مقاله پژوهشی

اثرات تیمار سیلیس بر بهبود پاسخ‌های فیزیولوژیکی گیاه تربچه (*Raphanus sativus* L.) به تنش شوری

شکوفه حاجی‌هاشمی*، ام‌البنین جهان تیغ و ابراهیم فانی

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

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۰۱/۰۴، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۰/۰۶/۲۹)

چکیده

افزایش روزافزون جمعیت و نیاز به کشت گیاهان در مناطق دارای غلظت‌های بالای نمک لزوم ارائه راهکارهای مناسب جهت افزایش مقاومت گیاهان به تنش شوری را افزوده است. مطالعه حاضر به‌منظور بررسی تأثیر سیلیکات‌پتاسیم (صفر، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار) در کاهش اثرات مضر تنش شوری ناشی از کلریدسدیم (صفر، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار) در گیاه تربچه در کشت گلدانی در قالب طرح فاکتوریل کاملاً تصادفی با چهار تکرار آزمایشگاهی طراحی شد. تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار فلورسانس و میزان کلروفیل‌ها، کربوهیدرات‌ها، پروتئین‌ها و زیتوده برگ گیاهان شد، درحالیکه تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر آنها شد. در پاسخ به تنش شوری میزان پرولین، فعالیت سوپراکسید دیسموتاز، تجمع آب‌اکسیژنه و پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء افزایش معنی‌داری نشان دادند، درحالیکه میزان فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP در گیاهان کاهش یافتند. تیمار سیلیس در گیاهان تحت تنش شوری سبب افزایش میزان فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها و ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP شد که با کاهش تجمع آب‌اکسیژنه و درنتیجه کاهش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء توأم بود. براساس نتایج مطالعه حاضر، تیمار سیلیس با کاهش اثرات مضر تنش شوری بر محتوی و فلورسانس کلروفیل‌ها، کاهش رادیکال‌های آزاد اکسیژن، و افزایش آنتی‌اکسیدانت‌ها و ترکیبات تنظیم‌کننده اسمزی سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی گیاه تربچه شد.

کلمات کلیدی: آنتی‌اکسیدانت‌ها، پروتئین، پرولین، فلورسانس کلروفیل‌ها، کربوهیدرات‌ها

مقدمه

غلظت بالای نمک خاک یکی از عوامل اصلی محدودکننده محصولات زراعی در نیم قرن اخیر است (Kopittke *et al.*, 2019). در مناطق خشک و نیمه‌خشک، شوری خاک بر اثر تبخیر آب‌های سطحی و بالاآمدن نمک‌های محلول به سطح خاک بر اثر خاصیت مویینگی اتفاق می‌افتد. علاوه بر آن، استفاده از سیستم‌های آبیاری نامناسب و آبیاری بی‌رویه نیز سبب بالاآمدن سطح آب‌های زیرزمینی شده و سبب شوری خاک می‌شوند. با توجه به افزایش بی‌رویه جوامع بشری و افزایش نیازهای غذایی در سرتاسر جهان، نیاز استفاده از زمین‌های شور جهت کشاورزی افزایش یافته است (Ibrahimova *et al.*, 2021). طبق گزارش وزارت کشاورزی ایالات متحده، خاک دارای هدایت الکتریکی بالاتر از۴ دسی

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: hajihashemi@bkatu.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

زیمنس بر متر که معادل ۴۰ میلی‌مولار کلریدسدیم است، شور تلقی می‌شود (Munns and Tester, 2008).

با قرارگرفتن گیاه در معرض غلظت بالای نمک، میزان جذب آب به‌شدت کاهش می‌یابد. این مسئله سطح آب درون و برون‌سلولی گیاه را تحت‌تأثیر قرار داده و همچنین باعث کاهش فعالیت روزنه‌ای و درنتیجه فتوسنتز می‌شود (Liu *et al.*, 2019). غلظت بالای نمک در خاک سبب برهم‌خوردن تعادل یونی و کاهش جذب عناصر ضروری گیاه مانند کلسیم و پتاسیم می‌شود که با تنش یونی همراه است. عدم تعادل یونی و اسمزی در شرایط تنش نمکی رشدونمو گیاهان را مختل می‌کند (Mudgal *et al.*, 2010; Liu *et al.*, 2019). تجمع نمک‌ها باعث کاهش غلظت رنگدانه‌های فتوسنتزی مانند کلروفیل‌ها و کاروتنوئیدها، کاهش فعالیت آنزیم روبیسکو، و آسیب به سیستم فتوسنتزی می‌شود. درنتیجه، تولید و تجمع میزان زیادی گونه‌های اکسیژن واکنش‌پذیر (reactive oxygen species; ROS) روی می‌دهد که منجر به تنش اکسایشی می‌گردد. تجمع بیش از حد ROS به ماکرومولکول‌های حیاتی مانند اسیدهای نوکلئیک، پروتئین‌ها و لیپیدها آسیب می‌رساند و یکپارچگی غشاء و متابولیسم‌های حیاتی سلول را مختل می‌کند (Liu *et al.*, 2019). فتوسنتز یکی از فرآیندهای اصلی فیزیولوژیک گیاه است که به تنش‌های محیطی حساس می‌باشد. یکی از مهم‌ترین و سریع‌ترین تکنیک‌ها برای ارزیابی عملکرد سیستم فتوسنتزی گیاه در پاسخ به شرایط تنش سنجش فلورسانس کلروفیل‌ها است (Bukhat *et al.*, 2020). بررسی عملکرد فتوسیستم II (PSII) به عنوان نسبت فلورسانس متغیر به فلورسانس حداکثر (F_v/F_m) تعریف می‌شود. شاخص PI_{ABS} ابزار دیگری است که نشان‌دهنده کارایی PSI و PSII در شرایط محیطی مختلف است (Hajihashemi *et al.*, 2018).

سیلیس بعد از اکسیژن فراوان‌ترین عنصر بر روی پوسته زمین است. سیلیس یک عنصر غیرضروری و در عین حال مفید برای بسیاری از گیاهان محسوب می‌شود (Liu *et al.*, 2019). گزارشات متعدی مبنی بر نقش عنصر سیلیس در کاهش اثرات مضر تنش‌های شوری در گیاهان وجود دارد (Rizwan *et al.*, 2015; Abdelaal *et al.*, 2020; Hurtado *et al.*, 2020). سیلیس در گیاهان به‌صورت اسید سیلیسیک ($Si(OH)_4$) و از طریق مسیرهای فعال و غیرفعال منتقل می‌شود (Takahashi *et al.*, 1990; Feng *et al.*, 2011; Debona *et al.*, 2017). در میان مسیرهای مختلف انتقال سیلیس، فعال‌ترین مسیر انتقال از طریق پروتئین آکواپورین NOD_{26} است (Gregoire *et al.*, 2012; Deshmukh *et al.*, 2013). در مطالعات بر روی تقریباً ۵۰۰ گیاه مختلف نشان داده است که میزان سیلیس در گیاهان از حدود ۰/۱ درصد وزن خشک در گوجه‌فرنگی تا حدود ۱۰ درصد وزن خشک در برنج متغیر است، درحالیکه عملکرد دقیق آن در بسیاری از گیاهان به‌طور دقیق مشخص نشده است (Ma and Takahashi, 2002; Deshmukh *et al.*, 2013; Debona *et al.*, 2017). تیمار سیلیس سبب افزایش مقاومت گیاهان در برابر تنش‌های مختلف از جمله خشکی، شوری، گرما، کپک پودری، غرقابی، فلزات سنگین، گیاه‌خواران و غیره می‌شود (Al-aghabary *et al.*, 2005; Zuccarini, 2008; Chen *et al.*, 2011; Debona *et al.*, 2017; Luyckx *et al.*, 2017b, a; Liu *et al.*, 2019). به‌طور کلی، سازوکار مقاومت به تنش با واسطه تیمار سیلیس را می‌توان به بهبود فرایندهای فیزیولوژیکی در گیاهان نسبت داد. تیمار سیلیس سبب افزایش رشد و زیتوده گیاه، افزایش جذب عناصر ضروری، هموستازی یونی، حفظ استحکام ساختاری سلول، افزایش کارایی فتوسنتز، فعال‌سازی سیستم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاهان، افزایش میزان متابولیت‌های ثانویه مربوط به مقاومت به تنش، و تنظیم ژن‌های درگیر در فرآیندهای مختلف فیزیولوژیکی می‌شود (Liu *et al.*, 2019). در شرایط تنش شوری ناشی از کلریدسدیم، سیلیس سبب کاهش جذب آپوپلاستی یون‌های سدیم و کلر می‌شود (Liu *et al.*, 2019). براساس گزارش Hurtado و همکاران (۲۰۲۰)، محلول‌پاشی گیاهان سورگوم و آفتابگردان با سیلیکات‌پتاسیم سبب افزایش فعالیت سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاهان شد که با کاهش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء و درنتیجه کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی رشد گیاهان توأم بود.

تربچه (*Raphanus sativus* L.) یک گیاه مدل است که یکی از ویژگی‌های اصلی آن خوراکی‌بودن همه قسمت‌های

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

رویشی این گیاه است. تنش شوری در گیاه تربچه سبب کاهش میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی، فلورسانس کلروفیل‌ها تجمع رادیکال‌های آزاد اکسیژن، پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء و کاهش میزان رشد گیاه می‌شود (Bukhat *et al.*, 2020). با توجه به توانایی سیلیس در افزایش عملکرد و تحمل به تنش شوری در گیاهان (Liu *et al.*, 2019)، در مطالعه حاضر به بررسی مکانیسم‌های فیزیولوژیکی گیاه تربچه در پاسخ به برهم کنش تیمار سیلیکات‌پتاسیم و تنش شوری ناشی از کلریدسدیم پرداخته شده است.

