نشریه دانش آب و خاک / جلد22 شماره4 / سال 1391

اثر باکتری *باسیلوس میکوئدس* و قارچ *گلوموس موسه* بومی مناطق آلوده بر جذب عناصر غذایی و کادمیوم توسط گیاه ذرت در خاک آلوده به کادمیوم

الهام ملک زاده[1]، حسینعلی علیخانی[2*]، غلامرضا ثواقبی فیروزآبادی[2] و مهدی زارعی[3]

تاریخ دریافت: 89/06/09 تاریخ پذیرش:91/03/20

[1] دانشجوی دکتری ، گروه مهندسی علوم خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه تبریز

[2] دانشیار گروه مهندسی علوم خاک، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه تهران

[3] استادیار بخش علوم خاک، دانشکده کشاورزی، دانشگاه شیراز

[*]مسئول مکاتبه E-mail: halikhan@ut.ac.ir

چکیده

پژوهشی به منظور بررسی اثر تلقیح همزمان و جداگانه گیاه ذرت با باکتری *باسیلوس میکوئدس* و قارچ *گلوموس موسه*، هر دو بومی مناطق آلوده به فلزات سنگین، بر رشد، جذب کادمیوم، فسفر، آهن، روی و منگنز در خاک آلوده به کادمیوم (0، 100 و 200 میلی‌گرم بر کیلوگرم) انجام پذیرفت. در سطح صفر و 100 میلی‌گرم بر کیلوگرم کادمیوم، بهبود رشد گیاه و پتانسیل همزیستی (کلنیزاسیون میکوریزی ریشه و تعداد اسپور در خاک)، افزایش جذب عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز اندام هوایی، کاهش غلظت و جذب کادمیوم به اندام هوایی و ریشه در مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* نسبت به گیاهان مایه‌زنی شده با *باسیلوس میکوئدس* مشاهده گردید. در سطح 200 میلی گرم بر کیلوگرم کادمیوم، گیاهان مایه‌زنی شده با *گلوموس موسه*، موثرترین تیمار در بهبود رشد گیاه و جذب عناصرغذایی بودند و مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه* به ترتیب منجر به افزایش و کاهش جذب کادمیوم به ریشه و اندام هوایی در مقایسه با گیاهان میکوریزی شده با *گلوموس موسه* گردید. با افزایش سطح کادمیوم، گیاهان میکوریزی شده با *گلوموس موسه*، زیتوده، کلنیزاسیون میکوریزی ریشه، غلظت و جذب عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز، جذب کادمیوم به اندام هوایی و ریشه بیشتری نسبت به گیاه شاهد داشتند. در سطح 100 و 200 میلی گرم بر کیلوگرم کادمیوم، به ترتیب تیمار شاهد و *گلوموس موسه* موثرترین تیمار در جذب گیاهی کادمیوم بودند.

واژه های کلیدی: *باسیلوس میکوئدس*، ذرت، عناصر غذایی، کادمیوم، *گلوموس موسه*.

Influence of *Bacillus mycoides* and *Glomus mosseae* , Indigenous to Contaminated Areas, on Nutrients and Cd Uptake by Maize in Cd-Polluted Soil

E Malekzadeh[1], HA Alikhani[2*], Gh R Savaghebi Firoozabadi[2] and M Zarei[3]

Received:31 August 2010 Accepted: 9 June 2012
[1]PhD Student, Dept. of Soil Sci., Faculty of Agric., Univ. of Tabriz. Iran.
[2] Assoc. Prof., Dept. of Soil Sci., Faculty of Agric. and Natural Resources, Univ. of Tehran. Iran.
[3] Assistant Prof., Dept. of Soil Sci., Faculty of Agric., Univ. of Shiraz. Iran.
*Corresponding Author: E-mail: halikhan@ut.ac.ir

Abstract

This research was conducted to evaluate the effects of single and co-inoculation of maize plant (*Zea mays* L.) with *Bacillus mycoides* and *Glomus mosseae*, both indigenous to the contaminated areas, on the growth, and nutrients (P, Fe, Zn and Mn) and cadmium uptake in the soil polluted with Cd (0, 100 and 200 mg/kg). At the levels of 0 and 100 Cd(mg/kg) there were observed the improvement of plant growth and symbiosis potential (root colonization and soil spore numbers), the increase of shoot nutrients (P, Fe, Zn and Mn) uptake and the decrease of Cd concentration and uptake in root and shoot of plants co-inoculated with *B. mycoides* and *G. mosseae* in comparsion with single inoculation of plant with *B. mycoides*. At the level of 200 Cd (mg/kg), plants inoculation with *G. mosseae* was the most effective treatment in plant growth improvement and nutrients uptake. Co-inoculation of plants with *B. mycoides* and *G. mosseae* increased and decreased root and shoot Cd uptake respectively compared to the plants colonized with *G. mosseae*. As the levels of Cd increased, plants colonized with *Glomus mosseae* had higher amount of biomass, root colonization, shoot P, Fe, Zn and Mn concentration and uptake, and Cd uptake of shoot and root than those of the control plants. At levels of 100 and 200 Cd (mg/kg), the most effective treatments in Cd uptake of the plant were control and inoculated treatments wtith *G. mosseae* respectively.

Keywords: *Bacillus mycoides*, Cadmium, *G. mosseae*, Maize, Nutrients uptake.

مقدمه

آلودگی به فلزات سنگین از اوایل قرن بیستم تا به حال به طور قابل ملاحظه‌ای رو به افزایش است (انسلی 2000). فلزات سنگین در اثر فعالیت هائی نظیر، سوزاندن سوخت‌های فسیلی، معدنکاوی، صنایع ذوب فلزات، زباله‌های شهری، کاربرد کودهای شیمیایی، آفت کش‌ها، لجن فاضلاب و غیره وارد خاک می شوند (گور و ادهولیا 2004). پالایش گیاهی به عنوان راه حل جایگزین روش‌های پالایش فیزیکی و شیمیایی پرهزینه مرسوم شناخته شده است که شامل کاربرد گیاهان برای حذف یا تبدیل فلزات سنگین به ترکیبات کم خطرتر

می‌باشد. باکتری‌های محرک رشد گیاه و قارچ‌های میکوریز آربوسکولار جهت تسهیل فرآیند پالایش گیاهی و رشد گیاه در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین استفاده می‌شوند (گامالرو و همکاران 2009). قارچ‌های میکوریز آربوسکولار در اکوسیستم‌های مختلف از جمله خاک‌های آلوده یافت می‌شوند. قارچ‌های میکوریزی از طریق افزایش جذب فسفر، عناصر کم مصرف و آب باعث بهبود وضعیت تغذیه‌ای گیاه می‌گردند. فلزات سنگین نیز توسط هیف‌های قارچی جذب و به گیاه انتقال پیدا می‌کنند. به این ترتیب که در برخی موارد گیاهان میکوریزی جذب و انتقال فلزات سنگین از ریشه به اندام هوایی (استخراج گیاهی) را افزایش می‌دهند در حالی که در مواردی دیگر، قارچ‌های میکوریز آربوسکولار فلزات سنگین را در خاک غیرپویا (تثبیت گیاهی) می‌کنند (گور و پازکووسکی 2006). برخی باکتری‌های ریزوسفری از طریق تولید ترکیباتی نظیر آنتی بیوتیک‌ها (شامل ضدقارچ‌ها)، انحلال فسفات‌ها، تولید ایندول استیک اسید (IAA)، سیدروفورها و آنزیم ACC- دآمیناز منجر به افزایش رشد، جذب فلزات ضروری و غیرضروری و تحمل گیاهان میزبان نسبت به فلزات سنگین می‌گردند (جینگ و همکاران 2007). باکتری‌های ریزوسفری با به کارگیری مکانیسم‌های مختلف- که اخیرا مورد توجه محققین قرار گرفته است- پالایش گیاهی خاک‌های آلوده به فلزات سنگین چه به صورت استخراج گیاهی و چه به صورت تثبیت گیاهی را افزایش می‌دهد (جینگ و همکاران 2007). گرچه گزارشات علمی متعددی در زمینه کاربرد باکتری‌ها و قارچ‌های میکوریزی جهت بهبود کارآیی پالایش گیاهی و رشد گیاه وجود دارد، ولی مطالعات محدودی در زمینه کاربرد مشترک باکتری‌های ریزوسفری و قارچ‌های میکوریز آربوسکولار در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین صورت گرفته است. ویواس و همکاران (2003) گزارش دادند که مایه‌زنی مشترک شبدر سفید با سویه‌ای از *گلوموس موسه*[1] و یک گونه باکتری *بروی‌باسیلوس*[2] مقاوم به کادمیوم، منجر به افزایش جذب عناصر غذایی (نیتروژن و فسفر) و بیشترین زیتوده ریشه و ساختارهای همزیستی (گره‌ها و کلنیزاسیون میکوریزی) در مقایسه با مایه‌زنی جداگانه باکتری و قارچ میکوریزی گردید، گرچه جذب کادمیوم توسط گیاهان شبدر در تیمارهای مایه‌زنی مشترک قارچ میکوریز آربوسکولار و باکتری کاهش یافت (ویواس و همکاران 2003). نتایج مشابهی در مایه‌زنی گیاهان شبدر با سویه‌های میکوریز آربوسکولار و یک گونه باکتری *بروی‌باسیلوس* در خاک آلوده به روی (ویواس و همکاران 2006a) و نیکل (ویواس و همکاران 2006b) حاصل شد. نتایج این مطالعات نشان می‌دهد که باکتری‌های ریزوسفری محرک رشد گیاه و قارچ‌های میکوریز آربوسکولار بومی خاک‌های آلوده، در بهبود رشد گیاه طی فرآیند گیاه پالایی خاک‌های آلوده به فلزات سنگین می‌توانند بسیار موثر باشند. بنابراین هدف این مطالعه بررسی تاثیر مایه‌زنی مشترک باکتری محرک رشد گیاه و مقاوم به کادمیوم (*باسیلوس میکوئدس*[3]) و قارچ میکوریز آربوسکولار (*گلوموس موسه*) بومی مناطق آلوده بر رشد و جذب عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز توسط گیاه ذرت و کارایی گیاه ذرت در جذب و استخراج کادمیوم، در شرایط آلوده به کادمیوم می‌باشد.

