سال دوم، شماره ۱، شهریور ۱۳۹٤، صفحات ۴۱ تا ۵۰
نشریه آب و توسعه پایدار

2015, Vol.2, No.1, Pages 41 to 50
Journal of Water and Sustainable Development

بررسی توان گیاه‌پالایی ساق‌ترشک و ذرت برای حذف آلاینده سولفونات آنتراکینون

قدیر طاهری

استادیار گروه زیست شناسی، دانشگاه آزاد اسلامی، واحد نیشابور.
E-Mail: ghtaheri2@gmail.com
تاریخ دریافت: ۹۳/۸/۱۶
تاریخ پذیرش: ۹۴/۶/۱۶

چکیده

آنتراکینون‌های سولفوردار سنتزی ماده اولیه ساخت بسیاری از رنگ‌های مصنوعی هستند و میکروارگانیسم‌ها معمولاً قادر به تجزیه آنها نمی‌باشند، از این رو از آلاینده‌های مهم طبیعت به شمار می‌روند. به منظور مطالعه توان گیاهان در حذف سولفونات آنتراکینون‌ها از محیط زیست، ذرت از گیاهان فاقد آنتراکینون طبیعی و ساق‌ترشک به عنوان گیاه دارای آنتراکینون طبیعی در شرایط هیدروپونیک مورد بررسی قرار گرفتند. آزمایش به صورت فاکتوریل و در قالب طرح کاملاً تصادفی اجرا شد. گونه‌های گیاهی به عنوان فاکتور اول و غلظت‌های مختلف سولفونات آنتراکینون به عنوان عامل دوم در نظر گرفته شد. برای کاهش تعداد داده‌ها، ابتدا تجزیه به مولفه‌های اصلی انجام شد و مولفه‌هایی که بیشترین مقدار ویژه و بالاترین تأثیر بر واریانس کل و همچنین صفاتی که بیشترین ضریب را داشتند، انتخاب شدند. نتایج نشان داد که ویژگی‌های مربوط به اندام هوایی گیاهان به مقدار کمتری تحت تأثیر غلظت‌های آلاینده قرار گرفت و سهم سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی، مقدار صدمه به لیپیدهای غشایی و مقدار تولید پراکسیدهیدروژن در ریشه‌ها، وزن خشک بخش هوایی و ریشه‌ها در واریانس کل بیشتر بود. تجزیه واریانس داده‌ها نشان داد که ذرت از توانایی کمتری برای حذف سولفونات آنتراکینون از محیط رشد برخوردار بود. سولفونات آنتراکینون باعث کاهش مقدار وزن خشک ریشه‌ها و بخش هوایی گیاهان شد، در حالی که مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیداسیونی کاتالاز، سوپراکسید دیسموتاز، پراکسیداز و مقدار مالون‌دی‌آلدئید را نسبت به شاهد افزایش داد. بیشترین مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاهان ساق‌ترشک تیمار شده با ۳ میلی‌مولار سولفونات آنتراکینون اندازه‌گیری شد.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدان، ساق‌ترشک، سولفونات آنتراکینون، گیاه پالایی، ذرت.

Phytoremediation potential of common Sorrel (*Rumex acetosa*) and Corn (*Zea myse*) in decomposing synthetic Sulphonated Anthraquinon

Gh. Taheri

Assistant Professor, Department of Plant Biology, Neyshabur Branch, Islamic Azad University, Neyshabur, Iran.
E-Mail: ghtaheri2@gmail.com
Received: 7-11-2014
Accepted: 7-9-2015

Abstract

Synthetic sulphonated anthraquinones are the raw materials used for producing a large palette of synthetic dyes, and microorganisms have a limited ability to decompose them, hence they are one of the important environmental pollutants. In order to study the ability of plants to remove this pollutant from the environment, corn, as a plant not containing any natural anthraquinones and common sorrel, as a plant containing natural anthraquinones, were studied in hydroponic conditions. A factorial experiment was conducted in a completely randomized design. The first factor was the plant species (Corn, as plant without natural anthraquinones, and common sorrel, plants with natural anthraquinones) and the second factor was sulphonated anthraquinones pollutant concentration. To reduce number of data, they were first analyzed using principle component analysis (PCA) procedure. Parameters with the highest specific value and highest effect on total variance as well as characteristics with the highest coefficients were selected. Result of PCA showed that shoot characteristics were less affected by pollutant concentration than root, and antioxidative defense system, lipid peroxidation and production of hydrogen peroxide in root, shoot and root dry weight had the highest contribution in total variance. Data analysis of variance indicated that corn ability was less than common sorrel for removing sulphonated anthraquinones. Root and shoot dry weighs were reduced by sulphonated anthraquinones, while activity of some enzymes such as Superoxide Dismutase (SOD), Ascorbate Peroxidase (APX), Catalase (CAT) and malondialdehyde were increased. The highest activity of antioxidative enzymes was measured in common sorrel treated by 3 mM sulphonated anthraquinones.

Keywords: antioxidation, common sorrel, sulphonated anthraquinones, phytoremediation, corn.

مقدمه

در سال‌های اخیر مطالعات زیادی برای حذف آلاینده‌ها از محیط زیست انجام شده است (Ong و همکاران، ۲۰۱۱). حذف آلاینده‌ها از فاضلاب ممکن است به روش‌های فیزیکی، شیمیایی و بیوشیمیایی انجام شود. تیمار فاضلاب با قارچ‌ها، باکتری‌ها و جلبک‌ها از روش‌های زیستی است که برای حذف رنگیزه‌های سنتزی یا طبیعی از محیط زیست استفاده شده است (Aubert و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۴). این موجودات زنده به دلیل داشتن آنزیم‌های خاص، قادرند تا مواد رنگی موجود در فاضلاب را تجزیه و کاهش دهند. در حال حاضر استفاده از فرایندهای بیولوژیکی نظیر استفاده از گیاهان برای حذف مواد رنگی از فاضلاب‌ها مورد توجه متخصصین قرار گرفته‌است و از مهم‌ترین گیاهان با توان حذف آلاینده‌ها می‌توان برخی از ساکنان اصلی مناطق مردابی (Schwitzgue´bel و همکاران، ۲۰۰۸) و گیاهان آبزی نظیر نی (*Phragmites sp*)، لویی (*Typha sp*) و ساق‌ترشک (*Rumex sp*) را نام برد (Nilratnisakorn و همکاران، ۲۰۰۷؛ Page و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۹).