مواد و روش‌ها

بذر تربچه (*Raphanus sativus* L.) از شرکت پاکان بذر اصفهان تهیه شد. مطالعه حاضر در دانشگاه صنعتی خاتم الانبیاء بهبهان در سال ۱۳۹۹ انجام شد. ابتدا بذرها را چند بار با آب معمولی شسته تا مواد زاید آن جدا شود. سپس بذرها به محلول الکل ۷۰٪ منتقل شدند و حدود ۳۰ ثانیه در آن محلول باقی ماندند. پس از آن بذرها از الکل به محلول ۲۰٪ حجمی وایتکس (هیپوکلریت سدیم) منتقل شده و به‌مدت ۱۵ دقیقه در آن محلول قرار گرفتند و بعد از آن سه بار با آب‌مقطر شستشو داده شدند. به‌منظور انجام کشت گیاه، ۳۶ عدد گلدان ۲ لیتری با حجم ۲ به ۱ از خاک گلدان تهیه از شرکت پی‌تی‌ران (شیراز) و پرلیت پر شدند و در هر گلدان ۱۰ عدد بذر استریل شده کشت شد. سپس گلدان‌ها به فضای آزاد مسقف منتقل شدند و به‌مدت ده روز با آب‌مقطر آبیاری شدند تا گیاهچه‌های دو برگی ظاهر شوند. سپس گیاهچه‌های درون هر گلدان به سه گیاهچه دارای ظاهراً تقریباً مشابه با ارتفاع و تعداد برگ یکسان کاهش یافتند. پس از آن گلدان‌ها به سه گروه ۱۲ تایی دسته‌بندی شدند. براساس آزمایشات مقدماتی صورت‌گرفته گیاهان با غلظت‌های ۱۰، ۲۰، ۵۰، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم در فواصل زمانی سه روز و هفتگی محلول‌پاشی شدند. بررسی زیتوده گیاهان نشان داد که مناسب‌ترین غلظت‌ها ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم و فواصل تیمار سه روز بود. بر همین اساس در مطالعه حاضر گیاهان موجود در هر گلدان با حدود ۱۰ میلی‌لیتر محلول سیلیکات‌پتاسیم با غلظت‌های صفر (آب‌مقطر)، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار با فواصل دوره‌ای سه روز محلول‌پاشی شدند طوریکه سطح برگ‌های گیاه کاملاً خیس شدند. تیمار سیلیس به‌مدت یک‌ماه به طول انجامید. پس از طی دو هفته از اولین تیمار سیلیس، هر ۱۲ گلدان در هر گروه تیمارشده با سیلیس به سه گروه چهارتایی دسته‌بندی شدند و با غلظت‌های صفر (آب مقطر)، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌مدت یک ماه با فواصل دوره‌ای چهار روز با توجه به نیاز آبی گیاهان در حد ظرفیت مزرعه‌ای آبیاری شدند. به‌منظور جلوگیری از ایجاد شوک اسمزی در گیاهان، تیمار شوری ابتدا با غلظت ۵۰ میلی‌مولار آغاز شد و به‌طور تدریجی در دفعات آبیاری متوالی غلظت نمک به ۱۰۰ و سپس ۲۰۰ میلی‌مولار افزایش یافت. به‌منظور اطمینان از نتایج آزمایش و همچنین فراهم‌نمودن نمونه گیاهی کافی جهت انجام آنالیزهای بیوشیمیایی و فیزیولوژیکی، مراحل کشت و تیمار گیاهان در دو مرحله تکرار شد.

پس از آبیاری گیاهان با کلریدسدیم به‌مدت ۳۰ روز، فلورسانس و میزان کلروفیل‌ها در ده عدد از جوان‌ترین برگ‌های کاملاً توسعه‌یافته گیاهان به ازای هر تیمار در شرایط کاملاً یکسان اندازه‌گیری شد. دستگاه کلروفیل‌متر قابل حمل (CCM -200 plus Opti-sciences, Tyngsboro, Massachusetts, USA) برای تعیین میزان کلروفیل کل استفاده شد. دستگاه کلروفیل فلوریمتر (Hansatech Poket PEA, England) برای اندازه‌گیری شاخص‌های F_v/F_m و PI_{ABS} استفاده شد (Hajihashemi *et al.*, 2018). سپس گیاهان ۵۵ روزه به‌منظور سنجش صفات مورفولوژیک و فیزیولوژیک برداشت شدند.

سنجش زیتوده برگ‌های گیاهان: ده عدد از جوان‌ترین برگ‌های کاملاً توسعه‌یافته در گیاهان سالم ۵۵ روزه به‌ازای هر تیمار به‌طور جداگانه برداشت شده و بلافاصله توسط ترازویی با دقت ۰/۰۰۰۱ میلی‌گرم توزین شدند. به‌منظور اندازه‌گیری وزن خشک و محتوی نسبی آب برگ‌ها، نمونه‌ها به‌مدت ۴۸ ساعت در آون با دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد کاملاً خشک شدند

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

و مجدداً توسط ترازو توزین شدند. گزارشات وزن تر و خشک، و محتوی آب به‌ازای هر برگ صورت گرفته است.

سنجش کربوهیدرات‌های محلول: در ابتدا به‌منظور استخراج کربوهیدرات‌ها، ۰/۰۱ گرم از بافت خشک برگ توزین شد و با ۱۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر گرم با دمای ۵۰ درجه سانتی‌گراد در هاون سائیده شده و به لوله‌های آزمایش شیشه‌ای منتقل شد. سپس درب لوله‌ها را با درپوش پلاستیکی بسته شده و لوله‌ها به‌مدت ۱۵ دقیقه درون بن‌ماری (ریحان طب، ایران) با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند. سپس نمونه‌ها با کمک کاغذ واتمن شماره ۱ صاف شدند. برای اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های محلول، از روش فنل- اسید سولفوریک استفاده شد. بدین منظور، ۲ میلی‌لیتر از عصاره گیاهی استخراج شده را با ۵۰ میکرولیتر فنل ۸۰٪ وزنی (حل‌شده در آب‌مقطر) مخلوط شده و سپس ۵ میلی‌لیتر اسید سولفوریک غلیظ (۳۶/۸ نرمال) به آن اضافه شد. این مخلوط به‌مدت ۱۰ دقیقه در دمای اتاق نگهداری شده و پس از آن به‌مدت ۲۰-۱۰ دقیقه در حمام آب گرم ۳۰-۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و سپس جذب محلول در ۴۹۰ خوانده شد و با کمک منحنی استاندارد مربوطه میزان کربوهیدرات‌های محلول محاسبه شد (DuBois *et al.*, 1956). برای رسم منحنی استاندارد از گلوکز در محدوده غلظت بین صفر تا ۳۰۰ میکروگرم در میلی‌لیتر استفاده شد.

سنجش پروتئین‌های محلول: استخراج پروتئین‌های محلول با استفاده از بافر فسفات‌پتاسیم ۰/۱ مولار (۶/۸ pH) انجام شد. عمل عصاره‌گیری در بافت تر برگ‌های جوان تکامل‌یافته و با نسبت ۱:۳ (۱ گرم بافت برگ به ۳ حجم بافر استخراج) درون حمام یخ انجام شد. سپس نمونه‌ها با سرعت ۱۳۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۲۰ دقیقه در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد سانتریفوژ شدند. مقدار پروتئین‌های روشناور با استفاده از روش برادفورد اندازه‌گیری شد (Bradford, 1976). برای رسم منحنی استاندارد پروتئین‌ها از سرم آلبومین گاوی در محدوده غلظت صفر تا ۱۰۰ میلی‌گرم در میلی‌لیتر استفاده شد.

سنجش پرولین: نیم گرم از بافت تر برگ‌های جوان کاملاً توسعه‌یافته با ۱۰ میلی‌لیتر سولفوسالیسیلیک اسید ۳٪ (وزن/حجم) به‌خوبی ساییده شد. نمونه حاصل با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شد. سپس ۲ میلی‌لیتر عصاره گیاه با ۲ میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال و ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین مخلوط شد. نمونه‌ها به‌مدت ۱ ساعت در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد داخل بن‌ماری (ریحان طب، ایران) حرارت داده شدند. سپس جهت توقف واکنش نمونه‌ها سریعاً به ظرف محتوی آب و یخ منتقل شدند. پس از سردشدن نمونه‌ها، چهار میلی‌لیتر تولوئن به آن‌ها اضافه شد و به مدت ۳۰ ثانیه به‌شدت مخلوط گردید. این عمل موجب دو فازه شدن محتویات لوله شد (فاز تولوئن رنگی حاوی پرولین در بالا و فاز آبی شفاف در پائین). درنهایت جذب بخش رویی در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد. برای رسم منحنی استاندارد از پرولین خالص در محدوه غلظت صفر تا ۱۰۰ میکرومولار استفاده شد (Bates *et al.*, 1973).

اندازه‌گیری فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز: مخلوط واکنش نمونه شامل بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار pH = ۷، ۰/۰۷۵ میکرومولار نیتروبلوتترازولیوم (nitro blue tetrazolium; NBT)، ۰/۱ میلی‌مولار اتیلن‌دی‌آمین‌ترا استیک اسید، ۷۵ میکرومولار ریبوفلاوین، ۱۳ میلی‌مولار متیونین و۵۰ میکرولیتر عصاره پروتئین است. برای سنجش فعالیت آنزیم علاوه بر شاهد، برای صفرکردن دستگاه اسپکتروفتومتر نیاز به نمونه کنترل نیز می‌باشد. نمونه‌ها به‌مدت ۲۰ دقیقه در زیر لامپ فلورسانت ۴۰ در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفتند. یک لوله شاهد تهیه شد که شامل مواد ذکرشده در فوق و بدون عصاره آنزیمی بود و در روشنایی نیز قرار نگرفت. در لوله کنترل نیز مخلوط واکنش ذکر شده وجود داشت با این تفاوت که به آن عصاره آنزیمی اضافه نشد. بنابراین به‌دلیل عدم حضور آنزیم در کنترل، احیاء NBT در حضور نور به‌طور ۱۰۰٪ در کنترل انجام و تمام NBT در مخلوط واکنش در حضور نور به فورمازون تبدیل می‌شود. میزان جذب در کنترل در ۵۶۰ نانومتر نشان‌دهنده ۱۰۰٪ احیای نوری NBT است و نیمی از آن معادل یک واحد آنزیمی است. بنابراین یک واحد آنزیمی SOD مقدار آنزیمی است که موجب ۵۰٪ ممانعت از

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

احیاء نوری می‌گردد. اختلاف جذب نمونه‌ها و کنترل در ۵۶۰ نانومتر نشان‌دهنده مهار احیای نوری NBT در حضور SOD موجود در نمونه است. با استفاده از این اختلاف جذب، واحد آنزیمی نمونه‌ها محاسبه و فعالیت آنزیمی برحسب واحد آنزیم در مقدار پروتئین‌های محلول بیان شد.

