مجله علمی پژوهشی اکوفیزیولوژی گیاهی
سال هشتم، شماره سی، ۱۳۹۶

دانشگاه آزاد اسلامی واحد ارسنجان

اثر روی (Zn^{2+}) و با و بدون نیتروپروساید سدیم $Na^{2+}(Fe(CN)5NO)^{2-}$ بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی کاج الدار (*Pinus eldarica Medw*)

طاهره آبتین[۱]، جواد میرزایی[۲]، اصغر مصلح آرانی[۳]، حمید رضا عظیم زاده[۳]

تاریخ دریافت: ۱۳۹٤/۹/۲۵ تاریخ پذیرش: ۱۳۹٤/۱۲/۵

چکیده

اگرچه روی یک عنصر ضروری برای گیاهان است ولی غلظت بالای آن سمی است و منجر به اختلالات عملکردی و ساختاری می‌شود. بدین منظور غلظت‌های متفاوت روی صفر (شاهد)، ۱۰۰، ۲۰۰ و ٤۰۰ میلی‌گرم بر لیتر و اثر تیمار همزمان روی به همراه مقدار ثابتی (۷۵۰ میلی‌گرم) از نیتروپروساید سدیم (SNP) در سال ۹۲-۹۱ در نهالستان شهرستان یزد انجام شد. سپس برخی شاخص‌های مورفولوژی و فیزیولوژیکی کاج الدار اندازه‌گیری و مورد بررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد میزان تجمع فلز روی در تیمار بدون SNP در سه اندام ریشه، ساقه و برگ به ترتیب با افزایش غلظت تیمارها افزایش می‌یابد، بیشترین تجمع در ریشه (۵۳۸/۸۰ mg/kg) و کمترین تجمع در برگ (۱۰۵/۷۳mg/kg) دیده شد. کلروفیل a، b، کلروفیل کل، مالون دآلدئید و پرولین تغییر معنی‌داری نداشت، اما میزان قندهای محلول در ریشه و برگ به‌طور معنی‌داری افزایش یافت. در تیمار همزمان روی و SNP نیز با افزایش غلظت روی در خاک میزان آن در ریشه، ساقه و برگ بصورت معنی‌داری افزایش یافت و بیشترین مقدار در ریشه (٦٦۲/۳٦mg/kg) و کمترین مقدار در برگ (٤٦/۱٦mg/kg) دیده شد. افزایش غلظت روی در این تیمار باعث افزایش معنی‌داری میزان پرولین و مالون دآلدئید در برگ شد. بطور کلی می‌توان نتیجه گرفت کاج الدار به دلیل مقاومت خوب آن در غلظت ٤۰۰ml/l در هر دو تیمار، بدون مشاهده هیچ‌گونه اثر منفی و جدی بر روی فاکتورهای مهم رشدی آن و همچنین توانایی تجمع بیشتر روی در ریشه‌ها نسبت به بخش‌های هوایی می‌توان از آن به عنوان گونه تثبیت کننده برای پاک‌سازی خاک‌های مناطق آلوده به روی استفاده کرد. همچنین پیشنهاد می‌شود جهت تعیین بالاترین حد آستانه تجمع روی این گونه در غلظت‌های بالاتر نیز مورد ارزیابی قرار گیرد.

واژه‌های کلیدی: اختلالات رشدی، کاج الدار، کلروفیل، گیاه پالایی، مالون دآلدئید

آبتین، ط.، ج. میرزایی، ا. مصلح آرانی و ح. ر. عظیم زاده. ۱۳۹٦. اثر روی (Zn2+) و با و بدون نیتروپروساید سدیم Na2+(Fe(CN)5NO)2- بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی کاج الدار (Pinus eldarica Medw). مجله اکوفیزیولوژی گیاهی. ۳۰: ۲۲٤-۲۱٤.

۱- دانشجوی کارشناسی ارشد جنگلداری، دانشکده منابع طبیعی، دانشگاه یزد، یزد، ایران
۲- گروه علوم جنگل، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ایلام، ایلام، ایران - مسئول مکاتبات. پست الکترونیک: j.mirzaei@mail.ilam.ac.ir
۳- دانشیار دانشکده منابع طبیعی، دانشگاه یزد، یزد، ایران

