# آلودگی کادمیومی و بررسی تاثیر آن بر کیفیت بیولوژیکی خاک و رشد گیاه بنگدانه

**سولماز کاظم‌علیلو[۱]، میرحسن رسولی‌صدقیانی[۲*]، حبیب خداوردی‌لو[۲]، محسن برین[۳]**

۱- دانشجوی کارشناسی ارشد، گروه علوم خاک، دانشگاه ارومیه
۲- عضو هیات علمی گروه علوم خاک دانشگاه ارومیه
۳- کارشناس ارشد آزمایشگاه، گروه علوم خاک، دانشگاه ارومیه
* نویسنده مسئول: m.rasdaghiani@urmia.ac.ir
تاریخ دریافت: ۹۱/۰۸/۰۱ تاریخ پذیرش: ۹۱/۱۲/۰۸

**چکیده**

در سال‌های اخیر شاخص کیفیت خاک بیشتر از شاخص کیفیت آب و هوا مورد توجه قرار گرفته است. حفظ سلامت وکیفیت خاک جهت اطمینان از سلامت بیوسفر و محیط زیست ضروری می‌باشد. کادمیوم به عنوان یکی از فلزات سنگین اثرات سمی و بالقوه بر فعالیت و ترکیب موجودات زنده خاک دارد. پارامترهای میکروبی می‌توانند جهت ارزیابی کیفیت خاکهای آلوده مورد استفاده قرار گیرند. هدف از این مطالعه بررسی کارایی پالایش سبز و نقش قارچ ریشه‌های آربوسکولار و باکتری‌های محرک رشد بر کاهش اثرات کادمیوم با استفاده از گیاه بنگ‌دانه بود. این آزمایش به صورت فاکتوریل شامل دو فاکتور (۱) کادمیوم در چهار سطح (۰، ۱۰، ۳۰ و ۱۰۰ میلی گرم در کیلوگرم خاک)، (۲) تیمار تلقیح میکروبی در سه سطح (شاهد، PGPR[۱] و AMF[۲]) در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی در سه تکرار و در شرایط گلخانه‌ای در دانشگاه ارومیه اجرا گردید. عملکرد ماده خشک و غلظت کادمیوم شاخساره و برخی پارامترهای بیولوژیک خاک مورد ارزیابی قرار گرفت. بر اساس نتایج حاصل از این تحقیق، افزایش آلودگی کادمیومی خاک موجب افزایش معنی‌دار ($P \leq ۰/۰۵$) غلظت کادمیوم شاخساره و ضریب متابولیکی ($qCO_2$) گردید. همچنین، کادمیوم موجب کاهش معنی‌دار ($P \leq ۰/۰۵$) عملکرد شاخساره، کربن بیوماس میکروبی (MBC)، تنفس میکروبی، تنفس برانگیخته با سوبسترا (SIR)، جمعیت PGPR و همزیستی میکوریزی شد. تلقیح تیمارهای میکروبی به خاک سبب شد تا اثرات بازدارندگی کادمیوم بر شاخص‌های اندازه‌گیری شده کاهش یابد. به طور کلی نتایج این مطالعه نشان داد که درخاک‌های آلوده به کادمیوم با استفاده از میکروارگانیسم‌های محرک رشد، امکان تنزل تاثیر نامطلوب کادمیوم بر رشد گیاه و شاخص‌های میکروبی کیفیت خاک وجود دارد.

**واژه‌های کلیدی:** پالایش سبز، کادمیوم، کیفیت خاک، PGPR، AMF

1- Plant growth promoting rhizobacteria
2- Arbuscular mycorrhizal fungi

**مقدمه**

کیفیت خاک به عنوان یک ابزاری جهت ارزیابی حد آستانه تحمل سیستم‌های مدیریتی خاک در نظر گرفته می‌شود (Sandaa *et al.*, 1999) و به منظور ارزیابی تاثیر تغییر کاربری اراضی، مطالعه برخی شاخص‌های کیفیت خاک ضروری است (Doran & Safely, 1997). خاک‌های با کیفیت بالا نه تنها محصول بیشتری تولید می‌کنند بلکه نقش مهمی در پایداری اکوسیستم‌های طبیعی و افزایش کیفیت آب و هوا دارند. به طور خلاصه، کیفیت خاک بعنوان توانایی خاک برای کاربردی خاص تعریف می‌شود (Gregorich *et al.*, 1994). اخیراً شاخص‌های بیولوژیکی نیز به طور وسیعی در ارزیابی کیفیت و سلامت خاک مورد استفاده قرار می‌گیرند (Doran & Safely, 1997). شاخص $qCO_2$ یا ضریب متابولیکی (نسبت تنفس میکروبی به بیوماس میکروبی خاک) یکی از مهمترین شاخص‌های کیفیت خاک می‌باشد. این شاخص در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین بیشتر تحت تاثیر قرار می‌گیرد (Jenkinson & Ladd, 1981). نتایج مطالعات نشان داده که $qCO_2$ در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین در مقایسه با خاک‌های غیر آلوده بالاتر است (Baath, 1989).

در دهه‌های اخیر مقدار کادمیوم در اکوسیستم‌های کشاورزی افزایش یافته که خطر امکان آلودگی زنجیره‌ی غذایی را بالا برده و حاصلخیزی خاک را کاهش داده است (Hernandez & Cooke, 1997; Babich & Stotzky, 1978). لذا پالایش خاک از نظر کادمیوم از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است. علایم اصلی سمیت کادمیوم در گیاهان کلروزه شدن برگ‌ها، نکروزه شدن ریشه و برگ و کاهش کلی رشد می‌باشد (Guo *et al.*, 2011). استفاده از توانایی میکروارگانیسم‌های ریزوسفر در پالایش‌سبز خاک‌های آلوده به فلزات‌سنگین که با استفاده از مدیریت فرآیندهای بیولوژیکی در محیط ریزوسفر انجام می‌شود، مورد توجه بسیاری از محققان گرفته است (Wang *et al.*, 2007; Chen *et al.*, 2006; Awotoye *et al.*, 2009). ریشه‌های گیاهان، مواد غذایی مورد نیاز میکروب‌های ریزوسفر را فراهم کرده و بدین ترتیب فعالیت‌های بیولوژیک را در ریزوسفر افزایش می‌دهند (Khan, 2001). میکروارگانیسم‌های خاک (عمدتاً قارچ‌ریشه‌ها و باکتری‌ها) نسبت به تنش فلزات سنگین بردبار بوده و با افزایش جذب آب و عناصر غذایی توسط گیاهان رشد و عملکرد گیاهان را در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین می‌افزایند. تولید زیست‌توده بیش‌تر توسط گیاه، پیش‌نیاز اثربخش بودن گیاهان در پالایش‌سبز خاک‌های آلوده به فلزات‌سنگین است (Khan, 2001)، میکروارگانیسم‌ها همچنین زیست‌فراهمی فلزات‌سنگین در ریزوسفر را افزایش می‌دهند و از این راه گیاهان را در جذب بیش‌تر فلزات از خاک توانا می‌سازند. با افزایش زیست‌توده تولیدی گیاهان و افزایش مقدار فلز در واحد جرم گیاهان، پالایش خاک در زمانی کوتاه‌تر انجام می‌گردد (Hartley *et al.*, 1999). فراوانی، تنوع و فعالیت قارچ‌ریشه‌ها و باکتری‌های خاک نیز در تنش فلزات‌سنگین تحت تاثیر قرار می‌گیرند. نتایج پژوهش‌های مختلف نشان داده که قارچ‌ریشه‌های آربوسکولار بومی خاک‌های آلوده نسبت به قارچ‌ریشه‌های بومی خاک‌های غیرآلوده به فلزات‌سنگین در غلظت‌های بالای فلزات سنگین بردباری بیش‌تری دارند (Del Val *et al.*, 1999). قارچ ریشه‌های آربوسکولار بومی خاک با گذشت زمان به تنش فلزات سنگین سازگاری یافته و گونه‌های سازگار شده می‌توانند ابزار بیوتکنولوژیکی مناسبی برای تلقیح گیاهان در اکوسیستم‌های آلوده باشند (Siqueira *et al.*, 1989). همچنین نتایج مطالعات مختلف نشان داده که افزایش غلظت فلزات‌سنگین در خاک فراوانی و فعالیت باکتری‌های خاک را کاهش می‌دهد (Miransari, 2011).

