مقاله پژوهشی

بررسی اثرات متقابل کادمیوم و سیلیس بر صفات مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی توت‌فرنگی رقم 'پاروس'

محمود رستمی‌نیا[۱]، میلاد چراغی[۲]، جواد عرفانی‌مقدم[۳]*

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۸/۶- تاریخ پذیرش: ۱۴۰۱/۱۱/۲۳)

چکیده

در این پژوهش، اثرات عنصر سیلیسیم در کاهش تنش ناشی از فلز سنگین کادمیوم در توت‌فرنگی رقم 'پاروس' بررسی شد. آزمایش به صورت فاکتوریل در قالب طرح پایه کاملاً تصادفی در سه تکرار در گلخانه دانشکده کشاورزی دانشگاه ایلام انجام شد. تیمارهای مورد استفاده شامل کادمیوم از منبع نیترات‌کادمیوم در سه سطح (صفر، ۱۰۰ و ۲۰۰ میکرومولار) و سیلیسیم از منبع اکسیدسیلیسیم در دو سطح (صفر و ۲۰ میلی‌مولار) بود. دو ماه بعد از اعمال تیمارهای کادمیوم و سیلیسیم، برخی صفات فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی شامل تعداد برگ، تعداد روندک، ارتفاع بوته، سطح برگ، وزن تر و خشک شاخساره، نشت یونی، کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل‌کل، کاروتنوئید و میزان فتوسنتز بوته‌های توت‌فرنگی مورد ارزیابی قرار گرفت. نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد با افزایش میزان کادمیوم، تعداد برگ، تعداد روندک، طول شاخساره، سطح برگ، وزن تر و خشک بوته در گیاه توت‌فرنگی کاهش یافت. همچنین کادمیوم سبب افزایش میزان نشت یونی (۶۸/۶۱ ٪) و کاهش میزان رنگیزه‌های کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل‌کل) به‌ترتیب ۶/۸۸، ۲/۶ و ۹/۴۷ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) و کاروتنوئید (۱/۷۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) و به‌دنبال آن موجب کاهش میزان فتوسنتز در گیاه شد. در مقابل استفاده از سیلیسیم موجب بهبود صفات فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی در گیاه توت‌فرنگی گردید و تا حد قابل قبولی آثار منفی کادمیوم را در خصوصیات رویشی گیاه کاهش داد.

کلمات کلیدی: کلروفیل کل، میزان فتوسنتز، نشت‌یونی، نیترات کادمیوم

۱- دانشیار گروه آب و خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ایلام، ایلام، ایران.

۲- دانش‌آموخته کارشناسی‌ارشد، گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ایلام، ایلام، ایران.

۳- دانشیار گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ایلام، ایلام، ایران.

* پست الکترونیک: J.erfani@ilam.ac.ir

مقدمه

امروزه یکی از بزرگترین چالش‌های پیش روی بشر، آلودگی آب‌ها و خاک‌ها با فلزهای سنگین است. فلزهای سنگین از طریق فعالیت‌های انسانی نظیر حفر و استخراج معادن، فعالیت‌های کشاورزی مثل مصرف بیش از حد کودهای فسفره و استفاده از اوره و کود دامی در مقادیر بیش از حد نیاز، کودهای شیمیایی، آفت‌کش‌ها، علف‌کش‌ها و حشره‌کش‌ها، لجن فاضلاب، پساب‌های صنعتی و خانگی، صنایع متالوژیکی و الکترونیک، باتری‌سازی و صنایع کشاورزی می‌توانند وارد چرخه محیط زیست می‌شوند (سوری[1] و همکاران، ۲۰۱۸). فلزهای سنگین موجب مسمومیت گیاه، کاهش رشد و عملکرد، زردی برگ‌های جوان، کاهش جذب برخی عناصر ضروری مانند آهن، کاهش میزان فتوسنتز و فعالیت‌های داخل سلول می‌گردد، همچنین موجب به خطر افتادن سلامت افراد جامعه و دیگر موجودات زنده می‌شوند (قاسمی و شهابی، ۱۳۸۹). کادمیوم یک فلز سنگین می‌باشد که جذب آن توسط گیاهان باعث ایجاد تنش در گیاه می‌شود و اثرات منفی بر رشد و نمو گیاهان دارد. برخی از اثرات مخرب کادمیوم در گیاهان شامل اختلال در بیوسنتز کلروفیل و کارایی فتوسنتر، سوخت و ساز کربوهیدرات‌ها، جذب عناصر و آب می‌گردد (دوگان[2] و همکاران، ۲۰۲۲). سیلیس یا سیلیسیم دی‌اکسید با فرمول شیمیایی SiO_2 فراوان‌ترین ترکیب اکسیدی موجود در پوستهٔ زمین (۳۱ درصد) پس از اکسیژن (۴۹ درصد) است و در طبیعت به صورت آزاد و یا به صورت ترکیب با دیگر اکسیدها وجود دارد (اسپوزیتو[3]، ۲۰۰۸). مطالعات زیادی نشان داده است که تیمار گیاهان با سیلیکون می‌تواند به‌طور چشمگیری تنش‌های زیستی و غیرزیستی مانند فلزهای سنگین، نمک، خشکی، سرما و یخ‌زدگی را کم کند (لیانگ‌یونگ‌چاوو[4] و همکاران، ۲۰۰۵؛ شهرتاش و محسن‌زاده[5]، ۲۰۱۱؛ محسن‌زاده[6] و همکاران، ۲۰۱۲). سیلیکون با تحریک سیستم پاداکسندگی در گیاه از طریق ایجاد کمپلکس با فلزهای سنگین و مهار انتقال فلزهای سنگین از ریشه به بخش‌های هوایی مانند واکوئل سلول‌های گیاهی، بخش‌بندی یون‌های فلزی و تحریک سیستم پاداکسنده در گیاهان، سبب تخفیف سمیت برخی از فلزهای سنگین می‌شود (نویمان و زیرنیدن[7]، ۲۰۰۱؛ گونگ[8] و همکاران، ۲۰۰۵). سیلیکون در آندودرم رسوب کرده و سبب کاهش انتقال کادمیوم از راه آپوپلاست یا فضای آزاد بین سلولی می‌شود (ابومریفه[9]، ۲۰۱۵).

نتایج حاصل از تحقیقی بر روی گیاه گوجه‌فرنگی نشان داد که وجود کادمیم در محلـول غذایی باعث کاهش معنی‌داری در وزن تر و خشک میوه، میزان سفتی، اسیدیته قابل تیتراسیون و در نهایت عملکرد در این گیاه می‌شود (کامرانی‌آلیله و همکاران، ۱۳۹۷). نتایج مطالعه دیگری که بر روی گیاه گوجه فرنگی و خیار انجام شد نیز نشان داد که کادمیوم سبب کاهش رشد می‌شود و تیمار با سیلیس اثرات مضر تنش کادمیوم بر رشد هر دو گیاه را خنثی کرد و سبب بهبود رشد می‌شود (وو[10] و همکاران، ۲۰۱۵). استفاده از سیلیکون در گیاهچه گوجه فرنگی تحت تنش کادمیوم در پژوهشی دیگر نیز نشان داد که سیلیکون موجب کاهش معنی‌دار اثرات سوء سمیت حاصل از کادمیوم می‌شود (رحیمی و همکاران، ۱۳۹۷). در مطالعه‌ای بر روی گیاه نعناع نتایج نشان داد، محلول‌پاشی گیاه نعناع با سیلسیم موجب افزایش محتوای سبزینه‌های a و b و وزن خشک اندام‌های هوایی، وزن خشک ساقه نعناع در شرایط تنش کادمیوم می‌شود (مهدوی و همکاران، ۱۳۹۷). در پژوهشی، استفاده از کادمیوم در توت‌فرنگی باعث افزایش کادمیوم برگ و ریشه بوته توت‌فرنگی گردید و به دنبال آن میزان مالون‌دی‌آلدهید افزایش یافت (مراداوغلو[11] و همکاران، ۲۰۱۵). تریدر و سیسلینسکی[12] (۲۰۰۰) گزارش کردند افزایش کادمیوم خاک در مزارع توت‌فرنگی باعث تجمع این عنصر در بخش‌های مختلف گیاه از جمله ریشه و طوقه شده است. همچنین دوگان و همکاران (۲۰۲۲) نتیجه گرفتند استفاده از سیلیس باعث کاهش اثرات منفی کادمیوم در بوته توت‌فرنگی می‌شود. در تحقیق دیگری تیمار همزمان نانوذره

1. Souri
2. Dogan
3. Sposito
4. Liang YongChao
5. Shahrtash and Mohsenzadeh
6. Mohsenzadeh
7. Neumann and Zur Nieden
8. Gong
9. Abu-Muriefah
10. Wu
11. Muradoglu
12. Treder and Cieśliński

سیلیس و ۲۴- اپی‌براسینولید در تنش فلز سنگین کادمیوم باعث افزایش گلی‌اکسالاز، کاهش تجمع کادمیوم و افزایش جذب عناصر غذایی در گیاه نخود شد (ژان[1] و همکاران، ۲۰۱۸). نتایج پژوهشی بر روی گیاه شوید در شرایط تنش فلز سنگین سرب نیز نشان داد که محلول‌پاشی گیاه شوید با سیلیسیم باعث افزایش شاخص‌های رشد در این گیاه می‌شود (رهبری و همکاران، ۱۳۹۸).