سنجش پراکسید هیدروژن: نیم گرم بافت تر برگ‌های جوان کاملاً توسعه‌یافته در ۵ میلی‌لیتر تری کلرواستیک اسید ۰/۱ درصد در حمام یخ سائیده و توسط سانتریفوژ یخچالدار با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شد. یک میلی‌لیتر محلول روشناور با یک میلی‌لیتر بافر فسفات پتاسیم ۱۰ میلی‌مولار (pH ۷) و ۲ میلی‌لیتر یدید پتاسیم ۱ مولار مخلوط گردید. درنهایت جذب نمونه در طول‌موج ۳۹۰ نانومتر خوانده شد. مقدار پراکسید هیدروژن در هر نمونه با استفاده از ضریب خاموشی $mM^{-1}\ Cm^{-1}$ ۲۸۰ محاسبه شد (Velikova *et al.*, 2000).

سنجش فنل‌ها: میزان فنل‌ها با استفاده از معرف فولین اندازه‌گیری شد. (Singleton and Rossi, 1965). ۱۰۰ میلی‌گرم از بافت تر برگ‌های جوان کاملاً توسعه‌یافته توسط اتانول ۹۵ درصد ساییده شده و به‌مدت ۲۴ ساعت در تاریکی نگهداری گردید. سپس نمونه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شده و سپس به یک میلی‌لیتر از عصاره، ۱/۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵٪، ۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر و ۰/۵ میلی‌لیتر معرف فولین ۵۰٪ افزوده شد. نمونه‌ها به‌مدت ۱ ساعت در تاریکی نگهداری شدند و سپس جذب نمونه‌ها در طول‌موج ۷۲۵ نانومتر خوانده شد. میزان فنل براساس منحنی استاندارد حاصل از اسید گالیک در محدوده غلظت صفر تا ۱۰۰ میکروگرم در میلی‌لیتر محاسبه گردید.

سنجش آنتوسیانین‌ها: به‌منظور سنجش مقدار آنتوسیانین‌ها، ۱۰۰ میلی‌گرم بافت تر برگ‌های جوان کاملاً توسعه‌یافته توسط ۱۰ میلی‌لیتر متانول اسیدی (متانول ۹۹/۵ درصد و HCl ۱۱/۷۴ نرمال به نسبت ۹۹ به ۱ میلی‌لیتر) به‌خوبی ساییده شد. عصاره حاصل به‌مدت ۲۴ ساعت در تاریکی و در دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. سپس نمونه با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به‌مدت ۱۰ دقیقه سانتریفوژ شد. به عصاره حاصل ۱۰۰ میکرولیتر کلروفرم جهت حذف کلروفیل اضافه شد. ۳ میلی‌لیتر از محلول زیرین را درون کووت ریخته و جذب آن در طول‌موج ۵۵۰ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر خوانده شد و با استفاده از ضریب خاموشی $M^{-1}\ Cm^{-1}$ ۳۳۰۰۰ محاسبه شد (Wagner, 1979).

ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP: اندازه‌گیری ظرفیت آنتی‌اکسیدان به روش FRAP (ferric reducing ability of plasma) انجام شد (Benzie and Strain, 1996). محلول واکنش شامل ۵۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی و ۱/۵ میلی‌لیتر محلول FRAP که حاوی بافر استات ۳۰۰ میلی‌مولار (pH ۷)، تری‌پریدیل تریازن ۱۰ میلی‌مولار و کلریدآهن ۲۰ میلی‌مولار است. شدت جذب این محلول در طول‌موج ۵۹۳ نانومتر خوانده شد. برای رسم منحنی استاندارد از اسید آسکوربیک خالص در محدوه غلظت صفر تا ۱۰۰ میکروگرم در میلی‌لیتر استفاده شد.

سنجش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء: برای سنجش مقدار پراکسیداسیون لیپیدهای غشا، غلظت مالون‌دی‌الدئید (MDA) که محصول پراکسیداسیون اسیدهای چرب غیراشباع است، اندازه‌گیری شد. اندازه‌گیری مالون دی‌الدئید به روش Heath و Packer (۱۹۶۸) انجام شد. طبق این روش ۰/۲ گرم از بافت تر برگ با ۵ میلی‌لیتر ۰/۰۱ درصد تری‌کلرو استیک اسید سائیده شد. به یک میلی‌لیتر از عصاره حاصل از سانتریفوژ، ۴ میلی‌لیتر محلول تری‌کلرو استیک اسید ۲۰ درصد که حاوی ۰/۵ درصد تیوباربیوتوریک اسید بود، اضافه شد. مخلوط حاصل به‌مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد در حمام آبگرم حرارت داده شد سپس بلافاصله بر روی یخ سرد شد و دوباره مخلوط به‌مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۱۰۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شد. سپس شدت جذب این محلول در طول‌موج ۵۳۲ نانومتر خوانده شد. جذب بقیه رنگیزه‌های غیراختصاصی در ۶۰۰ نانومتر تعیین و از این مقدار کسر شد. برای محاسبه غلظت مالون دی‌الدئید از ضریب خاموشی معادل $mM^{-1}\ Cm^{-1}$ ۱۵۵ استفاده شد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

تمام آزمایشات طبق طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی انجام شد و برای هر تیمار چهار گلدان و هر گلدان حاوی سه گیاه در نظر گرفته شد. سنجش شاخص‌های میزان کلروفیل کل، F_v/F_m و PI_{ABS}، وزن تر و خشک، و محتوی آب به‌ازای برگ در ده تکرار انجام شد. اندازه‌گیری شاخص‌های فیزیولوژیکی در سه تکرار انجام شد. پردازش داده‌ها بوسیله نرم افزار آماری SPSS version 23 و رسم نمودارها با نرم‌افزار Excel انجام شد. مقایسه میانگین داده‌ها با استفاده از آنالیز واریانس دو طرفه و آزمون دانکن در سطح معنی‌داری $P\leq ۰/۰۵$ صورت گرفت.

نتایج

براساس نتایج بدست‌آمده از آنالیز واریانس، تنش شوری سبب کاهش معنی‌دار وزن تر و خشک، و محتوی آب برگ‌ها شد، درحالیکه تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات منفی تنش بر آنها شد (جدول ۱). کمترین میزان وزن تر و خشک برگ در تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم مشاهده شد. میزان کاهش مشاهده شده در وزن تر و خشک، و محتوی آب برگ در پاسخ به تنش شوری به‌ترتیب ۶۰٪، ۵۰٪ و ۶۰٪ کمتر از گیاه شاهد بود (شکل ۱). تیمار سیلیس بدون تنش شوری سبب ایجاد تغییر معنی‌داری در رشد گیاه تربچه در مقایسه با گیاه کنترل نشد به‌طوریکه وزن تر و خشک، و محتوی آب برگ در گیاهان تیمارشده با غلظت‌های ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات پتاسیم تفاوت معنی‌داری با گیاهان تیمارشده با آب‌مقطر نشان ندادند (جدول ۱). تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی وزن تر و خشک، و محتوی آب برگ‌ها در مقایسه با گیاهان تحت تنش شوری بدون تیمار سیلیس شد. تیمار ۱۰ میلی‌مولار سیلیس در مقایسه با ۲۰ میلی‌مولار سیلیس به طور مؤثرتری سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی رشد گیاه تربچه شد. در تیمار ۱۰ میلی‌مولار سیلیس توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم میزان وزن تر و خشک، و محتوی آب برگ به‌ترتیب ۲۸٪، ۱۶٪ و ۲۹٪ کمتر از گیاه شاهد بود.

نتایج آنالیز واریانس نشان داد که تنش شوری در سطح معنی‌داری سبب کاهش میزان کلروفیل‌ها، F_v/F_m و PI_{ABS} در گیاهان شد، درحالیکه تیمار سیلیس در سطح معنی‌داری سبب کاهش اثرات مضر شوری بر آنها شد (جدول ۱). براساس نتایج مطالعه حاضر، کمترین میزان کلروفیل برگ در گیاهان تیمارشده با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم بدست آمد (شکل ۲a). میزان کلروفیل برگ در تیمار ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم ۴۳٪ کمتر از گیاه شاهد بود. محلول‌پاشی گیاهان با غلظت‌های مختلف سیلیکات‌پتاسیم سبب ایجاد تفاوت معنی‌داری در میزان کلروفیل کل برگ‌های گیاه تربچه در مقایسه با گیاه شاهد نشد (جدول ۱). تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی میزان کلروفیل برگ‌ها شد (جدول ۱). میزان کلروفیل برگ‌ها در گیاهان تیمارشده با غلظت‌های ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۱۷٪ و ۲۰٪ کمتر از گیاه شاهد بود (شکل ۲a). اندازه‌گیری میزان فلورسانس کلروفیل‌ها نشان داد که هر دو شاخص F_v/F_m و PI_{ABS} در پاسخ به تنش شوری کاهش معنی‌داری نشان دادند (شکل b و ۲c). میزان F_v/F_m و PI_{ABS} در تیمار ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۱۷٪ و ۶۵٪ کمتر از گیاه شاهد بود. در پاسخ به محلول‌پاشی گیاهان با سیلیکات‌پتاسیم میزان F_v/F_m و PI_{ABS} تفاوت معنی‌داری را با گیاه شاهد نشان ندادند (جدول ۱). در گیاهان تیمارشده با سیلیس میزان کاهش F_v/F_m و PI_{ABS} در پاسخ به تنش شوری کمتر از میزان کاهش مشاهده در تنش شوری بدون تیمار سیلیس بود. تیمار ۱۰ میلی‌مولار سیلیس در کاهش اثرات شوری مؤثرتر از ۲۰ میلی‌مولار بود. میزان F_v/F_m و PI_{ABS} در تیمار ۱۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۳٪ و ۱۹٪ کمتر از گیاه شاهد بود. با توجه به کاهش شاخص‌های فتوسنتزی، میزان سنتز کربوهیدرات‌ها در پاسخ به تنش شوری در سطح معنی‌داری کاهش نشان داد (جدول ۲). کمترین میزان کربوهیدرات‌ها در برگ‌های گیاهان تیمارشده با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم ملاحظه گردید و به میزان ۱۲٪ کمتر از گیاه شاهد بود (شکل