Archive of SID
www.SID.ir

مقدمه

از آغاز انقلاب صنعتی، آلودگی بیوسفر توسط فلزات سنگین افزایش یافته است. در میان منابع مختلف آلوده کننده، صنایع ذوب فلزات تا حد زیادی به آلودگی خاک‌ها کمک کرده است. اگرچه روی یک عنصر ضروری برای گیاهان است ولی غلظت بالای آن سمی است و منجر به اختلالات عملکردی و ساختاری می‌شود (مارشنر، ۱۹۹۵). ارزش حیاتی عنصر روی در حدود ۱۵ mg/kg برای اکثر محصولات می‌باشد، هر چند در بعضی از شرایط مقدار ۱۰ mg/kg نیز می‌تواند کافی باشد (پورخباز و همکاران، ۱۳۹۰). غلظت روی در گیاهان اگر از ۳۰۰mg/kg بیشتر شود، سمی است (مارشنر، ۱۹۹۵). مهم‌ترین دلیل اثر تخریبی عناصر سنگین این است که این عناصر باعث تولید رادیکال‌های فعال اکسیژن مثل رادیکال‌های آزاد سوپراکساید (O^2-)، رادیکال‌های هیدروکسیل (-OH) و پراکسیدهیدروژن (H_2O_2) می‌شود. این رادیکال‌ها به سرعت با DNA، چربی‌ها و پروتئین‌ها واکنش داده و موجب تخریب سلول‌ها می‌گردند. گیاهان برای مقابله با این رادیکال‌های آزاد از آنتی اکسیدان‌های آنزیمی (مانند سوپر اکساید دسموتاز، کاتالاز، پر اکسیدازها و غیره) و غیر آنزیمی (مانند گلوتاتیون، اسکوربات، کاروتنوئیدهای توکو فرار و همچنین پرولین) استفاده می‌کنند (شانتی و دیز، ۲۰۰۶). مکانیسم‌های بیوشیمیایی در گیاهان شامل انواع تغییرات از جمله تولید پرولین، بتائین، گلایسین، قند محلول، آنزیم مالون دآلدئید در سلول می‌باشد (بودار و همکاران، ۲۰۰۶). اسمولیت-هایی مانند پرولین نقش مهمی را در تنظیم اسمزی ایفا می‌کنند و همچنین از طریق پاکسازی رادیکال‌های آزاد اکسیژن (ROS) از سلول‌ها محافظت می‌کنند (ردی، ۲۰۰۴). تحقیقات متعددی در زمینه نقش کربوهیدرات‌های محلول (مانند قندهای محلول) و افزایش آن‌ها تحت شرایط تنش‌های گوناگون صورت پذیرفته است که همگی بر نقش ترکیبات مذکور در تنظیم اسمزی سلول دلالت دارند (وو و گارج، ۲۰۰۳). مالون دآلدئید مهمترین شاخص پراکسیداسیون لیپید است که گیاهان تحت تنش و سمیت ناشی از آن تولید می‌کنند. دی و همکاران (۲۰۱۲) در بررسی آسیب اکسیداتیو آنزیم‌های آنتی اکسیدان و متابولیسم پرولین ناشی از پاسخ به تنش فلز روی، در ریشه و برگ‌های گیاه گندم نشان دادند که افزایش روی باعث اندکی افزایش در مقدار پراکسید هیدروژن (H_2O_2) شده است. همچنین در مقدار مالون دآلدئید نیز تغییری ایجاد نشده است ولی به‌طور قابل توجهی میزان قندهای محلول و پرولین در برگ و ریشه‌ی گندم تحت تنش روی افزایش یافته است. فلزات سنگین همچنین باعث افزایش میزان کل قندهای محلول و پروتئین‌ها در گیاهان شده است، و این اثرات در شاخه نسبت به ریشه‌ها بیشتر بوده است (ورما و دوبی، ۲۰۰۱). برخی از محققان معتقدند که نیتریک اکساید یک عامل ایجاد تنش است (لشرن، ۱۹۹۶). برخی دیگر نقش‌های حفاظتی آن را در برابر تنش‌ها گزارش کرده‌اند (هسو و کاو، ۲۰۰۴). (رئیسی و همکاران ۱۳۸۸) در بررسی اثر متقابل SNP و مس بر برخی از پارامترهای رشد و فیزیولوژیکی گیاه شاهی نشان دادند که تیمار SNP باعث افزایش محتوای کلروفیل a و b، کلروفیل کل و کاروتنوئیدها شد، همچنین موجب کاهش معنی‌دار آلدئیدهای اندام هوایی در تمامی غلظت-های سمی مس و کاهش مالون دآلدئید اندام هوایی و ریشه و سایر آلدئیدهای ریشه در غلظت ۱۰۰ میکرو مولار شد. نتیجه آنکه غلظت‌های ۵۰ و ۱۰۰ میکرومولار SNP اثر مطلوبی بر بهبود تنش فلز سنگین مس در گیاه شاهی (*Lepidium Sativum L.*) داشته است. بررسی تغییرات پرولین و قندهای محلول کمک می‌کند تا کارکرد مکانیسم‌های غیرآنزیمی گیاه در مواجهه با عناصر سنگین مشخص شود. غالباً برگ‌های سوزنی شکل کاج به دلیل امکان درک فعال و غیرفعال بافت برگ‌ها مطابق با جوّ غالباً جهت کنترل زیستی آلودگی هوا بیشترین استفاده را داشته است (میگارنس و همکاران، ۲۰۰۷؛ سان و همکاران، ۲۰۰۹؛ سان و همکاران، ۲۰۱۰، کانگ و همکاران، ۲۰۱۱). سوزن‌های کاج روپوست ضخیمی از یک لایه مومی دارد که این (ویژگی) باعث شده گونه کاج مناسبترین کنترل کننده زیستی و بویژه حساس نسبت به آلودگی محیط زیست باشد(میگارنس و همکاران، ۲۰۰۷). از طرفی تاکنون بیشتر مطالعات گیاه پالایی روی گونه های علفی (بدلیل تکثیر سریع) آنها متمرکز شده است و کمتر گونه های درختی مورد مطالعه قرار گرفته‌اند. گونه‌ی انتخاب شده از نظر نیازهای اکولوژیکی کم‌نیاز و دارای سرشتی بردبار است. همچنین این گیاهان به‌دلیل همیشه سبز بودن می‌توانند در امر زیباسازی مناظر پارک‌ها معرفی و استفاده شود. در تحقیق حاضر اثر روی بر میزان پرولین و قندهای محلول در گیاه کاج الدار مورد ارزیابی قرار گرفت. این تحقیق همچنین میزان روی انباشته شده به وسیله ریشه‌ها، ساقه و برگ‌ها در این گونه را برای تعیین توانایی آن جهت گیاه پالایی مورد ارزیابی قرار می‌دهد. در این تحقیق اثر تیمار همزمان نیتروپروساید سدیم (SNP) جهت بررسی نقش احتمالی NO در کاهش صدمات ناشی از تنش فلز روی بر رشد و برخی شاخص‌های فیزیولوژیکی گونه‌ی کاج الدار مورد مطالعه گرفت.

Archive of SID

www.SID.ir

مواد و روش‌ها

روش تحقیق: تعداد ٤٨ نهال دو ساله از گونه کاج الدار با مشخصات مورفولوژیکی یکسان از نظر اندازه، ارتفاع و سن که تحت شرایط یکسان در نهالستان بزرگ یزد واقع در شهر یزد پرورش یافته بودند، تهیه شد. نهال‌ها برای هر تیمار به صورت ٢٤ عدد با شش تکرار در قالب دو آزمایش جداگانه در یک طرح کاملاً تصادفی قرار داده شدند. محلول‌هایی با غلظت‌های ۰ (شاهد)، ۱۰۰، ۲۰۰ و ٤۰۰ میلی‌گرم بر لیتر از عنصر روی (از نمک ZnSo4) با و بدون مقدار ثابت ۷۵۰ میلی‌گرم نیتروپروساید سدیم ($Na_2Fe(CN)_5NO.2H_2O$) در قالب دو آزمایش جداگانه تهیه شد. نهال‌ها به مدّت ٦۰ روز با فواصل یک روز در میان (فصل بهار) با ۲۰۰ میلی‌لیتر از این محلول‌ها با بشر مدرج آزمایشگاهی (از طریق خاک) آبیاری شدند. بعد از گذشت ٦۰ روز نهال‌ها در اوایل تابستان برداشت شدند. طول ساقه و ریشه نهال‌ها با استفاده از خط کش میلی‌متری اندازه‌گیری شد. پس از برداشت نهال‌ها وزن تر ساقه، برگ و ریشه و سپس نسبت زیست توده هوایی به زمینی اندازه‌گیری شد.

سنجش پرولین: مقدار ۰/۵ گرم از بافت تر برگ را در ۱۰ میلی‌لیتر محلول ۳ درصد اسید سولفوسالیسیلیک ساییده و مخلوط یکنواختی تهیه گردید. عصاره حاصل با استفاده از کاغذ صافی واتمن شماره ۲ صاف شد. سپس ۲ میلی‌لیتر از مایع رویی را با ۲ میلی‌لیتر معرف نین هیدرین و ۲ میلی‌لیتر اسید استیک خالص مخلوط کرده و ۱ ساعت در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد حمام آب‌گرم، قرار گرفت. بعد از این مدّت، جهت قطع انجام کلیه واکنش‌ها، لوله‌های محتوی مخلوط را در حمام یخ، سرد گردید، سپس ٤ میلی‌لیتر تولوئن به مخلوط اضافه گردید و لوله-ها به‌خوبی تکان داده شد. با ثابت نگه داشتن لوله‌ها به مدّت ۱۵-۲۰ ثانیه، ۲ لایه کاملاً مجزا در آن‌ها تشکیل شد. از لایه رنگی فوقانی که حاوی تولوئن و پرولین بود، برای اندازه‌گیری غلظت پرولین استفاده گردید. جذب مقدار مشخصی از این ماده رنگی با استفاده از دستگاه اسپکتر و فتومتر در طول موج ۵۲۰ نانومتر قرائت گردید. سپس مقدار پرولین با استفاده از رابطه (۱) محاسبه شد (باتس و همکاران، ۱۹۷۳).