از مهم‌ترین مواد مورد استفاده در صنعت ساخت رنگ‌ها می‌توان به سولفونات آنتراکینون‌ها اشاره کرد. این گروه ترکیبات شیمیایی ازآلاینده‌های زیستی بالقوه و بالفعل محیط زیست می‌باشند که بر حیات موجودات زنده، به ویژه ساکنان رودخانه‌ها تأثیر گذارند. آنها دارای حداقل یک گروه سولفونیک بوده و اغلب دارای بنیان‌های جایگزین متفاوتی مانند گروه‌های نیترو هستند (Schwitzgue´bel و همکاران، ۲۰۰۲). رنگ‌های مصنوعی با ساختارهای مولکولی آروماتیک پیچیده، ترکیباتی با ثبات و در برابر تجزیه زیستی مقاوم می‌باشند. میکروارگانیسم‌ها توانایی اندکی در حذف و یا تخریب این ترکیبات دارند و بسیاری از گیاهان و بیوفیلترهایی که برای تیمار فاضلاب‌های متداول صنعتی مورد استفاده قرار گرفته‌اند توانایی چندانی در حذف رنگ‌ها و بقایای صنعتی نشان نداده‌اند. اغلب چنین ساختارهایی در مقابل آب، نور و اکسیدکننده‌ها نیز مقاوم هستند و از بین نمی‌روند. این ویژگی‌ها آن‌ها را با ثبات‌تر و کمتر متمایل به تجزیه بیولوژیکی می‌کند، لذا ضرورت دارد تا روش‌های زیستی دیگری شناسایی و توسعه یابند (Schwitzgue´bel و همکاران، ۲۰۰۸). گیاه‌پالایی به عنوان روشی پایدار و سازگار با محیط زیست شناخته شده است. این شیوه به دلیل هزینه کمتر، عدم نیاز به امکانات و تکنیک‌های پیشرفته، مصرف کمتر انرژی و مواد شیمیایی در سال‌های اخیر توجه زیادی را به خود جلب نموده‌است (Khandare و همکاران، ۲۰۱۴).

به طور طبیعی مشتقات آنتراکینون‌ها در برخی گیاهان به مقدار زیادی تولید و تجمع می‌یابد که از آن جمله می‌توان به گیاهانی از جنس‌های *Rheum* و *Rumex* (از خانواده علف هفت‌بند)، *Galium* و *Rubia* (از خانواده روناس) اشاره کرد (Duc و همکاران، ۱۹۹۹؛ Page و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۹). علاوه براین مسیر بیوسنتزی آنتراکینون‌های طبیعی مورد بررسی قرار گرفته و چندین آنزیم درگیر در این فرایند شناسایی شده‌اند (Khouri و Ibrahim، ۱۹۸۷؛ Romain و همکاران، ۱۹۹۹). بعضی از این گیاهان دارای آنزیم‌های تجزیه‌کننده سولفونات‌آنتراکینون‌ها بوده و می‌توان آنها را برای حذف این مواد از فاضلاب صنایع آلاینده مورد استفاده قرار داد (Schwitzgue´bel و همکاران، ۲۰۰۲). گزارش‌هایی مبنی بر دخالت برخی آنزیم‌های درگیر در دفاع آنتی‌اکسیدانی گیاهان در مسمومیت‌زدایی و یا تجزیه سولفونات آنتراکینون‌ها در دسترس است. افزایش فعالیت آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، آسکوربات‌پراکسیداز، گلوتاتیون‌ردوکتاز، تیروزیناز و لیگنین‌پراکسیداز در گیاه نی (Carias و همکاران، ۲۰۰۷ و ۲۰۰۸) تحت تأثیر مواد رنگی گزارش شده است.

استفاده از فاضلاب شهری و صنعتی برای تولید محصولات کشاورزی در سال‌های اخیر رو به فزونی است و بیم آن می‌رود که آلاینده‌های رنگی موجود در آنها بدون هیچگونه تغییری بصورت مستقیم یا غیرمستقیم وارد رژیم غذایی انسان شود. از طرفی امکان جذب برخی از آلاینده‌ها توسط ریشه گیاهان وجود ندارد و به مرور زمان این ترکیبات آلاینده در محیط تجمع می‌یابند، بنابراین شناسایی و معرفی گونه‌های گیاهی که قادر به حذف آلاینده‌های رنگی از فاضلاب باشند، ضروری است. هدف این پژوهش مطالعه توانایی حذف آلاینده نمک سدیمی سولفونات‌آنتراکینون و پاسخ فیزیولوژیکی دو گونه گیاهی ساق‌ترشک (*Rumex acetosa L.*، گیاهی با آنتراکینون طبیعی و از ساکنان مهم فاضلاب‌های صنعتی) و ذرت (*Zea mays*، گیاهی بدون آنتراکینون‌های طبیعی) بوده است تا گیاه مناسب برای حذف این آلاینده از طبیعت را معرفی نماید.

مواد و روش‌ها

به منظور مطالعه توان حذف آلاینده نمک سدیمی سولفونات آنتراکینون از محیط رشد گیاهان، آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در ۳ تکرار در محل آزمایشگاه تحقیقاتی فیزیولوژی گیاهی دانشگاه آزاد اسلامی واحد نیشابور اجرا شد. فاکتورهای مورد بررسی شامل گونه‌های گیاهی (ذرت و ساق ترشک) و غلظت‌های مختلف آلاینده سولفونات آنتراکینون (۰، ۱، ۲، ۳ و ۴ میلی‌مولار) بود. بذرهای

ساق‌ترشک از زیستگاه طبیعی آن در منطقه کال شور واقع در جنوب نیشابور در تیر ماه ۱۳۹۲ جمع‌آوری و به آزمایشگاه منتقل گردید. به منظور شکستن خواب بذور، آنها مدت ۳۰ روز در دمای ۱±۴ درجه سانتیگراد نگهداری شدند. بذور ذرت رقم سینگل کراس ۷۰۴ از مرکز تحقیقات کشاورزی و منابع طبیعی نیشابور تهیه شد. پس از ضدعفونی بذور با هیپوکلریت سدیم ۲ در هزار، جوانه‌زنی به روش بین کاغذی در پتری‌دیش‌هایی به ابعاد ۳*۱۲ سانتیمتر انجام شد. بدین منظور دانه‌ها در شرایط نوری ۱۶ ساعت روشنایی با دمای ۲±۲۲ درجه سانتیگراد و ۸ ساعت تاریکی با دمای ۲±۱۶ درجه سانتیگراد قرار گرفتند. ۱۰ روز پس از آغاز آزمایش تعداد ۵ گیاهچه بذری از هر گونه به محیط هیدروپونیک و به گلدان‌های تیره‌رنگ با حجم ۳/۵ لیتر منتقل شدند. در سه روز اول گیاهان فقط در آب مقطر قرار گرفتند و برای سازگار شدن آنها به محیط، آنها مدت ۴ روز در محلول غذایی ۲۵ درصد و ۷ روز در محلول غذایی ۵۰ درصد هوگلند قرار گرفتند. پس از آن گیاهان مدت ۳۰ روز در محلول غذایی ۷۰ درصد هوگلند نگهداری شدند. دوره نوری این مرحله ۱۰+۱۴ ساعت و دماهای مرحله جوانه‌زنی بود. پس از این مرحله گیاهان به مدت ۱۴ روز و مطابق نقشه طرح در معرض محلول‌های حاوی غلظت‌های مختلف آلاینده سولفونات آنتراکینون قرار گرفتند. صفات مورد بررسی به شرح زیر می‌باشد:

