مقاله پژوهشی

پاسخ رشد رویشی، فیزیولوژیک و آنزیمی گیاه دارویی خرفه (*Portulaca oleracea*) به غلظت کادمیوم در خاک

مریم جنابیان[۱]، همت‌اله پیردشتی[۱*]، محمدعلی تاجیک قنبری[۲] و فردین صادق‌زاده[۳]

[۱] گروه زراعت، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری، [۲] گروه گیاه‌پزشکی، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری و [۳] گروه علوم خاک، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۱۰/۰٤، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۸/۰۳/۲۸)

چکیده

کادمیوم از رایج‌ترین فلزات سنگین در مناطق آلوده است که با ورود به زیست‌بوم و زنجیره غذایی، اثرات اکولوژیکی زیانباری بر موجودات زنده برجای خواهد نهاد. با توجه به خطر افزایش عناصر سنگین در خاک‌های کشاورزی و به‌دنبال آن حضور در گیاهان دارویی همچون خرفه (*Portulaca oleracea* L.)، پژوهشی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار جهت بررسی واکنش رشد رویشی و پارامترهای فیزیولوژیک و آنزیمی این گیاه دارویی نسبت به افزایش غلظت کادمیوم (از صفر تا ۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم) در خاک اجرا گردید. نتایج نشان داد که صفات رویشی، رنگیزه‌های فتوسنتزی، میزان پروتئین محلول و محتوی نسبی آب برگ با افزایش غلظت کادمیوم کاهش و میزان تولید مالون دی‌آلدئید، هیدروژن پراکسید و پرولین افزایش نشان داد. همچنین روند تغییرات فعالیت سه آنزیم پراکسیداز (POX)، آسکوربات پراکسیداز (APX) و سوپراکسید دیسموتاز (SOD) در سطوح پایین سمیت افزایش و در سطوح بالاتر به‌صورت کاهشی بود. گیاه خرفه به مقادیر بالاتر کادمیوم حساسیت بیشتری نشان داد، به‌طوری‌که شیب تغییرات بیشتر متغیرهای مورد مطالعه از جمله وزن خشک اندام‌های رویشی، میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی، پرولین، پروتئین محلول برگ و هیدروژن پراکسید در سطوح پایین کادمیوم (محدوده صفر تا حدود ٦۰ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک) کمتر بود و پس از آن با شیب بیشتری ادامه یافت. در مجموع نتایج حاکی از قدرت رشد گیاه دارویی خرفه تا سطح ۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم کادمیوم خاک بود. با این حال در غلظت‌های بالاتر از حدود ٦۰ میلی‌گرم، تجمع ماده خشک و کارکرد سیستم‌های دفاعی گیاه بیش از ۵۰ درصد کاهش نشان داد.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدان، رنگیزه‌های فتوسنتزی، پرولین

مقدمه

فلزات سنگین از جمله آلاینده‌های زیست‌محیطی محسوب می‌شوند که مواجه‌شدن با برخی از آنها از طریق آب، هوا و مواد غذایی می‌تواند مسمومیت‌های حاد، مزمن و خطرناک برای انسان و سایر موجودات ایجاد نماید. از جمله این عناصر سنگین، کادمیوم است که با تولید انواع اکسیژن (ROS) منجر به آسیب پروتئین‌ها، کربوهیدرات‌ها و DNA شده و درنهایت منجربه تنش اکسیداتیو می‌گردد (Zhang *et al*., 2010). انتقال این عناصر از خاک و تجمع آن در گیاه مورد توجه قرار گرفته و در این میان کادمیوم به‌دلیل تحرک، پویایی و نیمه‌عمر

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: h.pirdashti@sanru.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

بیولوژیکی زیاد (حدود بیست سال) سمیت قابل‌توجه و همچنین سهولت جذب و تجمع در گیاه از اهمیت ویژه‌ای برخودار است (Mauskar, 2007). سمیت کادمیوم به شکل‌های مختلف شامل کاهش عملکرد، کاهش رشد ریشه و برگ و تشکیل مالون دی‌آلدئید گزارش شده است (Grant *et al.*, 1998). کاهش رشد رویشی گیاه در اثر کاربرد فلزات سنگین همانند کادمیوم و مس در لوبیا چیتی (*Phaseolus vulgaris*) (بلوچی و همکاران، ۱۳۹۶)، نخود (*Cicer arietinum*) (Faiazan *et al.*, 2011) و ذرت (*Zea mays*) (پوراکبر و ابراهیم‌زاده، ۱۳۹۳) نیز پیش‌تر گزارش شده است. این عنصر همچنین جذب نیترات و انتقال آن از ریشه به اندام هوایی را از طریق ممانعت از فعالیت نیترات ردوکتاز، کاهش می‌دهد (Benavides *et al.*, 2005). مقادیر بالای کادمیوم به‌دلیل اختلالات متابولیسمی، تولید انواع واکنش‌گر را در سلول افزایش داده و منجر به وقوع تنش اکسیداتیو در گیاه می‌گردد (Goncalves *et al.*, 2007). این عنصر همچنین منجر به اختلال در مسیر بیوسنتز کلروفیل و آنزیم‌های دخیل در فتوسنتز و تثبیت دی‌اکسید کربن می‌شود (Dias *et al.*, 2013). این آسیب‌ها به‌دلیل ایجاد رادیکال‌های آزاد اکسیژن در شرایط تنش مولکولی ناشی از کادمیوم به‌وجود می‌آیند (Schutzendubel and Polle, 2002). در این زمان آنزیم‌های مختلفی نظیر سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز وارد عمل شده و با سازوکارهای مختلف این رادیکال‌ها را از بین می‌برند (برجیان و همکاران، ۱۳۹۷).

بررسی‌های سازمان بهداشت جهانی در سال‌های اخیر حاکی از روند روبه افزایش استفاده از گیاهان دارویی در سراسر جهان است. با گسترش محبوبیت و تجارت گیاهان دارویی، سلامت، امنیت و کیفیت مواد خام گیاهان دارویی و محصولات فرآوری‌شده آنها به یک نگرانی عمده سازمان‌های جهانی تبدیل شده است، چرا که در موارد متعدد، آلودگی گیاهان دارویی به فلزات سنگین و پتانسیل بالای این گیاهان در جذب و انتقال فلزات سنگین به بخش‌های قابل‌استفاده، گزارش شده است (Ebrahim *et al.*, 2012; Prasad *et al.*, 2011؛ عسگری لجایر و همکاران، ۱۳۹۳). گیاه خرفه به‌عنوان یکی از قدیمی‌ترین سبزیجات مورداستفاده انسان است و از سالیان دور بومیان آفریقا از آن برای درمان تومورهای التهابی استفاده می‌نمایند (Holm *et al.*, 1977). این گیاه دارای اهمیت اقتصادی بالایی اسا، به‌طوری‌که در سال‌های اخیر توجه بسیاری را به خود جلب کرده است (Safdari and Kazemitabar, 2009)، چرا که حاوی مقادیر زیادی مواد با خواص درمانی فوق‌العاده و ترکیبات بی‌نظیر بوده و ساقه‌های آن غنی از اسیدهای چرب امگا ۳، آلفاتوکوفرول، بتاکاروتن و گلوتاتیون است. همچنین یک منبع عالی برای آنتی‌اکسیدان‌هایی مانند ویتامین A، C، E و بتاکاروتن به‌شمار می‌رود (Dixit *et al.*, 2011). با توجه به خطر افزایش عناصر سنگین در خاک‌های کشاورزی، خرفه نیز مانند سایر گیاهان دارویی در معرض عناصر سنگین قرار داد. در همین راستا، عبدی و همکاران (۱۳۹۵) و عسگری لجایر و همکاران (۱۳۹۳) در طی آزمایشی میزان عناصر سنگین سرب و کادمیوم را به‌ترتیب در ده و هشت گیاه دارویی اندازه‌گیری نمودند. نتایج این محققین نشان داد که تمام گیاهان دارویی مورد بررسی ازجمله خرفه غلظت بالایی از عناصر کادمیوم و سرب را دارا بودند. بنابراین با توجه به مطالب بیان‌شده، پژوهش حاضر با هدف کمی‌سازی ویژگی‌های رویشی، فیزیولوژیکی و آنزیمی گیاه دارویی خرفه و تعیین حد آستانه تحمل این گیاه نسبت به غلظت کادمیوم خاک طراحی و اجرا گردید.

مواد و روش‌ها

پژوهش حاضر در تابستان و پاییز ۱۳۹۶ در گلخانه تحقیقاتی پژوهشکده ژنتیک و زیست‌فناوری کشاورزی طبرستان واقع در دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی ساری در قالب طرح پایه کاملاً تصادفی با سه تکرار انجام شد. خاک مورداستفاده در آزمایش از عمق صفر تا ۳۰ سانتی‌متری مزرعه پژوهشی دانشگاه انتخاب و پس از عبور از الک دو میلی‌متری، به نسبت دو به یک با ماسه مخلوط گردید (جدول ۱). خاک مخلوط شده به ۱۱ قسمت مساوی تقسیم و مقادیر مختلف کادمیوم از

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

جدول ۱- برخی ویژگی‌های فیزیکی و شیمیایی خاک

بافت خاک	رس	سیلت	شن	نیتروژن	فسفر	پتاسیم	کادمیوم	pH	هدایت الکتریکی ($dS.m^{-1}$)
	(٪)				(ppm)				
رسی- سیلتی	۳٤	۳۷/۲	۲۸/۳	۰/۲٦	۸/٤۷	۲٤٤	۱/۲۳	۷/٥٦	۱/۲۳

منبع کادمیوم کلرید ($CdCl_2.5H_2O$) به آن اضافه گردید تا غلظت آن در خاک آزمایش به مقادیر موردنظر (صفر، ۱۵، ۳۰، ٤٥، ٦۰، ۹٥، ۱۳۰، ۱٦٥، ۲۰۰، ۲۳٥ و ۲۷٥ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک) برسد. مقدار اولیه کادمیوم کل در خاک آزمایش ۱/۲۳ میلی‌گرم در کیلوگرم بود که معادل صفر در نظر گرفته شد. اتحادیه اروپا حداکثر غلظت مجاز کادمیوم در خاک‌های زراعی را یک تا سه میلی‌گرم در کیلوگرم خاک تعیین نموده است (Eunomia Research and Consulting Ltd, 2018). به‌منظور مخلوط‌کردن کادمیوم با خاک، مقادیر موردنظر کادمیوم از منبع کادمیوم کلرید ($CdCl_2.5H_2O$) در ۵۰ میلی‌لیتر آب مقطر حل شده و مقدار خاک لازم برای هـر یک از تیمارها و تکرارها تهیه و سپس محلول مـوردنظـر بـه آرامی و به‌صورت اسپری به خاک اضافه گردید (Jadia and fulekar, 2008). طی فرآیند مه‌پاشی، خاک‌ها به آرامی به‌هم زده شدند تا حداکثر اختلاط لازم بین خاک و عنصر کادمیوم انجام شود. خاک‌های آلوده به‌مدت چهار هفته به‌منظور انجام برهمکنش‌های بین کادمیوم و خاک در شرایط رطوبت ظرفیت زراعی در گلخانه نگه‌داری شدند تا تعادل لازم بین خاک و کادمیوم فراهم شود. پس از گذشت چهار هفته از مخلوط‌کردن خاک، بذور خرفه به مدت ۱۰ دقیقه با هیپوکلریت سدیم یک درصد استریل و پس از جوانه‌دارشدن کشت گردید.