رابطه (۱): $Y=0.0029X+0.0075$

Y: جذب خوانده شده در طول موج

X: غلظت پرولین بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر

سنجش قندهای محلول: برای سنجش قندهای محلول، ۱۰ میلی لیتر اتانول ۷۰ درصد به ۰/۱ گرم از ماده خشک گیاهی (برگ) اضافه و به‌مدّت یک هفته در یخچال نگه‌داری شد. پس از گذشت یک هفته، ۱ میلی‌لیتر از محلول رویی نمونه برداشته و سپس بر روی آن ۱ میلی‌لیتر فنل ۵ درصد اضافه کرده و خوب هم‌زده و پس از آن ۵ میلی‌لیتر سولفوریک اسید غلیظ اضافه شد. محلول زرد رنگی به‌دست آمد که به مرور زمان تغییر رنگ داده و به قهوه‌ای روشن تمایل پیدا کرد. پس از ۳۰ دقیقه جذب آن با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ٤۸۵ نانومتر قرائت شد و با استفاده از منحنی استاندارد گلوکز، میزان تغییرات قندها برای دو گونه مورد مطالعه بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن خشک ارزیابی گردید (کوچرت، ۱۹۷۸).

سنجش جذب فلز روی: تعداد ۷۲ نمونه ریشه، ساقه و برگ گونه مورد مطالعه در سه تکرار برداشت شد. ابتدا جهت زدودن آلاینده از سطح برگ و ساقه از آب مقطر و برای زدودن خاک آلوده اطراف ریشه از کلات کننده اتیلن دی آمین ترا اسید استیک و کلرید کلیسم استفاده شد. سپس نمونه‌ها در دمای ۷۲ درجه سلسیوس در آون خشک شدند. نمونه‌های خشک شده با آسیاب برقی به صورت پودر درآورده شد. سپس ۱ گرم از هر نمونه گیاهی به طور جداگانه در بالن ژوژه‌های ۲۵۰ میلی لیتری ریخته شد و با اضافه نمودن ۲۰ میلی لیتر اسید نیتریک به مدت ۲٤ ساعت در دمای اتاق قرار داده شدند تا نمونه‌های گیاهی به خوبی در اسید حل شوند. پس از آن محلول حاصل را گرم کرده تا بخارهای اسیدی از محلول خارج گردد، سپس محلول مذکور را از کاغذ صافی واتمن ٤۲ عبور داده و حجم محلول را با آب مقطر Deionized به ۱۰۰ میلی لیتر رسانده تا برای تجزیه با دستگاه جذب اتمی آماده شوند. در پایان میزان روی با استفاده از دستگاه جذب اتمی مدل (novAA300) مورد سنجش قرار گرفتند (کلیک و همکاران، ۲۰۰۵).

سنجش پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء: ۰/۲۵ گرم از بافت تازه برگ با ۵ میلی لیتر اسید تیوباربیوتریک در هاون چینی ساییده شد. مخلوط بدست آمده به مدت ۳۰ دقیقه در حرارت ۹۵ درجه سانتی‌گراد قرار گرفت و بلافاصله لوله‌های آزمایشی در یخ خرد شده قرار داده شد. عصاره بدست آمده به مدت ۵ دقیقه با دور ۱۰۰۰۰ سانتریفوژ گردید. سپس جذب در طول موج ۵۳۲ نانومتر بر اساس تشکیل کمپلکس تیوباربیتوریک اسید – مالون دآلدئید خوانده شد. جذب ترکیبات مزاحم نیز در طول موج ٦۰۰ نانومتر خوانده شد. غلظت کمپلکس مالون دآلدئید-تیوباربیتوریک اسید با استفاده از رابطه (۲) محاسبه شد (کلیک و همکاران، ۲۰۰۵).

رابطه ۲: $A = \varepsilon bc$

A: جذب خوانده شده

Archive of SID

www.SID.ir

□: ضریب خاموشی (مساوی با 155 mmol-1 cm-1)

b: قطر کووت (مساوی با ۱)

c: غلظت ماده مورد نظر

سنجش رنگیزه‌های فتوسنتزی: محاسبه غلظت کلروفیل برگ با استفاده از روش لیچتنتالر (۱۹۸۷) انجام شد. ۰/۱ گرم از بافت تر برگ وزن و رنگیزه‌های آن توسط استون ۸۰ درصد استخراج شد. پس از صاف کردن نمونه‌ها با کاغذ صافی، جذب در طول موج‌های ٦٦٣/٢، ٦٤٦/٨ و ٤٧٠ نانومتر بوسیله اسپکتروفتومتر مدل Libra S4 خوانده شد. مقدار کلروفیل a، b با استفاده از رابطه (۳) بر حسب میلی گرم بر گرم وزن تر، محاسبه شد.

$$C_a = ۱۲/۲۵A_{٦٦٣/٢} - ۲/۷۹۸ A_{٦٤٦/٨}$$

$$C_b = ۲۱/۵۰ A_{٦٤٦/٨} - ۵/۱۰A_{٦٦٣/٢}$$

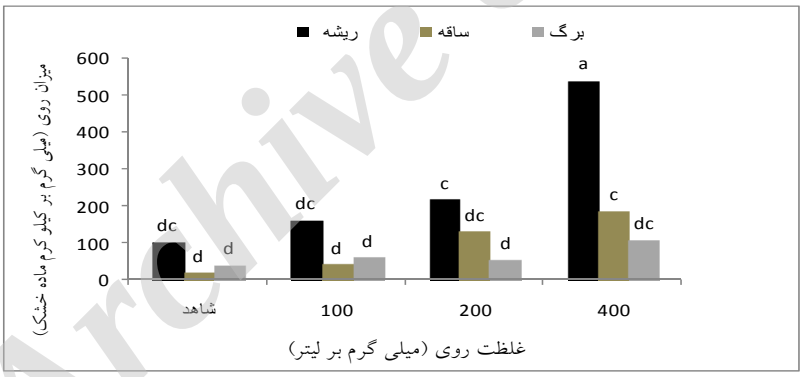
C_a: مقدار کلروفیل a، C_b: مقدار کلروفیل b می‌باشد.

آنالیز آماری

آزمایش در قالب طرح کاملاً تصادفی بوده و آنالیز داده‌ها با استفاده از نرم افزار آماری Spss نسخه ۱۹ انجام شد و رسم نمودار در نرم افزار Excel صورت گرفت. ابتدا نرمالیته داده‌ها توسط آزمون کلموگروف اسمیرنوف بررسی شد، سپس آنالیز واریانس یک‌طرفه انجام و اختلاف میانگین‌ها با آزمون دانکن (α =۰/۰۵) بررسی گردید.

نتایج و بحث

میزان روی: نتایج این تحقیق نشان داد که با افزایش غلظت روی در تیمارها، تجمع آن نیز در ریشه، ساقه و برگ به‌صورت معنی‌داری افزایش یافت. میزان تجمع روی در ریشه، ساقه و برگ در غلظت ٤٠٠ میلی‌گرم بر لیتر به ترتیب ۵، ۸ و ۲ برابر افزایش نسبت به شاهد نشان داد. نتایج مقایسه میزان تجمع روی در اندام‌ها نشان‌دهنده‌ی روند کاهشی از ریشه تا برگ بود. بیشترین تجمع در ریشه و کمترین تجمع در برگ اندازه‌گیری شد. میزان تجمع روی در ریشه در غلظت ۲۰۰ و ٤٠٠ میلی گرم بر لیتر نسبت به برگ بطور معنی‌داری بیشتر بود. میزان تجمع روی در ریشه در غلظت ٤٠٠ میلی گرم بر لیتر به‌طور معنی‌داری بیشتر از ساقه بود (شکل ۱).