وزن خشک اندام هوایی و ریشه‌ها با قرار دادن آنها در آون با دمای ۷۰ درجه سانتیگراد به مدت ۲۴ ساعت بدست آمد. غلظت پراکسیدهیدروژن موجود در ریشه‌ها و ساقه گونه‌های مورد بررسی به روش اکان (O'Kane و همکاران، ۱۹۹۶) اندازه‌گیری شد. ۰/۵ گرم از پودر ساییده شده هر اندام در حضور نیتروژن مایع با ۱۰ میلی‌لیتر اسید کلریدریک ۰/۲مولار مخلوط شده و به خوبی هم زده شد تا هموژن گردد. نمونه‌ها به مدت ۱۵ دقیقه در ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه و دمای ۴ درجه سانتیگراد سانتریفوژ شدند. pH ماده رویی با کمک پتاسیم هیدروکسید (KOH) با غلظت ۴ مولار تنظیم شد (pH=5/7). به منظور حذف مواد رسوب‌یافته مجدداً نمونه‌ها به مدت ۳ دقیقه در دمای ۴ درجه سانتیگراد در ۳۵۰۰ دور در دقیقه سانتریفوژ شدند. از ماده رویی برای تعیین غلظت H_2O_2 استفاده شد. مخلوط واکنش برای اسپکتروفتومتری در حجم نهایی ۱/۵ میلی‌لیتر (شامل ۵۰ میکرولیتر از عصاره تهیه شده مرحله قبلی، دی‌متیل‌آمینوبنزوئیک اسید ۲/۵ میلی‌مولار، ۳-متیل-۲-نیتروتیازولیدون هیدرازون ۱/۲۵ میلی‌مولار، پراکسیداز ۲۰ میکرولیتر) تهیه شد. واکنش با اضافه کردن پراکسیداز آغاز شد و با افزایش مقدار جذب H_2O_2 در طول موج ۵۹۰ نانومتر و بعد از ۵ دقیقه در دمای ۲۵ درجه سانتیگراد سنجیده شد. برای تهیه منحنی کالیبراسیون، مقدار جذب H_2O_2 در غلظت‌های ۰/۵ تا ۲۰ میکرومول در گرم وزن تر نمونه گزارش گردید. نتایج بر مبنای میکرومول در گرم وزن تر نمونه گزارش گردید.

برای سنجش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی ابتدا عصاره آنزیمی ریشه‌ها و ساقه‌ها به روش ساین (Singh و همکاران، ۲۰۰۶) استخراج شد. مقدار فعالیت آنزیم سوپر اکسید دیسموتاز (SOD) بر مبنای جلوگیری از احیای نوری نیتروبلوتترازولیوم کلراید و به روش بیوچمپ و فریدویچ (Beauchamp و Fridovich، ۱۹۷۱) اندازه‌گیری شد. مخلوط واکنش در حجم نهایی ۴ میلی‌لیتر تهیه شد و محتوی ۶۳ میکرومولار نیتروبلوتترازولیوم (NBT)، ۱۳ میلی‌مولار متیونین، ۰/۱ میلی‌مولار EDTA، ۱۳ میکرومولار ریبوفلاوین، ۰/۵ مولار کربنات سدیم و ۰/۵ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی (در تیمار شاهد همان مقدار آب مقطر) بود. لوله‌های آزمایش در زیر ۲ لامپ لوله‌ای فلوئورسنت ۱۵ وات به مدت ۲۰ دقیقه قرار گرفت و پس از آن به مدت ۲۰ دقیقه در تاریکی نگهداری شدند. مقدار جذب در طول موج ۵۶۰ نانومتر اندازه‌گیری شد و فعالیت آنزیم بر مبنای واحد آنزیمی بر میلی‌گرم وزن تر گزارش شد. هر واحد فعالیت آنزیمی مقدار مورد نیاز آنزیم برای جلوگیری از احیای ۵۰ درصد NBT در مقایسه با لوله‌های فاقد عصاره آنزیمی تعریف شده است.

سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز به روش کک‌مک و مارشنر (Cakmak وMarschner ، ۱۹۹۲) انجام شد. مخلوط واکنش شامل ۲۵ میلی‌مولار بافر فسفات (pH=7)، ۱۰ میلی‌مولار پراکسید هیدروژن و ۰/۲ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. فعالیت آنزیم با اندازه‌گیری مقدار حذف پراکسیدهیدروژن در طی ۱ دقیقه در ۲۴۰ نانومتر اندازه‌گیری شد و بر مبنای ضریب خاموشی $39/4\ mM^{-1}cm^{-1}$ محاسبه شد. هر واحد آنزیمی مقدار آنزیم مورد نیاز برای اکسیداسیون ۱ میکرومول پراکسیدهیدروژن در دقیقه تعریف شده است.

مقدار فعالیت آنزیم آسکوربات پراکسیداز (APX) به روش ناکانو و آسادا (Nakano و Asada، ۱۹۸۱) اندازه گیری شد. مخلوط واکنش محتوی ۲۵ میلی‌مولار بافر فسفات (pH=7)، ۰/۱ میلی‌مولار EDTA، ۰/۲۵ میلی‌مولار آسکوربات، ۱ میلی‌مولار پراکسیدهیدروژن و ۰/۲ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. فعالیت آنزیم بر اساس ضریب خاموشی $2/8\ mM^{-1}cm^{-1}$و با اندازه‌گیری کاهش جذب در ۲۹۰ نانومتر بر دقیقه اندازه‌گیری شد و به عنوان واحد آنزیمی بر گرم وزن تر گزارش گردید. هر واحد آنزیمی بر اساس مقدار آنزیم مورد نیاز برای اکسیداسیون ۱ میکرومول آسکوربات در دقیقه تعریف شده است.

مقدار فعالیت آنزیم گلوتاتیون ردوکتاز (GR) به روش فویر و هالیول (Foyer و Halliwell، ۱۹۷۶) اندازه‌گیری شد. مخلوط

واکنش محتوی ۲۵ میلی‌مولار بافر فسفات (pH=7)، ۰/۱ میلی‌مولار EDTA، ۰/۵ میلی‌مولار GSSG، ۰/۱۲ میلی‌مولار NADPH و ۰/۲ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی بود. مقدار جذب در ۳۴۰ نانومتر و بلافاصله پس از اضافه‌کردن عصاره آنزیمی و به فاصله ۵ دقیقه بعد از آن اندازه‌گیری شد. مقدار فعالیت آنزیم بر اساس مقدار NADPH اکسیده نشده و با استفاده از ضریب خاموشی $6/224\ mM^{-1}cm^{-1}$ اندازه‌گیری شد و بر مبنای واحد آنزیمی بر گرم وزن تر گزارش شد. هر واحد آنزیمی معادل مقدار آنزیم مورد نیاز برای اکسیده‌کردن ۱ میکرومول NADPH در دقیقه تعریف شده است.