سنجش کلروفیل و شاخص سبزینگی برگ: پس از چهار هفته از کشت اندازه‌گیری پارامترهای شاخص سبزینگی برگ (عدد SPAD) با استفاده از دستگاه کلروفیل‌متر (SPAD-502, Minolta, Japan) و رنگیزه‌های کلروفیلی (شامل کلروفیل *a* و *b*) از آخرین برگ گسترش‌یافته صورت گرفت.

جهت سنجش میزان کلروفیل *b* و *a* نمونه‌ها در ۸ میلی‌لیتر متانول غوطه‌ور شده و به‌مدت ۲٤ ساعت در تاریکی و در دمای اتاق قرار گرفت. سپس میزان نور جذبی محلول در طول‌موج‌های ٦٥۲/٤ و ٦٦٥/۲ نانومتر به‌وسیله دستگاه اسپکتروفتومتر (Analytic jena-spekol 1300) خوانده و ثبت شد. درنهایت میزان دو پارامتر مذکور براساس رابطه‌های ۱ و ۲ محاسبه گردید (Porra, 2002).

رابطه ۱ $Chl_a\ (\mu g / gr\ fw) = 16.72\ A_{665.2} - 9.16\ A_{652.4}$

رابطه ۲ $Chl_b\ (\mu g / gr\ fw) = 34.09\ A_{652.4.} - 15.28\ A_{665.2}$

محتوای آب نسبی برگ: جهت سنجش محتوی آب نسبی برگ (RWC) نیز نمونه‌گیری از آخرین برگ توسعه‌یافته گیاه صورت گرفته و بلافاصله وزن تر آنها با ترازوی دقیق اندازه‌گیری گردید (FW). سپس نمونه‌های برگی به لوله آزمایش حاوی آب‌مقطر منتقل شد و پس از گذشت ۲٤ ساعت، وزن برگ‌های آماس‌یافته اندازه‌گیری شد. برای محاسبه وزن آماس، برگ‌ها از لوله آزمایش خارج و رطوبت اضافی با دستمال کاغذی گرفته شده و نمونه‌ها وزن گردید (TW). سپس نمونه‌ها در آون ۷۰ درجه سانتی‌گراد به‌مدت ۲٤ ساعت قرار گرفته و سپس توزین انجام گردید (DW). درنهایت محتوی رطوبت نسبی برگ‌ها با استفاده از رابطه ۳ محاسبه گردید (Ritchie and Nguyen, 1990).

رابطه ۳ $RWC = (F_W - D_W) / (T_W - D_W) \times 100$

نشت الکترولیت: جهت اندازه‌گیری میزان نشت الکترولیت، نمونه‌ی برگی در لوله‌های آزمایش حاوی ۱۰ میلی‌لیتر آب‌مقطر قرار گرفت. پس از گذشت ۲٤ ساعت، هدایت الکتریکی هر نمونه با استفاده از دستگاه EC متر (Conductivity Meters 410) انـدازه‌گیری شد (EC_1). به‌منظور اندازه‌گیری میزان کل نشت الکترولیت در اثر مرگ سلول، لوله‌های آزمایش به‌مدت ۲۰ دقیقه در دستگاه بن‌ماری با دمای ۹۰ درجه قرار گرفته و هدایت الکتریکی نمونه‌ها ثبت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

گردید (EC_2). درنهایت درصد نشت الکترولیت‌ها با استفاده از رابطه ٤ محاسبه شد (Lutts *et al*., 1995).

رابطه ٤ $EL = EC_1 / EC_2 \times 100$

سنجش فعالیت آنزیمی: سنجش فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز براساس روش Beauchamp و Fridovich (۱۹۷۱) انجام شد. محلول واکنش در حجم نهایی شامل ۸۳۵ میکرولیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار (pH=۸)، ۳۳ میکرولیتر نیتروبلو تترازولیوم ۰/۷۵ میلی‌مولار، ۳۳ میکرولیتر ریبوفلاوین و ۳۳ میکرولیتر عصاره آنزیمی بود. تغییرات جذب محلول واکنش نسبت به شاهد در طول‌موج ٥٦۰ نانومتر اندازه‌گیری شد.

فعالیت آنزیم کاتالاز طبق روش Abi (۱۹۸٤) اندازه‌گیری شد. کمپلکس واکنشی شامل ۱/۵ میلی‌لیتر از بافر فسفات پتاسیم ۱۰۰ میلی‌مولار (pH=۷) ۰/۵ میلی‌لیتر از هیدروژن پراکسید ۷/۵ میلی‌مولار و ۵۰ میکرولیتر از محلول آنزیمی بود که حجم نمونه‌ها با اضافه‌کردن آب‌مقطر به ۳ میلی‌لیتر رسانده شد. با افزودن هیدروژن پراکسید واکنش آغاز و کاهش در جذب نمونه‌ها در طول‌موج ۲٤۰ نانومتر در مدت یک دقیقه ثبت گردید. فعالیت آنزیمی از محاسبه میزان هیدروژن پراکسید تجزیه‌شده توسط آنزیم محاسبه گردید.

کمپلکس واکنشی آنزیم آسکوربات پراکسیداز (۱ میلی‌لیتر) شامل ۲۵۰ میکرولیتر از محلول بافر فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار (pH=۷)، ۲۵۰ میکرولیتر از آسکوربات یک میلی‌مولار ۲۵۰ میکرولیتر از EDTA ۰/٤ میلی‌مولار، ۱۹۰ میکرولیتر آب دوبار تقطیر، ۱۰ میکرولیتر از هیدروژن پراکسید ۱۰ میلی‌مولار و ۵۰ میکرولیتر از محلول آنزیمی استخراج شده است. واکنش با کامل‌شدن اجزای ضروری آن یعنی آنزیم استخراج‌شده سوبسترا و کوفاکتور شروع به فعالیت خواهد کرد. جذب کمپلکس واکنشی در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر در زمان شروع و پس از یک دقیقه یادداشت و با استفاده از ضریب خاموشی ۲/۸ $mM^{-1}cm^{-1}$ میزان فعالیت آنزیم محاسبه شد (Yoshimura *et al*., 2000).

کمپلکس واکنش آنزیم پراکسیداز (۲ میلی‌لیتر) شامل یک میلی‌لیتر بافر فسفات ۱۰۰ میلی‌مولار (pH=۷)، ۲۵۰ میکرولیتر از EDTA ۰/۱ میلی‌مولار، ۱ میلی‌لیتر گایاکول ۵ میلی‌مولار، ۱ میلی‌لیتر پراکسید ۱۵ میلی‌مولار و ۵۰ میکرولیتر از محلول آنزیمی استخراج شده است. واکنش با اضافه‌کردن محلول آنزیمی شروع و افزایش جذب در طول‌موج ٤۷۰ نانومتر به‌مدت یک دقیقه ثبت شد. فعالیت آنزیمی براساس میزان تتراگایاکول تشکیل و با استفاده از ضریب خاموشی ۱/۳۳ $mM^{-1}cm^{-1}$ به‌دست آمد (Tang and Newton, 2005).

اندازه‌گیری میزان مالون دی‌آلدئید: پراکسیداسیون لیپیدی یا مالون دی‌آلدئید براساس روش Stewart و Bewley (۱۹۸۰) اندازه‌گیری شد. بدین منظور حدود ۰/۵ گرم از برگ‌های گیاه خرفه در ۱۰ میلی‌لیتر از محلول ۰/۱٪ تری‌کلرو استیک اسید هموژن و به‌مدت ۱۰ دقیقه در ۱۵۰۰۰×g سانتریفیوژ گردید. ۲ میلی‌لیتر از سوپرناتانت حاصل با ٤ میلی‌لیتر از محلول ۲۰٪ تری‌کلرو استیک اسید محتوی ۰/۵٪ تیوباربیتوریک اسید مخلوط شد. کمپلکس حاصل به‌مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد نگهداری و سپس به حمام آب سرد منتقل گردید. نمونه‌ها مجدداً به‌مدت ۱۰ دقیقه در ۱۰۰۰۰×g سانتریفیوژ شدند. جذب نمونه‌ها در طول‌موج ۵۳۳ و ٦۰۰ نانومتر ثبت گردید. میزان پراکسیدشدن لیپیدها از اختلاف بین طول‌موج‌های جذبی در ضریب خاموشی ۱۵۵ $mM^{-1}cm^{-1}$ به‌دست آمد.

هیدروژن پراکسید به‌روش Alexieva و همکاران (۲۰۰۱) اندازه‌گیری شد. ابتدا ۰/۵ گرم نمونه برگی هموژن و به آنها پنج میلی‌لیتر از محلول ۰/۱٪ تری‌کلرو استیک اسید (وزنی–حجمی) اضافه و در ۱۲۰۰۰×g به‌مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ گردید. سپس کمپلکس واکنش حاوی ۰/۵ میلی‌لیتر از سوپرناتانت، ۰/۵ میلی‌لیتر بافر فسفات ۱۰ میلی‌مولار (pH=۷) و یک میلی‌لیتر KI یک مولار تهیه و میزان جذب آنها در طول‌موج ۳۹۰ نانومتر سنجش گردید. میزان هیدروژن پراکسید با استفاده از منحنی استاندارد به‌دست آمد.

میزان پروتئین موجود از نمونه‌های آنزیمی استخراج به‌روش Bradford (۱۹۷٦) اندازه‌گیری شد. کمپلکس واکنش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

شامل ۱۰۰ میکرولیتر محلول آنزیمی استخراج‌شده، ۲۰۰ میکرولیتر معرف برادفورد و ۷۰۰ میکرولیتر آب دیونیزه است. دو دقیقه پس از تشکیل کمپلکس فوق، معرف برادفورد حداکثر ترکیب را با اسیدهای آمینه آروماتیک نظیر آرژنین از خود نشان می‌دهد.

برای استخراج و سنجش پرولین از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) استفاده گردید. بدین منظور، ۰/۲ گرم از بافت برگ در ۲ میلی‌لیتر اسیدسولفو سالیسیلیک سه درصد (W/V) کاملاً ساییده و همگن شد. پس از سانتریفیوژ در ۵۰۰۰×g به‌مدت ۱۰ دقیقه، یک میلی‌لیتر از محلول بالایی با یک میلی‌لیتر از معرف نین‌هیدرین و یک میلی‌لیتر اسید استیک گلاسیال مخلوط و به‌مدت یک ساعت در حمام آب ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. مخلوط واکنش با ۲ میلی‌لیتر تولوئن جدا شده و در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد. درنهایت با استفاده از منحنی استاندارد، مقدار پرولین براساس میکرومول پرولین در گرم وزن تر برگ محاسبه گردید.

پس از نمونه‌برداری برای صفات فیزیولوژیک و بیوشیمیایی، بوته‌های باقیمانده کف بر و صفات مورفولوژیک شامل ارتفاع بوته، قطر ساقه (با کولیس دیجیتال)، تعداد برگ در بوته و سطح برگ بوته (با نرم‌افزار Digimaizer نسخه ۴/۱) و همچنین وزن خشک اندام‌های رویشی شامل برگ، ساقه و ریشه اندازه‌گیری گردید. جهت تعیین وزن خشک اندام‌های گیاهی، نمونه‌ها به‌مدت ۷۲ ساعت در آون و در دمای ۷۰ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت. درنهایت، داده‌های هر یک از صفات موروفولوژیکی، فیزیولوژیکی و آنزیمی با استفاده از نرم‌افزار آماری SAS نسخه ۹/۱ مورد تجزیه قرار گرفت. برای توصیف صفات رویشی و پارامترهای فیزیولوژیک و آنزیمی از رابطه‌های خطی (رابطه ۵) و دوتکه‌ای (رابطه ۶) پیشنهادشده توسط Soltani و همکاران (۲۰۰۶) استفاده شد.