هدف از این تحقیق، ارزیابی تاثیراستخراج سبز[3] با استفاده از گیاه مرتعی بنگ‌دانه بر اساس پارامترهای بیولوژیکی کیفیت خاک از جمله میزان تنفس میکروبی، تنفس برانگیخته و کربن زیست توده میکروبی می‌باشد. بنگ‌دانه یا بذرالبنج گیاهی علفی یک‌ساله و گاهی دو ساله از خانواده *Solanaceae* وازجنس *Hyoscyamus* می‌باشد.

**مواد و روش‌ها**

یک نمونه خاک از منطقه نازلو در استان آذربایجان غربی انتخاب و به آزمایشگاه انتقال داده شد. کلاس بافتی خاک مورد مطالعه لوم و فراوانی رس، سیلت و شن آن به ترتیب ۲۷۴، ۴۰۳ و ۳۳۲ گرم بر کیلو گرم بود (جدول ۱). خاک با غلظت‌های ۰، ۳۰، ۱۰ و ۱۰۰ میلی‌گرم کادمیوم بر کیلوگرم خاک آلوده شد. غلظت کادمیوم به گونه‌ای انتخاب شد که دامنه‌ای از غلظت صفر آن فلز تا چندین

3-Phytoremediation

برابر غلظت مجاز را بپوشاند. غلظت مجاز کادمیوم از ۱ تا ۵ میلی‌گرم در کیلوگرم خاک می‌باشد (Cariny, 1995). برای آلوده کردن خاک از نمک نیترات کادمیوم $Cd(NO_3)_2$ استفاده شد. نمونه‌های خاک آلوده شده در اتوکلاو در دو نوبت استریل شدند. گلدان‌ها نیز با الک استریل سطحی شدند. تیمار میکروبی AMF شامل ترکیبی از زادمایه قارچ ریشه‌های *G. intraradices* ، *G. mosseae* و *G. fasciculatum* و تیمار PGPR شامل ترکیبی از زادمایه باکتری‌های *Pseudomonas* از سه گونه *P. putida*، *P. fluorescence* و *P. aeruginosa* بودند. در تیمارهای مربوط به AMF قبل از کشت، در زیر بذرها مقدار ۴۰ گرم از زاد مایه (با پتانسیل در حدود ۲۵۰ پروپاگول در سانتیمتر مکعب) به صورت لایه‌ای به ضخامت تقریبی ۲ سانتیمتر قرارداده شد. در تیمار باکتریایی هر کدام از گلدان‌ها با ۱۵ میلی لیتر از کشت مایع باکتری‌ها (با جمعیت حدود $10^8$ باکتری در میلی‌لیتر) در اطراف بذور مایه‌زنی شد. سپس، خاک آلوده در ۳ تکرار برای هر تیمار در گلدان‌هایی با ارتفاع ۳۰ سانتیمتر (عمق ریشه دوانی گیاه) ریخته شد. تیمارهای شاهد مقدار مشابه از مایه تلقیح استریل شده دریافت نمودند. پس از اعمال تیمارها کشت گیاه مرتعی بنگدانه (*Hyoscyamus niger* L.) در گلدان‌های حاوی خاک آلوده به کادمیوم در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه ارومیه انجام شد.

جدول ۱) برخی ویژگی‌های فیزیکی و شیمیایی خاک مورد مطالعه
Table 1) Some physico-chemical properties of the studied soil

| بافت خاک | pH | EC | OC | Fe | Zn | Cd | Pb |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | $dS\ m^{-1}$ | % | $mg\ kg^{-1}$ | | | |
| لوم | 8.1 | 2.5 | 2.69 | 29505 | 62 | 1.47 | 21.42 |

داده‌های عناصر مقادیر کل آنها را شامل می‌شود.

پس از گذشت پنج ماه از زمان کشت، اندام‌های هوایی گیاه از سطح خاک بریده شدند. خاکی که برای اندازه‌گیری شاخص‌های میکروبی استفاده شد، به دقت و با استفاده از قلم مو از اطراف ریشه‌ها جدا گردید.

برای اندازه‌گیری تنفس میکروبی[4] از روش اندرسون (Anderson, 1982) استفاده شد. بدین ترتیب که ۱۰ گرم از خاک هر نمونه توزین کرده و به درون ظروف شیشه‌ای درب‌دار ویژه‌ی اندازه‌گیری تنفس ریخته شد. سپس لوله آزمایشی حاوی ۱۰ میلی‌لیتر محلول NaOH ۰/۱ نرمال در درون ظروف قرار داده شد. درب ظرف‌ها بطور محکم بسته شد و نمونه‌ها به‌مدت ۳ روز در دمای ۲۵ درجه نگه‌داری شدند. تیتراسیون نمونه‌ها با HCl ۰/۱ نرمال پس از ۳ روز انجام شد. در پایان مقدار $CO_2$ آزاد شده با استفاده از رابطه زیر محاسبه شد:

$$BR=\frac{(V_b-V_S)\times 2/2}{W_s} \qquad (۱)$$

که در آن BR تنفس میکروبی پایه ($mg\ CO_2\text{-}C\ g^{-1}\ day^{-1}$)، $V_b$ حجم اسید کلریدریک مصرفی برای نمونه شاهد، $V_s$ حجم اسید کلریدریک مصرفی برای هر نمونه $W_s$، وزن اولیه خاک (g) و ۲/۲ فاکتور تبدیل (یک میلی‌لیتر HCl ۰/۱ نرمال معادل ۲/۲ میلی‌گرم $CO_2$ می‌باشد) است.