غلظت مالون‌دی‌آلدئید(MAD) از روش هس و پارکر (Heath و Packer، ۱۹۶۸) اندازه‌گیری شد. مقدار ۱۰۰ میلی‌گرم از هر اندام در ۵ میلی‌لیتر آب مقطر ساییده شد و با ۵ میلی‌لیتر محلول ۰/۵ درصد (وزنی/ حجمی) ۲-تیوباربیتوریک اسید در ۲۰٪ (وزنی/حجمی) تری‌کلرواستیک‌اسید هموژنیزه شد. مواد به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سانتیگراد قرار گرفتند و پس از آن به سرعت و بر روی یخ سرد شدند، در نهایت به مدت ۳۰ دقیقه در ۱۲۵۰۰ دور سانتریفوژ شدند. از ماده رویی برای تعیین غلظت مالون‌دی‌آلدئید استفاده شد. مقدار این ماده از تغییر مقدار جذب در طول موج‌های ۵۳۲ و ۶۰۰ نانومتر و با استفاده از ضریب‌خاموشی $155\ mM^{-1}cm^{-1}$ محاسبه شد. نتایج بر مبنای نانومول در گرم وزن تر گزارش گردید.

داده‌های تحقیق با نرم‌افزارهای SPSS ver. 17 و MSTAT-C آنالیز آماری شدند. ابتدا تجزیه به مولفه‌های اصلی برای شناسایی صفات با بیشترین سهم در واریانس کل صورت گرفت. بر اساس داده‌های حاصل از این بخش، تجزیه واریانس صفات انتخاب شده انجام شد. میانگین‌ها به وسیله آزمون چند دامنه‌ای دانکن مقایسه شدند.

نتایج و بحث

- تجزیه به مولفه‌های اصلی

نتایج تجزیه به مولفه‌های اصلی صفات مورد بررسی چرخش داده شده به روش واریماکس در جدول (۱) ارائه شده‌است. بر اساس این اطلاعات، ۲ مولفه اصلی با مقادیر ویژه بالا و با بیشترین سهم در واریانس کل (۸۹/۹ درصد) استخراج شدند. ۵ صفت با بیشترین ضریب تأثیر بر مولفه ۱ عبارتند از مقدار فعالیت آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز، مقدار تولید پراکسید هیدروژن و مقدار مالون‌دی‌آلدئید در ریشه‌ها. این مولفه دارای مقدار ویژه ۴/۵۳ بوده و ۶۴/۷۷ درصد واریانس کل را شامل می‌شود. صفات وزن خشک اندام هوایی و وزن خشک ریشه‌ها بیشترین ضریب تأثیر بر مولفه ۲ را نشان دادند. مقدار ویژه این مولفه ۱/۷۶ بوده و ۲۵/۱۳ درصد از واریانس کل را شامل می‌شود. در این تحقیق مقدار فعالیت آنزیم‌ها به واکنش دفاع آنتی‌اکسیدانی، تولید مالون دی آلدئید به شاخص مقدار صدمه وارد شده به سلول‌های گیاهان تحت تأثیر رادیکال‌های اکسیژن، وزن خشک اندام هوایی و ریشه‌ها به ویژگی‌های مورفولوژیکی شناخته می‌شوند و در بررسی صفات مربوط به پاسخ گونه‌های گیاهی به آلاینده سولفونات آنتراکینون مورد بررسی و توجه قرار گرفته‌اند.

مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی برای حذف اکسیژن‌های فعال ناشی از تنش‌های اکسیداسیونی به شدت بروز تنش، گونه گیاهی و اندام تحت تنش بستگی دارد. فعال شدن سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی در ریشه‌های گیاهان ریواس (*Rheum rabarbarum*)، جعفری (*Apium graveolens*) و ذرت در حضور سولفونات آنتراکینون‌های سدیمی گزارش شده است (Page و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۹). تغییر شکل سولفونات آنتراکینون‌های سدیمی به مواد غیرسمی ممکن است در ریشه‌ها یا ساقه گیاهان انجام شود و مکانیسم این تبدیل به نوع نمک و گونه گیاهی بستگی دارد (Aubert و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۴). در گیاه ریواس سولفونات آنتراکینون‌ها در ریشه متابولیزه شده و انواع غیرسمی آن به اندام هوایی منتقل می‌شوند و در تعدادی از گونه‌های گیاهی سولفونات آنتراکینون‌های سمی پس از انتقال به اندام هوایی متابولیزه می‌شوند، بنابراین انتظار می‌رود که واکنش‌های دفاعی گیاهان برای مقابله با تنش ناشی از این مواد آلی آلاینده در اندام‌های مختلف مشاهده شود. نتایج این تحقیق بیانگر تغییرات زیاد در مقدار فعالیت سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی آنزیمی در ریشه نسبت به اندام هوایی گیاهان مورد بررسی می‌باشد و تأثیر آلاینده بر مقدار واریانس فعالیت آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و پراکسیداز ساقه‌ها ناچیز بود (جدول ۱). افزایش مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در ریشه‌ها و تغییر غیرمعنی‌دار آنها در اندام هوایی گیاهان در این تحقیق بیانگر آن است که احتمالاً آلاینده از ریشه‌ها به بخش هوایی گیاه منتقل نشده و در ریشه‌ها باقی مانده یا متابولیزه شده است.

جدول ۱- ماتریس صفات چرخش داده شده به روش واریماکس گیاهان ساق‌ترشک و ذرت آنالیز شده به روش تجزیه به مولفه‌های اصلی

صفات	مولفه‌های اصلی	
	مولفه ۱	مولفه ۲
وزن خشک بخش هوایی	۰/۰۹	۰/۹٤
وزن خشک ریشه	-۰/۳۱	۰/۸۷
پراکسید هیدروژن در ریشه	-۰/۱۲	۰/۹۷
سوپراکسید دیسموتاز در ریشه	-۰/۳	۰/۹۲
کاتالاز در ریشه	-۰/۰۷	۰/۹٤
آسکوربات پراکسیداز در ریشه	۰/۰۰۱	۰/۹۷۲
گلوتاتیون ردوکتاز در ریشه	۰/۲	۰/۵۷
مالون‌دی‌آلدئید در ریشه	۰/۰۳	۰/۹
پراکسید هیدروژن در ساقه	-۰/٦	-۰/٤۱
سوپراکسید دیسموتاز در ساقه	-۰/٦۲	۰/۳۵
کاتالاز در ساقه	۰/۳۷	۰/۵٦
آسکوربات پراکسیداز در ساقه	۰/٤۹	۰/٤۷
گلوتاتیون ردوکتاز در ساقه	۰/۵۷	-۰/۱۵
مالون‌دی‌آلدئید در ساقه	۰/۳۱	۰/٦۷
مقدار ویژه	۱/۷۵۹	٤/۵۳
درصد واریانس	۲۵/۱۲۷	٦٤/۷۷

متغیرهای زیرخط‌دار با ضرایب بالایی هستند و در تجزیه‌های بعدی به عنوان صفات معنی‌دار در نظر گرفته شده‌اند.

