مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

واکنش‌های فیزیولوژیک گیاه وتیور (*Chrysopogon zizanioides*) به گل حفاری نفتی

مهدی نظری[۱]، حمزه امیری[۱*]، ساسان محسن زاده[۲]

[۱] دانشگاه لرستان، دانشکده علوم، گروه زیست‌شناسی

[۲] دانشگاه شیراز، دانشکده علوم، گروه زیست‌شناسی

تاریخ دریافت: ۱۴۰۴/۰۴/۰۹ تاریخ پذیرش: ۱۴۰۴/۰۸/۲۲

چکیده

آلودگی‌های زیست‌محیطی یکی از مهم‌ترین نگرانی‌ها در سطح جهانی است. یکی از مهم‌ترین آلاینده‌ها، ترکیبات نفت خام و فراورده‌های ناشی از آن هستند. فرآیند استفاده از گیاهان برای حذف، تجزیه یا تثبیت آلاینده‌ها در زمین‌ها یا محیط‌های آبی آلوده، گیاه‌پالایی نامیده می‌شود. گیاه علفیِ وتیور گیاهی چندکاره است که عملکردهای مختلف آن در دنیا ثابت‌شده است. این گیاه دارای سیستم ریشه‌ای حجیم با ساختارهای ظریف است که می‌تواند به‌سرعت رشد کند به‌طوری‌که گاهی عمق ریشه آن در سال اول به ۳ تا ۴ متر می‌رسد. وتیور تحمل بالایی به تنش‌های مختلف محیطی مانند خشکی، شوری، سرما، گرما، شرایط اسیدی، فلزات سنگین و ترکیبات نفتی از خود نشان داده است. در این پژوهش، نشاءهای گیاه وتیور در درصدهای صفر، ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ درصد گِل حفاری نفتی (مادپیت) کاشته شد و ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیک آن موردبررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد که با افزایش درصد آلودگی نفتی میزان کلروفیل، کاروتنوئید و صفات رشدی بخش هوایی و ریشه کاهش، درحالی‌که محتوی پرولین و ترکیبات فنولی افزایش می‌یابند. کاشت وتیور باعث کاهش EC و pH موجود در خاک، نسبت به خاک بدون گیاه شد. در این پژوهش، متابولیت‌های ثانویه مختلف در پاسخ به تنش نفتی روندهای بسیار متفاوتی را از خود نشان دادند. در این بررسی، میزان مقاومت وتیور در برابر تنش ترکیبات نفتی قابل‌توجه بود که به نظر می‌رسد این مقاومت ناشی از تحمل متقاطع تنشی باشد. ظرفیت بالای وتیور در تحمل تنش و پالایش خاک نشان داد که این گیاه گزینه مناسبی برای طرح‌های چندجانبهٔ گیاه‌پالایی است.

واژه های کلیدی: آلودگی نفتی، پرولین، کلروفیل، گیاه‌پالایی، وتیور

* نویسنده مسئول، پست الکترونیکی: amiri_h_lu@yahoo.com

مقدمه

رشد جمعیت مهم‌ترین اثر جانبی انقلاب‌های صنعتی و سبز است که نیازمند افزایش قابل‌توجهی در تولید مواد غذایی و تولید مقادیر فراوانی کالاهای مصرفی است [100]. بااین‌حال، این فعالیت‌ها باعث مصرف بیش‌ازحد سوخت‌های فسیلی، آفت‌کش‌ها، علف‌کش‌ها و کودها می‌شوند. در کنار این موارد، محل‌های دفن زباله که زباله‌های شهری، کشاورزی و معدنیِ در حال رشد را در خود جای می‌دهند، باعث تشدید آلودگی محیط می‌شوند [26]. آلودگی آب به دلیل نشت پساب صنعتی، آفت‌کش‌ها و کودها به منابع آب‌های سطحی و زیرزمینی منجر به تجمع ترکیبات سمی در این محیط‌ها می‌شود [42]. دسته‌ای از این آلاینده‌ها، هیدروکربن‌های آروماتیک چندحلقه‌ای

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

(Polycyclic aromatic hydrocarbons) (PAHs) هستند. به دلیل حضور گسترده و اثرات مضر چنین آلاینده‌هایی برای محیط‌زیست، PAH ها به آلاینده‌های نگران‌کننده‌ای در سطح جهانی تبدیل‌شده‌اند [39]. در کشورهایی که فعالیت‌های اکتشافی، پالایشگاه‌ها و منابع نفتی فراوان دارند، نشت و نفوذ آلاینده‌ها و مشتقات نفتی به خاک به‌عنوان یکی از مهم‌ترین آلاینده‌های خاک در نظر گرفته می‌شود [51]. هیدروکربن‌های نفتی باعث انسداد منافذ بین ذرات خاک، افزایش دمای خاک و کاهش حضور میکروارگانیسم‌های مفید می‌شوند. علاوه بر این، این آلاینده‌ها مانع از جذب مواد مغذی توسط گیاهان شده و درنهایت منجر به مرگ گیاهان می‌شوند [50]. گل-حفاری شامل مواد خاصی است که در هنگام حفر چاه-های نفت و گاز به محل حفر چاه اضافه می‌کنند تا از جریان آزاد مواد درون چاه به بیرون جلوگیری شده و چاه از نظر فیزیکی تثبیت شود. این مواد شامل ترکیبات خاصی مانند خاک‌رس، پلیمرها و مواد شیمیایی مختلف است. از آنجایی که این ترکیبات در تماس مستقیم با فراورده‌های نفتی هستند، آلودگی ناشی از آن‌ها یکی از معضلات زیست‌محیطی در مناطق چاه‌های نفتی است. در مناطق نفت‌خیز، شناسایی گونه‌های گیاهی که قادر به اصلاح خاک‌های آلوده هستند بسیار مهم است. گونه‌های گیاهی بومی سازگار با محیط‌های مناطق آلوده می‌توانند پتانسیل استخراجِ گیاهیِ آلاینده‌ها را داشته باشند، به‌ویژه گیاهانی که در برابر خشکی، شوری و آلودگی تحمل بالایی دارند [83]. گیاه‌پالایی فرآیند استفاده از گیاهان برای حذف، تجزیه یا تثبیت آلاینده‌ها (آلاینده‌های آلی و فلزات سنگین) در زمین‌ها یا محیط‌های آلوده است [12]. طی دو دهه گذشته، گیاه‌پالایی به‌عنوان یک فناوری اصلاح محیطیِ در محل، به‌طور گسترده‌ای برای حذف آلاینده‌ها از خاک و آب استفاده‌شده است. این رویکرد امیدوارکننده می‌تواند یک روش مقرون‌به‌صرفه برای احیای زیستگاه‌ها، کاهش آلودگی ثانویه، یا تولید زیست‌توده گیاهی برای تولید انرژی زیستی باشد [33]. مکانیسم‌های گیاه‌پالایی مختلفی مانند استخراج گیاهی [63]، تثبیت گیاهی [75]، تجزیه گیاهی [96]، فیلتراسیون ریشه‌ای و فیتوهیدرولیک [58] وجود دارد.

گیاه وتیور با نام علمی *Chryspogon zizanioides* L. به دلیل ویژگی‌های خاص، برای گیاه‌پالایی موردتوجه قرارگرفته است [106]. این گیاه از تیره گندمیان و فاقد ریزوم بوده، دارای سیستم ریشه‌ای حجیم با ساختارهای ظریف است [24]. وتیور سریع رشد می‌کند و دارای سیستم ریشه‌ای متراکم و گسترده‌ای است به‌طوری‌که گاهی عمق ریشه آن در سال اول به ۳ تا ۴ متر می‌رسد [65]. در پژوهشی، طی ۲۸ روز قرارگیری وتیور در معرض آلاینده‌های دارویی که شبیه به ترکیبات نفتی بودند، تجمع گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) منجر به کاهش محتوی کلروفیل، فعالیت ریشه، پروتئین، کربوهیدرات‌ها و در کنارِ آن، افزایش سطح تنش اکسیداتیو شد. همچنین انتقال سیمپلاستیکِ این آلاینده به اندام‌های هوایی تائید شد. در طول دوره بهبودی گیاه، کاهش ROS انباشته‌شده نشان‌دهنده بازیابی نسبی گیاه از آسیب اکسیداتیو بود [56]. اثر تیمارهای ۵، ۱۰، ۲۰ و ۴۰ گرم نفت بر کیلوگرم خاک بر روی گیاه لاله‌عباسی (*Mirabilis jalapa*) به مدت ۱۲۰ روز نشان داد که در شرایط تنش نفتی، میزان پرولین محلول کاهش‌یافته و میزان جوانه‌زنی بذر، محتوای پرولین و فعالیت آنزیم‌های سوپراکسید دیسموتاز و پراکسیداز افزایش می‌یابد [70]. با کاشت علف داسه (*Polypogon monspoliensis*) در خاک‌آلوده به مواد نفتی، مقدار آلودگی کاهش‌یافته و بیشترین میزان کاهش آن مربوط به کمترین درصد آلودگی (۱۰ درصد آلودگی) بود [36]. تأثیر آلاینده نفتی فنانترن در غلظت ۴۰۰۰ ppm بر روی گیاه وتیور

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

نشان می‌دهد که در این غلظت از آلودگی خاک، میزان کلروفیل و کاروتنوئید بترتیب ۲۰ و ۲۱ درصد کاهش‌یافته و میزان ترکیبات فنولی، پرولین و فعالیت آنتی‌اکسیدانی کاهش می‌یابند [81]. ثابت‌شده است که کاشت وتیور در محیط میدانیِ خاک‌های آلوده به هیدروکربن‌های نفتی، پس از گذشت یک سال از کاشت باعث می‌شود که هیدروکربن‌های نفتی کل و هیدروکربن‌های آروماتیک چند حلقه‌ای بترتیب به میزان حدود ۶ و ۹ برابر کاهش یابند [77].

متابولیت‌های ثانویه ترکیبات طبیعی تولید شده توسط گیاهان هستند که به طور گسترده در صنایع مختلف از جمله کشاورزی، آرایشی، بهداشتی و داروسازی مورد استفاده قرار می‌گیرند [110-10]. این متابولیت‌ها برای تندرستی و رفاه انسان بسیار مفید هستند زیرا طیف گسترده‌ای از فعالیت‌های بیولوژیکی از جمله قابلیت‌های ضدباکتریایی، آنتی‌اکسیدانی و ضدسرطانی را نشان می‌دهند [72-34]. عوامل مختلفی مانند ویژگی‌های ژنتیکی، شرایط آب و هوایی و در دسترس بودن موادغذایی ممکن است بر توانایی گیاه برای سنتز متابولیت‌های ثانویه تأثیرگذار باشد. گیاهان تحت تأثیر تنش‌های محیطی متعددی از جمله تنش‌های زیستی (ویروس‌ها، نماتدها، قارچ‌ها و حشرات) و غیرزیستی (شوری، دمایی، خشکی، فلزات‌سنگین، اشعه ماوراء - بنفش و ترکیبات نفتی) قرار می‌گیرند. این عوامل تنش‌زا با شروع مجموعه‌ای از رویدادها در گیاهان، در نهایت منجر به تولید متابولیت‌های ثانویه می‌شوند [110-10]. متابولیت-های ثانویه گیاهی را می‌توان به دسته‌های کلی ترپن‌ها، فلاونوئیدها، فنولیک‌ها و استروئیدها طبقه‌بندی کرد. این ترکیبات دارای طیف وسیعی از عملکردها، از جمله تغییر جوامع میکروبی، پیام‌رسانی برای همزیستی و دفع گیاهخواران هستند [90 ,69-28]. گزارش‌شده است که قرارگیری گیاه بادرنجبویه در معرض کادمیم که در ترکیبات نفتی نیز وجود دارد، باعث تغییر محسوسی در انواع متابولیت‌های ثانویهٔ گیاه می‌شود [80].

با توجه به این‌که در حال حاضر ایران کشوری نفت‌خیز و وابسته به نفت است، لازم است که در جهت کاهش آلودگی‌های نفتی تصمیماتی راهبردی و دوست‌دار محیط‌زیست گرفته شود. هدف از این مطالعه، بررسی اثر ترکیبات نفتی بر ویژگی‌های مورفوفیزیولوژیک و شاخص‌های رشدی گیاه وتیور می‌باشد تا با داشتن این اطلاعات از گیاه وتیور بتوان از آن در جهت کاهش دادن آلودگی ترکیبات نفتی در مناطق آلوده به نفت استفاده کرد.

مواد و روش‌ها

تهیه گیاهان وتیور: تعداد ۱۰۰ عدد بوته وتیور از بانک وتیور اهواز خریداری شد. هر بوته از منطقه طوقه جداسازی و به قطعات نسبتاً یکسانی تقسیم شد. هر قطعه به‌طور جداگانه در گلدان‌های نهالی ۱ کیلوگرمی قرار داده‌شده و تا حد ظرفیت زراعی آبیاری شد. پس از گذشت ۳ ماه، تعداد ۳۰ عدد از همسان‌ترین گلدان‌ها برای انجام این پژوهش انتخاب شد.

تهیه خاک‌های آلوده نفتی: از خاک مادپیت (گل حفاری) آلوده نفتی برای تهیه درصدهای مختلف خاک‌آلوده استفاده شد. به این منظور، مقدار ۱۰۰ کیلوگرم مادپیت آلوده از منطقه دالان فارس وابسته به شرکت نفت و گاز زاگرس جنوبی برداشت شد. خاک‌ها با الک ۳ میلی‌متری غربال شدند و ذرات درشت آن‌ها جداسازی شد. خاک غیر آلوده نیز از مناطق اطراف دانشکده کشاورزی دانشگاه شیراز تهیه شد. برای تهیه درصدهای مختلف خاک‌آلوده، نسبت‌های مختلفی از مادپیت (خاک آلوده) با خاک غیر آلوده مخلوط شد. برای تهیه درصدهای صفر، ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ درصد خاک‌آلوده، برای هر گلدان ۵ کیلوگرمی بترتیب صفر، ۱/۲۵، ۲/۵، ۳/۷۵ و ۵ کیلوگرم مادپیت نفتی در نظر

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

گرفته شد. سپس در هر درصد، با خاک غیر آلوده جرم خاک به ۵ کیلوگرم رسانده شد.