توت‌فرنگی با نام علمی (*Fragaria ananassa* Duch) از خانواده گلسرخیان (Rosacease)، یکی از مهمترین میوه‌های ریز مناطق معتدله است که در دهه‌های اخیر از نظر تجاری ارزش بالایی پیدا کرده است. با توجه به افزایش سطح زیرکشت بوته توت‌فرنگی در سال‌های اخیر و افزایش میزان عناصر سنگین از جمله کادمیوم در اثر فعالیت‌های انسانی در آب آبیاری و مزارع کشاورزی و همچنین با توجه به اثرات مثبت عنصر سیلیس در بهبود رشد گیاهان و همچنین ایجاد مقاومت در مقابل تنش‌های محیطی از جمله تنش فلزهای سنگین در این تحقیق اثرات کادمیوم، سیلیس و همچنین اثرات متقابل کادمیوم و سیلیس بر برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی در گیاه توت‌فرنگی رقم پاروس مورد بررسی قرار گرفت.

مواد و روش‌ها

به منظور بررسی اثرات اصلی و اثرات متقابل کادمیوم و سیلیسیم بر روی بوته توت‌فرنگی رقم 'پاروس'، آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح پایه به طور تصادفی در سه تکرار و با دو فاکتور در گلخانه‌ی دانشکده کشاورزی دانشگاه ایلام انجام شد. تیمارهای مورد استفاده در این پژوهش شامل: ۱- کادمیوم از منبع نیترات‌کادمیوم (شرکت سیگما[2]) در سه سطح (صفر، ۱۰۰ و ۲۰۰ میکرومولار) و ۲- سلیسیم از منبع اکسیدسیلیسیم (شرکت سیگما) در دو سطح (صفر و ۲۰ میلی‌مولار) بود. نشاءهای توت‌فرنگی رقم 'پاروس' از یک تولید کننده نشاء از استان کردستان تهیه شد و بعد از ضدعفونی کردن با قارچ‌کش بنومیل ۲ در هزار به مدت سه هفته در سردخانه نگه‌داری شد و سپس در گلدان‌های ۱۰ لیتری که به نسبت ۳ به ۱ از خاک زراعی و کود پوسیده دامی پر شده بودند، کاشته شدند. نشاءها دو هفته اول بعد از کاشت با آب معمولی آبیاری می‌شدند. بعد از دو هفته و استقرار کامل نشاءها در مرحله چهار تا پنج برگی، کادمیوم با غلظت مذکور هفته‌ای سه بار به میزان ۱/۵ لیتر برای هر گلدان استفاده شد و همزمان با تیمار کادمیوم، تیمار سلیسیم نیز به شکل محلول پاشی بر روی برگ‌ها تا خیس شدن کامل برگ‌ها صورت گرفت.

دو ماه بعد از اعمال تیمارهای کادمیوم و سیلیسیم صفات فیزیولوژیکی و مورفولوژیکی (تعداد برگ، تعداد روندک، ارتفاع بوته، سطح برگ، وزن تر شاخساره، وزن خشک شاخساره، نشت یونی، کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل، کاروتنوئید و میزان فتوسنتز) بوته‌های توت‌فرنگی به‌منظور بررسی اثر تیمارهای اعمال شده بر رشد بوته‌های توت‌فرنگی اندازه‌گیری و مورد ارزیابی قرار گرفت. برای اندازه‌گیری طول بخش هوایی با استفاده از خط‌کش با دقت میلی‌متر، طول بوته از طوقه اندازه‌گیری و بر حسب سانتی‌متر گزارش شد. سطح برگ با استفاده از دستگاه سنجش سطح‌برگ مدل T-DELTA اندازه‌گیری و بر اساس سانتی‌مترمربع گزارش گردید. برای اندازه‌گیری وزن تر شاخساره، شاخساره گیاه از محل طوقه قطع شده و وزن تر بخش هوایی با ترازو با دقت ۰/۰۱ گرم اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن خشک شاخساره، شاخساره‌های جدا شده در پاکت‌های کاغذی قرار داده شدند و در آون با دمای ۷۲ درجه سلسیوس و به‌مدت ۲۴ ساعت قرار داده شدند تا کاملاً خشک شوند و سپس وزن خشک شاخساره با ترازو با دقت ۰/۰۱ گرم توزین شد (قمرنیا[3] و همکاران، ۲۰۱۰). برای سنجش میزان رنگیزه‌های کلروفیل a، کلروفیل b و کلروفیل کل از روش پورا[4] (۲۰۰۲) و کاروتنوئید از روش لیختن‌تالر و ولبورن[5] (۱۹۸۳)، استفاده شد. در این روش ابتدا مقدار ۰/۱ گرم از برگ‌های تازه گیاه در پنج میلی لیتر استون ۸۰ درصد در داخل هاون چینی ساییده شد. سپس عصاره استخراج شده به‌مدت ۱۵ دقیقه با سرعت ۳۰۰۰ دور

1. Jan
2. Sigma Co
3. Ghamarnia
4. Porra
5. Lichtenthaler and Wellburn

در دقیقه سانتریفیوژ شدند. سپس یک میلی‌لیتر از محلول رویی را برداشته و با ۴ میلی‌لیتر استون ۸۰ درصد، مخلوط شد. پس از آن میزان جذب با دستگاه اسپکتروفتومتر (Specord 50, Analytik Jena) در طول موج‌های ۴۷۰، ۶۶۳/۶ و ۶۴۶/۶ نانومتر قرائت شدند. برای صفر نمودن دستگاه از استون ۸۰ درصد استفاده شد و در نهایت غلظت رنگیزه‌های کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و کاروتنوئید با استفاده از روابط زیر محاسبه شدند:

رابطه ۱- $Chl\ a = (12.25 \times A663.6 - 2.55 \times A646.6)$

رابطه ۲- $Chl\ b = (20.31 \times A646.6 - 4.91 \times A663.6)$

رابطه ۳- $Total\ Chl = (17.76 \times A646.6 + 34 \times A663.6)$

رابطه ۴- $Carten = (1000 \times A470 - 3.27 \times chl\ a - 104 \times chl\ b) \div 227$

در این رابطه Chla، Chlb، Total Chl و Carten به‌ترتیب بیانگر میزان کلروفیل a، کاروفیل b، کلروفیل کل و کاروتنوئید هستند و A نیز میزان جذب قرائت شده توسط دستگاه اسپکترومتر در طول موج‌های معین شده است.

برای ارزیابی میزان نفوذپذیری غشا، میزان نشت یونی برگ ارزیابی شد. برای ارزیابی این صفت از روش لوتس[1] و همکاران (۱۹۹۶) استفاده شد. برای این منظور تعداد ۶ دیسک برگی به صورت تصادفی از گیاهان هر تیمار از جوان‌ترین برگ‌های کاملاً توسعه یافته به لوله‌های آزمایش با حجم ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر انتقال یافت و به مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق و شدت نورکم قرار داده شدند. هدایت الکتریکی آب مقطر همراه نمونه‌ها (EC_1) توسط دستگاه ECمتر اندازه‌گیری شد. سپس لوله‌های آزمایش در حمام آبجوش (۹۵ درجه سانتی‌گراد) به مدت ۱۵ دقیقه قرار گرفتند و پس از سرد شدن EC_2 آنها اندازه‌گیری شد و در نهایت نشت الکترولیتی با معادله زیر محاسبه گردید:

رابطه ۵- $EL\% = [\ EC_1/EC_2] \times 100$

در این رابطه EC نشت الکترولیتی، EC_1 و EC_2 هدایت الکترولیتی به‌ترتیب قبل و بعد از حمام آب جوش می‌باشد.

برای اندازه‌گیری میزان فتوسنتز نیز از دستگاه فتوسنتزمتر (Plant KoreaTech, meter photosynthesis) استفاده شد. اندازه‌گیری در ساعت ۱۱ صبح و در نور مستقیم آفتاب انجام شد. برای اندازه‌گیری از برگ میانی کاملاً توسعه یافته، استفاده شد. داده‌ها ۳۰ ثانیه پس از قرار دادن برگ در داخل محفظه دستگاه ثبت گردید. داده‌های حاصل از آزمایش با استفاده از نرم‌افزار SAS 9.1.3 مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفتند و برای مقایسه میانگین‌ها از آزمون LSD در سطح ۵ درصد و برای رسم نمودارها از نرم‌افزار Excel استفاده شد.

نتایج و بحث

تعداد برگ و روندک در بوته توت‌فرنگی

نتایج تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد تیمارهای کادمیوم و سیلیس در سطح یک درصد بر تعداد برگ و روندک بوته توت‌فرنگی تأثیر معنی‌داری داشت و همچنین اثر متقابل کادمیوم در سیلیس نیز در صفت تعداد روندک در سطح ۵ درصد معنی‌دار شد (جدول۱ و شکل۱). نتایج به‌دست آمده از این پژوهش نشان داد که بیشترین تعداد برگ مربوط به گیاه شاهد (۱۴/۳۳ عدد) بود، درحالی که کمترین تعداد برگ‌های بوته‌های توت‌فرنگی در تیمار نیترات‌کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۲/۶۷ عدد) به‌دست آمد (جدول۲). مقایسه میانگین اثرات اصلی عوامل آزمایشی نشان داد که سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار باعث افزایش معنی‌داری در تعداد برگ‌ها شد (جدول۲). بیشترین تعداد روندک مربوط به تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (۴/۶۷ عدد) بود ولی کمترین تعداد روندک مربوط به تیمار نیترات‌کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (صفر) بود (شکل۱). مقایسه میانگین اثرات اصلی عوامل آزمایشی نشان داد استفاده از سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار به طور معنی‌داری باعث افزایش تعداد روندک‌های بوته‌های توت‌فرنگی گردید (شکل۱). نتایج این پژوهش نشان می‌دهد که متناسب با افزایش میزان کادمیوم تعداد برگ و روندک در بوته توت‌فرنگی به طور معنی‌داری کاهش پیدا می‌کند. بسیاری از تحقیقات نیز کاهش تعداد برگ بر اثر افزایش میزان کادمیوم را گزارش کرده‌اند که با نتایج این تحقیق همخوانی دارد (شانکر[2] و همکاران، ۲۰۰۵؛ سیدهو[3] و همکاران، ۲۰۰۸؛ شاه[4] و همکاران، ۲۰۱۱؛ سیده و