رابطه ۵ $y = b_1x + a$

رابطه ۶ $y = b_1x + a \quad \text{if} \quad x \le x_0$

$y = (b_1x_0 + a) + b_2(x-x_0) \quad \text{if} \quad x > x_0$

که در آن، y مقدار پیش‌بینی‌شده برای صفات موردنظر، a مقدار ثابت در غلظت صفر کادمیوم، x غلظت کادمیوم در خاک، x_0 نقطه چرخش بین دو فاز رابطه و b_1 و b_2 شیب تغییرات صفات (کاهشی یا افزایشی) به‌ترتیب در فاز یک و دو رابطه هستند. رسم منحنی‌ها با نرم‌افزار Excel انجام شد.

نتایج و بحث

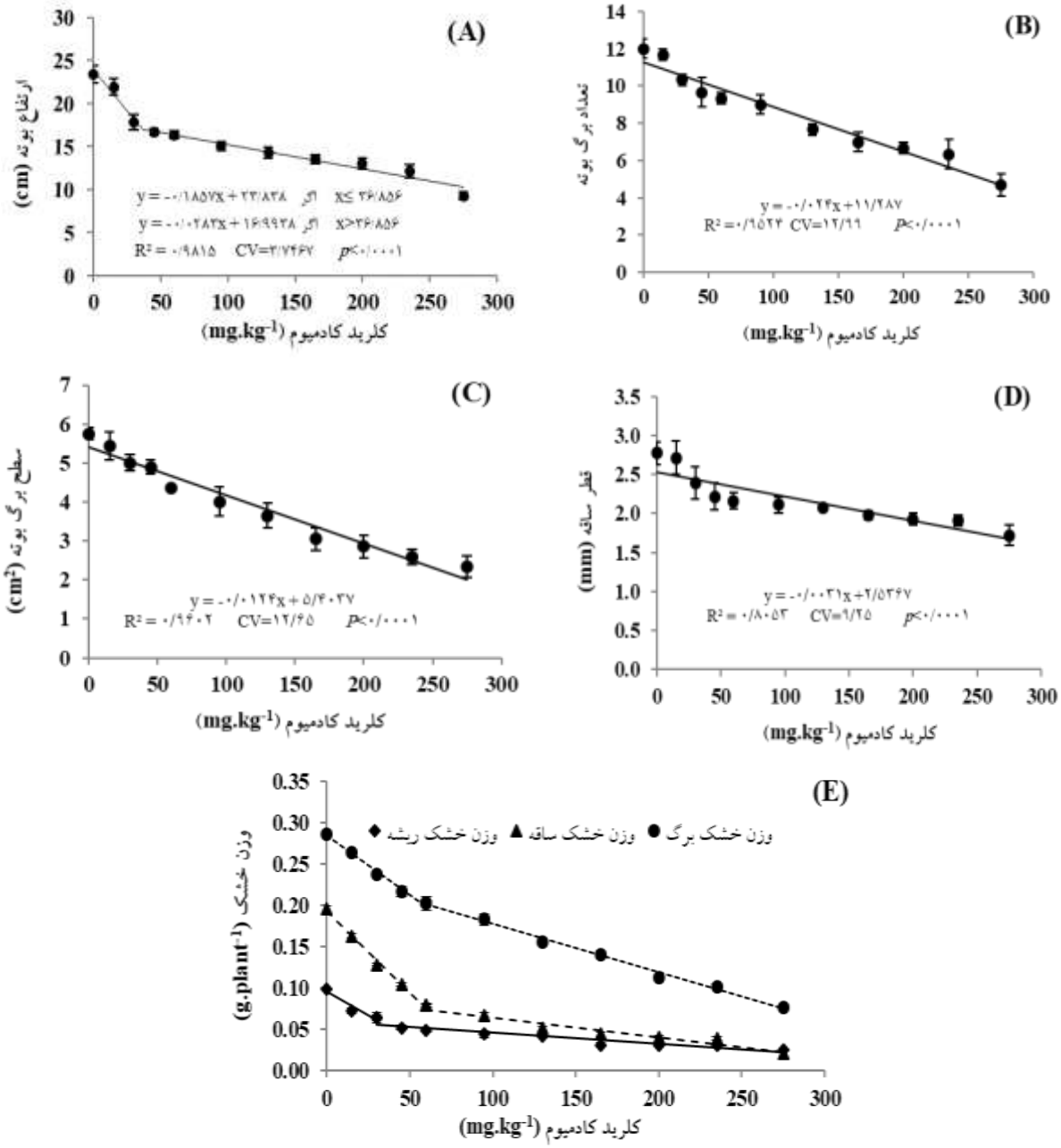
نتایج تجزیه رگرسیونی در بررسی اثر سطوح مختلف کادمیوم خاک بر صفات مورفولوژیکی همانند تعداد برگ، سطح برگ و قطر ساقه نشان داد که روند تغییرات این صفات در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم از رابطه خطی تبعیت نموده و به‌ترتیب با شیب ۰/۰۲۴، ۰/۰۱۲۴ و ۰/۰۰۳۱ واحد کاهش یافتند (شکل B، C و D۱).

براساس یافته‌ها، واکنش ارتفاع بوته، وزن خشک برگ (WDL)، ساقه (WDS) و ریشه (WDR) گیاه به تغییرات غلظت کادمیوم خاک به‌صورت رابطه دوتکه‌ای بیان شد (شکل E و A۱، جدول ۲). به‌طوری‌که ارتفاع بوته، وزن خشک برگ، ساقه و ریشه به‌ترتیب تا سطح کادمیوم ۳۶/۸۵۶، ۵۳/۸۹، ۵۵/۱۴۴ و ۳۰/۴۷۹ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک با شیب زیاد (به‌ترتیب ۰/۱۸۶، ۰/۲۸۷، ۰/۱۹۶ و ۰/۰۹۸ واحد) و سپس با افزایش غلظت کادمیوم تا ۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک با شیب ملایم‌تری (به‌ترتیب ۰/۰۲۸۳، ۰/۰۰۱۵، ۰/۰۰۲۱ و ۰/۰۰۱۱ واحد) کاهش یافت (شکل E۱). با این وجود رشد ریشه بیشتر از ساقه تحت تأثیر سطوح بالای کادمیوم کاهش می‌یابد، کاهش رد آن ممکن است به‌علت جذب اولیه کادمیوم توسط ریشه‌های موئین و انتقال آن به اندام‌های هوایی و یا انباشته‌شدن فلز سنگین کادمیوم در ریشه باشد (Seregin and Ivanov, 2001). نتایج محققین نشان می‌دهد کاهش رشد بخش هوایی درنتیجه تأثیر کادمیوم می‌تواند به‌علت کاهش میزان کلروفیل و فعالیت فتوسیستم I که در اثر تنش عناصر سنگین القا می‌شود ایجاد گردد (shah *et al.*, 2001).

در همین راستا، یعقوبیان و همکاران (۱۳۹۵) کاهش ارتفاع بوته در گیاه بادرنجبویه و ولی‌زاده کامران و همکاران (۱۳۹۶) کاهش تعداد برگ در گیاه اسفناج را در اثر عناصر سنگینی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]



شکل ۱- روند تغییرات ارتفاع بوته (A)، تعداد برگ بوته (B)، سطح برگ بوته (C) قطر ساقه (D) و وزن خشک برگ، ساقه و ریشه (E) گیاه دارویی خرفه در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک با استفاده از مدل خطی (رابطه ۵) و دوتکه‌ای (رابطه ٦). میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد (SE) و N=۳ است.

همچون سرب و کادمیوم گزارش نمودند.

بررسی‌ها نشان می‌دهد که این فلز بر تقسیم و رشد سلول‌ها، تقسیم سلولی منطقه مریستمی و تنظیم رشد و نمو گیاهان اثر می‌گذارد و باعث کاهش تعداد گره‌ها و فاصله بین آنها شده و به‌دنبال آن ارتفاع گیاه کاهش می‌یابد (Das *et al.*, 2002). محققان بیان داشتند که کاهش رشد ناشی از سمیت کادمیوم، به‌علت کاهش فتوسنتز و تنفس (Moya *et al.*, 1993)، کاهش متابولیسم کربوهیدرات‌ها و ایجاد کلروز است (Sanita *et al.*, 1999). همبستگی مثبت و معنی‌دار بین وزن خشک برگ و ساقه با میزان دو کلروفیل *a* و *b* نیز بر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

جدول ۲- برآورد مقادیر پارامترهای مربوط به معادلات برازش‌یافته (خطی و دوتکه‌ای) بر پاسخ مؤلفه‌های گیاه دارویی خرفه نسبت به غلظت کادمیوم در خاک

صفات		a±SE	b_1±SE	b_2±SE	X_0±SE	R^2	RMSE	CV	Sig
وزن خشک	برگ	۰/۲۸۷±۰/۰۰۳	−۰/۰۰۱۵±۰/۰۰۰۱	−۰/۰۰۰۶±۰/۰۰۰۰۲	۵۳/۸۹±٤/۲٤	۰/۹۹۸	۰/۰۰۳	۱/٦٤	<۰/۰۰۰۱
	ساقه	۰/۱۹٦±۰/۰۰۵	−۰/۰۰۲۱±۰/۰۰۰۲	−۰/۰۰۰۲±۰/۰۰۰۰۳	۵۵/۱٤٤±٤/۷۲	۰/۹۹	۰/۰۰٦	٦/۹۵	<۰/۰۰۰۱
	ریشه	۰/۰۹۸۱±۰/۰۰٤	−۰/۰۰۱۱±۰/۰۰۰۲	۰/۰۰۰۱±۰/۰۰۰۰۲	۳۰/٤۷۹±۵/۱۸۵	۰/۹۷۱	۰/۰۰٤	۸/٤۷	<۰/۰۰۰۱

a: عرض از مبدأ در سطح بدون تنش (غلظت صفر کادمیوم). b_1 و b_2: شیب تغییرات مؤلفه به‌ترتیب در مرحله ۱ و ۲. X_0: نقطه چرخش بین دو مرحله. R^2: ضریب تبیین. RMSE: جذر میانگین مربعات خطا. CV: ضریب تغییرات. Sig: معنی‌داری مدل. SE: خطای استاندارد

جدول ۳- همبستگی بین صفات رویشی، فیزیولوژیکی و آنزیمی

	۱	۲	۳	٤	۵	٦	۷	۸	۹	۱۰	۱۱	۱۲	۱۳	۱٤
	CAT	POX	SOD	APX	MDA	Proiln	H_2O_2	Protein	EL	RWC	Chl *a*	Chl *b*	WDL	WDS
۱	۱													
۲	۰/۵۱	۱												
۳	۰/۱۲	۰/۸٦**	۱											
٤	۰/۳۷	۰/۹۷**	۰/۹۱**	۱										
۵	−۰/۹٦**	−۰/٦۱*	−۰/۲۵	−۰/٤۹	۱									
٦	−۰/۹۳**	۰/۲۹	۰/۰۹٦	۰/۱۳	۰/۸۳**	۱								
۷	−۰/۹۵**	−۰/۳۰	۰/۰۷	−۰/۱۵	۰/۹۰**	۰/۹۷**	۱							
۸	۰/۹۵**	۰/۳۰	−۰/۰۸	۰/۱٤	−۰/۹۰**	−۰/۹٦**	−۰/۹۹**	۱						
۹	−۰/۹٤**	−۰/٦٦*	−۰/۳۱	−۰/۵۷	۰/۹۸**	۰/۷۸**	−۰/۸٤**	−۰/۸٤**	۱					
۱۰	۰/۹۹**	۰/۵۲	۰/۱۳	۰/۳٦	−۰/۹۵**	−۰/۹٤**	−۰/۹۵**	۰/۹۵**	−۰/۹۰**	۱				
۱۱	۰/۹۷**	۰/۵٤	۰/۱۵	۰/۳۹	−۰/۹۲**	−۰/۹٦**	−۰/۹۵**	۰/۹٤**	−۰/۸۹**	۰/۹۸**	۱			
۱۲	۰/۹۲**	۰/۲۷	−۰/۱٤	۰/۱۰	−۰/۸۳**	−۰/۹۹**	−۰/۹۷**	۰/۹۷**	−۰/۷۷**	۰/۹٤**	۰/۹۵**	۱		
۱۳	۰/۹٦**	۰/۳٦	−۰/۰۳	۰/۱۹	−۰/۸۷**	−۰/۹۹**	−۰/۹۸**	۰/۹۷**	−۰/۸۳**	۰/۹۷**	۰/۹۷**	۰/۹۹**	۱	
۱٤	۰/۸۲**	۰/۵٤	۰/۲۱	۰/۳۹	۰/۸۱**	−۰/٦۹*	−۰/۷٤**	۰/۷۵**	−۰/۷۹**	۰/۸۱**	۰/۷۸**	۰/٦۹*	۰/۷۷**	۱

