(6), 879-891. https://doi.org/10.1016/j.cj.2020.03.004

Liang, W., Ma, X., Wan, P., & Liu, L. (2018). Plant salt-tolerance mechanism: A review. *Biochemical and Biophysical Research Communications, 5*(1), 286-291. doi: 10.1016/j.bbrc.2017.11.043

Mahawar, L., Ramasamy, K. P., Suhel, M., Prasad, S. M., Zivcak, M., Brestic, M., Rastogi, A., & Skalicky, M. (2023). Silicon nanoparticles: Comprehensive review on biogenic synthesis and applications in agriculture. *Environmental Research*, 116292. DOI: 10.1016/j.envres.2023.116292

Morales, M, & Munne-Bosch, S. (2019). Malondialdehyde: Facts and artifacts. *Plant Physiology, 180*(3), 1246-1250. DOI: 10.1104/pp.19.00405

Naveed, M., Sajid, H., Mustafa, A., Niamat, B., Ahmad, Z., Yaseen, M., Kamran, M., Rafique, M., Ahmar, S., & Chen, J. T. (2020). Alleviation of salinity-induced oxidative stress, improvement in growth, physiology and mineral nutrition of canola (*Brassica napus* L.) through calcium-fortified composted animal manure. *Sustainability, 12*(3), 846. https://doi.org/10.3390/su12030846. https://doi.org/10.3390/su12030846

Nawaz, F., Shehzad, M. A., Majeed, S., Ahmad, K. S., Aqib, M., Usmani, M. M., & Shabbir, R. N. (2020). Role of mineral nutrition in improving drought and salinity tolerance in field crops. *Agronomic Crops*, 129-147.

Omuto, C., Kome, G., Ramakhanna, S., Muzira, N., Ruley, J., Jayeoba, O., Raharimanana, V., Ansah, A. O., Khamis, N., & Mathafeng, K. (2024). Trend of soil salinization in Africa and implications for agro-chemical use in semi-arid croplands. *Science of the Total Environment, 951*, 175503. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.175503

Ran, X., Wang, X., Gao, X., Liang, H., Liu, B., & Huang, X. (2021). Effects of salt stress on the photosynthetic physiology and mineral ion absorption and distribution in white willow (*Salix alba* L.). *PLoS One, 16*(11), e0260086. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0260086

Rao, M. J., Duan, M., Zhou, C., Jiao, J., Cheng, P., Yang, L., Wei, W., Shen, Q., Ji, P., & Yang, Y. (2025). Antioxidant defense system in plants: Reactive oxygen species production, signaling, and scavenging during abiotic stress-induced oxidative damage. *Horticulturae, 11*(5), 477. https://doi.org/10.3390/horticulturae11050477

Rastogi, A., Tripathi, D. K., Yadav, S., Chauhan, D. K., Zivcak, M., Ghorbanpour, M., El-Sheery, N. I., & Brestic, M. (2019). Application of silicon nanoparticles in agriculture. *3 Biotech, 9*, 1-11. https://doi.org/10.1007/s13205-019-1626-7

Rastogi, A., Yadav, S., Hussain, S., Kataria, S., Hajihashemi, S., Kumari, P., Yang, X., & Brestic, M. (2021). Does silicon really matter for the photosynthetic machinery in plants? *Plant Physiology and Biochemistry, 169*, 40-48. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2021.11.004

Schlegel, H. G. (1956). Die verwertung organischer sauren durch chlorella in lincht. *Planta, 47*, 510-515. DOI:10.1007/BF01935418

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules, 24*(13), 2452. https://doi.org/10.3390/molecules24132452

Singleton, V. L, & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture, 16*(3), 144-158. DOI: 10.5344/ajev.1965.16.3.144

Sytar, O, & Hajihashemi, S. (2024). Specific Secondary metabolites of medicinal plants and their role in stress adaptation. *Plant Secondary Metabolites and Abiotic Stress*, 425-479. DOI: 10.1002/9781394186457.ch15

Szollosi, R, & Varga, I. S. (2002). Total antioxidant power in some species of Labiatae (Adaptation of FRAP method). *Acta Biologica Szegediensis, 46*(3-4), 125-127. https://doi.org/10.15835/nbha46211088