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

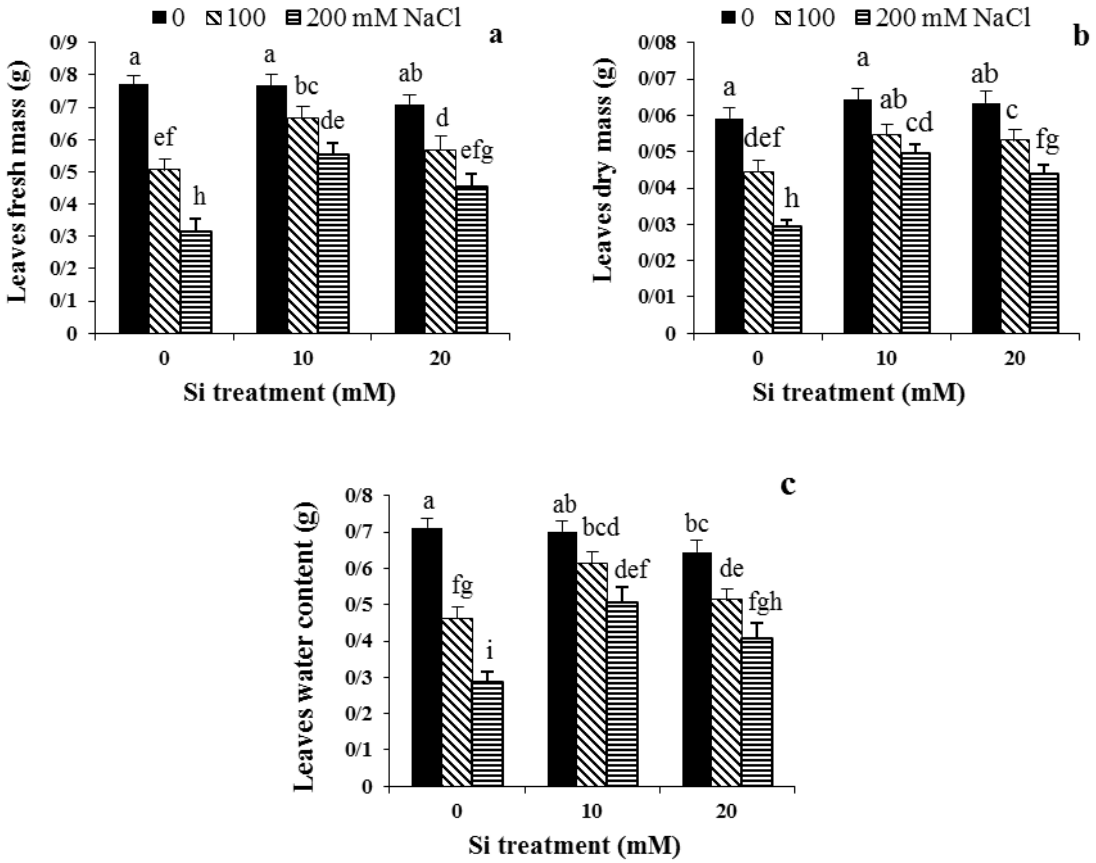
[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

۲d). میزان کربوهیدرات‌ها در پاسخ به تیمار سیلیس تفاوت معنی‌داری با گیاه شاهد نشان نداد (جدول ۲). تیمار سیلیس باعث جلوگیری از اثرات مضر تنش شوری بر میزان کربوهیدرات‌ها شد (جدول ۲). میزان کربوهیدرات برگ‌ها در تیمار سیلیس توأم با کلریدسدیم افزایش معنی‌داری با گیاه شاهد نشان داد. افزایش مشاهده‌شده در میزان کربوهیدرات‌ها

جدول ۱- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) تأثیر سیلیکات‌پتاسیم و کلریدسدیم بر وزن تر، وزن خشک و محتوی آب برگ، کلروفیل کل، F_v/F_m و PI_{ABS} برگ تربچه

منبع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		وزن تر برگ	وزن خشک برگ	محتوی آب برگ	کلروفیل کل	F_v/F_m	PI_{ABS}
سیلیکات‌پتاسیم	۲	۰/۱۳۶^{ns}	۰/۰۰۱۱^{ns}	۰/۶۱۴^{ns}	۴۰۸^{ns}	۰/۰۲۳^{ns}	۱۷۸۹^{ns}
کلریدسدیم	۲	۰/۷۰۸*	۰/۰۰۳۴*	۰/۱۱۵*	۱۲۰۸*	۰/۰۵۶*	۱۷۵۸*
سیلیکات‌پتاسیم × کلریدسدیم	۴	۰/۰۴۴*	۰/۰۰۰۲*	۰/۰۰۴*	۱۱۹*	۰/۰۰۸*	۱۷۵۱*
خطا	۸۱	۰/۰۰۱	۰۰۰	۰/۰۰۱	۵/۵۴	۰۰۰	۱۷۲۶*
کل	۹۰						

^{ns}عدم وجود تفاوت معنی‌دار، * معنی‌داری در سطح ($P\leq 0/05$)



شکل ۱- (a) مقدار وزن تر، (b) وزن خشک و (c) محتوی آب به‌ازای هر برگ تربچه تحت‌تأثیر سیلیکات‌پتاسیم در سه غلظت صفر (کنترل)، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار و تنش شوری ناشی از غلظت‌های صفر (کنترل)، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم. میانگین‌هایی که در هر ستون حداقل دارای یک حرف مشترک می‌باشند مطابق آزمون دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

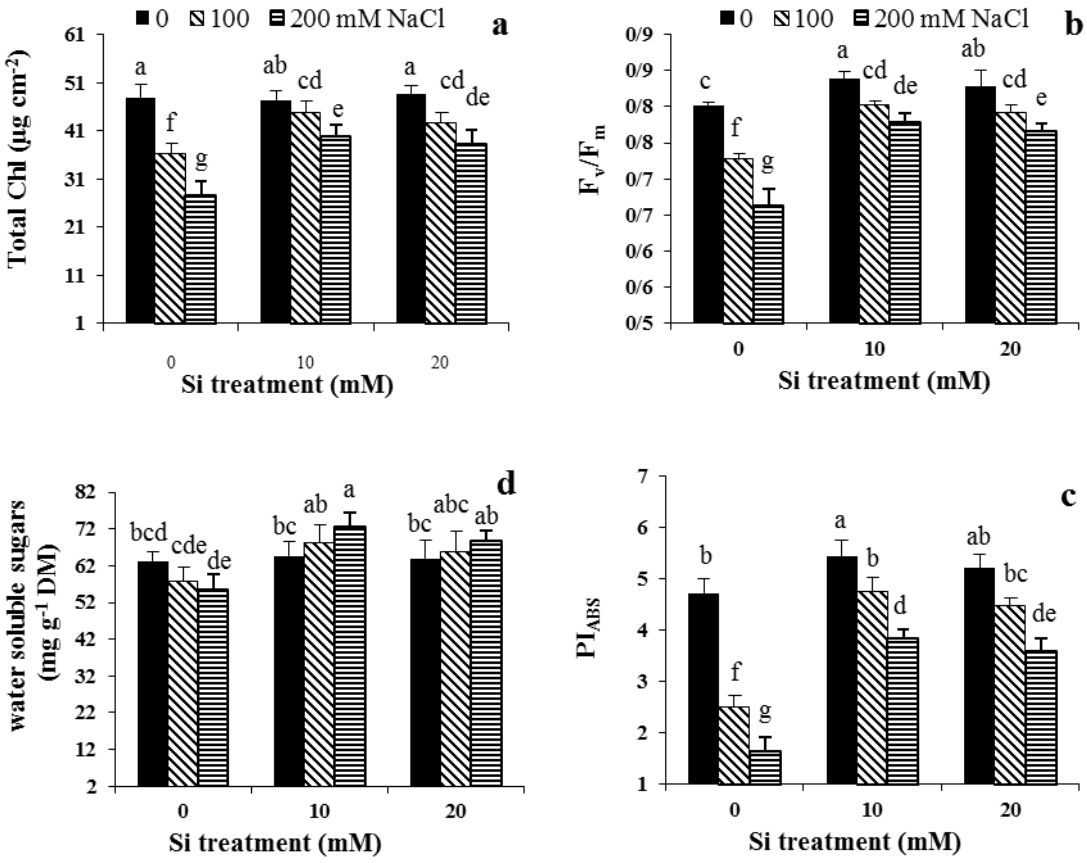
در تیمارهای ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۱۴٪ و ۸٪ بیشتر از گیاه شاهد بود.

براساس نتایج آنالیز واریانس، تیمار گیاهان با کلریدسدیم

جدول ۲- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) تأثیر سیلیکات‌پتاسیم و کلریدسدیم بر کربوهیدرات‌های محلول، پروتئین‌های محلول، پرولین، آب اکسیژنه و فعالیت سوپراکسید دیسموتاز برگ تربچه

منبع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		کربوهیدرات محلول	پروتئین	پرولین	آب اکسیژنه	سوپراکسید دیسموتاز
سیلیکات‌پتاسیم	۲	۳۰۸^{ns}	۷۱۱۰*	۱۶۷*	۱۱۸*	۵۱/۴*
کلریدسدیم	۲	۱۱/۷^{ns}	۴۲۶۰*	۱۲۶*	۴۶/۱*	۲۶/۷*
سیلیکات‌پتاسیم × کلریدسدیم	۴	۷۰/۶*	۳۵۷*	۱۰۰*	۲۵/۱*	۵/۱۲*
خطا	۱۸	۱۲/۱	۲۶/۳	۲/۰۸	۲/۵۸	۰/۲۷۲
کل	۲۷					

^{ns}عدم وجود تفاوت معنی‌دار، معنی‌داری در سطح (P≤0/05).