1. Lutts
2. Shanker
3. Siddhu
4. Shah

جدول ۱- تجزیه واریانس صفات ارزیابی شده در آزمایش اثرات کادمیوم و سیلیس بر صفات فیزیولوژیکی و مرفولوژیکی بوته توت‌فرنگی

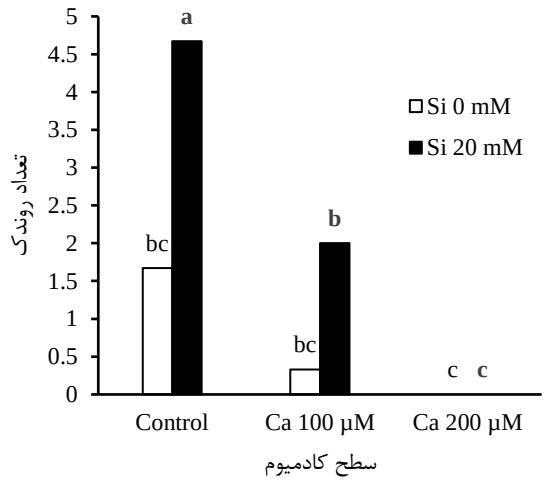
منابع تغییرات	df	میانگین مربعات										
		تعداد برگ	تعداد روندک	طول شاخساره	سطح برگ	وزن تر شاخساره	وزن خشک شاخساره	نشت یونی	کلروفیل a	کلروفیل b	کلروفیل کل	کارتنوئید	میزان فتوسنتز
کادمیوم	۲	۱۸۷/۳۹**	۱۵/۳۹**	۹۸/۷۲**	۶۶۷/۴۴**	۳۷۷/۴۹**	۴۰/۷۲**	۶۲۸/۴۶**	۵۱/۷۹**	۶/۷۶**	۹۵/۹۶**	۲/۱۱*	۱۷/۴۳**
سیلیس	۱	۱۹۳/۳۹**	۱۰/۸۹**	۲۹/۳۹**	۸۵۶/۸۴**	۲۸۹/۶**	۳۱/۶۵**	۳۴۸/۳**	۴۵/۷**	۸/۶۵**	۹۴/۱۱**	۳/۶۸*	۲۵/۱۱**
کادمیوم × سیلیس	۲	۵۱/۳۹	۳/۳۹*	۷/۳۹**	۱۰۴/۰۶**	۱۰۳/۲۳	۱۰/۸۱	۲/۱	۸/۰۶	۱/۰۳	۱۴/۶۴	۰/۰۲	۸/۳۱**
خطا	۱۲	۱۸/۴۴	۰/۸۳	۱	۲/۱۲	۲۸/۷۲	۲/۹۶	۲۵/۹۴	۳/۶۲	۰/۷۴	۷/۳۹	۰/۵۱	۰/۴۸
ضریب تغییرات		۴۹/۸۷	۶۳/۲	۸/۵۳	۸/۸۲	۶۹/۱	۶۷/۳۱	۹/۷۸	۱۹/۳۲	۲۳/۳۴	۲۰/۰۹	۲۹/۶۸	۳۷/۲۳

** و * به‌ترتیب معنی‌داری در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد

جدول ۲- مقایسه میانگین اثرات اصلی کادمیوم و سیلیس بر صفات فیزیولوژیکی و مرفولوژیکی بوته توت‌فرنگی

عوامل آزمایشی	سطح	تعداد برگ	وزن تر شاخساره (گرم)	وزن خشک شاخساره (گرم)	نشت یونی (درصد)	کلروفیل a (میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ)	کلروفیل b (میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ)	کلروفیل کل (میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ)	کارتنوئید (میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ)
کادمیوم	صفر	۱۴/۳۳ a	۱۶/۴۷ a	۵/۴۲ a	۳۴/۰۳ c	۱۲/۷۵ a	۴/۷۲ a	۱۷/۴۷ a	۲/۹ a
	۱۰۰ µM	۸/۳۳ b	۵/۸۵ b	۱/۹۳ b	۴۸/۵۳ b	۹/۹۳ b	۳/۷۱ a	۱۳/۶۴ a b	۲/۵۸ b
	۲۰۰ µM	۳/۱۷ b	۰/۹۵ b	۰/۳۲ b	۶۸/۶۱ a	۶/۸۸ c	۲/۶ b	۹/۴۷ c	۱/۷۵ b
سیلیس	صفر	۵/۳۳ b	۳/۷۴ b	۱/۲۳ b	۳۹/۴۶ c	۸/۲۶ b	۲/۹۸ b	۱۱/۲۴ b	۱/۹۵ b
	۲۰ mM	۱۱/۸۹ a	۱۱/۷۷ a	۳/۸۸ a	۳۷/۶۷ c	۱۱/۴۵ a	۴/۳۷ a	۱۵/۸۱ a	۲/۸۶ a

در هر ستون میانگین‌هایی که دارای حداقل یک حرف مشترک هستند، فاقد تفاوت معنی‌دار در سطح احتمال ۵ درصد آزمون LSD می‌باشند.



شکل۱- اثر متقابل غلظت‌های مختلف کادمیوم و سیلیس بر تعداد روندک بوته توت‌فرنگی. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۵ درصد آزمون LSD است.

و خان[1]، ۲۰۱۲). در گیاه چغندر لبویی کاهش در تعداد برگ متناسب با افزایش میزان کادمیوم گزارش شده است (بهتاش و همکاران، ۱۳۸۹). افزایش غلظت کادمیوم سبب کاهش تعداد برگ در گیاه ماش شد (سیدهو و خان، ۲۰۱۲). در گیاه برنج، افزایش غلظت کادمیوم سبب کاهش در تعداد پنجه‌دهی شد (هرات[2] و همکاران، ۲۰۱۴).

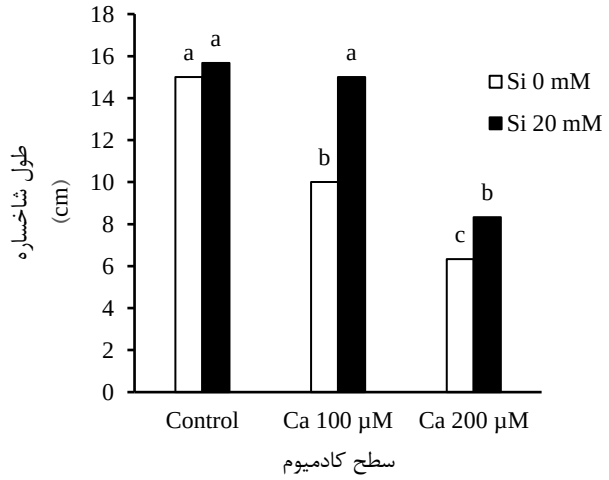
طول شاخساره بوته توت‌فرنگی

تجزیه واریانس صفت طول شاخساره نشان داد که فاکتورهای کادمیوم، سیلیس و اثرات متقابل آنها در سطح یک درصد دارای اثرات معنی‌داری بر این صفت می‌باشند (جدول۱ و شکل۲). بیشترین طول شاخساره مربوط به سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (۱۵/۶۷ سانتی‌متر) بود و کمترین طول شاخساره (۶/۳۳ سانتی‌متر) نیز در تیمار کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار به دست آمد (شکل۲). از علائم اصلی سمیت گیاه به‌وسیله کادمیوم کوتاه قدی است (ساندالیو[3] و همکاران، ۲۰۰۱). نتایج تحقیقات مختلف نیز بر روی گیاهان متفاوت تأثیر کادمیوم بر کاهش ارتفاع گیاه را تأیید می‌کنند که با نتایج این تحقیق که کاهش ارتفاع بوته توت‌فرنگی بر اثر افزایش غلظت کادمیوم را نشان می‌دهد، همخوانی دارند.

شانکر و همکاران (۲۰۰۵) گزارش کردند، هنگامی که فلزهای سنگین به قسمت هوایی گیاه منتقل می‌شوند، باعث اختلال در متابولیسم سلول و کاهش ارتفاع بوته می‌شوند. در مطالعات مختلف علل متفاوتی برای تأثیر کادمیوم بر کاهش طول گیاه بیان شده است. کاهش رشد ممکن است به‌دلیل از بین رفتن آماس سلول و کاهش در فعالیت‌های میتوزی و یا مهار طویل شدن سلول باشد. به‌عنوان مثال کادمیوم در سلول‌های گیاهی می‌تواند دیواره سلولی و به‌خصوص لایه میانی دیواره سلولی را که در طویل‌شدن سلول نقش دارد تحت تأثیر قرار دهد (محمود[4] و همکاران، ۲۰۰۶). در واقع کادمیوم از تقسیم سلول‌های منطقه مریستمی و رشد سلول‌های منطقه رشد جلوگیری می‌کند (فوسکونی[5] و همکاران، ۲۰۰۷). یادوا[6] (۲۰۱۰) نیز معتقد است فلزهای سنگین با کاهش تورژسانس سلول باعث کاهش تقسیم سلولی می‌شوند. کاهش فعالیت هورمون سیتوکنین که در افزایش تقسیم سلولی نقش دارد نیز توسط کادمیوم رخ می‌دهد (موک[7]، ۲۰۱۹) که این می‌تواند دلیلی بر کاهش ارتفاع گیاهان بر اثر کاربرد کادمیوم باشد. بنابراین کاهش رشد بر اثر کادمیوم ممکن است به علت مهار غیرقابل برگشت تقسیم سلولی و سرعت طویل شدن

1. Siddhu and khan
2. Herath
3. Sandalio
4. Mahmood
5. Fusconi
6. Yadav
7. Mok

سلول‌ها باشد (لیو[1] و همکاران، ۲۰۰۳).
کاهش تعداد گره‌ها و فاصله بین آنها و به دنبال آن کاهش ارتفاع گیاه بر اثر کادمیوم ناشی از تأثیر این عنصر بر تقسیم و رشد سلول‌های منطقه مریستمی است (داس[2] و همکاران، ۲۰۰۲). تحقیقات میرس[3] و همکاران (۲۰۱۰) نیز کاهش تقسیم سلول‌های منطقه مریستمی را بر اثر کادمیوم را تأیید می‌کند. کاهش ارتفاع ریشه‌ها نیز بر اثر انباشته شدن کادمیوم در آنها و تأثیر مستقیم آن بر توقف تقسیم میتوزی نوک ریشه



شکل ۲- اثر متقابل غلظت‌های مختلف کادمیوم و سیلیس بر طول شاخساره بوته توت‌فرنگی. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۵ درصد آزمون LSD است.

