تأثیر همزیستی میکوریزایی بر رشد، برخی صفات فیزیولوژیکی و تجمع کادمیوم در گیاه سیاهدانه (*Nigella sativa* L.)

زهرا سادات شمشیرگران، فاطمه سعید نعمت پور* و اکبر صفی پور افشار
گروه زیست شناسی، واحد نیشابور، دانشگاه آزاد اسلامی، نیشابور، ایران
(تاریخ دریافت: ۱۳۹٤/۰٤/۰۷، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹٤/۰۱۰/۰۹)

چکیده:
تغییرات زیست‌محیطی ناشی از فعالیت‌های انسانی باعث آلودگی اکوسیستم‌های طبیعی و زمین‌های کشاورزی با فلزات سنگینی مثل کادمیوم شده است که از جمله مهم‌ترین آلاینده‌های زیست محیطی به شمار می‌رود. این آزمایش به منظور مطالعه تأثیر کادمیوم و همزیستی میکوریزایی بر پارامترهای رشدی و فیزیولوژیکی و همچنین میزان تجمع کادمیوم در گیاه سیاهدانه (*Nigella sativa* L.) انجام شد. آزمایش به صورت فاکتوریل و در قالب طرح کاملاً تصادفی با استفاده از ٤ غلظت فلز کادمیوم (صفر، ۲۵۰، ۷۵۰ و ۲۵۰۰ میکرومولار به صورت کلرید کادمیوم در حضور و غیاب قارچ میکوریزا گونه‌ی *Glomus intraradices* و با سه تکرار صورت گرفت. دانه‌رست‌ها در مرحله چهار برگی با کلریدکادمیوم، سه بار در هفته تیمار شدند و بعد از ٤۵ روز، برداشت گیاهان جهت سنجش پارامترهای مورفولوژیکی و فیزیولوژیکی صورت گرفت. نتایج نشان داد که کادمیوم باعث کاهش معنی‌دار شاخص‌های رشدی گردید در حالیکه با افزایش غلظت کادمیوم مقدار پرولین و قندهای محلول افزایش یافت. همزیستی میکوریزایی به‌طور معنی‌داری باعث افزایش شاخص‌های رشدی شد. در گیاهان میکوریزایی مقدار پرولین، قندهای محلول و میزان تجمع کادمیوم به‌طور معنی‌داری بیشتر از گیاهان غیرمیکوریزایی بود. نتایج نشان داد که میزان کادمیوم منتقل شده از ریشه به بخش هوایی در گیاهان همزیست شده با قارچ کمتر از گیاهان غیر همزیست است. بنابراین با وجود جذب بیشتر کادمیوم در گیاهان میکوریزایی میزان انتقال به بخش هوایی کاهش یافته است.

کلمات کلیدی: آلایندگی، تنش، گیاه پالایی، فلزات سنگین، میکوریز.

مقدمه:

آلودگی‌های زیست محیطی ناشی از فلزات سنگین از اواخر قرن ۱۹ و اوایل قرن ۲۰ رو به افزایش بوده است. فلزات سنگین مثل سرب، آرسنیک ، کادمیوم و جیوه، از طریق فعالیت های صنعتی و کشاورزی و فاضلاب‌های خانگی به خاک اضافه می‌شوند (Garg and chandel, 2010). میزان دسترسی به این فلزات بستگی به نوع گیاه و نیاز گیاه به آن‌ها بعنوان ریزمغذی و قابلیت گیاهان برای تنظیم کارآمد متابولیسم آن‌ها از طریق ترشح اسیدهای آلی یا پروتون‌ها به محیط ریشه دارد (Sheikh-Assadi *et al.*, 2015). در بین فلزات سنگین، کادمیوم یکی از سمی‌ترین عناصر برای موجودات زنده است که نقش زیستی ندارد. کادمیوم توسط فعالیت‌های طبیعی و انسانی مانند فوران آتشفشان‌ها، معدن‌کاری، ذوب‌کاری، عدم مدیریت صحیح زباله‌های صنعتی و استفاده از کودهای فسفره در خاک تجمع پیدا می‌کند (Grant, 2011) و اضافه شدن آن به زمین‌های زراعی مشکلات گسترده‌ای را به وجود آورده است (Mani *et al.*, 2015). کادمیوم که عنصرغیرضروری بوده، دوام بیولوژیکی بالایی دارد و سبب کلروز، کاهش رشد ریشه و ساقه

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

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

می‌شود (Rashid *et al.*, 2009). در گیاهان قرارگیری در معرض کادمیوم سبب علائم مسمومیت زیادی مثل مهار رشد، فعال‌سازی و مهار آنزیم‌ها، اختلال در روابط آب-گیاه، متابولیسم یون‌ها و تشکیل رادیکال‌های آزاد می‌شود (Valentoviova *et al.*, 2010). کادمیوم همچنین از طریق مهار بیوسنتز کلروفیل و کاهش فعالیت آنزیم‌های درگیر در تثبیت CO_2 باعث اختلال در متابولیسم کلروپلاست می‌شود (Ying *et al.*, 2010). دوام بلند مدت بیولوژیکی و باقی ماندن در خاک، سبب انباشته شدن این فلز در زنجیره غذایی و در نتیجه تأثیرات منفی بالقوه برای سلامتی انسان می‌گردد (Krpata *et al.*, 2009). بنابراین اتخاذ روشهای مناسب زیست محیطی برای کاهش فلز سنگین و یا حذف آن از خاک و آب ضروری است. استفاده از رابطه‌ی همزیستی با قارچ میکوریزا آربوسکولار برای رشد گیاه در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین و پالایش آن‌ها به عنوان یک راهکار مدیریتی پایدار و اقتصادی معرفی شده است (Shahabivand *et al.*, 2012). میکوریزا از دو کلمه (Myco) به معنی قارچ و (Rhiza) به معنی ریشه تشکیل شده است که نشان دهنده‌ی مشارکت در همزیستی بین قارچ و ریشه گیاه میزبان می‌باشد که یکی از شایع ترین روابط همزیستی در سراسر دنیاست و حدود ۸۰ درصد گیاهان شناخته‌شده داری این رابطه‌ی همزیستی می‌باشند (Aloui *et al.*, 2009). عملکردهای چندگانه‌ی قارچ میکوریزا شامل انحلال و چرخه‌ی مواد غذایی معدنی (Helgason and Fitter, 2009)، وساطت در واکنش گیاهان به تنش‌های زیست‌محیطی مختلف مثل تنش شوری، مسمومیت ناشی از فلزات سنگین، تنش خشکی و گرما، کاهش اسیدیته خاک و پاتوژن‌های گیاهی (Colpaert, 2008) و بعلاوه تعامل با سایر گروه‌های میکروبی خاک است (Finlay *et al.*, 2008). بسیاری از تحقیقات نشان دادند که تلقیح گیاهان با قارچ های میکوریزایی مقاومت بسیاری از گیاهان را نسبت به فلزات سنگین افزایش می‌دهد (Jiang *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2013; Zhong *et al.*, 2012). فلزات سنگین توسط هیف‌های قارچی جذب می‌شوند و می‌توانند به گیاه انتقال پیدا کنند. در برخی موارد گیاهان میکوریزایی افزایش جذب و انتقال ریشه به ساقه فلزات سنگین را نشان می‌دهند در حالیکه در برخی موارد دیگر میکوریزا به تثبیت فلزات سنگین در درون خاک کمک می‌کنند. نتیجه‌ی کلنیزاسیون میکوریزایی در خاک‌های آلوده بستگی به ترکیب قارچ- فلز سنگین- گیاه دارد و تحت تأثیر شرایط خاک قرار می‌گیرد (Hassan *et al.*, 2013; Ma *et al.*, 2014; Mani *et al.*, 2015). مطالعات زیادی در خصوص همزیستی میکوریزایی با گیاهان مختلف برای افزایش جذب مواد مغذی و همینطور فلزات سنگین بوسیله محققین مختلف صورت پذیرفته است. هر کدام از این عناصر ویژگی‌های فیزیکوشیمیایی مختلفی داشته و بنابراین رفتار آنها در محیط خاک متفاوت بوده است. از طرفی نوع قارچ همزیست شده و نوع گیاه میزبان به لحاظ فیزیولوژی گیاهی، سیستم ریشه‌ای و در نهایت پاسخ گیاه به این همزیستی متفاوت است (Sousa *et al.*, 2012; Zhong *et al.*, 2012). بنابراین نتیجه حاصل شده از این همزیستی می‌تواند متفاوت باشد. بطوریکه در مواردی پاسخ گیاه به این همزیستی باعث افزایش جذب ماده سمی در بخش هوایی و گاهی باعث افزایش جذب در ریشه و کاهش انتقال آلاینده از ریشه به بخش هوایی می‌شود (Hancock *et al.*, 2012).