برای اندازه‌گیری تنفس برانگیخته با سوبسترا[5] از روش اندرسون و دومسچ (۱۹۹۰) استفاده شد. بدین منظور ۵۰ گرم از نمونه‌های خاک وزن کرده و به درون ظروف شیشه‌ای درب‌دار ویژه‌ی اندازه‌گیری تنفس ریخته شدند. ۱ میلی‌لیتر گلوکز ۱ درصد به‌عنوان سوبسترا به هر کدام از ظروف افزوده و بی‌درنگ لوله آزمایشی حاوی ۱۰ میلی‌لیتر محلول NaOH ۰/۱ نرمال درون ظروف قرار داده شد. درب ظروف را محکم بسته و به‌مدت ۶ ساعت در انکوباتور با دمای ۲۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند. پس از ۶ ساعت تیتراسیون نمونه‌ها با HCl ۰/۱ نرمال انجام شد. مقدار $CO_2$ آزاد شده محاسبه و میزان تنفس برانگیخته با سوبسترا ($mg\ CO_2\text{-}C\ g^{-1}\ day^{-1}$) برآورد شد (Nannipieri & Alef, 1995).

برای اندازه‌گیری کربن زیست‌توده میکروبی[6] از روش گازدهی با کلروفرم (تدخین-استخراج) بهره‌گیری

4- Basal respiration

5- Substrate-induced respiration
6- Microbial biomass carbon

شد (Joner & Leyval, 1997; Sylvia & Williams, 1992). بدین ترتیب ۱۰۰ گرم از هر نمونه خاک ریزوسفری با کلروفرم به‌مدت ۲۴ ساعت تدخین (گازدهی) شده و با محلول سولفات پتاسیم، استخراج شد. خاک تدخین شده (یک قسمت) با محلول سولفات پتاسیم (پنج قسمت) مخلوط شد. سپس به مدت ۳۰ دقیقه تکان داده شد و صاف شد. مقدار کربن آلی در عصاره‌ها اندازه‌گیری شد. همین روش برای خاک شاهد (بدون تدخین) نیز انجام شد. برای اندازه‌گیری کربن آلی در عصاره‌های خاک، ۵ میلی‌لیتر از عصاره‌های خاک را برداشته و ۱۰ میلی‌لیتر دی کرومات پتاسیم ۱ نرمال و ۲۰ میلی‌لیتر اسید سولفوریک غلیظ به آن‌ها افزوده شد. نمونه‌ها به‌مدت ۳۰ دقیقه به‌حال خود رها شدند. سپس ۲۰ میلی‌لیتر آب مقطر و ۱۰ میلی‌لیتر اسید اورتو فسفریک غلیظ به به هریک از نمونه‌ها افزوده شد. ۰/۳ سی‌سی شناساگر دی فنیل آمین به هریک از نمونه‌ها اضافه شد و در پایان تیتراسیون با محلول فرو آمونیوم سولفات انجام شد. از اختلاف مقادیر محاسبه شده برای نمونه‌های تدخین شده و تدخین نشده مقدار کربن زیست‌توده میکروبی محاسبه شد:

$$MBC = F_C - uF_C \qquad (۲)$$

که در آن *MBC* کربن زیست‌توده میکروبی ($mg\ kg^{-1}$)، $F_C$ کربن معدنی شده یا $CO_2$ متصاعد شده در نمونه‌های تدخین شده با کلروفرم ($mg\ kg^{-1}$) و $uF_C$ کربن معدنی شده یا $CO_2$ متصاعد شده در نمونه‌های تدخین نشده با کلروفرم ($mg\ kg^{-1}$) است. ضریب متابولیکی ($qCO_2$)، از نسبت تنفس پایه (مقدار $CO_2$-C به دست آمده از یک روز تنفس میکروبی بر حسب میلی‌گرم در کیلوگرم خاک) بر مقدار کربن موجود در زیست‌توده میکروبی تقسیم و بر حسب $mgCO_2\text{-}C\ g^{-1}\ MBC\ day^{-1}$ برآورد گردید (Anderson & Domsch, 1990). برای اندازه‌گیری فراوانی باکتری‌ها از روش کشت در محیط‌های غذایی و از محیط کشت Nutrient Agar در پتری‌دیش‌های یک‌بار مصرف استریل استفاده شد (Chen *et al.*, 2006). به منظور تعیین درصد همزیستی میکوریزی، ریشه‌ها به روش رنگ‌آمیزی با تریپان بلو رنگ‌آمیزی شدند (Grace & Stribley, 1991) و درصد همزیستی طول ریشه با روش تلاقی خطوط شبکه تعیین گردید (Giovannetti & Mosse, 1980). تجزیه و تحلیل آماری داده‌ها از طریق نرم افزار SAS و مقایسه تیمارها با استفاده از آزمون دانکن انجام گرفت.

## نتایج و بحث

جدول ۲ مقادیر عملکرد ماده خشک شاخساره گیاه بنگدانه را در تیمارهای شاهد، PGPR و AMF در سطوح مختلف کادمیوم در خاک، نشان می‌دهد. با افزایش غلظت کادمیوم در خاک، عملکرد ماده خشک شاخساره‌ی گیاه در تمامی تیمارها به‌طور معنی‌داری ($P$≤۰/۰۵) کاهش یافت. کاهش عملکرد ماده خشک بین تیمار PGPR و AMF در غلظت ۰، ۱۰ و ۳۰ میلی‌گرم بر کیلوگرم کادمیوم معنی‌دار ($P$≤۰/۰۵) نبود. در هر سطح از غلظت کادمیوم در خاک مقادیر ماده خشک شاخساره گیاه در تیمار PGPR و AMF به‌طور معنی‌داری ($P$ ≤۰/۰۵) بیش‌تر از تیمار شاهد بود. میزان عملکرد ماده خشک شاخساره گیاه بدین ترتیب بود: AMF>PGPR> شاهد.