کاشت گیاه: بوته‌های وتیوری که قبلاً همسان‌سازی شده بودند، با دقت از گلدان‌های نهالی جدا و به کمک فشار آب، خاک اطراف ریشه آن‌ها شستشو داده شد. بوته‌ها در گلدان‌های حاوی درصدهای مختلف خاک‌آلوده کاشته شدند به‌طوری‌که ناحیه طوقه سفید رنگ آن‌ها (بالای ریشه) در بیرون از خاک قرار داده شد. ظرفیت زراعی خاک گلدان‌ها به‌صورت دوره‌ای تعیین و گیاهان به مدت ۶ ماه مورد آبیاری و مراقب قرار گرفتند.

آنالیز خاک: خاک غیر آلوده مورد استفاده، جهت تعیین عناصر ماکرو و میکرو و همچنین تعیین بافت خاک و سایر خصوصیات آن به آزمایشگاه زاگرس آب‌شناس شیراز (زیر نظر جهاد کشاورزی شیراز) تحویل داده شد.

نمونه‌برداری از گیاه و خاک: پس از گذشت شش ماه از کاشت گیاهان، در گلدان‌های دارای بالاترین نسبت خاک آلوده (۱۰۰٪)، رشد پاجوش‌های جدید در گیاهان وتیور متوقف شد، این زمان به عنوان پایان دوره رشدی گیاهان در نظر گرفته شد. پس از اتمام این دوره، نمونه‌های خاک پالایش‌شده از نواحی ریزوسفری گیاه برداشت شد (لازم به ذکر است که ریشه‌های وتیور به دلیل رشد زیاد و سیستم افشان خود، در تمامی خاک گلدان‌ها گسترش‌یافته بودند). جهت برداشت نمونه برای آنالیزهای فیزیولوژیک، از برگ‌های میانی و نواحی میانی ریشه به‌صورت همسان نمونه‌هایی برداشت و به کمک فویل آلومینیوم و ازت مایع فریز شد. نمونه‌ها تا زمان انجام آنالیزهای فیزیولوژیک در فریزر قرار داده شد.

هدایت الکتریکی (EC) و اسیدیته (pH) خاک: برای اندازه گیری EC و pH، از هر تیمار مقدار مشخصی خاک از تکرارهای مختلف برداشته و با هم مخلوط شدند نمونه‌های خاک جهت آنالیز به آزمایشگاه زاگرس آبشناس فارس (مورد تأیید دانشگاه شیراز و جهاد کشاورزی استان فارس) تحویل داده شد.

طول و حجم ریشه: برای سنجش طول ریشه، طول بلندترین ریشه گیاه برحسب سانتی‌متر اندازه‌گیری و ثبت شد. برای سنجش حجم ریشه، ریشه‌های هر گیاه تا ناحیه طوقه درون یک بشر مدرج یک لیتری که تا نیمه از آب پرشده بود، فروبرده شد و اختلاف حجم آب درون بشر بر حسب میلی‌لیتر (قبل و بعد از غوطه‌ور کردن ریشه گیاه) به‌عنوان حجم ریشه در نظر گرفته شد.

وزن خشک ریشه و بخش هوایی: جهت سنجش وزن خشک به روش بارس، یک گرم از بافت تر ریشه و یک گرم از بافت تر بخش هوایی جداسازی و به مدت ۴۸ ساعت در آون ۶۵ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. بعد از خشک شدن، وزن نمونه‌ها با ترازوی با دقت ۰/۰۰۱ گرم اندازه‌گیری و با توجه به آن، وزن خشک کل ریشه و بخش هوایی برحسب گرم محاسبه شد.

محتوی نسبی آب برگ (RWC): یک گرم از بافت برگ تازه (FW=Fresh Weight) جمع‌آوری و به قطعات ۱ سانتی‌متری بریده شد. نمونه‌ها در ظروف شیشه‌ای حاوی آب سرد دیونیزه قرار داده شد و جهت آماسیده شدن، به مدت یک شب در حالت غوطه‌ور در یخچال قرار داده شد و سپس برای اندازه‌گیری وزن حالت متورم، آب ظاهری آن به‌سرعت گرفته و وزن اشباع (SW=Saturated Weight) آن‌ها اندازه‌گیری شد. نمونه‌ها در دمای ۶۵ درجه سانتی‌گراد به مدت ۴۸ ساعت در آون خشک شدند و وزن خشک (DW=Dry Weight) آن‌ها سنجش شد و از فرمول زیر برای محاسبه RWC (Related Water Content) استفاده شد و نتیجه آن برحسب درصد گزارش شد [15]:

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

$$RWC\ (\%) = [(FW - DW)/(SW - DW)] \times 100$$

رنگیزه‌های فتوسنتزی: برای سنجش کلروفیل از روش آرنون (۱۹۴۹) و برای سنجش کاروتنوئید از روش گراس (۱۹۹۱) استفاده شد. ابتدا یک گرم از بافت برگ وزن شده و توسط ازت مایع در هاون پودر و درون فالکون ریخته شد و با استون ۸۰ درصد به حجم ۱۰ میلی‌لیتر رسانده شد. فالکون درون سانتریفیوژ قرار داده شد و با سرعت ۶۰۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ شد. محلول رویی جداسازی و با دستگاه اسپکتروفتومتر، جذب آن در طول‌موج‌های ۶۶۳ و ۶۴۵ نانومتر برای کلروفیل و طول‌موج ۴۷۰ نانومتر برای کاروتنوئید خوانده شد [40-6].

پرولین: نیم گرم از برگ گیاه وتیور توسط ازت مایع در هاون پودر شد، درون فالکون ریخته شد و ۱۰ میلی-لیتر سولفوسالیسیلیک اسید ۳ درصد به آن اضافه شد و در دستگاه سانتریفیوژ با سرعت ۱۵۰۰ دور در دقیقه به مدت ۱۰ دقیقه قرار داده شد. ۲ میلی‌لیتر از محلول بالایی سانتریفیوژ شده بهمراه ۲ میلی‌لیتر معرف نین هیدرین و ۲ میلی‌لیتر استیک اسید گلاسیال در لوله آزمایش ریخته و مخلوط شد. محلول حاصل به مدت یک ساعت در حمام آب گرم با دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شد. بعد از یک ساعت، لوله‌های آزمایش به‌طور مستقیم به ظرف حاوی یخ منتقل شد تا واکنش خاتمه یابد، سپس ۴ میلی‌لیتر تولوئن به محتوی داخل لوله اضافه‌شده و به مدت ۳۰ ثانیه با دستگاه ورتکس به هم زده شد. مقدار جذب نور محلول بالایی در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد، میزان پرولین برحسب میکرومول بر گرم وزن‌تر محاسبه شد [88-57].

ترکیبات فنولی: محتوی فنولی با استفاده از روش فولین سیوکالتو (Folin-Ciocalteu) سنجش شد. استاندارد این آزمایش، گالیک اسید (GAE) بود و محتوای فنولی کل به‌صورت mg/g گالیک اسید بر اساس منحنی کالیبراسیون گالیک اسید بیان شد. جهت تهیه منحنی استاندارد ۰/۵ گرم گالیک اسید وزن و در ۱۰ میلی‌لیتر آب مقطر حل شد و سپس، محلول به حجم ۱۰۰ میلی‌لیتر رسانده شد. منحنی کالیبراسیون با غلظت‌های ۰، ۲۰، ۴۰، ۶۰، ۸۰ و ۱۰۰ میلی‌گرم در لیتر گالیک اسید رسم شد. ۵۰۰ میلی‌گرم پودر خشک ساییده برگ در یک لوله آزمایش ریخته و ۱۰ میلی‌لیتر متانول ۸۰ درصد به آن افزوده شد. لوله‌های آزمایش به مدت ۵ دقیقه در دستگاه اولتراسونیک قرار داده شد و پس از ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ با دور ۱۵۰۰rpm، محلول رویی برای سنجش مورداستفاده قرار گرفت. ۰/۵ میلی‌لیتر از عصاره در لوله آزمایش ریخته و ۲/۵ میلی‌لیتر معرف فولین و ۲ میلی‌لیتر سدیم کربنات ۷/۵ درصد به آن افزوده شد. محتویات لوله آزمایش مخلوط و به مدت ۳۰ دقیقه در دمای اتاق نگهداری شد، سپس جذب عصاره در طول‌موج ۷۶۵ نانومتر توسط اسپکتروفتومتر و براساس قانون بیرلامبرت خوانده شد [38].

متابولیت‌های ثانویه: برای اندازه‌گیری متابولیت‌های ثانویه از روش کروماتوگرافی گازی متصل به طیف‌سنج جرمی (GC/MS) استفاده شد. بدین منظور از بخش‌های هوایی و ریشه تیمارهای صفر و ۱۰۰ درصد آلودگی نمونه‌برداری و جهت آنالیز از دستگاه Agilent technologies، مدل 7890A با مشخصات ستون DB-5MS به طول ۶۰ متر، قطر ۰/۲۵ میلی‌متر و ضخامت لایه فاز ساکن ۰/۲۵ میکرومتر با محدوده حرارتی از ۶۰- تا ۳۲۵ درجه سانتی‌گراد استفاده شد [101].

EC و pH: برای اندازه گیری EC و pH، از هر تیمار مقدار مشخصی خاک از تکرارهای مختلف برداشته و با هم مخلوط شدند. نمونه‌های خاک جهت آنالیز به آزمایشگاه زاگرس آبشناس فارس (مورد تأیید دانشگاه شیراز و جهاد کشاورزی استان فارس) تحویل داده شد.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

نتایج و بحث

آنالیز خاک: آنالیز خاک غیر آلوده که برای تهیه تیمارهای مختلف مورد استفاده قرارگرفته است در جدول ۱ آورده شد.

جدول ۱. آنالیز خاک

EC	pH	شن	لای	رس	بافت	نیتروژن	فسفر	پتاسیم	مس	منگنز	آهن	روی
mS/cm		درصد				درصد	PPm					
۳/۲	/۹۸۷	۶/۲۰۲	۲/۱۰۲	۱/۷۰۵	شنی-لومی	۰/۰۰۴	۱/۵۶۶	۲۶/۰۸۳	/۷۰۰	۵/۸۰	/۰۰۴	/۰۰۱

جدول ۲. آنالیز هیدروکربن‌های نفتی موجود در گل حفاری آلوده (واحدها بر حسب mg/kg)

گروه	BTEX			PAH سبک			PAH متوسط			PAH سنگین		Total
نام	بنزن	تولوئن	زایلن	فلورن	نفتالن	فنانترن	آنتراسن	پای رن	فلورانترن	بنزوپای رن	کرسن	-
غلظت	۱/۳۴	۳۵/۹	۴/۱۹	۱۵/۶	۱۵/۸	۲۱/۴	۹/۷	۲/۷۱	۲۰/۲	۶/۳	۲۷۹	۹۸۱

شاخص‌های رشدی: با توجه به جدول ۲، با افزایش درصد هیدروکربن‌های نفتی (TPH)، وزن خشک بخش هوایی روند کاهشی را نشان داد که دلیل آن تنش واردشده توسط ترکیبات سمی موجود در TPH است. این کاهش وزن، در درصدهای ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ آلودگی، بترتیب ۷۱، ۸۱، ۸۵ و ۸۷ درصد نسبت به گروه شاهد (صفر درصد) بود. کاهش زیاد وزن خشک در تیمارهای مختلف نسبت به شاهد و همچنین، نزدیک بودن میزان این کاهش در تیمارهای مختلف آلودگی نسبت به هم نشان‌دهنده دو نکته است: اول، میزان ترکیبات سمی برای گیاه در خاک موردنظر بسیار بالا بوده است به‌طوری‌که در تمامی درصدها تأثیر زیادی بر توده زیستی گیاه داشته است. دوم، وتیور در برابر تنش TPH مقاومت بالایی دارد به‌طوری‌که بالا رفتن درصد آلاینده از ۲۵٪ تا ۱۰۰٪ تأثیر کمی بر کاهش وزن خشک داشته است. وزن بخش هوایی به‌طور مستقیم به فعالیت فتوسنتزی گیاه بستگی دارد. حضور ترکیبات نفتی موجود در TPH باعث ایجاد تنش اکسیداتیو در گیاه شده که درنهایت به ایجاد اختلال در فرآیندهای فتوسنتزی مانند زنجیره انتقال الکترون و چرخه کالوین می‌انجامد [108]. وزن ریشه، وزن پاهنگ (نواحی متراکم بالای ریشه‌های وتیور) و

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

حجم ریشه نیز روندی مشابه با وزن بخش هوایی نشان دادند. با افزایش درصد آلاینده، طول ریشه نیز روند کاهشی را نشان داد اما کاهش طول ریشه در اولین درصد آلودگی (۲۵٪) نسبت به سایر شاخص‌های رشد، کمتر بود. یکی از راه‌های مقابله با سمیت و اثرات نامطلوب عوامل سمی موجود در خاک‌ها از جمله آلاینده‌های نفتی، افزایش طول ریشه است تا به این روش گیاه بتواند ریشه را به مناطقی با سمیت کمتر برساند. به دلیل اینکه این پژوهش در مقیاس گلدان انجام‌گرفته است و خاکی با آلودگی کمتر در آن وجود نداشته، ریشه وتیور دچار سمیت شده و نتوانسته است طول خود را نسبت به تیمار شاهد افزایش دهد. در پژوهشی نشان داده شد که ارتفاع گیاه علف داسه (*Polypogon monspoliensis*) در تیمارهای ۱۰ و ۲۰ درصد ترکیبات نفتی (روغن و گریس)، نسبت به تیمار بدون آلودگی افزایش یافت که دلیل آن استفاده گیاه از ترکیبات روغنی برای رشد بیشتر ذکر شده است، درحالی‌که در تیمارهای ۳۰، ۴۰ و ۵۰ درصد ارتفاع بخش هوایی نسبت به تیمار بدون آلودگی کاهش یافته است که نشان می‌دهد گیاه به درصدهای بالاتر آلودگی نفتی حساس است. همچنین، به‌غیراز تیمارهای ۱۰ و ۲۰ درصد، وزن خشک ریشه نیز در سایر تیمارها کاهش یافت. این نتایج نشان داد که افزایش درصد ترکیبات نفتی در تیمارهای بیش از ۲۰ درصد منجر به کاهش سنتز مواد در بافت‌های ریشه می‌شود [36].