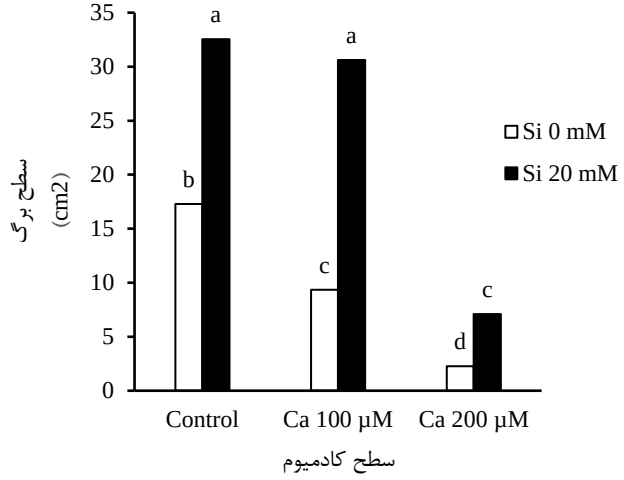
است (الطیب[4]، ۲۰۰۵). بنابراین فلزهای سنگین با ایجاد ناهنجاری‌های کروموزومی نیز می‌توانند، موجب کاهش رشد گیاه شوند (مایکلیس[5] و همکاران، ۱۹۸۶). وانگ[6] و همکاران (۲۰۰۴) بیان داشتند که کادمیوم ممکن است، موجب افزایش فعالیت پراکسیداز آپوپلاستی شود و اتصال گلیکوپروتئین‌های غنی از هیدروکسی پرولین را با اسیدهای فنلی زیاد کند و در نتیجه باعث افزایش ضخامت دیواره ثانویه سلول و به دنبال آن کاهش رشد سلول شود. اختلال در فعالیت‌های متابولیسمی نیز می‌تواند علت دیگری بر کاهش ارتفاع گیاه در اثر غلظت‌های بالای کادمیوم باشد. از آنجایی که فلزهای سنگین توسط سیستم آپوپلاست و سیمپلاست در گیاه جذب و منتقل می‌شوند، می‌توانند موجب تنش‌های اکسیداتیو و کمبود مواد مغذی شوند (یاداو و همکاران، ۲۰۱۶). کادمیوم با ایجاد اختلال در متابولیسم نیتروژن از طریق مهار فعالیت آنزیم‌هایی مانند گلوتامین‌سینتاز، گلوتامات‌سینتاز و نیترات ردوکتاز و در نتیجه مهار احیاء نیترات سبب کاهش تولید پروتئین و متعاقباً توقف رشد گیاه می‌شوند (ابومریفه، ۲۰۱۵). شانکر و همکاران (۲۰۰۵) نیز اختلال در متابولیسم سلول بر اثر کادمیوم را دلیل بر کاهش ارتفاع گیاهان برنج، گوجه فرنگی، سورگوم، یونجه، اسفناج و آفتابگردان دانستند. نتایج این آزمایش نشان داد که سیلیسیم اثرات منفی کادمیوم بر ارتفاع گیاه را به طور معنی‌داری کاهش داد. در واقع رسوب سیلیسیم در دیواره یاخته‌ای سبب کاهش انتقال کادمیم از راه آپوپلاست یا فضای آزاد بین یاخته‌ای می‌شود و در نتیجه از کاهش ارتفاع به وسیله فلزهای سنگین جلوگیری می‌کند (ما و تاکاهاشی[7]، ۲۰۰۲). همچنین رسوب سیلیسیم به صورت سیلیکا در آپوپلاست دیواره سلولی سبب استحکام بافت و افزایش طول ارتفاع گیاه می‌شود (مارسنر[8]، ۱۹۹۵).

سطح برگ بوته توت‌فرنگی

نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌های مربوط به سطح برگ

1. Liu
2. Das
3. Meers
4. El-Tayeb
5. Michaelis
6. Wang
7. Ma and Takahashi
8. Marchner

نشان داد فاکتورهای کادمیوم، سیلیس و اثر متقابل بین آنها در سطح یک درصد دارای اثرات معنی‌داری بر روی این صفت می‌باشند (جدول۱ و شکل۳). بیشترین سطح برگ مربوط به تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (۳۲/۵۵ سانتی‌متر مربع) و کمترین نیز مربوط به تیمار کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۲/۲۷ سانتی‌مترمربع) بود (شکل۳).



شکل۳- اثر متقابل غلظت‌های مختلف کادمیوم و سیلیس بر سطح برگ بوته توت‌فرنگی. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۵ درصد آزمون LSD است.

در این تحقیق مشاهده شد استفاده از کادمیوم سبب کاهش سطح برگ می‌شود که با نتایج تحقیقات دیگر پژوهشگران (بارسلو[1] و همکاران، ۱۹۸۸؛ هرات و همکاران، ۲۰۱۴) که کاهش سطح برگ در اثر کادمیوم را گزارش کردند، موافق بود. همچنین در گیاه چلیپا[2] مشخص شد، افزایش غلظت کادمیوم با کاهش سطح برگ همراه است (مهتدی و ابراهیمی، ۱۳۹۶). در گیاه گوجه‌فرنگی نیز با افزایش میزان کادمیوم کاهش سطح برگ اتفاق افتاد (سانتوش‌سینگ[3] و همکاران، ۲۰۱۱). تیمار گیاه مارتیغال با کلریدکادمیوم در غلظت ۹۰۰ میکرومولار موجب کاهش معنی‌دار سطح برگ در این گیاه شد (پورتبریزی و همکاران، ۱۳۹۷). در واقع کادمیوم با کاهش در جذب آب و به دنبال آن کاهش فشار تورگر سبب کوچک شدن سلول‌ها و کاهش فضای بین سلولی در گیاهان می‌شود (واسیلوف[4] و همکاران، ۲۰۰۲). در مقابل استفاده از سیلیسیم موجب افزایش سطح برگ در گیاه توت‌فرنگی در این تحقیق شد. استفاده از سیلیکون در گیاهان گوجه‌فرنگی تحت تنش شوری نیز اثرات منفی تنش شوری بر کاهش برگ را کاهش داد و موجب افزایش سطح برگ به علت بهبود پتانسیل فشاری و وضعیت آب در این گیاه شد (رومرو-آراندا[5] و همکاران، ۲۰۰۶). ضخیم شدن لایه‌های کوتیکولی در اثر رسوب سیلیسیم (ساوانت[6] و همکاران، ۱۹۹۹) و در نتیجه کاهش تعرق گیاه و حفظ و نگهداری آب و افزایش کارایی مصرف آب و بهبود محتوای رطوبت نسبی برگ و کاهش نشت یونی در شرایط تنش شوری در سلول باعث افزایش فشار آماس و متعاقب آن افزایش سطح برگ می‌شود. همچنین سیلیسیم فتوسنتز گیاه را افزایش می‌دهد که این نیز دلیلی بر افزایش تعداد برگ و سطح برگ در گیاه است (مونز[7]، ۲۰۰۲؛ کایا[8] و همکاران، ۲۰۰۶). بنابراین افزایش سطح برگ در تیمار سیلیکون بر اثر افزایش ابعاد سلول است، یعنی سیلیکون موجب افزایش تقسیم سلولی نمی‌شود (نتوندو[9] و همکاران، ۲۰۰۴).