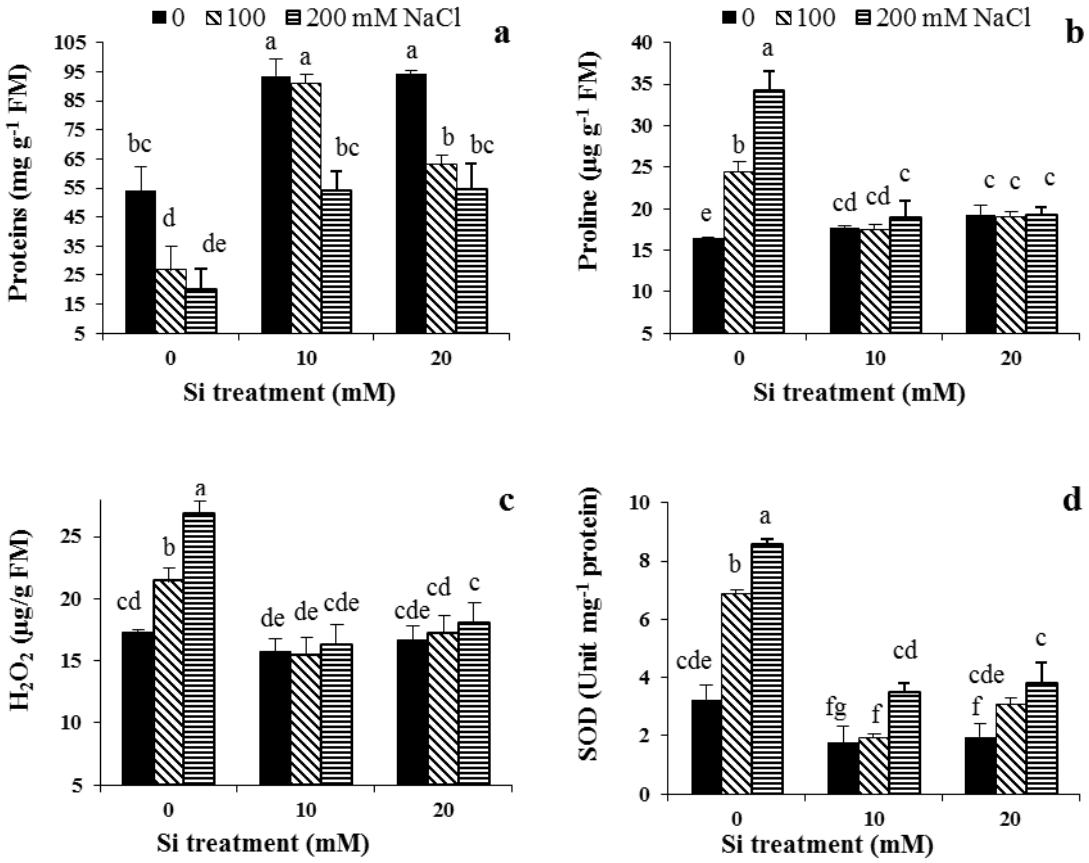
شکل ۲- (a) مقدار کلروفیل کل، (b) حداکثر بازده فتوسیستم II (F_v/F_m)، (c) بازده هر دو فتوسیستم I و II (PI_{ABS}) و (d) مقدار کربوهیدرات‌های محلول در آب برگ تربچه تحت تأثیر سیلیکات‌پتاسیم در سه غلظت صفر (کنترل)، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار و تنش شوری ناشی از غلظت‌های صفر (کنترل)، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم. میانگین‌هایی که در هر ستون حداقل دارای یک حرف مشترک می‌باشند

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

مطابق آزمون دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند.

میزان پروتئین‌های برگ گیاه تربچه را در سطح معنی‌داری کاهش داد، درحالیکه سیلیس سبب افزایش معنی‌دار آن شد



شکل ۳- (a) مقدار پروتئین‌های محلول، (b) پرولین، (c) آب اکسیژنه و (d) فعالیت سوپراکسید دیسموتاز برگ تربچه تحت‌تأثیر سیلیکات‌پتاسیم در سه غلظت صفر (کنترل)، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار و تنش شوری ناشی از غلظت‌های صفر (کنترل)، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم.

میانگین‌هایی که در هر ستون حداقل دارای یک حرف مشترک می‌باشند مطابق آزمون دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند.

(جدول ۲). با توجه به شکل ۳a، میزان پروتئین‌های برگ در تیمارهای ۱۰۰٪ و ۲۰۰٪ کلریدسدیم به‌ترتیب ۵۰٪ و ۶۳٪ کمتر از گیاه شاهد بود. براساس نتایج، تیمار ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم بدون شوری میزان پروتئین‌های برگ را به میزان مساوی و تقریباً ۷۳٪ بیشتر از گیاه شاهد افزایش دادند. در تیمار سیلیس توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم میزان پروتئین‌های برگ تفاوت معنی‌داری با گیاه شاهد نشان نداد. تجزیه واریانس نشان داد که تنش شوری سبب افزایش معنی‌دار میزان پرولین، آب اکسیژنه و فعالیت سوپراکسید دیسموتاز شد، درحالیکه تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری شد (جدول ۲). میزان پرولین برگ در پاسخ به ۱۰۰٪ و ۲۰۰٪ کلریدسدیم به‌ترتیب ۴۹٪ و ۱۰۰٪ بیشتر از گیاه شاهد بود (شکل ۳b). در پاسخ به تیمار ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم بدون شوری میزان پرولین برگ به‌ترتیب ۸٪ و ۱۸٪ بیشتر از گیاه شاهد بود. تنش شوری ۲۰۰ میلی‌مولار توأم با و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم میزان پرولین را به‌ترتیب ۱۶٪ و ۱۸٪ بیشتر از گیاه افزایش داد. نتایج نشان داد که آبیاری گیاهان با ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

میزان آب اکسیژنه برگ را به‌ترتیب ۲۴٪ و ۵۶٪ بیشتر از گیاه شاهد افزایش داد (شکل ۳c). در تیمار سیلیس بدون و یا توأم با تنش شوری تفاوت معنی‌داری در میزان آب اکسیژنه برگ ملاحظه نشد. تنش شوری ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم فعالیت سوپراکسید دیسموتاز برگ را به‌ترتیب ۱۲۸٪ و ۱۶۵٪ بیشتر از گیاه شاهد افزایش داد (شکل ۳d). فعالیت سوپراکسید دیسموتاز در پاسخ به تیمارهای ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم به‌ترتیب ۴۵٪ و ۴۰٪ کمتر از گیاه

جدول ۳- تجزیه واریانس (میانگین مربعات) تأثیر سیلیکات‌پتاسیم و کلریدسدیم بر فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها، ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP و مالون دی‌آلدئید برگ تربچه

منبع تغییرات	درجه آزادی	میانگین مربعات			
		فنل	آنتوسیانین	ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP	مالون‌دی‌آلدئید
سیلیکات‌پتاسیم	۲	۸۴۳۸۴*	۰/۱۴۸*	۸۸۹*	۱۱۸*
کلریدسدیم	۲	۲۶۱۱۷*	۰/۰۹۴*	۷/۸۰*	۱۱۹*
سیلیکات‌پتاسیم × کلریدسدیم	۴	۱۷۴۰۳*	۰/۰۰۹*	۴۵/۰۹*	۲۵/۱۸*
خطا	۱۸	۱۳۸	۰/۰۰۴	۶/۰۰۱	۳/۸۴
کل	۲۷				

ns عدم وجود تفاوت معنی‌دار، معنی‌داری در سطح (P≤0/05).

شاهد بود. در تیمار گیاهان با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم توأم با سیلیکات‌پتاسیم تفاوت معنی‌داری در فعالیت سوپراکسید دیسموتاز در مقایسه با گیاه شاهد مشاهده نشد.