در این پژوهش، اگرچه وزن خشک بخش هوایی و ریشه‌ای، هر دو روند کاهشی را نشان دادند، اما با افزایش درصد آلاینده نفتی، نسبتِ وزن خشک ریشه به بخش هوایی افزایش‌یافته است. مطالعات نشان می‌دهد که طی تنش‌ها، بخش هوایی وتیور بیشتر از بخش ریشه‌ای تحت تأثیر تنش قرار می‌گیرد. مثلاً تحت شرایط یخزدگی، بخش هوایی گیاه دچار کاهش رشد و یا خفتگی شده و یا کاملا از بین می‌رود در حالیکه بخش‌های زیرزمینی آن زنده می‌مانند و معمولاً پس از برطرف شدن تنش، بخش هوایی دوباره رشد خود را از سر می‌گیرد [106]. در پژوهش اخیر ما نیز در شرایط تنش نفتی، ریشه وتیور نسبت به بخش هوایی بیشتر رشد کرده است. پژوهش دیگری که بر روی گیاه وتیور انجام شد نشان داد که در حضور آلاینده نفتی فنانترن در خاک، وزن خشک ریشه و بخش هوایی کاهش می‌یابد [81]. مطالعه‌ای که بر روی گیاه جو انجام شد نشان داد که توزیع زیست‌توده و همچنین فعالیت فیزیولوژیکی گیاهان رشد یافته در خاک‌های آلوده، نه‌تنها به سطح آلودگی، بلکه به نوع آلودگی نیز وابسته است [91] البته، پاسخ گیاهان مختلف در برابر تنش‌ها در ارتباط با تغییر نسبت ریشه به بخش هوایی متفاوت بوده است. در گل پریوش (*Vinca rosea*)، نسبت ریشه به بخش هوایی پس از یک دوره رشد ۵ ماهه با افزایش سطح آلودگی نفتی در خاک کاهش می‌یابد [49]. تخصیص زیست‌توده گیاهی به اندام‌های مختلف به شیوه‌ای استراتژیک تنظیم می‌شود تا پاسخ تطبیقی گیاه به تنش‌های محیطی را به حداکثر برساند [98]. مطالعات دیگر بر روی همین گیاه نشان داده‌اند که تحت سطوح پایین آلودگی نفت خام، *Vinca rosea* مقادیر کمتری از زیست‌توده را به برگ‌ها اختصاص داده و مقادیر بیشتری را به ریشه‌ها اختصاص می‌دهد. در سطوح بالای آلودگیِ خاک، نتایج برعکس بود و این فرآیند در برخی مطالعات دیگر، به‌عنوان یک استراتژی تطبیقی برای به حداکثر رساندن فعالیت فتوسنتزی آن در شرایط تنش تائید شده است [87]. این تاکتیک «تجارت» (Trade-off) در تخصیص زیست‌توده گیاهی برای *Vinca rosea* به‌عنوان یک گیاه پالایشگر، برای حمایت از بقای آن تحت تنش نفت خام مهم است [46-87].

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

جدول ۲. اثرات TPH بر صفات رشدی بخش هوایی و ریشه گیاه وتیور

TPH	وزن خشک بخش هوایی	وزن خشک ریشه	وزن خشک بخش هوایی/ریشه	محتوی نسبی آب برگ	حجم ریشه	طول ریشه	وزن پاهنگ
(درصد)	(گرم)	(گرم)		(درصد)	(میلی‌لیتر)	(سانتی‌متر)	(گرم)
۰	۷۰/۶۵^{a}	۷۳/۳۵^{a}	۰/۹۷^{a}	۷۳/۲۳^{a}	۱۱۲/۵^{a}	۸۷/۵۰^{a}	۳۱/۴۲^{a}
٪۲۵	۲۰/۸۲^{b}	۲۷/۸۰^{b}	۰/۷۵^{b}	۷۲/۱۴^{a}	۵۵/۰^{b}	۵۸/۸۰^{b}	۱۲/۱۰^{b}
٪۵۰	۱۳/۲۱^{c}	۱۸/۶۷^{c}	۰/۷۱^{b}	۷۴/۲۲^{a}	۴۵/۰^{c}	۳۴/۷۰^{c}	۱۱/۵۵^{b}
٪۷۵	۱۰/۷۰^{c}	۱۷/۲۱^{c}	۰/۶۲^{bc}	۷۴/۵۷^{a}	۴۲/۵^{c}	۲۶/۲۵^{cd}	۱۰/۶۰^{b}
٪۱۰۰	۸/۹۰^{c}	۱۶/۷۰^{c}	۰/۵۵^{c}	۷۳/۱۸^{a}	۴۰/۰^{c}	۲۴/۷۵^{d}	۹/۷۵^{b}

***در هر ستون حروف مشترک نشان‌دهنده عدم معنی‌داری در سطوح متناظر با آزمون Duncan است.**

کلروفیل: با توجه به نمودار ۱، با افزایش درصد TPH، میزان کلروفیل یک‌روند کاهشی را نشان می‌دهد. بیشترین شیب کاهش در ٪۲۵ و ٪۱۰۰ آلودگی خاک مشاهده شد. مقادیر TPH در خاک‌آلوده مورداستفاده در این پژوهش، نسبت به سایر پژوهش‌های قبلی مقادیر بالاتری بودند و در ٪۲۵ تنش یک‌باره به گیاه باعث کاهش ۲۹ درصدی مقدار کلروفیل شده است. از ٪۲۵ تا ٪۷۵ به‌تدریج این شیب کاهش مقدار کلروفیل، کاهش‌یافته است؛ اما در خاک ٪۱۰۰ آلوده، به دلیل سمیت بسیار بالا، توانایی گیاه در مقابله با تنش کمتر شده و نسبت به درصد قبلی خود (٪۷۵) کاهش ۳۶ درصدی را در مقدار کلروفیل نشان می‌دهد. وجود آلاینده‌های نفتی در ریشه‌های گیاه، جذب آب و نیتروژن را کاهش می‌دهد [55-1]. کاهش جذب نیتروژن منجر به کاهش تولید کلروفیل و زرد شدن برگ‌ها می‌شود [102-35]. علاوه بر این، کاهش جذب آب باعث تولید اسید آبسیزیک و بسته شدن روزنه‌های برگ شد. به‌طوری‌که فتوسنتز و تولید اسکلت‌های کربنی لازم برای تولید کلروفیل کاهش می‌یابد [8-29, 93]. مشاهدات قبلی نشان داده است که در شرایط آلاینده‌های نفتی، محتوای کلروفیل در گیاه نی (*Phragmites australis*) کاهش می‌یابد که با نتایج به‌دست‌آمده در مطالعه اخیر سازگار است [109]. تأثیر عمده نفت خام در کاهش سنتز رنگدانه کلروفیل به دلیل اثرات ترکیبات آروماتیک، آلیفاتیک و آلی با وزن مولکولی بالا است که آنزیم‌های مورد نیاز برای سنتز کلروفیل را مهار می‌کنند [2]. همچنین به نظر می‌رسد که کاهش فعالیت فتوسنتزی به تخریب کلروفیل و رنگدانه‌های فتوسنتزی ناشی از آلودگی خاک نفت خام نسبت داده شود [11-5]. اثر آلاینده‌های نفتی بر روی آرابیدوپسیس، باعث سرکوب ژن‌های درگیر در چرخه کالوین، تنفس نوری و ساخت آمینواسیدها و نوکلئوتیدها می‌شود که کاهش میزان کلروفیل در پژوهش‌های مختلف را توجیه می‌کند [32].

تغییرات کاروتنوئید: با توجه به نمودار ۲، طی تنش هیدروکربن‌های نفتی، میزان کاروتنوئید کاهش یافت و روند کاهشی آن با روند کاهش کلروفیل شباهت داشت. پاسخ گیاهان مختلف در برابر تنش‌های هیدروکربنی در ارتباط با میزان کاروتنوئید متفاوت بوده است. درواقع، مهم‌ترین دلیل این تفاوت، شدت تنش واردشده و میزان تحمل و مقاومت گیاه در برابر تنش است. در گیاه *V. rosea* طی آلودگی‌های ۱ و ۳ درصدی نفت خام، کاروتنوئیدها افزایش یافتند، اما در تیمارهای ۵ و ۷ درصد کاهش یافتند [49]. با توجه به نقش‌های حفاظتی کاروتنوئیدها در گیاهان در برابر

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

شرایط تنشی مختلف، افزایش این رنگیزه‌ها در تنش-های محیطی متوسط امری طبیعی به نظر می‌رسد. با تشدید شرایط تنشی و آسیب‌های ساختاری و متابولیسمی به گیاه کاهش کاروتنوئیدها رخ خواهد داد. در پژوهش حاضر به نظر می‌رسد اولین سطح تنشی (۲۵٪) برای گیاه وتیور منجر به آسیب‌های جدی به دستگاه فتوسنتزی گیاه شده است. پژوهشی روی گیاه ذرت نشان داد که TPH موجب کاهش معنی‌دار مقدار کلروفیل و کاروتنوئید می‌شود که با روند پژوهش حاضر برای وتیور سازگار است [13]. از طرف دیگر، تحمل متقاطع گیاهی به پدیده‌ای اشاره دارد که در آن قرار گرفتن در معرض یک عامل تنش‌زا مانند شوری، منجر به افزایش تحمل به سایر عوامل تنش ازجمله آلودگی نفتی می‌شود [68-25]. این پدیده جالب در چندین مطالعه مستند شده است. مطالعات به‌طور فزاینده‌ای وجود تحمل متقاطع را در گیاهان نشان می‌دهند به‌طوری‌که قرارگیری گیاه در معرض یک تنش متوسط، باعث ایجاد مقاومت در برابر سایر تنش‌ها می‌شود [92-78].

تغییرات فنول‌ها: با توجه به نمودار ۳، از تیمار شاهد تا ۱۰۰٪ از آلودگی نفتی، افزایش شدیدی در غلظت ترکیبات فنولی در گیاه وتیور رخ‌داده است. این افزایش برای درصدهای ۲۵، ۵۰، ۷۵ و ۱۰۰ درصد خاک‌آلوده نسبت به شاهد بترتیب ۲ برابر، ۲٫۹ برابر، ۳٫۷ برابر و ۴٫۹۸ برابر بوده است. بیشترین شیب افزایشی مربوط به ۲۵٪ خاک‌آلوده بود و کمترین شیب در ۷۵٪ دیده شد. سیستم گیاهی چندین واکنش آنتی‌اکسیداتیو در برابر سمیت دارد که برای زنده ماندن سلول‌ها و کاهش تنش اکسیداتیو ضروری است. نفت خام ظرفیت کل آنتی‌اکسیدانی و متابولیت‌های آنتی‌اکسیدانی، فنولیک‌ها و فلاونوئیدها را افزایش می‌دهد [49]. فنولیک‌ها و فلاونوئیدها ترکیبات فعال زیستی هستند که نقش مهمی در جلوگیری از ایجاد تنش در گیاه برای مقاومت در برابر محیط‌های نامطلوب ایفا می‌کنند [85-19]. در میان بسیاری از عملکردهای فنولیک‌ها و فلاونوئیدها، آن‌ها به گیاهان کمک می‌کنند تا در خاک‌های غنی از فلزات سمی زندگی کنند [14] و زمانی که گیاه در خاک‌های فقیر زندگی می‌کند، این ترکیبات از گیاه به ریزوسفر آزاد می‌شوند تا به بهبود مشارکت میکروب‌های همزیست با ریشه گیاه کمک می‌کنند، این میکروب‌ها ممکن است باعث سرعت بخشیدن به تخریب ترکیبات آلی و پیچیده در خاک شوند [104]. با توجه به مشاهدات داسیلوا و مارانهو [27]، موباشر و همکاران [79] و ارسلان و همکاران [7]، گیاه‌پالایی خاک‌های آلوده به نفت خام معمولاً توسط فعل‌وانفعالات گیاه و میکروارگانیسم‌های ناحیهٔ ریزوسفری تسهیل می‌شود. این نوع تخریبِ هم‌افزایی، گیاه‌پالایی ترکیباتِ نفت خام را به حداکثر می‌رساند. افزایش یا حفظ قابل‌توجه سطوح فنولیک‌ها و فلاونوئیدها در پاسخ به افزایش آلودگی نفتی، نقش بالقوه این ترکیبات را به‌عنوان نشانگرهای بیوشیمیایی پاسخ به تنش مشخص کرده است [14]. گزارش‌شده است که فنول‌ها و فلاونوئیدها آنتی‌اکسیدان‌های مهمی هستند که ممکن است در محافظت از گیاهان در برابر آسیب‌های اکسیداتیو ناشی از تنش‌های مختلف محیطی مشارکت داشته باشند و از دستگاه‌های فتوسنتزی گیاه در برابر تنش محافظت کنند [3]. ترکیبات فنولی می‌توانند گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) را خنثی نموده و از اثر تخریبی آن‌ها بر گیاه جلوگیری نمایند [61]. اگرچه بسیاری از تحقیقات افزایش چند برابری فنول‌ها طی تنش را گزارش کرده‌اند اما بعضی از پژوهش‌ها نیز نشان می‌دهد که افزایش فنول‌ها طی تنش‌ها در برخی گیاهان کمتر است [4]. برای مثال گزارش شده است که تنش‌های محیطی مختلف، تجمع فلاونوئیدها از جمله آنتوسیانین‌ها و همچنین ترکیبات فنولیک را تحریک می‌نماید [76]. همچنین، نتایج موجود نشان می‌دهد که تیمارهای تنشی به طور ملاحظه‌ای

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

ترکیبات فنولی را در شاخه‌های گیاهان *Vigna sinesis* و *Zea mays* افزایش می‌دهد. کاهش مقدار فنول کل در گیاهان تحت تنش شوری که با اتانول‌آمین پیش‌تیمار شده‌اند را نشان داد که این کاهش مقدار فنل می تواند نتیجهٔ کاهش فعالیت آنزیم‌های مسیر تولید آن باشد [82].