سیاهدانه با نام علمی (*Nigella sativa* L.) گیاهی از خانواده‌ی آلاله‌ایها (Ranunculaceae) است و به عنوان یک گیاه دارویی دارای پشتوانه تاریخی و مذهبی قوی می‌باشد. خاستگاه این گیاه در جنوب اروپا و آسیای غربی بوده است و در ایران در مناطقی مثل اراک به صورت خودرو می‌روید و در اصفهان و خراسان نیز کشت می‌گردد(Majnoon hoseini, 1993) . بذرهای این گیاه با نام دانه سیاه (Black seed) شناخته می‌شوند. روغن تهیه شده از بذرهای سیاهدانه دارای خواص ضد ویروسی، ضد میکروبی و خواص ضد کرم، اثرات ضد حساسیتی، ادرار آور و ضدافزایش فشار خون، محرک تنفسی، محافظ کبد و افزایش ایمنی بدن است (Edris, 2011; Randhawa and Alghamdi, 2011).

تاکنون مطالعه‌ای در مورد اثر همزیستی قارچ میکوریز

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

آربوسکولار بر افزایش یا کاهش جذب کادمیوم در بخش هوایی یا ریشه گیاه سیاهدانه صورت نپذیرفته است. هدف از این مطالعه درک بهتر رابطه همزیستی قارچ *intraradices Glomus* و گیاه سیاهدانه در جذب و تجمع کادمیوم و تأثیر این همزیستی بر برخی پارامترهای رشدی و فیزیولوژیکی گیاه سیاهدانه است.

مواد و روش‌ها:

به منظور مطالعه تأثیر کادمیوم و همزیستی میکوریزایی بر پارامترهای رشدی و فیزیولوژیک و همچنین میزان تجمع کادمیوم در گیاه سیاهدانه (*Nigella sativa* L.) آزمایشی در قالب طرح کاملا تصادفی به صورت فاکتوریل با سه تکرار در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه آزاد اسلامی واحد نیشابور در تابستان ۱۳۹۳ انجام شد. فلز کادمیوم در چهار غلظت (صفر، ۲۵۰، ۷۵۰ و ۲۵۰۰ میکرومولار به صورت کلرید کادمیوم در حضور و غیاب قارچ میکوریزا گونه‌ی *Glomus intraradices* مورد استفاده قرار گرفت. بذر سیاهدانه از شرکت پاکان بذر اصفهان تهیه شد و در گلدان‌های میکوریزایی با دو سوم بستر ماسه اتوکلاو شده، یک سوم خاک (۲۵۰ گرم) حاوی اسپورهای قارچ میکوریزایی *Glomus intraradices* و در گلدان‌های غیرمیکوریزایی با دو سوم بستر ماسه، یک سوم خاک اتوکلاو شده، در عمق یک سانتی متری سطح خاک کاشته شد. گیاهان به مدت دو هفته با آب مقطر آبیاری شدند. پس از جوانه زنی محلول غذایی هوگلند به صورت یک روز در میان به مدت یک هفته استفاده شد. پس از اینکه گیاه به مرحله‌ی چهار برگی رسید تیمارهای کادمیوم (در هر گلدان به مقدار۵۰ میلی‌لیتر) همراه با محلول غذایی و سه بار در هفته اعمال شد. بعد از مدت ٤٥ روز گیاهان برداشت شدند و به منظور سنجش طول اندام هوایی و ریشه، وزن تر اندام هوایی و ریشه، میزان پرولین، قند و هچنین میزان تجمع کادمیوم به آزمایشگاه منتقل شدند.

اندازه گیری طول اندام هوایی و ریشه: به منظور تعیین طول اندام هوایی و ریشه، ریشه‌ها و بخش هوایی ٦ گیاه از هر گلدان از یکدیگر جدا شده و طول آن‌ها با خط‌کش اندازه‌گیری شد و میانگین آن به عنوان طول اندام هوایی و ریشه ثبت گردید و بر حسب سانتی‌متر گزارش شد.

اندازه گیری وزن تر اندام هوایی و ریشه: به منظور تعیین وزن‌تر، نمونه‌ها پس از شستشوی کامل و خشک شدن به کمک کاغذ آبگیری، با ترازو توزین شدند و بر حسب گرم در گیاه گزارش شد.

اندازه گیری مقدار پرولین: به منظور سنجش میزان پرولین، از روش Bates و همکاران (۱۹۷۳) استفاده شد. برای این منظور ۰/۲ گرم از بافت برگ در ٤ میلی‌لیتر محلول اسید سولفوسالیسیلیک آبدار(۳٪) ساییده و محلول با کاغذ صافی واتمن نمره ۲ صاف شد. مقدار ۲ میلی‌لیتر از عصاره صاف شده، با ۲ میلی لیتر محلول معرف ناین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک مخلوط و به مدت یک ساعت در بن‌ماری با دمای۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. نمونه‌ها براساس محتوای پرولین به رنگ زرد تا قرمز تغییر رنگ دادند. سپس به محتوای داخل لوله٤ میلی‌لیتر تولوئن اضافه کرده و به مدت ۳۰ ثانیه تکان داده شد. پس از ۲۰ دقیقه، جذب نوری محلول فوقانی در طول موج ۵۲۰ نانومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد، غلظت پرولین در محلول محاسبه شد (برای تهیه منحنی استاندارد از پرولین خالص(L- پرولین) استفاده شد). در نهایت مقدار پرولین بر حسب میکرومول در گرم وزن تر نمونه گیاهی مطابق رابطه ۱ محاسبه شد.

رابطه ۱:

$$\text{میکرومول پرولین در گرم وزن تر} = \frac{\frac{\mu g\ prolin}{ml} \times \frac{ml\ toluene}{115.5\ (\mu g/\ \mu mol)}}{gr\ sample/5}$$

سنجش مقدار قندهای محلول: برای سنجش قند از روش Somogyi(۱۹۵۲) استفاده شد. برای تهیه عصاره گیاهی ۰/۰۱ گرم بافت تازه با ۱۵ میلی‌لیتر آب مقطر در هاون چینی ساییده شد، محلول حاصل پس از حرارت صاف و برای سنجش قندهای محلول استفاده شد. با استفاده از اسپکتروفوتومتر، جذب در طول موج ٦۰۰ نانومتر تعیین شد و با استفاده از منحنی استاندارد غلظت قند محلول بر حسب میکروگرم در گرم وزن تر محاسبه گردید.