مواد و روش‌ها

برای کشت گیاه نمونه خاک مرکب غیرآلوده با بافت لوم شنی از عمق 0-30 سانتی متری (از منطقه بهشت سکینه واقع در اطراف کرج با موقعیت

---

[1] *Glomus mosseae*

[2] *Brevibacillus*

[3] *Bacillus mycoides*

جغرافیایی"35°52'58 شمالی و "50°52'59 شرقی و ارتفاع 1254 متری از سطح دریا) تهیه گردید. نمونه ها، پس از هواخشک شدن و عبور از الک 2 میلی متری به طور یکنواخت مخلوط و خصوصیات فیزیکی، شیمیایی و بیولوژیک اندازه گیری شد (جدول 1).

تیمارهای کادمیوم در سه سطح 0، 100 و 200 میلی گرم در کیلوگرم خاک از منبع کلرید کادمیوم ($CdCl_2.H_2O$) از طریق اسپری کردن به طور کامل با خاک هر گلدان مخلوط گردید. عناصر پرمصرف و کم‌مصرف بر اساس آزمون خاک در حد بهینه به خاک اضافه شدند.

کشت گلخانه‌ای به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با سه فاکتور در سه تکرار و با 36 گلدان اجرا شد: 1) قارچ میکوریزی آربوسکولار در دو سطح، G1: (انواع گونه‌های شناسایی نشده *گلوموس*، بومی خاک بستر کشت (ملک زاده 1388)) و G2: (*گلوموس موسه*، بومی مناطق آلوده) ، 2) باکتری PGPR در دو سطح B0 (بدون مایه‌زنی باکتری) و B1 (*باسیلوس میکوئدس*) و 3) کادمیوم در سه سطح (0، 100 و 200 میلی گرم در کیلوگرم). زادمایه باکتری *باسیلوس میکوئدس* و قارچ *گلوموس موسه* مورد استفاده در آزمون گلخانه‌ای به ترتیب بومی خاک‌های آلوده اطراف معدن سرب و روی هفت عمارت اراک، استان مرکزی و انگوران زنجان بودند و در مطالعات متشرع زاده (1387) و زارعی (1387) جداسازی و شناسایی شده بودند. باکتری *باسیلوس میکوئدس* علاوه بر مقاومت به غلظت بالای فلزات سنگین سرب، روی، نیکل و کادمیوم (متشرع زاده 1387) بر روی محیط کشت جامد HEPES-MES (آنگل و همکاران 1992) و تا غلظت 200 میلی گرم در لیتر کادمیوم ($CdCl_2.H_2O$) قادر به رشد بود. همچنین این باکتری دارای برخی خصوصیات محرک رشد گیاه نظیر توان انحلال فسفات های نامحلول، تولید آنزیم ACC- دآمیناز و هورمون ایندول استیک اسید بود (ملک زاده 1388). زادمایه میکوریزی قارچ *گلوموس موسه* از طریق کشت تله‌گلدانی گیاه سورگوم علوفه‌ای تهیه شد. بعد از 4/5 ماه از رشد گیاه، بخش هوایی حذف گردید و کلنیزاسیون میکوریزی ریشه (80/4%) و تعداد اسپور (9 عدد در گرم زادمایه) اندازه‌گیری گردید (گردمن و نیکلسون 1963، جنکیس 1964، کرومانیک و مک گراو 1982). محتویات گلدان (شامل ریشه‌های میکوریزی، میسلیوم‌ها و اسپورهای قارچی) در داخل کیسه‌های پلی اتیلنی در یخچال در دمای4°C نگهداری شدند. جهت اعمال تیمار *گلوموس موسه*، حدود 70 گرم از زادمایه در زمان کشت، زیر بذرهای ذرت به گلدان‌ها اضافه گردید. در هر گلدان تعداد پنج بذر ذرت رقم سینگل کراس 704 با یک میلی لیتر از زادمایه باکتری *باسیلوس میکوئدس* با جمعیت 1×10^8 سلول زنده در هر میلی لیتر مایه‌زنی گردید. سوسپانسیون 1:1 از زادمایه اتوکلاو نشده‌ی قارچ *گلوموس موسه* تهیه و پس از عبور از کاغذ صافی واتمن 45 مقدار یک میلی لیتر از مواد صاف شده به خاک تمام گلدان‌ها اضافه شد تا ترکیب جامعه میکروبی خاک به جزء قارچ میکوریزی آربوسکولار در همه تیمارها یکسان گردد (سودووا و وساتکا 2007). پس از ظهور گیاهچه بذرهای ذرت به سه عدد در هر گلدان کاهش یافت. گیاهان در گلخانه با 16 ساعت روشنایی و 8 ساعت تاریکی و دمای حداکثر 28 و حداقل 15 درجه سانتی‌گراد، به مدت سه ماه با حفظ 70 درصد رطوبت ظرفیت مزرعه نگهداری شدند پس از پایان دوره‌ی کشت سه ماهه، بخش هوایی و ریشه به طور جداگانه در هر گلدان برداشت گردید. نمونه‌هایی از ریشه‌های تازه برای تعیین درصد کلنیزاسیون ریشه تهیه گردید. وزن خشک ریشه‌ها و اندام هوایی پس از شستشو و خشک شدن در دمای 65 درجه سانتی گراد به مدت 72 ساعت اندازه گیری شد. تعداد اسپور در گرم خاک (گردمن و نیکلسون 1963، جنکیس 1964) و درصد کلنیزاسیون ریشه بعد از تیمار با KOH ده درصد و رنگ آمیزی با تریپان بلو 0/05 درصد (کرومانیک و مک گراو 1982) با روش تقاطع خطوط

شبکه تعیین گردید. غلظت کادمیوم ریشه، اندام هوایی، خاک و همچنین غلظت عناصر آهن، روی و منگنز اندام هوایی به روش خاکستر خشک با اسید کلریدریک 2 نرمال و با دستگاه جذب اتمی مدل A-670 (Shimadzu, Japan) و نیز غلظت فسفر اندام هوایی با روش نیترو وانادومولیبدات با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر مدل UV-(Shimadzu,Japan) 3100 اندازه‌گیری گردیدند (کوتینی 1980). فاکتور انتقال از خاک به ریشه[1] و فاکتور انتقال از ریشه به اندام هوایی[2] محاسبه گردید. (چن و همکاران 2006، جانکوگ و ویسوتیویسته 2008). داده‌ها با استفاده از نرم افزار آماری SPSS تجزیه واریانس شدند و مقایسه میانگین تیمارها و گروهبندی آنها به روش آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح 5% انجام گرفت.