- سولفونات آنتراکینون باقیمانده در محیط رشد

تأثیر گونه گیاهی، غلظت سولفونات آنتراکینون و اثر متقابل گونه در سولفونات آنتراکینون بر مقدار باقیمانده آلاینده در محیط رشد معنی‌دار (P≤۰/۰۱) بود (جدول ۲). بیشترین مقدار توان حذف آلاینده از محیط در ساق‌ترشک اندازه‌گیری شد (جدول ۳). با افزایش غلظت آلاینده، مقدار باقیمانده آن در محیط رشد افزایش یافت و بیشترین مقدار آن با مصرف ۳ و ۴ میلی‌مولار سولفونات آنتراکینون بدست آمد. بیشترین مقدار باقیمانده آلاینده در محیط رشد در گیاه ذرت تیمار شده با ۳ و ۴ میلی‌مولار سولفونات آنتراکینون اندازه‌گیری شد و تفاوت آن با گیاه ساق‌ترشک با همان غلظت آلاینده معنی‌دار بود (جدول ۴). تفاوت در مقدار جذب و انتقال سولفونات آنتراکینون‌های مختلف از محیط رشد و حذف آلاینده از محیط تحت تأثیر غلظت آلاینده، گونه گیاهی و شرایط رشدی گونه‌های گیاهی گزارش شده است. با افزایش غلظت مواد آلاینده در محیط به دلیل افزایش شدت تنش، گونه‌های گیاهی از کارایی کمتری در حذف آلاینده برخوردار خواهند بود (Ong و همکاران، ۲۰۱۱). گیاهان با توان رشد سریعتر قادرند تا شدت صدمه را کاسته و در حذف آلاینده از طبیعت موثرتر باشند، ولی به طور کلی گزارش شده که گیاهان با آنتراکینون‌های طبیعی از توان جذب و تغییر شکل بالاتر سولفونات آنتراکینون‌ها نسبت به گیاهان فاقد آنتراکینون برخوردارند (Page و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۹).

جدول۲- نتایج تجزیه واریانس صفات گیاهان ذرت و ساق‌ترشک تحت تأثیر غلظت‌های مختلف آلاینده سولفونات آنتراکینون

منابع تغییر	درجه آزادی	آنتراکینون باقیمانده	وزن ساقه	وزن ریشه	پراکسید هیدروژن	سوپراکسید دیسموتاز	کاتالاز	آسکوربات پراکسیداز	مالون دی‌آلدئید
گونه	۱	۳/۰۲**	۳۷/۲**	٤/٦**	۷٤/۷**	۱۸۱/۲**	۹٦/۵**	۵۵۰۲**	۸۷٦**
آلاینده	٤	۷/۹۹**	۱۷/۸**	۰/۲٦**	۱۵/۹۷**	۱٦/۳*	۲۱/۱**	۱۹۳۳**	۳۳٤**
گونه* آلاینده	٤	۰/٤۱**	۲/۷۵ ns	۰/۰۳ ns	۵/۰٦**	۷/٤۹**	۸/۷٤**	۱۲۰۵**	۲۵۱*
خطا	۲۰	۰/۰۵	۲/۹۹	۰/۰٦	۰/۱۲	۰/۷٤	۰/۲۱	۳۷/۲	۱٦/٤

ns، *و** به ترتیب نشان‌دهنده غیرمعنی‌دار، معنی‌دار بودن در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد

- وزن خشک ساقه‌ها و ریشه‌ها

گونه گیاهی و غلظت سولفونات آنتراکینون بر وزن خشک ساقه‌ها و ریشه‌ها تأثیر معنی‌داری نشان دادند ولی اثر متقابل آنها غیرمعنی‌دار بود (جدول ۲). بیشترین وزن خشک اندام هوایی و ریشه در ساق‌ترشک مشاهده شد. هرچند با افزایش غلظت آلاینده در محیط رشد از وزن اندام هوایی و ریشه گیاهان کاسته شد ولی تفاوت بین گیاهان تیمار شده با غلظت‌های ۲، ۳ و ۴ میلی‌مولار غیرمعنی‌دار بود (جدول ۳). تفاوت در مقدار وزن خشک اندام‌های مختلف در گیاهان از ویژگی‌های توارثی آنهاست و داده‌های این تحقیق نیز بیانگر تفاوت در وزن خشک ریشه و ساقه گونه‌های مورد بررسی می‌باشد. کاهش وزن ریشه‌ها و اندام هوایی گیاهان تحت تأثیر غلظت‌های بالاتر سولفونات‌آنتراکینون به دلیل بروز مسمومیت ناشی از تولید مواد تنش‌زایی نظیر پراکسیدهیدروژن و صدمه به غشاهای

سلول در گیاهان گزارش شده (Shaffiqu و همکاران، ۲۰۰۲؛ Strycharz و Shetty، ۲۰۰۲) و با نتایج این تحقیق مطابقت دارد. بررسی داده‌های تحقیق بیانگر وجود همبستگی منفی بین وزن خشک ریشه گیاهان با مقدار تولید پراکسیدهیدروژن و فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی است (جدول ۵). در شرایط تنشی علاوه بر کاهش فعالیت‌های حیاتی، گیاهان بخشی از فتواسیمیلات‌های خود را صرف تولید موادی نظیر پرولین و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی می‌کنند. تخصیص مواد به تولید این مواد، سهم متابولیت‌های مورد استفاده در مسیرهای رشد را کاسته و باعث کاهش مقدار رشد اندام‌های مختلف می‌شود.

جدول ۳- مقایسه میانگین تأثیر گونه‌های گیاهی و غلظت‌های سولفونات آنتراکینون بر وزن خشک ریشه، ساقه و سیستم دفاع آنتی‌اکسیداسیونی

تیمارها		آنتراکینون باقیمانده	وزن ساقه	وزن ریشه	پراکسید هیدروژن	سوپراکسید دیسموتاز	کاتالاز	آسکوربات پراکسیداز	مالون دی‌آلدئید
		(mM)	(gr/plant)	(gr/plant)	($\mu molg^{-1}$ FW)	(unit mg^{-1} FW)	(unit mg^{-1} FW)	(unit mg^{-1} FW)	($nmolg^{-1}$ FW)
گونه گیاهی	ساق‌ترشک	۱/۳۵ b	۹/۴۷ a	۱/۴۸ a	۴/۷۴ a	۷/۱۳ a	۵/۲۶ a	۶۱/۵ a	۳۳/۴ a
	ذرت	۱/۹۹ a	۶/۳۵ b	۰/۶۹ b	۱/۵۹ b	۲/۲۲ b	۱/۶۸ b	۳۴/۳ b	۲۲/۶ b
غلظت آلاینده(mM)	شاهد	۰/۰ d	۵/۵ c	۰/۸۹ c	۱/۱۲ e	۲/۳۵ c	۱/۲ e	۲۶/۷ d	۱۸/۹ c
	۱	۱/۰۵ c	۶/۸۹ bc	۰/۹ c	۱/۹۸ d	۳/۹۶ b	۲/۱۶ d	۳۲/۹ d	۲۵/۶ b
	۲	۱/۶۵ b	۹/۹ a	۱/۳۷ a	۳/۳۷ c	۴/۶۶ b	۴/۹۷ b	۵۰/۶ c	۲۴/۶ b
	۳	۲/۶۵ a	۸/۵۸ ab	۱/۲۴ ab	۵/۱۳ a	۶/۵۷ a	۵/۶۹ a	۶۹/۷ a	۳۷/۶ a
	۴	۲/۹ a	۸/۶۹ ab	۱/۰۴ bc	۴/۲۲ b	۵/۸۴ a	۳/۳۵ c	۵۹/۵ b	۳۳/۱ a

حروف مشابه در هر ستون بیانگر عدم تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمون دانکن در سطح ۵ درصد می‌باشد.