1. Barcelo
2. *Matthiola flavida*
3. Santosh Singh
4. Vassilev
5. Romero-Aranda
6. Savant
7. Munns
8. Kaya
9. Netondo

وزن تر و خشک شاخساره بوته توت‌فرنگی

فاکتور کادمیوم و فاکتور سیلیس در سطح یک درصد دارای اثرات معنی‌داری بر روی این صفات می‌باشند (جدول۱). بیشترین وزن تر و خشک شاخساره مربوط به گیاه شاهد (به ترتیب ۱۶/۴۷ و ۵/۴۲ گرم) و کمترین مقدار (به ترتیب ۰/۹۵ و ۰/۳۲ گرم) نیز مربوط نیترات‌کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار بود (جدول۲). مقایسه میانگین اثرات اصلی عوامل آزمایشی نشان داد که عدم استفاده از کادمیوم و کاربرد تیمار سیلیس بر روی افزایش وزن تر شاخساره اثرات معنی‌داری گذاشته‌اند (جدول۲). مطالعه بر روی گیاهان دیگر نیز نشان می‌دهد، افزایش غلظت کادمیوم موجب کاهش وزن تر و خشک گیاه می‌شود. اعمال غلظت کلریدکادمیوم در غلظت ۹۰۰ میکرومولار در گیاه مارتیغال موجب کاهش معنی‌دار وزن خشک اندام هوایی در این گیاه شد (پورتبریزی و همکاران، ۱۳۹۷). در گیاه شاهی و تربچه با افزایش غلظت کادمیوم، وزن تر و خشک کاهش پیدا کرد (بلندنظر و همکاران، ۱۳۹۵). در پژوهشی، کاهش وزن خشک گیاه اسفناج، تحت تأثیر کادمیوم ناشی از تأثیر منفی کادمیوم بر تولید انرژی در میتوکندری‌ها و کلروپلاست‌ها بود (طلعتم و پاریدا[1]، ۲۰۰۹). کاهش وزن تر اندام‌های هوایی در گیاه لوبیا در شرایط تنش کادمیوم می‌تواند ناشی از مختل‌شدن سازوکارهای فیزیولوژیکی دخیل در رشد گیاه و تأثیر منفی بر میزان زیست تودهٔ گیاه باشد (بهاردواج[2] و همکاران، ۲۰۰۷). نتایج گزارش‌ها کاهش وزن اندام‌ها به علت اختلال در متابولیسم کلی سلول‌هاست (جلیازکووا[3] و همکاران، ۲۰۰۳). میزان پراکسیداسیون چربی‌ها به‌علت افزایش مقدار پراکسید هیدروژن در سلول در حضور یون کادمیم افزایش می‌یابد و در نتیجه تعادل آبی و تغذیه‌ای سلول به هم خورده و باعث کاهش وزن گیاه می‌شود (دی‌توپی و قابریلی[4]، ۱۹۹۹). همچنین اختلال در فعالیت آنزیم‌ها و در بیوسنتز رنگدانه‌های کلروفیلی و مهار فتوسنتز در اثر کادمیوم نیز می‌تواند دلیل بر کاهش وزن خشک گیاه باشد (خطیب و همکاران، ۱۳۸۷). نتایج این تحقیق نشان داد که استفاده از سیلیسیم موجب افزایش وزن تر و خشک شاخساره توت‌فرنگی می‌شود که با نتایج حاصل از برخی از مطالعات دیگر همخوانی داشت. در مطالعه‌ای بر روی گیاه خیار در شرایط هیدروپونیک مشخص شد، اضافه کردن سیلیسیم به محلول غذایی موجب افزایش معنی‌دار وزن خشک ریشه و شاخساره شد (محقق و همکاران، ۱۳۸۹). استفاده از سیلیسیم در غلظت یک میلی‌مولار سبب افزایش وزن تر و خشک در گیاه توت‌فرنگی شد (سیدلر فاطمی و همکاران، ۱۳۸۸).

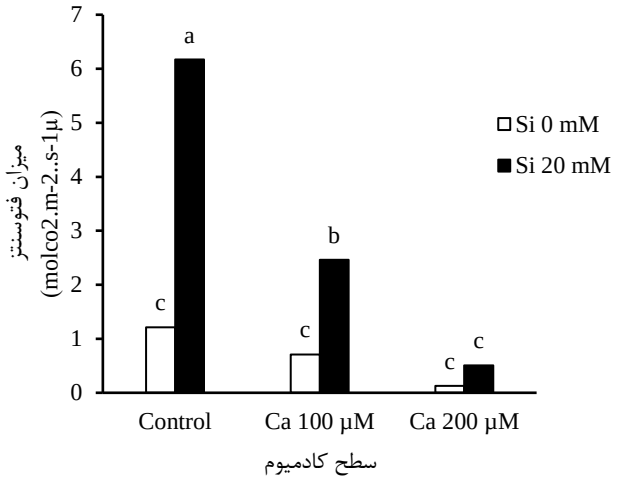
نشت یونی بوته توت‌فرنگی

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که فاکتورهای کادمیوم و سیلیس در سطح یک درصد بر میزان نشت یونی اثرات معنی‌داری داشتند (جدول۱). نتایج به‌دست آمده از این پژوهش نشان داد که بیشترین میزان نشت یونی (۶۸/۶۱ درصد) مربوط به تیمار کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار بود (جدول۲). مقایسه میانگین اثرات اصلی عوامل آزمایشی نشان داد سیلیس ۲۰ میلی‌مولار باعث کاهش میزان نشت یونی گردید (جدول۲). نتایج این آزمایش نشان داد که متناسب با افزایش میزان کادمیوم، درصد نشت‌یونی نیز به‌طور معنی‌داری افزایش پیدا کرد که با نتایج حاصل از مطالعات دیگر همخوانی دارد. کادمیوم با اثر بر روی پیوندهای محتوی نیتروژن و گوگرد پروتئین‌ها موجب تخریب کانال‌های غشایی و در نتیجه افزایش نشت یونی می‌شود. بررسی نتایج همچنین تأثیر معنی‌دار تیمار سیلیسیم را بر کاهش نشت یونی نشان می‌دهد. در پژوهشی بر روی گیاه خیار نشان داده شد که استفاده از سیلیسیم در شرایط تنش شوری، منجر به کاهش میزان نشت یونی، کاهش پراکسیداتیو لیپید و پراکسید هیدروژن می‌شود و کاربرد سلیسیم باعث افزایش سوپراکسید دیسموتاز، آسکوربات پراکسیداز و دهیدروآسکوربات‌ردوکتاز می‌شود که سبب کاهش تخریب غشاء سلول و افزایش پایداری آن و در نتیجه کاهش نشت الکترولیتی شده بود (زو[5] و همکاران، ۲۰۰۴). تیمار با سیلسیم در شرایط تنش، موجب تعادل عناصر می‌شود و سلول قدرت حفظ ساختار خود را پیدا کرده و نشت یونی کم می‌شود (لیانگ[6] و همکاران، ۲۰۰۳).

1. Talatam and Parida
2. Bhardwaj
3. Jeliazkova
4. Di Toppi and Gabbrielli
5. Zhu
6. Liang

میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی و میزان فتوسنتز در برگ توت‌فرنگی

نتایج حاصل از تجزیه واریانس داده‌های مربوط به کلروفیل a و b، کلروفیل کل و کاروتنوئید نشان داد فاکتورهای کادمیوم و سیلیس در سطح یک درصد، اثر معنی‌داری بر این صفات داشتند (جدول۱). بیشترین میزان کلروفیل a (۱۲/۷۵ میلی گرم بر گرم وزن تازه برگ) مربوط به گیاه شاهد بود و تفاوت معنی‌داری با تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار نداشت ولی کمترین میزان کلروفیل a (۶/۸۸ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) به تیمار نیترات کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار بود (جدول۲). بیشترین میزان کلروفیل b مربوط به گیاه شاهد و تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (به‌ترتیب ۴/۷۲ و ۴/۳۷ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) بود و کمترین میزان کلروفیل b نیز مربوط به تیمار نیترات کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۲/۶ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) بود (جدول ۲). بیشترین میزان کلروفیل کل مربوط به گیاه شاهد و تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (به‌ترتیب ۱۷/۴۷ و ۱۵/۸۱ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) بود و کمترین میزان کلروفیل کل نیز مربوط به تیمار نیترات کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۹/۴۷ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) بود (جدول۲). کمترین میزان کاروتنوئید نیز مربوط به تیمار نیترات کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۱/۷۵ میلی‌گرم بر گرم وزن تازه برگ) و بیشترین میزان کاروتنوئید در گیاه شاهد و تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار مشاهده شد (جدول۲). میزان فتوسنتز نیز تحت تأثیر فاکتورهای کادمیوم و سیلیس قرار گرفت (جدول۱). بیشترین میزان فتوسنتز مربوط به تیمار سیلیس در غلظت ۲۰ میلی‌مولار (۶/۱۷ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه) بود و کمترین میزان فتوسنتز نیز مربوط به تیمار نیترات کادمیوم در غلظت ۲۰۰ میکرومولار (۰/۱۳ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه) بود (شکل۴).



شکل۴- اثر متقابل غلظت‌های مختلف کادمیوم و سیلیس بر میزان فتوسنتز برگ بوته توت‌فرنگی. حروف مشابه نشان‌دهنده عدم اختلاف معنی‌دار در سطح احتمال ۵ درصد آزمون LSD است.

این پژوهش تأثیر معنی‌دار کادمیوم بر کاهش میزان کاروتنوئید، کلروفیل a، کلروفیل b، کلروفیل کل و متعاقب آن میزان فتوسنتز را نشان داد که با نتایج حاصل از تحقیقات دیگر بر روی گیاهان مختلف همخوانی دارد. غلظت زیاد کلرید کادمیوم در گیاه مارتیغال موجب کاهش معنی‌دار کلروفیل a، کلروفیل b و کلروفیل کل شد (پورتبریزی و همکاران، ۱۳۹۷). در گیاه لوبیا در شرایط تنش‌های محیطی از جمله تنش فلز سنگین کادمیوم فتوسیستم II تحت تأثیر قرار می‌گیرد و چون کلروفیل b بیشتری در این فتوسیستم وجود دارد، میزان تخریب این نوع کلروفیل بیشتر است (ماچامپ و متی[1]،