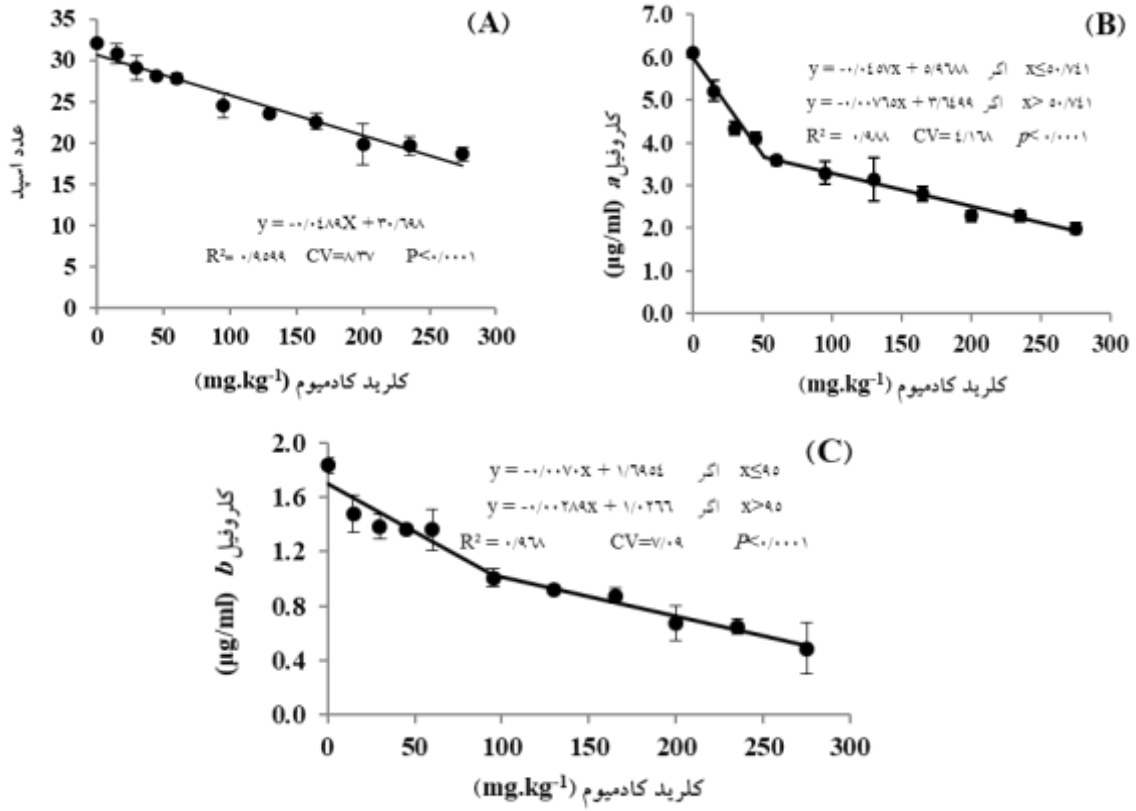
*** و ** به‌ترتیب نشان‌دهنده همبستگی معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ و ۰/۰۱ درصد است.**

این موضوع تأکید می‌کند (جدول ۳). در همین زمینه، اثر سمیت کادمیوم در رشد رویشی گیاه به‌صورت گسترده در گونه‌های مختلف گیاهی مانند اسفناج، گل همیشه‌بهار، رازیانه، گوجه‌فرنگی، بادرنجبویه و گیاه *Matthiola chenopodiifolia* موردبررسی قرار گرفته است (ولی‌زاده کامران و همکاران، ۱۳۹٦؛ اسکندری و همکاران، ۱۳۹٦؛ رحیمی و همکاران، ۱۳۹۷؛ یعقوبیان و همکاران، ۱۳۹۵ و قادریان و حاجیانی، ۱۳۸۹). گزارش‌هایی نیز وجود دارد که به‌علت تغییر در وضعیت آب گیاه، زیست‌توده کاهش می‌یابد (کرامت و همکاران، ۱۳۹۳). کاهش در جذب و یا از دست‌رفتن آب به‌دنبال آسیب غشایی، از دلایل اصلی کاهش وزن گیاه است (Babula *et al.*, 2009).

نتایج حاکی از کاهش معنی‌دار رنگیزه‌های فتوسنتزی (سبزینگی برگ و کلروفیل *a* و *b*) در گیاه خرفه با افزایش غلظت کادمیوم خاک بود. به‌صورتی‌که روند تغییرات سبزینگی برگ در برابر غلظت کادمیوم خاک (شکل 2A) بیانگر پاسخ

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

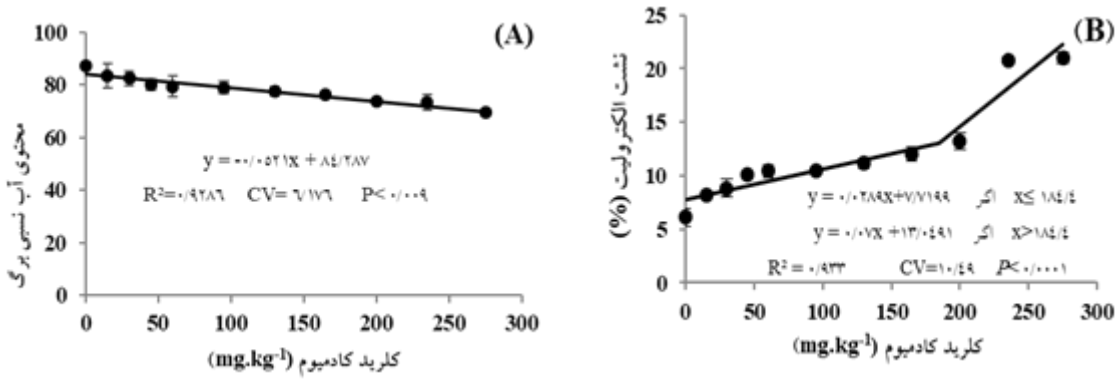


شکل ۲- روند تغییرات عدد اسپد (A)، کلروفیل *a* (B) و کلروفیل *b* (C) گیاه دارویی خرفه در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک با استفاده از مدل خطی (رابطه ۵) و دوتکه‌ای (رابطه ٦). میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد (SE) و N=۳ است.

خطی و منفی این صفت نسبت به افزایش غلظت عنصر سنگین کادمیوم در خاک بود. این صفت، با افزایش غلظت کادمیوم خاک از صفر به ۲۷۰ میلی‌گرم در کیلوگرم با شیب ۰/۰٤۸۹ واحد در میلی‌گرم کادمیوم خاک کاهش کاملاً محسوسی نشان داد. روند تغییرات کلروفیل *a* و *b* به‌صورت دوتکه‌ای و کاهشی بود (شکل C و 2B). در غلظت‌های پایین کادمیوم (حدود صفر تا ۵۱ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک)، میزان کلروفیل *a* در مقایسه با کلروفیل *b* حساسیت بیشتری نسبت به سمیت کادمیوم نشان داد. به‌طوری‌که میزان کلروفیل *a* در غلظت حدود ۵۱ میلی‌گرم در کیلوگرم حدود ۳۹ درصد کاهش یافت، درصورتی‌که این میزان کاهش برای کلروفیل *b* در غلظت ۹۵ میلی‌گرم مشاهده گردید (شکل C و 2B). بررسی‌ها نشان داده است که تنش‌های محیطی از جمله کادمیوم سبب کاهش رنگیزه‌های فتوسنتزی در گیاهان عالی می‌گردد (یعقوبیان و همکاران، ۱۳۹۵؛ رحیمی و همکاران، ۱۳۹۷). به‌عبارت دیگر کادمیوم و تنش اسمزی ناشی از آن با تولید گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر در غشای تیلاکوئید باعث کاهش محتوای رنگدانه‌های فتوسنتزی برگ می‌گردد (Vassilev *et al.*, 1997). تشکیل گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر در کلروپلاست، به‌علت کاهش فعالیت فتوسیستم II، کاهش فعالیت آنزیم روبیسکو و مهار سنتز ATP افزایش می‌یابد. لذا به‌نظر می‌رسد تخریب کلروفیل با گونه‌های واکنش‌گر، باعث کاهش میزان کلروفیل‌های *a* و *b* در شرایط تنش شده است. کاهش میزان کلروفیل می‌تواند به‌علت تغییر مسیر متابولیسم نیتروژن به سمت ساخت ترکیباتی مانند پرولین باشد، که در تنظیم اسمزی بکار می‌رود (Lawlor, 2002). همبستگی منفی و معنی‌دار بین محتوای پرولین با میزان کلروفیل‌های *a* (r^2= -۰/۹٦**) و *b* (r^2= -۰/۹۹**) نیز این موضوع را تأیید می‌کند (جدول ۳).

همچنین در این آزمایش، افزایش تنش کادمیوم به‌طور

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]



شکل ۳- روند تغییرات محتوی آب نسبی برگ (A) و میزان نشت الکترولیت (B) گیاه دارویی خرفه در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک با استفاده از مدل خطی (رابطه ۵) و دوتکه‌ای (رابطه ٦). میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد (SE) و N=۳ است.