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

سنجش غلظت یون کادمیوم در گیاه سیاهدانه: جهت اندازه‌گیری مقدار کادمیوم در گیاه از دستگاه جذب اتمی با لامپ پیوسته مدل AAS-240 ساخت شرکت Agilent Technologies استفاده شد. بدین منظور ریشه‌ها و اندام‌های هوایی به مدت ٤٨ ساعت در آون با دمای ۷۰°C قرار داده شدند. سپس نمونه‌ها در هاون چینی کوبیده و آسیاب گردید تا بهتر در اسید حل شود. از اندام هوایی ۰/۵گرم و از ریشه‌ها ۰/۲ گرم برداشته شد و سپس مقدار ۲۰ میلی‌لیتر اسیدنیتریک ٤ نرمال به آن‌ها اضافه شد و به مدت ۲ ساعت در حمام آب گرم (٦۰ ^{o}C) قرار داده شد. پس از ۲ ساعت نمونه‌ها با استفاده از قیف شیشه‌ای و کاغذ صافی واتمن ٢٤ صاف شده و حجم نهایی توسط آب مقطر به ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد (Allen *et al.*, 1993). در نهایت غلظت کادمیوم در اندام هوایی و ریشه بر حسب میکروگرم در گرم وزن خشک گیاه ثبت گردید. برای رسم منحنی کالیبراسیون برای فلز کادمیوم، ۱۰ استاندارد با غلظت‌های ۰/۱۰ ,۰/۲۵ , ۰/۵ ,۱ ,۲ ,۲/۵ , ۵ , ۷/۵ , ۱۰و ۱۲ میلی گرم در لیتر در نظر گرفته شد.

فاکتور انتقال (Transduction factor): جهت ارزیابی گیاهان به عنوان گیاه جذبی، فاکتور انتقال محاسبه شد. فاکتور انتقال نشان دهنده‌ی توانایی گیاه برای حرکت و جابجایی فلزات از ریشه به اندام هوایی می باشد و از رابطه ۲ به دست می آید:

رابطه ۲:

غلظت فلز در ریشه/غلظت فلز در اندام هوایی = فاکتور انتقال

فاکتور تجمع زیستی (Bioconcentration factor): فاکتور تجمع زیستی برای محاسبه‌ی میزان تجمع فلزات سمی در گیاهان به واسطه‌ی مقایسه غلظت در محیط کشت خارجی (مثل خاک یا محیط هوگلند) استفاده می‌شود (رابطه ۳):

$$\text{فاکتور تجمع زیستی} = \frac{\text{غلظت فلز در اندام هوایی}}{\text{غلظت فلز در محلول هوگلند}}$$

که در اینجا، غلظت فلزات سنگین در بخش‌های هوایی گیاه (ساقه) بر حسب میلی‌گرم بر کیلوگرم و در محلول غذایی‌هوگلند بر حسب میلی‌گرم بر کیلوگرم می‌باشد.

تجزیه و تحلیل آماری داده‌های جمع‌آوری شده‌ی این پژوهش با استفاده از نرم‌افزارهای SAS 9.1 و STATISTIX8 انجام شد. مقایسه میانگین‌ها به روش آزمون LSD درسطح ۵٪ صورت گرفت و برای بررسی معنی‌داری اثر متغیرها از روش آماری تحلیل واریانس (ANOVA, Analysis of Variance) استفاده شد. رسم نمودارها توسط Excel انجام شد.

نتایج:

شاخص‌های رشدی و فیزیولوژیکی: در این پژوهش اثرات ساده کادمیوم و میکوریزا بر طول ریشه، طول اندام هوایی، وزن تر ریشه، وزن تر اندام هوایی معنی دار بود و اثرات متقابل این دو فاکتور بر صفات طول ریشه و طول اندام هوایی معنی دار نبوده اما بر صفات وزن تر ریشه و وزن تر اندام هوایی در سطح احتمال ۱ درصد معنی دار بود (جدول۱).

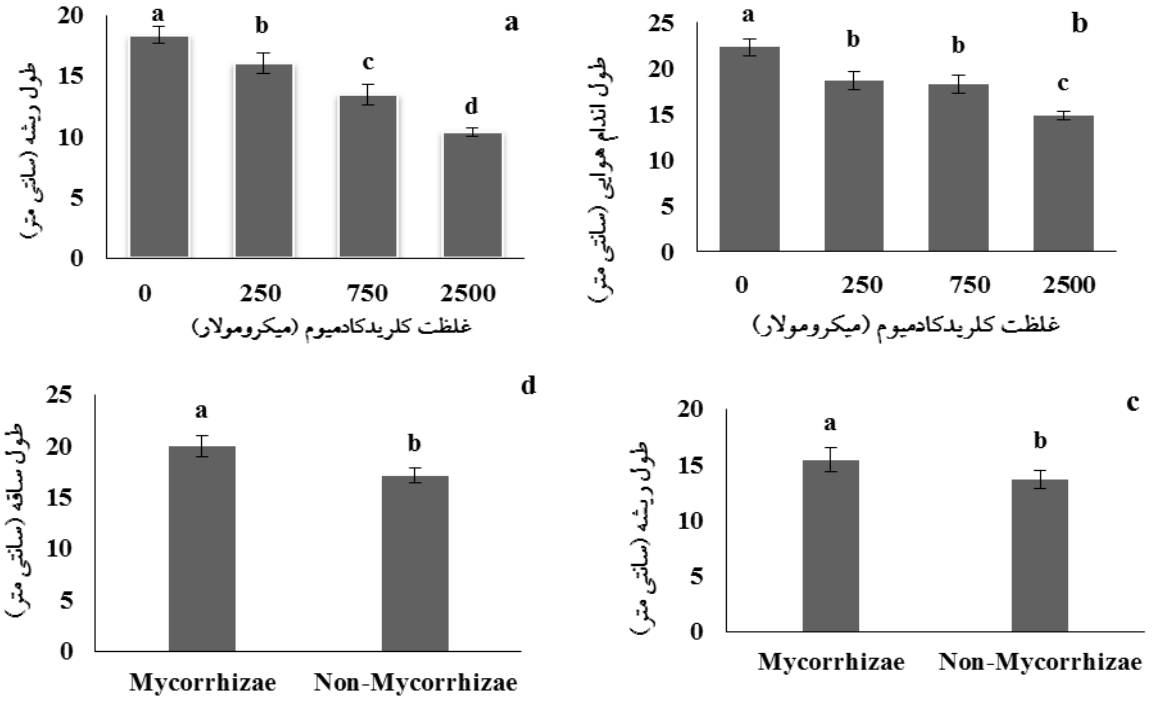
نتایج بیانگر آن است که با افزایش غلظت کلرید کادمیوم، طول ریشه و طول اندام هوایی به‌طور معنی‌داری کاهش می‌یابند (شکل ۱ a و b) و طول این دو اندام در گیاهان میکوریزایی به طور معنی داری (P≤ ۰/۰۱) بیشتر از گیاهان غیرمیکوریزایی است (شکل۱ c و d).

مقایسه میانگین‌ها نشان دهنده آن است که با افزایش غلظت کلرید کادمیوم چه در گیاهان همزیست و چه در گیاهان غیر همزیست وزن تر ریشه و ساقه کاهش می‌یابد اما در هر غلظت کلرید کادمیوم گیاهان همزیست به طور معنی‌داری وزن تر بیشتری دارند (شکل۲ a و b).