1. Mauchamp and Methy

۲۰۰۴؛ آل‌مدیا[1] و همکاران، ۲۰۰۷). کاهش میزان فتوسنتز در گیاه نخودفرنگی به اثرات غیرمستقیم کادمیوم بر تبادلات گازی گیاه نسبت داده شد (چیقه و ساونی[2]، ۱۹۹۹). در گیاه لوبیا مشاهده شد که کادمیوم از طریق کاهش جذب دی اکسیدکربن از طریق روزنه‌ها مانع از فعالیت فتوسنتزی در این گیاه می‌شود (پادمجا[3] و همکاران، ۱۹۹۰). کادمیوم و سایر فلزهای سنگین سبب کاهش سنتز کلروفیل از طریق جلوگیری از فعالیت آنزیم‌های موثر در ساخت کلروفیل شامل گاما -آمینولوالونیک اسید[4]، دهیدروژناز[5] و پروتوکلروفیلاید ردوکتاز[6] از طریق اتصال به گروه سولفیدریل (SH-) می‌شود (ون‌آسشه و کایجسترز[7]، ۱۹۹۰؛ آراویند و پراساد[8]، ۲۰۰۳؛ یانگ[9] و همکاران، ۱۹۹۶) و این بیوسنتز ناقص در نهایت باعث تخریب کلروفیل و زرد شدن برگ می‌شود (جان[10] و همکاران، ۲۰۰۸). فعالیت آنزیم کلروفیلاز در شرایط تنش کادمیوم نیز تحریک می‌شود و سبب تجزیه کلروفیل و کاهش این رنگیزه می‌شود (زنگین و منزوراوغلو[11]، ۲۰۰۵). همچنین کادمیوم مانع از جذب عناصری مانند آهن و منیزیم می‌شود (جین[12] و همکاران، ۲۰۰۸) و کادمیوم جایگزین منیزیم موجود در ساختار این رنگیزه‌ها می‌شود (دای توپی[13] و گابریل، ۱۹۹۹). همچنین کاهش جذب عناصر ضروری مانند نیتروژن در خاک‌های آلوده به فلزهای سنگین نیز سبب کاهش میزان کلروفیل می‌شود (میرس و همکاران، ۲۰۱۰). در اثر تنش کادمیوم LHCII[14] مختل می‌شود که علت آن مهار سنتز پروتئین LHCII در مرحله نسخه‌برداری است که باعث فتواکسیدشدن کلروفیل تازه تشکیل شده می‌شود (هگدوس[15] و همکاران، ۲۰۰۱). کادمیوم به غشاهای تیلاکوئیدی کلروپلاست آسیب می‌زند و ظرفیت فتوسنتزی را به شدت کاهش می‌دهد (فنگ‌جیان‌پنگ[16] و همکاران، ۲۰۱۰). این فلز سنگین با مهار فعالیت آنزیم‌های چرخه کالوین از جمله روبیسکو و زنجیره انتقال الکترون و آسیب به سلول‌های روزنه ای، فتوسنتز و رشد را کاهش می‌دهد (سوزا[17] و همکاران، ۲۰۰۵). کاهش جذب آب و مواد غذایی در گیاه بر اثر تنش فلزهای سنگین نیز منجر به کاهش فتوسنتز می‌شود (شین[18] و همکاران، ۲۰۰۰). فلزهای سنگین همچنین به ساختار تیلاکوئید و گرانای کلروپلاست آسیب وارد کرده و نیز مانع از ساخت رنگیزه‌های فتوسنتزی می‌شوند و در نتیجه میزان فتوسنتز گیاه را کاهش می‌دهند (ردی[19] و همکاران، ۲۰۰۵؛ صدیقی[20] و همکاران، ۲۰۱۰). بنابراین فرآیندهای فیزیولوژیک از جمله فتوسنتز در گیاهان عالی به فلزهای سنگین بسیار حساس هستند (تانیولاک[21] و همکاران، ۲۰۰۷). کادمیوم با تولید رادیکال‌های آزاد و افزودن اکسیژن به ساختار کاروتنوئید و تبدیل آن به گزانتوفیل، میزان این رنگیزه را در گیاه کاهش می‌دهد (کائور[22] و همکاران، ۲۰۱۷). همچنین کادمیوم می‌تواند در چرخه ویولا گزانتوفیل‌زآزانتین که در سنتز کاروتنوئیدها نقش دارد، اختلال ایجاد نموده و سبب کاهش تولید کاروتن شود (تران و ریموندو[23]، ۱۹۹۹). نتایج این آزمایش نشان داد که استفاده از سیلیسیم موجب افزایش رنگدانه‌های کلروفیل و فتوسنتز می‌شود که با نتایج دیگر پژوهشگران موافق بود. سیلیسیم با تأثیر بر فعالیت آنزیم ریبولوزبیس‌فسفات‌کربوکسیلاز و جلوگیری از تخریب کلروفیل باعث افزایش میزان کلروفیل می‌شود (آگری[24]، ۱۹۹۳). بنابراین سیلیسیم با تأثیر بر کلروفیل موجود در واحد سطح، توانایی گیاه را برای استفاده مؤثرتر از نور افزایش می‌دهد آداتیا و بسفورد[25]، ۱۹۸۶). افزایش سیلیسیم با حفظ یکپارچگی غشا کلروپلاست و افزایش آسیمیلات‌های خالص دی‌اکسیدکربن باعث افزایش فعالیت فتوسنتزی و افزایش

1. Almedia
2. Chugh and Sawhney
3. Padmaja
4. Gamma-amino levalonic acids
6. Dehydrogenases
7. Protochlorophyllide reductase
7. Van Ass and Clijsters
8. Aravind and Prasad
9. Yang
10. John
11. Zengin and Munzuroglu
12. Jin
13. Di Toppi and Gabbrielli
14. Light-harvesting complex II
15. Hegedus
16. Feng JianPeng
17. Souza
18. Qin
19. Reddy
20. Siddiqui
21. Tanyolac
22. Kaur
23. Tran and Raymundo
24. Agarie
25. Adatia and Besford

همزمان میزان پلی‌آمین‌ها و غلظت کلروفیل می‌شود (لیانگ و همکاران، ۲۰۱۵). استفاده از سیلیسیم همچنین باعث افزایش کارایی فتوسیستم II و در نتیجه افزایش میزان کلروفیل می‌گردد (الاقابری[1] و همکاران، ۲۰۰۵). بنابراین سیلیس باعث افزایش محتوای کلروفیل و در نهایت افزایش فتوسنتز می‌شود (شن[2] و همکاران، ۲۰۱۰). کاربرد سیلیسیم باعث افزایش فعالیت آنزیم ریبولوزبیس‌فسفات‌کربوکسیلاز در برگ می‌گردد و این آنزیم در تثبیت دی‌اکسیدکربن و متابولیسم آن در گیاهان نقش مهمی دارد (سونوبه[3] و همکاران، ۲۰۱۰). کادمیوم با افزایش گونه‌های فعال اکسیژن، آسیب غشا، بستن روزنه‌های گیاه، اختلال در انتقال الکترون و تجزیه مولکول آب، اختلال در ساخت کلروفیل، اختلال در فرایندهای مهم گیاه مانند فتوسنتز، تنفس، متابولیسم نیتروژن، افزایش آنزیم‌های تجزیه پروتئین‌ها، اختلال متابولیسم نیتروژن، کاهش جذب آب و عناصرغذایی ضروری مانند کلسیم، منیزیم، آهن و پتاسیم در نهایت منجر به کاهش رشد و تولید زیست توده در گیاه می‌شود (بناویدس[4] و همکاران، ۲۰۰۵؛ وانگ[5] و همکاران، ۲۰۰۸). مکانیسم اصلی سیلیس برای مقابله با تنش فلزهای سنگین شامل ایجاد کمپلکس با فلزها، مهار انتقال فلزها از ریشه به اندام‌های هوایی، توزیع و تقسیم یون‌های فلزهای در داخل گیاهان و تحریک کردن سیستم پاداکسندگی در گیاهان است (نویمان و زورنیدن، ۲۰۰۱؛ گونگ و همکاران، ۲۰۰۵).

نتیجه‌گیری کلی

نتایج حاصل از این تحقیق نشان داد که کادمیوم بر روی اغلب صفات مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی گیاه توت‌فرنگی تأثیر منفی می‌گذارد، ولی در مقابل استفاده از سیلیسیم سبب بهبود این صفات در شرایط تنش و عدم تنش شده است. بنابراین استفاده از سیلیسیم در گیاه توت‌فرنگی تحت تنش کادمیوم، می‌تواند تا حد زیادی اثرات منفی کادمیوم را بر روی این گونه گیاهی کاهش دهد.

تشکر و قدردانی

هزینه‌های انجام این پژوهش از محل اعتبارات پژوهشی دانشگاه ایلام تامین شده است که نگارندگان بدین وسیله مراتب قدردانی خود را ابراز می‌دارند.

منابع

بلندنظر، ص.، خرسندی، ص. و عدلی‌پور، م. ۱۳۹۵. اثر کادمیوم و زئولیت بر صفات رشد شاهی (*Lepidium sativum* L.) تربچه (*Raphanus sativus* L.). فنآوری تولیدات گیاهی، ۱۶(۱): ۱۳۷-۱۴۶.

بهتاش، ف.، طباطبایی، س.ج.، ملکوتی، م.ج.، سرورالدین، م.ح. و اوستان، ش. ۱۳۸۹. اثر کادمیوم و سیلیسیم بر رشد و برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی چغندر لبویی. مجله دانش کشاورزی پایدار، ۲(۱): ۵۳-۶۷.

پورتبریزی، ث.، پورسیدی، ش.، عبدالشاهی، ر. و نادرنژاد، ن. ۱۳۹۷. تأثیر تنش فلز کادمیوم بر برخی صفات مورفولوژیک و فیزیولوژیک گیاه داروئی ماریتیغال (*Marianum silybum*). فرآیند و کارکرد گیاهی، ۷(۲۶): ۱۹۸-۱۸۵.

خطیب، م.، محصل، م.ح.ر.، گنجعلی، ع. و لاهوتی، م. ۱۳۸۷. تأثیر غلظت‌های مختلف نیکل بر خصوصیات مورفوفیزیولوژیکی گیاه جعفری (*Petroselinum crispum*). مجله پژوهش‌های زراعی ایران، ۶(۲): ۲۹۵-۳۰۲.

رحیمی، پ.، قنبرزاده، ز.، بهداد، آ. و محسن‌زاده، س. ۱۳۹۷. تأثیر متقابل سیلیکون و کادمیوم بر رشد و پارامترهای فیزیولوژیکی گیاهچه‌های گوجه‌فرنگی (*Solanum lycopersicum*). فرآیند و کارکرد گیاهی، ۷(۲۴): ۱۹۹-۲۱۱.

رهبری، ا.، اسماعیل‌پور، ب.، فاطمی، ح. و سلطانی‌طولارود، ع.ا. ۱۳۹۸. اثر سیلیسیم بر شاخص‌های رشدی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه شوید (*Anethum graveolens* L.). در شرایط تنش سرب. فرآیند و کارکرد گیاهی، ۸(۳۰): ۸۱-۹۴.

