اثرکادمیوم بر میزان آتروپین و پارامترهای فیزیولوژیکی گیاه داتوره *(Datura stramonium L.)*

سمیرا ناطقی، سید مجید قادریان* و اکبر مستاجران

گروه زیست شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه اصفهان، اصفهان، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۷/۰٤/۲۳، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۸/۰٦/۰۲)

چکیده

القای محرک‌های غیرزیستی یکی از راهکارهایی است که با آن می‌توان سبب تغییرات کمی وکیفی متابولیت‌های ثانویه در گیاهان دارویی شد. کادمیوم به عنوان یکی از فلزات سنگین سمی و همچنین محرک های غیرزیستی درگیاهان باعث کاهش فتوسنتز، تنفس، متابولیسم کربوهیدرات‌ها و همچنین ایجاد کلروز و کاهش رشد می‌گردد. هدف از مطالعه حاضر بررسی اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر رشد، محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی، آنتوسیانین، پرولین، کربوهیدرات محلول و احیاء و تولید آتروپین در گیاه داتوره می‌باشد. به این منظور گیاه داتوره درگلدان‌های حاوی پرلیت کشت شده سپس گیاهان به مدت ۲ هفته برای پارامترهای فیزیولوژیکی و به مدت ۱۲ هفته برای بررسی میزان آتروپین تحت تیمار غلظت‌های ۰،۱، ۵، ۱۵و۵۰ میلی‌گرم برلیتر کادمیوم قرارگرفتند. براساس نتایج حاصل، با افزایش غلظت کادمیوم رشدگیاه و مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی به طور معنی‌داری کاهش یافت. همچنین مقدار آنتوسیانین، کربوهیدرات محلول واحیاء و پرولین به طور معنی‌داری نسبت به نمونه شاهد به ترتیب تا ٥٦/٧٪، ۳۱/۵٪، ٤۰/۵٪ و٦۲/۷٪ افزایش یافت. همچنین افزایش کادمیوم در محیط‌کشت منجر به افزایش معنی‌دار میزان آتروپین درگیاه گردید. به طور کلی کادمیوم به عنوان یک تنش غیرزیستی منجر به افزایش مکانیسم‌های دفاعی گیاه داتوره از جمله کربوهیدرات‌ها، پرولین، آنتوسیانین وآلکالوئیدهای تروپانی (آتروپین) می گردد.

واژگان کلیدی: آتروپین، پرولین، داتوره (*Datura stramonium* L.)، رنگیزه‌های فتوسنتزی، فلزات سنگین.

مقدمه

گیاهان منابعی غنی از متابولیت‌های ثانویه هستند. آلکالوئیدها گروه مهمی از متابولیت‌های ثانویه گیاهان را تشکیل می‌دهند. گروهی‌ازآلکالوئیدها به نام آلکالوئیدهای تروپانی به طورعمده درگیاهان خانواده‌ی سیب‌زمینی به ویژه درگیاه داتوره (*Datura stramonium* L.) وجود دارند (Ashtiania and Sefidkon, 2011). آلکالوئیدهای تروپانی ازجمله آتروپین، کاربردهای مختلفی در پزشکی دارند که می‌توان به مواردی مانند تسکین علائم بیماری پارکینسون، گشاد کردن مردمک چشم، افزایش ضربان قلب، خنثی کردن سستی ماهیچه‌های صاف ناشی از ترکیبات فسفره آلی و کاهش ترشح عرق و اسید معده اشاره نمود (Kennedy and Wightman, 2011). در سال‌های گذشته توجه زیادی به امکان افزایش میزان متابولیتهای ثانویه در گیاهان دارویی معطوف شده است و رویکردهای گوناگونی برای افزایش میزان تولید آنها به وسیله تحقیقات فراوان آزموده شده است (Raoa and Ravishanker, 2002). با این حال آلکالوئیدهای تروپان هنوز هم به طور تجارتی از گیاهان دارویی استخراج می‌شوند و تا امروز گیاهان به عنوان تنها منبع آلکالوئیدهای تروپان باقی مانده اند (Chevallier and Kindersley, 1996) اگرچه سنتز این آلکالوئیدها در اصل تحت

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: ghaderian_m@yahoo.com

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

کنترل فرایندهای ژنتیکی است، ولی به طور آشکار تحت تأثیر عوامل محیطی و تغییرات آنها قرار می‌گیرند (Zhao *et al.*, 2000). بنابراین از آنجایی که عوامل محیطی نقش عمده ای در فرآیند بیوسنتزی متابولیت‌های ثانویه دارند بررسی تأثیرآنها روی این فرآورده‌ها ضروری است. ازجمله عوامل محیطی، اثرتنش فلزات سنگین برتولید متابولیت‌های ثانویه نظیر آلکالوئیدها می‌باشد.

در گیاهان تحت تنش، تجمع متابولیت‌های ثانویه اغلب به واسطه مولکول‌های سیگنالی و محرک‌ها اتفاق می‌افتد. متابولیت‌های ثانویه دارای عملکرد حفاظتی در پاسخ به تنش‌های زیستی و غیرزیستی هستند (Ramakrishna and Ravishanker, 2011). فلزات سنگین ممکن است نقش مهمی در راه اندازی ژن‌های گیاه برای تغییر متابولیت ثانویه ایفا کنند. استرس‌های اکسیداتیو القا شده توسط فلز سنگین مسیر سیگنالی را راه اندازی می‌کند که تولید متابولیت‌های گیاه را تحت تاثیر قرار می‌دهد (Srivastava *et al.*, 2001). گزارش شده است که کادمیوم کلرید، موجب افزایش تولید دو نوع تروپان آلکالوئیدی به نام‌های اسکوپولامین وهیوسیانین در گیاه *Candida brugmanisa* می‌شود (Ramakrishna and Ravishanker, 2011).

سمیت کادمیوم درگیاهان باعث کاهش فتوسنتز و تنفس، ایجاد کلروز و کاهش رشد می‌گردد (Sun and Shen, 2007). این عنصر باعث تشکیل گونه‌های فعال اکسیژن و درنتیجه ایجاد استرس‌های اکسیداتیو می‌شود (Hossain *et al.*, 2010). برهمکنش بین یون‌های کادمیوم و منگنز درسلول می‌تواند دلیل احتمالی مهار انتقال الکترون درسطح کمپلکس شکست آب باشد که درنهایت باعث کاهش محتوای رنگیزه‌های فتوسنتزی کلروفیل وکاروتنوئید نیز می‌گردد (Jason, 1978). کاهش آهن و منیزیم نیز در برگ‌های چغندرقند تیمارشده با کادمیوم دیده شده است، کاهش این دو عنصر خود سبب کاهش کلروفیل می‌شود (Lee and Leustek, 1999). درحضور کادمیوم رشد گیاه بسیار کاهش می یابد، درحقیقت کادمیوم از تقسیم سلول‌های منطقه مریستم و رشد سلول‌های منطقه رشد جلوگیری می‌کند (Fusconi *et al* 2007). کاهش وزن اندام‌ها به علت اختلال در متابولیسم کلی سلول‌ها است. نتایج حاصل از مطالعات نشان داده است که میزان پراکسیداسیون چربی‌ها در حضور یون کادمیوم به علت افزایش مقدار پراکسید هیدروژن در سلول افزایش می‌یابد. این وضعیت باعث برهم خوردن تعادل آبی و تغذیه ای سلول می‌شود، که یکی از مهم‌ترین دلایل کاهش وزن گیاه می‌باشد (Sanita di Toppi and Gabbrielli, 1999).

از جمله نقش‌های اصلی آنتوسیانین‌ها می‌توان به نقش آنتی‌اکسیدانی و محافظت سیستم فتوسنتزی در برابر فتواکسیداسیون اشاره نمود (Jamshidi *et al.*, 2010). Dai و همکاران (۲۰۱۲) نشان دادند که در گیاه *Azolla imbricate* رشد یافته تحت سمیت کادمیوم، آنتوسیانین‌ها ممکن است با فعالیت آنتی‌اکسیدانی در باند شدن به فلزات سنگین در کاهش تنش نقش داشته باشند. تحت تنش کادمیوم افزایش پرولین به عنوان یک عامل حفاظتی واقع می‌شود، این حالت به دلیل بر هم خوردن تعادل آبی سلول بوده که در اثر افزایش غلظت فلز حاصل شده است (Talanova *et al.*, 2000). در آرابیدوپسیس، افزایش غلظت پرولین در اثر افزایش غلظت کادمیوم گزارش گردیده است (Xu *et al.*, 2010). در بسیاری از گیاهان نقش کربوهیدرات‌ها به عنوان یک عامل تنظیم کننده اسمزی در تنش‌های محیطی پذیرفته شده است. چندین گزارش بر روی تجمع کربوهیدرات در تنش‌های زیستی و غیر زیستی وجود دارد (Pagter *et al.*, 2005). گزارش شده است که کادمیوم سبب افزایش قندهای احیاء کننده در گیاه برنج (*Oryza sativa*) می‌شود (Verma and Dubey, 2001). در تحقیق حاضر، مقاومت گیاه داتوره نسبت به غلظت‌های مختلف کادمیوم و تأثیر این فلزسنگین بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی و بیوشیمیائی این گیاه مورد ارزیابی قرارگرفته است. همچنین اثرکادمیوم به عنوان یک عامل تنش‌زای محیطی بر تغییرات کمی ترکیب طبیعی آتروپین در این گیاه بررسی شده است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