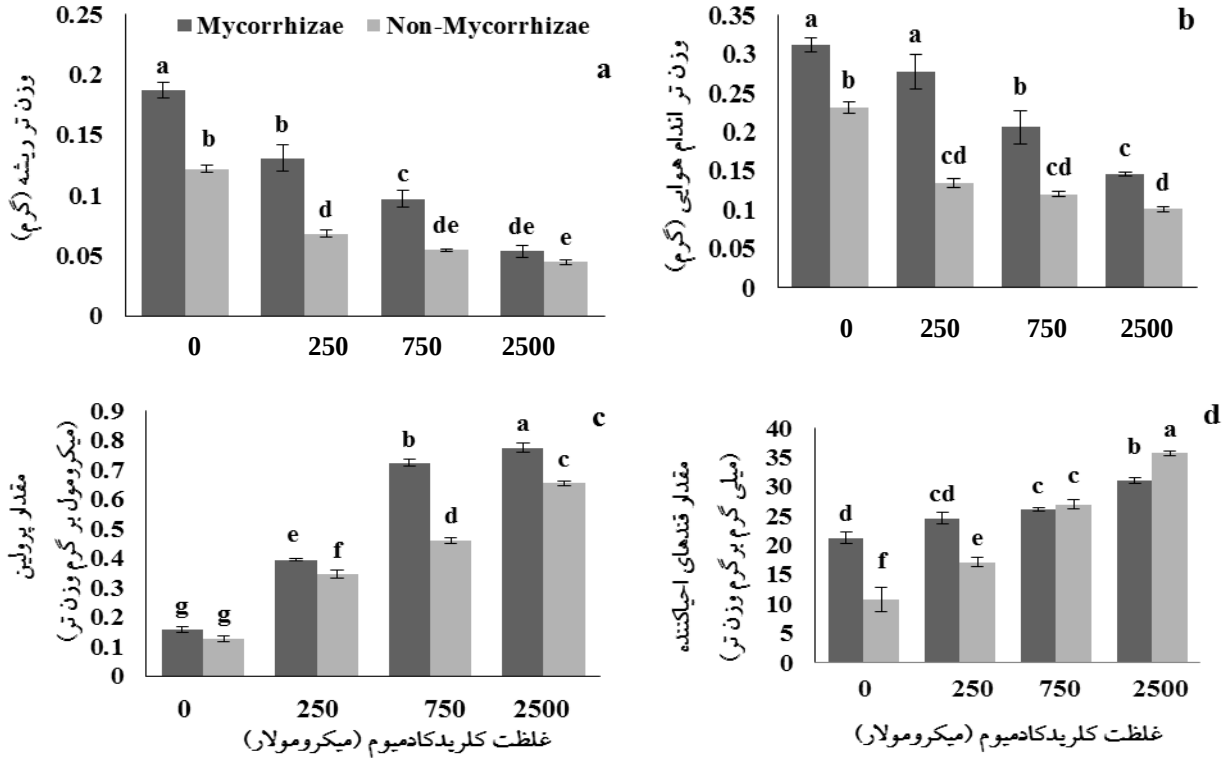
آنالیز آماری داده‌ها حاکی از معنی‌داری اثرات ساده و متقابل کادمیوم و میکوریز بر مقدار پرولین و قند بود ($P\leq$ ۰/۰۱) (جدول۱). در گیاهان میکوریزایی و غیرمیکوریزایی، افزایش مقدار پرولین و قند با افزایش غلظت کلریدکادمیوم مشاهده شد. در تمام سطوح کلرید کادمیوم گیاهان واجد همزیستی میکوریزایی مقدار پرولین بیشتری نسبت به شاهد داشتند (شکل۲ c). در غلظت صفر و ۲۵۰ میکرومولار کلرید کادمیوم گیاهان دارای همزیستی مقدار قند بیشتری داشتند در صورتیکه در دو غلظت بالاتر در گیاهان غیر همزیست مقدار قند بیشتری مشاهده گردید، اگرچه این تفاوت در غلظت ۷۵۰ میکرومولار

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]



شکل ۱- اثرات کلرید کادمیوم و میکوریزا بر طول ریشه (a و c) و طول ساقه (b و d) گیاه سیاه‌دانه (میانگین ها حاصل ۳ تکرار و حروف غیر مشترک نشانه اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد بر اساس آزمون LSD است. بارها نشان دهنده خطای استاندارد می‌باشند).



شکل۲- اثر متقابل کلرید کادمیوم و همزیستی میکوریزایی بر وزن تر ریشه (a)، وزن تر اندام هوایی (b)، مقدار پرولین (c) و مقدار قندهای محلول (d) گیاه سیاه‌دانه (میانگین‌ها حاصل ۳ تکرار و حروف غیر مشترک نشانه اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد بر اساس آزمون LSD است. بارها نشان دهنده خطای استاندارد می‌باشند)

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

جدول۱- تجزیه واریانس شاخص‌های رشدی، پرولین و قندهای محلول

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات					
		طول ریشه	طول اندام هوایی	وزن تر ریشه	وزن تر اندام هوایی	پرولین	قند
کادمیوم	۳	۲۰۸/۸۸۵**	۱۶۹/۳۶٤**	۰/۰۳۵۹۹**	۰/۰۷۲٦**	۰/۰٤۲۸**	۱۰۱۳/٤۵۹**
میکوریزا	۱	۱۹/۲٦۰**	٤٦/۷٦۰**	۰/۰۱۲۰**	۰/۰٤٦٦**	۰/۰۰۹۷**	۵۸/٦۸۷**
کادمیوم*میکوریزا	۳	۸/۳۰۲^{ns}	۱۱/۲۸۱^{ns}	۰/۰۰۳۰٦**	۰/۰۰۷٤۰**	۰/۰۰٦٦**	۲۲٤/٦۵۳**
خطا	۱٦	۳۱/۸۳۳	۳۵/۲۰۸	۰/۰۰۱۷	۰/۰۰۷۰	۰/۰۰۲٦	٤٦/۲۸٤
ضریب تغییرات		۹/٦۹	۸/۰۱	۱۱/۱۱	۱۰/۹۵	٤/۲٦	۷/۰۲

*** ،** و ns به ترتیب، معنی‌دار در سطح احتمال ۱ درصد، ۵ درصد و غیر معنی‌دار.**

جدول۲- تجزیه واریانس تجمع کادمیوم در اندام هوایی، ریشه، فاکتور انتقال و فاکتور تجمع زیستی

منابع تغییر	درجه آزادی	میانگین مربعات				
		کادمیوم در ساقه	کادمیوم در ریشه	فاکتور انتقال	فاکتور تجمع زیستی	
کادمیوم	۳	۰/٦٦٤۵**	۸۵/۸٦۹۷**	۰/۰۲۳٤**	۲/٦۵۸۵**	
میکوریزا	۱	۰/۰۰۱٦**	۱/٤۰۰۲**	۰/۰۰۰۲**	۰/۰٤۵۹**	
کادمیوم*میکوریزا	۳	۰/۰۰۱۵**	۱/٤٦۷۵**	۰/۰۰۰٦**	۰/۰۵۹۷**	
خطا	۱٦	۰/۰۰۰٤	۰/۱۵۲۷	۰/۰۰۰۸	۰/۰۰۷۳	
ضریب تغییرات		۳/۸۷	۵/۵۳	۵/۱۲	٤/۳۰	

*** ،** و ns به ترتیب، معنی دار در سطح احتمال ۱ درصد، ۵ درصد و غیر معنی‌دار.**

کلرید کادمیوم معنی‌دار نبود (شکل۲ d).