1. Al-aghabary
2. Shen
3. Sonobe
4. Benavides
5. Wang

سیدلر فاطمی، ل.، طباطبایی، س.ج. ا. و فلاحی، ا. ۱۳۸۸. اثر سیلیسیم بر رشد و عملکرد گیاه توت‌فرنگی در شرایط تنش شوری. مجله علوم باغبانی (علوم و صنایع کشاورزی)، ۲۳(۱): ۸۸-۹۵.

قاسمی، ز. و شهابی، ع.ا. ۱۳۸۹. تأثیر کادمیم بر شاخص‌های فیزیولوژیک، صفات رویشی و غلظت عناصر غذایی در گیاه گوجه‌فرنگی (*Lycopersicon esculentum*) در کشت بدون خاک. روابط خاک و گیاه (علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ای)، ۱(۲): ۵۵-۶۵.

کامرانی‌آلیله، م.، حاجی‌زاده، ح.، بهتاش، ف. و موسوی، س.ب. ۱۳۹۷. نقش پتاسیم در کاهش تنش کادمیم و ترکیب شیمیایی میوه گوجه‌فرنگی. علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ای، ۹(۳): ۴۹-۶۲.

محقق، پ.، شیروانی، م. و قاسمی، س. ۱۳۸۹. تأثیر کاربرد سیلیسیم بر رشد و عملکرد دو رقم خیار در سیستم هیدروپونیک. علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ای، ۱(۱): ۳۵-۴۰.

مهتدی، ا. و ابراهیمی، ل. ۱۳۹۶. اثر کلسیم بر جذب و تجمع کادمیوم و روی در گیاه چلیپا (*Matthiola flavida* Boiss.). فرآیند و کارکرد گیاهی، ۶(۱۹): ۲۲۳-۳۳۶.

مهدوی، م.، اسماعیل‌پور، ب. و فاطمی، ح. ۱۳۹۷. بررسی تأثیر تغذیه برگی سیلیسیم بر شاخص‌های رشدی، فیزیولوژی و بیوشیمیایی گیاه نعناع در شرایط تنش کادمیوم. علوم باغبانی ایران، ۴۹(۱): ۱۸۳-۱۹۶.

Abu-Muriefah, S.S. 2015. Effects of silicon on membrane characteristics, photosynthetic pigments, antioxidative ability, and mineral element contents of faba bean (*Vicia faba* L.) plants grown under Cd and Pb stress. International Journal of Advanced Research in Biological Sciences, 2(6): 1-17.

Adatia, M.H. and Besford, R.T. 1986. The effects of silicon on cucumber plants grown in recirculating nutrient solution. Annals of Botany, 58(3): 343-351.

Agarie, S. 1993. Effect of silicon on growth, dry matter production and photosynthesis in rice plants. Crop Prod. Improve. Tech. Asia.: 225-234.

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(12): 2101-2115.

Almeida, A.A.F.D., Valle, R.R., Mielke, M.S. and Gomes, F.P. 2007. Tolerance and prospection of phytoremediator woody species of Cd, Pb, Cu and Cr. Brazilian Journal of Plant Physiology, 19: 83-98.

Aravind, P. and Prasad, M.N.V. 2003. Zinc alleviates cadmium-induced oxidative stress in *Ceratophyllum demersum* L.: a free floating freshwater macrophyte. Plant Physiology and Biochemistry, 41(4): 391-397.

Barcelo, J., Vazquez, M.D. and Poschenrieder, C.H. 1988. Structural and ultrastructural disorders in cadmium-treated bush bean plants (*Phaseolus vulgaris* L.). New Phytologist, 108(1): 37-49.

Benavides, M.P., Gallego, S.M. and Tomaro, M.L. 2005. Cadmium toxicity in plants. Brazilian Journal of Plant Physiology, 17: 21-34.

Bhardwaj, R., Arora, N., Sharma, P. and Arora, H.K. 2007. Effects of 28-homobrassinolide on seedling growth, lipid peroxidation and antioxidative enzyme activities under nickel stress in seedlings of *Zea mays* L. Asian Journal of Plant Science, 6(5): 765-772.

Chugh, L.K. and Sawhney, S.K., 1999. Photosynthetic activities of Pisum sativum seedlings grown in presence of cadmium. Plant physiology and biochemistry, 37(4): 297-303.

Das, P.K., Sarangi, D., Jena, M.K. and Mohanty, S. 2002. Response of green gram (*Vigna radiata* L.) to integrated application of vermicompost and chemical fertilizer in acid lateritic soil. Indian Agriculture, 46: 79-87.

Di Toppi, L.S. and Gabbrielli, R. 1999. Response to cadmium in higher plants. Environmental and Experimental Botany, 41(2): 105-130.

Dogan, M., Bolat, I., Karakas, S., Dikilitas, M., Gutiérrez-Gamboa, G. and Kaya, O. 2022. Remediation of cadmium stress in strawberry plants using humic acid and silicon applications. Life, 12(12): 1-14.

El-Tayeb, M.A. 2005. Response of barley grains to the interactive effect of salinity and salicylic acid. Plant Growth Regulation, 45: 215-224.

Feng JianPeng, F.J., Shi QingHua, S.Q., Wang XiuFeng, W.X., Wei Min, W.M., Yang FengJuan, Y.F. and Xu HuiNi, X.H., 2010. Silicon supplementation ameliorated the inhibition of photosynthesis and nitrate metabolism by cadmium (Cd) toxicity in *Cucumis sativus* L. Science Horticulture, 123: 521-530.

Fusconi, A., Gallo, C. and Camusso, W. 2007. Effects of cadmium on root apical meristems of *Pisum sativum* L.: cell viability, cell proliferation and microtubule pattern as suitable markers for assessment of stress pollution. Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis, 632(1-2): 9-19.

Ghamarnia, H., Khosravy, H. and Sepehri, S. 2010. Yield and water use efficiency of (*Nigella sativa* L.) under different irrigation treatments in a semi-arid region in the West of Iran. Journal of Medicinal Plants Research, 4(16): 1612-1616.

Gong, H.J., Chen, K.M., Chen, G.C., Wang, S.M. and Zhang, C.L. 2003. Effects of silicon on growth of wheat under drought. Journal of Plant Nutrition, 26(5): 1055-1063.

Hegedüs, A., Erdei, S. and Horváth, G. 2001. Comparative studies of H2O2 detoxifying enzymes in green and greening barley seedlings under cadmium stress. Plant Science, 160(6):1085-1093.

Herath, H.M.D.A.K., Bandara, D.C., Weerasinghe, P.A., Iqbal, M.C.M. and Wijayawardhana, H.C.D., 2014. Effect of cadmium on growth parameters and plant accumulation in different rice (*Oryza sativa* L.) varieties in Sri Lanka. Tropical Agricultural Research, 25: 532-542.

Jan, S., Alyemeni, M.N., Wijaya, L., Alam, P., Siddique, K.H. and Ahmad, P. 2018. Interactive effect of 24-epibrassinolide and silicon alleviates cadmium stress via the modulation of antioxidant defense and glyoxalase systems and macronutrient content in *Pisum sativum* L. seedlings. Journal of BiuMed Central Plant Biology, 18: 1-18.

Jeliazkova, E., Craker, L.E. and Xing, B. 2003. Seed germination of anise, caraway, and fennel in heavy metal contaminated solutions. Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants, 10(3): 83-93.

Jin, X., Yang, X., Islam, E., Liu, D. and Mahmood, Q., 2008. Effects of cadmium on ultrastructure and antioxidative defense system in hyperaccumulator and non-hyperaccumulator ecotypes of Sedum alfredii Hance. Journal of Hazardous Materials, 156(1-3): 387-397.

John, R., Ahmad, P., Gadgil, K. and Sharma, S. 2008. Effect of cadmium and lead on growth, biochemical parameters and uptake in *Lemna polyrrhiza* L. Plant Soil and Environment, 54(6): 262.

Kaur, P., Bali, S., Sharma, A., Vig, A.P. and Bhardwaj, R., 2017. Effect of earthworms on growth, photosynthetic efficiency and metal uptake in *Brassica juncea* L. plants grown in cadmium-polluted soils. Environmental Science and Pollution Research, 24: 13452-13465.

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(8): 1469-1480.

Liang YongChao, L.Y., Wong, J.W.C. and Wei Long, W.L. 2005. Silicon-mediated enhancement of cadmium tolerance in maize (*Zea mays* L.) grown in cadmium contaminated soil. Chemosphere, 58: 475-483.

Liang, Y., Chen, Q.I.N., Liu, Q., Zhang, W. and Ding, R., 2003. Exogenous silicon (Si) increases antioxidant enzyme activity and reduces lipid peroxidation in roots of salt-stressed barley (*Hordeum vulgare* L.). Journal of Plant Physiology, 160(10): 1157-1164.

Liang, Y., Nikolic, M., Bélanger, R., Gong, H. and Song, A. 2015. Silicon in agriculture from theory to practice. Springer. P, 235, ISBN: 978-94-017-9977-5

Lichtenthaler, H.K. and Wellburn, A.R. 1983. Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. Biochemical Society Transactions, 11: 591–592.

Liu, D., Jiang, W. and Gao, X. 2003. Effects of cadmium on root growth, cell division and nucleoli in root tip cells of garlic. Biologia Plantarum, 47: 79-83.

Lutts, S., Kinet, J.M. and Bouharmont, J., 1996. NaCl-induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. Annals of Botany, 78(3): 389-398.

Ma, J.F. and Takahashi, E. 2002. Soil, fertilizer, and plant silicon research in Japan. Elsevier.

Mahmood, Q., Hassan, M.J., Zhu, Z. and Ahmad, B. 2006. Influence of cadmium toxicity on rice genotypes as affected by zinc, sulfur and nitrogen fertilizers. Caspian Journal of Environmental Sciences, 4(1): 1-8.