جدول ۲) عملکرد ماده خشک شاخساره گیاه بنگدانه در تیمارهای مختلف

Table 2) Shoot dry matter yield of *Hyoscyamus niger* in different treatments

| کل کادمیوم افزوده شده به خاک ($mg\ kg^{-1}$) | عملکرد شاخساره ($g\ pot^{-1}$) | | |
|---|---|---|---|
| | شاهد (Control) | PGPR | AMF |
| 0 | $4.2±0.9^{a,a}$ | $5.2±0.4^{a,a}$ | $4.8±0.2^{a,a}$ |
| 10 | $2.7±0.5^{a,b}$ | $3.1±1.5^{a,b}$ | $3.1±0.1^{a,b}$ |
| 30 | $0.72±0.1^{c,c}$ | $1.6±0.1^{b,c}$ | $1.9±0.02^{a,c}$ |
| 100 | $0.13±0.1^{b,c}$ | $0.5±0.02^{a,c}$ | $0.6±0.03^{a,d}$ |

حروف بالا نویس اول و دوم به ترتیب نشان دهنده اختلاف آماری معنی‌دار ($P$ ≤۰/۰۵) در هر ردیف و هر ستون می‌باشند.

میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ($P$ ≤۰/۰۵) ندارند.

کاهش عملکرد ماده خشک شاخساره گیاه بنگدانه با افزایش سطوح کادمیوم در خاک در تیمارهای مختلف، به دلیل افزایش غلظت کادمیوم در شاخساره گیاهان (جدول ۲) بود که در ادامه بحث خواهد شد. سمیت کادمیوم در گیاهان سبب ایجاد اختلال در جذب عناصر غذایی، رژیم آبی گیاه، تنفس سلولی و فتوسنتز می‌شود که این یکی از مهم‌ترین دلایل کاهش عملکرد ماده خشک گیاه می‌باشد (Das *et al*., 1997). به همین دلیل با افزایش غلظت کادمیوم عملکرد ماده خشک گیاه در همه تیمارها کاهش یافت. نتایج این پژوهش نشان داد که با وجود این‌که جذب کادمیوم توسط گیاهان (جدول ۳) در تیمارهای AMF و PGPR افزایش یافت اما عملکرد ماده خشک گیاهان نیز در این تیمارها بالا بود. با این‌که راهکارهایی مانند تثبیت کادمیوم در هیف‌های AMF و ایجاد اثر رقت به دلیل افزایش زیست‌توده گیاهان، توسط پژوهش‌گران مختلف گزارش شده است، اما این راهکارها برای نتایج این پژوهش کمتر صادق بوده، چه غلظت کادمیوم در شاخساره گیاهان بنگدانه در تیمارهای AMF و PGPR بیش‌تر از تیمار شاهد بود. بنابراین به‌نظر می‌رسد AMF و PGPR می‌توانند آستانه تحمل گیاه به سمیت کادمیوم را افزایش دهند. یکی از دلایل این موضوع احتمالا تغییر توزیع فلزات سنگین در اندام‌های گیاه و جذب بیش‌تر عناصر غذایی ضروری توسط گیاهان باشد (Chen *et al*., 2006; Gohre & Paszkowski, 2006; Wenzel *et al*., 2004). چرا که یکی از دلایل کاهش عملکرد گیاهان در خاک‌های آلوده، کاهش جذب عناصر غذایی ضروری توسط گیاهان است. ریسه‌های AMF نسبت به ریشه‌های گیاهان، در برابر تنش فلزات سنگین، حساسیت کمتری دارند، بنابراین گسترش ریسه‌ها و جذب آب و عناصر غذایی، رشد و عملکرد گیاهان را در خاک‌های آلوده به فلزات‌سنگین افزایش می‌دهد (Jackson & Alloway, 1992). نتایج مشابهی نیز توسط بسیاری از پژوهش‌گران گزارش شده است. قارچ آربوسکولار میکوریزا با تولید هورمون ایندول استیک اسید (IAA) و تولید آنزیم ACC دآمیناز، تولید سیدروفور، تولید انواع هورمون‌های افزاینده رشد گیاه و ویتامین‌ها جذب عناصر غذایی ضروری و در نتیجه عملکرد گیاهان را در خاک‌های آلوده به فلزات‌سنگین افزایش می‌دهند (Khan, 2005; Schloter *et al*., 2006). شنگ و همکاران (۲۰۰۸) گزارش کردند که مایه‌زنی *P. fluorescence* عملکرد کلزا را در خاک‌های آلوده افزایش می‌دهد. بدین‌ترتیب AMF و PGPR با افزایش جذب عناصر غذایی باعث کاهش عملکرد در اثر سمیت کادمیوم می شوند. گیو و همکاران (۲۰۱۱) نیز گزارش کردند مایه‌زنی PGPR به‌دلیل تولید آنزیم ACC دآمیناز و کاهش اثرات تنشی اتیلن در گیاه، سبب افزایش چشم‌گیر زیست‌توده گیاه *Sedum alfredii* در خاک‌های آلوده می‌شود. افزایش کلاته شدن فلزات‌سنگین توسط لیگاندهای آلی و به‌دنبال آن محبوس کردن کمپلکس فلز- لیگاند در واکوئل نیز یکی از راهکارهای مقاومت می‌باشد. حبس فلز سنگین در واکوئل از گردش آزاد یون‌های فلزات‌سنگین در سیتوزول جلوگیری می‌کنند. به‌همین دلیل بردباری گیاهان به تنش فلزات سنگین افزایش می‌یابد (Gohre & Paszkowski, 2006; Maier *et al*., 2000).

جدول ۴ مقادیر شاخص ضریب متابولیکی ($qCO_2$) در خاک تحت کشت گیاهان بنگدانه را در سطوح مختلف کادمیوم، نشان می‌دهد. شاخص ضریب متابولیکی با افزایش سطوح کادمیوم در خاک تحت کشت بنگدانه افزایش یافت. هر چند که این افزایش تا غلظت ۳۰ میلی گرم کادمیوم در تیمارهای AMF و PGPR معنی‌دار ($P$≤۰/۰۵) نبود. ولی این اختلاف در غلظت ۱۰۰ میلی گرم کادمیوم معنی‌دار ($P$≤۰/۰۵) بود. بین مقادیر $qCO_2$ در تیمارهای AMF و PGPR اختلاف آماری معنی‌داری ($P$ ≤۰/۰۵) مشاهده نشد.