میزان جذب و تجمع کادمیوم: آنالیز واریانس داده‌ها نشان دهنده آن است که اثرات ساده و متقابل هر دو فاکتور بر غلظت کادمیوم ریشه و ساقه و همچنین بر فاکتورهای انتقال و تجمع زیستی در سطح احتمال ۱ درصد معنی دار است (جدول ۲).

مقایسه میانگین‌ها نشان دهنده آن است که با افزایش غلظت کلرید کادمیوم در محلول غذایی، میزان تجمع کادمیوم در ریشه و بخش هوایی گیاهان میکوریزایی و غیرمیکوریزایی افزایش یافته است و غلظت کادمیوم در گیاهان واجد همزیستی به‌طور معنی‌داری بیشتر از گیاهان غیر همزیست است (شکل۳ a و b).

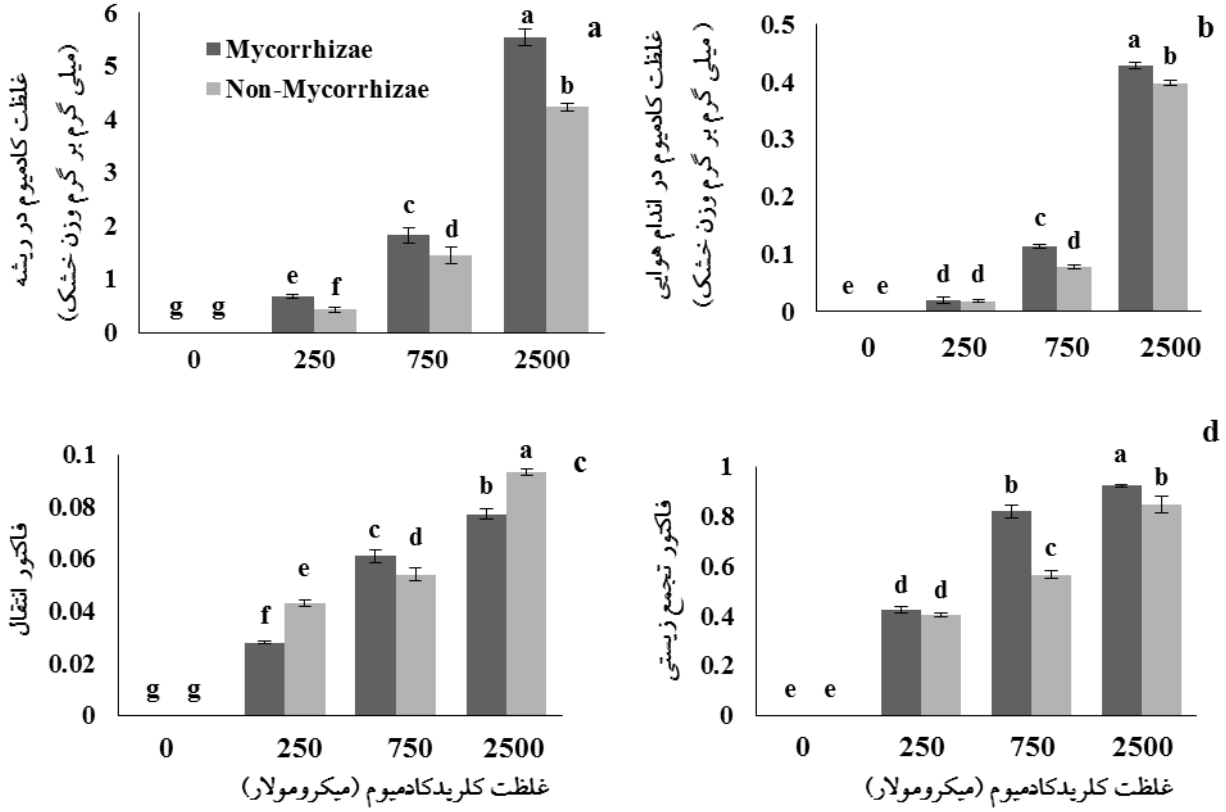
نتایج حاصل از این پژوهش نشان می‌دهد که مقدار فاکتور انتقال و فاکتور تجمع زیستی با افزایش غلظت کلرید کادمیوم افزایش می‌یابد و میزان انتقال کادمیوم از ریشه به اندام هوایی در گیاهان فاقد همزیستی میکوریزایی در سطوح ۲۵۰ و ۲۵۰۰ میکرومولار کادمیم به‌طور معنی‌داری بیشتر است. اما در مورد فاکتور تجمع زیستی بر عکس بوده و گیاهان همزیست تجمع زیستی بیشتری در سطوح ۷۵۰ و ۲۵۰۰ میکرومولار کادمیم نشان می‌دهند (شکل۳ c و d).

بحث:

بر اساس نتایج به دست‌آمده از بررسی اثر کلریدکادمیوم بر شاخص‌های رشدی گیاه سیاهدانه مشخص شد که با افزایش غلظت کادمیوم طول اندام هوایی و ریشه و وزن تر اندام هوایی

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]



شکل ۳- اثر متقابل کلرید کادمیوم و همزیستی میکوریزایی بر میزان تجمع کادمیوم در ریشه (a)، میزان تجمع کادمیوم در اندام هوایی (b)، فاکتور انتقال (c) و فاکتور تجمع زیستی (d) گیاه سیاه‌دانه (میانگین ها حاصل ۳ تکرار و حروف غیر مشترک نشانه اختلاف معنی‌دار در سطح پنج درصد بر اساس آزمون LSD است. بارها نشاندهنده خطای استاندارد می‌باشند)

و ریشه کاهش پیدا می‌کند. مهار رشد گیاهان توسط فلزات سنگین ممکن است به علت تأثیر فلزات سنگین بر چرخه تقسیم سلولی باشد که سبب افزایش زمان چرخه سلولی و کاهش شاخص میتوزی می‌شوند (Radha *et al*., 2010). نشان داده شده است که کادمیوم پتانسیل غشا و فعالیت پمپ پروتونی را تحت تأثیر قرار می‌دهد که می‌تواند از طریق کاهش جذب آب و املاح معدنی رشد گیاه را مهار کند (Karcz and Kurtyka, 2007). کادمیوم همچنین به صورت مستقیم و غیر مستقیم فرآیندهای فیزیولوژیکی مثل تنفس، فتوسنتز، طویل‌شدگی سلول و متابولیسم نیتروژن را مهار می‌کند که سبب کاهش رشد و بیومس می‌شود (Krpata *et al*., 2009).

افزایش غلظت کادمیوم باعث کاهش وزن‌تر یونجه (Drazic *et al*., 2006) و ذرت (Ekmekci *et al*., 2008) و همچنین کاهش مشخصی در وزن‌تر ساقه و ریشه گیاهانی مانند *Brassica Juncea* (Mohamed *et al*., 2012)، گندم (Milone *et al*., 2003) و سیاه دانه (توکلی حسنکلو و همکاران، ۱۳۹٤) در غلظت‌های پایین کادمیوم شده است. نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد که همزیستی میکوریزایی سبب بهبود شاخص‌های رشدی گیاه سیاهدانه نسبت به گیاهان غیرمیکوریزایی شده است. قارچ‌های میکوریزا قادرند با استفاده از گسترش میسیلیوم‌های خارج ریشه‌ای و تغییر مورفولوژی ریشه گیاهان، سطح جذب ریشه و انتقال مواد غذایی به ریشه را افزایش دهند (James *et al*., 2008).