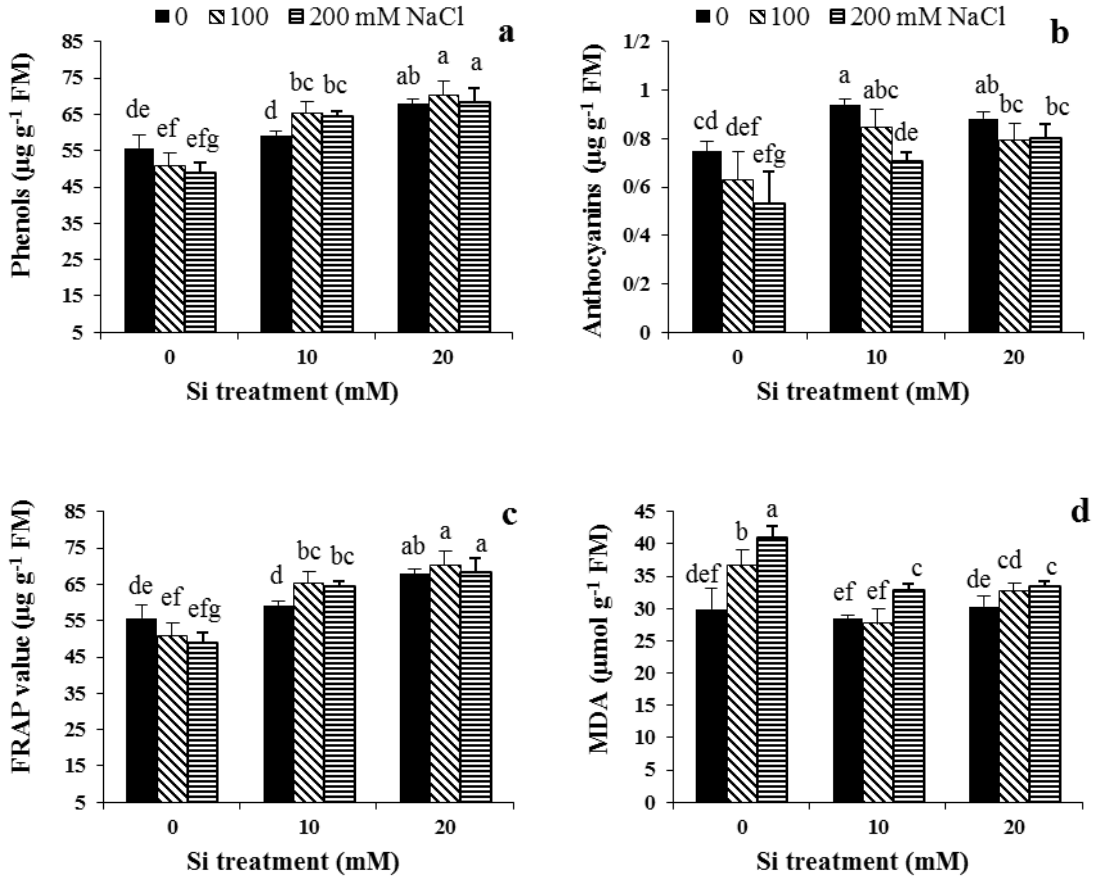
تجزیه واریانس نشان داد که تیمار شوری سبب کاهش جزئی در میزان فنل‌های برگ گیاه تربچه شد، درحالیکه تیمار سیلیس توأم با تنش شوری میزان فنل‌های برگ را در سطح معنی‌داری افزایش داد (جدول ۳، شکل ۴a). مقدار فنل‌های برگ در تیمارهای ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۱۶٪ و ۲۲٪ بیشتر از گیاه کنترل بود. میزان آنتوسیانین‌های برگ در پاسخ به تنش شوری در سطح معنی‌داری کاهش یافت (جدول ۳، شکل ۴b). بیشترین کاهش میزان آنتوسیانین‌ها در برگ گیاه در پاسخ به تیمار ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم و تقریباً ۲۹٪ کمتر از گیاه شاهد بود. تیمار سیلیس با یا بدون تنش شوری سبب افزایش میزان آنتوسیانین‌ها شد. بیشترین میزان افزایش در آنتوسیانین‌ها در تیمار ۱۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم به میزان ۳۰٪ بیشتر از گیاه شاهد مشاهده شد. نتایج اندازه‌گیری ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP گیاه نشان داد که آبیاری گیاهان با کلریدسدیم سبب کاهش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP شد که بیشترین میزان کاهش در آبیاری با ۲۰۰ میلی‌مولار و تقریباً ۱۲٪ کمتر از گیاه شاهد مشاهده شد (جدول ۳، شکل ۴c). تنش شوری توأم با تیمار سیلیس سبب افزایش معنی‌دار ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP شد (جدول ۳). ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP در تیمار ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم توأم با ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۱۶٪ و ۲۲٪ بیشتر از گیاه شاهد بود. تجزیه واریانس نشان داد که تنش شوری سبب افزایش معنی‌دار میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء شد (جدول ۳). میزان مالون‌دی‌آلدئید که شاخص پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء است در گیاهان آبیاری‌شده با ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم به‌ترتیب ۲۳٪ و ۳۷٪ بیشتر از گیاه شاهد بود (شکل ۴d). در پاسخ به تیمار سیلیس بدون شوری تفاوت معنی‌داری در میزان مالون‌دی‌آلدئید ملاحظه نشد. در تنش شوری ۲۰۰ میلی توأم با ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار سیلیکات‌پتاسیم میزان مالون‌دی‌آلدئید به‌ترتیب ۱۰٪ و ۱۲٪ بیشتر از گیاه شاهد بود.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

بحث

پاسخ گیاه به تنش شوری عمدتاً در دو مرحله به صورت تنش اسمزی و یونی صورت می‌گیرد. مرحله اول مربوط به تنش خشکی ناشی از یون‌ها است و طی چند دقیقه تا چند روز پس از تنش آغاز می‌شود که منجر به تأخیر در رشد گیاه می‌شود. اثرات مضر تنش شوری در گیاهان در مرحله دوم وابسته به تجمع بیش از حد یون‌ها در سلول‌های گیاه است که می‌تواند منجر به کاهش فرآیندهای متابولیکی و درنهایت مرگ سلول



شکل ۴- (a) میزان فنل‌ها، (b) آنتوسیانین‌ها و (c) ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP و (d) مالون دی‌آلدئید برگ تربچه تحت‌تأثیر سیلیکات‌پتاسیم در سه غلظت صفر (کنترل)، ۱۰ و ۲۰ میلی‌مولار و تنش شوری ناشی از غلظت‌های صفر (کنترل)، ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی‌مولار کلریدسدیم. میانگین‌هایی که در هر ستون حداقل دارای یک حرف مشترک می‌باشند مطابق آزمون دانکن اختلاف معنی‌داری ندارند.

شود (Ibrahimova *et al.*, 2021). در مطالعه حاضر، تنش شوری سبب کاهش میزان رشد گیاه تربچه شد که در کاهش وزن تر و خشک و محتوی آب برگ گیاه منعکس است. سیلیس یکی از عناصر مفید برای گیاهان و سازگار با محیط زیست است و اثرات مفیدی در کاهش اثرات مضر تنش شوری در گیاهان دارد (Hurtado *et al.*, 2020). در مطالعه حاضر، تیمار سیلیس در گیاه تربچه سبب جلوگیری از اثرات مضر تنش شوری بر روی رشد گیاه شد. تیمار سیلیس گیاه تربچه محتوی نسبی آب برگ گیاهان تحت تنش شوری را در مقایسه با تنش شوری بدون سیلیس افزایش داد که با گزارشات محققان مبنی بر نقش سیلیس در تنظیم اسمزی گیاه مطابقت دارد (Rizwan *et al.*, 2015; Abdelaal *et al.*, 2020; Hurtado *et al.*, 2020). گزارشاتی مشابهی مبنی بر نقش سیلیس در کاهش اثرات مضر تنش شوری در گیاهان گندم، جو، ذرت و گوجه‌فرنگی وجود دارد (Liang, 1999; Al-aghabary *et al.*, 2005; Kaya *et al.*, 2006; Tuna *et al.*, 2008). در شرایط تنش شوری، سیلیس با کاهش جذب یون سدیم و افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

جذب عنصر پتاسیم سبب کاهش اثرات مضر تنش بر روی رشدونمو گیاهان می‌شود (Rizwan *et al.*, 2015).

مطالعه فرایند فتوسنتز در پاسخ به تنش‌های محیطی دارای نقش مهمی در تعیین شدت تنش در گیاهان است (Hajihashemi *et al.*, 2018). تنش اسمزی ناشی از شوری سبب کاهش میزان آب و کوچک‌شدن سلول می‌شود و ادامه شرایط تنش سبب کاهش تقسیم و رشد سلول‌ها و کاهش سطح برگ گیاه می‌شود که درنتیجه میزان فتوسنتز و محصولات فتوسنتزی و رشد گیاه کاهش می‌یابد (Munns *et al.*, 2006). میزان فلورسانس کلروفیل‌ها نشانگر کارایی انتقال الکترون در فتوسیستم‌ها و سلامت غشای تیلاکوئیدها است (Hajihashemi *et al.*, 2020). بنابراین کاهش مشاهده‌شده در شاخص‌های F_v/F_m و PI_{ABS} در گیاه تربچه در پاسخ به آبیاری گیاه با کلریدسدیم نشانگر اثرات منفی تنش شوری بر روی سیستم فتوسنتزی گیاه است. در گیاهان آبیاری‌شده با کلریدسدیم رابطه مستقیمی بین کاهش شاخص‌های فلورسانس و میزان کلروفیل‌ها مشاهده شد. نتایج نشان داد که آبیاری گیاهان تربچه با غلظت بالای کلریدسدیم سبب کاهش توأم میزان کلروفیل‌ها و بازده کوانتومی فتوسیستم‌ها شد. تنش شوری سبب کاهش بازدهی فلورسانس کلروفیل‌ها به‌دلیل کاهش انتقال الکترون در فتوسیستم‌ها می‌شود (Mehta *et al.*, 2010). زمانی که گیاهان در معرض تنش قرار می‌گیرند، میزان عملکرد کوانتومی (F_v/F_m) به‌منظور ایجاد تعادل بین میزان انتقال الکترون فتوسنتزی و متابولیسم کربن کاهش می‌یابد (Krause and Weis, 1991). تیمار سیلیس سبب کاهش اثرات مضر تنش شوری بر روی میزان کلروفیل‌ها در گیاه تربچه شد درحالیکه در تیمار سیلیس بدون شوری تغییر معنی‌داری در میزان کلروفیل‌ها مشاهده نشد که مطابق با گزارش Zhang و همکاران (۲۰۱۸b) در گیاه گوجه‌فرنگی است. همچنین، گزارشاتی مبنی بر عملکرد بهتر فتوسیستم‌ها در گیاهان تیمار شده با سیلیس در شرایط تنش وجود دارد (Zhang *et al.*, 2018b; Rastogi *et al.*, 2019) که مطابق با نتایج بدست‌آمده از مطالعه حاضر است، زیرا میزان F_v/F_m و PI_{ABS} در تنش شوری توأم با سیلیس بیشتر از تنش شوری بدون تیمار سیلیس بود. براساس گزارش Bukhat و همکاران (۲۰۲۰)، تیمار سالیسیلیک اسید از طریق کنترل سیستم انتقال در بین فتوسیستم‌ها و همچنین افزایش فعالیت سیستم آنتی‌اکسیدانی گیاه و جلوگیری از تجمع ROS در گیاهان تحت تنش شوری سبب کاهش اثرات مضر تنش بر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی و فلورسانس کلروفیل‌ها می‌شود، که با نتایج مشاهده شده در مطالعه حاضر بر روی گیاه تربچه مطابقت دارد. در گیاهان تربچه آبیاری‌شده با کلریدسدیم میزان کربوهیدرات‌ها کاهش معنی‌داری نشان داد که حاصل کاهش فعالیت فتوسنتزی گیاه است، درحالیکه سیلیس سبب افزایش میزان کربوهیدرات‌ها در گیاهان تحت تنش شد. گیاهان در تنش‌های محیطی از قبیل خشکی و شوری با ذخیره مواد تنظیم‌کننده اسمزی با این تنش‌ها مقابله می‌کنند. مواد تنظیم‌کننده اسمزی بیشتر شامل اسیدهای آمینه، قندها برخی یون‌های معدنی و پروتئین‌ها هستند (Liu *et al.*, 2000). طبق گزارش Rizwan و همکاران (۲۰۱۵)، تیمار سیلیس با افزایش میزان تجمع اسمولیت‌هایی مانند کربوهیدرات‌ها و پروتئین‌ها سبب افزایش مقاومت گیاهان به تنش شوری می‌شود که با نتایج مشاهده شده در گیاه تربچه مطابقت دارد. انباشت پرولین در گیاهان تحت شرایط تنش به تنظیم فشار اسمزی ناشی از افزایش بیش از حد یون‌های سمی (Na^+ و Cl^-) کمک می‌کنند (Munns *et al.*, 2016). محتوی پرولین در گیاهان تربچه تحت تنش شوری افزایش معنی‌داری نشان داد که با گزارش Bukhat و همکاران (۲۰۲۰) مطابقت دارد. افزایش پرولین در پاسخ به تنش شوری می‌تواند جهت تنظیم اسمزی گیاه در پاسخ به غلظت‌های بالای سدیم آب باشد (Liu *et al.*, 2000). میزان پرولین در تیمار سیلیس تحت تنش شوری تفاوت معنی‌داری با گیاه شاهد نشان نداد که با نتایج بدست‌آمده در گیاه سورگوم مطابقت دارد (Hurtado *et al.*, 2020). براساس گزارش Zhang و همکاران (۲۰۱۸a)، تیمار سیلیس در تنش شوری کوتاه مدت سبب ایجاد تغییر معنی‌داری در میزان پرولین گیاه *Glycyrrhiza uralensis* نشد که مطابق با نتایج مطالعه حاضر در گیاه تربچه است. عدم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