آندرسون و دومسچ (۱۹۹۰) شاخص ضریب متابولیکی را برای مطالعه‌ی تاثیر تنش ناشی از آلودگی‌های گوناگون بر نیاز انرژی میکروارگانیسم‌های خاک ارائه کردند. $qCO_2$ مقدار تنفس خاک (کربن تجزیه شده برای تولید انرژی) به ازای هر واحد زیست‌توده میکروبی (کربن مصرف شده برای رشد و تشکیل سلول‌های جدید) در واحد زمان است (Baath، 1989) که داده‌های مربوطه در جدول ۴ آورده شده است. تحقیقات نشان داده که شاخص $qCO_2$ در شرایط تنش‌های محیطی افزایش می‌یابد (Bunemann *et al*., 2006)، زیرا در این شرایط فعالیت متابولیکی و بازده مصرف کربن توسط میکروب‌ها تغییر می‌کند (Baath, 1989). بدین ترتیب که میکروب‌های خاک در شرایط تنش به ازای هر واحد سوبسترای اضافه شده، کربن کمتری را صرف تشکیل زیست‌توده جدید می‌کنند و اغلب آن را صرف تامین انرژی

لازم برای ادامه حیات می‌کنند. در این تحقیق نیز با افزایش غلظت کادمیوم در خاک، ضریب متابولیک خاک در ریزوسفر گیاهان افزایش یافت ولی میزان افزایش در گیاهان تلقیحی کمتر از گیاهان شاهد بود (جدول ۴). نتایج مشابهی توسط برخی محققان درباره افزایش میزان $qCO_2$ دراثر استفاده از لجن فاضلاب آلوده به فلزات سنگین در خاک گزارش شده است (Fortes Neto, 2000; Lee & Banks, 1993).

جدول ۳) غلظت کادمیوم شاخساره گیاه بنگدانه در تیمارهای مختلف

Table 3) Shoot Cd concentrations of *Hyoscyamus niger* in different treatments

| غلظت کادمیوم شاخساره گیاه ($mg\ kg^{-1}$) | | | کل کادمیوم افزوده شده به خاک ($mg\ kg^{-1}$) |
|---|---|---|---|
| AMF | PGPR | Control | |
| $1.9\pm0.5^{ac}$ | $1.5\pm0.1^{a,d}$ | $1.2\pm0.1^{a,d}$ | 0 |
| $27.3\pm4.2^{a,b}$ | $34\pm4.6^{a,c}$ | $15.8\pm0.9^{b,c}$ | 10 |
| $77\pm3.4^{a,a}$ | $84\pm4.6^{a,b}$ | $44.1\pm2.1^{b,b}$ | 30 |
| $88.3\pm1^{b,a}$ | $96\pm2^{a,a}$ | $70.3\pm0.5^{c,a}$ | 100 |

حروف بالانویس اول و دوم بر روی هر عدد به ترتیب نشان دهنده اختلاف آماری ($P\leq$۰/۰۵) در هر ستون و هر ردیف می‌باشند.

میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ($P\leq$۰/۰۵) ندارند.

جدول ۴) تنفس میکروبی پایه و شاخص ضریب متابولیکی ($qCO_2$) در خاک تحت کشت گیاهان بنگدانه در سطوح مختلف کادمیوم در خاک

Table 4) Basal respiration soil and $qCO_2$index in the soil under cultivation of *Hyoscyamus niger* at different Cd levels

| $qCO_2$ $mg\ CO_2\text{-}C\ mg^{-1}\ MBC\ day^{-1}$ | | میانگین تنفس پایه $mg\ CO_2\ day^{-1}kg^{-1}\ soil$ | | کادمیوم افزوده شده به خاک ($mg\ kg^{-1}$) |
|---|---|---|---|---|
| AMF | PGPR | AMF | PGPR | |
| $0.096\pm0.01^{a,a}$ | $0.097\pm0.02^{a,a}$ | $198.4\pm6^{a,a}$ | $219.6\pm43^{a,a}$ | 0 |
| $0.091\pm0.01^{a,a}$ | $0.095\pm0.01^{a,a}$ | $119.2\pm14^{a,b}$ | $128.3\pm1^{a,b}$ | 10 |
| $0.1\pm0.004^{a,a}$ | $0.105\pm0.01^{a,a}$ | $104.6\pm3^{a,b}$ | $117.6\pm14^{a,b}$ | 30 |
| $0.116\pm0.01^{b,a}$ | $0.12\pm0.01^{ab,a}$ | $94\pm6^{a,bc}$ | $91.8\pm11^{a,b}$ | 100 |

حروف بالانویس اول و دوم بر روی هر عدد به ترتیب نشان دهنده اختلاف آماری ($P\leq$۰/۰۵) در هر ستون و هر ردیف می‌باشند.

میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ($P\leq$۰/۰۵) ندارند.

خاک تیمارهای شاهد قبل از کشت استریل شده بوند در پایان آزمایش جمعیت میکروبی در آنها قابل صرف‌نظرکردن بود.

جدول ۵ تنفس برانگیخته با سوبسترا (SIR) در خاک تحت کشت گیاه بنگدانه را در سطوح مختلف کادمیوم نشان می‌دهد. با افزایش غلظت کادمیوم از صفر به ۱۰۰ (میلی‌گرم کادمیوم بر کیلوگرم خاک)، SIR در ریزوسفر گیاه کاهش معنی‌داری ($P\leq$۰/۰۵) یافت. هر چند میزان کاهش در سطوح ۱۰ و ۳۰آلودگی کادمیوم معنی‌دار ($P\leq$۰/۰۵) نبود. آلودگی کادمیومی خاک بر فعالیت بیولوژیکی خاک تأثیر گذاشته و باعث کاهش فعالیت تنفسی و کاهش $CO_2$ آزاد شده در خاکها شده است. به گونه‌ای که در غلظت ۱۰۰ میلی‌گرم کادمیوم بر کیلوگرم خاک مقدار میانگینتنفس برانگیخته در ریزوسفر گیاه به ۳۹۷۰ میلی گرم دی‌اکسیدکربن در هر کیلوگرم خاک ریزوسفر رسید. شاید بتوان علت کاهش بیشتر تنفس برانگیخته در غلظت ۱۰۰ میلی گرم بر کیلوگرم گیاه بنگدانه را به کاهش بیشتر زیست‌توده ریشه این گیاه نسبت داد. با این وجود تلقیح PGPR و AMF به طور موثر و معنی‌داری میانگین تنفس پایه را افزایش داد که علت آن را می‌توان به جمعیت و فعالیت بیشتر ریز جانداران خاک نسبت داد (جدول ۶). لی و همکاران (۱۹۹۳) گزارش کردند فراوانی جمعیت میکروبی در خاک‌های دارای گیاه و سیستم ریشه‌ای، بیشتر از خاک‌های فاقد گیاه و سیستم ریشه‌ای می‌باشد که نشان می‌دهد در خاک‌های آلوده، ریشه گیاه با ترشحات خود (کربوهیدرات‌ها، آمینو اسیدها، ویتامین‌های ضروری و غیره) جمعیت میکروبی را جهت تجزیه و یا تغییر شکل آلاینده‌ها افزایش می‌دهد.