مواد و روش‌ها

کشت و جوانه زنی گیاه: به منظور بررسی اثرکادمیوم بر میزان آتروپین و برخی از ویژگی‌های فیزیولوژیکی گیاه داتوره، بذرتوده شیرازی این گیاه از شرکت پاکان بذراصفهان تهیه گردید. درآزمایشگاه برای کشت بذر، ازگلدان‌های پلاستیکی با قطر ۹ سانتی متر که شامل مخلوطی از پرلیت ریز و درشت بود استفاده گردید. ابتدا بذرها به وسیله‌ی الکل ۷۰٪ به مدت ۱دقیقه و سپس هیپوکلریت سدیم ۳٪ به مدت ۱۵دقیقه استریل شدند و سپس درهرگلدان تعداد ۱۰عدد بذر گیاه داتوره کاشته شد و۳ تکرار در هر غلظت از تیمار در نظر گرفته شد. گلدان‌ها درقالب طرح آماری کاملاً تصادفی و دراتاقک کشت تحت شرایط محیطی کنترل شده، تناوب نور (۱۶ ساعت روشنایی، ۸ ساعت تاریکی) و دمای متناوب (۲۵ درجه سانتی گراد در روز و ۱۶ درجه سانتی گراد در شب) و شدت نوری (۲۰۰ میکرومول فوتون بر متر مربع بر ثانیه) قرار داده شدند. پس از گذشت ۳ روز آبیاری با آب مقطر گیاهچه‌های حاصل به مدت ۳۰ روز با محلول غذایی تغییر یافته یک چهارم قدرت هوگلند تغذیه شدند (Mohtadi *et al.*, 2012) . سپس گیاهچه‌ها جهت بررسی اثر کادمیوم بر میزان آتروپین به علت تشکیل این آلکالوئید در مرحله‌ی پیش از گل دهی به مدت ۹۰ روز تحت تاثیر غلظت‌های مختلف کادمیوم کلرید ($CdCl_2.5H_2O$) قرار گرفتند. درحالی که برای بررسی سایر ویژگی‌های فیزیولوژیکی، گیاهچه‌ها به مدت ۱۴ روز تحت تیمار بودند. تیمارها به صورت ۰، ۱، ۵، ۱۵و۵۰ میلی گرم بر لیترکادمیوم و براساس آزمایشات مقدماتی انتخاب و اعمال گردیدند. همچنین با توجه به سمیت شدید کادمیوم در گیاهان، غلظت های کم کادمیوم در فواصل کمتر و غلظت های بالاتر آن در فواصل بیشتری انتخاب شدند. لازم به ذکر است که بر اساس اصول تغذیه معدنی و تحت غلظت های اعمال شده در این آزمایش، کلر حالت سمی بر گیاه ندارد (Marschner, 2012). pH محلول‌های غذایی درمحدوده‌ی ۶–۵/۷ تنظیم گردید.

تعیین میزان انباشتگی کادمیوم در بخش‌های هوایی: کادمیوم موجود در نمونه‌های گیاهی بر اساس روش Reeves و همکاران (۱۹۹۹) اندازه‌گیری شد. به منظور اندازه گیری میزان فلز تجمع یافته در بخش‌های هوایی گیاه ۰/۱گرم از برگ گیاهان به طور مجزا خشک گردید و سپس خرد شدند و درون لوله‌های آزمایش شیشه ای ریخته شدند. به هر نمونه ۲ میلی لیتر اسید نیتریک ۶۵ درصد اضافه شد و درب نمونه‌ها با فویل آلومینیومی بسته گردید، سپس در بن ماری در دمای ۱۰۰ درجه سانتی گراد به مدت ۳ ساعت قرار داده شدند. در این مرحله محلول بی رنگ می‌شود. پس از آن به هر نمونه ۱میلی لیتر پراکسید هیدروژن اضافه گردید و به مدت ۲۰ دقیقه در بن ماری در حال جوش قرار داده شد. سپس محلول‌ها صاف شده و حجم محلول به کمک آب مقطر به۱۰ میلی لیتر رسانده شد. مقدار عنصر کادمیوم موجود در نمونه‌ها توسط دستگاه طیف سنج جذب اتمی (AAS, Shimadzu model 6200) مورد اندازه‌گیری قرار گرفت و به کمک رابطه‌ی زیرمقدارعنصر موجود در نمونه‌های گیاهی محاسبه گردید.

$$X=\frac{A\times B}{Dw}$$

X میزان عنصر موجود در نمونه‌های گیاهی برحسب میکرو گرم بر گرم (میلی‌گرم بر کیلوگرم) بافت خشک گیاه: A عدد نشان داده شده توسط دستگاه طیف سنج: B رقت نمونه برحسب میلی لیتر: DW مقدار نمونه گیاهی توزین شده برحسب گرم

اندازه‌گیری طول اندام‌های هوایی و ریشه: در پایان تیماردهی ۱۴روز گیاه، طول ساقه و ریشه با استفاده از خط‌کش اندازه‌گیری گردید. طول ساقه از یقه تا قسمت انتهای ساقه و طول ریشه از یقه تا انتهای ریشه در نظرگرفته شد. برای هر تیمار ۳ تکرار در نظرگرفته شد و مقادیر براساس سانتی مترگزارش گردید.

تعیین وزن خشک: پس از مدت تیماردهی ۱۴ روز گیاه، نمونه‌های گیاهی، جمع‌آوری شده و با آب مقطر شسته شدند تا کادمیوم سطحی سلول‌های ریشه شسته شوند. سپس هرگیاهچه به بخش هوایی و ریشه تقسیم و در دمای ۷۰ درجه سانتی گراد به مدت ۴۸ ساعت در آون خشک گردید. سپس میزان وزن خشک بخش هوایی و ریشه گیاه در هر غلظت و در همه تکرارها تعیین شد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

استخراج و سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: ۱۰۰میلی‌گرم از بافت‌تر برگ به تعداد ۳ تکرار در هرتیمار وزن شد و سپس با استفاده از۵ میلی لیتر استون ۸۰٪ حجمی در محیطی تاریک و در روی یخ درون هاون چینی یک دست گردید تا در نهایت محلولی همگن به دست آمد. سپس عصاره حاصل صاف گردید و حجم محلول به کمک استون۸۰ ٪ به ۱۰ میلی لیتر رسانده شد. سپس جذب محلول‌های به دست آمده به کمک اسپکتروفتومتر در طول موج‌های۴۱۲ و ۴۳۱ و ۴۶۰و ۴۸۰ و ۶۴۵ و ۶۶۳ نانومتر اندازه‌گیری شد. میزان کلروفیلa، کلروفیلb، کلروفیل کل (Arnon, 1949) وکاروتنوئید (Sen and Saini,1969) طبق رابطه های زیر برحسب میلی‌گرم برگرم وزن تر محاسبه گردید..

$$Chla(mg/g) = [12.7\ (D_{663}) - 2.69(D_{645})] \times \frac{V}{1000} \times \frac{1}{W}$$

$$Chlb(mg/g) = [22.9(D_{645}) - 4.68(D_{663})] \times \frac{V}{1000} \times \frac{1}{W}$$

$$Total\ chla+b(mg/g) = [20.2(D_{645}) + 8.02(D_{663})] \times \frac{V}{1000} \times \frac{1}{W}$$

$$Car(mg/g) = (-0.43(D_{412})) + (0.215(D_{431})) + (-4.376(D_{460})) + (13.246(D_{480}))$$

اندازه‌گیری آنتوسیانین: برای اندازه‌گیری آنتوسیانین از روش Wagner (۱۹۷۹) استفاده شد. در این روش ۱۰۰ میلی گرم بافت تر برگ به تعداد ۳ تکرار در هرتیمار وزن گردید. سپس با استفاده از ۱۰ میلی لیتر متانول اسیدی (متانول خالص) و اسیدکلریک خالص به نسبت حجمی(۹۹:۱) درون هاون چینی یک دست شد تا در نهایت محلولی همگن به دست آمد. عصاره حاصل به مدت ۲۴ ساعت درتاریکی و دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد نگهداری شد. پس از آن عصاره حاصل به مدت ۱۰ دقیقه در ۴۰۰۰ rpm سانتریفیوژ گردید وجذب محلول رویی در ۵۵۰ نانومتر خوانده شد. غلظت آنتوسیانین در هر نمونه با ضریب خاموشی $M^{-1}.\ cm^{-1}$ ۳۳۰۰۰ طبق رابطه زیرمحاسبه گردید.

$$A = £.b.C$$

A میزان جذب نوری عصاره: £ ضریب خاموشی ($M^{-1}.\ cm^{-1}$ ۳۳۰۰۰): b عرض کووت (۱cm): C غلظت نمونه برحسب مولار

استخراج قند از بافت‌های گیاهی: برای استخراج قند، بافت گیاهی مورد نیاز را به مدت ۲۴ ساعت در دمای ۷۰ درجه سانتی گراد خشک کرده و سپس ۰/۰۱گرم از بافت خشک به تعداد ۳ تکرار در هر تیمار توزین گردید و با۱۰ میلی لیتر آب مقطر گرم در هاون سائیده شد و با کمک کاغذ صافی صاف گردید.