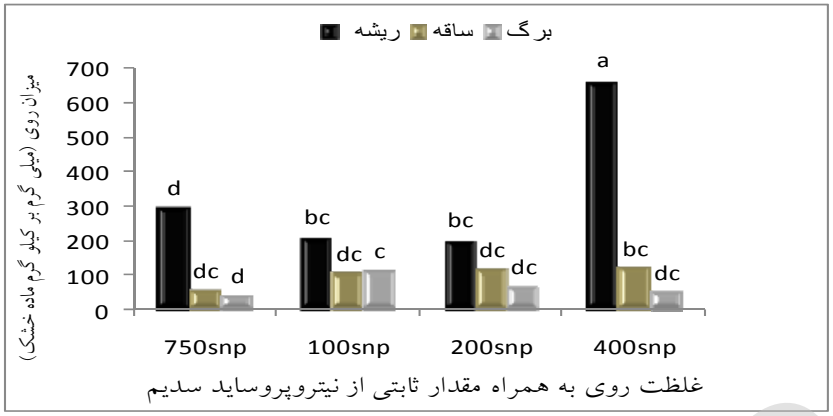


شکل ۱- مقایسه میزان روی در اندام‌های ریشه، ساقه، برگ کاج الدار تحت تیمار روی. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن در سطح ۰/۰۵ با استفاده از آزمون دانکن می‌باشد

مقایسه میزان انباشت در تیمار همزمان روی و نیترو پروساید سدیم نیز نشان داد، با افزایش غلظت روی میزان انباشت افزایش یافته و بیشترین مقدار نیز در غلظت ٤٠٠ میلی-گرم بر لیتر اندازه‌گیری شده است. اما از نظر آماری تنها در غلظت ٤٠٠ میلی‌گرم بر لیتر ریشه نسبت به ساقه و برگ اختلاف معنی‌داری داشته است (شکل ۲).

Archive of SID

www.SID.ir



شکل ۲- مقایسه میزان روی در اندام‌های ریشه، ساقه، برگ کاج الدار تحت تیمار همزمان روی و نیترو پروساید سدیم. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن در سطح ۰/۰۵ با استفاده از آزمون دانکن می‌باشد

با افزایش غلظت روی میزان تجمع آن در خاک افزایش یافته، بنابراین مقدار بیشتری از عنصر روی در اختیار گیاه قرار می‌گیرد لذا جذب توسط گیاه و میزان تجمع آن نیز در اندام‌ها با افزایش غلظت روی افزایش می‌یابد. همچنین مقایسه سه اندام مورد بررسی نشان دهنده روند کاهشی مقدار روی از ریشه تا برگ است، به‌طوریکه بیشترین تجمع در ریشه و کمترین تجمع در برگ بوده است. گیاهان روی مورد نیاز خود را عمدتا از طریق سیستم ریشه‌ای (ریزوسفر) بصورت Zn^{2+} از خاک دریافت می‌کنند، سپس آن را بصورت ترکیبات آلی در آورده و در نهایت از طریق آوند چوبی به ساقه انتقال می‌دهند (اوجبا و فسیدی، ۲۰۰٤). ریزوسفر توسط ترشحات خود (اسیدهای آلی) و مطابق وزن مولکولی فلزات، آن‌ها را در اطراف خود جمع و یا به سمت خود حرکت می‌دهند (مورل و همکاران، ۱۹۸٦). اسید-های آلی (اگزالیک، تارتاریک، مالیک) معمولا در ریشه‌های گیاهان حضور دارند. آنها وزن مولکولی کمی دارند و عمدتا شامل کربن، هیدروژن، اکسیژن و یک یا چند گروه کربوکسیل می‌باشند (جونز، ۱۹۹۸). تحت شرایط کمبود و یا ازدیاد فلز روی، غلظت ترشحات اسیدهای آلی از بافت‌ها برای افزایش زیست‌فراهمی و یا تحمل روی تغییر می‌کند (زو و همکاران، ۲۰۰۷). با افزایش غلظت‌های مختلف روی بیشترین تجمع در ریشه‌ها دیده شده و این تجمع نسبت به ساقه و برگ بیشتر بوده است (دی و همکاران، ۲۰۱۲). این محققین همچنین نشان دادند با افزایش غلظت روی در طول زمان، تجمع میزان اسیدهای آلی (مالیک، اگزالیک و تارتاریک) در ریشه افزایش یافته است. بنابراین اسیدهای آلی می‌توانند به‌عنوان همبندکننده (کیلات ساز)، یون‌های فلزی روی (Zn^{2+}) را در سیتوسول یا فضاهای بافت سلولی ذخیره کنند. فضاهای سلولی شامل تجمع بیش از حد روی در واکوئل یا دیواره سلولی است. به نظر می‌رسد تجمع بیشتر عنصر روی در واکوئل و دیواره سلولی و همچنین لزوم عبور توسط ناقل‌های تخصصی برای انتقال به آوندهای چوبی باعث انتقال کمتر آن به قسمت‌های هوایی گونه مورد مطالعه شده و به همین دلیل مقدار این عنصر در ریشه به مراتب بیشتر از اندام‌های هوایی است. در پتانسیل تجمع فلز آلایندهٔ روی (Zn) در نهال‌های یکسالهٔ نخل زینتی نشان دادند میزان جذب در اندام‌ها به طور معنی‌داری تحت تاثیر روی قرار گرفتند تجمع روی در ریشه را چند برابر اندام‌های هوایی داشته است (مهدوی و خرمن دار، ۱۳۹٤). طی مطالعه‌ای نشان داده شد، میزان روی جذب شده توسط برگ و ساقه در سه گونه اکالیپتوس کمتر از ریشه های آن است (آساره و همکاران، ۲۰۰۸). (داوری و همکاران، ۱۳۹۰) نشان دادند که غلظت روی در اندام‌های مختلف حرا شامل ریشه ۲۳٫۱ تا ٤٤٦٫۱ میلی گرم بر گرم و در برگ از ۷٫۱٦ تا ٤۸٫۲۹ میلی گرم بر گرم و در رسوب برابر ٤٤٫۹۱ تا ۳۰٦٫۱۵ میلی گرم بر گرم ماده خشک است. همچنین در ارزیابی آلودگی ناشی از فلزات سنگین موجود در هوا با استفاده از کاج (*Pinus spp*) و نمدار (*Tilia spp*) نشان داد میزان روی در بخش‌های هوایی نمدار و کاج بالاتر از آستانه سمیت روی (۲۳۰ µg/g برای بخش هوایی) نبود، برگ‌های کاج (۵۸-۳۰ µg/g) نسبت به نمدار (µg/g ۵۲-۱۰) بیشترین میزان روی را داشتند، در سایت شماره ۳ کاج نسبت به دیگر غلظت‌ها بیشترین میزان روی (۳۵۰ µg/g) را در

Archive of SID

www.SID.ir

ریشه داشت (سربولا و همکاران، ۲۰۱۳). نتایج تحقیق حاضر نیز بیانگر تشابه آن با نتایج مطالعات فوق الذکر است. در تیمار بودن SNP کاج در بالاترین غلظت بکار رفته (۴۰۰ ml/l) قادر بوده در اندام ریشه (۵۳۸/۸mg/kg)، ساقه (۱۸۴/۵۶ mg/kg) و برگ (۱۰۵/۷۳۳ mg/kg) را ذخیره کند. در تیمار SNP نیز ریشه (۶۶۲/۳۶۶mg/kg)، ساقه (۱۱۶/۹mg/kg) و برگ (۴۶/۱۶۶mg/kg) درخود ذخیره کرده است. شاید بتوان گفت SNP توانسته از طریق ذخیره بیشتر یون روی در ریشه از انتقال آن به بخش‌های هوایی تا حدودی جلوگیری کرده است.