همچنین تولید و ترشح آنزیم فسفاتاز توسط هیف‌های میکوریزا باعث می‌شود که فسفات غیرمحلول و تثبیت شده در خاک به فرم محلول درآمده و برای ریشه قابل جذب گردد (Gonzalez-Chavez *et al*., 2009). همزیستی قارچ میکوریزا با ریشه از طریق جذب آب و عناصر غذایی، سبب افزایش

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-21]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

فتوسنتز شده و این امر موجب تولید فرآورده بیشتر و بهبود رشد می‌گردد (Khalvati *et al.*, 2005). قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار می‌توانند سنتز هورمون‌های رشد مثل ایندول بوتیریک اسید (IBA) و یا آبسیزیک اسید (ABA) را در گیاه کنترل نمایند. همچنین هیف این قارچ‌ها قادر به تولید این مواد می‌باشند. بنابراین قارچ‌های میکوریزایی می‌توانند از طریق افزایش مقدار آبسیزیک اسید در گیاه میزبان، هدایت روزنه‌ای آن را تحت تأثیر قرار دهند و از هدر رفت آب گیاه از طریق بسته شدن روزنه‌ها جلوگیری کنند و در نهایت به رشد بهتر گیاه کمک نمایند (Shahabivand *et al.*, 2012). در مطالعه‌ای Haneef و همکاران (۲۰۱۳) نشان دادند که در شرایط تنش کادمیوم، گیاهان تلقیح شده با قارچ میکوریزا و ازتوباکتر (به تنهایی یا در ترکیب) رشد بهتری دارند.

در این آزمایش همراه با افزایش غلظت کادمیوم مقدار پرولین به صورت معنی‌داری در گیاهان میکوریزایی نسبت به گیاهان غیرمیکوریزایی افزایش یافت. در خصوص بالا بودن میزان پرولین در گیاهان میکوریزایی Rodriguez و همکاران (۲۰۰٤) پیشنهاد کردند که قارچ‌های میکوریزا به گیاهان همزیست اجازه می‌دهند که تنش را خیلی سریع‌تر از گیاهان غیرهمزیست دریافت کنند که در نتیجه‌ی فعال‌سازی سریع واکنش‌های بیوشیمیایی گیاهان همزیست باعث کاهش اثر شدید تنش می‌شوند. علیلو و صدقیانی (۱۳۹۱) در بررسی اثر کادمیوم بر گیاه بنگدانه نشان دادند که در گیاهان شاهد و گیاهان تلقیح شده با باکتری محرک رشد و قارچ میکوریزا آربوسکولار همراه با افزایش غلظت کادمیوم مقدار پرولین به صورت معنی‌داری افزایش یافت.

نتایج حاصل از این مطالعه نشان داد که گیاهان سیاهدانه واجد همزیستی میکوریزایی نسبت به گیاهان فاقد همزیستی مقدار قند بیشتری دارند. در همزیستی میکوریزایی، قارچ مواد کربوهیدارتی را عمدتاً به شکل ساکارز از گیاه دریافت می‌کند و عناصر غذایی (عمدتاً فسفر) را در اختیار گیاه قرار می‌دهد. فسفر نقش مهمی در شکستن کربوهیدرات‌ها و سنتز پلی‌ساکاریدها ایفا می‌کند به ویژه در سنتز نشاسته از گلوکز بسیار مؤثر می‌باشد. دلیل دیگر برای تأثیر این قارچ‌ها در افزایش محتوای قند، افزایش سطح هورمون‌های گیاهی مانند سیتوکینین و ژیبرلین در گیاهان تلقیحی می‌باشد. افزایش در میزان این هورمون‌ها بویژه سیتوکینین می‌تواند با انتقال یون‌های موثر در باز شدن روزنه‌ها و تنظیم سطح کلروفیل، موجب افزایش سرعت فتوسنتز و در نهایت افزایش محتوای کربوهیدرات‌ها در گیاه شود (Selvaraj and Chelleppan, 2006). در مطالعه‌ای Demir (۲۰۰٤) نشان داد که میزان قندهای فروکتوز، β-گلوکز، آلفا گلوکز، ساکاروز و همچنین محتوای قند کل در گیاهان فلفل همزیست با قارچ *G. intraradices* به صورت معنی‌داری بالاتر از گیاهان شاهد غیرمیکوریزایی بود.

در این مطالعه مشخص شد که گیاهان میکوریزایی مقدار بیشتری از کادمیوم را نسبت به گیاهان غیرمیکوریزایی در ریشه و اندام هوایی خود تجمع می‌دهند. عوامل متعددی می‌تواند عملکرد قارچ میکوریزا آربوسکولار را در جذب فلزات سنگین توسط گیاهان تحت تأثیر قرار دهد که از این جمله می‌توان به نوع فلز سنگین و مقدار آن، ویژگی‌های فیزیوشیمیایی بستر کشت، رابطه‌ی بین قارچ و گیاه، مرحله‌ی رشد و نموی گیاه، گونه‌ی گیاهی و گونه‌ی قارچ موجود در بستر کشت اشاره کرد (Sousa *et al.*, 2012). در آزمایشی توسط Andrade و همکاران (۲۰۰۵) نشان داده شد که میزان جذب کادمیوم در گیاهان میکوریزایی لوبیا ۲۰ برابر گیاهان غیرمیکوریزایی بوده است. غلظت‌های بالای فلزات سنگین در گیاهان میکوریزایی می‌تواند اینگونه توضیح داده شود که نفوذ قارچ میکوریزا باعث افزایش جذب فلزات توسط گیاهان با مکانیسم‌هایی مانند گسترش سطح جذب، حجم خاک قابل دسترس و گسترش هیف به صورت کارآمد می‌شود (Yu *et al.*, 2004). به علاوه اگرچه غلظت فلزات سنگین در گیاهان میکوریزایی بیشتر از گیاهان غیر میکوریزایی بوده است، برخی از علائم مسمومیت تنها در گیاهان غیر میکوریزایی مشاهده شده است. این نتایج مشخص می‌کند که همزیستی میکوریزایی باعث محافظت در برابر مسمومیت ناشی از فلزات سنگین در گیاهان می‌شود. بنابراین قارچ میکوریزا می‌تواند به عنوان یک کود

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

زیستی یا محافظ زیستی عمل کند (Aloui *et al.*, 2012).

مکانیسم‌های مقاومتی گیاهان به کادمیوم شامل دو استراتژی ممانعت از جذب و یا تجمع فلز در اندام گیاه است (Zhou and Song, 2004). به طوریکه در استراتژی تجمع (TF> ۱) گیاه مقادیر بالاتری از کادمیوم را به اندام هوایی منتقل می‌کند و تنها مقادیر ناچیزی در ریشه ذخیره می‌شود و در استراتژی ممانعت از جذب (TF< ۱) مقادیر بالاتری از فلز در ریشه ذخیره می‌شود (Sun *et al.*, 2009). نتایج حاصل از این آزمایش نشان داد که (TF< ۱) سیاهدانه می‌تواند یک تثبیت‌کننده کادمیوم باشد. با توجه به نتایج بدست آمده از انجام این آزمایش مشخص شد که فاکتور انتقال در گیاهان غیرمیکوریزایی به صورت معنی‌داری بیشتر از گیاهان میکوریزایی بوده است. ریشه‌های گیاهان میکوریزایی ممکن است به عنوان یک سد در برابر انتقال فلزات سنگین عمل کنند و انتقال آن‌ها را به ساقه کاهش دهند که سبب تجمع بیشتر فلزات سنگین در ریشه نسبت به ساقه خواهد شد (Andrade *et al.*, 2008). در مطالعه‌ای Chen و همکاران (۲۰۰۵) نشان دادند که گیاهان *Medicago truncatula* تلقیح شده با قارچ *G. intraradices* غلظت بیشتری از اورانیوم را در ریشه نسبت به اندام هوایی دارند که نشان می‌دهد قارچ میکوریزا پتانسیل کاهش انتقال اورانیوم از ریشه به ساقه را دارد.