افزایش میزان پرولین در تنش شوری توأم با تیمار سیلیس می‌تواند به تجزیه پرولین به‌عنوان یک منبع تأمین‌کننده کربن و نیتروژن جهت بازیابی گیاهان از شرایط تنش، حفظ تمامیت غشای سلولی و حذف ROS مرتبط باشد (Hurtado *et al.*, 2020). میزان پروتئین‌های محلول در برگ گیاه تربچه در پاسخ به تنش شوری کاهش معنی‌داری نشان داد، درحالیکه تیمار سیلیس سبب افزایش میزان پروتئین‌ها در پاسخ به تنش شوری شد که موافق با گزارشات سایر محققان است (Jaleel *et al.*, 2008; Khan *et al.*, 2013; Abbasi *et al.*, 2016; Farhat *et al.*, 2016). افزایش میزان پروتئین‌ها می‌تواند به نقش آنها در تنظیم اسمزی در شرایط تنش شوری و همچنین افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان مرتبط باشد (Hurtado *et al.*, 2020).

تنش شوری سبب ایجاد اختلال در سیستم انتقال الکترون در فتوسیستم‌ها و فعالیت آنزیم‌های چرخه کالوین می‌شود. بدین ترتیب تنش شوری سبب القاء تنفس نوری شده و با حرکت الکترون‌ها به سمت اکسیژن تولید آب اکسیژنه افزایش می‌یابد (Khan *et al.*, 2013). تجمع رادیکال‌های آزاد اکسیژن در پاسخ به تنش سبب آسیب اکسیداتیو به لیپیدهای غشاء، پروتئین‌ها و اسیدهای نوکلئیک می‌شوند (Taibi *et al.*, 2016). تنش شوری در گیاه تربچه سبب افزایش میزان آب اکسیژنه شد و درنتیجه میزان پروتئین‌ها کاهش معنی‌داری نشان داد. آنزیم سوپراکسید دیسموتاز اولین خط دفاعی در مقابل تنش اکسیداتیو در گیاهان است که سبب دیسموتاسیون رادیکال‌های سوپراکسید و تولید آب اکسیژنه می‌شود (Gupta *et al.*, 2018). در گیاهان تربچه آبیاری‌شده با کلریدسدیم افزایش معنی‌داری در فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز ملاحظه شد که با افزایش مشاهده‌شده در میزان آب اکسیژنه هماهنگ بود. تیمار سیلیس در گیاهان تحت تنش شوری افزایش معنی‌داری در فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز و تجمع آب اکسیژنه ملاحظه نشد که مطابق با گزارش Zhang و همکاران (۲۰۱۸a) است. تیمار سیلیس می‌تواند با افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانت از قبیل کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و گلوتاتیون ردوکتاز سبب کاهش تجمع ROS در شرایط تنش شوری در گیاه شود، درحالیکه تفاوت معنی‌داری در فعالیت سوپراکسید دیسموتاز مشاهده نمی‌شود (Zhang *et al.*, 2018a). تنش شوری سبب کاهش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی FRAP در گیاه تربچه شد ولی در شوری توأم با سیلیس افزایش معنی‌داری نشان داد که توأم با کاهش میزان آب اکسیژنه بود. در گیاهان تحت تنش، نه تنها آنتی‌اکسیدانت‌های آنزیمی، بلکه آنتی‌اکسیدانت‌های غیرآنزیمی نیز نقش مهمی در حذف رادیکال‌های سوپراکسید ایفا می‌کنند (Zhang *et al.*, 2018a). گیاهانی که برای مقابله با تنش اکسیداتیو ایجادشده در اثر تنش شوری، دارای سیستم آنتی‌اکسیدانتی با کارایی بالا هستند که می‌توانند رادیکال‌های آزاد را از بین برده یا خنثی کنند و از تنش اکسیداتیو جلوگیری کنند (Taibi *et al.*, 2016). در اثر تیمار گیاه تربچه با سیلیس مقدار آنتی‌اکسیدانت‌های غیرآنزیمی (فنل‌ها، آنتوسیانین‌ها و پرولین) در سطح معنی‌داری افزایش یافتند که مانع از تجمع ROS و آسیب به غشای سلولی شدند. ترکیبات فنولی از جمله این مواد آنتی‌اکسیدانت غیرآنزیمی محلول در آب هستند که با دادن اتم هیدروژن به ROS سبب خنثی‌شدن آنها در گیاهان شود (Frary *et al.*, 2010). آنتوسیانین‌ها نیز جزء ترکیبات فنولی هستند که دارای خاصیت آنتی‌اکسیدانی هستند (He *et al.*, 2010). یکی از عواقب اصلی تجمع ROS در گیاهان پراکسیداسیون لیپیدهای غشا است که از طریق سنجش غلظت مالون‌دی‌الدئید اندازه‌گیری می‌شود (Taibi *et al.*, 2016). تنش شوری سبب افزایش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء در گیاه تربچه شد، درحالیکه تیمار سیلیس سبب جلوگیری از اثرات مضر شوری بر لیپیدهای غشاء شد که می‌تواند به‌دلیل نقش آن در افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانت کل گیاه و حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن باشد.

نتیجه‌گیری

به‌طورکلی بررسی اثرات تیمار سیلیس در گیاه تربچه تحت تنش شوری حاکی از بهبود شاخص‌های رشد، فلورسانس و محتوی کلروفیل‌ها، بیوسنتز کربوهیدرات‌ها، آنتی‌اکسیدانت‌ها،

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

و پروتئین‌ها و درنتیجه حذف رادیکال‌های آزاد اکسیژن و ممانعت از آسیب به غشاهای سلولی و درنتیجه افزایش مقاومت گیاه به غلظت بالای سدیم بود. نتایج این آزمایش زمینه را برای مطالعات بیشتر در زمینه استفاده از سیلیس به عنوان یک عنصر سازگار با محیط‌زیست به‌منظور افزایش مقاومت گیاهان به تنش شوری فراهم نمود که نیاز به مطالعات بیشتر بر روی پاسخ‌های مولکولی گیاه دارد تا بتوان به یک نتیجه قطعی دست یافت.

منابع

Abbasi, H., Jamil, M., Haq, A., Ali, S., Ahmad, R. and Malik, Z. (2016) Salt stress manifestation on plants, mechanism of salt tolerance and potassium role in alleviating it: A review. Zemdirbyste-Agriculture 103: 229-238.

Abdelaal, K. A., Mazrou, Y. S. and Hafez, Y. M. (2020) Silicon foliar application mitigates salt stress in sweet pepper plants by enhancing water status, photosynthesis, antioxidant enzyme activity and fruit yield. Plants 9: 733.

Al-aghabary, K., Zhu, Z. and Shi, Q. (2005) Influence of silicon supply on chlorophyll content, chlorophyll fluorescence, and antioxidative enzyme activities in tomato plants under salt stress. Journal of Plant Nutrition 27: 2101-2115.

Bates, L., Waldren, R. and Teare, I. (1973) Rapid determination of free proline for water-stress studies. Plant and soil 39: 205-207.

Benzie, I. F. and Strain, J. J. (1996) The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. Analytical Biochemistry 239: 70-76.

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: 248-254.

Chen, W., Yao, X., Cai, K. and Chen, J. (2011) Silicon alleviates drought stress of rice plants by improving plant water status, photosynthesis and mineral nutrient absorption. Biological Trace Element Research 142: 67-76.

Bukhat, S., Manzoor, H., Athar, H. U. R., Zafar, Z. U., Azeem, F. and Rasoul, S. (2020) Salicylic acid induced photosynthetic adaptability of *Raphanus sativus* to salt stress is associated with antioxidant capacity. Journal of Plant Growth Regulation 39: 809-822.