جدول ۲- نتایج تجزیه واریانس برخی از صفات مورفولوژیکی اندام‌های مختلف گونه کاج تحت تیمار یون روی و تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم

پارامتر مورد بررسی	منابع تغییرات	میانگین مربعات (MS)	خطا (F)	سطح معنی‌دار (p)
طول ساقه (cm)	روی	۱/۰۹۷	۰/۴۳۹	۰/۷۳
	روی × SNP	۴/۲۵	۲/۰۱۹	۰/۱۱۶
طول ریشه (cm)	روی	۱۱۱/۱۹	۱/۱۰۵	۰/۴۰۲
	روی × SNP	۳۹۱/۵۲	۱/۶۵	۰/۱۹۲
نسبت بیوماس هوایی به زمینی (g)	روی	۰/۰۰۱	۱/۶۴	۰/۲۵۵
	روی × SNP	۰/۰۰۲	۱/۸۳	۰/۱۴۸
نسبت وزن خشک به تر (g)	روی	۰/۱۰۳	۱/۳۱۲	۰/۳۳۶
	روی × SNP	۰/۰۵۳	۱/۸۳	۰/۱۴۸

پاسخ مرفولوژی و فیزیولوژی نهال‌ها نسبت به تیمار روی و نیتروپروساید سدیم

افزایش غلظت روی و تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم بر طول ریشه، نسبت وزن خشک به تر، نسبت بیوماس هوایی به زمینی تاثیر نداشت. طول ساقه فقط در غلظت ۴۰۰ میلی‌گرم بر لیتر نسبت به غلظت ۲۰۰ بصورت معنی‌داری افزایش نشان داد. کاربرد SNP نیز تاثیری در طول ساقه نداشت (جدول ۳).

جدول ۳- نتایج مقایسه میانگین‌های برخی از صفات مورفولوژیکی اندام‌های مختلف گونه کاج تحت تیمار یون روی و تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم

فاکتورهای مورد اندازه‌گیری	نوع تیمار	غلظت فلز روی (mg/L)			
		شاهد	۱۰۰	۲۰۰	۴۰۰
طول ساقه (cm)	فلز روی	۲۵ab	۲۳/۰۴ ab	۲۲/۱۶b	۲۲/۵۸a
	روی بهمراه SNP	۲۳/۶۶a	۲۴/۸۳a	۲۳/۶۶a	۲۵/۵۰a
طول ریشه (cm)	فلز روی	۳۶/۶۶a	۶۶/۴۶a	۴۶/۳۳a	۳۵/۳۳a
	روی بهمراه SNP	۴۶/۳۳a	۷۲a	۴۰/۶۶a	۴۹/۳۳a
نسبت بیوماس هوایی به زمینی (g)	فلز روی	۱/۵۹a	۱/۲۶a	۱/۲۵a	۱/۵۶a
	روی بهمراه SNP	۱/۵۱a	۱/۳۱a	۱/۴۰a	۱/۳۸a
نسبت وزن خشک به تر (g)	فلز روی	۰/۳۷a	۰/۴۰a	۰/۳۶a	۰/۳۶a
	روی بهمراه SNP	۰/۳۸a	۰/۳۵a	۰/۴۲a	۰/۴۱a

* حروف متفاوت در هر ردیف نشانه معنی‌دار بودن در سطح ($p\leq 0.05$) با استفاده از آزمون دانکن است.

افزایش غلظت روی و SNP بر میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی (کلروفیل a، b و کلروفیل کل) نیز تاثیر معنی‌داری نداشت (جدول ۵). نتایج حاصل از مقایسه میانگین‌ها نشان داد افزایش غلظت روی همچنین تاثیر معنی‌داری بر روی مقدار پرولین و

Archive of SID

www.SID.ir

آنزیم مالون‌دآلدئید نداشت اما مقدار این مواد در تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم در غلظت ۴۰۰ میلی گرم بر لیتر افزایش معنی‌داری نسبت به شاهد نشان داد. میزان قندهای محلول در ریشه در غلظت‌های ۱۰۰ و ۴۰۰ میلی گرم بر لیتر نسبت به شاهد به‌طور معنی‌داری افزایش یافت. تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم بر میزان قند در ریشه و برگ معنی‌دار نبود (جدول ۵).

جدول ٤- نتایج تجزیه واریانس صفات فیزیولوژیکی اندام‌های مختلف گونه کاج تحت تیمار فلز روی و تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم

پارامتر مورد بررسی	منابع تغییرات	میانگین مربعات (MS)	خطا (F)	سطح معنی‌دار (sig)
کلروفیل a (mg g^{-1} fw)	روی	۰/٤٦۳	۰/۱۵۸	۰/۹۱۹
	روی × SNP	۳/٦۷۵	۰/٤٦۷	۰/۷۲۱
کلروفیل b (mg g^{-1} fw)	روی	۲۹/۵۲۰	۰/۳۳۳	۰/۸۰٤
	روی × SNP	۷۲/۹٤۵	۱/۷٦۹	۰/۲۹۲
مالون دآلدئید برگ (µm g^{-1} fw)	روی	۱/۵۵	۰/۰۲۳	۰/۹۹
	روی × SNP	۲۲/۲٤	۰/۵۵	۰/۷۷
پرولین برگ (mg/g fw)	روی	۱۸/۱۸۵	۱/٦۷۵	۰/۳۰۸
	روی × SNP	۱۸٦/٦۷	۸/۰٦	۰/۰۳٦
قند برگ (mg/g wd)	روی	۲۰۱٤/۱٦۸	۱٤/۲٤۱	۰/۰۰۱*
	روی × SNP	۱۰٦۳/۱۷	۱/۸۳۳	۰/۲۱۹
قند ریشه (mg/g wd)	روی	۳٤۵/۲۸	٤/۹٦	۰/۰۳۱*
	روی × SNP	۱۰۷/۱٤	۱/۲۰۰	۰/۳۷۰

جدول ۵ نتایج مقایسه میانگین‌های صفات فیزیولوژیکی اندام‌های مختلف گونه کاج تحت تیمار فلز روی و تیمار همزمان روی و نیتروپروساید سدیم