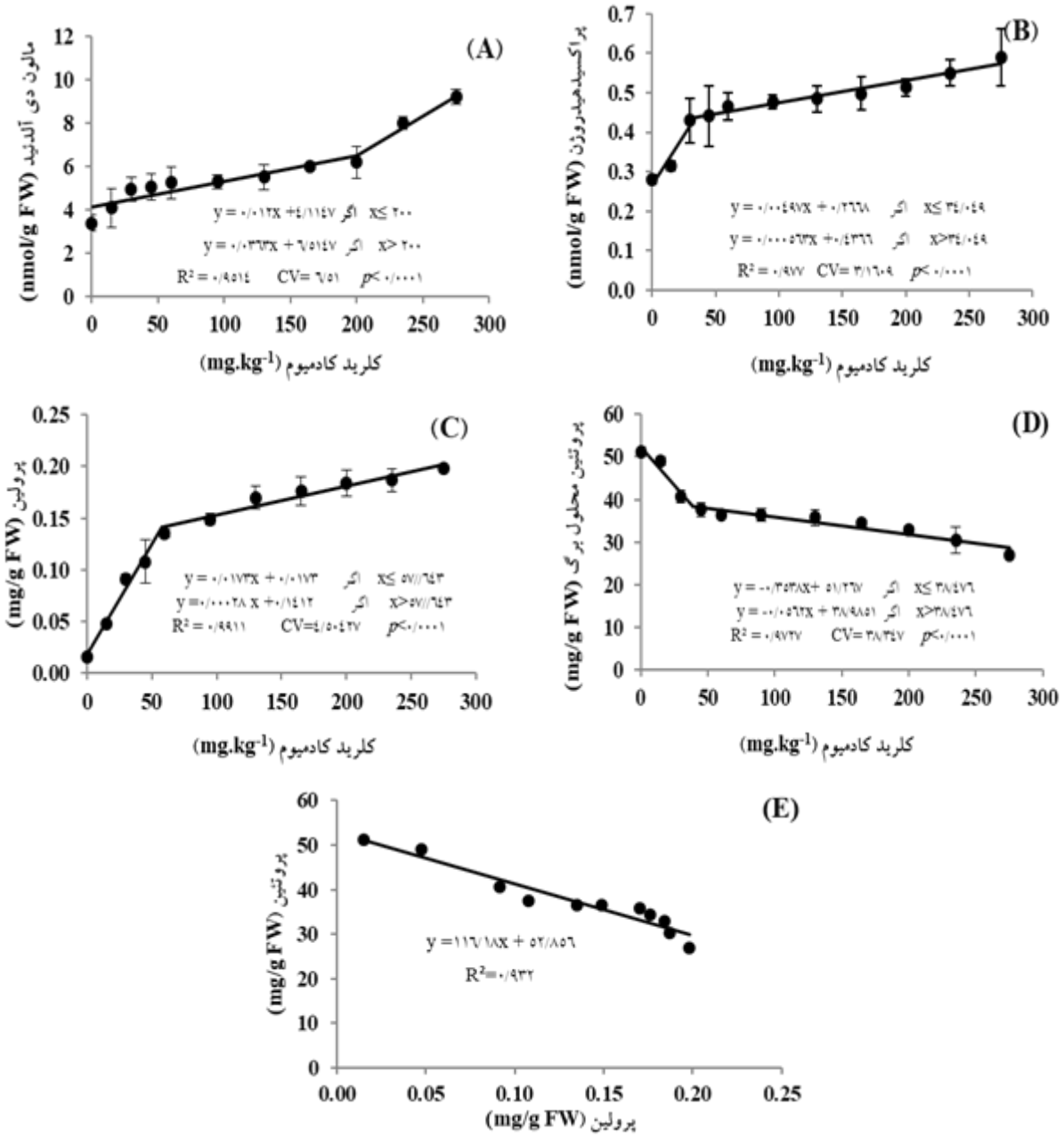
معنی‌داری میزان محتوی آب نسبی برگ را (۱۷/٦۵ درصد) کاهش داد (شکل 3A). به‌نظر می‌رسد که حضور کادمیوم به‌دلیل کاهش محدودیت جذب آب ناشی از تنش، محتوای آب نسبی برگ‌ها را کاهش داده است. از طرفی فلزات سنگین با ایجاد ممانعت از حرکت آب از ریشه به بخش‌های بالاتر گیاهان، باعث دهیدراته‌شدن برگ و سایر قسمت‌های گیاه می‌گردند (Chen *et al*., 2004). طبق تحقیقاتی که بر روی تنش خشکی توسط Haspel-Harvatovic و همکاران (۱۹۸۱) انجام شد ثابت شده است، زمانی کلروفیل شروع به تجزیه‌شدن می‌کند که وضعیت آب برگ از حد معین کمتر شود. کاهش همزمان کلروفیل‌های *a*، *b* و محتوی آب نسبی برگ در برگ‌های خرفه و همبستگی مثبت و معنی‌دار (به‌ترتیب r^2= ۰/۹۸** و r^2=۰/۹٤**) بین آنها (جدول ۳) نیز عدم‌توانایی کلروفیل در بقا در برابر تنش کادمیوم را نشان می‌دهد.

روند تغییرات نشت الکترولیتی غشا در برابر افزایش سمیت کادمیوم به‌صورت دوتکه‌ای بود (شکل 3B). نشت الکترولیت در سطوح پایین کادمیوم با شدت و شیب ملایمی‌تری نسبت به سطوح بالاتر کادمیوم (از ۱۸٤/٤ تا ۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک) افزایش یافت به‌طوری‌که در بالاترین سطح کادمیوم نسبت به سطح صفر آن به بیش از یک برابر رسید. این نتایج بیانگر حساسیت زیاد ساختار غشای پلاسمایی نسبت به سمیت کادمیوم است (Hatata and Abdel-Aal, 2008). افزایش میزان نشت الکترولیت در مطالعات سایر پژوهشگران در گیاهانی همچون ذرت (پوراکبر و ابراهیم‌زاده، ۱۳۹۳) تحت تنش عناصر سنگین مس و نیکل و اسفرزه (حسین‌زاده و همکاران، ۱۳۹۵) تحت تنش شوری نیز گزارش شده است.

روند تغییرات میزان تولید هیدروژن پراکسید، مالون دی‌آلدئید، پرولین و پروتئین محلول برگ در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک، به‌صورت رابطه دوتکه‌ای بود (شکل ٤). آسیب کادمیوم به آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی گوناگون، دلیل عمده برای کاهش یکپارچگی غشا و افزایش سطوح مالون دی‌آلدئید و درنهایت نفوذپذیری غشا است (Gallego *et al*., 2012). بدین ترتیب انتظار می‌رود که با افزایش غلظت کادمیوم کلرید میزان مالون دی‌آلدئید نیز افزایش داشته باشد. در این پژوهش میزان تغییرات مالون دی‌آلدئید و هیدروژن پراکسید در بالاترین غلظت کادمیوم خاک (۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم) نسبت به سطح صفر (شاهد) بیش از یک برابر (شکل B و ٤A) افزایش یافت. افزایش میزان مالون دی‌آلدئید به‌عنوان یک نشانگر برای تنش اکسیداتیو بیانگر آسیب به لیپیدهای غشایی است (Jiang and Huang, 2001). افزایش نسبی مالون دی‌آلدئید پیش‌تر نیز در گیاهانی مانند استویا (نوری آکندی و همکاران، ۱۳۹٦) تحت تنش شوری و بامیه (جامعی و خرمی، ۱۳۹٤) تحت تنش فلزات سنگین گزارش شده است.

همچنین نتایج نشان داد که روند تغییرات هیدروژن پراکسید در سطوح کمتر (صفر تا ۳٤ میلی‌گرم) کادمیوم نسبت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]



شکل ٤- روند تغییرات محتوی نسبی مالون دی‌آلدئید (A)، پراکسید هیدروژن (B)، پرولین (C)، پروتئین محلول برگ (D) و رابطه بین میزان پروتئین با پرولین (E) گیاه دارویی خرفه در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک با استفاده از مدل دوتکه‌ای (رابطه ٦). میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد (SE) و N=۳ است.

به سطوح بالاتر آن (٣٤ تا ٢٧٥ میلی‌گرم) با شیب افزایشی بیشتر و محسوس‌تری (حدود ٦٤ درصد) نسبت به شاهد افزایش یافت (شکل 4B). در آزمایش‌های متعدد افزایش میزان هیدروژن پراکسید تحت تنش سمیت کادمیوم در گیاهان مختلف گزارش شده است (Chen *et al.*, 2007؛ کرامت و همکاران، ۱۳۹۳).

تجمع میزان H_2O_2 می‌تواند ناشی از افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی از جمله سوپراکسید دیسموتاز (SOD) باشد. چرا که فعالیت SOD در مسیر جمع‌آوری گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر، رادیکال سوپراکسید (O_2^-) را به H_2O_2 تبدیل می‌سازد (Lomonte *et al.*, 2010). همچنین نتایج حاکی از افزایش ۱۰ برابری میزان پرولین در بالاترین سطح کادمیوم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

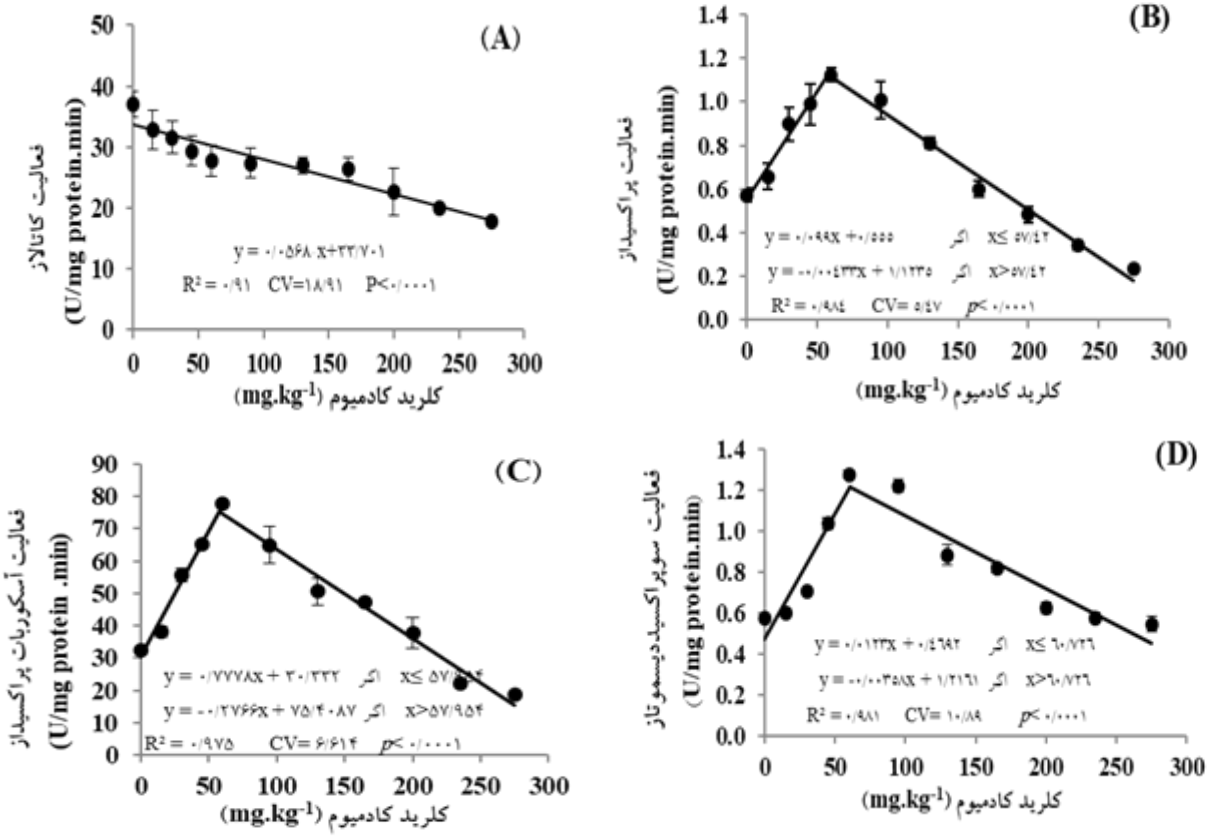
نسبت به شاهد (سطح صفر) بود (شکل ٤C). افزایش میزان پرولین تحت تنش کادمیوم در گیاهچه ذرت نیز مشاهده گردید (Mohsenzadeh *et al*., 2011). نقش واقعی پرولین در سازگاری اسمزی بحث برانگیز است به‌طوری‌که در برخی مطالعات از تجمع آن به‌عنوان نشانه‌ای مبنی بر افزایش تحمل گیاهان نسبت به انواع حساس یاد می‌گردد (Nayyar and Wali, 2003) و از طرفی در تحقیقاتی دیگر تجمع آن را نشانه‌ی آسیب به غشا سلولی می‌دانند (De Lacerda *et al*., 2003). نتایج حاصل از تحقیقات Zhao (۲۰۱۱) نیز نشان داد که تحت تنش کادمیوم میزان پرولین در برگ گیاهانی چون ذرت و گندم افزایش یافت. پرولین به‌عنوان اسمولیت انباشته‌شده در شرایط تنش فعالیت می‌کند (Shah *et al*., 2001) و تجمع آن در شرایط تنش ممکن است به‌دلیل اکسیداسیون پرولین یا تحریک سنتز آن از گلوتامات یا افزایش فعالیت آنزیم پروتئاز به‌عنوان اولین نقش محافظت‌کنندگی آنزیم‌های سیتوزولی (حفاظت از آنزیم کربوکسیلاز) ساختار سلولی باشد (Sharma and Kuhad, 2006) پرولین افزون بر تنظیم pH سلول در شرایط تنش فلزات سنگین با افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی از جمله سوپراکسید دیسموتاز سبب کاهش آسیب‌های ناشی از گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر می‌شود (Zhang *et al*., 2010; Schaller *et al*., 2003). در این آزمایش دو صفت مذکور دارای همبستگی مثبت هستند که البته این همبستگی معنی‌دار نیست. برخلاف سه پارامتر مذکور، روند تغییرات پروتئین محلول برگ در قبال افزایش کادمیوم به‌صورت کاهشی بوده به‌طوری‌که با افزایش غلظت کادمیوم خاک از صفر تا ۳۸/۹۸۵ میلی‌گرم در کیلوگرم با شیب ۰/۳٥٤ کاهش یافت و با افزایش بیشتر غلظت کادمیوم، شیب تغییرات آن (۰/۰٤۱۷ واحد) ملایم‌تر گردید (شکل ٤D). علت کاهش محتوی پروتئین می‌تواند ناشی از تولید گونه‌های واکنش‌گری باشد که منجر به اکسیداسیون اسیدهای آمینه و درنهایت آسیب به ساختار و عملکرد پروتئین‌ها می‌شود (امینی و حداد، ۱۳۹۲). در مجموع، با افزایش غلظت کادمیوم از مقدار پروتئین محلول برگ برعکس غلظت پرولین کاسته شد. به‌صورتی‌که همبستگی منفی و معنی‌داری (r^2= -۰/۹٦**) بین آنها وجود دارد. بنابراین تحت شرایط تنش شدید افزایش چشمگیر غلظت پرولین به‌همراه کاهش معنی‌دار پروتئین محلول در برگ‌های خرفه را می‌توان هم به تخریب پروتئین و هم کاهش سنتز آن نسبت داد. به‌عبارت دیگر، کاهش مصرف پرولین در طی تنش فلز سنگین کادمیوم می‌تواند دلیل احتمالی تجمع آن باشد (بارنده و کاوسی، ۱۳۹٥).