Debona, D., Rodrigues, F. A. and Datnoff, L. E. (2017) Silicon's role in abiotic and biotic plant stresses. Annual Review of Phytopathology 55: 85-107.

Deshmukh, R. K., Vivancos, J., Guerin, V., Sonah, H., Labbe, C., Belzile, F. and Belanger, R. R. (2013) Identification and functional characterization of silicon transporters in soybean using comparative genomics of major intrinsic proteins in Arabidopsis and rice. Plant Molecular Biology 83: 303-315.

DuBois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. T. and Smith, F. (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Analytical Chemistry 28: 350-356.

Farhat, N., Elkhouni, A., Zorrig, W., Smaoui, A., Abdelly, C. and Rabhi, M. (2016) Effects of magnesium deficiency on photosynthesis and carbohydrate partitioning. Acta Physiologiae Plantarum 38: 145.

Feng, J., Yamaji, N. and Mitani-Ueno, N. (2011) Transport of silicon from roots to panicles in plants. Proceedings of the Japan Academy, Series B 87: 377-385.

Frary, A., Gol, D., Keles, D., Okmen, B., Pınar, H., Sıgva, H. O., Yemenicioglu, A. and Doganlar, S. (2010) Salt tolerance in Solanum pennellii: Antioxidant response and related QTL. BMC Plant Biology 10: 58.

Gregoire, C., Remus-Borel, W., Vivancos, J., Labbe, C., Belzile, F. and Belanger, R. R. (2012) Discovery of a multigene family of aquaporin silicon transporters in the primitive plant Equisetum arvense. The Plant Journal 72: 320-330.

Gupta, D. K., Palma, J. M. and Corpas, F. J. (2018) Antioxidants and Antioxidant Enzymes in Higher Plants. Springer.

Hajihashemi, S., Brestic, M., Kalaji, H., Skalicky, M. and Noedoost, F. (2020) Environmental pollution is reflected in the activity of the photosynthetic apparatus. Photosynthetica 58: 529-539.

Hajihashemi, S., Noedoost, F., Geuns, J. M. C., Djalovic, I. and Siddique, K. H. M. (2018) Effect of cold stress on photosynthetic traits, carbohydrates, morphology, and anatomy in nine cultivars of *Stevia rebaudiana*. Frontiers in Plant Science 9.

He, F., Mu, L., Yan, G. L., Liang, N. N., Pan, Q. H., Wang, J., Reeves, M. J. and Duan, C. Q. (2010) Biosynthesis of anthocyanins and their regulation in colored grapes. Molecules 15: 9057-9091.

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

Ibrahimova, U., Kumari, P., Yadav, S., Rastogi, A., Antala, M., Suleymanova, Z., Zivcak, M., Tahjib-Ul-Arif, M., Hussain, S. and Abdelhamid, M. (2021) Progress in understanding salt stress response in plants using biotechnological tools. Journal of Biotechnology 329: 180-191.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

Hurtado, A. C, Chiconato, D. A., Prado, R. de M., Sousa Junior, G. da S., Gratao, P. L., Felisberto, G. and Mathias dos Santos, D. M. (2020) Different methods of silicon application attenuate salt stress in sorghum and sunflower by modifying the antioxidative defense mechanism. Ecotoxicology and Environmental Safety 203: 110964-110975.

Jaleel, C. A., Kishorekumar, A., Manivannan, P., Saankar, B., Gomathinayagam, M. and Panneerselvam, R. (2008) Salt stress mitigation by calcium chloride in *Phyllanthus amarus*. Acta Botanica Croatica 67: 53-62.

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

Khan, M. I. R., Asgher, M., Iqbal, N. and Khan, N. A. (2013) Potentiality of sulphur-containing compounds in salt stress tolerance. Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress. Springer 443-472

Kopittke, P. M., Menzies, N. W., Wang, P., McKenna, B. A. and Lombi, E. (2019) Soil and the intensification of agriculture for global food security. Environment International 132: 105078.

Krause, G. and Weis, E. (1991) Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics. Annual Review of Plant Biology 42: 313-349.

Liang, Y. (1999) Effects of silicon on enzyme activity and sodium, potassium and calcium concentration in barley under salt stress. Plant and Soil 209: 217.

Liu, B., Soundararajan, P. and Manivannan, A. (2019) Mechanisms of silicon-mediated amelioration of salt stress in plants. Plants 8: 307.

Liu, Q., Zhang, Y. and Chen, S. (2000) Plant protein kinase genes induced by drought, high salt and cold stresses. Chinese Science Bulletin 45: 1153-1157.

Luyckx, M., Hausman, J. F., Lutts, S. and Guerriero, G. (2017a) Impact of silicon in plant biomass production: Focus on bast fibres, hypotheses, and perspectives. Plants 6: 37.

Luyckx, M., Hausman, J. F., Lutts, S. and Guerriero, G. (2017b) Silicon and plants: Current knowledge and technological perspectives. Frontiers in Plant Science 8: 411.

Ma, J. F. and Takahashi, E. (2002) Soil, Fertilizer, and Plant Silicon Research in Japan. Elsevier.

Mehta, P., Jajoo, A., Mathur, S. and Bharti, S. (2010) Chlorophyll a fluorescence study revealing effects of high salt stress on Photosystem II in wheat leaves. Plant Physiology and Biochemistry 48: 16-20.

Mudgal, V., Madaan, N. and Mudgal, A. (2010) Biochemical mechanisms of salt tolerance in plants: A review. International Journal of Botany 6: 136-143.

Munns, R., James, R. A., Gilliham, M., Flowers, T. J. and Colmer, T. D. (2016) Tissue tolerance: An essential but elusive trait for salt-tolerant crops. Functional Plant Biology 43: 1103-1113.

Munns, R., James, R. A. and Lauchli, A. (2006) Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. Journal of Experimental Botany 57: 1025-1043.

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

Rastogi, A., Tripathi, D. K., Yadav, S., Chauhan, D. K., Zivcak, M., Ghorbanpour, M., El-Sheery, N. I. and Brestic, M. (2019) Application of silicon nanoparticles in agriculture. 3 Biotech 9: 1-11.

Rizwan, M., Ali, S., Ibrahim, M., Farid, M., Adrees, M., Bharwana, S. A., Zia-ur-Rehman, M., Qayyum, M. F. and Abbas, F. (2015) Mechanisms of silicon-mediated alleviation of drought and salt stress in plants: A review. Environmental Science and Pollution Research 22: 15416-15431.

Singleton, V. and Rossi, J. A. (1965) Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. American Journal of Enology and Viticulture 16: 144-158.

Taibi, K., Taibi, F., Abderrahim, L. A., Ennajah, A., Belkhodja, M. and Mulet, J. M. (2016) Effect of salt stress on growth, chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidant defence systems in *Phaseolus vulgaris* L. South African Journal of Botany 105: 306-312.

Takahashi, E., Ma, J. and Miyake, Y. (1990) The possibility of silicon as an essential element for higher plants. Comments on Agricultural and Food Chemistry 2: 99-102.

Tuna, A. L., Kaya, C., Higgs, D., Murillo-Amador, B., Aydemir, S. and Girgin, A. R. (2008) Silicon improves salinity tolerance in wheat plants. Environmental and Experimental Botany 62: 10-16.

Velikova, V., Yordanov, I. and Edreva, A. (2000) Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: Protective role of exogenous polyamines. Plant Science 151: 59-66.

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

Zhang, W., Yu, X., Li, M., Lang, D., Zhang, X. and Xie, Z. (2018a) Silicon promotes growth and root yield of *Glycyrrhiza uralensis* under salt and drought stresses through enhancing osmotic adjustment and regulating antioxidant metabolism. Crop Protection 107: 1-11.

Zhang, Y., Yu, S., Gong, H. J., Zhao, H. L., Li, H. L., Hu, Y. H. and Wang, Y. C. (2018b) Beneficial effects of silicon on photosynthesis of tomato seedlings under water stress. Journal of Integrative Agriculture 17: 2151-2159.

Zuccarini, P. (2008) Effects of silicon on photosynthesis, water relations and nutrient uptake of *Phaseolus vulgaris* under NaCl stress. Biologia Plantarum 52: 157-160.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]

The effect of silicon treatment on improving the physiological response of radish (*Raphanus sativus* L.) to salinity stress

Shokoofeh Haji Hashemi *, Amolbanin Jahan Tigh and Ibrahim Fani

Department of Biology, Faculty of Basic Sciences, Khatam Al-Anbia University of Technology, Behbahan, Khuzestan

(Received: 24/03/2021, Accepted: 20/09/2021)

Abstract

The increasing population as well as high demand for cultivation of crops in the area with high salt concentration prompted the application of new strategies to improve plant tolerance to salinity stress. The present study was conducted to investigate the effect of potassium silicate (0, 10 and 20 mM) on reducing the harmful effect of salinity stress induced by sodium chloride (0, 100 and 200 mM) in radish. The experiment was performed as a pot experiment using a Randomized Complete Block Design with four replications. Salinity stress significantly reduced the chlorophylls content, chlorophyll fluorescence (F_v/F_m and PI_{ABS}), carbohydrates, proteins and plant biomass, while silicon treatment reduced the adverse effect of salinity stress. In response to salinity stress, proline, the activity of superoxide dismutase, H_2O_2 accumulation and membrane lipids peroxidation showed a significant increase, while the amounts of phenols, anthocyanins and FRAP antioxidant capacity of plants decreased. Silicon treatment increased phenols, anthocyanins and FRAP antioxidant capacity of salt stressed-plants, which was followed by the reduction of H_2O_2 accumulation and subsequently reduction of membrane lipids peroxidation. Based on the results of present study, it can be suggested that silicon treatment reduced the adverse effect of salinity on the growth and yield of radish plant through the improvement in chlorophylls content and fluorescence, reduction of reactive oxygen species, and increasing the antioxidants and osmotic compatible solutes.

Key words: Antioxidants, Carbohydrates, Chlorophylls fluorescence, Proline, Proteins.

Corresponding author, Email: hajihashemi@bkatu.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-27]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1401.11.47.3.2]