فاکتورهای مورد اندازه‌گیری	نوع تیمار	غلظت فلز روی (mg/L)			
		شاهد	۱۰۰	۲۰۰	٤۰۰
کلروفیل a (mg g^{-1} fw)	فلز روی	۲/۰٤a	۲/۱۸a	۲/۵۳a	۱/۳۸a
	روی بهمراه SNP	۵/۲٤a	۲/۳۹a	۲/۳۸a	۳/۷۰a
کلروفیل b (mg g^{-1} fw)	فلز روی	۳٤/۳٦a	۳۹/۹۱a	۳۱/٦۵a	۳۸/۷٤a
	روی بهمراه SNP	۲۳/۲۳a	۳۲/۷۳a	۳۹/۵۹a	۳۳/۳۰a
مالون دآلدئید برگ (µm g^{-1} fw)	فلز روی	۳۵a	۳۳/۵۳a	۳۵a	۳۵/٦۰a
	روی بهمراه SNP	۲۸/۸۰b	۳۰/۹٦ab	۳vab	۳۹/٤۰a
پرولین برگ (mg/g fw)	فلز روی	۱۵/۱۰a	۱۰/۹۲a	۱۸/۲٦a	۱۵/۲۳a
	روی بهمراه SNP	۱۷/۲۷b	۹/۷۲b	۲۰/۵ab	۳۲a
قند برگ (mg/g wd)	فلز روی	۵۸/۲۱b	۱۱۰/٤۹a	۷٦ab	۹۷/۲٦a
	روی بهمراه SNP	٦۰/۲۸a	۵۰/۵۵a	۵٤/۱۸a	۵۷/۲۲a
قند ریشه (mg/g wd)	فلز روی	٤۲/۸۸b	٤۰/۵۵b	٦۳/۹٦a	٤۵/۰٤b
	روی بهمراه SNP	۳۸/۹۱a	٤٤/۳۳a	۳۳/۷۰a	٤۷/۱۹a

حروف متفاوت در هر ردیف نشانه معنی‌دار بودن در سطح ($p\leq 0.05$) با استفاده از آزمون دانکن است.

غلظت‌های مختلف روی بر روی همهٔ صفات مورفولوژی و همچنین میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی (کلروفیل a، b، کلروفیل کل) نسبت به شاهد تفاوت معنی‌داری نشان نداد. کلروفیل اغلب برای ارزیابی تاثیر تنش‌های محیطی مورد استفاده قرار می‌گیرد. بعضی محققان کاهش، بدون تاثیر و یا حتی افزایش میزان رنگیزه‌ها را گزارش کرده اند (پاریخ، ۱۹۹۰). نتایج این تحقیق

Archive of SID

www.SID.ir

همچنین نشان داد که غلظت‌های مختلف روی بر میزان پرولین و آنزیم مالون دآلدئید تاثیری نداشت. اکسیداسیون پروتئین‌ها نیز مانند پراکسیداسیون لیپیدها از اصلی‌ترین صدمات اکسیداتیوی و جزء شاخص‌های اولیه تنش اکسیداتیو محسوب می‌گردد (شارما و دوبی، ۲۰۰۵). نقش حفاظتی پرولین وابسته به توانایی آن در کم کردن سمیت گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) (تریپاتیا و گاور، ۲۰۰٤) و ممانعت از پراکسیداسیون لیپیدی است (مهتا و گاور، ۱۹۹۹). ویجز و اسچات (۱۹۹۷) در مطالعات مشابه بطور واضح نشان داد که روی هیچ تاثیر معنی‌داری بر میزان تجمع پرولین برگ در یک اکوتیپ مقاوم از گونه *Silene vulgaris* و یک اکوتیپ حساس به عناصر سنگین از همین گونه نداشت. اندازه‌گیری محصولات پراکسیداسیون لیپید یکی از معمول‌ترین و قابل قبول‌ترین روش‌های اندازه‌گیری صدمات اکسیداتیو به غشاء است. (لی و همکاران، ۲۰۱۳) مشابه نتایج این تحقیق در بررسی آسیب اکسیداتیو آنزیم‌های آنتی اکسیدان و متابولیسم پرولین ناشی از پاسخ به تنش فلز روی، در ریشه و برگ‌های گیاه گندم نشان دادند که با افزایش روی در مقدار آنزیم مالون دآلدئید تغییری ایجاد نشد. میزان قندهای محلول در ریشه و برگ نسبت به شاهد بصورت معنی‌داری افزایش نشان داد. بسیاری از فلزات سنگین با تغییر در فعالیت پروتئینهای کانالی انتقال آب و با بستن روزنه‌های برگ، جریان آب را در گیاه متوقف می سازند (ژنگ و تیرمانس، ۱۹۹۹) با کاهش انتقال آب به برگها و به دنبال تجمع فلز در سلولها، میزان قندهای محلول در گیاه افزایش می‌یابد. این ویژگی یک روش سازگاری گیاه برای حفظ شرایط اسمزی است. علاوه بر این افزایش قندهای محلول به گیاه کمک می کند تا بتواند ذخیره کربوهیدراتی خود را برای حفظ متابولیسم پایه در شرایط تنش در حد مطلوب نگه دارد (ورما و دوبی، ۲۰۰۱). در مجموع افزایش قندهای محلول در طی تنش را می‌توان به دلایل زیر توجیه کرد: ۱- تخریب کربوهیدرات‌های نامحلول ۲- سنتز این ترکیبات از مسیرهای غیر فتوسنتزی ۳- متوقف شدن رشد (هیساو، ۱۹۷۳). در سلول‌های گیاهان عالی مولکول‌های پلیمری به مولکول‌های کوچکتر شکسته می‌شوند، به عنوان مثال نشاسته به ساکارز و سپس به مولکول‌های کوچکتری مانند کلوگز و فروکتوز تبدیل می‌شوند بنابراین افزایش در غلظت قندهای محلول ممکن است نتیجه تجزیه نشاسته باشد (پسرکلی، ۱۹۹۹). مویا و همکاران (۱۹۹۹۳) بیان داشتند که افزایش میزان قندهای محلول می‌تواند به دلیل اثر عناصر سنگین در کاهش استفاده از قندهای محلول برای رشد گیاه باشد. افزایش نشاسته و قند در برگ‌های گیاهان *Betula, Picea, Pinus* در اثر عناصر سنگین نشان‌دهنده اثر این عناصر در ممانعت از هیدرولیز این مواد است (بیشنوی و همکاران، ۱۹۹۳). نکته قابل توجه اینکه قند ریشه در غلظت ٤۰۰ میلی‌گرم بر لیتر نسبت به غلظت ۲۰۰ کاهش یافته است. علت کاهش در غلظت‌های بالاتر احتمالاً به دلیل کاهش فتوسنتز یا تحریک سرعت تنفس می‌باشد (مویا و همکاران، ۱۹۹۳). علاوه بر این، نتایج برای تیمار همزمان روی و نیترو پروساید سدیم نشان داد که کاربرد SNP بر روی صفات مورفولوژی، رنگیزه‌های فتوسنتزی و قندهای محلول تاثیر نداشت. کاربرد SNP در میزان جذب روی برای غلظت ٤۰۰ میلی‌گرم بر لیتر تفاوت معنی‌داری نشان داد. نیتریک اکسید (NO) یک رادیکال گازی نسبتا پایدار است که می‌تواند نقش حفاظتی یا تنشی داشته باشد. آنزیم‌های نیتریک اکسید سنتتار، آرژیناز و آرژینین دکربوکسلاز سه مسیر اصلی متابولیسم آرژینین را کاتالیز می‌کنند. آنزیم نیتریک اکسید سنتتار (NOS) آرژینین را به نیتریک اکسید و سیترولین هیدرولیز می‌کند در حالیکه محصولات اصلی مسیرهای وابسته به آرژیناز و آرژینین دکربوکسیلاز ترکیبات پلی آمین و پرولین است. نصیبی و همکاران (۱۳۹۰) بر خلاف نتایج این تحقیق در مقایسه پیش تیمار سدیم نیترو پروساید و آرژنین بر برخی پاسخ‌های فیزیولوژیکی گیاه گوجه تحت تنش کم آبی نشان دادند که تاثیر کاربرد SNP تاثیری بر روی رنگیزه‌های فتوسنتزی و قند محلول برگ نداشته است. احتمالا نقش NO در این میان ضعیف است و مسیر اصلی متابولیسم آرژنین را به طرف پلی‌آمین‌ها و پرولین است و از این طریق حفاظت خود را اعمال می‌کند (نصیبی و همکاران، ۱۳۹۰). بنابراین به نظر می‌رسد NO در غلظت بالای ٤۰۰ میلی‌گرم بر لیتر SNP با تولید بیش از حد رادیکال – ONOO (پراکسی نیتریت) ایجاد تنش نیتروزاتیو می‌کند و با رادیکال‌های اکسیژن در تخریب سلول همکاری می‌نماید.