تغییرات پرولین: نمودار ۴ نشان می‌دهد که میزان پرولین با درصد آلاینده نفتی نسبت مستقیم دارد. مقدار افزایش غلظت پرولین از تیمار شاهد به اولین درصد خاک‌آلوده، ۲۰ درصد و از هر تیمار به تیمار بعدی بترتیب ۷ و ۴ درصد و سرانجام از تیمار ۷۵٪ به تیمار ۱۰۰٪ آلودگی، ۱۸ درصد بود. به نظر می‌رسد که در درصدهای متوسط آلودگی، گیاه به یک پایداری و سازش با آلودگی نفتی رسیده است اما تیمار ۱۰۰٪ را می‌توان یک حد آستانه برای تحمل وتیور به این تنش در نظر گرفت. به همین دلیل در درصد ۱۰۰٪ آلودگی یک جهش در مقدار پرولین گیاه دیده می‌شود. تنظیم اسمزی مهم‌ترین نقش آمینواسید پرولین در برابر تنش‌های محیطی است [99-30]. محتوی پرولین با افزایش درصد ترکیبات نفتی در خاک افزایش می‌یابد و باعث افزایش جذب آب توسط ریشه شده و درنهایت، به تنظیم اسمزی گیاهان کمک می‌کند. همچنین، پرولین می‌تواند پروتئین‌ها را در برابر تنش اکسیداتیو محافظت کند و ROS ها را از سلول‌ها حذف کند [94-57]. هنگامی‌که گیاهان در معرض عوامل تنش‌زای محیطی قرار می‌گیرند، پرولین به‌عنوان یک مولکول پیام‌رسان در زنده ماندن سلول‌ها نقش‌آفرینی می‌کند [67]. تغییر پرولین در پاسخ به تنش‌های محیطی به نوع تنش و گونه گیاهی نیز بستگی دارد. برای مثال پژوهشی نشان داد که محتوای پرولین در شاخه‌های چاودار با افزایش غلظت نفت در خاک افزایش می‌یابد که با داده‌های اخیر ما سازگار است. یا این که آلودگی خاک با گازوئیل و بنزین منجر به افزایش محتوای پرولین در گیاهان گندم می‌شود. در حالی که در گذشته تصور می‌شد که آلودگی خاک با فلزات سنگین، به عنوان یک قاعده، منجر به افزایش محتوای پرولین در گیاهان می‌شود، تعدادی از مطالعات همچنین نشان داد که سطح پرولین در برگ‌های *Plantago lanceolata* و *Brassica juncea* که در معرض آلودگی خاک با فلزات سنگین قرار گرفته‌اند، کاهش یافته است[98].

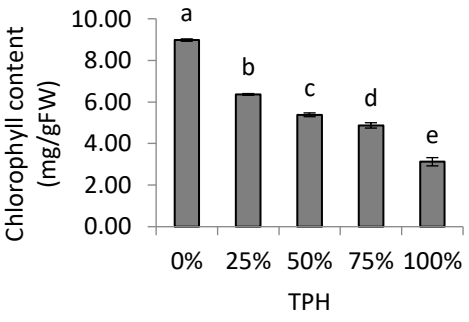
تجمع پرولین تحت شرایط تنش همچنین باعث برقراری ثبات در ساختارهای سلولی (مثلاً غشاها)، بافری نمودن پتانسیل احیایی سلول [45] و تأمین منبع ذخیره کربن و نیتروژن می‌شود [21]. کاهش حالت اسیدیِ سیتوپلاسم و نگهداری غلظت مناسب $NADP^+$ / NADPH درون سلول از دیگر نقش‌های پرولین در طول شرایط تنش محسوب می‌شود [43].

EC: نمودار ۵ نشان می‌دهد که در خاک‌های اولیه تیمارها، با افزایش غلظت ترکیبات نفتی در خاک، میزان Electrical Conductivity (EC) که نمایندهٔ میزان شوری خاک است، روند کاهشی را نشان می‌دهد اما با گذشت زمان و در پایان دوره تیمارهای بدون گیاه، با افزایش غلظت ترکیبات نفتی، در مجموع EC نیز افزایش یافته است. در تیمارهایی که گیاه در آن کاشته شده است، EC روند کاهشی را نشان می‌دهد به‌طوری‌که در تیمار ۱۰۰٪، بیشترین مقدار کاهش در EC نسبت به شاهد دیده می‌شود. در خاک بدون گیاه نیز کاهش شوری مشاهده شد، هرچند که میزان این کاهش نسبت خاک‌های دارای گیاه کمتر بود. آلاینده‌های آلی مانند هیدروکربن‌های نفتی با نسبت کربن (C) بالاتر و مقدار نیتروژن (N) کمتر می‌توانند به‌طور قابل‌توجهی ترکیب مواد آلی خاک را تغییر دهند و بر نسبت C/N خاک، pH، هدایت الکتریکی (EC) و شوری خاک تأثیر بگذارند [87]. پژوهش‌های گذشته نشان داده‌اند که گیاه وتیور قابلیت تحمل شوری تا حد ۴۷/۵ دسی زیمنس بر متر را دارد [105]. با کاشت

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

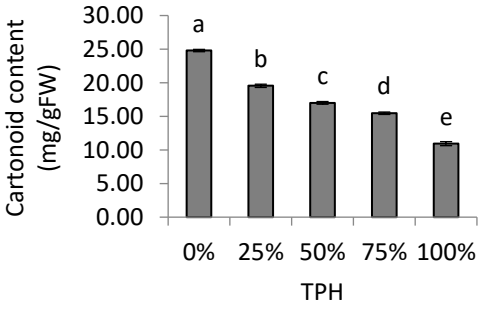
گیاه وتیور مشاهده شد که در خاک با اعمال شوری ۱۳ دسی زیمنس بر متر، شوری در عمق ۳۰ سانتیمتری به ۷ دسی زیمنس بر متر و در خاکی دیگر با اعمال شوری ۱۶ دسی زیمنس بر متر در عمق ۶۰ سانتیمتری شوری بـه ۹ دسی زیمنس بر متر کاهش یافت [97]. در پژوهش دیگری در هندوستان برای اصلاح خاک که روی آن پساب کارخانه نساجی تخلیه‌شده بود از وتیور استفاده کردند. نتایج آن‌ها نشان داد که وتیور می‌تواند شوری خاک را به‌طور متوسط ۳۹ درصد کاهش دهد و از ۱/۱۳ دسی زیمنس بر متر به ۰/۲۹ دسی زیمنس بر متر برساند [52]. تحقیقات نشان می‌دهند که انواعی از باکتری‌ها نیز وجود دارند که می‌توانند بر کاهش شوری خاک موثر باشند [89]. این موضوع می‌تواند دلیلی بر کاهش شوری خاک در گلدان‌های بدون گیاه باشد.

pH: نمودار ۶ نشان می‌دهد که کاشت گیاه وتیور در خاک‌آلوده به نفت خام باعث کاهش میزان pH در خاک نسبت به خاک‌های بدون گیاه شده است. در خاک اولیه، با افزایش غلظت تیمارها، میزان pH کاهش‌یافته است که نشان می‌دهد در خاک‌آلوده مورد استفاده در پژوهش اخیر، با افزایش آلودگی خاک اسیدی‌تر شده است. ریشه‌های گیاهان به‌طور مداوم خواص خاک اطراف خود را تغییر می‌دهند [44-86,



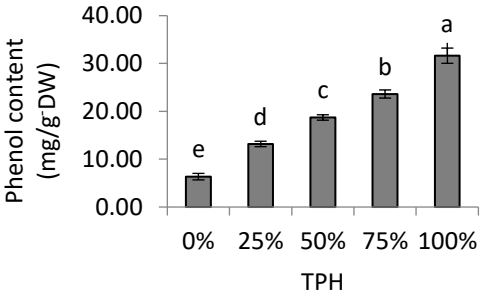
نمودار ۱- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان کلروفیل گیاه وتیور. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح $\alpha = ۰/۰۵$ است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.

[111]. این امر باعث می‌شود ریزوسفر یک ویژگی پویا داشته باشد و خواص فیزیکی و شیمیایی متفاوتی نسبت به توده خاک ایجاد کند. عملکردهای بیولوژیکی کلیدی ریشه‌های گیاهان مانند جذب آب و مواد مغذی، تنفس و ترشح باعث تغییر غلظت عناصر غذایی، عناصر سمی و آلاینده‌ها، pH، پتانسیل اکسیداسیون و احیا و فشار جزئی O_2 و CO_2 در ریزوسفر آن‌ها می‌شود [47]. تغییرات pH خاک ناشی از ریشه می‌تواند منشأهای مختلفی داشته باشد: ترشح آنیون‌های آلی از ریشه همراه با انتشار H^+. تنفس ریشه و انتشار CO_2 که منجر به تشکیل اسیدکربنیک در ریزوسفر می‌شود [48-74, 84]. یک آزمایش گلدانی با گیاهان مختلف نشان داد که pH خاک در طول یک دوره پوشش گیاهی ۱۴ ماهه از ۷/۲ به ۴/۵ کاهش یافت. این کاهش pH خاک عمدتاً به آزادسازی پروتون توسط ریشه حبوبات نسبت داده می‌شود [95]. البته مشاهدات متناقضی در مورد اثر بقایای گیاهی بر pH خاک وجود دارد [113] که ممکن است ناشی از تفاوت در ترکیب و نوع بقایای گیاهی، ویژگی‌های خاک و شرایط تجربی بین مطالعات باشد. ترکیب بقایای گیاهی ممکن است بر سرعت تجزیه آن‌ها و مقدار مواد مغذی و قلیائی/اسیدیته آزادشده از آن‌ها در هنگام بازگشت به خاک تأثیر بگذارد [73-112, 114].

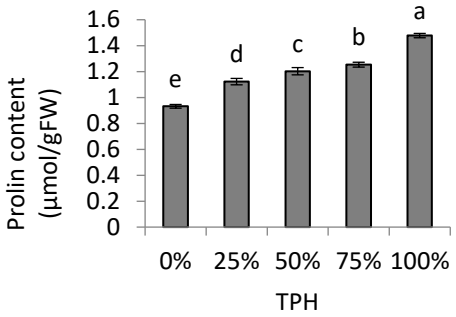


نمودار ۲- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان کاروتنوئید گیاه وتیور. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح $\alpha = ۰/۰۵$ است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.

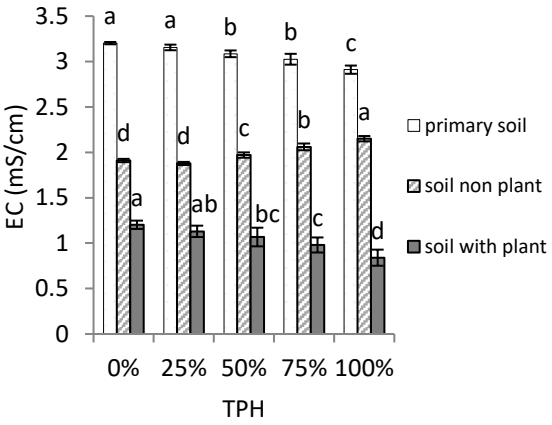
مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417



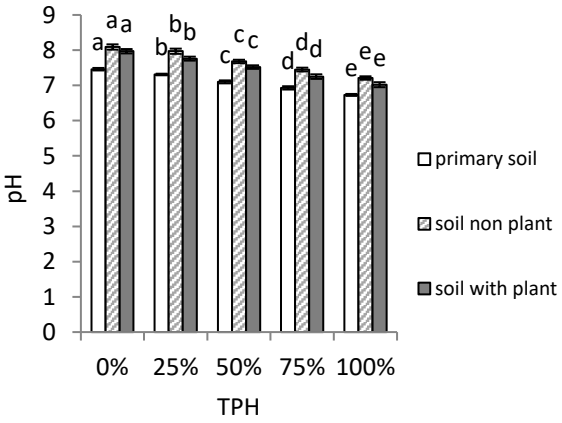
نمودار ۳- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان ترکیبات فنولی در گیاه وتیور. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ = α است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.



نمودار ۴- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان پرولین در گیاه وتیور. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ = α است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.



نمودار ۵- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان EC خاک. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ = α است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.



نمودار ۶- اثر هیدروکربن‌های نفتی بر میزان pH خاک. هر عدد نشان‌دهنده میانگین ± انحراف معیار. حروف متفاوت نشان‌دهنده اختلاف معنی‌دار در سطح ۰/۰۵ = α است. بارها در هر ستون نمودار نشان‌دهنده خطای استاندارد است.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

ترکیبات اسانس گیاه: با توجه به جدول ۳، در مجموع ۸۸ ترکیب مختلف در اسانس ریشه و برگ گیاه وتیور مشاهده شد که هرکدام روندهای متفاوتی (افزایشی یا کاهشی) از خود نشان دادند.