$$\text{فاکتور انتقال از خاک به ریشه} = \frac{\text{غلظت کادمیوم ریشه}}{\text{غلظت کادمیوم خاک}} \quad [1]$$

$$\text{فاکتور انتقال از ریشه به اندام هوایی} = \frac{\text{غلظت کادمیوم اندام هوایی}}{\text{غلظت کادمیوم ریشه}} \quad [2]$$

جدول 1- خصوصیات فیزیکی، شیمیایی و بیولوژیک خاک لوم شنی مورد استفاده در آزمون گلخانه‌ای (گردمن و نیکلسون 1963، جنکیس 1964، لیندسی و نورول 1978 و پیج و همکاران 1982)

خصوصیت خاک	مقدار	خصوصیت خاک	مقدار
آهن* (mg/kg)	3	پ. هاش (1:1)	8/2
مس* (mg/kg)	2	هدایت الکتریکی (dS/m)	0/6
منگنز* (mg/kg)	11/3	ماده آلی(%)	0/8
روی* (mg/kg)	1/64	رطوبت ظرفیت مزرعه(%)	20
کادمیوم* (mg/kg)	0/03	نیتروژن کل (%)	0/08
تعداد اسپور در گرم خاک خشک	7	فسفر قابل دسترس(mg/kg)	3/5
جمعیت کل میکروبی (cfu /g soil)	$1/3\times10^8$	پتاسیم قابل دسترس(mg/kg)	1093

* قابل استخراج با DTPA

نتایج و بحث

وزن خشک اندام هوایی و ریشه، درصد کلنیزاسیون ریشه و تعداد[1] اسپور در خاک[2]

بر اساس نتایج گزارش شده در جدول 2، در سطح صفر کادمیوم، بیشترین وزن خشک اندام هوایی (17/61 گرم در گلدان) در تیمار مایه‌زنی مشترک *گلوموس موسه* و *باسیلوس میکوئدس* مشاهده گردید، در حالی که مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* تاثیر معنی داری بر وزن خشک اندام هوایی نسبت به گیاه شاهد نداشت. در سطح 100 کادمیوم، بیشترین وزن خشک اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* (9/85 گرم در گلدان) و تیمار مایه‌زنی مشترک *گلوموس موسه* و *باسیلوس میکوئدس* (9/89 گرم در گلدان) مشاهده شد، مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* نیز منجر به افزایش وزن خشک اندام هوایی نسبت به گیاه شاهد گردید. در سطح 200 کادمیوم، بیشترین وزن خشک اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* (11/56 گرم در گلدان) بود که در مقایسه با سطح 100 کادمیوم، 17/4 درصد افزایش داشت. در حالی که مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* در حضور قارچ‌های میکوریز آربوسکولار باعث کاهش وزن خشک اندام هوایی گردید.

[1] Transfer factor

[2] Translocation factor

در سطح صفر کادمیوم، بیشترین وزن خشک ریشه (4/84 گرم در گلدان) و درصد کلنیزاسیون ریشه (67/17) در تیمار *باسیلوس* میکوئدس مشاهده گردید که تفاوت معنی داری از نظر وزن خشک ریشه با تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* نداشت. در سطح 100 کادمیوم، بیشترین وزن خشک ریشه (3/41 گرم در گلدان) و درصد کلنیزاسیون ریشه (63/3) به ترتیب در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس* میکوئدس با *گلوموس موسه* و تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* بود که دو تیمار تفاوت معنی داری از نظر درصد کلنیزاسیون ریشه نداشتند (جدول 2).

همچنین، مایه‌زنی *باسیلوس* میکوئدس تاثیر معنی داری بر وزن خشک ریشه و درصد کلنیزاسیون ریشه نسبت به گیاه شاهد نداشت. درسطح 200 کادمیوم، بیشترین وزن خشک ریشه (3/6 گرم در گلدان) و درصد کلنیزاسیون ریشه (71/4) در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* مشاهده گردید که افزایش 12/5 و 12/8 درصدی نسبت به سطح 100 کادمیوم داشتند.

جدول 2- تاثیر مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بر وزن خشک اندام هوایی و ریشه، کلنیزاسیون ریشه و تعداد اسپور گیاه ذرت در سطوح مختلف کادمیوم

باکتری و قارچ	سطح کادمیوم (mg/kg)	وزن خشک اندام هوایی (g/pot)	وزن خشک ریشه (g/pot)	کلنیزاسیون ریشه (%)	اسپور (no/gr dry soil)
شاهد	0	16/93b	4/57 a	50/40g	5 def
G. mosseae	0	14/88c	4/84 a	60/20de	5/9 d
B.mycoides	0	17/02ab	4/84a	67/17b	4/5 f
B.mycoides + *G. mosseae*	0	17/61a	4/57 a	58/20ef	9/2 c
میانگین	0	16/61a	4/70a	58/99 b	6/15 b
شاهد	100	6/69g	3/26b	56/97f	3/4g
G. mosseae	100	9/85e	3/19b	63/27c	2/87g
B.mycoides	100	7/89f	3/33b	57/60ef	4/8ef
B.mycoides + *G. mosseae*	100	9/89e	3/41b	61/78cd	15/27b
میانگین	100	8/58b	3/29b	59/91b	6/58ab
شاهد	200	4/11h	1/88d	67/58b	2/54g
G. mosseae	200	11/56d	3/59b	71/41a	0/8h
B.mycoides	200	3/2i	2/18c	66/83b	5/6de
B.mycoides + *G. mosseae*	200	3i	2/39c	51/61g	18/33a
میانگین	200	5/47c	2/51c	64/36 a	6/82 a

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف لاتین مشترک در هر ستون فاقد اختلاف معنی‌دار به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد

مایه‌زنی مشترک *باسیلوس* میکوئدس با *گلوموس موسه* منجر به کاهش 33/4 و 27/7 درصدی وزن خشک ریشه و درصد کلنیزاسیون ریشه در مقایسه با سطح 100 کادمیوم گردید. مایه‌زنی *باسیلوس* میکوئدس منجر بود که با افزایش سطح کادمیوم تعداد اسپورها نیز به افزایش وزن خشک ریشه و عدم تفاوت معنی دار درصد کلنیزاسیون ریشه نسبت به گیاه شاهد گردید. در تمام سطوح کادمیوم بیشترین تعداد اسپور در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس* میکوئدس با *گلوموس موسه* افزایش یافت، در حالی که در سطح صفر کادمیوم،

مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* تاثیر معنی‌داری در تعداد اسپورهای قارچ نسبت به گیاه شاهد نداشت ولی در سطح 100 و 200 کادمیوم، *باسیلوس میکوئدس* منجر به افزایش تعداد اسپور گردید (جدول 2).

غلظت و جذب عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز

در سطح صفر کادمیوم بیشترین غلظت و جذب فسفر به ترتیب در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* و تیمارهای مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه* و *باسیلوس میکوئدس* به تنهایی مشاهده گردید. در سطح 100 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب فسفر در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بود. بنابراین تا سطح 100 کادمیوم، مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* در حضور قارچ های میکوریزی منجر به افزایش جذب فسفر گردید. در سطح 200 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب فسفر در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* بود به طوری که مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه* منجر به کاهش جذب فسفر به اندام هوایی گردید (جداول 3 و 4).