اندازه‌گیری کربوهیدرات محلول: برای اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های محلول، ۲ میلی لیتر از عصاره گیاهی استخراج شده با ۵۰ میکرولیتر(۲میلی لیتر) فنل ۸۰ درصد وزنی (حل شده در آب مقطر) مخلوط کرده و سپس ۵ میلی لیتر اسید سولفوریک غلیظ به صورت عمود بر سطح مایع آن اضافه شد. این ترکیب به مدت ۱۰دقیقه در محیط نگهداری شده و پس از آن به مدت ۱۵ دقیقه در حمام آب گرم ۲۵تا۳۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و سپس جذب محلول در ۴۹۰ نانومتر خوانده شد (Dubois *et al.*, 1956). سپس منحنی استاندارد رسم شده و مقدار کربوهیدرات محلول با کمک نمودار و براساس رابطه زیر در یک گرم بافت گیاهی به دست آمد.

$$X = \frac{A \times B}{DW}$$

اندازه‌گیری کربوهیدرات‌های احیا: برای اندازه‌گیری کربوهیدرات احیا، DNS۱٪، سود ۱/۶٪ وتارتارات سدیم _ پتاسیم ۲۵٪ با کمک مگنت و روی هیتر به آرامی حل گردید. سپس ۲ میلی لیتر از عصاره‌گیاهی استخراج شده با ۱ میلی لیتر از رنگ ساخته شده مخلوط و به مدت ۱۰ دقیقه در حمام آب جوش ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد، سپس کل محلول به دست آمده با ۱۰ میلی لیترآب مقطر مخلوط گردید و جذب نمونه‌ها در ۵۴۶ نانومتر خوانده شد و با کمک منحنی استاندارد مربوطه میزان کربوهیدرات‌های احیا محاسبه شد (Jeffries *et al.*, 1998). برای رسم منحنی استاندارد از گلوکز خالص استفاده شد، به این صورت که ابتدا محلول استوک گلوکز با غلظت یک میلی مولار تهیه گردید. بدین منظور ۰/۰۱۹۸ گرم گلوکز در۱۰۰ میلی لیتر آب دو بار تقطیر حل شد و سپس از این محلول غلظت‌های ۰/۰۳تا ۰/۱۸میلی مولار به عنوان محلول‌های استاندارد گلوکز تهیه گردید. سپس ۱۲ میلی

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

لیتر از محلول‌های استاندارد گلوکز برداشته و ۱ میلی لیترمعرف DNS به آن اضافه شده و به طور کامل مخلوط گردید و سپس به مدت ۱۰ دقیقه در حمام آب گرم ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد و در ٥٤٦ نانومتر جذب آن‌ها خوانده شد. سپس منحنی استاندارد رسم شده و مقدارکربوهیدرات احیا با کمک این نمودار و براساس رابطه زیر در یک گرم بافت گیاهی به دست آمد.

$$X=\frac{A\times B}{DW}$$

X مقدار کربوهیدرات محلول برحسب میلی گرم در گرم بافت خشک: A مقدار کربوهیدرات محلول به دست آمده از نمودار استاندارد برحسب میلی گرم بر میلی لیتر: B ضریب رقت (۱۰میلی لیتر): DW مقدار نمونه گیاهی توزین شده بر حسب گرم

سنجش و اندازه‌گیری پرولین: برای اندازه‌گیری پرولین از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) استفاده گردید. برای این منظور۰/۰٤گرم از نمونه‌های تازه گیاهی ریز شده و درون ۱۰ میلی لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳٪ ریخته و به مدت ٤٨ ساعت در محیط آزمایشگاه قرارداده شد. سپس ۲ میلی لیتراز محلول را به لوله آزمایش انتقال داده و ۲ میلی لیتر معرف نین هیدرین و ۲ میلی لیتر اسید استیک غلیظ اضافه گردید و به مدت ۱ ساعت درون حمام آب گرم ۱۰۰ درجه سلسیوس قرار داده شد، سپس لوله ها درون یخ قرار داده شد و پس ازسرد شدن محلول ها، ٤ میلی لیتر تولوئن به هر لوله اضافه گردید و به مدت ۳۰-۱۵ ثانیه توسط همزن برقی بهم زده شد و دو فاز ایجاد گردید. آنگاه میزان جذب فاز رویی در طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد. از پرولین با غلظت‌های مختلف برای رسم نمودار منحنی استاندارد استفاده گردید و برای جذب های اندازه‌گیری شده با استفاده ازمنحنی استاندارد، غلظت پرولین در گرم بافت تازه بر حسب میکرومول بدست آمد.

$$X=\frac{A\times C}{Fw\times 1000}$$

Xمقدار پرولین بافت برحسب میکرومول درگرم بافت تازه: Aمقدار پرولین به دست آمده از نمودار استاندارد برحسب میکرومولار: C مقدار اسید سولفوسالیسیلیک استفاده شده برای یک دست کردن بافت گیاه بر حسب میلی لیتر (1.7 ml): FW مقدار نمونه گیاهی توزین شده برحسب گرم

آنالیز میزان آلکالوئید آتروپین در گیاه داتوره: پس از خشک کردن کامل بخش هوایی در شرایط محیطی آزمایشگاه، وزن خشک آنها اندازه‌گیری شد. پس از آن بخش هوایی پودر شده و برای مرحله عصاره‌گیری آماده گردیدند. برای عصاره‌گیری، مجموع سه تکرار مربوط به بخش هوایی خشک شده‌ی هر نمونه در ویال‌های جداگانه ای ریخته و بر روی آن ۸ میلی لیتر از اتانول ۹۹/٦٪ اضافه شد. سپس ویال‌ها در دستگاه سونیکاتور به مدت ۱ ساعت با دمای ۵۰ درجه سانتیگراد تحت امواج اولتراسونیک قرار گرفت تا عصاره‌ی داخل بخش هوایی بوسیله این امواج خارج گردند. پس از آن به مدت ٢٤ ساعت، در شرایط محیطی آزمایشگاه قرار داده شد تا عصاره‌ی بخش‌هوایی کاملاً خارج شوند و به دنبال آن با پیپت پاستور عصاره‌های محلول در اتانول خارج گردیدند ودر شرایط آزمایشگاه، اتانول آن کاملاً تبخیر شد. سپس ۲ میلی لیتر از محلول اتر آمونیاک ١٤٪ با نسبت۱:۱۰با (pH=۸)، به هر نمونه اضافه شد. در این حالت دو فاز جدا از هم قابل تشخیص بود که فاز حاوی عصاره و اترآمونیاک انتخاب گردید. بعد از آن سدیم سولفات به منظور رسوب دادن آمونیاک به این فاز اضافه و فاز محلول از رسوب جداسازی شد. فاز محلول بوسیله اتر در۵ مرحله مورد شستشو قرار گرفت و در هر مرحله، ۲ میلی لیتراتر برای هر نمونه استفاده شد. سپس این محلول در شرایط آزمایشگاه کاملاً خشک گردید و به هر نمونه ۲میلی لیتر بافر فسفاته با pH=۳ اضافه شد.

بافرفسفات با ۰/۷۸ g/L از NaH_2PO_4 و۰/۲میلی لیتر از H_3PO_4 تهیه گردید. علاوه برآن، pH این بافر با اسیدسولفوریک (۰/۰۱٪) بر روی عدد ۳ تنظیم شد. نمونه‌ها تا زمان اجرای تزریق به دستگاه HPLC (مدل Germany Knauer)، در یخچال با دمای ۲۰- درجه سانتیگراد نگهداری شدند.

روش آنالیز داده‌ها: تجزیه و تحلیل داده‌ها با استفاده از نرم افزار Excel (مدل۲۰۱۰ برای ویندوز) و SPSS (مدل۲۳برای ویندوز) انجام شد. به منظور تعیین معنی‌دار بودن

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

اختلاف بین میانگین‌ها در تیمارهای مختلف از آزمون دانکن استفاده شد.

نتایج

میزان انباشتگی کادمیوم در بخش هوایی: میزان فلز تجمع یافته تحت اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم در بخش هوایی گیاه داتوره در شکل ۱ نشان داده شده است. نتایج نشان داد که میزان فلزتجمع یافته در گیاه تحت اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم در بخش هوایی ١٤ روز پس از تیمار دهی در سطح ۵ درصد معنی دار بود و با افزایش غلظت کادمیوم به طور معنی داری به میزان فلز جذب شده و تجمع یافته در گیاه افزوده شد(۰/۰۵ >P). به طوری که در غلظت۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیم بیشترین میزان تجمع فلز به مقدار٦۰ میلی گرم برکیلوگرم مشاهده شد.

طول ریشه و بخش هوایی: اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر طول ریشه و بخش هوایی گیاه داتوره در شرایط کشت گلدانی پس از١٤ روز تیماردهی در شکل ۲ نشان داده شده است. براساس این نتایج، اثر غلظت‌های ۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی گرم بر لیتر کادمیوم بر طول بخش هوایی گیاه، ١٤ روز پس از تیمار درسطح ۵ درصد نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (۰/۰۵ >P). همچنین همانطور که در شکل ۲ مشاهده می‌شود، طول ریشه گیاهچه‌ها در تیمار با کادمیوم نسبت به گیاه شاهد کاهش معنی‌داری را نشان داد (۰/۰۵ >P). به طوری که در غلظت ۵۰ میلی گرم برلیتر کادمیم بیشترین کاهش طول ریشه و بخش هوایی را نسبت به گیاه شاهد نشان می‌دهد.