جدول ۳. ترکیبات تشکیل دهندهٔ اسانس ریشه و برگ گیاه وتیور در تیمارهای صفر و ۱۰۰٪ TPH

نام ترکیب	زمان بازداری	محتوای نسبی (درصد) برگ ٪۰	برگ ۱۰۰٪	ریشه ٪۰	ریشه ۱۰۰٪
۲-متیل-۲-پنتیل اُکسیران	۵/۲۹	۰/۹۷	۰/۶۸	–	–
۴ و۴-دی متیل-۲-پنتن	۶/۱۴	–	۰/۵۲	–	۱/۰۱
۲ و۶-دی متیل-اوکتان	۷/۷۱	–	۰/۵۵	–	–
۴و۷-دی متیل-آندکان	۸/۵۷	۱/۴۷	۲/۷۹	۱/۵۹	۱۰/۱۰
۲و۴-دی متیل-هگزان	۸/۷۰	۰/۶۲	–	۰/۶۵	۱/۴۵
۳ و۷-دی متیل-نونان	۹/۶۱	–	–	–	۰/۱۸
سیکلوهگزیل دی متوکسی متیل-سیلان	۱۰/۷۰	۰/۳۱	۰/۱۹	۰/۲۴	۰/۹۱
۳و۴-دی متیل-هپتان	۱۱/۳۷	۰/۲۶	–	۰/۵۳	۲/۲۴
۳ و۸-دی متیل-دکان	۱۲/۰۹	–	–	۰/۳۴	۰/۸۴
تری دکان	۱۲/۹۸	۰/۳۶	۰/۳۳	–	۰/۳۷
۴و۶-دی متیل-دودکان	۱۳/۲۳	۰/۳۳	۰/۸۶	۰/۱۶	۰/۷۱
۳-متیل آندکان	۱۳/۴۲	۰/۹۶	۰/۶۵	–	–
ترا دکان	۱۳/۸۲	۴/۷۰	۳/۳۲	۰/۸۵	۲/۰۰
تری دسیل یدید	۱۴/۱۵	۰/۳۵	–	–	–
۲و۴و۶-تری متیل-دکان	۱۴/۸۳	۰/۶۴	۰/۴۸	–	۱/۱۸
پِنتاکوزان	۱۶/۹۲	۰/۸۷	۰/۲۲	۰/۳۳	۰/۱۵
(-)-۵-اپی پری زیزائن	۱۷/۲۰	–	–	۰/۴۰	–
۱-یودو-۲-متیل-آندکان	۱۷/۲۳	۰/۲۹	–	۰/۲۳	–
خوسیمن	۱۷/۳۱	–	–	–	۰/۲۴
اوکتا دکان	۱۷/۵۱	۰/۷۷	۰/۹۰	۱/۸۲	۲/۸۶
آلفا-مورولن	۱۷/۸۳	–	–	۰/۲۶	–
تتراکوزان	۱۷/۹۸	۷/۶۶	۱۲/۹۱	–	–
آلفا-اِلمن	۱۸/۱۰	–	–	۵/۵۸	–
دکان	۱۸/۲۴	–	–	–	۱/۰۰
۲و۴–دی-ترت-بوتیل فنول	۱۸/۳۰	۱/۷۱	۱/۸۹	۱/۹۹	۱/۹۸
هنیکوزان	۱۸/۴۴	۶/۰۳	۳/۵۴	۱/۹۰	۴/۰۰

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

اوکتا هیدرو-۱و۸-دی متیل نفتالن	۱۸/۶۷	–	–	۴/۳۲	۴/۱۷
۱و۲و۹و۱۰-تترادهیدرو آریستولان	۱۹/۲۵	–	–	۰/۳۴	۰/۴۵
دوکوزان	۱۹/۳۲	۱/۸۰	۷/۶۳	۲/۰۰	۴/۵۰
۲-متیل-۱و۳-دی متوکسی بنزن	۱۹/۵۷	–	–	۱/۴۴	–
آلوآرومادندرن اکسید	۲۰/۲۷	–	–	۰/۱۳	–
هگزادکان	۲۰/۳۹	۱/۸۵	۳/۴۰	۱/۲۷	۲/۰۷
اودسمول	۲۰/۵۶	–	–	۰/۲۰	–
اپی زونارن	۲۰/۶۴	–	–	۰/۲۲	–
والنسن	۲۰/۷۱	–	–	۱/۸۴	–
گاما-مورولن	۲۱/۰۱	–	–	۱/۵۰	–
بتا-گورجونن	۲۱/۱۲	–	–	–	۳/۸۹
(+)-لانگی فولن	۲۱/۱۳	–	–	۴/۰۶	–
۱-یودو-اوکتا دکان	۲۱/۱۵	–	۰/۷۱	–	–
ایزوآرومادندرن اپوکسید	۲۱/۳۳	–	–	–	۳/۵۷
گاما-گورجونن	۲۱/۴۹	–	–	–	۱/۶۴
تری کوزان	۲۱/۸۶	۱/۲۰	–	۱/۰۴	۱/۰۹
وولگارول بی	۲۲/۰۶	–	–	۳/۷۷	–
۲-متیل-دکان	۲۲/۱۴	–	–	–	۱/۱۶
هگزا متیل-تری سیکلونون-۳-ان	۲۲/۲۵	–	–	–	۳/۸۲
آمینو سالیسیلیک اسید	۲۲/۳۲	–	–	–	۳/۱۴
فیتان	۲۲/۳۴	۲/۴۴	–	–	–
ایزو-پولگیل استات	۲۲/۴۱	–	–	۴/۲۲	–
پنتادکان	۲۲/۵۲	۲/۴۶	۰/۸۰	۰/۴۰	۰/۶۶
اسپاتولنون	۲۲/۸۳	–	–	۳/۱۹	–
والرنول	۲۳/۰۲	–	–	۳/۳۰	–
دودکان	۲۳/۲۷	۲/۲۰	–	۱/۵۰	–
۱-کلرو-۲و۴-دی متوکسی-۳-متیل فنول	۲۳/۳۹	–	–	۱۳/۱۹	–
هگزا دکا هیدرو-فلوئورانتن	۲۳/۷۲	–	–	۳/۵۶	–
اپسیلون-کادینن	۲۳/۹۶	–	–	۴/۸۷	–
تری تتراکونتان	۲۴/۱۰	–	۰/۴۱	–	۰/۲۸
(-)-بتا، گاما-نوتکاتون	۲۴/۱۲	–	–	۶/۳۳	۹/۹۳
کاریوفیلا-۲و۶-دِین-۵-وان	۲۴/۵۱	–	–	۲/۵۵	–

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

(+)-ویترنال	۲۵/۱۳	–	–	۲/۲۵	–
آرومادندرن اکسید	۲۵/۲۴	–	–	–	۳/۲۱
۱۱-دسیل-دوکوزان	۲۵/۵۳	–	–	–	۳/۴۲
آندکان	۲۵/۷۲	–	۱/۰۰	۰/۳۶	۱/۳۴
هپتادکان	۲۶/۱۷	۱۶/۶۹	۷/۷۰	۰/۲۹	۲/۹۱
تریاکونتان	۲۸/۳۳	۰/۲۶	۱/۰۶	۰/۶۹	۲/۲۱
۱-کلرو-اوکتا دکان	۳۰/۲۴	–	–	–	۱/۷۷
۲-فنیل-۱و۳-دی اوکسان-۵-اول	۳۱/۱۳	–	۰/۲۳	–	–
فنانتریدین	۳۲/۰۹	۰/۶۸	۰/۶۵	–	–
هگزاکوزان	۳۲/۴۰	–	۰/۳۳	–	–
اوکتاکوزان	۳۳/۰۱	–	۰/۲۹	۰/۵۰	۰/۷۳
فارنزول	۳۸/۰۲	–	۰/۴۲	–	–
استرآلدهید	۴۰/۳۵	–	۳/۱۳	–	–
۱و۲-اپوکسی اوکتادکان	۴۰/۳۶	۳/۸۹	–	–	–
سیکلوهپتا تینوپریدین	۴۲/۰۸	–	–	۴/۴۳	–
۱-کلرو-هپتاکوزان	۴۲/۴۸	–	۰/۷۷	–	–
۱۴-تری کوزنیل فورمات	۴۲/۸۵	۱۳/۸۶	–	–	–
سیکلواُکالنول	۴۳/۲۵	–	۳/۵۹	–	–
سیکلولادنول	۴۳/۲۶	۴/۶۸	–	–	–
سیکلوهگزان (۳-بروموپروپیل)	۴۳/۵۹	–	۰/۶۹	–	–
ایکوزان	۴۳/۹۴	۱۱/۷۰	۱۷/۴۰	۱/۸۰	۵/۴۵
لانگی بورنئول	۴۴/۲۵	–	۵/۲۷	–	–
(-)-۱۸-نورامبورکس	۴۴/۳۵	–	–	۴/۱۲	–
پی-فنیلن بیس (تری متیل)-سیلان	۴۴/۵۳	۲/۹۹	–	–	–
ان-اتیل-۱و۳—دی تیوایزوایندولین	۴۴/۹۸	۰/۲۶	۰/۵۳	–	–
۹-اُ-پیوالول-ان-استیل کولچینول	۴۵/۶۰	–	–	–	۴/۰۰
هگزادسیل-اُکسیران	۴۶/۲۷	–	۱۳/۰۶	–	–
نونادکان	۴۷/۷۷	۴/۵۵	۰/۷۲	۰/۴۰	۳/۳۵
۳ و ۲۰-آلوپرگنان دیون	۴۹/۳۴	–	–	۳/۰۰	–
درصد نهایی ترکیبات		۹۹/۸۱	۹۹/۶۲	۹۹/۹۵	۹۹/۹۸

در گیاهان عالی، کربن‌های اضافی که در فرآیند رشد و نمو مورد استفاده قرار نمی‌گیرند، به‌صورت ترکیبات ثانویه یا ذخایر نشاسته درون سلول ساماندهی می‌شوند. کربن‌هایی که به‌منظور تولید ترکیبات ثانویه در نظر گرفته‌شده‌اند به چند مسیر بیوسنتزی و قابل جایگزین (شیکیمیک اسید یا موالونیک اسید)

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

هدایت‌شده و درنهایت منجر به سنتز گروه متفاوتی از ترکیبات ثانویه ازجمله ترکیبات فنیل پروپانوئیدی، تانن‌های قابل هیدرولیز و ترپنوئیدها خواهند شد [60]. این گروه از ترکیبات ثانویه گیاهی همواره مورد علاقه بسیاری از داروسازان در صنایع مختلف داروسازی می‌باشند و نقش‌های مختلفی ازجمله اثرات ضد میکروبی، ضد سرطانی، آنتی‌اکسیدانی و ضدالتهابی برای آن‌ها در نظر گرفته‌شده است. در یک پژوهش، اثر آرام‌بخش روغن وتیور بر روی موش‌ها موردبررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد که روغن وتیور باعث کاهش تحرک و آرام‌بخشی در مقایسه با شاهد شد [103]. مقدار ترکیبات ثانویه و همچنین چگونگیِ اختصاص یافتنِ کربنِ قابل‌دسترس مازاد به سمت تولید نوع خاصی از ترکیبات ثانویه، بخشی تحت تأثیر عوامل ژنتیکی و بخش بیشتر آن تحت تأثیر عوامل محیطی است. پژوهش‌ها نشان داده‌اند که بیوسنتز متابولیت‌های ثانویِ گیاهی در شرایط تنش‌زا در بیشتر گیاهان افزایش می‌یابد. به‌طور مثال عملکرد ترپنوئیدها به‌عنوان سدهای خود حفاظتی در برگ و ریشه گیاهان حرا در برابر تنش مورد تائید قرارگرفته است [16]. ترکیبات فنیل پروپانوئیدی نیز گروهی از متابولیت‌های ثانویه می‌باشند که نقش‌های متفاوتی در مقاومت به تنش ازجمله دفاع علیه پاتوژن‌ها و گیاه‌خوارها، دفاع علیه تنش‌های غیر زیستی، انتقال پیام، ایجاد روابط بین موجودات زنده و حضور به‌عنوان مولکول‌های تنظیم‌کننده بر عهده دارند. پژوهش‌ها نشان داده‌اند مقدار بیوسنتز این گروه از ترکیبات نیز به‌شدت تحت تأثیر عوامل مختلفِ محیطی قرار دارد و یکی از مکانیسم‌های گیاه برای مقاومت در برابر تنش‌ها محسوب می‌شوند [59]. افزایش در مقدار ترپنوئیدها در تنش شوری باعث افزایش قدرت آنتی‌اکسیدانی گیاه و درنتیجه مقابله با اثرات مخرب رادیکال‌های آزاد تشکیل‌شده در شرایط تنش خواهد شد [107]. همچنین تنوع در پاسخ‌دهی گیاهان مختلف به سنتز ترکیب خاص در اسانس می‌تواند به دلیل القای آنزیم‌های خاص درگیر در بیوسنتز ترپنوئیدها در هر مرحله از تنش باشد [20]. ترکیباتی که در آنالیز کروماتوگرافی بیشترین مقدار را داشتند، اغلب آلکان هایی با زنجیره بلند (از ۱۳ تا ۲۴ کربن) بودند. برای مثال، هپتادکان با ۱۷ کربن و ایکوزان با ۲۰ کربن بیشترین فراوانی را در بخش هوایی گیاه نشان دادند. در یک مطالعه، اثرات مادۀ نفتی فنانترن (Phenanthrene) بر ترکیبات شیمیایی عصارۀ گیاه نعناع فلفلی بررسی شد. در مجموع ۵۶ جزء از عصاره در گیاه شناسایی شد که در میان آنها، میزان ۲۱ جزء به طور قابل توجهی تحت تأثیر فنانترن تغییر کرد. تحقیقات در مورد اثرات تنش‌های غیرزیستی بر عصاره‌های گیاهی در درجه اول بر روی تنش فلزات سنگین و تنش شوری متمرکز شده است. در مقابل، درباره اثرات تنش هیدروکربن‌های نفتی بر ترکیبات شیمیایی عصاره گیاهان و پاسخ های آنها، هنوز گزارشی ارائه نشده است [66].