در پژوهش‌های قبلی مشخص شده است که گیاهان در شرایط مواجهه با انواع تنش‌ها از طریق فعال‌سازی انواع متابولیت‌ها و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی غلظت گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر را کنترل می‌کنند (Luo *et al*., 2011; Manara, 2012). همچنین دیسموتاسیون آنیون‌های سوپراکسید توسط آنزیم سوپراکسید دیسموتاز و به‌دنبال آن افزایش کاتالاز و جاروب‌کردن H_2O_2 سبب تنظیم فعالیت پراکسیدازهای مختلف سلول ازجمله آسکوربات پراکسیداز می‌گردد (قناتی و نعمتی، ۱۳۸۹).

در بررسی پاسخ فعالیت سه آنزیم سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز نسبت به افزایش سمیت عنصر سنگین کادمیوم مشاهده گردید که روند تغییرات آنها به‌صورت دوتکه‌ای و کاتالاز به‌صورت خطی بود (شکل ٥). بر این اساس فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز با افزایش غلظت عنصر سنگین (تا غلظت حدود ٦۰ میلی‌گرم در کیلوگرم) بیشتر شد. این نتایج می‌تواند بیانگر این مسئله باشد که سازوکار تحمل در گیاه خرفه با افزایش معنی‌دار فعالیت سه آنزیم مذکور در غلظت‌های نسبتاً پایین یا متوسط کادمیوم (تا سطح ٦۰ میلی‌گرم در کیلوگرم کادمیوم خاک)، است اما اثرات نامطلوب کادمیوم تأثیری بازدارنده بر این تغییرات داشت. از طرفی، افزایش بیشتر کادمیوم منجر به کاهش فعالیت آنتی‌اکسیدانی گردید. نتایج همانندی در پینه گیاه *Cusuta reflexa* تحت تیمار با کادمیوم گزارش شده است (Srivastava *et al*., 2004). بنابراین با وجود فعال‌شدن سیستم دفاعی آنتی‌اکسیدانی، سمیت زیاد اعمال شده به‌وسیله کادمیوم در غلظت بیش از ٦۰

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]



شکل ۵- روند تغییرات آنزیم کاتالاز (A)، پراکسیداز (B)، آسکوربات پراکسیداز (C) و سوپراکسید دیسموتاز (D) گیاه دارویی خرفه در پاسخ به افزایش غلظت کادمیوم خاک با استفاده از مدل دوتکه‌ای (رابطه ٦). میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد (SE) و N=۳ است.

میلی‌گرم در کیلوگرم خاک، به‌علت تولید ترکیبات گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر سبب کاهش کارکرد این سیستم دفاعی در این گیاه همانند گیاه گوجه‌فرنگی (Chamseddine *et al.*, 2009) خواهد شد. هاشمی و همکاران (۱۳۹۵) نیز در بررسی اثر سمیت کادمیوم بر الگوی بیان ژن و فعالیت آنزیمی سوپراکسید دیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز در گیاهچه‌های نخود (*Cicer arietinum* L.) به نتایج مشابهی دست یافتند. افزایش مشابهی در فعالیت آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز (SOD) و آسکوربات پراکسیداز (APX) در پاسخ به کادمیوم در گیاه *Phragmaits australis* گزارش شده است (Iannelli *et al.*, 2002). همچنین افزایش کادمیوم سبب القا فعالیت سوپراکسید دیسموتاز در چاودار (Luo *et al.*, 2011) و لوبیا (احمدوند و همکاران، ۱۳۹۱) و آسکوربات پراکسیداز در عدس (احمدپور و همکاران، ۱۳۹٦) و *Lemna polyrrhiza* (John *et al.*, 2008) گردید.

از طرفی فعالیت آنزیم کاتالاز برخلاف سایر آنزیم‌ها از ابتدای مواجه با تنش و با افزایش آن به‌صورت خطی و با شیب ۰/۰۵٦۸ کاهش یافت. کاتالازها آنزیم‌های تترامیک حاوی گروه هم هستند که توانایی تبدیل مستقیم هیدروژن پراکسید (H_2O_2) (محصول سمی ناشی از فعالیت سوپراکسید دسیموتاز) به H_2O و O_2 را دارند و برای سم‌زدایی ROS در شرایط تنش ضروری هستند (Gill and Tuteja, 2010). البته باید در نظر داشت که فعالیت این آنزیم بیشتر متوجه از بین‌بردن هیدروژن پراکسید تولیدشده در شرایط فیزیولوژیک است، ولی با افزایش بیش از حد هیدروژن پراکسید خارج از توانایی آنزیم‌های دیگر پاداکسندگی، آنزیم کاتالاز نیز با افزایش فعالیت می‌تواند در سرکوب‌کردن ROSها مشارکت کند. از طرفی محققین دیگر کاهش در فعالیت آنزیم کاتالاز را به‌عنوان یک پاسخ عمومی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

در بسیاری از تنش‌های شدید محیطی مانند شوری، خشکی، سرما و تنش فلزات سنگین گزارش نموده‌اند. Shah و همکاران (۲۰۰۱) کاهش فعالیت کاتالاز را به‌علت بازدارندگی از سنتز این آنزیم و یا تغییر در تجمع زیر واحدهای آن دانسته‌اند. Chen و همکارن (۲۰۰۷) نیز کاهش فعالیت کاتالاز در برگ‌های برنج را تحت تیمار کادمیوم گزارش نمودند. این محققان علت کاهش فعالیت کاتالاز را مربوط به اثرات سمی کادمیوم در افزایش تولید رادیکال‌های آزاد اکسیژن به‌ویژه هیدروژن پراکسید در برگ‌ها دانسته‌اند (Chen *et al*., 2007; Moya *et al*., 1993).

از طرفی در این مطالعه همبستگی مثبت و معنی‌داری بین فعالیت سه آنزیم SOD، GPX و APX مشاهده شد که می‌تواند دلیل غیرمستقیمی بر افزایش فعالیت گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر از جمله هیدروژن پراکسید (H_2O_2) تحت تنش کادمیوم در گیاه خرفه باشد. به اعتقاد Dixit و همکاران (۲۰۱۱) تجمع H_2O_2، نتیجه تولید گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر و افزایش فعالیت SOD در سلول است. هر چند با افزایش غلظت کادمیوم به بیش از ۶۰ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک، میزان تولید ترکیبات سمی ROS با شیب کمتری افزایش پیدا کرده اما فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی پس از این غلظت کاهش یافتند. به‌نظر می‌رسد در غلظت‌های پایین کادمیوم سوپراکسید دیسموتاز، که اولین و مهم‌ترین آنزیم در فرآیند سمیت‌زدایی ترکیبات ROS است، با تبدیل رادیکال سوپراکسید (O^{-2}) به H_2O_2 در سیتوسول، کلروپلاست و میتوکندری، نقش حیاتی در سازوکارهای دفاعی سلول در برابر خطر تشکیل رادیکال‌های هیدروکسیل (OH) ایفا می‌کند اما این افزایش مانع از کاهش شاخص‌های رویشی در گیاه نگردید. از طرفی هیدروژن پراکسید حاصله از فعالیت آنزیم SOD در مرحله بعد توسط آنزیم‌های نظیر کاتالاز و آسکوربات پراکسیداز پاکسازی خواهند شد اما در این آزمایش افزایش سمیت کادمیوم منجر به کاهش شدید در فعالیت آنزیم کاتالاز گردید؛ لذا فعالیت آنزیم‌های دیگر از جمله SOD نیز در سطوح بالای کادمیوم کاهش یافته و درنتیجه مشاهده می‌گردد که میزان تولید H_2O_2 به میزان بیشتر اما با شیب کمتری افزایش می‌یابد. به‌نظر می‌رسد در پژوهش حاضر، آنزیم کاتالاز در کاهش آثار تنش کادمیوم نقشی نداشته است، که نتیجه آن تجمع هیدروژن پراکسید و مالون دی‌آلدئید خواهد بود که در این آزمایش مشاهده شد. همبستگی منفی و معنی‌دار مالون دی‌آلدئید (r^2= -۰/۹۶**) و هیدروژن پراکسید (r^2= -۰/۹۵**) با کاتالاز نیز بر این موضوع تأکید می‌کند (جدول ۳). بررسی‌های انجام‌شده در زمینه تنش‌های غیرزیستی، افزایش و یا کاهش فعالیت کاتالاز را گزارش داده‌اند. این تفاوت‌ها می‌تواند مربوط به تفاوت در گونه‌های گیاهی، شدت تنش و یا زمان‌های نمونه‌برداری باشد. کاهش آنزیم کاتالاز با افزایش تنش توسط پژوهشگران دیگر از جمله Ebrahim و همکاران (۲۰۱۲) نیز گزارش شده است. برخی از پژوهشگران بر این اعتقادند که کاهش سنتز پروتئین‌ها بر اثر تنش‌های شدید محیطی منجر به کاهش فعالیت آنزیم کاتالاز می‌گردد (Khanna-Chopra and Selote, 2007). همبستگی مثبت معنی‌دار بین میزان فعالیت کاتالاز و محتوای پروتئین محلول برگ (r^2= ۰/۹۵**) نیز بر این موضوع تأکید می‌کند (جدول ۳).