نتیجه گیری

بطور کلی نتایج حاصل از این پژوهش نشان داد افزایش غلظت روی در خاک، تأثیر معنی‌داری در فاکتورهای رشدی گیاه کاج الدار ایجاد نمی‌کند. با افزایش غلظت روی در خاک مقدار قندهای محلول در ریشه و برگ کاج الدار افزایش یافت که این می تواند یکی از واکنشهای سازشی گیاه در برابر افزایش روی و تنش ناشی از آن باشد. بنابراین پیشنهاد می‌شود از گیاه کاج الدار برای کاشت در خاک‌های آلوده با شرایط مشابه این تحقیق استفاده شود. تیمار همزمان روی و SNP باعث افزایش میزان

Archive of SID

www.SID.ir

پرولین و MDA در کاج الدار شد. از آنجا که در تیمار همزمان روی و SNP تأثیر مثبت رشدی در غلظت‌های به‌کار رفته مشاهده نشد، پیشنهاد می‌شود اثر مواد دیگری مانند سلیکون، گلیسین بتائین و غیره بررسی شود. از آنجا که انباشت فلز روی در ریشه گیاه کاج الدار در غلظت ۴۰۰ میلی‌گرم بر لیتر در تیمار بدون SNP برابر با ۵۳۸/۸۰mg/kg اندازه‌گیری شد، احتمالاً بتوان در آینده با تعیین بالاترین حد آستانه تحمل از این گیاه، در گیاه تثبیتی در خاک‌های آلوده به روی استفاده کرد.

منابع

پورخباز، ع.ر.، جوانمردی، ح. ر.، جوانمردی، س. ۱۳۹۰. آلودگی هوا و اثرات آن بر گیاهان. انتشارات دانشگاه بیرجند. ۲۶۸ صفحه.

داوری، ع.، جوانشیر، ا.، خراسانی، ن. خ.، دانه کار، ا. ۱۳۹۰. بررسی تجمع فلزات سنگین در بستر، برگ و ریشه درختان حرا *(Avicennia marina)* در استان بوشهر. نشریه محیط زیست طبیعی. دوره ۶۳، شماره ۳، صفحه ۲۷۷-۲۶۷.

رئیسی، م. ع.، اسرار، ز. و پورسیدی، ش. ۱۳۸۸. بررسی اثر متقابل سدیم نیتروپروساید سدیم (SNP) و مس بر برخی از پارامترهای رشد و فیزیولوژی گیاه شاهی (*Lepidium Sativum L.*). مجله زیست شناسی گیاهی. جلد ۱، شماره ۲: ۵۵-۷۳.

مهدوی، ع. و خرمن دار، خ. ۱۳۹٤. ارزیابی توان نهال‌های یکساله نخل زینتی در تجمع فلز آلاینده روی. مجله علوم و تکنولوژی محیط زیست. شماره ۱: ۱٦۵-۱۵۵.

نصیبی، ف. ۱۳۹۰. بررسی اثر غلظت‌های متفاوت نیتروپروساید سدیم (SNP) در تخفیف صدمات اکسیداتیو ناشی از تنش خشکی در گیاه گوجه فرنگی. مجله زیست شناسی گیاهی. شماره ۹: ٦۳-۷٤.

نصیبی، ف.، منوچهری کلانتری، خ. و یعقوبی، م.م. ۱۳۹۰. مقایسه پیش تیمار سدیم نیترو پروساید سدیم و آرژینین و برخی پاسخ‌های فیزیولوژیکی گیاه گوجه فرنگی (*Lycopersicum esculetum*) تحت تنش کم آبی. مجله زیست شناسی ایران. جلد ٦، شماره ۲٤: ۸۳۳-۸٤۷.

Assareh M.A., Ghamari Zare A,(2008). " Seedling response of three Eucalyptus species to copper and zinc, toxic concentrations Caspian", J. Env. Sci, 6 (2): 97-103.

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

Bishnoi, N.R., A. Dua, V.K. Gupta and S.K. Sawhney. 1993. Effect of chromium on seed germination, seedling growth and yield of peas. Agric. Ecosyst. Environ. 47 (1): 47-57.

Broadley, M.R., P.J. White, J.P. Hammond, I. Zelko and A. Lux. 2007. Zinc in plants. New Phytol. 173: 677–702.

Celik A., A.A., Kartal, A., Akdogan and Y, Kaska. 2005. Determining the heavy metal pollution in Denizli (Turkey) by using Robinio pseudo-acacia L. J. Environ. Inter. 31: 105-112.

Chen, H., B. Mc Carig, M. Melotto, S. Yang He and G.A. Howe. 2004. Regulation of plant arginase by wounding, Jasmonate and the phytotoxin coronatine. J. Biol. Chem. 279: 45998-46007.

Cherif, J., N. Derbel, M. Nakkach, H. Bergmann, F. Jemal and Z.B. Lakhdar. 2010. Analysis of in vivo chlorophyll fluorescence spectra to monitor physiological state of tomato plants growing under zinc stress. J. Photochem. Photobiol. 101: 332–339.

Di, L., L. Ai-Hong, H. Chen, W. Jin-Hua and W. Yan-An. 2012. Response of Organic Acids to Zinc Homeostasis in Zinc-Deficient and Zinc-Toxic Apple Rootstock Roots. Pedosphere. 22(6): 803-814.

Ernst, W. 1975. Physiology of heavy metal resistance in plants. In Hutchinson, T. C., Epstein, S., Page, A. L., Van Loon, J. and Davey, T. (eds.) Proceedings of an International Conference on Heavy Metals in the Environment. Vol. 2. CEP Consultants, Toronto., Edinburgh, pp. 121–136.

Guerinot, M. L. and D. Eide. 1999. Zeroing in on zinc uptake in yeast and plants. Curr. Opin. Plant. Biol. 2: 244–249.

Hsu, Y.T. and C.H. Kao. 2004. Cd toxicity is reduced by nitric oxide in rice leaves. Plant. Growh. Regul. 42: 227-238.

Haydon, M.J. and C.S. Cobbett. 2007. Transporters of ligands for essential metal ions in plants. New Phytol. 174: 499–506.

Hissao, T. 1973. Plant responses to water stress. Annu. Rev. Plant Physiol. 24: 519-570.

Jones, D.L. 1998. Organic acids in the rhizospherea critical review. Plant Soil. 205: 25–44.