جدول ۵ ) شاخص SIR وCAI در خاک تحت کشت گیاه بنگدانه در تیمارهای مختلف میکروبی در سطوح مختلف کادمیوم

Table 5) Substrate induced respiration (SIR) and CAI index in the soil under cultivation of *Hyoscyamus niger* at different Cd levels

| قابلیت دسترسی به کربن (CAI) | | میانگین تنفس برانگیخته (SIR) ( mg $CO_2$-C $day^{-1}$/kg soil) | | کادمیوم افزوده شده به خاک ($mg\ kg^{-1}$) |
|---|---|---|---|---|
| AMF | PGPR | AMF | PGPR | |
| $0.032^{ns}$ | $0.034^{ns}$ | $6294\pm332^{a,a}$ | $6372\pm303^{a,a}$ | 0 |
| $0.024^{ns}$ | $0.026^{ns}$ | $4878\pm69^{a,b}$ | $4923\pm32^{a,b}$ | 10 |
| $0.022^{ns}$ | $0.024^{ns}$ | $4832\pm330^{a,b}$ | $4975\pm32^{a,b}$ | 30 |
| $0.021^{ns}$ | $0.023^{ns}$ | $4538\pm75^{a,c}$ | $3970\pm79^{a,c}$ | 100 |

حروف بالانویس اول و دوم بر روی هر عدد به ترتیب نشان دهنده اختلاف آماری ($P \leq$۰/۰۵) در هر ستون و هر ردیف می‌باشند.

میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ($P \leq$۰/۰۵) ندارند.

خاک تیمارهای شاهد قبل از کشت استریل شد و پس از برداشت گیاهان جمعیت میکروبی قابل صرف نظرکردن بود.

جدول ۵ شاخص قابلیت دسترسی به کربن[۷] در خاک تحت کشت گیاه بنگدانه را در سطوح مختلف کادمیوم، نشان می‌دهد. مقادیر شاخص قابلیت دسترسی به کربن با افزایش غلظت کادمیوم در خاک و در تیمارهای PGPR و AMF کاهش یافت، هر چند اختلاف مقادیر این شاخص در بین تیمارها معنی‌دار ($P\leq$۰/۰۵) نبود.

CAI شاخص مهمی برای پی بردن به درجه محدودیت سوبسترا به‌ویژه در خاک‌های تحت کشت است. با افزایش غلظت کادمیوم در خاک، شاخص قابلیت دسترسی به کربن به صفر نزدیک می‌شود که بیانگر وجود محدودیت کربن در محیط می‌باشد. با توجه به این که ریشه مهمترین منبع تولید کربن برای جانداران هتروتروف خاک می‌باشد (Das *et al*., 1997)، کاهش بیشتر شاخص CAI را می‌توان به کاهش بیشتر بیوماس ریشه در غلظت ۱۰۰ میلی گرم بر کیلو گرم کادمیوم نسبت داد. نتایج یک پژوهش نشان داد مقدار کادمیوم در بخش‌های مختلف گیاه سویا متفاوت بوده و در ریشه بسیار بیشتر از شاخساره و در شاخساره بیشتر از دانه می باشد. این ناتساوی نشان می‌دهد که در سویا اندوزش کادمیوم توسط ریشه‌ها بسیار بیشتر از سایر بخش‌های گیاه است و ممکن است ریشه‌ی گیاه بیشتر از سایر بخش‌های گیاه آسیب ببیند (Chen *et al*., 2006).

## فراوانی باکتری‌های ریزوسفری خاک

جدول ۶ تغییرات میانگین جمعیت باکتری‌های موجود در ریزوسفر بنگدانه را در سطوح مختلف کادمیوم در شرایط تلقیح خاک با باکتری‌های محرک رشد گیاه نشان می‌دهد. فراوانی باکتری‌های ریزوسفری خاک با افزایش شدت آلودگی کادمیوم در خاک به طور معنی‌داری ($P\leq$۰/۰۵) کاهش یافت (جدول ۶). همانطور که قبلاً اشاره شد فراوانی جمعیت میکروبی در خاک‌های دارای گیاه و سیستم ریشه-ای، بیشتر از خاک‌های فاقد گیاه و سیستم ریشه‌ای می‌باشد که نشان می‌دهد در خاک‌های آلوده ریشه گیاه با ترشحات خود (کربوهیدرات‌ها، آمینو اسیدها، ویتامین‌های ضروری و غیره) جمعیت میکروبی را جهت تجزیه آلاینده‌ها افزایش می‌دهد (Landi *et al*., 2000). ریشه‌های گیاهان قادر به ترشح آنزیم‌هایی هستند که انواع جمعیت میکروبیو فعالیت میکروبی را افزایش می‌دهند (Abedi-Koupai*etal*., 2007). همچنین کاهش فراوانی باکتری‌ها در اثر آلودگی کادمیومی خاک را می‌توان به تخریب DNA و RNA، مهار سنتز پروتئین، جلوگیری از فرآیندهای آنزیمی و مهار تقسیم سلولی توسط فلزات سنگین و نهایتاً آسیب‌رسانی به سلول و فرآیندهای سلولی باکتری‌ها نسبت داد (Ma *et al*., 2011).

با توجه به این که در غلظت‌های بالای آلودگی عملکرد شاخساره و ریشه گیاهان مورد مطالعه کاهش یافت، می‌توان علت کاهش جمعیت میکروبی خاک بر اثر آلودگی را تفسیر کرد. همچنین در پژوهشی که بر روی گیاه ذرت در خاکی آلوده به کادمیوم انجام گرفت معلوم شد، PGPR و AMFها رشد گیاه را در نتیجه‌ی افزایش متابولیسم‌های میکروبی و تولید مواد محرک رشد در خاک ریزوسفری بهبود می‌بخشند (Vassilev & Yordanov, 1997).

7- Carbon availability index(CAI)

جدول ۶ درصد کلنیزاسیون ریشه گیاهان بنگدانه را در سطوح مختلف آلودگی کادمیومی خاک نشان می‌دهد. درصد کلنیزاسیون ریشه با افزایش غلظت کادمیوم در خاک به‌طور معنی‌داری ($P$≤۰/۰۵) کاهش یافت. اختلاف درصد کلنیزاسیون ریشه در سطوح مختلف کادمیوم معنی‌دار ($P$≤۰/۰۵) بود. درصد کلنیزاسیون ریشه با افزایش غلظت کادمیوم از ۱۰ به ۳۰ تغییر معنی‌دار نداشت ($P$≤۰/۰۵). کاهش فراوانی، درصد همزیستی و تنوع تیپ‌های میکوریزی با افزایش غلظت فلزات سنگین از جمله کادمیوم و روی در کاج گزارش شده است (Blaudez *et al*., 2000). همچنین افزایش غلظت کروم و نیکل منجر به کاهش کلنیزاسیون میکوریزی در درخت اکالیپتوس می‌شود (Aggangan *et al*., 1989). در تحقیقی وانگ و همکارانش (۲۰۰۷) دریافتند افزایش غلظت مس در خاک منجر به کاهش درصد کلنیزاسیون ریشه با قارچ میکوریز در ذرت می‌شود. سیکوریا و همکاران (۱۹۸۹) بیان نمودند که قارچ‌های میکوریزی جهت اصلاح بیولوژیک مکان‌های آلوده به فلزات سنگین از اهمیت بالایی برخوردارند. همچنین آنها اظهار کردند درصد کلنیزاسیون ریشه به قارچ‌های میکوریزی و رشد گیاه در خاک‌های آلوده به عنصر کادمیوم کاهش می‌یابد. کاهش بیوماس و طول اندام هوایی درنتیجه حضور فلزات سنگین می‌تواند به دلیل تأثیر بازدارنده این فلزات بر رشد طولی ریشه و کاهش جذب مواد معدنی باشد (Vassilev & Yordanov, 1997).