وزن خشک بخش هوایی: اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر وزن خشک بخش هوایی گیاه داتوره در شرایط گلدانی پس از١٤ روز تیماردهی در شکل ۳ نشان داده شده است. براساس این نتایج، در غلظت ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم، وزن خشک بخش هوایی گیاهچه‌ها به طور معنی‌داری نسبت به گیاه شاهد کاهش نشان می‌دهد (۰/۰۵ >P). طبق نمودار بیشترین کاهش وزن خشک ساقه در غلظت۵۰ میلی گرم بر لیتر کادمیم مشاهده شد.

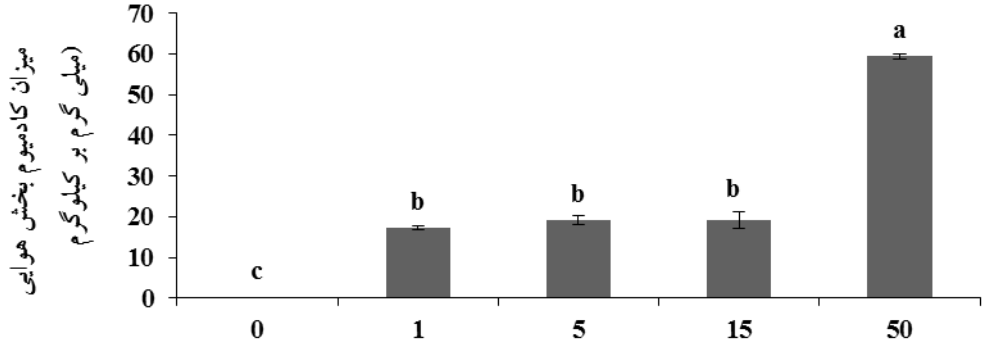
مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی بخش هوایی: اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی گیاه داتوره، ١٤روز پس از تیماردهی، در شکل ٤ نشان داده شده است. نتایج نشان داد که اعمال تیمارهای ۱، ۵، ۱۵و۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم، موجب کاهش معنی‌دار کلروفیل a شده است (۰/۰۵ >P). همچنین در مورد کلروفیلb، نتایج نشان داد که اثر تیمارهای ۵،۱، ۱۵و۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم بر کلروفیل b معنی‌دار بوده است (۰/۰۵ >P). بیشترین کاهش در مقدار کلروفیل b در غلظت ۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم مشاهده شد. همچنین افزایش غلظت کادمیوم در محیط کشت، موجب کاهش در مقدارکل گردید که این کاهش در غلظت‌های ۵،۱ ،۱۵و۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم نسبت به گیاه شاهد در سطح ۵ درصد معنی‌دار بود (۰/۰۵ >P).

مقدارکاروتنوئید بخش هوایی: اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدارکاروتنوئید گیاه داتوره، ١٤ روز پس از تیماردهی، درشکل۵ نشان داده شده است. نتایج نشان داد که اعمال تیمار۵،۱ ،۱۵و۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم، موجب کاهش معنی‌دار کاروتنوئید شده است (۰/۰۵ >P). بیشترین کاهش در مقدارکاروتنوئید درغلظت ۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم مشاهده شد.

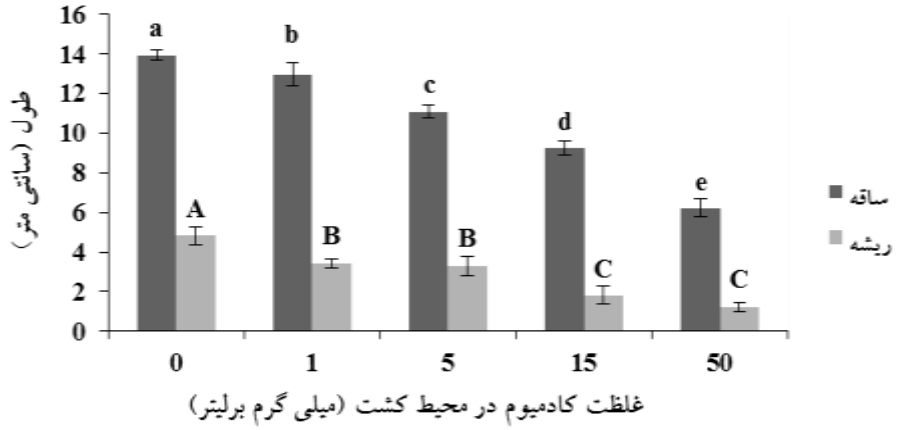
مقدار آنتوسیانین موجود دربخش هوایی: اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار آنتوسیانین موجود در گیاه داتوره در شکل ٦ نشان داده شده است. نتایج نشان داد که اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار آنتوسیانین موجود در بخش هوایی گیاه داتوره در سطح ۵ درصد معنی‌داری بود (۰/۰۵>P). اعمال تیمارهای ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم موجب افزایش معنی‌دار مقدار آنتوسیانین نسبت به شاهد می‌گردد و بین تیمارها و شاهد اختلاف معنی‌داری وجود دارد (۰/۰۵ >P). بیشترین مقدار آنتوسیانین در تیمار۵۰ میلی‌گرم بر لیترکادمیوم بعد از ١٤ روز تیماردهی مشاهده شد. براساس نتایج این تحقیق، چنین استنباط شد که غلظت‌های بالای کادمیوم بر مقدار آنتوسیانین موجود در بخش هوایی گیاه داتوره تاثیر گذاشته و موجب افزایش مقدار این رنگیزه‌ها شده است. در

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

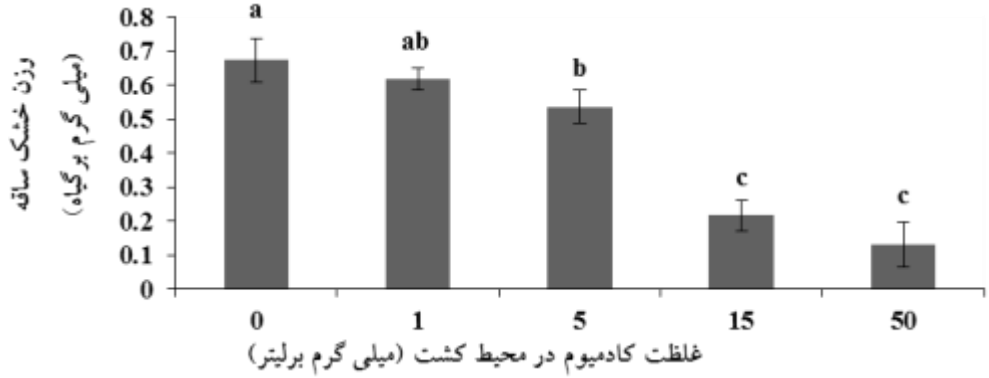
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]



شکل ۱- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر میزان انباشتگی کادمیوم در بخش هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیمار دهی. مقادیرحاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).



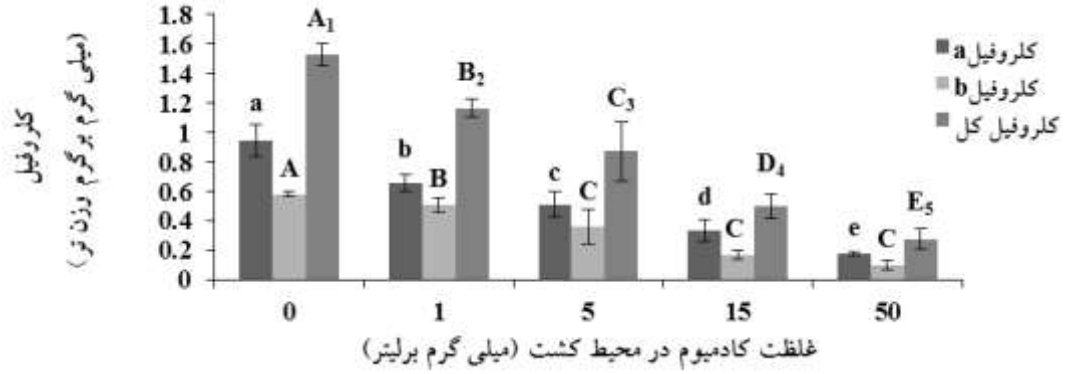
شکل ۲- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر طول ریشه و بخش هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیمار دهی. مقادیر حاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).