بر اساس نتایج جداول 3 و 4، در سطح صفر کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب آهن و روی اندام هوایی در تیمار شاهد بود. در سطح 100 کادمیوم، بیشترین مقدار آهن اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بود که تفاوت معنی‌داری با تیمار *باسیلوس میکوئدس* (با بیشترین غلظت اندام هوایی) نداشت. بنابراین مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* در حضور قارچ‌های میکوریزی منجر به افزایش غلظت و جذب آهن به اندام هوایی گردید. در سطح 200 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب آهن اندام هوایی به ترتیب در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* و مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* بود که افزایش جذب آهن در تیمار *گلوموس موسه* تحت تاثیر زیتوده اندام هوایی می‌باشد. پس، مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با قارچ‌های میکوریزی منجر به افزایش غلظت آهن اندام هوایی گردید و مقادیر جذب کمتر در مایه‌زنی مشترک تحت تاثیر زیتوده اندام هوایی می باشد. در سطح 100 و 200 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب روی به اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* بود به طوری که در سطح 100 کادمیوم، مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه* منجر به کاهش غلظت و جذب روی به اندام هوایی گردید. در سطح 200 کادمیوم، کمترین غلظت و جذب روی به اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه* بود که کاهش 24/6 و 80/4 درصدی نسبت به مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه ای* داشت. در سطح صفر و 100 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب منگنز اندام هوایی در تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* مشاهده گردید که با افزایش سطح کادمیوم از صفر تا 100، مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* منجر به افزایش غلظت و جذب منگنز اندام هوایی نسبت به گیاه شاهد گردید. در سطح 200 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب منگنز در تیمار مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* بود که به ترتیب افزایش 27/1 و 389/6 درصدی نسبت به تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* داشت (جداول 3 و 4). در حالی که مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* منجر به افزایش غلظت منگنز اندام هوایی نسبت به گیاه شاهد گردید، علت کاهش جذب در تیمار مایه‌زنی مشترک نسبت به مایه‌زنی جداگانه قارچ تحت تاثیر زیتوده اندام هوایی می‌باشد.

جدول 3- تاثیر مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بر غلظت فسفر، آهن، روی و منگنز در بخش هوایی گیاه ذرت در سطوح مختلف کادمیوم

باکتری و قارچ	سطح کادمیوم (mg/kg)	فسفر (%)	آهن (µg/gr)	روی (µg/gr)	منگنز (µg/gr)
شاهد	0	0/46d	147/1a	57/73a	84/50c
G. mosseae	0	0/54a	106/3g	49/50b	94/23b
B.mycoides	0	0/50b	112/3e	50/13b	83/13d
B.mycoides + *G. mosseae*	0	0/49c	124/7c	50/63b	99/13a
شاهد	100	0/3j	102/3h	42/60d	60/80g
G. mosseae	100	0/38g	101/2h	45/30c	66/23f
B.mycoides	100	0/40f	136/8b	36/87f	71/33e
B.mycoides + *G. mosseae*	100	0/43e	110/3f	40/57e	85/60c
شاهد	200	0/257k	102/7h	40/17e	46/27j
G. mosseae	200	0/405f	113/3e	45/23c	61/63g
B.mycoides	200	0/329i	121/5d	42/77d	50/23h
B.mycoides + *G. mosseae*	200	0/345h	125c	34/10g	48/47i

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف لاتین مشترک در هر ستون فاقد اختلاف معنی‌دار به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد

جدول 4- تاثیر مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بر جذب فسفر، آهن، روی و منگنز در بخش هوایی گیاه ذرت در سطوح مختلف کادمیوم

باکتری و قارچ	سطح کادمیوم (mg/kg)	فسفر (mg/pot)	آهن (µg/pot)	روی (µg/pot)	منگنز (µg/pot)
شاهد	0	77/81c	2490a	977/3a	1430b
G. mosseae	0	79/83b	1582d	736/7d	1402c
B.mycoides	0	85/45a	1912c	853/4c	1415bc
B.mycoides + *G. mosseae*	0	85/48a	2195b	891/4b	1746a
شاهد	100	20/09h	684/6h	285/2h	407h
G. mosseae	100	37/42f	997/4g	446/6f	652/6f
B.mycoides	100	31/51g	1080f	290/9h	562/9g
B.mycoides + *G. mosseae*	100	42/54e	1092f	401/3g	846/8d
شاهد	200	10/57i	422/2i	165/2i	190/3i
G. mosseae	200	46/84d	1310e	522/9e	712/5e
B.mycoides	200	10/52i	388/7j	136/8j	160/7j
B.mycoides + *G. mosseae*	200	10/34i	375/4j	102/4k	145/5j

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف لاتین مشترک در هر ستون فاقد اختلاف معنی‌دار به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد

غلظت و جذب کادمیوم اندام هوایی و ریشه

در سطح صفر کادمیوم، بیشترین غلظت کادمیوم اندام هوایی و همچنین جذب آن و در ریشه به ترتیب در تیمار شاهد و *گلوموس موسه* مشاهده گردید، این در

حالی بود که مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* در حضور قارچ‌های میکوریزی منجر به کاهش جذب کادمیوم به ریشه و اندام هوایی شد (جداول 5 و 6). در سطح 100 کادمیوم، بیشترین غلظت و جذب کادمیوم اندام هوایی به ترتیب در تیمار شاهد و *گلوموس موسه* و بیشترین غلظت و جذب کادمیوم ریشه در تیمار شاهد بود. بنابراین تا سطح 100 کادمیوم گیاهان فقط میکوریزی از توانایی بیشتری در جذب و استخراج گیاهی کادمیوم نسبت به گیاهان مایه‌زنی شده با باکتری و قارچ میکوریزی برخوردارند. در سطح 200 کادمیوم، بیشترین غلظت کادمیوم اندام هوایی و ریشه در تیمار *باسیلوس میکوئدس* بود که بالاترین فاکتور انتقال از خاک به ریشه (5/3) و از ریشه به اندام هوایی (0/09) نیز در این تیمار مشاهده گردید.

جدول 5- تاثیر مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بر غلظت کادمیوم اندام هوایی، ریشه و خاک در سطوح مختلف کادمیوم

باکتری و قارچ	سطح کادمیوم (mg/kg)	کادمیوم اندام هوایی (µg/gr)	کادمیوم ریشه (µg/gr)	کادمیوم خاک (mg/kg)
شاهد	0	4/44i	9/34h	4/21i
G. mosseae	0	2/67j	15/33h	3/19j
B.mycoides	0	2/77j	5/87h	0/91k
B.mycoides + *G. mosseae*	0	2/04j	6/84h	1/22k
شاهد	100	20/20e	315e	65/73f
G. mosseae	100	16/03g	234/2f	67/56e
B.mycoides	100	18/30f	246/7f	60/30g
B.mycoides + *G. mosseae*	100	14/77h	178/3g	55/62h
شاهد	200	43/20b	540/8c	134/7b
G. mosseae	200	25/60d	379/2d	135/3a
B.mycoides	200	55/53a	624/2a	117/3d
B.mycoides + *G. mosseae*	200	38/50c	580/8b	125/9c

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف لاتین مشترک در هر ستون فاقد اختلاف معنی‌دار به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج

بنابراین، مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* در حضور قارچ‌های میکوریزی منجر به افزایش غلظت کادمیوم ریشه و اندام هوایی گردید و عدم تاثیر معنی‌دار یا کاهش جذب کادمیوم اندام هوایی در تیمارهای مایه‌زنی مشترک باکتری و قارچ میکوریزی نسبت به مایه‌زنی جداگانه قارچ تحت تاثیر زیتوده اندام هوایی می‌باشد. در سطوح 100 و 200 کادمیوم، غلظت کادمیوم ریشه به ترتیب 12- 16 و 4-5 برابر غلظت کادمیوم اندام هوایی و کادمیوم قابل دسترس خاک می باشد. همچنین با توجه به مقادیر ناچیز فاکتور انتقال از ریشه به اندام هوایی (0/5-0/06)، بخش اعظم کادمیوم خاک در ریشه‌های گیاهان جذب و غیرپویا گردیده است. همچنین با افزایش سطح کادمیوم از 100 به 200، غلظت کادمیوم اندام هوایی و ریشه به ترتیب 2-2/5 و 1/5-3 برابر افزایش می‌یابد.

جدول 6- تاثیر مایه‌زنی *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* بر جذب کادمیوم اندام هوایی، ریشه، فاکتور انتقال کادمیوم از خاک به ریشه و از ریشه به اندام هوایی در سطوح مختلف کادمیوم

باکتری و قارچ	سطح کادمیوم (mg/kg)	کادمیوم اندام هوایی (µg/pot)	کادمیوم ریشه (µg/pot)	فاکتور انتقال از خاک به ریشه	فاکتور انتقال از ریشه به اندام هوایی
شاهد	0	75/04g	42/68ef	2/22g	0/475a
G. mosseae	0	39/68hi	74/12e	4/79c	0/174c
B.mycoides	0	47/09h	28/38g	6/46a	0/473a
B.mycoides + *G. mosseae*	0	35/80i	31/23g	5/62b	0/298b
شاهد	100	135/2e	1027b	4/79c	0/064e
G. mosseae	100	157/9c	746/9c	3/47e	0/068e
B.mycoides	100	144/2d	821/4c	4/09d	0/074de
B.mycoides + *G. mosseae*	100	146d	608d	3/21e	0/083de
شاهد	200	177/7b	1018b	4/02d	0/080de
G. mosseae	200	295/9a	1358a	2/80f	0/068e
B.mycoides	200	177/7b	1359a	5/32b	0/089d
B.mycoides + *G. mosseae*	200	115/5f	1388a	4/61c	0/066e

میانگین‌های دارای حداقل یک حرف لاتین مشترک در هر ستون فاقد اختلاف معنی‌دار به روش آزمون دانکن در سطح احتمال پنج درصد

همبستگی بین پارامترهای میکوریزی و جذب عناصر غذایی

بین کلنیزاسیون ریشه و جذب اکثر عناصر غذایی همبستگی مثبت و معنی‌داری مشاهده گردید و بین درصد کلنیزاسیون و تعداد اسپور همبستگی مثبت وجود داشت (جدول 7).