فاکتور تجمع زیستی نشان دهنده‌ی غلظت آلاینده‌ها در گیاهان در مقایسه با غلظت‌های زیست محیطی است (Wang *et al.*, 2013). اگر BCF>۱ باشد گیاه ابزاری سودمند در جهت Phytoextraction و اگر BCF<۱ باشد گیاه در استراتژی Phytostabilization سودمند خواهد بود. نتایج این آزمایش نشان می‌دهد که سیاهدانه با BCF<۱ گیاهی مناسب جهت Phytostabilization می‌باشد (De Andrade *et al.*, 2008). بر اساس مطالعه صورت گرفته مشخص شد مقدار فاکتور تجمع زیستی به‌طور معنی‌داری در گیاهان میکوریزایی بیشتر از گیاهان غیرمیکوریزایی بوده است. به نظر می‌رسد که همزیستی میکوریزایی امکان کسب تغذیه و رشد بهتری را برای گیاه میزبان مهیا ساخته و به تناسب آن فضای بیشتری را نیز برای تجمع فلز کادمیوم فراهم ساخته است.

به طور کلی به نظر می‌رسد که همزیستی سیاهدانه با قارچ *G. intraradices* با تجمع بیشتر کادمیوم در ریشه نسبت به اندام هوایی و افزایش ترکیباتی مانند پرولین و قندهای احیا کننده، تا حدی به رشد بهتر گیاه در شرایط تنش کادمیوم کمک کرده است.

منابع:

توکلی حسنکلو، ح.، عبادی، ع.، توکلی حسنکلو، ن. و پرمون، ق. (۱۳۹٤) تاثیر پیش‌تیمار با گلایسین بتائین بر کاهش اثرتنش کادمیوم در مرحله جوانه‌زنی و رشد گیاهچه سیاه‌دانه (*Nigella sativa*). مجله فرآیند و کارکرد گیاهی٤: ۹۹-۱۱۲.

علیلو، س. و صدقیانی، م .ح. (۱۳۹۱) اثر آلودگی کادمیوم خاک بر برخی شاخص‌های فیزیولوژیک گیاه بنگدانه (*Hyoscyamus niger* L.) در حضور و عدم حضور ریز جانداران محرک رشد گیاه. نشریه دانش آب و خاک ۲۲: ۱۷-۳۰.

Allen, H. E., Perdue, E. M. and Brown, D. (1993) Metals in Ground Water. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

Aloui, A., Dumas-Gaudot, E., Daher, Z., Van Tuinen, D., Aschi-Smit, S. and Morandi, D. (2012) Influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on cadmium induced *Medicago truncatula* root isoflavonoid accumulation. Plant Physiology and Biochemistry 60: 233-239.

Aloui, A., Recorbet, G., Gollotte, A., Robert, F., Valot, B., Gianinazzi-Pearson, V. and Dumas-Gaudot, E. (2009) On the mechanisms of cadmium stress alleviation in *Medicago truncatula* by arbuscular mycorrhizal symbiosis: a root proteomic study. Proteomics 9: 420-433.

Andrade, S. A. L., Jorge, R. A. and Silveira, A. P. D. (2005) Cadmium effect on the association of jackbean (*Canavalia ensiformis*) and arbuscular mycorrhizal fungi. Agricultural Science 62: 389-394.

Andrade, S. A. L. and Silveria, A. P. D. (2008) Mycorrhiza influence on maize development under Cd stress and P supply. Brazilian Journal of Plant Physiology 20: 39–50.

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

Chen, X., Wu, C., Tang, J. and Hu, S. (2005) Arbuscular mycorrhizae enhance metal lead uptake and growth of host plants under a sand culture experiment. Chemosphere 60:665–671.

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

Colpaert, J. V. (2008) Heavy metal pollution and genetic adaptations in ectomycorrhizal fungi. In: Stress in yeasts and filamentous fungi. (Eds. Avery, S., Stratford, M. and Van West, P.). Pp 157-173. Amsterdam, Elsevier.

De Andrade, S. A., Silveira, A. P., Jorge, R. A. and de Abreu, M. F. (2008) Cadmium accumulation in sunflower plants influenced by arbuscular mycorrhiza. International Journal of Phytoremediation 10: 1-13.

Demir, S. (2004) Influence of arbuscular mycorrhiza on some physiological growth parameters of pepper. Turkish Journal of Biology 28: 85-90.

Drazic, G., Mihailovic, N. and Lojic, M. (2006) Cadmium accumulation in *Medicago sativa* seedlings treated with salicylic acid. Biologia Plantarum 50:239–244.

Edris A. E. (2011) The chemical composition and the content of volatile oil: potential factors that can contribute to the oxidative stability of *Nigella sativa* L. crude oil. Journal of Dietary Supplements 8: 34-42.

Ekmekci, Y., Tanyolac, D. and Ayhan, B. (2008) Effect of cadmium on antioxidant enzyme and photosynthetic activities in leaves of two maize cultivars. Journal of Plant Physiology 165: 600–611.

Finlay, R. D., Lindahl, B. D. and Taylor A. F. S. (2008) Responses of mycorrhizal fungi to stress, in: Stress in yeasts and filamentous fungi. (Eds. Avery, S., Stratford, M. and West, P.). Pp. 201–220., Elsevier, Amsterdam.

Garg, N. and Chandel, SH. (2010) Arbuscular mycorrhizal networks: process and functions. Agronomy Development 581-599.

Gonzalez-Chavez, M. C., Carrillo-Gonzalez, R. and Gutierrez-Castorena, M. C. (2009) Natural attenuation in a slag heap contaminated with cadmium: the role of plants and arbuscular mycorrhizal fungi. Journal of Hazardous Materials 161: 1288-1298.

Grant, C. A. (2011) Influence of phosphate fertilizer on cadmium in agricultural soils and crops. Agriculture and Agri-Food Canada 54:143–155.

Hancock, L. M., Ernst, C. L., Charneskie, R. and Ruane, L. G. (2012) Effects of cadmium and mycorrhizal fungi on growth, fitness, and cadmium accumulation in flax (*Linum usitatissim*um; Linaceae). American Journal of Botany 99: 1445-1452.

Haneef, I., Faizan, S. H., Perveen, R. and Kausar, S. (2013) Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Growth and Photosynthetic Pigments in (*Coriandrum sativum* L.) Grown under Cadmium Stress. World Journal of Agricultural Sciences 9: 245-250.

Hassan S. E., Hijri, M. and St-Arnaud, M. (2013) Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on trace metal uptake by sunflower plants grown on cadmium contaminated soil. New Biotechnology 30: 780-787.

Helgason, T. and Fitter, A. (2009) Natural selection and the evolutionary ecology of the *Arbuscular mycorrhizal* fungi (Phylum Glomeromycota), Journal of Experimental Botany 60:2465–2480.

James, B., Rodel, D., Lorettu, U., Reynaldo, E., and Tariq, H. (2008) Effect of vesicular arboscular mycorrhiza (VAM) fungi inoculation on coppicing ability and drought resistance of *Senna Spectabilis*. Pakistan Journal of Botany 40:2217-2224.

Jiang L., Yang, Y., Xu, W. H., Wang, C. L., Chen, R., Xiong, S. J. and Xie, D. T. (2014) [Effects of ryegrass and arbuscular mycorrhiza on activities of antioxidant enzymes, accumulation and chemical forms of cadmium in different varieties of tomato. Huanjing Kexue/Environmental Science 35: 2349-2357.