نتیجه‌گیری

نتایج این پژوهش حاکی از این است که افزایش تنش کادمیوم منجر به کاهش شاخص‌های رویشی شده و سیستم دفاعی گیاه خرفه را تضعیف می‌کند. به‌علت آثار منفی حضور کادمیوم در خاک و جذب کم آب و عناصر غذایی و تأثیر سو این عنصر بر فتوسنتز و محتوای کلروفیل، انرژی لازم برای رشد مناسب ریشه و اندام هوایی در اختیار آنها قرار نمی‌گیرد. از طرفی افزایش محتوای پرولین می‌تواند عامل مهمی در بالابردن میزان مقاومت به تنش باشد. ظرفیت و توانایی فعالیت آنتی‌اکسیدانی در گیاهان نشان‌دهنده مقاومت گیاهان در برابر تنش‌های مختلف است، که این رویداد در غلظت‌های پایین تنش کادمیوم (کمتر از ۶۰ میلی‌گرم در کیلوگرم) در این آزمایش قابل مشاهده بود. در پژوهش حاضر آنزیم کاتالاز نقش چندانی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

در کاهش آثار سمیت کادمیوم نداشته و نتیجه آن تجمع هیدروژن پراکسید و مالون دی‌آلدئید خواهد بود که در این آزمایش مشاهده گردید. از سوی دیگر گیاه برای مقابله با این تغییرات، محتوای پروتئین محلول را کاهش و محتوای پرولین را افزایش داد. همچنین گیاه در زمان آغازین رویارویی با تنش تا غلظت ٦٠ میلی‌گرم در کیلوگرم کادمیوم فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی از قبیل SOD، POX و APX را افزایش داد، اما اثرات نامطلوب کادمیوم تأثیری بازدارنده بر این تغییرات داشت به‌طوری‌که با افزایش غلظت کادمیوم از ٦٠ میلی‌گرم بر کیلوگرم فعالیت سه آنزیم مذکور نیز کاهش یافت. از طرفی با توجه به این نکته که غلظت‌های مورداستفاده در این آزمایش بسیار بالاتر از سطح کادمیوم موجود در خاک‌های زراعی و همچنین حد مجاز این عنصر در خاک است و در غلظت‌های کمتر از ٦٠ میلی‌گرم حدود ٥٠ درصد از تجمع ماده خشک و کارکرد سیستم‌های دفاعی نسبت به شاهد کاهش یافته و همچنین قابلیت زنده‌مانی این گیاه تا غلظت ۲۷۵ میلی‌گرم در کیلوگرم کادمیوم در خاک، می‌توان بیان داشت این گیاه دارای توانایی زیستی نسبتاً مناسب و بالا در محیط‌های آلوده به کادمیوم است.

سپاسگزاری

بدین وسیله از مسئولین پژوهشکده ژنتیک و زیست‌فناوری کشاورزی طبرستان به‌خاطر حمایت‌های مالی جهت انجام این پژوهش تشکر و قدردانی می‌گردد.

منابع

احمدپور، ر.، حسین‌زاده، س. ر.، آرمند، ن. و چاشیانی، س. (١٣٩٦) ارزیابی خصوصیات رشدی، رنگدانه‌های فتوسنتزی و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان ارقام عدس در پاسخ به تنش آبی. یافته‌های نوین در علوم زیستی ۳: ۲۳۵-۲۲٦.

احمدوند، س.، رامین، ب.، حبیبی، د. و پیمان، ف. (۱۳۹۱) بررسی اثر کادمیوم کلرید بر پارامترهای رشدی و برخی صفات فیزیولوژیک در گیاهچه‌های لوبیا. نشریه زراعت و اصلاح نباتات ایران ٤: ۱۸۲-١٦٧.

اسکندری، س.، یادگاری، م. و ایرانی‌پور، ر. (١٣٩٦) بررسی میزان تجمع کادمیوم و سرب در گیاه دارویی همیشه‌بهار *Calendula officinalis*. نشریه فیزیولوژی محیطی گیاهی ٤٧: ٩٢-٧٦.

امینی، ز. و حداد، ر. (۱۳۹۲) نقش رنگیزه‌های فتوسنتزی و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در مقابل تنش اکسیداتیو. پژوهش‌های سلولی و مولکولی (زیست‌شناسی ایران) ۳: ۲٦٥-۲۵۱.

بارنده، ف. و کاوسی، ح. ر. (۱۳۹۵) اثر کادمیوم کلرید بر رنگیزه‌های فتوسنتزی، محتوای پرولین، میزان پروتئین‌های محلول و برخی آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهچه‌های عدس. فرآیند و کارکرد گیاهی ١٦: ١٣٢-١١٧.

برجیان، م.، خوش سخن ظفر، م. و خسروی رینه، م. (۱۳۹۷) تأثیر عنصر کادمیوم بر برخی از فاکتورهای استرس اکسیداتیو در گیاه *Brassica oleracea* cv. Saccata در محیط هیدروپونیک. مجله علمی- پژوهشی دانشگاه الزهرا (س)/ زیست‌شناسی کاربردی ۱: ٧٤-٥٧.

بلوچی، ح. ر.، امینی، ف.، موحدی دهنوی، م. و عطارزاده، م. (١٣٩٦) تأثیر بسترهای مختلف کاشت بر صفات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی لوبیا (*Phaseolus vulgaris* L.) تحت تنش فلزات سنگین. فرآیند و کارکرد گیاهی ۲۱: ۳۹-۲۷.

پوراکبر، ل. و ابراهیم‌زاده، ن. (۱۳۹۳) پاسخ‌های رشدی و فیزیولوژیکی گیاه ذرت (*Zea mays* L.) به مس و نیکل. نشریه پژوهش‌های کاربردی زراعی ۱۰۳: ۱۵۹-١٤٧.

جامعی، ر. و کارگر خرمی، س. (١٣٩٤) تأثیر غلظت‌های مختلف مس و نیکل بر روی برخی شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیکی در گیاه بامیه (*Hibiscus esculentus* L.). فرآیند و کارکرد گیاهی ۱۱: ٤٤-٣٤.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

حسین‌زاده، پ.، مهتدی، ا.، موحدی دهنوی، م. و آسمانه، ط. (۱۳۹۵) اثر غلظت‌های مختلف روی بر برخی خصوصیات فیزیولوژیک گیاه اسفرزه (*Plantago ovata* L.) تحت تنش شوری. فرآیند و کارکرد گیاهی ۱۵: ۱٦۸-۱۵۷.

رحیمی، پ.، قنبرزاده، ز.، بهداد، آ. و محسن‌زاده، س. (۱۳۹۷) تأثیر متقابل سیلیکون و کادمیوم بر رشد و پارامترهای فیزیولوژیکی گیاهچه‌های گوجه فرنگی (*Solanum lycopersicum*). فرآیند و کارکرد گیاهی ۲٤: ۲۱۱-۱۹۹.

عبدی، س.، شمس، ک. و کبرایی، س. (۱۳۹۵) بررسی غلظت فلزات سنگین سرب و کادمیوم در ده گیاه دارویی پرمصرف در شهرستان کرمانشاه. فصلنامه علمی- پژوهشی بیولوژی کاربردی ٤: ۵۰-٤۳.

عسگری لجایر، ح.، نجفی، ن. ا. و مقیسه، ا. (۱۳۹۳) اثر آلودگی خاک‌ها به فلزات سنگین بر تولید گیاهان دارویی. نشریه مدیریت اراضی ۲: ۱۲۲-۱۱۱.

قادریان، س. م. و جمالی حاجیانی، ن. (۱۳۸۹) بررسی مقاومت، جذب و انباشتگی کادمیوم در گیاه *Matthiola chenopodiifolia* Fisch and C. A. Mey (Brassicaceae). زیست‌شناسی گیاهی ایران ٦: ۹۸-۸٤.

قناتی، ف. و نعمتی، ف. (۱۳۸۹) تأثیر مثبت آلومینیم در فعال‌کردن سیستم آنتی‌اکسیدان ریشه‌های گیاه لیسیانتوس (*Eustoma grandiflora* L.). زیست‌شناسی گیاهی ۲: ۵۳-٤۱.

کرامت، ب.، دریایی، ف. و آروین، م. ج. (۱۳۹۳) بررسی اثرات متقابل سلنیوم و کادمیوم بر محتوای آلدئیدها، هیدروژن پراکسید و فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاهچه گندم رقم کویر. پژوهش‌های گیاهی (زیست‌شناسی ایران) ۲۷: ٤۹۰-۵۰۰.

نوری آکندی، ز.، پیردشتی، ه. ا.، یعقوبیان، ی. و قاسمی عمران، و. ا. (۱۳۹٦) واکنش صفات کمی و فیزیولوژیک گیاه دارویی استویا (*Stevia rebaudiana* Bertoni) به مقادیر مختلف شوری در شرایط کنترل‌شده. علوم و فنون کشت‌های گلخانه‌ای ۱: ۱۹-۹.

ولی‌زاده کامران، ر.، وجودی مهربانی، ل. و حسن‌پور اقدم، م. ب. (۱۳۹٦) بررسی اثر سرب و کادمیوم بر رشد و فعالیت برخی آنزیم‌های اسفناج در شرایط کشت درون شیشه‌ای. مهندسی ژنتیک و ایمنی زیستی ۲: ۲٦۸-۲۵۷.

هاشمی، ف.، کاوسی، ح. ر. و پورسیدی، ش. (۱۳۹۵) اثر سمیت کادمیوم بر الگوی بیان ژن و فعالیت آنزیمی سوپراکسید دیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز در گیاهچه‌های نخود (*Cicer arietinum* L.). مجله بیوتکنولوژی کشاورزی ٤: ۱۱۱-۹۹.

یعقوبیان، ی.، سیادت، س. ع. ا.، مرادی تلاوت، م. ر. و پیردشتی، ه. ا. (۱۳۹۵) کمی‌سازی پاسخ رشد رویشی و مؤلفه‌های فلورسانس کلروفیل گیاه دارویی بادرنجبویه (*Melissa officinalis* L.) به غلظت کادمیوم در خاک. پژوهش‌های تولید گیاهی ۲: ۱۸۵-۱٦۵.

Abi, H. (1984) Catalase in vitro. Method of Enzymology 105: 121-126.

Alexieva, V., Sergiev, I., Mapelli, S. and Karanov, E. (2001) The effect of drought and ultraviolet radiation on growth and stress markers in pea and wheat. Plant Cell and Environment 24: 1337-1344.

Babula, P., Ryant, P. and Adam, V. (2009) The role of sulphur in cadmium ions detoxification demonstrated in invitro model: Dionaea muscipula. Environment Chemistry 7: 353-361.

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

Beauchamp, C. and Fridovich, I. (1971) Superoxide dismutase: Improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. Analytical Biochemistry 44: 276-287.

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

Bradford, M. M. (1976) A rapid and sensitive method for the quantitative titration of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry 72: 248-254.

Chamseddine, M., Wided, B. A., Guy, H., Marie-Edith, C. and Fatma, J. (2009) Cadmium and copper induction of oxidative stress and antioxidative response in tomato (*Solanum lycopersicon*) leaves. Plant Growth Regulation 57: 89-99.

Chen, C., Chen, T. H., Lo, K. F. and Chiu, C. Y. (2004) Effect of proline on copper transport in rice seedlings under excess copper stress. Plant Science 166: 103-111.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

Chen, F., Wu, F., Dong, J., Vance, E., Zhang, G. P., Wang, F., Huang, Y. Z. and Wei, K. (2007) Cadmium translocation and accumulation in developing barley grains. Physiologia Plantarum 227: 223-232.