با توجه به جدول ۳، با قرارگیری وتیور در معرض خاک‌آلوده نفتی (۱۰۰ درصد)، غلظت ایکوزان هم در برگ و هم در ریشه نسبت به شاهد افزایش‌یافته است به‌طوری‌که در برگ میزان این ماده نسبت به شاهد، ۴۹ درصد و ریشه نسبت به شاهد، ۲۰۰ درصد افزایش را نشان می‌دهد. مقدار هنیکوزان در برگ نسبت به شاهد، کاهش ۴۱ درصدی را نشان می‌دهد اما در ریشه‌ها نتایج برعکس بود و در خاک‌آلوده، افزایش ۱۱۰ درصدی مقدار این ماده نسبت به شاهد دیده شد. هنیکوزان به‌عنوان فرمون توسط ملکه موریانه‌ها تولید می‌شود. پشه‌هایی از جنس Aedes را جذب می‌کند درنتیجه می‌توان به‌عنوان حشره‌کش از آن استفاده کرد [62]. هنیکوزان یکی از اجزای اصلی اسانس گلرنگ (*Carthamus tinctorius*) است [9]. فنانتریدین، ترکیبی مشابه با فنانترن (یکی از هیدروکربن‌های چندحلقه ایِ اصلی در نفت) است با این تفاوت که

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

به‌جای یک کربن در حلقه آن، نیتروژن قرار دارد. با توجه به جدول، این ترکیب فقط در برگ‌ها دیده شد و جالب است که در تیمار شاهد و ۱۰۰ درصد، تفاوت چندانی در مقدار آن دیده نشد. ترکیبات والرنول، خوسیمن، والنسن و اپی پری زیزائن به‌عنوان ترکیبات شناخته شده وتیور معرفی شده‌اند [71]. متابولیت‌های ثانویه‌ای که نقش‌های زیستی شناخته شده برای آن‌ها کشف شده است، اکثراً در ریشه وتیور مشاهده شدند که با توجه به این که روغن وتیور از ریشهٔ آن استخراج می‌شود، قابل توجیه است. در یک پژوهش، ترکیبات روغن ریشه وتیور از ۹ کشور مختلف تهیه و با هم مقایسه شد. زمانی که داده‌ها به صورت آماری تجزیه و تحلیل شدند، هیچ شباهتی بین مقدار ترکیبات روغن به دست آمده از مناطق مختلف دیده نشد [22]. ترکیبات ثانویه آنالیز اخیر نیز با ترکیبات اشاره شده در سایر منابع متفاوت بود [41-22]. از ترکیبات ثانویه که در پژوهش اخیر شناسایی شدند می‌توان به بتا-نوتکاتون و والنسن از گروه اِرموفیلان‌ها، خوسیمن و اپی‌پری‌زیزائن از گروه زیزان‌ها، اودسمول از اودسمول-ها، کادینن از کادینان‌ها، مورولن از مورولان‌ها و اِلمن از اِلمان‌ها اشاره کرد. والنسن یک سزکویی‌ترپن است که جزء معطر مرکبات و مواد خوشبوی مشتق شده از مرکبات است. این ماده را به طور ارزان از پرتقال والنسیا به دست می‌آورند [37]. از این ماده به‌عنوان پیش‌ساز نوتکاتون که عامل اصلی عطر و طعم گریپ فروت است، استفاده می‌شود [64]. کادینن‌ها گروهی از هیدروکربن‌های ایزومری هستند که در طیف وسیعی از گیاهان تولید کنندهٔ اسانس وجود دارند. این نام از نام درخت کاد (*Juniperus oxycedrus* L.) گرفته‌شده‌است. از چوب این درخت روغنی حاصل می-شود که ایزومرهای کادینن برای اولین بار از آن جدا شده‌اند [18]. لانگی‌فولن نام شیمیایی یک هیدروکربن مایع روغنی طبیعی است که عمدتاً در رزین‌های نوعی کاج یافت می‌شود نام آن نیز از همین گونه کاج گرفته-شده‌است. از نظر شیمیایی، لانگی‌فولن یک سزکویی ترپن سه حلقه‌ای است و معمولاً علاوه بر کاج، در سایر گیاهان عالی نیز یافت می‌شود. لانگی‌فولن همچنین یکی از دو ترکیب مؤثر در عطر فراوان چای لاپسَنگ سوچونگ است، زیرا این چای بر روی آتش چوب کاج دود داده می‌شود [115].

اسپاتولنول یک الکل سزکویی‌ترپن سه حلقه‌ای است که که دارای یک اسکلت کربنی شبیه به آزولن‌ها است و در پونه‌کوهی و سایر گیاهان دیگر وجود دارد. از یک روغن فرار که از کارخانجات تقطیر گیاه درمنه (*Artemisia vulgaris*) و ترخون (*Artemisia dracunculus*) استخراج می‌شود، برای اولین بار در سال ۱۹۷۵ اسپاتولنول به عنوان یک ترکیب بی‌رنگ و چسبناک با بوی خاکی معطر و طعم تلخ و تند جدا شد [54]. نوتکاتون یک ترکیب آلی سزکویی‌ترپن است که همچنین حاوی یک گروه عاملی حاوی اکسیژن (یک کتون) است. این ماده، با ارزش‌ترین ترکیب موجود در عطر گریپ‌فروت است [37]. نوتکاتون در اصل از چوب سرو زرد آلاسکا، *Cupressus nootkatensis*، جدا شده است. نوتکاتون به شکل اسپری یک دافع یا حشره‌کش مؤثر در برابر کنه آهو و کنه ستاره است [53-31] همچنین یک دافع یا حشره‌کش مؤثر در برابر موریانه است [116]. بورنئول جزء بسیاری از اسانس‌هاست و همچنین یک احساس خنکی مشابه منتول ایجاد می‌کند [23]. بورنئول باعث تحریک پوست می‌شود اما زمانی که روی پوست انسان در دوزهای استفاده شده در فرمولاسیون عطرها مورد استفاده قرار گیرد، اثر تحریک‌کنندگی کمی دارد [17].

نتیجه‌گیری

نتایج این پژوهش نشان داد که تحمل گیاه وتیور در برابر تنش گل حفاری (مادپیت) نفتی قدرتمندانه است.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

در این پژوهش، باوجود کاهش محسوس شاخص‌های رشد و محتوی کلروفیل و کاروتنوئید در تیمار ۱۰۰٪ خاک‌آلوده، اما وتیور همچنان به گیاه‌پالایی خود ادامه می‌دهد و دلیل این موضوع به ساختار مورفولوژیک و فیزیولوژیک گیاه وتیور برمی‌گردد. ریشه گسترده وتیور باعث سرعت رشد بالای آن، جذب بالای مواد و تحمل به تنش‌های محیطی می شود. در درصدهای بالاتر آلودگی، با افزایش مقدار نمک‌های محلول، فشار وارد شده بر گیاه نیز بیشتر می‌شود. مجموعه این تنش‌ها ازیک‌طرف فشار زیادی به گیاه وارد می‌کند، اما از طرف دیگر به نظر می‌رسد که باعث تحمل بیشتر گیاه می‌شود. تحمل متقاطع گیاهی به پدیده‌ای اشاره دارد که در آن قرار گرفتن در معرض یک عامل تنش‌زا مانند شوری، منجر به افزایش تحمل به سایر عوامل تنش ازجمله آلودگی نفتی می‌شود. این پدیده جالب در چندین مطالعه مستند شده است.

درمجموع می‌توان گفت که تیمار ۲۵٪ از گل حفاری باعث ایجاد تنش در گیاه وتیور می‌شود و همه عوامل رشدی و فیزیولوژیک مانند کلروفیل، کاروتنوئید، فنول‌ها و پرولین را به‌طور محسوسی در این درصد را تحت تأثیر قرار می‌دهد؛ اما در تیمارهای ۵۰٪ و ۷۵٪ از آلودگی، گیاه باوجود تحمل تنش به یک ثبات نسبی در رشد و پالایش خاک رسیده است. درنهایت، درصد بحرانی برای وتیور، تیمار ۱۰۰٪ گل حفاری است که ثبات نسبی گیاه در درصدهای قبلی را به هم زده و باعث ایجاد یک شیب کاهشی شدید در خصوصیات رشد و تغییر شدید در ویژگی‌های فیزیولوژیک می‌شود. البته حتی در این درصد نیز گیاه وتیور زنده مانده و همچنان به رشد و پالایش ادامه می‌دهد.

وتیور گیاهی همه‌کاره است و در دنیا نقش‌های متنوع آن در گیاه‌پالایی، جلوگیری از فرسایش خاک، مهار سیلاب، مبارزه با آفات، عطرسازی، صنایع‌دستی و ... ثابت‌شده است. قابلیت‌های بسیار زیاد وتیور، دلیل وجود شبکه جهانی وتیور و انجمن ایرانی توسعه وتیور را نشان می‌دهد. وتیور را می‌توان در آینده به‌صورت ترکیبی در نقش‌های مختلف استفاده کرد. برای مثال، می‌توان وتیور را برای پالایش خاک‌آلوده نفتی به‌صورت کشت در خاک و همچنین پالایش فاضلاب نفتی به‌صورت هیدروپونیک بکار برد و به‌طور هم‌زمان، از ریشه آن برای تولید عطر استفاده کرد و آن را به‌صورت ردیفی در خاک کاشت تا مهارکننده سیلاب و تثبیت‌کننده خاک باشد و همچنین، کاشت هیدروپونیک آن را به صورتی در تالاب‌های مصنوعی شناور (CWs) بکار برد که ازنظر زیبایی محیط‌زیست مفید بوده و به‌عنوان یک اکوسیستم برای جانداران منطقه مورداستفاده قرار گیرد.

منابع

1. Adam G. Duncan HJ (2002). Influence of diesel fuel on seed germination. *Environmental Pollution* 120(2):363-370. https://doi.org/10.1016/S0269-7491(02)00119-7
2. Adenipekun CO. Oyetunji OJ. Kassim LS (2008). Effect of spent engine oil on the growth parameters and chlorophyll content of *Corchorus olitorius* Linn. *The Environmentalist* 28(4):446-450. DOI: 10.1007/S10669-008-9165-5
3. Agati G. Brunetti C. Fini A. Gori A. Guidi L. Landi M. Sebastiani F. Tattini M (2020). Are flavonoids effective antioxidants in plants? Twenty years of our investigation. Antioxidants 9(11):1098. https://doi.org/10.3390/antiox9111098
4. Akula R. Ravishankar GA (2011). Influence of abiotic stress signals

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

on secondary metabolites in plants. *Plant Signaling & Behavior* 6(11):1720-1731. http://dx.doi.org/10.4161/psb.6.11.17613

5. Alzurf SKL. Alasedi KK. Abdulraheem NI (2019). Effect different concentrations of crude oil on the pigment content and protein content of *Hydrilla verticillata* plant. *Iraqi Journal of Science* 60(10):2141-2148. https://doi.org/10.24996/ijs.2019.60.10.6
6. Arnon D (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts polyphenoloxidase in *Beta Vulgaris*. *Plant Physiology* 24(1):1-15. https://doi.org/10.1104/pp.24.1.1
7. Arslan M. Imran A. Khan QM. Afzal M (2017). Plant-bacteria partnerships for the remediation of persistent organic pollutants. *Environmental Science and Pollution Research* 24:4322-4336. https://doi.org/10.1007/s11356-015-4935-3
8. Arteca RN (1996). Plant Growth Substances: Principles and applications. Chapman and Hall, New York, USA, p. 332.
9. Asgarpanah J. Kazemivash N (2013). Phytochemistry, pharmacology and medicinal properties of *Carthamus tinctorius* L. *Chinese Journal of Integrative Medicine* 19:153-159. https://doi.org/10.1007/s11655-013-1354-5
10. Atanasov AG. Waltenberger B. Pferschy-Wenzig EM. Linder T. Wawrosch C. Uhrin P. Temml V. Wang L. Schwaiger S. Heiss EH. Rollinger JM. Schuster D. Breuss JM. Bochkov V. Mihovilovic MD. Kopp B. Bauer R. Dirsch VM. Stuppner H (2015). Discovery and resupply of pharmacologically active plant-derived natural products: A review. *Biotechnology Advances* 33(8):1582-1614. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2015.08.001
11. Atta AM. Mohamed NH. Hegazy AK. Moustafa YM. Mohamed RR. Safwat G. Diab AA (2020). Green technology for remediation of water polluted with petroleum crude oil: using of *Eichhornia crassipes* (Mart.) solms combined with magnetic nanoparticles capped with myrrh resources of Saudi Arabia. *Nanomaterials* 10(2):262. https://doi.org/10.3390/nano10020262
12. Awa SH. Hadibarata T (2020). Removal of Heavy Metals in Contaminated Soil by Phytoremediation Mechanism: a Review. *Water, Air and Soil Pollution* 231(47). DOI: 10.1007/s11270-020-4426-0
13. Baoune H. Aparicio JD. Acuña A. El Hadj-khelil AO. Sanchez L. Polti MA. Alvarez A (2019). Effectiveness of the *Zea mays-Streptomyces* association for the phytoremediation of petroleum hydrocarbons impacted soils.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

Ecotoxicology and Environmental Safety 184:109591. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109591

14. Barceló J. Poschenrieder C (2002). Fast root growth responses, root exudates, and internal detoxification as clues to the mechanisms of aluminium toxicity and resistance: a review. *Environmental and Experimental Botany* 48(1):75-92. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(02)00013-8
15. Barrs HD. Weatherley PE (1962). A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficit in leaves. *Australian Journal of Biological Sciences* 15:413-428. DOI: 10.1071/BI9620413
16. Basyuni M. (2008) Studies on terpenoid biosynthesis of mangrove tree species. Ph.D Thesis, Agriculture. Kagoshima University, Japan.
17. Bhatia SP. Letizia CS. Api AM (2008). Fragrance material review on borneol. *Food and Chemical Toxicology* 46(11):S77-S80. https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.06.031
18. Borg-Karlson AK. Norin T. Talvitie A (1981). Configurations and conformations of torreyol (δ-cadinol), α-cadinol, T-muurolol and T-cadinol. *Tetrahedron* 37(2):425-430. https://doi.org/10.1016/S0040-4020(01)92031-9
19. Boscaiu M. Sánchez M. Bautista I. Donat P. Lidón A. Llinares J. Llul C. Mayoral O. Vicente O (2010). Phenolic compounds as stress markers in plants from gypsum habitats. *Bulletin of the University of Agricultural Sciences & Veterinary Medicine Cluj-Napoca. Horticulture* 67(1):44.
20. Burbott AJ. Loomis WD (1969). Evidence for metabolic turnover monoterpene in pepper-mint. *Plant Physiology* 44(2):173-179. DOI: 10.1104/pp.44.2.173
21. Celik Ö. Unsal SG (2013). Expression analysis of proline metabolism-related genes in salt-tolerant soybean mutant plants. *Plant Omics Journal* 6(5):364-370.
22. Champagnat P. Figueredo G. Chalchat JC. Carnat AP. Bessiere JM (2011). A study on the composition of commercial *Vetiveria zizanioides* oils from different geographical origins. *Journal of Essential Oil Research* 18(4):416-422. https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699129
23. Chen GL. Lei M. Zhou LP. Zeng B. Zou F (2016). Borneol is a trpm8 agonist that increases ocular surface wetness. *PLOS ONE* 11(7):e0158868. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0158868
24. Cheng H. Yang X. Liu A. Fu H. Wan M (2003) A study on the performance and mechanism of soil-reinforcement by herb root system. In: Proceedings of the 3rd

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

International Vetiver Conference. Guangzhou, China.