جدول 7- همبستگی بین درصد کلنیزاسیون ریشه با تعداد اسپور و جذب عناصر غذایی به اندام هوایی

	درصد کلنیزاسیون ریشه	تعداد اسپور	فسفر اندام هوایی	آهن اندام هوایی	روی اندام هوایی	منگنز اندام هوایی
درصد کلنیزاسیون ریشه	1					
تعداد اسپور	$0/539^{ns}$	1				
فسفر اندام هوایی	$0/631^{*}$	$0/512^{ns}$	1			
آهن اندام هوایی	$0/554^{ns}$	$0/378^{ns}$	$0/938^{**}$	1		
روی اندام هوایی	$0/676^{*}$	$0/370^{ns}$	$0/916^{**}$	$0/985^{**}$	1	
منگنز اندام هوایی	$0/632^{*}$	$0/764^{**}$	$0/983^{**}$	$0/912^{**}$	$0/894^{**}$	1

**، * به ترتیب معنی‌داری در سطح احتمال 1% و 5% و ns غیرمعنی‌دار

نتیجه گیری کلی

درسطح صفر کادمیوم، مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با *گلوموس موسه*، بهبود رشد گیاه، افزایش پتانسیل همزیستی (کلنیزاسیون میکوریزی ریشه و تعداد اسپور) و افزایش جذب عناصرغذایی فسفر، آهن، روی و منگنز اندام هوایی نسبت به مایه‌زنی جداگانه *گلوموس موسه* را در پی داشت و علی‌رغم بیشترین وزن خشک ریشه و کلنیزاسیون میکوریزی ریشه در گیاهان مایه‌زنی شده با *باسیلوس میکوئدس*، در این سطح تیمار مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه* موثرتر بود.

در سطح 100 کادمیوم، بهبود رشد گیاه و افزایش جذب عناصر غذایی فسفر، آهن و منگنز در مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* با قارچ‌های میکوریزی مشاهده گردید، به طوری که گیاهان مایه‌زنی شده با *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه*، وزن خشک اندام هوایی و ریشه، کلنیزاسیون میکوریزی ریشه، تعداد اسپور و مقدار فسفر، آهن، روی و منگنز اندام هوایی بیشتری در مقایسه با گیاهان مایه‌زنی شده با *باسیلوس میکوئدس* داشتند. باکتری *باسیلوس میکوئدس* بواسطه تولید آنزیم ACC-دآمیناز و هورمون ایندول استیک اسید سطح اتیلن تنشی را در گیاه کاهش(گلیک و همکاران 2002) و قابلیت آلودگی میکوریزی ریشه، رشد میسلیوم‌های خارجی (آزکون 1993) و سطح جذب ریشه را افزایش می‌دهد. از سوی دیگر، قابلیت دسترسی عناصر غذایی بویژه فسفر با انحلال فسفات‌های نامحلول، کاهش pH ریزوسفر با تولید اسیدهای آلی (آبوو-شاناب و همکاران 2003، زایدی و خان 2005، 2007)، تمایل بالا به جذب فسفر در گیاهان مایه‌زنی شده با باکتری‌های محرک رشد گیاه و قارچ‌های میکوریز آربوسکولار افزایش می‌یابد (گامالرو و همکاران 2004)، در نتیجه جذب عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز (گلیک و همکاران 2002) و عنصر غیرضروری کادمیوم (سالت و همکاران 1995) تسهیل می‌گردد. بنابراین باکتری *باسیلوس میکوئدس* به عنوان باکتری کمک کننده میکوریزی، عملکرد قارچ‌های میکوریزی را در حفاظت گیاه از غلظت های سمی کادمیوم با افزایش جذب عناصر غذایی بهبود می‌بخشد (یان‌دِ و همکاران 2007). همچنین، ویواس و همکاران (2003) گزارش کردند که مایه‌زنی مشترک گونه‌ای از باکتری *بروی‌باسیلوس* با قارچ‌های میکوریزی آربوسکولار کارآیی میکوریزی را در بهبود رشد گیاه و جذب عناصرغذایی در شرایط آلوده به کادمیوم افزایش می‌دهد.

در سطح 200 کادمیوم، گیاهان مایه‌زنی شده با *گلوموس موسه* بومی با بیشترین وزن خشک اندام هوایی و ریشه، کلنیزاسیون میکوریزی ریشه، غلظت و جذب عناصر فسفر، آهن، روی و منگنز موثرترین تیمار در بهبود رشد گیاه و جذب عناصر غذایی می‌باشند. مایه‌زنی مشترک *باسیلوس میکوئدس* و *گلوموس موسه*، افزایش غلظت و جذب کادمیوم به ریشه و کاهش جذب کادمیوم به اندام هوایی را نسبت به گیاهان میکوریزی شده با *گلوموس موسه* بدنبال داشت، به نظر می‌رسد که برهم کنش گیاه-قارچ- باکتری جهت حفاظت گیاه از اثرات سمی کادمیوم منجر به کاهش انتقال کادمیوم، عناصر روی و منگنز به دلیل وجود ناقل های فلزی مشابه برای عناصر دو ظرفیتی (کلارسون و روتگ 1989، ریوت و همکاران 1997) و فسفر (غیرپویایی کادمیوم با فسفر جذب شده به صورت گرانول‌های پلی‌فسفات در هیف‌ها) (گونزالز-چاوز و همکاران 2006) به اندام هوایی می‌گردد. در حالی که مایه‌زنی گیاهان با *باسیلوس میکوئدس* از طریق افزایش غلظت عناصر غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز اثرات سمی ناشی از افزایش انتقال کادمیوم به اندام هوایی را کاهش می‌دهد (جونر و لیوال 2001، چن و همکاران 2003). همچنین، با افزایش سطح آلودگی به کادمیوم، گیاهان میکوریزی شده با *گلوموس موسه* زیتوده، کلنیزاسیون میکوریزی ریشه، غلظت وجذب عناصر

غذایی فسفر، آهن، روی و منگنز، جذب کادمیوم به اندام هوایی و ریشه بیشتری نسبت به گیاهان شاهد داشتند که بیانگر مقاومت *گلوموس موسه* بومی به غلظت‌های بالای کادمیوم می‌باشد (ویواس و همکاران 2003، گور و ادهولیا 2004، گور و پازکووسکی 2006، ویواس و همکاران a،b2006). تا سطح 100 کادمیوم، مایه‌زنی مشترک *باسیلوس* میکوئدس و قارچ‌های میکوریزی نسبت به گیاهان فقط میکوریزی منجر به کاهش غلظت و جذب کادمیوم به اندام هوایی و ریشه گردید، درحالی که با افزایش سطح کادمیوم از 100 به ،200 مایه‌زنی مشترک *باسیلوس* میکوئدس با قارچ‌های میکوریزی منجر به افزایش غلظت و جذب کادمیوم به ریشه گردید.