جدول ۶) فراوانی باکتری‌های ریزوسفری خاک و درصد کلنیزاسیون میکوریزی ریشه بنگدانه در سطوح مختلف کادمیوم در خاک

Table 6) Abundance of soil rhizobateria into rhizospher and root colonization percent of *Hyoscyamus niger* at different Cd levels.

| کل کادمیوم افزوده شده به خاک ($mg\ kg^{-1}$) | درصد کلنیزاسیونریشه | فراوانی باکتری‌های ریزوسفری ($g^{-1}$)* |
|---|---|---|
| 0 | $37.5\pm4.8^{a}$ | $8540^{a}$ |
| 10 | $30\pm4.1$ | $1700.1^{b}$ |
| 30 | $25\pm3.2^{b}$ | $1490.3^{bc}$ |
| 100 | $10.1\pm2.1^{c}$ | $1040^{c}$ |

حروف بالانویس اول و دوم بر روی هر عدد به ترتیب نشان دهنده اختلاف آماری ($P$ ≤۰/۰۵) در هر ستون و هر ردیف می‌باشند.

میانگین‌های دارای حروف مشترک بر اساس آزمون چند دامنه‌ای دانکن اختلاف معنی‌داری ($P$ ≤۰/۰۵) ندارند.

خاک تیمارهای شاهد قبل از کشت استریل شد و پس از برداشت گیاهان جمعیت میکروبی قابل صرف‌نظرکردن بود.

## نتیجه‌گیری کلی

در کل نتایج نشان داد احیای پوشش گیاهی با استفاده از باکتری‌های محرک رشد و قارچ ریشه‌های آربوسکولار می‌تواند فعالیت بیوشیمیایی و میکروبی را در خاک‌های آلوده به فلزات سنگین بهبود دهد. همچنین با توجه به افزایش کارایی پالایش سبز با استفاده از میکروارگانیزم‌های محرک رشد گیاه از جمله AMF و PGPR مشخص گردید که شاخص‌های بیولوژیکی کیفیت خاک نظیر تنفس میکروبی، MBC، SIR، $qCO_2$، CAI، جمعیت میکروبی و درصد همزیستی میکوریزی می‌توانند به عنوان شاخص‌های کنترل کننده مناسبی برای ارزیابی سلامت و کیفیت خاک‌های آلوده به کادمیوم مورد استفاده قرار گیرند.

## References


Abedi-koupai JM, Vossoughi-Shavari S, Yaghmaei M and Ezzatian R. 2007. Effects of microbial population on phytoremediation of petroleum contaminated soils using tall fescue. Int. J. Agric & Biol. 242-246.

Aggangan NS, Dell B and Malajczuk N. 1989. Effects of chromium and nickel on growth of the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius* and formation of ectomycorrhizas on Eucalyptus urophylla Blake. S.T. Geoderma, 84: 15-27.

Alef K and Nannipieri P. 1995. Methods in applied soil microbiology and biochemistry. Academic Press, London.

Anderson JPE. 1982. Soil respiration. PP. 831-871. In: Methods of soil analysis. Part 2: Chemical and microbiological propertiese, Page AL and Miller RH. (Eds.), American Society of Agronomy. Madison. 831-871.

Anderson TH and Domsch KH. 1990. Application of eco-physiological quotient ($qCO_2$ and Dq) on microbial biomassesfrom soils of different cropping histories, Soil Biol. Biochem. 22: 251–255.

Baath E. 1989. Effects of heavy metals in soil on microbial processes and populations. Water, Air and Soil Pollution, 47: 335-379.

Babich H and Stotzky G. 1978. Effects of cadmium on the biota: influence of environmental factors. Adv. Appl. Microbial. 23: 55-117.

Blaudez D, Jacob C, Turnau K, Colpaert JV, Ahonen-Jonnarth U, Finlay R, Botton B and Chalot M. 2000. Differential reponses of ectomycorrhizal fungi to heavy metals in vitro. Mycol. Res. 104: 1366-1371.

Bunemann EK, Schwenke GD and Van Zwieten L. 2006. Impact of agricultural inputs on soil organisms. a review. Soil Res. 44: 379-406.

Cariny T. 1995. The reuse of contaminated land. John Wiley and Sons Ltd. Publisher. 219p.

Chen Y, Zhu G. 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.

Das P, Samantaray S and Rout GR. 1997. Studies on cadmium toxicity in plants: a review. Environ. Pollut. 98: 29-36.

Del Val C, Barea JM and Azcon-Aguilar C. 1999. Assessing the tolerance to heavy metals of arbuscular mycorrhizal fungi isolates from sewage sludge-contaminated soils. Appl. Soil Ecol. 11: 261–269.

Doran JW and Safely M. 1997. Defining and assessing soil health and sustainable productivity. In: Pankhurst C, Doube BM, Gupta VVSR. (Eds.), Biological indicators of soil health. CAB International, Wallingford. 1–28p.

Fortes Neto P. 2000. Degradacao de biossolido incorporado ao solo avaliadaatraves de medidas microbiologicas. PhD Thesis, Universidade de Sao Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, Brasil, 113 pp.

Giovannetti M. and Mosse B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. New Phytol. 84: 489-500.

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

Grace C. and Stribley D.P. 1991. A safer procedure for routine staining of VAM fungi. Mycological Res. 95: 1160-1162.

Gregorich EG, Carter MR, Angers DA, Monreal CM and Ellert BH. 1994. Towards a minimum data set to assess soil organic matter quality in agricultural soils. Can. J. Soil Sci. 74: 367–385.

Guo C, Fang F and Liu J. 2011. Isolation of ACC deaminase-contaning plant growth-promoting rhizobacteria from petroleum contaminated soil. Adv. Mat. Res. 356: 244-247.

Hernandez LE and Cooke DT. 1997. Modificationof root plasma membrane lipid composition of cadmium treated *Pisum sativum*. J. Ex. Bot. 48: 1375-1381.