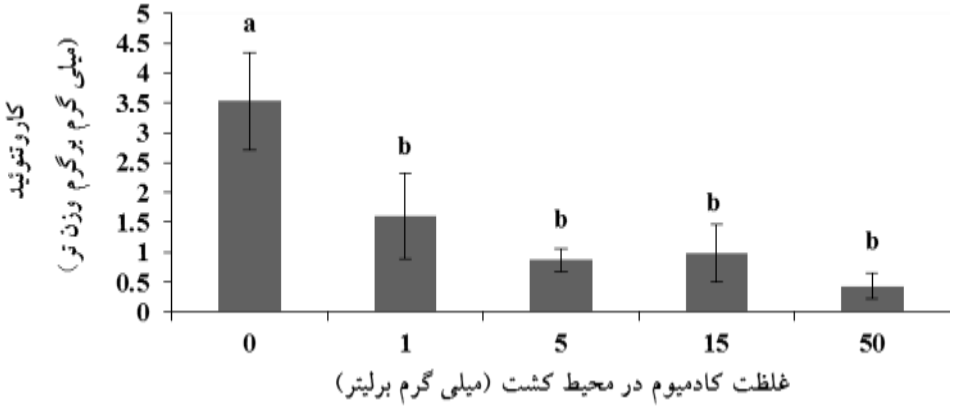
شکل ۳- اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر وزن خشک بخش هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیمار دهی. مقادیر حاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

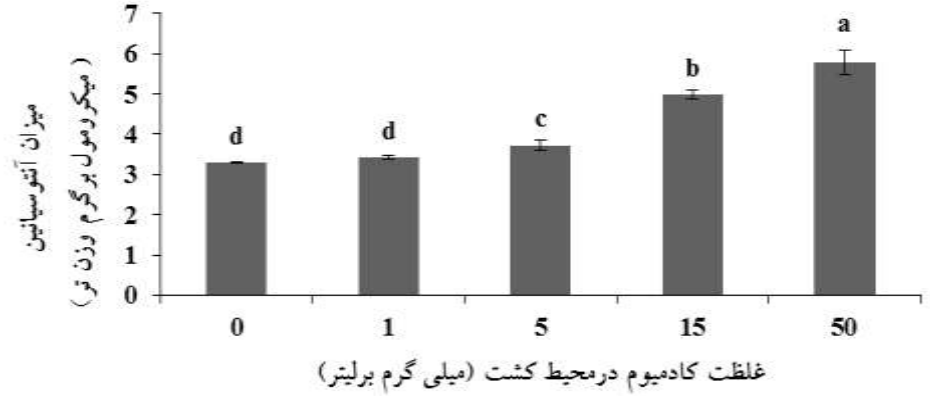
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]



شکل ٤- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی در بخش هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیماردهی. مقادیر حاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).



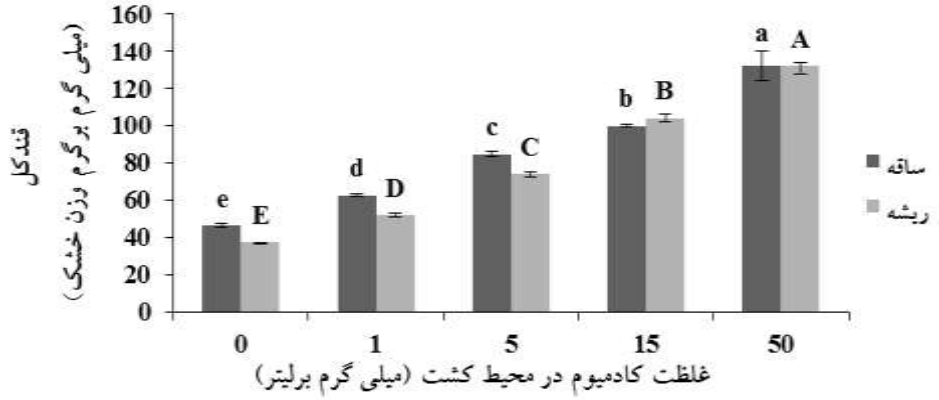
شکل ٥- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدار کاروتنوئید دربخش هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیماردهی. مقادیرحاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).



شکل ٦- مقایسه تغییرات مقدار آنتوسیانین در برگ‌های گیاه داتوره تحت غلظت‌های مختلف کادمیوم در محیط کشت بعد از دوهفته تیماردهی. مقادیرمیانگین سه تکرار از هرغلظت ± خطای استاندارد می‌باشد. حروف متفاوت در هر گروه بیانگرمتفاوت بودن اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار آنتوسیانین براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]



شکل ۷- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدار قند کل موجود در ریشه و بخش‌های هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیماردهی. مقادیر حاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

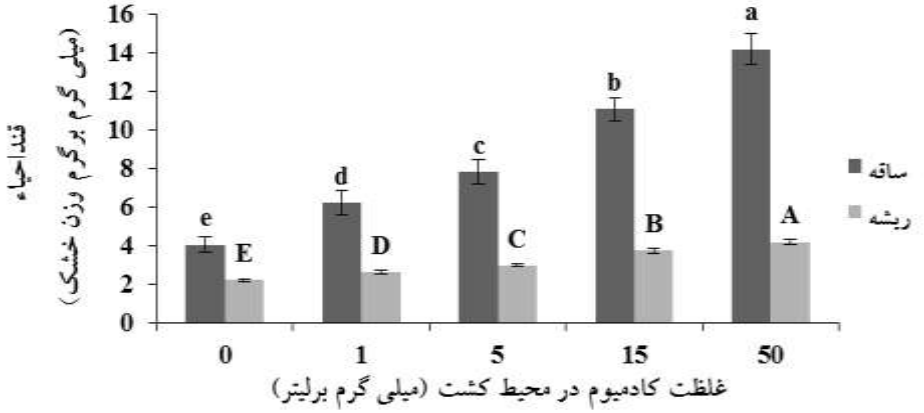
مورد تیمارگیاه با بالاترین غلظت کادمیوم۵۰ میلی‌گرم بر میلی‌لیتر، مقدار آنتوسیانین بعد از ۱٤ روز تیماردهی تقریباً افزایش ۲ برابری را نسبت به گیاهان شاهد نشان داد.

مقدار قند کل موجود در ریشه و بخش هوایی: براساس نتایج حاصل از اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار قند کل موجود در ریشه و بخش هوایی گیاه داتوره، مشاهده شد که اثر تیمارها ۱٤روز پس از تیماردهی بر مقدار قند کل در سطح ۵ درصد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵). اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار قند کل در ریشه نشان دهنده‌ی افزایش مقدار کربوهیدرات کل با افزایش غلظت تیمارها در محلول غذایی است و بالاترین میزان قند در تیمار۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم ۱٤ روز بعد از تیماردهی در ریشه مشاهده شد که به طورمعنی‌داری نسبت به شاهد افزایش یافته بود (P< ۰/۰۵). همچنین غلظت های ۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم موجب افزایش معنی‌دار مقدار قند کل در بخش هوایی گیاه داتوره ۱٤ روز پس از تیماردهی گردید (شکل ۷).

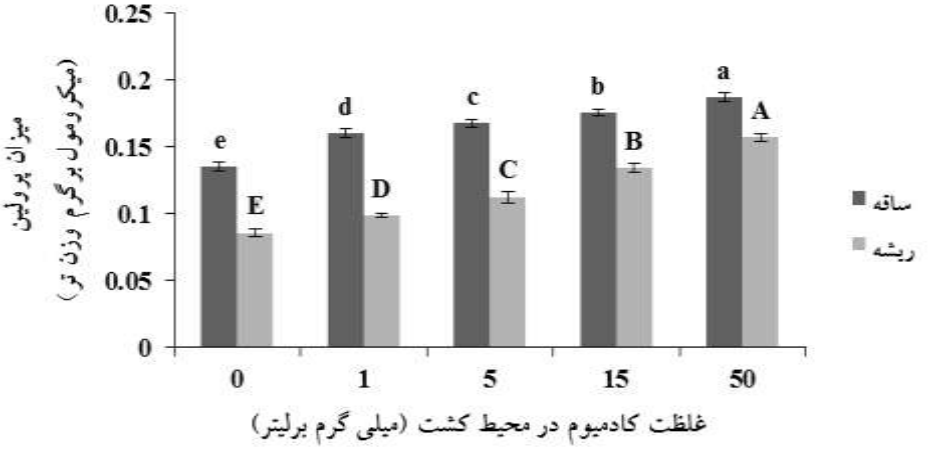
مقدار قند احیاء موجود در ریشه و بخش هوایی: اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار قند احیاء موجود در ریشه و بخش هوایی گیاه داتوره در شرایط کشت گلدانی در شکل ۸ نشان داده شده است. براساس این نتایج، اثر غلظت های ۱،۵ ،۱۵و۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم بر مقدار قند احیاء موجود در ریشه گیاه، ۱٤روز پس از تیماردهی در سطح ۵ درصد نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵). همچنین همان طور که در شکل ۸ مشاهده می‌شود، با افزایش غلظت کادمیوم در محیط کشت، مقدار قند احیاء موجود در بخش‌های هوایی نیز روند رو به افزایشی را نشان داد که این مقدار در غلظت های۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم برلیترکادمیوم، نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵). براساس این نتایج، اعمال تیمارهای مختلف کادمیوم باعث افزایش میزان قندهای محلول در ریشه و بخش‌هوایی گیاه گردید، همچنین غلظت‌های بالای این ترکیبات در محیط کشت، موجب افزایش کربوهیدرات احیاء در ریشه و بخش هوایی گیاه گردید. میزان افزایش قند محلول، در مورد تیمار گیاه با بالاترین غلظت کادمیوم۵۰ میلی‌گرم بر لیترموجب افزایش تقریباً ۳ برابری در ریشه و افزایش ۳ برابری در بخش هوایی نسبت به گیاه شاهد گردید. میزان افزایش قند احیاء نیز در مورد تیمار گیاه با بالاترین غلظت کادمیوم۵۰ میلی‌گرم برلیتر موجب افزایش٤ برابری در ریشه نسبت به گیاه شاهد گردید.