جدول ۴- مقایسه میانگین اثرات متقابل گونه‌های گیاهی و غلظت‌های سولفونات‌آنتراکینون بر وزن خشک ریشه، ساقه و سیستم دفاع آنتی‌اکسیداسیونی

تیمارها		آنتراکینون باقیمانده	وزن ساقه	وزن ریشه	پراکسید هیدروژن	سوپراکسید دیسموتاز	کاتالاز	آسکوربات پراکسیداز	مالون دی‌آلدئید
گونه	سولفونات آنتراکینون	(mM)	(gr/plant)	(gr/plant)	($\mu molg^{-1}$ FW)	(unit mg^{-1} FW)	(unit mg^{-1} FW)	(unit mg^{-1} FW)	($nmolg^{-1}$ FW)
ذرت	۰	۰/۱ e	۷/۵ bc	۱/۲۷ c	۰/۷ f	۱/۲۲ e	۰/۹۷ f	۲۵/۱ f	۱۹/۰۳ d
	۱	۱/۲ cd	۸/۷۶ b	۱/۲۷ c	۰/۸۳ f	۱/۳۵ de	۱ f	۲۹/۹ ef	۲۰ d
	۲	۱/۹۳ b	۱۲/۱ a	۱/۸ a	۲/۰۷ e	۳/۱۴ c	۳/۱۵ d	۴۴/۴ d	۲۶/۲ cd
	۳	۳/۱۷ a	۹/۵ ab	۱/۷۲ ab	۲/۷۷ d	۲/۸۲ cd	۲/۲۶ e	۳۵/۸ def	۲۳/۸ cd
	۴	۵۳/۳ a	۹/۴۳ ab	۱/۳۴ bc	۱/۵۷ e	۲/۵۷ cde	۱/۰۱ f	۳۶/۷ de	۲۴/۰ cd
ساق‌ترشک	۰	۰/۱ e	۳/۴۳ d	۰/۵۱ d	۱/۵۳ e	۳/۴۸ c	۱/۴۲ f	۲۸/۵ ef	۱۸/۸۴ d
	۱	۰/۹ d	۵/۰۳ cd	۰/۵۴ d	۳/۱۳ d	۶/۵۶ b	۳/۳۲ d	۳۶/۰۷ def	۳۱/۲۰ c
	۲	۱/۳۷ c	۷/۷۱ bc	۰/۹۴ cd	۴/۶۸ c	۶/۱۸ b	۶/۷۸ b	۵۶/۷ c	۲۳/۰۳ d
	۳	۲/۱۳ b	۷/۶۶ bc	۰/۷۵ d	۷/۵ a	۱۰/۳۲ a	۹/۱۱ a	۱۰۳ a	۵۱/۹ a
	۴	۲/۲۸ b	۷/۹۴ bc	۰/۷۵ d	۶/۸۷ b	۹/۱۲ a	۵/۶۹ c	۸۲/۴ b	۴۲/۱ b

حروف مشابه در هر ستون بیانگر عدم تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمون دانکن در سطح ۵ درصد می‌باشد.

- پراکسیدهیدروژن

تأثیر گونه گیاهی، غلظت مواد آلاینده و اثر متقابل گونه در ماده آلاینده بر مقدار تولید پراکسیدهیدروژن معنی‌دار بود (جدول ۲). مقدار تولید پراکسید هیدروژن در ساق‌ترشک بیشتر از ذرت بود. توانایی گونه‌های گیاهی در جذب آلاینده‌ها از محیط متفاوت است و به توانایی ساخت برخی متابولیت‌های ثانویه و یا مکانیسم متابولیزه کردن آلاینده‌های محیط در ریشه یا ساقه گیاه وابسته است. گزارشات (Bluc و Ojstrsek، ۲۰۰۸؛ Khouri و Ibrahim، ۱۹۸۷) بیانگر آن است که جذب بیشتر آلاینده سولفونات آنتراکینون از محیط رشد باعث اختلال در متابولیسم گیاه و بروز تنش اکسیداسیونی می‌گردد. حذف آنزیمی گونه‌های اکسیژن فعال در سلول‌های گیاهی منجر به تولید پراکسیدهیدروژن به عنوان ماده حد واسط می‌شود (Passardi و همکاران، ۲۰۰۵).

با افزایش غلظت سولفونات آنتراکینون تا ۳ میلی‌مولار در محیط رشد، مقدار تولید پراکسیدهیدروژن افزایش یافت ولی در بالاترین غلظت آلاینده مقدار تولید پراکسید هیدروژن کاهش یافت (جدول ۳). بررسی وضعیت ظاهری گیاهان در محیط رشد و وزن خشک بخش هوایی گیاهان نشانگر آن است که در غلظت اخیر بعضی از اندام‌های سبز گیاهان نکروزه شده است و کاهش مقدار تولید پراکسیدهیدروژن ممکن است به دلیل تخریب بافت‌های فعال گیاه باشد. بیشترین و کمترین مقدار تولید پراکسید هیدروژن به ترتیب در گیاه ساق‌ترشک تیمار شده با ۳ میلی‌مولار سولفونات‌آنتراکینون و گیاه ذرت تیمار شاهد مشاهده شد (جدول ۴). به طور کلی در تمام سطوح غلظت آلاینده، مقدار تولید پراکسیدهیدروژن در ساق‌ترشک بیشتر از گیاه ذرت مشاهده شد. بررسی داده‌های مربوط به مقدار باقیمانده آلاینده در محیط رشد (جدول ۳) بیانگر آن است که توان حذف این آلاینده در ساق‌ترشک بیشتر از ذرت بوده است؛ این توانایی ممکن است به دلیل بالا بودن توان جذب سولفونات‌آنتراکینون از محیط باشد. افزایش تشکیل پراکسید هیدروژن در شرایط بروز تنش ناشی از مواد سولفونات‌آنتراکینونی در ساق‌ترشک و ریواس (Page و Schwitzgue´bel، ۲۰۰۹)، نی (Carias و همکاران، ۲۰۰۸) و پونه (Strycharz و Shetty، ۲۰۰۲) گزارش شده است.