Marchner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants. Academic Press. New York, pp.313-323.

Mauchamp, A. and Méthy, M., 2004. Submergence-induced damage of photosynthetic apparatus in *Phragmites australis*. Environmental and Experimental Botany, 51(3): 227-235.

Meers, E., Van Slycken, S., Adriaensen, K., Ruttens, A., Vangronsveld, J., Du Laing, G., Witters, N., Thewys, T. and Tack, F.M.G. 2010. The use of bio-energy crops (*Zea mays*) for 'phytoattenuation'of heavy metals on moderately contaminated soils: a field experiment. Chemosphere, 78(1): 35-41.

Michaelis, A., Takehisa, S., Rieger, R. and Aurich, O. 1986. Ammonium chloride and zinc sulfate pretreatments reduce the yield of chromatid aberrations induced by TEM and maleic hydrazide in *Vicia faba*. Mutation Research Letters, 173(3): 187-191.

Mohsenzadeh, S., Shahrtash, M. and Teixeira da Silva, J.A. 2012. Silicon improves growth and alleviates toxicity of cadmium in maize seedlings. Plant stress, 6(1): 39-43.

Mok, M.C. 2019. Cytokinins and plant development: An overview. PP. 155-166.

Munns, R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant, Cell and Environment, 25(2): 239-250.

Muradoglu, F., Gundogdu, M., Ercisli, S., Encu, T., Balta, F., Jaafar, H.Z. and Zia-Ul-Haq, M. 2015. Cadmium toxicity affects chlorophyll a and b content, antioxidant enzyme activities and mineral nutrient accumulation in strawberry. Biological Research, 48: 1-7.

Netondo, G.W., Onyango, J.C. and Beck, E. 2004. Sorghum and salinity: II. Gas exchange and chlorophyll fluorescence of sorghum under salt stress. Crop Science, 44(3): 806-811.

Neumann, D. and Zur Nieden, U., 2001. Silicon and heavy metal tolerance of higher plants. Phytochemistry, 56(7): 685-692.

Padmaja, K., Prasad, D.D.K. and Prasad, A.R.K. 1990. Inhibition of chlorophyll synthesis in Phaseolus vulgaris L. seedlings by cadmium acetate. Photosynthetica, 24: 399-405.

Porra, R.J. 2002. The chequered history of the development and use of simultaneous equations for the accurate determination of chlorophylls a and b. Photosynthesis Research, 73: 149-156.

Qin, T.C., Ruan, J. and Wang, L.J. 2000. Effects of cadmium on plant photosynthesis. Environmental Science and Technology, 13: 33-35.

Reddy, A.M., Kumar, S.G., Jyothsnakumari, G., Thimmanaik, S. and Sudhakar, C. 2005. Lead induced changes in antioxidant metabolism of horsegram (*Macrotyloma uniflorum* (Lam.) Verdc.) and bengalgram (*Cicer arietinum* L.). Chemosphere, 60(1): 97-104.

Romero-Aranda, M.R., Jurado, O. and Cuartero, J. 2006. Silicon alleviates the deleterious salt effect on tomato plant growth by improving plant water status. Journal of Plant Physiology, 163(8): 847-855.

Sandalio, L.M., Dalurzo, H.C., Gomez, M., Romero-Puertas, M.C. and Del Rio, L.A. 2001. Cadmium-induced changes in the growth and oxidative metabolism of pea plants. Journal of Experimental Botany, 52(364): 2115-2126.

Santosh Singh, S.S., Anuradha Singh, A.S. and Raj Bahadur, R.B. 2011. Effect of cadmium on germination and seedling growth of tomato (*Lycopersicon esculentum*-Mill). Plant Archives, 11: 859-862.

Savant, N.K., Korndörfer, G.H., Datnoff, L.E. and Snyder, G.H. 1999. Silicon nutrition and sugarcane production: a review. Journal of Plant Nutrition, 22(12): 1853-1903.

Shah, S.S., Mohammad, F.I.D.A., Shafi, M., Bakht, J.E.H.A.N. and Zhou, W.E.I.J.U.N. 2011. Effects of cadmium and salinity on growth and photosynthesis parameters of Brassica species. Pakistan Journal of Botany, 43(1): 333-340.

Shahrtash, M. and Mohsenzadeh, S. 2011. The effect of silicon on biochemical characteristics of maize seedling infected by *Pythium aphanidermatum* during periods of high temperature and humidity. Asian Journal of Experimental Biological Science, 2: 96.

Shanker, A.K., Cervantes, C., Loza-Tavera, H. and Avudainayagam, S. 2005. Chromium toxicity in plants. Environment International, 31(5): 739-753.

Shen, X., Zhou, Y., Duan, L., Li, Z., Eneji, A.E. and Li, J. 2010. Silicon effects on photosynthesis and antioxidant parameters of soybean seedlings under drought and ultraviolet-B radiation. Journal of plant physiology, 167(15): 1248-1252.

Siddhu, G. and Khan, M.A. 2012. Effects of cadmium on growth and metabolism of Phaseolus mungo. Journal of Environmental Biology, 33(2): 173-179.

Siddhu, G. and Khan, M.A. 2012. Effects of cadmium on growth and metabolism of *Phaseolus mungo*. Journal of Environmental Biology, 33(2): 173.

Siddhu, G., Sirohi, D.S., Kashyap, K., Khan, I.A. and Khan, M.A. 2008. Toxicity of cadmium on the growth and yield of *Solanum melongena* L. Journal of Environmental Biology, 29(6): 853-857.

Siddiqui, M.H., Al-Whaibi, M.H. and Basalah, M.O. 2011. Interactive effect of calcium and gibberellin on nickel tolerance in relation to antioxidant systems in *Triticum aestivum* L. Protoplasma, 248: 503-511.

Sonobe, K., Hattori, T., An, P., Tsuji, W., Eneji, A.E., Kobayashi, S., Kawamura, Y., Tanaka, K. and Inanaga, S., 2010. Effect of silicon application on sorghum root responses to water stress. Journal of Plant Nutrition, 34(1): 71-82.

Souri, M.K., Alipanahi, N., Hatamian, M., Ahmadi, M. and Tesfamariam, T. 2018. Elemental profile of heavy metals in garden cress, coriander, lettuce and spinach, commonly cultivated in Kahrizak, South of Tehran-Iran. Open Agriculture, 3(1): 32-37.

Souza, J.F., Dolder, H. and Cortelzaao, A. 2005. Influence of Mn toxicity on photosynthesis in *Vigna umbellate* seedlings. Phptosynthetica, 38: 449-453.

Sposito, G. 2008. The Chemistry of Soils. Oxford university press, New York.

Talatam, S. and Parida, B.K. 2009. Crop growth as influenced by zinc and organic matter in cadmium-rich polluted soils. The Proceedings of the International Plant Nutrition Colloquium XVI, 127783q, 04-13.

Tanyolaç, D., Ekmekçi, Y. and Ünalan, Ş. 2007. Changes in photochemical and antioxidant enzyme activities in maize (*Zea mays* L.) leaves exposed to excess copper. Chemosphere, 67(1): 89-98.

Tran, T.L.H. and Raymundo, L.C. 1999. Biosynthesis of carotenoids in bittermelon at high temperature. Phytochemistry, 52(2): 275-280.

Treder, W. and Cieśliński, G. 2000. Cadmium uptake and distribution in strawberry plants as affected by its concentration in soil. Journal of Fruit and Ornamental Plant Research, 8: 127-135.

Van Assche, F. and Clijsters, H. 1990. Effects of metals on enzyme activity in plants. Plant, Cell and Environment, 13(3): 195-206.

Vassilev, A., Lidon, F.C., Matos, M.D.C., Ramalho, J.C. and Yordanov, I. 2002. Photosynthetic performance and content of some nutrients in cadmium-and copper-treated barley plants. Journal of plant Nutrition, 25(11): 2343-2360.

Wang, X., Liu, Y., Zeng, G., Chai, L., Song, X., Min, Z. and Xiao, X. 2008. Subcellular distribution and chemical forms of cadmium in *Bechmeria nivea* (L.) Gaud. Environmental and Experimental Botany, 62(3): 389-395.

Wang, Y., Ying, Y., Chen, J. and Wang, X. 2004. Transgenic Arabidopsis overexpressing Mn-SOD enhanced salt-tolerance. Plant Science, 167(4): 671-677.

Wu, J., Guo, J., Hu, Y. and Gong, H. 2015. Distinct physiological responses of tomato and cucumber plants in silicon-mediated alleviation of cadmium stress. Frontiers in Plant Science, 6: 453.

Yadav, S.K. 2010. Heavy metals toxicity in plants: an overview on the role of glutathione and phytochelatins in heavy metal stress tolerance of plants. South African journal of botany, 76(2): 167-179.

Yadav, V., Arif, N., Singh, S., Srivastava, P.K., Sharma, S., Tripathi, D.K., Dubey, N.K. and Chauhan, D.K., 2016. Exogenous mineral regulation under heavy metal stress: advances and prospects. Biochem. Pharmacol, 5(220): 2167-0501.

Yang, X., Baligar, V., Martens, D. and Clark, R.B. 1996. Cadmium effects on influx and transport of mineral nutrients in plant species. Journal of Plant Nutrition and Soil Science, 112: 643-656.

Zengin, F.K. and Munzuroglu, O. 2005. Effects of some heavy metals on content of chlorophyll, proline and some antioxidant chemicals in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings. Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica, 47(2): 157-164.

Zhu, Z., Wei, G., Li, J., Qian, Q. and Yu, J. 2004. Silicon alleviates salt stress and increases antioxidant enzymes activity in leaves of salt-stressed cucumber (*Cucumis sativus* L.). Plant Science, 167(3): 527-533.