25. Cheng X. Chen C. Hu Y. Guo X. Wang J (2022). Photosynthesis and growth of *Amaranthus tricolor* under strontium stress. *Chemosphere* 308(1):136234. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136234
26. Chia PY. Coleman KK. Tan YK. Ong SWX. Gum M. Lau SK. Lim XF. Lim AS. Sutjipto S. Lee PH. Son TT. Young BE. Milton DK. Gray GC. Schuster S. Barkham T. De PP. Vasoo S. Chan M. Ang BSP. Tan BH. Leo Y. Ng O. Wong MSY. Marimuthu K (2020). Detection of air and surface contamination by SARS-CoV-2 in hospital rooms of infected patients. *Nature Communications* 11:2800. https://doi.org/10.1038/s41467-020-16670-2
27. Correa HDS. Maranho LT (2021). The potential association of *Echinochloa polystachya* (Kunth) Hitchc. with bacterial consortium for petroleum degradation in contaminated soil. *SN Applied Sciences* 3:1-12. https://doi.org/10.1007/s42452-020-04070-6
28. Daba A. Tadesse M. Habte G. Negawo AT. Berecha G (2022). Phytochemical composition of essential oils from aromatic plants inherited with bioherbicidal activity in arabica coffee production system of Ethiopia. *Journal of Agriculture and Food Research* 10:100368. https://doi.org/10.1016/j.jafr.2022.100368
29. Daszkowska-Golec A (2016). The role of abscisic acid in drought stress: How ABA helps plants to cope with drought stress. *Drought Stress Tolerance in Plants* 2:123-151. DOI: 10.1007/978-3-319-32423-4_5
30. Dezhban A. Shirvany A. Atarod P. Delshad M. Matinizadeh M (2014). Physiological responses of *Celtis caucasica* L. and *Robinia pseudoacacia* L. to the cadmium and lead stresses. *Caspian Journal of Environmental Sciences* 12(2):253-266.
31. Dolan MC. Jordan RA. Schulze TL. Schulze CJ. Manning MC. Ruffolo D. Schmidt JP. Piesman J. Karchesy JJ (2009). Ability of two natural products, nootkatone and carvacrol, to suppress *Ixodes scapularis* and *Amblyomma americanum* (Acari: Ixodidae) in a Lyme disease endemic area of New Jersey. *Journal of Economic Entomology* 102(6):2316-2324. https://doi.org/10.1603/029.102.0638
32. Dumas AS. Taconnat L. Barbas E. Rigaill G. Catrice O. Bernard D. Benamar A. Macherel D. El Amrani A. Berthomé R (2016). Unraveling the early molecular and physiological mechanisms involved in response to phenanthrene exposure. *BMC genomics* 17(1):818.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

https://doi.org/10.1186/s12864-016-3133-0

33. Edgar V. Fabián F. Fabián F. Mario PJ. Ileana V (2021). Coupling plant biomass derived from phytoremediation of potential toxic-metal-polluted soils to bioenergy production and high-value by-products—A review. *Applied Sciences* 11(7):2982. https://doi.org/10.3390/app11072982
34. Elshafie HS. Camele I. Mohamed AA (2023). A comprehensive review on the biological, agricultural and pharmaceutical properties of secondary metabolites based-plant origin. *International Journal of Molecular Sciences* 24(4):3266. https://doi.org/10.3390/ijms24043266
35. Ercoli L. Mariotti M. Masoni A. Massantini F (1993). Relationship between nitrogen and chlorophyll content and spectral properties in maize leaves. *European Journal of Agronomy* 2(2):113–117. https://doi.org/10.1016/S1161-0301(14)80141-X
36. Farzamisepehr F. Nourozi F (2018). Physiological responses of *Polypogon monspeliensis* L. in petroleum-contaminated soils. *Iranian Journal of Plant Physiology* 8(2):2391-2401. DOI: 10.22034/ijpp.2018.539179
37. Furusawa M. Hashimoto T. Noma Y. Asakawa Y (2006). Highly efficient production of nootkatone, the grapefruit aroma from valencene, by biotransformation. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin* 53(11):1513-1514. https://doi.org/10.1002/chin.200617185
38. Gao X. Ohlander M. Jeppsson N. Bjork L. Trajkovski V (2000). Changes in antioxidant effects and their relationship to phytonutrients in fruit of sea buckthourn (*Hippophae rhamnoides* L.) during maturation. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 48(5):1485-1490. DOI: 10.1021/jf991072g
39. Gbeddy G. Egodawatta P. Goonetilleke A. Akortia E. Glover ET (2021). Influence of photolysis on source characterization and health risk of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs), and carbonyl-, nitro-, hydroxy- PAHs in urban road dust. *Environmental Pollution* 269:116103. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.116103
40. Gross J (1991). Pigments in Vegetables: Chlorophylls and Carotenoids. Van Nostrand Reinhold. USA.
41. Grover M. Behl T. Virmani T. Bhatia S. Al-Harrasi A. Aleya L (2021). *Chrysopogon zizanioides*—a review on its pharmacognosy, chemical composition and pharmacological activities. *Environmental Science and Pollution Research* 28:44667-44692.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

https://doi.org/10.1007/s11356-021-15145-1

42. Hansa A. Devi A. Upadhyay M. Gupta H. Syam K. Asgari Lajayer B. Sharma R (2024). Toxicological implications of industrial effluents on plants: a review focusing on phytoremediation techniques. *International Journal of Environmental Science and Technology* 21(2):2209-2224. DOI: 10.1007/s13762-023-05012-6
43. Hare PD. Cress WA (1997). Metabolic implications of stress-induced proline accumulation in plants. *Plant growth regulation* 21:79-102. DOI: 10.1023/A:1005703923347
44. Hauter R. Mengel K (1988). Measurement of pH at the root surface of red clover (*Trifolium pratense*) grown in soils differing in proton buffer capacity. *Biology and Fertility of Soils* 5:295-298. https://doi.org/10.1007/BF00262134
45. Hayat S. Hayat Q. Alyemeni MN. Wani AS. Pichtel J. Ahmad A (2012). Role of proline under changing environments: a review. *Plant Signaling & behavior* 7(11):1456-1466. DOI: 10.4161/psb.21949
46. Hegazy AK. Kabiel HF (2010). Size-class structure and growth traits of *Anastatica hierochuntica* L. populations as rainfall indicators in aridlands. *Journal of Advanced Research* 1(4):331-340. https://doi.org/10.1016/j.jare.2010.08.003
47. Hinsinger P. Gobran GR. Gregory PJ. Wenzel WW (2005). Rhizosphere geometry and heterogeneity arising from root-mediated physical and chemical processes. *New Phytologist* 168:293-303. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2005.01512.x
48. Hinsinger P. Plassard C. Tang C. Jaillard B (2003). Origins of root-mediated pH changes in the rhizosphere and their responses to environmental constraints: A review. *Plant and Soil* 248:43-59. https://doi.org/10.1023/A:1022371130939
49. Hussein ZS. Hegazy AK. Mohamed NH. El‑Desouky MA. Shafk D. Ibrahim SD. Safwat G (2022). Eco-physiological response and genotoxicity induced by crude petroleum oil in the potential phytoremediator *Vinca rosea* L. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology* 20(1):135. https://doi.org/10.1186/s43141-022-00412-6
50. Igoni AH (2018) Understanding the Niger delta environment for sustainable agricultural mechanization. Conference: 13th Annual Lecture and Awards Ceremony of the Nigerian Society of Engineers, Port Harcourt Branch. DOI:10.13140/RG.2.2.19828.81289

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

51. Jaskulak M. Grobelak A. Vandenbulcke F (2020). Modelling assisted phytoremediation of soils contaminated with heavy metals–main opportunities, limitations, decision making and future prospects. *Chemosphere* 249:126196. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126196
52. Jayashree S. Rathinamala J. Lakeshm P (2011). Determination of heavy metal removal efficiency of *chrysopogon zizanioides* (vetiver) using textile wastewater contaminated soil. *Journal of Environmental Science and Technology* 5(4):543-551. DOI: 10.3923/jest.2011.543.551
53. Jordan RA. Schulze TL. Dolan MC (2012). Efficacy of plant-derived and synthetic compounds on clothing as repellents against *Ixodes scapularis* and *Amblyomma americanum* (Acari: Ixodidae). *Journal of Medical Entomology* 49(1):101-106. https://doi.org/10.1603/ME10241
54. Juell SMK. Hansen R. Jork Hellmut (1976). Neue substanzen aus ätherischen ölen verschiedener artemisia-species, 1. mitt.: spathulenol, ein azulenogener sesquiterpenalkohol. *Archiv der Pharmazie* 309(6):458-466. https://doi.org/10.1002/ardp.19763090605
55. Kaimi E. Mukaidani T. Tamaki M (2007). Screening of twelve plant species for phytoremediation of petroleum hydrocarbon-contaminated soil. *Plant Production Science* 10(2):211-218. https://doi.org/10.1626/pps.10.211
56. Karki BK. Philip L (2024). Fate of pharmaceuticals and personal care products like metronidazole, naproxen, and methylparaben and their effect on the physiological characteristics of two wetland plants. *Chemical Engineering Journal* 483:149180. https://doi.org/10.1016/j.cej.2024.149180
57. Kaul S. Sharma SS. Mehta IK (2008). Free radical scavenging potential of L-proline: evidence from in vitro assays. *Amino Acids* 34(2):315-320. DOI: 10.1007/s00726-006-0407-x
58. Khan S. Masoodi TH. Pala NA. Murtaza S. Mugloo JA. Sofi PA. Zaman MU. Kumar R. Kumar A (2023). Phytoremediation prospects for restoration of contamination in the natural ecosystems. *Water* 15(8):1498. https://doi.org/10.3390/w15081498
59. Kim DS. Hwang BK (2014). An important role of the pepper phenylalanine ammonia-lyase gene (PAL1) in salicylic acid-dependent signaling of the defense response to microbial pathogens. *Journal of Experimental Botany* 65(9):2295-2306. DOI: 10.1093/jxb/eru109

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

60. Koricheva J. Larsson S. Haukioja E. Keininen M (1998). Regulation of woody plant secondary metabolism by resource availability: Hypothesis testing by means of meta-analysis. *OIKOS* 83(2):212-226. https://doi.org/10.2307/3546833
61. Król A. Amarowicz R. Weidner S (2014). Changes in the composition of phenolic compounds and antioxidant properties of grapevine roots and leaves (*Vitis vinifera* L.) under continuous of long-term drought stress. *Acta Physiologiae Plantarum* 36:1491-1499. DOI: 10.1007/s11738-014-1526-8
62. Kumar P. Lomash V. Jatav PC. Kumar A. Pant SC (2016). Prenatal developmental toxicity study of n-heneicosane in Wistar rats. *Toxicology and Industrial Health* 32(1):118-125. DOI: 10.1177/0748233713498438
63. Lajayer BA. Moghadam NK. Maghsoodi MR. Ghorbanpour M. Kariman K (2019). Phytoextraction of heavy metals from contaminated soil, water and atmosphere using ornamental plants: mechanisms and efficiency improvement strategies. *Environmental Science and Pollution Research* 26(9):8468-8484. DOI: 10.1007/s11356-019-04241-y
64. Leonhardt RH. Berger RG (2014). Nootkatone. Biotechnology of Isoprenoids. Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology. *Springer* 148:391-404. https://doi.org/10.1007/10_2014_279
65. Li H. Rao Z. Sun G. Wang M. Yang Y. Zhang J. Li H. Pan M. Wang J. Chen XW (2024). Root chemistry and microbe interactions contribute to metal (loid) tolerance of an aromatic plant – Vetiver grass. *Journal of Hazardous Materials* 461:132648. https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2023.132648
66. Li J. Xu J. Yang X. Ren L. Wang Y. Ma D. Fan P. Wang H. Liu L. Dong B. Chen Q. Wu T (2022). Effects of phenanthrene on the essential oil composition and leaf metabolome in peppermint plants (*Mentha piperita* L.). *Industrial Crops and Products* 187: 115383. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2022.115383
67. Liang X. Zhang L. Natarajan SK. Becker DF (2013). Proline mechanisms of stress survival. *Antioxidants & Redox Signaling* 19(9):998-1011. https://doi.org/10.1089/ars.2012.5074
68. Lin Q. Shen K. Zhao H. Li W (2008). Growth response of *Zea mays* L. in pyrene–copper co-contaminated soil and the fate of pollutants. *Journal of Hazardous Materials* 150(3):515-521. https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2007.04.132
69. Liu JY. Guo PJ. Wang XL. Chen HM. Chen LJ. Sang YL. Hao YJ.