مقدارپرولین موجود در ریشه و بخش هوایی: اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر مقدار پرولین موجود درریشه و بخش هوایی گیاه داتوره در شکل ۹ نشان داده شده است. براساس این نتایج، اثر غلظت‌های ۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]



شکل ۸- اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدار قند احیاء موجود درریشه و بخش‌های هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیماردهی. مقادیرحاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

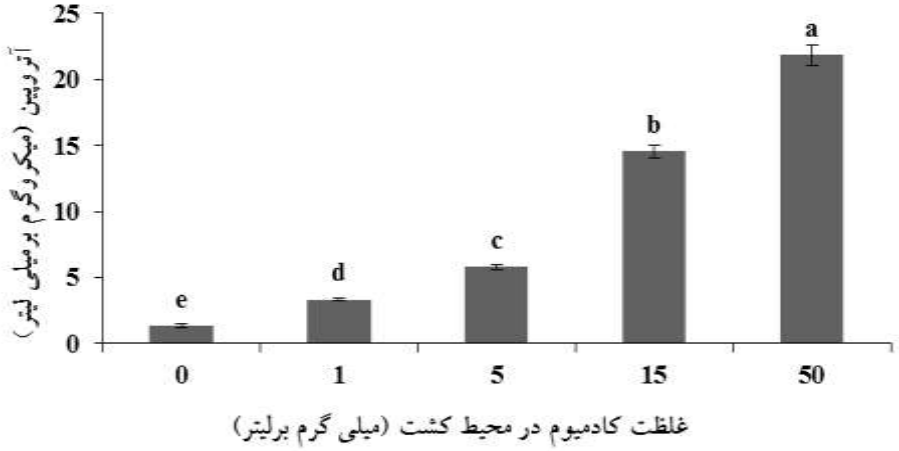


شکل ۹-اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدار پرولین در ریشه و بخش‌های هوایی گیاه داتوره بعد از دو هفته تیمار دهی. مقادیرحاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ±خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

لیتر کادمیوم بر مقدار پرولین در بخش هوایی گیاه، ۱۴ روز پس از تیماردهی درسطح ۵ درصد نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵) و بیشترین مقدار پرولین موجود در بخش هوایی گیاه در غلظت۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم یافت شد. همچنین همانطور که در شکل ۹ مشاهده می‌شود، با افزایش غلظت کادمیوم در محیط کشت، مقدار پرولین موجود درریشه‌ها نیز روند رو به افزایشی را نشان داد و در تمام غلظت‌های ۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم، این مقدار نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵). بر اساس این نتایج، با افزایش غلظت کادمیوم موجود در محیط کشت، مقدار پرولین موجود در ریشه‌ها و بخش هوایی گیاه روند رو به افزایشی را نشان داد. میزان افزایش پرولین در مورد تیمار گیاه با بالاترین غلظت کادمیوم ۵۰ میلی‌گرم بر لیترمی‌باشد که منجر به افزایش تقریباً ۲ برابری پرولین در ریشه و به مقدار کمتری در بخش‌هوایی نسبت به گیاه شاهد گردید.

مقدار آتروپین بخش هوایی: اثر غلظت‌های مختلف کادمیوم بر میزان آتروپین موجود در گیاه داتوره در شرایط کشت گلدانی در شکل ۱۰ نشان داده شده است. بر اساس این

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]



شکل۱۰-اثرغلظت‌های مختلف کادمیوم محیط کشت بر مقدارآتروپین موجود درگیاه داتوره بعد از ۱۲ هفته تیماردهی. مقادیر حاصل از میانگین سه تکرار از هرتیمار ± خطای استاندارد می‌باشد. وجود حروف متفاوت بیانگر تفاوت معنی‌دار بین تیمارها براساس آزمون دانکن می‌باشد (P< ۰/۰۵).

نتایج، اثرغلظت‌های ۱، ۵، ۱۵ و ۵۰ میلی‌گرم بر لیتر کادمیوم بر میزان آتروپین موجود در گیاه، ۹۰ روز پس از تیماردهی در سطح۵ درصد نسبت به گیاه شاهد معنی‌دار بود (P< ۰/۰۵). همچنین همان طور که در شکل ۱۰ مشاهده می‌شود، با افزایش غلظت کادمیوم در محیط کشت، مقدار آتروپین موجود در گیاه نیز روند رو به افزایشی را نشان داد. به طوری که در غلظت ۵۰ میلی گرم بر لیتر کادمیم بیشترین مقدار آتروپین به مقدار ۲۳ میکروگرم برمیلی لیتر مشاهده شد.

بحث

وجود فلزات سنگین در محیط زیست گیاهان نوعی عامل تنش‌زا می‌باشد که باعث ایجاد تغییرات فیزیولوژیک شده و می‌تواند موجب کاهش توان رشد گیاه و در حالت شدیدتر باعث از بین رفتن گیاه شود (Sankaran and Ebbs, 2007). نتایج حاصل در گیاه داتوره نشان داد که با افزایش غلظت کادمیوم در محیط کشت، میزان فلز تجمع یافته در بخش‌های هوایی افزایش یافت. غلظت کادمیوم در بخش هوایی گیاه تا غلظت ۱۵ میلی گرم برلیتر درمحیط کشت در حدود ۲۲ میلی‌گرم برکیلوگرم بوده و به نظر می‌رسد با افزایش غلظت کادمیوم درمحیط کشت تا مقدار بسار سمی ۵۰ میلی‌گرم بر لیتر باعث گردیده تا مکانیسم‌های نقل وانتقال کادمیوم درگیاه از هم گسسته شده به طوری که به حدود ۶۰ میلی‌گرم برکیلوگرم در بخش هوایی افزایش یافته است. با افزایش مقدار کادمیوم در بخش هوایی سیستم‌های دفاع آنتی‌اکسیدانی واسمولیتی گیاه فعال شده و در جهت مقابله با سمیت کادمیوم افزایش می‌یابد.

با افزایش غلظت کادمیوم در محیط رشد گیاه، وزن خشک وطول گیاه در بخش هوایی و ریشه کاهش یافت. فلز کادمیوم با اختلال در فتوسنتز، تنفس و متابولیسم نیتروژن در گیاهان منجر به کاهش رشد می‌شود که به دنبال آن زیست توده نیز کاهش می‌یابد (Dong *et al.*, 2005). عناصرسنگین، به واسطه‌ی برهمکنش با گروه‌های سولفیدریل پروتئین‌ها سبب بسته شدن کانال‌های آبی و عدم نفوذ آب به درون بافت‌های گیاهی می‌شوند. همچنین با اثر سریع بر ارتباطات آبی سلول‌های گیاهی به علت کاهش سریع قابلیت هدایت آبی سلول‌ها سمیت خود را آشکار می‌کنند. کاهش وزن می‌تواند به دلیل افت محتوای آب گیاه و تأثیر آن بر فرایندهای فیزیولوژیکی رخ داده باشد (Barcelo *et al.*, 2004). مقدار رنگیزه‌های فتوسنتزی در گیاه داتوره تحت استرس کادمیوم، مورد بررسی قرار گرفت و مشاهده شد با افزایش غلظت فلز کادمیوم در محیط کشت، از مقدارکلروفیل a، b، کلروفیل کل و کاروتنوئید کاسته می‌شود. گیاهانی که در معرض کادمیوم قرار

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

می‌گیرند میزان فتوسنتز آنها کاهش پیدا می‌کند که ناشی از تخریب فرا ساختار کلروپلاست، جلوگیری از سنتز کلروفیل، پلاستوکوئینون، کاروتنوئید، ممانعت از انتقال الکترون و جلوگیری از فعالیت آنزیم‌های چرخه کالوین است. کادمیوم در جذب فلزات ضروری منیزیم و آهن اختلال ایجاد می‌کند که در نهایت مانع از سنتز کلروفیل می‌شود (Sandalio *et al.*, 2001). افزایش تخریب کلروفیل در گیاهان تیمار شده با کادمیوم ناشی از افزایش فعالیت کلروفیلاز می‌باشد. گزارش شده است که کلروفیل b بیشتر از کلروفیل a در تیمارکادمیوم تحت تأثیر قرار می‌گیرد (Drazkiewiez, 1994). کاهش مقدار کلروفیل طی تنش ناشی از فلزات سنگین، می‌تواند به دلیل تغییر متابولیسم نیتروژن، در رابطه با ساخت ترکیباتی نظیر پرولین باشد که در تنظیم اسمزی به کار می‌روند. افزایش تولید پرولین موجب می‌شود گلوتامات که پیش ماده مشترک ساخت کلروفیل و پرولین است کمتر در مسیر سنتز کلروفیل وارد شود (Parvaiz and Satyawati, 2008). گزارش شده است که میزان کلروفیل و کاروتنوئید برگ‌ها با افزایش غلظت کادمیوم در محیط رشد کاهش می‌یابد. کاهش میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی در گیاهان تحت تیمار کادمیوم نیز می‌تواند به دلیل آسیب‌های اکسیداتیو باشد. نتایج این تحقیق با نتایج Hami درسال ۲۰۱۰ در گیاه *Phaseolus vulgaris* همخوانی دارد.