در مطالعه‌ی حاضر، با افزایش غلظت کادمیوم، اختلاف معنی‌داری از نظر درصد کلنیزاسیون میکوریزی ریشه بین سطح صفر و 100 کادمیوم مشاهده نگردید، این درحالی بود که در سطح 200 کادمیوم، افزایش درصد کلنیزاسیون میکوریزی در مقایسه با سطح صفر و 100 کادمیوم مشاهده گردید. ویسنهورن و همکاران (1995b) گزارش کردند که کلنیزاسیون ریشه گیاه ذرت و تعداد اسپورهای میکوریزی در شرایط آلوده به فلزات کادمیوم، روی، سرب و مس در مقایسه با خاک غیرآلوده افزایش می‌یابد. همچنین، جانوسکووا و ووساتکا (2005) مشاهده کردند با افزایش غلظت کادمیوم خاک درصد کلنیزاسیون ریشه افزایش می‌یابد. به جزء سطح صفر و 200 کادمیوم، اختلاف معنی‌داری از نظر تعداد اسپورها بین سطوح کادمیوم مشاهده نگردید (جدول 2). در برخی مطالعات افزایش تعداد اسپور، عدم تغییر و حتی کاهش تعداد آن، با افزایش سطح فلزات سنگین گزارش شده است، که دلایل دقیق این موضوع کاملا شناخته‌شده نیست ولی بسته به نوع و گونه قارچ، خصوصیات خاک و برهم کنش بین ریشه- قارچ- خاک نتایج متفاوتی گزارش گردیده است. مشابه نتایج حاصل در مطالعه حاضر، افزایش تعداد اسپور می‌تواند در راستای افزایش کلنیزاسیون میکوریزی ریشه باشد. برخی مطالعات نشان می دهد که درصد کلنیزاسیون ریشه با افزایش غلظت فلزات سنگین در خاک، افزایش می‌یابد (ویسنهورن و همکاران 1995b، هیلدبرنت و همکاران 1999)، زیرا گیاهان در این شرایط همزیستی میکوریزی را بیشتر ترجیح میدهند (آدیت و چارست 2006). سامباندان و همکاران (1992) نشان دادند که درصد کلنیزاسیون ریشه و تعداد اسپور قارچهای میکوریزی آربوسکولار در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین به ترتیب 22 تا 77 درصد و 1 تا 622 اسپور در100 گرم خاک متغیر بوده است. برخی مطالعات کاهش یا عدم تغییر جوانه‌زنی اسپور و کلنیزاسیون میکوریزی ریشه را درغلظت‌های بالای فلزات سنگین گزارش کردند (لیوال و همکاران 1997، دل وال و همکاران 1999، پاولوسکا و چاروات 2004). برخی مطالعات نشان داده است که تراکم اسپور خاک همبستگی ضعیفی با میزان کلنیزاسیون میکوریزی دارد (لیااو و همکاران 2003) همچنین ویسنهورن و همکاران (1995a) هیچ همبستگی بین فراوانی قارچ‌های میکوریز آربوسکولار همزیست با گیاه ذرت و میزان آلودگی خاک به فلزات کادمیوم، نیکل، روی، مس، سرب و منگنز مشاهده نکردند. این نتایج متفاوت ممکن است در ارتباط با تفاوت میزان تحمل گیاه یا قارچ میکوریز همزیست، شرایط ادافیکی خاص نظیر غلظت فلز سنگین در خاک، گونه فلز سنگین و پ هاش خاک باشد (هایمن و تاوارس 1985، لیوال و همکاران 1997، گیلر و همکاران 1998). در حال حاضر مکانیسم‌های برهم کنش بین قارچ‌های میکوریز آربوسکولار و فلزات، و مکانیسم‌های مولکولی و سلولی تحمل به فلزات سنگین در قارچ‌های میکوریز آربوسکولار بطور ناچیزی شناخته شده است (لیوال و جونر 2001، مارتین و همکاران 2007). در محیط خاک، میزان و ماندگاری تحمل قارچ‌های میکوریز آربوسکولار به فلزات سنگین به فاکتورهای متعددی بستگی دارد

(لیوال و جونر 2001، جمال و همکاران 2002، توناو و مسجاسز-پرزیبیلوویچ 2003، تولر و همکاران 2005، فومینا و همکاران 2005، بیرو و همکاران 2005، سودووا و همکاران 2007): اکوتیپ جامعه میکوریز آربوسکولار، خصوصیات ویژه گیاه میزبان و شرایط رشد گیاه، نوع فلز سنگین، میزان آلودگی فلز سنگین، بویژه قابلیت دسترسی یا قابلیت استخراج فلز سنگین، نوع کشت، شرایط کلنیزاسیون، فعالیت‌های مرتبط با تخریب خاک و تغییرات فصلی. علت افزایش کلنیزاسیون ریشه تحت شرایط آلودگی به فلزات سنگین را افزایش سطح جذب ریشه برای بهبود جذب عناصر غذایی ضروری و نیز حفاظت گیاه از اثرات سمی فلزات سنگین بواسطه‌ی غیرمتحرک ساختن و ممانعت از انتقال آنها به اندام هوایی می‌دانند (گالی و همکاران 1994، لی و چریستیا 2001، گور و ادهولیا 2004) که نتایج غلظت کادمیوم ریشه و فاکتور انتقال کادمیوم از خاک به ریشه و از ریشه به اندام هوایی مؤید این مطلب می‌باشد (جداول 5 و 6). جونر و لیوال (1997) کاهش انتقال کادمیوم از ریشه با اندام هوایی گیاه میکوریزی شده‌ی *Trifolium subterraneum* را گزارش کردند.

در این تحقیق بین کلنیزاسیون ریشه و جذب اکثر عناصر غذایی همبستگی مثبت و معنی‌داری مشاهده گردید. همبستگی مثبت بین جذب عناصر غذایی و درصد کلنیزاسیون میکوریزی در بیشتر منابع ذکر گردیده است اما در این تحقیق مکانیسم احتمالی قابل توضیح در کاهش جذب عناصر غذایی می‌تواند در ارتباط با غلظت‌های بالای کادمیوم باشد که احتمالا ناشی از: 1) اختلال کادمیوم در فرآیندهای جذب و یا 2) اثر رقابتی آن با کاتیونهای دو ظرفیتی می‌باشد. پوپا و باکر (2007) نشان دادند که با افزایش سطح کادمیوم، جذب کادمیوم نیز افزایش پیدا می‌کند (زو و همکاران 2007). هارت و همکاران (1998) ثابت کردند که جذب عناصر غذایی کم مصرف و پرمصرف توسط گیاهان کادمیوم، مقدار کادمیوم جذب شده توسط ریشه و اندام در حضور کادمیوم در محیط رشد تحت تاثیر قرار می‌گیرد، کاهش در جذب عناصر غذایی می‌تواند به صورت مستقیم با اختلال کادمیوم در فرآیندهای آنزیمی درگیر در جذب عناصر غذایی ویژه مرتبط باشد و یا در ارتباط با اثر رقابتی برای ناقل‌های فلزی باشد که این تمایل برای کادمیوم بیشتر از فلزاتی نظیر روی می‌باشد (زو و همکاران 2007). جذب کادمیوم با عنصری نظیر پتاسیم، کلسیم، منیزیم، آهن، منگنز، مس، روی و نیکل رقابت می‌کند زیرا این عناصر با ناقل‌های غشایی مشابه انتقال می‌یابند (ریوت و همکاران 1997، سانیتا دی توپی و گابریلا 1999). اثرات مختلفی از کادمیوم در گیاه ذرت گزارش گردیده است: گزارش شده است که کادمیوم جذب آهن (هاگیری 1973) و نیتروژن، فسفر، پتاسیم، روی، مس و سدیم را کاهش می‌دهد (ناروال و همکاران 1993). درحالی که مطالعات دیگر نشان داد که جذب پتاسیم کاهش می‌یابد اما فسفر تغییر پیدا نمی‌کند (نوکیتو و همکاران 2002) یا مقدار پتاسیم افزایش می‌یابد (سایککو و همکاران 2004). برخی دیگر گزارش کردند که مقدار منگنز کاهش می‌یابد و مقدار مس افزایش می‌یابد، مقادیر کلسیم، منیزیم، روی تغییر پیدا نمی‌کند (اوباتا و آمبایاشی 1997). ولی یانگ و همکاران (1996) کاهش جذب ریشه‌ای و انتقال از ریشه به اندام هوایی را در عناصر مس، روی، آهن، منگنز، کلسیم و منیزیم مشاهده کردند ولی جذب و انتقال فسفر افزایش یافت.