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

De Lacerda, C. F., Cambraia, J., Oliva, M. A., Ruiz, H. A. and Prisco, J. T. (2003) Solute accumulation and distribution during shoot and leaf development in two sorghum genotypes under salt stress. Environmental and Experimental Botany 49: 107-120.

Dias, M. C., Monteiro, C., Moutinho-Pereira, J., Correia, C., Goncalves, B. and Santos, C. (2013) Cadmium toxicity affects photosynthesis and plant growth at different levels. Acta Physiologiae Plantarum 35: 1281-1289.

Dixit, P., Mukherjee, K., Ramachandran, V. and Eapen, S. (2011) Glutathione transferase from Trichoderma vireos enhances cadmium tolerancewithout enhancing its accumulation in transgenic *Nicotine tabacum*. Plant and Soil 325: 198-207.

Ebrahim, A. M., Eltayeb, M. H., Khalid, H., Mohamed, H., Abdalla, W., Grill, P. and Michalke, B. (2012) Study on selected trace elements and heavy metals in some popular medicinal plants from Sudan. Journal of Natural Medicines 4: 671-679.

Eunomia Research and Consulting Ltd. (2018) Final implementation report for directive 86/278/EEC on sewage. Sludge: 2013–2015: 151.

Faiazan, S., Kausar, S. and Perveen, R. (2011) Varietal differences for cadmium-induced seedling mortality, foliar toxicity symptoms, plant growth, proline and nitrate reductase activity in chickpea (*Cicer arietinum* L.). Biology and Medicine 3: 196-206.

Gallego, S. M., Pena, L. B., Barcia, R. A., Azpilicueta, C. E., Iannone, M. F., Rosales, E. P. and Benavides, M. P. (2012) Unravelling cadmium toxicity and tolerance in plants: Insight into regulatory mechanisms. Environmental and Experimental Botany 83: 33-46.

Gill, S. S. and Tuteja, N. (2010) Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. Plant Physiology and Biochemistry 48: 909-930.

Goncalves, J., Beker, A., Cargnelutti, D., Tabaldi, L., Pereira, B., Battisti, V., Spanevello, R., Morsch, V., Nicoloso, F. and Schetinger, M. (2007) Cadmium toxicity causes oxidative stress and induces response of the antioxidant system in cucumber seedlings. Brazilian Journal of Plant Physiology 3: 223-232.

Grant, C., Buckley, W., Bailey, L. and Selles, F. (1998) Cadmium accumulation in crops, Can. Journal of Plant Sciences1: 1-17.

Haspel-Harvatovic, E. and Holubkova, B. (1981) Experimental studies of chlorophyll water relation. Phytopathologie Zeitschrift 100: 340-346.

Hatata, M. and Abdel-Aal, A. E. (2008) Oxidative stress and antioxidant defense mechanisms in response to cadmium. Treatment American-eurasian. Journal of Agriculture and Environmental Sciences 6: 655-669.

Holm, L. G., Plunkett, D. L., Pancho, J. V. and Herberger, J. P. (1977) The World's Worst Weeds: Distribution and Biology. University Press of Hawaii.

Iannelli, M. A., Pietrini, F., Fiore, L., Petrilli, L. and Massacci, A. (2002) Antioxidant response to cadmium in *Phragmites australis* plants. Plant Physiology and Biochemistry 40: 977-982.

Jadia, C. D. and Fulekar, M. H. (2008) Phytoremediation: The application of vermin-compost to remove zinc, cadmium, copper, nickel and lead by sunflower plant. Journal of Environmental Engineering and Management 7: 547-558.

Jiang, Y. and Huang, B. (2001) Drought and heat stress injury to two cool-season turf grasses in relation to antioxidant metabolism and lipid peroxidation. Crop Science 41: 436-442.

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: 262-270.

Khanna-Chopra, R. and Selote, D. S. (2007) Acclimation to drought stress generates oxidative stress tolerance in droughtresistant than –susceptible wheat cultivar under field conditions. Journal of Environmental and Experimental Botany 60: 276-283.

Lawlor, D. W. (2002) Limitaion to photosynthesis water-stressed leaves: Stomata vs. metabolism and the role of ATP. Annuals of Botany 89: 671-885.

Lomonte, C., Sgherii, C., Baker, A. J. M., Kolev, S. D. and Navari-Izzo, f. (2010) Antioxidative response of *Atriplex codonocarpa* to mercury. Environmental and Experimental Botany 69: 9-16.

Luo, H., Li, H., Zhang, X. and Fu, J. (2011) Antioxidant responses and gene expression in perennial ryegrass (*Lolium perenne* L.) under cadmium stress. Ecotoxicology 20: 770-778.

Lutts, S., Kinet, J. M. and Bouharmont, J. (1995) Changes in plant response to NaCl during development of rice (*Oryza sativa* L.) varieties differing in salinity resistance. Journal of Experimental Botany 46: 1843-1852.

Manara, A. (2012) Plant responses to heavy metal toxicity. In: Plants and Heavy Metals (ed. Furini, A.) Pp. 27-53. Springer Briefs in Biometals.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

Mauskar, J. M. (2007) Cadmium an environment toxicant central pollution control board ministry of environment and forests Govt of India Parivesh Bhawan East Arjun Nagar. Delhi 110032: 15.

Mohsenzadeh, S., Shahrtash, M. and Mohabatkar, H. (2011) Interactive effects of salicylic acid and silicon on some physiological responses of cadmium-stressed maize seedlings. Iranian Journal of Science and Technology 1: 57-60.

Moya, J. L., Ros, R. and Picazo, I. (1993) Influence of cadmium and nickel on growth, net photosynthesis and carbohydrate distribution in rice plants. Photosynthesis Research 36: 75-80.

Nayyar, H. and Walia, D. P. (2003) Water stress induced proline accumulation in contrasting wheat genotypes as affected by calcium and abscisic acid. Biological Plantarum 46: 275-279.

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.

Prasad, A., Kumar, S., Khaliq, A. and Pandey, A. (2011) Heavy metals and *arbuscular mycorrhizal* (AM) fungi can alter the yield and chemical composition of volatile oil of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). Biology and Fertility of Soils 8: 853-861.

Ritchie, S. W., Nguyen, H. T. and Holaday, A. S. (1990) Leaf water content and gas exchange parameters of two wheat genotypes differing in drought resistance. Crop Science 30: 105-111.

Safdari, Y. and Kazemitabar, S. K. (2009) Plant tissue culture study on two different races of purslane (*Portulaca oleracea* L.). African Journal of Biotechnology 8: 5906-5912.

Sanita, D., Toppi, L. and Gabrielli, R. (1999) Review, response to Cd in higher plants. Environmental and Experimental Botany 41:105-130.

Schaller, H. (2003) The role of sterols in plant growth and development. Progress in Lipid Research 42: 63-175.

Schutzendubel, A. and Polle, A. (2002) Plant responses to abiotic stress: Heavy metal induced oxidative stress and protection by mycorhization. Exprimental Botany 53: 1351-1365.

Seregin, I. V. and Ivanov, V. B. (2001) Physiological aspects of cadmium and lead toxic effects o higher plants. Russian Journal of Plant Physiology 48: 523-544.

Shah, K., Kumar, R. G., Verma, S. and Dubey, R. S. (2001) Effect of cadmium on lipid peroxidation, superoxide anion generation and activities of antioxidant enzymes in growing rice seedlings. Plant Science 161: 1135-1144.

Sharma, K. D. and Kuhad, M. S. (2006) Influence of potassium level and soil moisture regime on biochemical metabolites of Brassica species. Brassica Journal 8: 71-74.

Soltani, A., Hammer, G. L., Torabi, B., Robertson, M. J. and Zeinali, E. (2006) Modeling chickpea growth and development: Phonological development. Field Crops Research 99: 1-13.

Srivastava, S., Tripathi, R. D. and Dwivedi, U. N. (2004) Synthesis of phytochelatins and modulation of antioxidants in response to cadmium stress in *Cuscuta reflexa* an angiospermic parasite. Journal of Plant Physiology 161: 665-674.

Stewart, R. R. C. and Bewley, J. D. (1980) Lipid peroxidation associated with accelerated aging of soybean axes. Plant Physiology 65: 245-248.

Tang, W. and Newton, J. R. (2005) Peroxidase and catalase activities are involved in direct adventitious shoot formation induced by thidiazuron in eastern white pine (*Pinus scorba* L.) zygotic embryos. Plant Physiolgy Biochemstery 43: 760-769.

Vassilev, A., Yordanov, I. and Tsonev, T. (1997) Effects of Cd^{2+} on the physiological state and photosynthetic activity of young barely plants. Photosynthetica 34: 293-302.

Yoshimura, K., Yabuta, Y., Ishikawa, T. and Shigeoka, S. (2000) Expression of spinach ascorbate peroxidase isoenzymes in response to oxidative stresses. Plant Physiology 123: 223-234.

Zhang, X. X., Fan, X. M., Li, C. J. and Nan, Z. B. (2010) Effects of cadmium stress on seed germination, seedling growth and antioxidative enzymes in *Achnatherum inebrians* plants infected with a Neotyphodium endophyte. Plant Growth Regulation 60: 1-97.

Zhao, Y. (2011) Cadmium accumulation and antioxidative defenses in leaves of *Triticum aestivum* L. and *Zea mays* L. African Journal of Biotechnology 10: 2936-2943.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]

Vegetative growth, physiological and enzymatic responses of purslane medicinal plant (*Portulaca oleracea*) to cadmium concentrations in the soil

Maryam Jenabiyan[1], Hemmatollah Pirdashti[1*], Mohammad Ali Tajik Ghanbary[2], Fardin Sadeghzadeh[3]

[1] Department of Agronomy, Sari Agricultural Sciences and Natural Resources Sari University
[2] Department of Plant Protection, Sari Agricultural Sciences and Natural Resources University
[3] Department of Soil Science, Sari Agricultural Sciences and Natural Resources University
(Received: 25/12/2018, Accepted: 18/06/2019)

Abstract

Cadmium is one of the most commonly used heavy metals in the contaminated areas which has entered in the ecosystem and the food chains and has ecological harmful effects on living organisms. Considering the risk of increasing heavy elements in agricultural soils and subsequent exposure to medicinal plants such as purslane (*Portulaca oleracea* L.), a factorial experiment was conducted in a completely randomized design with three replications. The aim of the presented study was to study the vegetative growth response and the physiological and enzymatic parameters of this medicinal plant in comparison with the increase of cadmium concentration (0 to 275 mg/kg) in the soil. The results showed that vegetative traits, photosynthetic pigments, soluble protein content and relative water content of leaf decreased with increasing cadmium concentrations whereas the levels of malondialdehyde, hydrogen peroxide and proline were increased. Also, the changes in the activity of the three enzymes of peroxidase (POX), ascorbate peroxidase (APX) and superoxide dismutase (SOD) increased at lower levels of toxicity while decreased at higher levels. Purslane was more sensitive to higher levels of cadmium, so that gradient of more studied variables like dry weight of vegetative organs, the photosynthetic pigments, proline, soluble protein and hydrogen peroxide at low levels of cadmium (ranging from zero up to 60 mg/kg) was lower and continued with a more slope. Overall, the results showed that the purslane medicinal plant had the ability to grow up to 275 mg per kg of cadmium in the soil. However, at concentrations higher than about 60 mg, the accumulation of dry matter and the functioning of the plants defense systems decreased by more than 50%.

Keywords: Antioxidant, Photosynthetic pigments, Proline

Corresponding author, Email: h.pirdashti@sanru.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-19]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.38.6.3]