Tarchoun, N., Saadaoui, W., Mezghani, N., Pavli, O. I., Falleh, H., & Petropoulos, S. A. (2022). The effects of salt stress on germination, seedling growth and biochemical responses of tunisian squash (*Cucurbita maxima* Duchesne) germplasm. *Plants, 11*(6), 800. https://doi.org/10.3390/plants11060800

Traye, I. D., Oli, N. M., Weng, X., Li, K., Suliman, M. S. E., Guo, X., Zhou, G., Zhu, G., & Xu, Y. (2025). Salinity tolerance in wheat: Mechanisms and breeding approaches. *Plants, 14*(11), 1641. https://doi.org/10.3390/plants14111641

Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A. (2000). Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. *Plant Science, 151*(1), 59-6. https://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00197-1

Wagner, G. J. (1979). Content and vacuole/extravacuole distribution of neutral sugars, free amino acids, and anthocyanin in protoplasts. *Plant Physiology, 64*(1), 88-93. doi: 10.1104/pp.64.1.88

Wang, Y. R., Yu, L., Nan, Z. B., & Liu, Y. L. (2004). Vigor tests used to rank seed lot quality and predict field emergence in four forage species. *Crop Sciences, 44*, 535-541. https://doi. org/10.2135/ cropsci2004.5350

Wu, D., Chen, C., Liu, Y., Yang, L., & Yong, J. W. H. (2023). Iso-osmotic calcium nitrate and sodium chloride stresses have differential effects on growth and photosynthetic capacity in tomato. *Scientia Horticulturae, 312*, 111883. DOI: 10.1016/j.scienta.2023.111883

Xiong, M., Xu, J., Zhou, Z., Peng, B., Shen, Y., Shen, H., Xu, X., Li, C., Deng, L., & Feng, G. (2024). Salinity inhibits seed germination and embryo growth by reducing starch mobilization efficiency in barley. *Plant Direct, 8*(2), e564. doi: 10.1002/pld3.564

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

The effect of different treatments of silica, nanosilica, and essential elements on improving germination and growth of wheat seedlings under salt stress

Omolbanin Jahantigh

Plant Biology Department, Faculty of Science, Behbahan Khatam Alanbia University of Technology, Khuzestan, Iran

Abstract

Wheat is a strategic crop worldwide. According to the daily increasing of salinity stress in agricultural lands, the application of safe, environmentally friendly methods and nanotechnology in cropping science is critical, so in the present study the effect of silicon, nanosilicon and essential elements treatments was investigated on amelioration of the harmful effects of salinity stress on wheat. In the present study, the effect of distilled water (control), silica (100 ppm), nanosilica (500 ppm) and essential elements (100 ppm) treatments on wheat seeds under salinity stress accompanied by 0 (distilled water) and 100 mM sodium chloride was investigated in petri dishe in a randomized block design. The results showed that salinity stress reduced wheat seed germination through reducing alpha-amylase activity, increasing starch content and no changes in the amount of soluble sugars available to seed embryo. Silicon, nanosilicon and essential elements treatments increased alpha-amylase activity, hydrolysis of starch to soluble sugars and consequently increased seed germination. Salinity stress reduced seedling growth, while different treatments improved the growth of salinity-stressed seedlings. Salinity stress damaged photosynthetic pigments, reduced carbohydrates production, reduced proteins and induced membrane lipids peroxidation through increasing H_2O_2 production and reduction of catalase activity. Silicon, nanosilicon and essential elements treatments reduced H_2O_2 accumulation through increasing the non-enzymatic antioxidants (phenols, anthocyanins, flavonoids, carotenoids and proline) and enzymatic antioxidants (catalase), and total antioxidant capacity (FRAP), followed by an increase in chlorophylls a and b, water soluble carbohydrates, proteins, and reduced membrane lipid peroxidation in salinity-stressed wheat seeds. According to the reduction of H_2O_2 and inhibition of membrane lipid peroxidation, and an increase in germination and growth, it can be concluded that the treatments reduced the adverse effects of stress on wheat and improved the physiological mechanisms in the plant, while nanosilicon was the most effective treatment.

Keywords: Antioxidants, Germination Process, Membrane Lipid Peroxidation, Nanosilica, Wheat

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-29]

[DOI: DOI: 10.22034/15.71.151]

Received: Jul. 24, 2025; Revised: Sep. 16, 2025; Accepted: Oct. 29, 2025; Published Online: May. 02, 2026
*Corresponding Author: jahantigh@bkatu.ac.ir

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