Karcz, W. and Kurtyka, R. (2007) Effect of cadmium on growth, proton extrusion and membrane potential in maize coleoptile segments. Biologia Plantarum 51:713-719.

Khalvati, M. A., Hu, Y., Mozafar, A. and Schmidhalter, U. (2005) Quantification of water uptake by arbuscular mycorrhizal hyphae and its significance for leaf growth, water relations, and gas exchange of barley subjected to drought stress. Plant Biology 7:706–712.

Krpata D., Fitz, W., Peintner, U., Langer, I. and Schweiger, P. (2009) Bioconcentration of zinc and cadmium in ectomycorrhizal fungi and associated aspen trees as affected by level of pollution. Environmental Pollution 157: 280-286.

Ma Y., He, J., Ma, C., Luo, J., Li, H., Liu, T. and Luo, Z.B. (2014) Ectomycorrhizas with *Paxillus involutus* enhance cadmium uptake and tolerance in *Populus x canescens*. Plant, Cell & Environment 37: 627-642.

Majnoon Hoseini, N. (1993) Pulses in Iran. Jahadeh Daneshghahi Publisher, Mashhad (In Persian).

Mani, D., Kumar, C. and Patel, N. K. (2015) Integrated micro-biochemical approach for phytoremediation of cadmium and zinc contaminated soils. Ecotoxicology and Environmental Safety 111: 86-95.

Milone, M. T., Sgherri, C., Clijsters, H. and Navari-Izzo, F. (2003) Antioxidative responses of wheat treated with realistic concentration of cadmium. Environmental and Experimental Botany 50:265–276.

Mohamed, A. A., Castagna, A., Ranieri, A. and Sanita` di Toppi, L. (2012) Cadmium tolerance in *Brassica juncea* roots and shoots is affected by antioxidant status and phytochelatin biosynthesis. Plant Physiology Biochemistry Pp. 1–8.

Radha, J., Srivastava, S., Solomon, S., Shrivastava, A. K. and Chandra, A. (2010) Impact of excess zinc on growth parameters cell division, nutrient accumulation, photosynthetic pigments and oxidative stress of sugarcane (*Saccharum* spp). Acta Physiologiae Plantarum 32: 979-986.

Randhawa M. A. and Alghamdi, M. S. (2011) Anticancer activity of *Nigella sativa* (black seed) - a review. The American Journal of Chinese Medicine 39: 1075-1091.

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

Rashid A., Ayub, N., Ahmad, T., Gul, J. and Khan, A. G. (2009) Phytoaccumulation prospects of cadmium and zinc by mycorrhizal plant species growing in industrially polluted soils. Environmental Geochemistry and Health 31: 91-98.

Rodriguez, R., Redman, R. and Henson, J. M. (2004) The role of fungal symbioses in the adaptation of plants to high stress environments. Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change 9: 261-272.

Selvaraj, T. and Chelleppan P. (2006) Arbuscular mycorrhizae: a diverse personality. Journal of Central European Agriculture 7: 349–358.

Shahabivand, S., Maivan, H. Z., Goltapeh, E. M., Sharifi, M. and Aliloo, A. A. (2012) The effects of root endophyte and arbuscular mycorrhizal fungi on growth and cadmium accumulation in wheat under cadmium toxicity. Plant Physiology Biochemistry 60: 53-58.

Sheikh-Assadi M., Khandan-Mirkohi, A., Alemardan, A. and Moreno-Jimenez, E. (2015) Mycorrhizal *Limonium sinuatum* (L.) mill. Enhances accumulation of lead and cadmium. International Journal of Phytoremediation 17: 556-562.

Somogyi, M. (1952) Notes on sugar determination. Biological Chemistry 195: 19- 23.

Sousa, N. R., Ramos, M. A., Marques, A. P. and Castro, P. M. (2012) The effect of ectomycorrhizal fungi forming symbiosis with *Pinus pinaster* seedlings exposed to cadmium. Science of the Total Environment 414: 63-67.

Sun, Y. B., Zhou, Q. X., Wang, L. and Liu, W. (2009) Cadmium tolerance and accumulation characteristics of *Bidens pilosa* L. as a potential Cd-hyperaccumulator. Journal of Hazardous Materials 161: 808– 814.

Valentoviova, K., Haluskova, L., Huttova, J., Mistrík, I. and Tamás, L. (2010) Effect of cadmium on diaphorase activity and nitric oxide production in barley root tips. Journal of Plant Physiology 167:10–14.

Wang F. Y., Shi, Z. Y., Xu, X. F., Wang, X. G. and Li, Y. J. (2013) Contribution of AM inoculation and cattle manure to lead and cadmium phytoremediation by tobacco plants. Environmental Science: Processes and Impacts 15: 794-801.

Ying, R. R., Qiu, R. L., Tang, Y. T., Hu, P. J., Qiu, H., Chen, H. R., Shi, T. H. and Morel, J. L. (2010) Cadmium tolerance of carbon assimilation enzymes and chloroplast in Zn/ Cd hyperaccumulator *Picris divaricata*. Journal of Plant Physiology 167:81–87.

Yu, X., Cheng, J. and Wong, M. H. (2004) Earthworm-mycorrhiza interaction on Cd uptake and growth of ryegrass, Soil Biology and Biochemistry 37:1–7.

Zhong W. L., Li, J. T., Chen, Y. T., Shu, W. S. and Liao, B. (2012) A study on the effects of lead, cadmium and phosphorus on the lead and cadmium uptake efficacy of *Viola baoshanensis* inoculated with *Arbuscular mycorrhizal* fungi. Journal of Environmental Monitoring 14: 2497-2504.

Zhou, Q. X. and Song, Y. F. (2004) Principles and Methods of Contaminated Soil Remediation. China Environmental Science Press, Beijing.

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]

Effect of mycorrhizal symbiosis on growth, some physiological parameters and cadmium accumulation in black seed (*Nigella sativa* L.)

Zahra Sadat Shamshirgaran, Fatemeh Saeid Nematpour* and Akbar Safipour Afshar

Department of Biology, Neyshabur Branch, Islamic Azad University, Neyshabur, Iran
(Received: 28 June 2015, Accepted: 30 December 2015)

Abstract:

The environmental changes imposed by human activities have led to contamination of natural ecosystems and agricultural lands to heavy metals such as cadmium (Cd), which enumerates the most important environmental pollutants. This experiment was conducted to study of cadmium and mycorrhizal symbiosis effects on growth and physiological parameters as well as cadmium accumulation in Black seed (*Nigella sativa* L.). The experiment was conducted as factorial in a completely randomized design with three replications in green house conditions. Cadmium chloride with four different concentrations (0, 250, 750 and 2500 µM) in absence and presence of mycorrhizal fungi *Glomus intraradices* was used. Seedlings in the four leave stage treated 3 times in a week with $CdCl_2$ and after 45 days were taken for measurement of morphological and physiological parameters. Results showed that cadmium caused significant decrease of growth parameters whereas proline and reducing sugar's contents was increased with cadmium chloride treatments. Mycorrhizal symbiosis leads to significant increase of growth parameters. In mycorrhizal plants Proline content, reducing sugar content and cadmium accumulation were significantly higher than non-mycorrhizal plants. The results showed that the cadmium translocated from root to shoot in plants colonized by symbiotic fungi was lower than non-symbiotic plants. Therefore, despite higher cadmium absorption in mycorrhizal plants, reduced translocation rates to the shoot was reduced.

Key words: pollution, stress, heavy metals, mycorrhiza.

*corresponding author, Email: fnematpour@yahoo.com

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

[DOR: 20.1001.1.23222727.1395.5.17.12.9]