در سطح 100 کادمیوم، مقدار کادمیوم جذب شده توسط ریشه و اندام هوایی گیاه در تیمارهای مختلف به ترتیب زیر افزایش یافت: شاهد > *باسیلوس میکوئدس* > *گلوموس موسه* > *باسیلوس میکوئدس* + *گلوموس موسه*

بنابراین تیمار شاهد موثرترین تیمار در جذب کادمیوم در این سطح می‌باشد که افزایش جذب در این تیمار از غلظت بالای کادمیوم متاثر می‌باشد. در سطح 200 هوایی گیاه در تیمارهای مختلف به ترتیب زیر افزایش

یافت: *گلوموس موسه* > *باسیلوس میکوئدس* > *باسیلوس میکوئدس* + *گلوموس موسه* > شاهد بنابراین در این سطح گیاهان مایه‌زنی شده با *گلوموس موسه* موثرترین تیمار در جذب گیاهی کادمیوم می‌باشند که افزایش جذب بیشتر تحت تاثیر زیتوده گیاهی می‌باشد تا غلظت بالای کادمیوم در این گیاهان. ویواس و همکاران (2003) گزارش کردند که گیاهان شبدر میکوریزی شده با *گلوموس موسه* بومی مناطق آلوده به کادمیوم، در افزایش رشد ریشه و اندام هوایی و جذب عناصر غذایی در مقایسه با سویه *گلوموس موسه* BEG119 غیربومی موثرتر می‌باشند، همچنین مایه‌زنی مشترک یک گونه باکتری *بروی‌باسیلوس* به عنوان میکروارگانیسم کمک کننده میکوریزی کارآیی میکوریزی را از طریق بهبود رشد گیاه، ساختارهای همزیستی و جذب عناصر غذایی (نیتروژن و فسفر) و کاهش سمیت کادمیوم افزایش داد. افزایش قابلیت آلودگی میکوریزی ریشه، رشد میسلیوم‌های خارجی و کلنیزاسیون میکوریزی ریشه در اثر تولید هورمون ایندول استیک اسید توسط یک گونه باکتری *بروی‌باسیلوس* گزارش گردید (ویواس و همکاران 2003). مطالعات این محققین نشان داد که مایه‌زنی مشترک یک گونه باکتری *بروی‌باسیلوس* با *گلوموس موسه* (بومی و غیر بومی مناطق آلوده) منجر به کاهش غلظت کادمیوم در گیاه میزبان شده و از انتقال آن به اندام هوایی ممانعت بعمل می‌آورد. همچنین گیاهان میکوریزی شده با *گلوموس موسه* بومی مناطق آلوده در افزایش رشد ریشه و اندام هوایی و جذب عناصر غذایی در مقایسه با سویه غیربومی *گلوموس موسه* BEG119 موثرتر می‌باشد.

نتایج این مطالعه نشان داد که پاسخ‌های رشدی گیاه و جذب عناصر غذایی و کادمیوم در مایه‌زنی جداگانه و مشترک باکتری مقاوم و محرک رشد گیاه با قارچ‌های میکوریز، بسته به گونه و منشا قارچ، میزان تحمل آن به فلز سنگین و برهم کنش گیاه- قارچ- باکتری در غلظت‌های مختلف کادمیوم متفاوت می‌باشد و نیازمند مطالعات بیشتری جهت درک مکانیسم‌های درگیر می‌باشد.

منابع مورد استفاده

زارعی م، 1387. بررسی تنوع قارچ‌های میکوریزی آربوسکولار در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین و کارآیی آنها در گیاه پالایی. رساله دکتری خاکشناسی، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه تهران.

متشرع زاده ب، 1387. بررسی امکان افزایش کارایی گیاه پالایی خاک آلوده به فلزات سنگین توسط عوامل زیستی. رساله دکتری خاکشناسی، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه تهران.

ملک زاده ا، 1388. بررسی برهم کنش بین باکتری محرک رشد گیاه (PGPR) و قارچ میکوریزی وزیکولار آربوسکولار بر شاخص‌های رشد و جذب عناصر سنگین نیکل و کادمیوم در گیاه ذرت. پایان نامه کارشناسی ارشد خاکشناسی، پردیس کشاورزی و منابع طبیعی دانشگاه تهران.

Abou-Shanab RA, Angle JS, Delorme TA, Chaney RL, van Berkum P, Moawad H, Ghanem K and Ghozlan HA, 2003. Rhizobacterial effects on nickel extraction from soil and uptake by *Alyssum murale*. New Phytol. 158: 219–224.

Audet P and Charest C, 2006. Effects of AM colonization on ‘wild tobacco’ plants grown in zinc-contaminated soil. Mycorrhiza 16: 277-283.

Angle JS, McGrath SP and Chaudri AM, 1992. Effects of media components on toxicity of Cd to rhizobia. Water Air Soil Pollut 64: 627-633.

Azcon R, 1993. Growth and nutrition of nodulated mycorrhizal and non-mycorrhizal *Hedysarum coronarium* as a result of treatments with fractions from a plant growth-promoting rhizobacteria. Soil Biol Biochem 25: 1037–1042.

Biro B, Posta K, Fuzy A, Kadar I and Nemeth T, 2005., Mycorrhizal functioning as part of the survival mechanisms of barley (*Hordeum vulgare* L.) at long-term heavy metal stress. Acta Biol Szegedien 49: 65–67.

Chen BD, Tao HQ, Christie P, Wong MH, 2003. The role of arbuscular mycorrhiza in zinc uptake by red clover growing in a calcareous soil spiked with various quantities of zinc. Chemistry 50: 839–846.

Chen BD, Zhu YG and Smith FA, 2006. Effects of arbuscular mycorrhizal inoculation on uranium and arsenic accumulation by Chinese brake fern (*Pteris vittata* L.) from a uranium mining-impacted soil. Chemosphere 62: 1464-1473.

Ciecko Z, Kalembasa S, Wyszkowski M and Rolka E, 2004. Effect of soil contamination by cadmium on potassium uptake by plants. Pol J Environ Stud 13: 333–337.

Clarkson DT and Luttge U, 1989. Mineral nutrition. Divalent cations, transport and compartmentalization. Prog Bot 51: 93-112.

Cottenie A, 1980. Soil and Plant Testing as a Basis of Fertilizer Recommendation. FAO Soils Bulletin, No. 38/2. Rome: Food and Agriculture Organization, United Nations.

Del Val C, Barea JM and Azcon-Aguilar C, 1999. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungus populations in heavy-metal-contaminated soils. Appl Environ Microbiol 65: 718–723.

Ensley BD, 2000. Rationale for use of phytoremediation. Pp. 3-11. In: Raskin I and Ensley BD (eds.). Phytoremediation of Toxic Metals. Using Plants to Clean up the Environment, J Wiley & Sons, New York, USA.

Fomina MA, Alexander IJ, Colpaert JV and Gadd G, 2005. Solubilization of toxic metal minerals and metal tolerance of mycorrhizal fungi. Soil Biol Biochem 37: 851–866.

Galli U, Schuepp H, and Brunold C, 1994. Heavy metal binding by mycorrhizal fungi Physiol Plantarum 92: 364-368.

Gamalero E, Trotta A, Massa N, Copetta A, Martinotti MG, and Berta G, 2004. Impact of two fluorescent pseudomonads and an arbuscular mycorrhizal fungus on tomato plant growth, root architecture and P acquisition. Mycorrhiza 14: 185-192.

Gamalero E, Lingua G, Berta G and Glick BR, 2009. Beneficial role of plant growth promoting bacteria and arbuscular mycorrhizal fungi on plant responses to heavy metal stress. Can J Microbiol 55: 501-514.

Gaur A and Adholeya A, 2004. Prospects of arbuscular mycorrhizal fungi in phytoremediation of heavy metal contaminated soils. Curr sci 86: 528-534.

Gerdeman JW and Nicolson TH, 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. Trans Br Mycol Soc 46 :235–244.

Giller KE, Witter E and McGrat SP, 1998. Toxicity of heavy metals to microorganisms and microbial processes in agricultural soils. Soil Biol Biochem 30: 1389-1414.

Glick BR, Penrose DM and Li JA, 2002. Model for the lowering of plant ethylene concentrations by plant growth promoting bacteria. J Theor Biol 190:63–68.

Gohre V and Paszkowski U, 2006. Contribution of the arbuscular mycorrhizal symbiosis to heavy metal phytoremediation. Planta 223: 1115-1122.

Gonzalez-Chavez, MDCA, Vangronsveld J, Colpaert J and Leyval C, 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi and heavy metals: tolerance mechanisms and potential use in bioremediation. Chapter 12. In: Prasad MNV, Sajwan KS and Naidue R, (eds) Trace Elements in Environment Biogeochemistry, Biotechnology and Bioremediation. CRC press, Taylor and Francis group LLC.