آنتوسیانین‌ها، ازجمله فعال‌ترین ترکیبات فنلی هستند (He *et al.*, 2010). انواع تنش‌هایی که منجربه کاهش آب درون سلولی می‌شوند سبب تجمع آنتوسیانین‌ها در برگ‌ها می‌گردند (Xin and Browse, 2000). آنتوسیانین‌ها در جاروب کردن گونه‌های فعال اکسیژن، نقش دارند. آنها همچنین با توانایی باند شدن به فلزات مانع از تشکیل رادیکال‌های آزاد می‌گردند (Havsteen, 1983). آنتوسیانین‌ها همچنین از طریق القای آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند گلوتاتیون-s- ترانسفراز و سوپراکسید دسموتاز می‌توانند فعالیت آنتی‌اکسیدانی خود را اعمال کنند (Ross and Kasum, 2002). بنابراین افزایش مقدار آنتوسیانین‌های موجود در برگ‌های گیاه داتوره تحت استرس فلز کادمیوم در این تحقیق را می‌توان به فعالیت‌های فوق الذکر نسبت داد. نتایج این تحقیق، با نتایج Dai وهمکاران ۲۰۱۲ مطابقت دارد، آنها نشان دادند که در گیاه *Azolla imbricate* رشد یافته تحت سمیت فلز کادمیوم، آنتوسیانین‌ها ممکن است با فعالیت آنتی‌اکسیدانی در باند شدن به فلزات سنگین در کاهش استرس نقش داشته باشند.

بسیاری از شرایط تنش‌زای محیطی بر متابولیسم قندها و پخش مواد فتوسنتزی در گیاهان در حال رشد اثر می‌گذارند. افزایش مقدار قندهای احیاءکننده تحت شرایط تنش شوری، غرقابی، فلزات سنگین و سرما نیز ذکر شده است. گزارش شده است که کادمیوم سبب افزایش قندهای احیاءکننده در گیاه برنج *Oryza sativa* می‌شود (Verma and Dubey, 2001). قندها سبب تنظیم اسمزی و پایداری غشاها و پروتئین‌های موجود در سلول می‌شوند. این عمل می‌تواند از طریق تشکیل پیوندهای هیدروژنی بین گروه‌های کربوکسیل قندها و زنجیره‌های قطبی پروتئین‌ها و بالاخره پایدارسازی پروتئین‌ها صورت گیرد. برای مثال تجمع ساکارز موجب حفظ فسفولیپیدهای غشاء شده و از تغییرات ساختاری در پروتئین‌های محلول سلول نیز جلوگیری می‌کند (Parviz and Satyawati, 2008). افزایش در میزان کربوهیدارت‌های محلول نقش بسیار مهمی درکاهش پتانسیل‌اسمزی ودرنهایت ایجاد شیب مناسب بین گیاه و خاک نموده و سبب افزایش جذب آب می‌گردد، زیرا کربوهیدرات‌ها به عنوان تنظیم‌کننده اسمزی نقش بسیار مهمی بازی می‌کنند. افزایش قندهای محلول، در اغلب شرایط تنش زا به عنوان یک مکانیسم تحمل در برابر تنش است و در واقع باعث تنظیم پتانسیل آب سلول در بخش سیتوزول، برای مقابله با غلظت بالای یون‌های جذب شده و تجمع یافته در واکوئل، می‌گردد (Kameli and Losel, 1993).

وجود فلزات سنگین منجر به بهم ریختگی وضعیت اسموتیک در گیاهان می‌شود، گیاهان جهت مقابله با انواع تنش‌ها مکانیسم‌های مقاومتی متفاوتی را به کار می‌گیرند از جمله مکانیسم سازگاری گیاه در مقابله با فلزات سنگین تجمع پرولین در گیاه می‌باشد که دارای نقش‌هایی از جمله جاروبگر رادیکال‌های آزاد، محافظ آنزیم‌های سیتوپلاسمی و منبع

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

نیتروژن و کربن جهت از سرگیری رشد گیاه پس از تنش به شمار می‌رود. گزارش شده است که پرولین به عنوان یک حفاظت کننده‌ی اسمزی، تثبیت کننده‌ی پروتئین، کلات‌کننده‌ی فلز، ممانعت کننده‌ی پراکسیداسیون لیپید و برطرف کننده رادیکال آزاد فعالیت می‌کند. تجمع چشمگیر پرولین به علت افزایش سنتز وکاهش تجزیه آن تحت شرایط استرس‌های مختلف مانند شوری، خشکی و استرس فلزات سنگین درچندین گیاه ثابت شده است. نتایج این تحقیق با نتایج Saadatiوهمکاران (۲۰۱۲) درگیاه لوبیا همخوانی دارد. درآرابیدوپسیس نیز، افزایش غلظت پرولین در اثر افزایش غلظت کادمیوم گزارش گردیده است (Xu *et al.*, 2010). تنش کادمیوم منجربه سنتز پرولین از طریق متابولیسم اسیدآمینه می‌شود که در نهایت منجر به کاهش رشد گیاه می‌گردد (Dinakar, 2008). در مطالعه موجود تحت تنش کادمیوم تجمع پرولین در مقایسه با شاهد افزایش پیدا کرده است که این افزایش مطابق با یافته‌های Zhao (۲۰۱۱) می‌باشد.

افزایش میزان آتروپین در مورد تیمارگیاه با کادمیوم کلرید مشاهده شد. در کشت ریشه‌های موئین گیاه *Brugmansia candida* اثرانواع محرک‌های زیستی و غیرزیستی بر تولید هیوسیامین و اسکوپولامین مورد بررسی قرار گرفت. کادمیوم کلرید باعث افزایش میزان (۳ تا۲٤برابری) این آلکالوئیدها شد (Alvarez *et al.*, 2000). اگرچه متابولیت‌های ثانویه اساساً به وسیله فرایندهای ژنتیکی تولید می‌شوند، اما ازآن‌جایی که تجمع متابولیت‌های ثانویه در گیاهان، یک پاسخ رایج گیاهان به تنش‌های زیستی و غیرزیستی است بیوسنتز آنها شدیداً تحت تاثیر فاکتورهای محیطی قرار می‌گیرد (Smetanska, 2008). در واقع وجود تنش‌های غیرزیستی از جمله فلزات سنگین (کادمیوم) منجر به راه اندازی مکانیسم‌های دفاعی گیاه می‌گردد. آلکالوئیدها ازجمله متابولیت‌های ثانویه به شمار می‌روند که منجر به پایداری گیاه در برابرتنش‌های محیطی می‌شوند. با توجه به اهمیت افزایش متابولیت‌های گیاهی در برابرمقاومت گیاهان نسبت به تنش‌های محیطی، محققین به دنبال مشخص نمودن سازوکارهای مقاومتی گیاهان در برابر استرس فلزات سنگین می باشند. امروزه همچنین شناسایی گیاهان مقاوم به فلزات، اهمیت بسیار زیادی دارد، زیرا علاوه برجنبه‌های زیست‌شناسی و مطالعات اکولوژیکی، از این گیاهان می‌توان برای مطالعات اکولوژیکی، بررسی شرایط تکامل این گیاهان و بررسی ژن‌های موثردر مقاومت به فلزاستفاده کرد (Sheoran, 2006).

اساساً مکانیسم‌های سلولی و مولکولی که موجب افزایش بیوسنتز و تجمع الکالوئیدها می‌شود، هنوز به روشنی شناخته نشده است. بر اساس این یافته‌ها می‌توان اینگونه استنباط کرد که در فرایند مشاهده شده افزایش آلکالوئیدها بر اثر تیمار گیاه با فلزسنگین کادمیوم حداقل در دو فرایند نقش دارند: یکی تحریک بیوسنتز برخی از آلکالوئیدها به دلیل ایجاد شرایط استرس اکسیداتیو و دیگر تحریک انتقال آلکالوئیدهای ساخته شده به اندام‌ها و اندامک‌های سلولی محل ذخیره. به این ترتیب مهار فیدبک از مسیر بیوسنتز برداشته شده و موجب بیوسنتز بیشتر آلکالوئیدها می‌شود (Samanani *et al.*, 2005). به طور کلی از نتایج به دست آمده چنین استنباط می‌شود که تأثیر تنش ناشی از افزایش غلظت فلز کادمیوم بر فرایندهای فیزیولوژیک گیاه متفاوت می‌باشد. گیاه به منظور سازگاری و تحمل بیشتر در برابر غلظت‌های سمی کادمیوم مبادرت به تجمع آن در ریشه و محدود کردن انتقال آن به اندام‌های هوایی می‌کند. همچنین افزایش میزان قندهای محلول و احیاء و افزایش اسید آمینه‌ی پرولین در اندام‌های هوایی و به ویژه ریشه‌ها، و همچنین افزایش در میزان آنتوسیانین نشانگر نقش مهم اسمولیت‌ها در برابر سمیت این فلز است. کاهش میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی، آثار سمیت کادمیوم را آشکار می‌کند. افزایش میزان آتروپین موجود در گیاه تحت تنش کادمیوم در مقایسه با گیاه شاهد را می‌توان به نقش دفاعی و آنتی اکسیدانی این متابولیت ثانویه نسبت داد.

تشکر و قدر دانی

از معاونت پژوهشی دانشگاه اصفهان به دلیل حمایت مالی از این تحقیق صمیمانه سپاسگزاری می‌شود.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

منابع

Alvarez, S. P., Spollansky, T. C., Giulietti, A. M. and Spollansky, T. C. (2000) The influence of different biotic and abiotic elicitors on the production and profile of tropane alkaloids in hairy root cultures of *Brugmansia candida*. Enzyme and Microbial Technology 26: 252–258.