جدول ۵- ضرایب همبستگی صفات وزن خشک ریشه، وزن خشک ساقه و برخی آنزیم‌های آنتی‌اکسیداسیونی ذرت و ساق‌ترشک

	وزن خشک ساقه	وزن خشک ریشه	H_2O_2	SOD	CAT	APX	MDA	آنتراکینون باقیمانده
وزن خشک ساقه	۱							
وزن خشک ریشه	۰/۶۷۶**	۱						
H_2O_2	-۰/۴۲	-۰/۳۷۶*	۱					
SOD	-۰/۱۹۳	-۰/۵۲۱**	۰/۹۳۱**	۱				
CAT	۰/۰۱۷	-۰/۳۴۳	۰/۹۲۳**	۰/۸۷۷**	۱			
APX	۰/۰۹۸	-۰/۳۲۴	۰/۹۳۴**	۰/۸۵۶**	۰/۹۰۲**	۱		
MDA	۰/۰۴۰	-۰/۳۰۳	۰/۸۳۵**	۰/۸۲۵**	۰/۷۵۳**	۰/۸۶۸**	۱	
آنتراکینون باقیمانده	۰/۵۵۲**	۰/۴۰۱*	۰/۲۸۸	۰/۱۴۴	۰/۱۷۵	۰/۳۲۴	۰/۲۸۹	۱

- پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی

پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی بر مبنای مقدار مالون‌دی‌آلدئید موجود در عصاره اندازه‌گیری شد. بیشترین مقدار مالون‌دی‌آلدئید در گیاهان ساق‌ترشک مشاهده شد که بیانگر بروز صدمه بیشتر به غشاهای سلولی این گونه است. با افزایش غلظت آلاینده در محیط نیز مقدار تولید آن افزایش یافت و بیشترین و کمترین مقدار پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی در غلظت‌های ۳ میلی‌مولار و تیمار گیاهان با آب مقطر (شاهد) اندازه‌گیری شد (جدول ۳). با افزایش غلظت آلاینده در محیط رشد مقدار مالون‌دی‌آلدئید هر دو گونه افزایش یافت ولی تفاوت بین تیمارها تا غلظت ۳ میلی‌مولار در آنها غیر معنی‌دار بود ولی با افزایش بیشتر غلظت سولفونات‌آنتراکینون اختلاف بین گونه‌ها معنی‌دار گردید. بیشترین مقدار مالون‌دی‌آلدئید در گیاه ساق‌ترشک تیمار شده با ۳ میلی‌مولار سولفونات‌آنتراکینون مشاهده شد که با توجه به مقدار باقیمانده آلاینده در محیط رشد می‌توان فرض کرد که گونه اخیر مقدار بیشتری از آلاینده را از محیط رشد جذب و انتقال داده است (جدول ۴). افزایش غلظت مالون‌دی‌آلدئید را نشان دهنده افزایش پراکسیداسیون

لیپیدها و اکسیده شدن اسیدهای چرب غشایی دانسته‌اند (Cakmak و Marschner، ۱۹۹۲). افزایش مقدار این ماده با بالارفتن شدت تنش‌های محیطی در گیاهان گزارش شده است (Jiang و Hung، ۲۰۰۱). پراکسیداسیون چربی‌ها در پاسخ به تنش‌های محیطی رخ می‌دهد، بنابراین اندازه‌گیری مقدار مالون‌دی‌آلدئید می‌تواند نشانه‌ای معتبر از شدت آسیب‌های سلول‌های گیاهی در معرض تنش باشد. در شرایط تنش‌زا مقدار فعالیت آنزیم لیپوکسیژناز افزایش یافته، نفوذپذیری نسبی غشاهای سلولی و مالون‌دی‌آلدئید سلول را افزایش می‌دهد.

- آنزیم‌های آنتی‌اکسیداسیونی

اثر گونه گیاهی، غلظت سولفونات آنتراکینون و اثر متقابل آنها بر مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی سوپراکسید دیسموتاز، کاتالاز و آسکوربات‌پراکسیداز معنی‌دار بود (جدول ۲). بیشترین مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاه ساق‌ترشک و کمترین آن در ذرت اندازه‌گیری شد (جدول ۳). در مقایسه میانگین‌های مربوط به اثر غلظت آلاینده، بیشترین مقدار فعالیت این آنزیم‌ها در نمونه‌های تیمار شده با ۳ میلی‌مولار سولفونات‌آنتراکینون اندازه‌گیری شد (جدول ۳). بیشترین مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در گیاه ساق‌ترشک تیمار شده با غلظت ۳ میلی‌مولار سولفونات‌آنتراکینون و کمترین مقدار آن نیز در گیاه ذرت تیمار شده با آب مقطر (شاهد) بدست آمد (جدول ۴). جذب و متابولیزه شدن آلاینده‌ها توسط گیاهان باعث تولید برخی فراورده‌های جانبی شده که تحریک سیستم دفاع آنتی‌اکسیدانی گیاه را به همراه داشته است (Carias و همکاران، ۲۰۰۸؛ Torres و همکاران، ۲۰۰۳). گزارش‌های زیادی بر دخالت پراکسیدازها در حذف آلاینده‌های رنگی از محیط ریشه در دسترس است (Passardi و همکاران، ۲۰۰۵؛ Carias و همکاران، ۲۰۰۷). فعال‌شدن پراکسیدازها با تولید بیشتر پراکسیدهیدروژن همراه است و این ماده از توان اکسیداسیونی بالایی برخوردار می‌باشد. گیاهان برای مقابله با این گونه تنش‌های اکسیدانی دارای استراتژی‌های دفاعی با کارآیی بالایی هستند که می‌توانند رادیکال‌های آزاد را از بین برده و یا خنثی کنند. این سیستم‌های دفاعی شامل تولید یا افزایش مقدار فعالیت آنزیم‌های سوپراکسیددیسموتاز، کاتالاز، گلوتاتیون ردوکتاز، آسکوربات‌پراکسیداز و یا غیرآنزیمی و با تولید ترکیبات فنلی، آسکوربات و برخی دیگر از متابولیت‌های ثانویه می‌باشند (Passardi و همکاران، ۲۰۰۵).

گونه‌های فعال اکسیژن در طی تنش‌های محیطی در درون سلول‌های گیاهی ایجاد می‌شوند که قادرند با لیپیدهای غشایی، پروتئین‌ها و حتی مولکول DNA واکنش انجام دهند. محققان گزارش کرده‌اند که H_2O_2 و O_2^- به عنوان سیگنال‌های سلولی عمل کرده و باعث تحریک ساخت برخی آنزیم‌های آنتی‌اکسیداسیونی می‌شوند (Torres و همکاران، ۲۰۰۳).

حذف اکسیژن‌های فعال توسط آبشاری از آنزیم‌ها انجام می‌شود و سوپراکسیددیسموتاز اولین آنزیمی است که در کلروپلاست، میتوکندری، سیتوپلاسم و پراکسیزوم‌ها به سرعت سوپراکسیدها (O_2^-) را از بین برده و آنها را به اکسیژن و پراکسید هیدروژن تبدیل می‌کند. افزایش مقدار فعالیت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی در شرایط تنش ناشی از آلاینده‌های آلی و معدنی در گیاهان مختلفی گزارش شده است (Jamal و همکاران، ۲۰۱۰). مشاهده همبستگی مثبت بین مقدار فعالیت آنزیم سوپراکسید دیسموتاز با کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و پراکسید هیدروژن در این تحقیق (جدول ۵) بیانگر تحریک فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی توسط پراکسیدهیدروژن است، که با گزارش محققان مطابقت دارد.