Jackson A.P. and Alloway B.J. 1992. The transfer of cadmium from agricultural soil to the human food chain. In: ADRIANO D.C. (Ed) Biogeochemistry of trace metals. Boca Raton: Lewis Publishrs. 109-158.

Joner EJ. and Leyval C. 1997. Uptake of $^{109}$Cd by roots and hyphae of a *Glomus mosseae/Trifolium subterraneum* mycorrhiza from soil amended with high and low concentration of cadmium. New Phytol. 135: 353-360.

Jenkinson DS and Ladd JN. 1981. Microbial biomass in soil measurement and turnover, In: Paul E.A., Ladd, J.N. (Eds). Soil Biochemistry, Marcel Dekker, Inc., NY. 415-471p.

Lee E. and Banks MK. 1993. Bioremediation of petroleum contaminated soil using vegetation: A microbial study, J. Environ. Sci. Health, 28 (10): 2187.

Hartley J, Cairney JWG and Meharg A. 1999. Cross-colonization of Scots pine (*Pinus sylvestris*) seedlings by the ectomycorrhizal fungus *Paxillus involutes* in the presence of inhibitory levels of Cd and Zn. New Phytol. 142: 141-149.

Khan A.G. 2001. Relationships between chromium biomagnification ratio, accumulation factor, and mycorrhizae in plants growing on tannery effluent-polluted soil. Environ. Int. 26:417-423.

Khan AG. 2005. Role of soil microbes in the rhizospheres of plants growing on trace element contaminated soils in phytoremediation. J. Trace Elem. Med. Biol. 18(4): 355-364.

Ma Y, Prasad MNV, Rajkumar M and Freitas H. 2011. Plant growth promoting rhizobacteria and endophytes accelerate phytoremediation of metalliferous soils. Biotechnol Adv. 29: 248–258.

Maier RM, Papper LL and Gebra CP. 2000. Environmental microbiology. Academic Press, Chapter 17: 403-423.

Miransari M. 2011. Hyperaccumulators, arbuscular mycorrhizal fungi and stress of heavy metals. Biotechnol. Adv. (in press)

Sandaa RA, Torsvik V and Enger A. 1999. Analysis of bacterial communities in heavy metal-contaminated soils at different levels of resolution. FEMS Microbiol. Ecol. 30: 237-51.

Schloter M, Munch JC and Tittarelli F. 2006. Managing soil quality. In: Bloem, J Hopkins, D.W., Benedetti, A. (Eds.), Microbiological methods for assessing soil quality. CAB International, Wallingford. 50–62p.

Sheng XF, Xia JJ, Jiang CY, He LY and Qian M. 2008. Characterization of heavy metal-resistant endophytic bacteria from rape (*Brassica napus*) roots and their potential in promoting the growth and lead accumulation of rape. Environ. Pollut. 156: 1164-1170.

Siqueira JO, Colozzi-Filho A and Oliverira E. 1989. Occurencia de micorrizas vesiculo arbusculares em agro ecossistemas naturais do estado de minas gerais. Pasquisa *Agropecuaria brasileira*. 24: 1499-1506.

Sylvia DM and Williams SE. 1992. Vesicular arbuscularmycorrhizae and environmental stresses. ASA No. 54, Madison, USA. pp: 101–124.

Vance ED, Brookesand PC and Jenkinson DS. 1987. An extraction method for measuring soil microbial biomass C. Soil Biol. Biochem. 19: 703–707.

Vassilev A and Yordanov I. 1997. Reductive analysis of factors limiting growth of cadmium treated plants review. Plant Physiol. 23: 114-133.

Vivas A, Azcon R, Biro B, Barea JM and Ruiz-Lozano JM. 2003. Influence of bacterial strains isolated from lead-polluted oil and their interactions with arbuscular mycorrhiza on the growth of *Trifolium pratense L*. under lead toxicity. Microbiol. 49: 577–88.

Wang HH, Shan XQ, Wen B, Owens G, Fang J and Zhang SZ. 2007. Effect of indole-3-acetic acid on lead accumulation in maize (*Zea mays* L.) seedlings and the relevant antioxidant response. Exp. Bot. 61: 246-253.

Wenzel WW, Lombi E and Adriano DC. 2004. Root and rhizosphere processes in metal hyperaccumulation and phytoremediation technology. In: Prasad MNV (ed) Heavy metals in plants: from biomolecules to ecosystems. Berlin. 313–344p.

Zhang HH, Tang M and Zheng C. 2010. Effect of inoculation with AM fungi on lead uptake, translocation and stress alleviation of *Zea mays* L. seedlings planting in soil with increasing lead concentrations. Europ. J. Soil Biol. 46: 306-311.

# Soil Cd Contamination and Evaluation of It's Effects on Soil Biological Quality and Plant Growth

**Solmaz Kazemalilou[1], MirHassan Rasouli-Sadaghiani[2*], Habib Khodaverdiloo[2], Mohsen Barin[3]**

1- M.Sc Student, Department of Soil Science, Urmia University
2- Department of Soil Science, Urmia University.
3- Senior Experts of Laboratory, Department of Soil Science, Urmia University
* Corresponding author: m.rsadagghiani@urmia.ac.ir

Received: 22.10.2012
Accepted: 26.02.2013

## Abstract

Recently the concept of soil quality has been widely emphasized than that of water or air quality. The maintenance of soil quality is critical for ensuring the sustainability of the environment and biosphere. Cadmium (Cd) as one of heavy metals (HM) which has toxic effects on activity and compound of soil biota. Phytoremediation which refers to the use of plants and helper microorganisms for remediation of contaminated soils is an effective and low cost method for reclamation of heavy metals polluted soils. Soil biological parameters can be used for evaluating the quality of contaminated soils. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) are known to enhance plant growth and survive in HM-contaminated soils through different mechanisms. This study was conducted to evaluate the efficiency of phytoremediation and the effect of AMF and PGPR in reducing adverse effects of Cd to *Hyoscyamus* plant. This experiment were performed at greenhouse condition with three replicates in a factorial plot, including two factors; cadmium levels (0, 10, 30 and 100 mg $kg^{-1}$ soil), and microbial inoculation treatments (control, PGPR and AMF inoculation). The results showed increasing soil Cd caused increased shoot Cd concentration and microbial metabolic quotient ($qCO_2$). Furthermore, Cd significantly decreased plant shoot yield, microbial biomass carbon (MBC), microbial respiration, substrate-induced respiration (SIR), mycorrhizal symbiosis percent as well as bacterial population. Microbial inoculation effectively decreased inhibitory effects of Cd on biological parameters. It is conclude that in soils contaminated with Cd, using plant growth-promoting microorganisms can decline adverse effects of Cd on growth and microbial indices of soil quality.

**Keywords**: soil quality, phytoremediation, cadmium, AMF, PGPR