Arnon, D. I. (1949) Copper enzymes in isolated chloroplasts, Polyphenol oxidase in *Beta vulgaris*. Plant Physiolog 24: 391-369.

Ashtiania F and Sefidkon F. (2011) Tropane alkaloids of *Atropa belladonna* L. and *Atropa acuminate* Royle ex Miers plants. Journal of Medicinal Plants Research 5: 6515- 22.

Barcelo, J. and Poschenrieder, CH. (2004) Structural and ultrastructural changes in heavy metal exposed plants In: Heavy metal stress in plant (eds Prasad, M. N. V.) Pp223-248 3rd edn Spring, Berlin.

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

Chevallier, A. and Kindersley, D. (1996) The Encyclopedia of Medicinal Plants 3: 345-370.

Dai, L. P., Dong, X. J. and Ma, H. H. (2012) Antioxidative and chelating properties of anthocyanins in *Azolla imbricate* induced by Cadmium. Environmental Pollution 21: 837-844.

Dinakar, N., Nagajyothi, P.C., Suresh, S., Udaykiran, Y., Damodharam, T. **(**2008) Phytotoxicity of cadmium on protein, proline and antioxidant enzyme activities in growing *A*rachis *hypogaea* L. seedlings. Journal Environment Science 20: 199-206.

Dong, J., F. Wu and Zhang, G. (2005) Effect of cadmium on growth and photosynthesis of tomato seedlings. J. of Zhejiang University Science B 6: 974-980.

Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A. and Smith, F. (1956) Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Annals 3: 354-360.

Drazkiewiez, M. (1994) Chlorophyll-occurrence, functions, mechanism of action, effects of internal and external factor. Photosynthetica 30: 321-331.

Fusconi, A., Gallo, C. and Camusso, W. (2007) Effect of cadmium on root apical meristems of *Pinum sativaum* L.: Cell viability, cell proliferation and microtubule pattern as suitable makers for assessment of stress pollution. Mutation Research/ Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis 632: 9-19.

Hossain, M. A., Hasanuzzaman, M. and Fujita, M. (2010) Up- Regulation of Antioxidant and Glyoxalase Systems by Exogenous Glycinebetaine and Proline in *Mung bean* Confer Tolerance to Cadmium Stress, Physiology and Molecular Biology of Plants16: 259-272.

Hamid, N., Bukhari, N. and Jawaid, F. (2010) Physiological responses of *Phaseolus vulgaris* to different lead concentrations. Pakistan Journal of Biological Sciences 42: 239-246.

Havsteen, B. (1983) Flavonoids, a class of natural products of high pharmacological potency. Biochamical Pharmacology 32:1141-1148.

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

Jason, A. (1978). Chlorophyll and Carotenoid: Handbook of Physiological Method. Cambridge University Press, Cambridge, New York 2: 507-510.

Jamshidi M, Ahmadi HR, Rezazadeh Sh, Fathi F, Mazanderani, M. (2010) Study on phenolicd and antioxidant activity of some selected plants of Mazandaran province. Medicinal plant 9: 177-183.

Jeffries, T. W., Yang, V. W. and Davis, M. W. (1998) Comparative study of xylanase Kinetics using dinitrosalicylic, arsenomolibdate and ion chromatographic assays. Applied Biochemistry and Biotechnology 257: 70-72.

Kameli, A. and Losel, D. M. (1993) Carbohydrates and water stress in wheat plants under water stress. New Phytologist 125: 609-614.

Kennedy, D., and Wightman, E. l. (2011) Herbal Extracts and Phytochemicals: Plant Secondary Metabolites and the Enhancement of Human Brain Function. Advances in nutrition 2: 32-50.

Lee, S. and Leustek, T. (1999) The effect of cadmium on sulfate assimilation enzymes in *Brassica juncea*. Plant Science 141: 201-207.

Marschner, P. (2012) Mineral nutrition of higher plants. Third edition. Elsevier Ltd, London.

Mohtadi. A., Ghaderian, S. M. and Schat, H. (2012) A comparison of lead accumulation and tolerance among heavy metal hyperaccumulating and non-hyperaccumulating metallophytes. Plant and Soil 352: 267-276.

Pagter, M., Bragato, C. and Brix, H. (2005) Tolerance and physiological responses of phragmites australis to water deficit. Aquattic Botany 81: 285-299.

Parviz, A. and Satywati, S. (2008) Salt stress and phyto-biochemical responses of plants. Plant Soil and Environment 54: 89-99.

Ramakrishna, A. and Ravishanker, G. A. (2011) Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. Plant Signaling and Behavior 6: 1720-1731.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

Raoa SR, Ravishankar G. A. (2002) Plant cell cultures: Chemical factories of secondary metabolites. Biotechnology Advances 20: 101-153.

Reeves, R. D., Baker, A. J. M, Borhidi, A. and Berazain, R. (1999). Nickel hyperaccumulation in serpentin flora of Cubq, Annals of Botany 83: 29-38.

Ross, J. A. and Kasum, C. M. (2002) Dietary flavonoids: bioavailability, metabolic effects, and safety. Annual Review of Nutrition 22: 19-34.

Saadati, M., Motesharezadeh, B. and Moez-ardalan, M. (2012) Study of concentration change of proline and potassium for two varieties of *Pinto beans* under cadmium stress. International Research Journal of Applied and Basic Sciences 3: 344-352.

Samanani, N., Park, S. and Facchini, P. J. (2005) Cell type–specific localization of transcripts encoding nine consecutive enzymes involved in protoberberine alkaloid biosynthesis. The Plant Cell1 7: 915–926.

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

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

Sankaran, P .P. and Ebbs, S. D. (2007) Cadmium accumulation in deer tongue grass (*Panicum chandestineum*. L.) and potential for trophic transfer to microtine rodents. Enviromental Pollution 148: 580-589.

Sen, B.,& Saini, J. P. (1969) Modern methods in plant physiology, Minstoda Scientific Research 68:118.

Sheoran, A. and Sheoran, V.(2006) Heavy metal removal mechanism of acid mine drainage in wetlands: a critical review Minerals Engineering 19: 105-116.

Smetanska, I. (2008) Prouduction of secondary metabolites using plant cell cultures. Advance in Biochemistry and Engineering Biotechnology 111: 187-228.

Srivastava, R., khan, R., Nasim, S. A., Manzoor, N. and Mahmood, U. (2001) Cadmium treatment alters phytochemical and biochemical activity in *Glycine max* L. International Journal of Botany 7: 305-309.

Sun, J. Y. and Shen, Z. G. (2007). Effects of Cd stress on Pho- to synthetic characteristics and nutrient uptake of Cab-bages with different Cd-tolerance, Chinese Journal of Applied Ecology 18: 2605-2610.

Talanova ,V. V., Titov ,A. F., and Boeva ,N. P. (2000). Effect of increasing concentrations of lead and cadmium on cucumber seedlings, Biologia Plantarum 43: 441-444.

Verma, S. and Dubey, R. S. (2001) Effect of cadmium on soluble sugers and enzymes of their metabolism in rice. Biologia Plantrum 44: 117-123.

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

Xin, Z. and Browse, J. (2000) Cold comfort farm: the acclimation of plants to freezing temperatures. Plant, Cell and Environment 23: 893-902.

Xu, J., Yin, X. and Liu, X. (2010) Salt affects plant Cd-stress responses by modulating growth and Cd accumulation. Planta 231: 449-459.

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.

Zhao, J., Zhu, W., Hu, Q. and He, X. W. (2000) Improved indole alkaloid production in *Catharanthus roseus* suspension cultures by various chemicals. Biotechnology Letters 22: 1221-1226.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]

The effect of cadmium on Atropin content and the physiological parameters in *Datura stramonium* L.

Samira Nateghi , Seyed Majid Ghaderian*, Akbar Mostajeran

Department of Biology, Faculty of Sciences, Universtiy of Isfahan, Isfahan, Iran
(Received: 14/07/2018, Accepted: 24/08/2020)

Abstract

Application of non-bio-stimulants is one of solutions to quantitative and qualitative changes in secondary metabolites in medicinal plants. Cd in plant reduces photosynthesis and respiration, decreases the metabolism of carbohydrates, causes cholorosis and decreases growth. The aim of the present study was to investigate the effect of cadmium concentrations on photosynthetic pigments, anthocyanin, proline, total soluble sugars, reducing sugars and atropine production in *Datura stramonium* L. The plants were cultured in perlite containing pots. Then, plants were treated with different concentrations of Cd (0,1,5,15 and 50 mg/l) for 2 weeks to measure physiological parameters and for 12 weeks to determine the amount of atropine. With increasing Cd concentration in solution media, photosynthetic pigments significantly decreased. Also, the results indicated that the amount of anthocyanin, soluble and reduction carbohydrate and proline significantly were increased in most treatments up to 62/7%, 40/5%, 31/5%, 56/7%, respectively. Cadmium also increased the amount of atropine. The heavy metal cadmium as a non-biological stress led to increased plant defense mechanisms, including carbohydrate and proline and secondary metabolites of anthocyanin photosynthetic pigment and tropane alkaloids (atropine).

Keywords: Atropin, Prolin, *Datura stramonium* L., Photosynthetic pigment, Heavy metal

Corresponding author, Email: ghaderian_m@yahoo.com

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1399.9.36.4.7]