نتیجه‌گیری

به طورکلی نتایج تحقیق بیانگر آنست که حضور آلاینده در محیط رشد، باعث تحریک بیشتر واکنش‌های دفاعی در ریشه گیاهان نسبت به بخش هوایی شده است و تأثیر واریانس مشاهده شده برای اندام هوایی هر دو گونه بر تغییرات واریانس کل ناچیز بود. ریشه‌ها اولین اندامی هستند که تحت تأثیر تنش‌های خاک قرار می‌گیرند و علاوه بر این به نظر می‌رسد که سولفونات آنتراکینون‌ها در ریشه متابولیزه شده و به اندام هوایی منتقل نشده‌اند. مقدار حذف سولفونات آنتراکینون از محیط رشد در گیاه ساق‌ترشک بیشتر از ذرت اندازه‌گیری شد، بنابراین برای حذف این آلاینده از محیط توصیه می‌شود تا از این گیاه حاوی آنتراکینون طبیعی استفاده شود.

منابع

Aubert S. and Schwitzgue´bel J.P. 2004. Screening of plant species for the phytotreatment of wastewater containing sulphonated anthraquinones. Water Res., 38: 3569–3575.

Beauchamp C. and Fridovich I. 1971. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. Analytical Biochemistry, 44: 276–286.

Bulc T.G., Ojstrsek A. 2008. The use of constructed wetland for dyerich textile wastewater treatment. J. Hazard. Mat., 155:76–82.

and some properties of five anthraquinone-specific glucosyl_ transferases from *Cinchona succirubra* cell suspension culture. Phytochemist, 26: 2531– 2535.

Nakano Y. and Asada K. 1981. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. Plant and Cell Physiology, 22: 867–880.

Nilratnisakorn S., Thiravetyan P. and Nakbanpote W. 2007. Synthetic reactive dye wastewater treatment by narrow- leaved cattails (*Typha angustifolia L.*): Effects of dye, salinity and metals, Science Total Environt, 384: 67-76.

O'Kane D., Gill V., Boyd P. and Burdon R. 1996. Chilling, oxidative stress and antioxidant responses in *Arabidopsis thaliana callus*. Planta, 198: 371–377.

Ong S.T., Keng P.S., Lee W.N. Ha S.T. and Hung Y.T. 2011. Dye waste treatment. Water, 3: 157-176.

Page V. and Schwitzgue´bel J.P. 2009. Metabolism of sulphonated anthraquinones in rhubarb, maize and celery: the role of cytochromes P450 and peroxidases. Plant Cell Rep 28: 1725–1735.

Page V. and Schwitzgue´bel J.P. 2009. The role of cytochromes P450 and peroxidases in the detoxification of sulphonated anthraquinones by rhubarb and common sorrel plants cultivated under hydroponic conditions. Environ. Sci. Pollut. Res., 16(7): 805-816.

Passardi F., Cosio C., Penel C. and Dunand C. 2005. Peroxidases have more functions than a Swiss army knife. Plant Cell Rep., 24: 255–265.

Romain D., Vanek T., Soudek P. and Schwitzguébel J.P. 1999. Accumulation and transformation of sulfonated aromatic compounds by rhubarb cells (*Rheum palmatum*) Int. J. of Phytoremed., 1(3): 255-271.

Schwitzgue´bel J.P., Aubert S., Grosse W., and Laturnus F. 2002. Sulphonated aromatic pollutants limits of microbial degradability and potential of phytoremediation. Environ. Sci. Pollut. Res., 9(1): 62–72.

Cakmak I. and Marschner H. 1992. Magnesium deficiency and high light intensity enhance activities of superoxide dismutase, ascorbate peroxidase and glutathione reductase in bean leaves. Plant Physiology, 98: 1222–1227.

Carias C.C., Novais J.M. and Martins-Dias. S. 2007. *Phragmites australis* peroxidases role in the degradation of an azo dye. Water Sci. Technol, 56(3): 263-9.

Carias C.C., Novais J.M. and Martins-Dias, S. 2008. Are *Phragmites australis* enzymes involved in the degradation of the textile azo dye acido range 7? Bioresour. Technol., 99: 243–251.

Duc R., Vanek T., Soudek P. and Schwitzgue´bel J.P. 1999. Accumulation and transformation of sulfonated aromatic compounds by rhubarb cells (*Rheum palmatum*). Int. J. Phytorem., 1: 255–271.

Foyer C.H. and Halliwell B. 1976. Presence of glutathione and glutathione reductase in chloroplasts: A proposed role in ascorbic acid metabolism. Planta, 133: 21–25.

Heath R.L. and Packer L. 1968. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. Archives of Biochemistry and Biophysics, 125: 189–198.

Jamal F., Pandey P.K. and Qidwai T. 2010. Potential of peroxidase enzyme from Richosanthes dioica to mediate disperse dye decolorization in conjunction with redox mediators. J. Mol. Cat. B: Enzym., 66: 177-181.

Jiang Y. and Hung B. 2001. Drought and heat stress injury to two cool-season turf grasses in relation to antioxidant metabolism lipid peroxidaion. Crop Science, 41: 436-442.

Khandare R.V., Watharkar A.D., Kabra A.N., Kachole M.S., Govindwar S.P. 2014. Development of a low-cost, phyto-tunnel system using *Portulaca grandiflora* and its application for the treatment of dye-containing wastewaters. Biotechnol. Lett., 36:47–55.

Khouri H.E. and Ibrahim R.K. 1987. Purification

Kohli R.K. 2006. a-pinene inhibits growth and induces oxidative stress in roots, Annals of Botany, 98: 1261–1269.

Strycharz S. and Shetty K. 2002. Peroxidase activity and phenolic content in elite clonal lines of *Mentha pulegium* in response to polymeric dye R-478 and *Agrobacterium rhizogenes*. Process Biochem., 37: 805–812

Torres E., Bustos-Jaimes I. and Le Bogne, S. 2003. Potential use of oxidative enzymes for the detoxification of organic pollutants. Appl. Cat. B: Environ., 46: 1–15.

Schwitzgue´bel J.P., Braillard S., Page V. and Aubert S. 2008. Accumulation and transformation of sulfonated aromatic compounds by higher plants,toward the phytotreatment of wastewater from dye and textile industries. In: Khan NA, Singh S, Umar S (eds) Sulfur assimilation and abiotic stress in plants. Springer, Berlin, pp 335–353.

Shaffiqu T.S., Roy J.J., Nair R.A. and Abraham T.E. 2002. Degradation of textile dyes mediated by plant peroxidase, Appl. Biochem. Biotech., 102: 315-326.

Singh H.P., Batish D.R., Kaur S., Arora K., and