Haghiri F, 1973. Cadmium uptake by plants. J Environ Qual 2: 93–96.

Hayman DS and M Tavares, 1985. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhizae. XV. Influence of soil pH on the symbiotic efficiency of different endophytes. New Phytol 100: 367-377.

Hildebrandt U, Karldorf M and Bothe H, 1999. The zinc violet and its colonization by arbuscular mycorrhizal fungi. J Plant Physiol 154: 709–717.

Jamal A, Ayub N, Usman M and Khan A, 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi enhance zinc and nickel uptake from contaminated soil by soybean and lentil. Intern. J Phytorem 4: 205–221.

Jankong P and Visoottiviseth P, 2008. Effects of arbuscular mycorrhizal inoculation on plants growing on arsenic contaminated soil. Chemosphere 72: 1092-1097.

Janouskova M and Vosatka M, 2005. Response to Cadmium of *Daucus carota* hairy roots dual culture with *Glomus intraradices* or *Gigaspora margarita*. Mycorrhiza 15: 217-224.

Jenkis WR, 1964. A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. Plant Dis Rep 48: 692 pp.

Jing YD, HE ZL and Yang XE, 2007. Role of soil rhizobacteria in phytoremediation of heavy metal contaminated soils. J Zhejiang Univ Sci B 8: 192-207.

Joner EJ and Leyval C, 1997. Uptake of Cd by roots and hypae of a *Glomus mosseae*/*Trifolium subterraneum* mycorrhiza from soil amended with high and low concentration of cadmium. New Phytol 135: 353–360.

Joner EJ and Leyval C, 2001. Time course of heavy metal uptake in maize and clover as affected by root density and different mycorrhizal inoculation regimes. Biol Fertil Soils 33:351–357.

Kormanik PP and McGraw AC, 1982. Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. Pp. 37-45. In: Schenck NC (ed). Methods and Principles of Mycorrhizal Research. American Phytopathological Society, St, Paul, MN, USA.

Leyval C and Joner EJ, 2001. Bioavailability of heavy metals in the mycorrhizosphere. Pp. 165–185. In: Gobran G, Wenzel WW and Lombi E (eds). Trace Elements in the Rhizosphere. CRC, Boca Raton, FL.

Leyval C, Turnau K and Haselwandter K, 1997. Effect of heavy metal pollution on mycorrhizal colonization and function: physiological, ecological and applied aspects. Mycorrhiza 7:139–153.

Li XL and Christie P,2001, Changes in soil solution Zn and pH and uptake of Zn by arbuscular mycorrhizal red clover in Zn contaminated soil. Chemosphere 42: 201-207.

Liao JP, Lin XG, Cao ZH, Shi YQ and Wong MH, 2003. Interactions between arbuscular mycorrhizae and heavy metals under sand culture experiment. Chemosphere 50: 847–853.

Lindsa WL and Norvell WA, 1978. Development of a DTPA soil test for zinc, iron, manganese, and copper. Soil Sci Soc Am J 42:421–428.

Martin F, Perotto S and Bonfante P, 2007. Mycorrhizal fungi: A fungal community at the interface between soil and roots. Pp. 201–236. In: Pinton R, Varanini Z and Nannipieri P (eds). The Rhizosphere: Biochemistry and Organic Substances at the Soil-Plant Interface. Marcel Dekker, New York.

Narwal RP, Mahendra Singh and Singh M, 1993. Effect of cadmium and zinc application on quality of maize. Ind J Plant Physiol 36: 170–173.

Nocito FF, Pirovano L, Cocucci M and Sacchi GA, 2002. Cadmium-induced sulphate uptake in maize roots. J Plant Physiol 129: 1872–1879.

Obata H and Umebayashi M, 1997. Effects of cadmium on mineral nutrient concentrations in plants differing in tolerance for cadmium. J Plant Nutr 20: 97–105.

Page AL, Miller HR and Keeney RD, (eds.). 1982. Methods of Soil Analysis, Part.II, Chemical and Microbiological Properties. Monograph number 9, Second edition, ASA, Madison, WI.

Pawlowska TE and Charvat I, 2004. Heavy-metal stress and developmental patterns of arbuscular mycorrhizal fungi. Appl Environ Microbiol 70: 6643-6649.

Rivetta A, Negrini N and Cocucci M, 1997. Involvement of Ca^{+2}- calmodulin in Ca^{+2} toxicity during the early phases of radish (*Raphanus sativus* L.) seed germination. Plant Cell Environ 20: 600-608.

Salt DE, Blaylock M, Kumar PBAN, Dushenkov V, Ensley BD, Chet I and Raskin I, 1995. Phytoremediation: A novel strategy for the removal of toxic metals from the environment using plants. Biotechnol J 13: 468-475.

Sambandan K, Kannan K and Raman N, 1992. Distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in heavy metal polluted soils of Tamil-Nadu, Indian. J Environ Biol 13:159-67.

Sanita di Toppi L and Gabbrielli R, 1999. Response to cadmium in higher plants. Environ Exp Bot 41: 105–130.

Sudova R and Vosatka M, 2007. Differences in the effects of three arbuscular mycorrhizal fungal strains on P and Pb accumulation by maize plants. Plant Soil 296:77-83.

Sudova R, Jurkiewicz A, Turnau K and Vosátka M, 2007. Persistence of heavy metal tolerance of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* under different cultivation regimes. Symbiosis 43: 71–81.

Toler HD, Morton JB and Cumming JR, 2005. Growth and metal accumulation of mycorrhizal sorghum exposed to elevated copper and zinc. Water Air Soil Pollut 164: 155–172.

Turnau K and Mesjasz-Przybylowicz J, 2003. Arbuscular mycorrhizal of *Berkheya coddii* and other Ni-hyperaccumulating members of *Asteraceae* from ultramafic soils in South Africa. Mycorrhiza 13: 185–190.

Vivas A, Biro B, Campos E, Barea JM and Azcon R, 2003. Symbiotic efficiency of autochthonous arbuscular mycorrhizal fungus (*G. mosseae*) and *Brevibacillus* sp. isolated from cadmium polluted soil under increasing cadmium levels. Environ Pollut 126: 179–189.

Vivas A, Biro B, Ne´mth, Barea JM and Azcon R, 2006*a*. Nickel-tolerant *Brevibacillus brevis* and arbuscular mycorrhizal fungus can reduce metal acquisition and nickel toxicity effects in plant growing in nickel supplemented soil. Soil Biol Biochem 38: 2694–2704.

Vivas A, Biro B, Ruiz-Lozano JM, Barea JM and Azcon R, 2006*b*. Two bacterial strains isolated from a Zn-polluted soil enhance plant growth and mycorrhizal efficiency under Zn-toxicity. Chemosphere 62: 1523–1533.

Weissenhorn I, Mench M and Leyval C, 1995a. Bioavailability of heavy metals and arbuscular mycorrhizas in a sewage sludge- amended sandy soil. Soil Biol Biochem. 127: 287-296.

Weissenhorn L, Leyval C and Berthelin J, 1995b. Bioavailability of heavy metals and abundance of arbuscular mycorrhiza in soil polluted by atmospheric deposition from a smelter. Biol Fertil Soils 19: 22–28.

Yan-de J, Zhen-li H and Xiao Y, 2007. Role of soil rhizobacteria in phytoremediation of heavy metal contaminated soils. J Zhejiang Univ. Sci 8: 197-207.

Yang X, Baligar VC, Martens DC and Clark PB, 1996. Plant tolerance to nickel toxicity. II. Nickel effect on influx and transport of mineral nutrients in four plant species. J Plant Nutr 19(2):265-279.

Zaidi A and Khan MS ,2005. Interactive effect of rhizospheric microorganisms on growth, yield and nutrient uptake of wheat. J Plant Nutr 28:2079–2092.

Zaidi A and Khan MS ,2007. Stimulatory effect of dual inoculation with phosphate solubilizing microorganisms and arbuscular mycorrhizal fungus on chickpea. Aust J Exp Agric 47:1014–1022.

Zhu YG, Lepp N and Naidu R, 2007. Biogeochemistry of Trace Elements: Environmental Protection, Remediation and Human Health, Tsinghua University Press, Beijing, China, International Conference on the Biogeochemistry of Trace Elements (ICOBTE), Beijing, China, 15-19 july 2007.