Kuang, Y.W., G.Y. Zhou, D.Z.Wen, J. Li and F.F. Sun. 2011. Analysis of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons in Tree-Rings of Masson Pine *(Pinus Massoniana L.)* from Two Industrial Sites in the

Archive of SID

www.SID.ir

Pearl River Delta, South China. *J. Environ. Monit.* 13: 2630–2637.
Kochert, G. 1978. Carbohydrate determination by the phenol sulfuric acid method: 56-97. In: Outten, C.E. and T.V. O'Halloran. 2001. Femtomolar sensitivity of metalloregulatory proteins controlling zinc homeostasis. Science. 292: 2488–2492.
Leshem, Y.Y. 1996. Nitric oxide in biological systems. Plant. Growth. Regul. 18: 155-159.
Lichtenthaler, H.K. 1987. Chlorophyll and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. Method Enzym. 148: 350-382.
Li, X., Y. Yang, L. Jie, H. Chen and X. Wei. 2013. Zinc-induced oxidative damage, antioxidant enzyme response and proline metabolism in roots and leaves of wheat plants. Ecotoxicol. Environ. Saf. 89: 150-157.
Marschner, H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plants, 2nd edn. Academic Press, London.
Mathys, W. 1977. The role of malate, oxalate, and mustard oil glucosides in the evolution of zinc resistance in herbage plants. Physiol. Plantarum. 40: 130–136.
Mehta, S.K. and J.P. Gaur. 1999. Heavy-metal-induced proline accumulation and its role in ameliorating metal toxicity in *Chlorella vulgaris*. New Phytol. 143: 253–259.
Mingorance, M.D., B. Valdés and S. Rossini Oliva. 2007.Strategies of Heavy Metal Uptake by Plants Growing under Industrial Emissions.Environ. Int. 33: 514–520.
Moya, J.L., R. Ros and I. Picazo. 1993. Influence of cadmium and nickel on growth, net photosynthesis and carbohydrate distribution in rice plants. Photosynth. Res. 36: 75–80.
Odjegba, V.J and I.O. Fasidi. 2004. Accumulation of trace elements by *Pistia stratoides*: implications for phytoremediation. Ecotoxicology. 13: 637–646.
Parekh, D., R.M. Puranik and H.S. Srivastava. 1990. Inhibition of chlorophyll biosynthesis by cadmium in greening maize leaf segments. Bioch. Physio. Pflanzen. 186: 239–242.
Pessarakli, M. 1999. Handbook of Plant and Crop Stress. Second Edition. Marcel Dekker, Inc.
Reddy, A.R., K.V. Chaitanya and M. Vivekanandan. 2004. Drought–induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plants. J. Plant Physiol. 161: 1189–1202.
Ryan, C. A. and M. Walker-Simmons. 1983. Plant vacuoles. Methods Enzymol. 96: 580–589.
Serbula, M.S., S.T. Kalinovic, A.A. Ilic and V.J. Kalinovic. 2013. Assessment of Airborne Heavy Metal Pollution Using *Pinus spp.* and *Tilia spp. Aerosol and Air Quality Research,* 13: 563–573.
Shanti, S.S. and K.J. Dietz. 2006. The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. J. Experim. Bot. 57: 711-726.
Sharma, P. and R.S. Dubey. 2005. Drought induces oxidative stress and enhances the activities of antioxidant enzymes in growing rice seedlings. Plant. Growth. Regul. 46: 209-221.
Schat, H. and R. Vooijs. 1997. Multiple tolerance and co-tolerance to heavy metals in *Silene vulgaris* aco-segregation analysis. New. Phytol. 136: 489–496.
Sun, F., D. Wen, Y. Kuang, J. Li. and W. Zuo. 2010. Concentrations of Heavy Metals and Polycyclic Aromatic Hydrocarbons in Needles of Masson Pine *(Pinus massoniana L.)* Growing Nearby Different Industrial Sources. J. Environ. Sci. 22: 1006–1013.
Sun, F.F., Wen, daZ. Kuang, Y.W. Li, J. and J.G. Zhang. 2009. Concentrations of Sulphur and Heavy Metals in Needles and Rooting Soils of Masson Pine *(Pinus massoniana L.)* Trees Growing along an Urban-Rural Gradient in Guangzhou, China. Environ. Monit. Assess. 154: 263–274.
Tripathi, B.N. and J.P. Gaur. 2004. Relationship between copper and zinc-induced oxidative stress and proline accumulation in *Scenedesmus sp*. Planta. 219: 397– 404.
Van de Mortel, J.E., L.A. Villanueva, H. Schat, J. Kwekkeboom, S. Coughlan, D. Moerland, P.V.L. Van Themaat, M. Koornneef and M.G.M. Aarts. 2006. Large expression differences in genes for iron and zinc homeostasis, stress response, and lignin biosynthesis distinguish roots of *Arabidopsis thaliana* and the related metal hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens*. Plant. Physiol. 142: 1127–1147.
Verma, S. and R.S. Dubey. 2001. Effect of Cd on soluble sugars and enzymes of their metabolism in rice. Biologia. plantarum. 44 (1): 117 – 123.
Wendehenne, D., A. Pugin, D. Klessig, and J. Durner, 2001. Nitric oxide: comparative synthesis and signaling in animal and plant cells. Tren. Plant Sci. 6: 77-183.
Wu, R. and A. Garg. 2003. Engineernig rice plants with trehalose producing genes improves tolerance to drought, salt and low temperature.ISB News, February.
Xu, W.H., H. Liu, Q.F. Ma and Z.T. Xiong. 2007. Root exudates, rhizosphere Zn fractions, and Zn accumulation of ryegrass at different soil Zn levels. Pedosphere. 17: 389–396.

Archive of SID

www.SID.ir

Effect of Zn without and with Sodium Nitro-Prusside (SNP) on growth and some physiological characteristics of Eldar pine *(Pinus eldarica Medw)*

T. Abtin[1], J. Mirzaei[2], A .Saleh Arani[3], H. R. Azimzadeh[3]

Received: 2015-12-16 Accepted: 2016-2-24

Abstract

Although Zn is an essential element for plants, but it is poisonous in high concentrations and affect growth disturbance. This study was performed in 2013 to investigated the effects of different concentration (0, 100, 200 and 400 mg/L) of the Zn and also done a fixed amount (750mg) of SNP on growth and some physiological parameters in *Pinus eldarica*. Results showed the accumulation of Zn (without SNP) in root, stem and leaves increased when concentration of Zn in soil increased. The most were measured in root (538.80mg/kg) and the lowest in leaves (105.73mg/kg). Different concentration of Zn did not significantly effect on chlorophyll a, b, and total chlorophyll, MDA, and proline but increased soluble sugar in root and leaves. Also, SNP increased concentration of Zn in soil significantly increased in the root, stem, leaf and root and the most content were in root (662.36 mg/kg) and the lowest in leaves (46.16 mg/kg). These treatments caused a significant increase in leaf proline and MDA. In general, due to the good resistance in 400 ml/l concentration and also the better accumulations in roots rather than shoots in *Pinus eldarica,* can use as refinement in pollutant soils. It is also recommended to evaluate the highest level of accumulation on this species in higher concentrations.

Keywords: Growth disorders, *Pinus eldarica* Medw, chlorophyll, phytoremediation, MDA

1- MSc.Student of Forestry, College of Natural Resource, Yazd University, Yazd, Iran
2 -Department of forest science, College of Agriculture, Ilam university, Ilam, Iran
3- Associated Prof. college of natural resource, Yazd university, Yazd, Iran

Archive of SID

www.SID.ir