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

Lu J (2022). Study on phytochemical and pharmacological activities of four *Rhododendron* plants endemic to Northeast China. *Journal of Agriculture and Food Research* 7:100255. https://doi.org/10.1016/j.jafr.2021.100255

70. Ma H. Wang A. Zhang M. Li H. Du S. Bai L. Zhong M. Chen S (2018). Compared the physiological response of two petroleum-tolerant contrasting plants to petroleum stress. *International Journal of Phytoremediation* 20(10):1043-1048. https://doi.org/10.1080/15226514.2018.1460303
71. Mallavarapu GR. Syamasundar KV. Ramesh S. Rao BRR (2012). Constituents of south Indian vetiver oils. *Natural Product Communications* 7(2):223-225. PMID: 22474964
72. Marchev AS. Yordanova ZP. Georgiev MI (2020). Green (Cell) factories for advanced production of plant secondary metabolites. *Critical Reviews in Biotechnology* 40(4):443-458. https://doi.org/10.1080/07388551.2020.1731414
73. Marschner B. Noble AD (2000). Chemical and biological processes leading to the neutralisation of acidity in soil incubated with litter materials. *Soil Biology and Biochemistry* 32:805-813. https://doi.org/10.1016/S0038-0717(99)00209-6
74. Marschner H. Römheld V (1994). Strategies of plants for acquisition of iron. *Plant and Soil* 165:261-274. https://doi.org/10.1007/BF00008069
75. Mishra B. Chandra M (2022). Evaluation of phytoremediation potential of aromatic plants: A systematic review. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants* 31:100405. https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2022.100405
76. Mo Y. Nagel C. Taylor LP (1992). Biochemical complementation of chalcone synthase mutants defines a role for flavonols in functional pollen. *Proceeding of the Natinal Academy of Science USA* 89(15):7213-7217. https://doi.org/10.1073/pnas.89.15.7213
77. Mohsenzadeh S. Keshtvarz M. Mohsenzadeh M. Nazari M. Poorbagheri M. Atashdehghan E (2023). Treatment of contaminated soil to petroleum hydrocarbons with Vetiver phytoremediation. *Journal of Environmental Science Studies* 8(1):6084-6091. DOI: 10.22034/JESS.2022.342720.1787 (In Persian)
78. Moons A (2003). *Ospdr9*, which encodes a PDR-type ABC transporter, is induced by heavy metals, hypoxic stress and redox perturbations in rice roots. *FEBS*

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

Letters 553(3):370-376. https://doi.org/10.1016/S0014-5793(03)01060-3

79. Moubasher HA. Hegazy AK. Mohamed NH. Moustafa YM. Kabiel HF. Hamad AA (2015). Phytoremediation of soils polluted with crude petroleum oil using *Bassia scoparia* and its associated rhizosphere microorganisms. *International Biodeterioration & Biodegradation* 98:113-120. https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2014.11.019
80. Mousavi N. Razavizadeh R (2021). Evaluation of changes in phenolic compounds and secondary metabolites of calluses and seedlings of *Mellissa officinalis* L. under cadmium heavy metal stress. *Journal of Plant Process and Function* 10(41):17-33. DOR: 20.1001.1.23222727.1400.10.41.17.7
81. Naderi N. Mohsenzadeh S. Moradshahi A. Zamani H. Zarei M (2022). Effect of phenanthrene oil pollutant on physiological and biochemical characteristics of vetiver plant (*Chrysopogon zizanioides*). *Journal of Plant Process and Function* 11(48):95-110. DOI: 20.1001.1.23222727.1401.11.48.7.8 (In Persian)
82. Nemat Alla M. Elbaz Younis M. El-Shihaby OA. El-Bastawisy Z (2002). Kinetin regulation of growth and secondary metabolism in waterlogging and salinity treated *Vigna sinensis* and *Zea mays*. *Acta Physiologiae Plantarum* 24(1):19-27. https://doi.org/10.1007/s11738-002-0017-5
83. Nemati B. Baneshi MM. Akbari H. Dehghani R. Mostafaii M (2024). Phytoremediation of pollutants in oil-contaminated soils by *Alhagi camelorum*: evaluation and modeling. *Scientifc Reports* 14(1):5502. https://doi.org/10.1038/s41598-024-56214-y
84. Nichol SA. Silk WK (2001). Empirical evidence of a convection-diffusion model for pH patterns in the rhizospheres of root tips. *Plant, Cell & Environment* 24:967-974. https://doi.org/10.1046/j.0016-8025.2001.00739.x
85. Noori AS. Maivan HZ. Alaie E (2012). Changes in total phenol and flavonoid contents in *Chrysanthemum leucanthemum* under crude oil contamination. *Advances in Environmental Biology* 6(12):3057-3064.
86. Nye PH (1981). Changes of pH across the rhizosphere induced by roots. *Plant and Soil* 61:7-26. https://doi.org/10.1007/BF02277359
87. Odukoya J. Lambert R. Sakrabani R (2019). Understanding the impacts of crude oil and its induced abiotic stresses on agrifood production: a review. *Horticulturae* 5(2):47. https://doi.org/10.3390/horticulturae5020047

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

88. Öztürk L. Demir Y (2002). In vivo and in vitro protective role of proline. *Plant Growth Regulation* 38:259-264. DOI: 10.1023/A:1021579713832
89. Pan J. Xue X. Huang C. You Q. Guo P. Yang R. Da F. Duan Z. Peng F (2024). Effect of salinization on soil properties and mechanisms beneficial to microorganisms in salinized soil remediation–a review. *Research in Cold and Arid Regions* 16:121-128. https://doi.org/10.1016/j.rcar.2024.07.001
90. Pang Z. Chen J. Wang T. Gao C. Li Z. Guo L. Xu J. Cheng Y (2021). Linking plant secondary metabolites and plant microbiomes: A Review. *Frontiers in Plant Science* 12:621276. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.621276
91. Pereira RC. Monterroso C. Macías F (2010). Phytotoxicity of hexachlorocyclohexane: Effect on germination and early growth of different plant species. *Chemosphere* 79(3):326-333. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2010.01.035
92. Ren H. Huang RH. Li Y. Li WT. Zheng LL. Lei YB. Chen K (2023). Photosynthetic regulation in response to strontium stress in moss *Racomitrium japonicum* L. *Environmental Science and Pollution Research* 30:20923-20933. DOI: 10.1007/s11356-022-23684-4
93. Sah SK. Reddy KR. Li J (2016). Abscisic acid and abiotic stress tolerance in crop plants. *Frontiers in Plant Science* 7:571. https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00571
94. Samuel D. Kumar TK. Ganesh G. Jayaraman G. Yang PW. Chang MM. Trivedi VD. Wang SL. Hwang KC. Chang DK. Yu C (2000). Proline inhibits aggregation during protein refolding. *Protein Science* 9(2) 344-352. DOI: 10.1110/ps.9.2.344
95. Schubert E. Schubert S. Mengel K (1990). Effect of low pH of root medium on proton release, growth, and nutrient uptake of field bean (*Vicia faba*). *Plant and Soil* 124:239-244. https://doi.org/10.1007/BF00009266
96. Shen X. Dai M. Yang J. Sun L. Tan X. Peng C. Ali I. Naz I (2022). A critical review on the phytoremediation of heavy metals from environment: Performance and challenges. *Chemosphere* 291(3):132979. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.132979
97. Sianjeaw P. Vanlada S. pitayakon L. Chaveevan L. Nuanjun P. (2002) Study on soil microbiyal biodiversity in rhizosphere of vetiver grass in degradating soil. Symposium of Soil and Water Conservation Division, Land

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

Development Department, Chatuchak, Bangkok, Thailand.

98. Skrypnik L. Maslennikov P. Novikova A. Kozhikin M (2021). Effect of crude oil on growth, oxidative stress and response of antioxidative system of two rye (*Secale cereale* L.) varieties. *Plants* 10(1):157. https://doi.org/10.3390/plants10010157
99. Slabbert MM. Kruger GHJ (2014). Antioxidant enzyme activity, proline accumulation, leaf area and cell membrane stability in water stressed *Amaranthus* leaves. *South African Journal of Botany* 95:123-128. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2014.08.008
100. Soria-Lopez A. Garcia-Perez P. Carpena M. Garcia-Oliveira P. Otero P. Fraga-Corral M. Hui Cao M. Prieto A. Simal-Gandara J (2023). Challenges for future food systems: from the green revolution to food supply chains with a special focus on sustainability. *Food Frontiers* 4(1):9-20. https://doi.org/10.1002/fft2.173
101. Sparkman OD (2005). Identification of essential oil components by gas chromatography/quadrupole mass spectroscopy Robert P. Adams. *Journal of the American Society for Mass Spectrometry* 16(11):1902-1903. https://doi.org/10.1016/j.jasms.2005.07.008
102. Tam RK. Magistad OC (1935). Relationship between nitrogen fertilization and chlorophyll content in pineapple plants. *Plant Physiology* 10(1):159-168. https://doi.org/10.1104/pp.10.1.159
103. Thubthimthed S. Thisayakorn K. Rerk-am U. Tangstirapakdee S. Suntorntanasat T. (2003). Vetiver oil and its sedative effect. Thailand Institute of Scientific and Technological Research (TISTR) Bangkok, Thailand.
104. Treutter D (2006). Significance of flavonoids in plant resistance: a review. *Environmental Chemistry Letters* 4:147-157. https://doi.org/10.1007/s10311-006-0068-8
105. Truong P. Gordon L. (2002) Vetiver grass for saline land rehabilitation under tropical and Mediterranean climate. Conference of Productive Use and Rehabilitation of Saline Lands National, Fremantle, Australia.
106. Truong PT. Van T. Pinners E (2009) Introduction to Vetiver Grass and Its Properties. In: Iranian Agricultural Science. (eds. Shoshtarian, S. and Tehranifar, A.) Iran, Tehran.
107. Vickers CE. Gershenzon J. Lerdau MT. Loreto F (2009). A unified mechanism of action for volatile isoprenoids in plant abiotic stress. *Nature Chemical Biology* 5:283-291. https://doi.org/10.1038/nchembio.158
108. Wang J. Liu X. Zhang X. Liang X. Zhang W (2011a). Growth

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷
DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

response and phytoremediation ability of Reed for diesel contaminant. *Procedia Environmental Sciences* 8:68-74. https://doi.org/10.1016/j.proenv.2011.10.013

109. Wang Z. Xu Y. Zhao J. Li F. Gao D. Xing B (2011b). Remediation of petroleum contaminated soils through composting and rhizosphere degradation. *Journal of Hazardous Materials* 190(1-3):677-685. https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2011.03.103
110. Wani AK. Akhtar N. Sharma A. El-Zahaby SA (2023). Fighting carcinogenesis with plant metabolites by weakening proliferative signaling and disabling replicative immortality networks of rapidly dividing and invading cancerous cells. *Current Drug Delivery* 20(4):371-386. https://doi.org/10.2174/1567201819666220414085606
111. Weisenseel MH. Dorn A. Jaffe LF (1979). Natural H^+ currents traverse growing roots and root hairs of barley (*Hordeum vulgare* L.). *Plant Physiology* 64(3):512-518. DOI: 10.1104/pp.64.3.512
112. Xu JM. Tang C. Chen ZL (2006). Cheimical composition controls residue decomposition in soils differing in initial pH. *Soil Biology and Biochemistry* 38(3):544-552. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.06.006
113. Xu RK. Coventry DR (2003). Soil pH changes associated with lupin and wheat plant materials incorporated in a red-brown earth soil. *Plant and Soil* 250:113-119. https://doi.org/10.1023/A:1022882408133
114. Yan F. Schubert S (2000). Soil pH changes after application of plant shoot materials of faba bean and wheat. *Plant and Soil* 220:279-287. https://doi.org/10.1023/A:1004712518406
115. Yao SS. Guo WF. Lu Y. Jiang YX (2005). Flavor characteristics of lapsang souchong and smoked lapsang souchong, a special Chinese black tea with pine smoking process. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53(22):8688-8693. https://doi.org/10.1021/jf058059i
116. Zhu BC. Henderson G. Chen F. Maistrello L. Laine RA (2001). Nootkatone is a repellent for Formosan subterranean termite (*Coptotermes formosanus*). *Journal of Chemical Ecology* 27(3):523-31. https://doi.org/10.1023/A:1010301308649

مقاله پژوهشی، صفحات ۲۹۷-۳۲۷

DOI: 10.22034/jpr.2026.8650.3417

Physiological responses of vetiver plant (*Chrysopogon zizanioides*) to oil drilling mud

Mehdi Nazari[1], Hamze Amiri[2]*, Sasan Mohsenzadeh[2]

[1.] Lorestan University, Faculty of Basic Sciences, Department of Biology.

[2.] Shiraz University, Faculty of Basic Sciences, Department of Biology.

*Corresponding Author Email: amiri_h_lu@yahoo.com

Abstract

Environmental pollutions is one of the most important concerns in the world. One of the most important pollutants are the compounds of crude oil and its products. The process of using plants to remove, degrade, or stabilize pollutants in contaminated lands or water environments is called phytoremediation. Vetiver herb is a multi-purpose plant whose various functions have been proven in the world. This plant has shown high tolerance to various environmental stresses such as drought, salinity, cold, heat, acidic conditions, heavy metals and petroleum compounds. In this research, Vetiver plant seedlings were planted in 0, 25, 50, 75 and 100% concentrations of oil drilling mud (Madpit) and its morphophysiological characteristics were investigated. The results showed that with increasing concentration of oil pollution, the amount of chlorophyll, carotenoid and growth characteristics of the aerial part and root decreased, while the content of proline and phenolic compounds increased. In this study, the amount of resistance of vetiver against the stress of petroleum compounds was significant, which seems to be due to the cross tolerance of stress. Vetiver's high capacity in stress tolerance and soil purification showed that this plant is a suitable option for multi-faceted phytoremediation projects.

Key words: oil pollution, proline, chlorophyll, phytoremediation, vetiver