



دانشگاه گوارزی و منابع طبیعی

مجله پژوهش‌های حفاظت آب و خاک

جلد بیستم، شماره دوم، ۱۳۹۲

<http://jwsc.gau.ac.ir>

## ارزیابی فراوانی اکتینوماست‌ها و جداسازی اکتینوماست‌های تجزیه‌کننده فیتات در اکوسیستم‌های خاکی مختلف

\* رضا قربانی نصرآبادی<sup>۱</sup>، حسینعلی علیخانی<sup>۲</sup>، جواد حامدی<sup>۳</sup>، باقر یخچالی<sup>۴</sup> و رالف گرینر<sup>۵</sup>

<sup>۱</sup>استادیار گروه علوم خاک، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، <sup>۲</sup>دانشیار گروه علوم خاک، دانشگاه تهران، <sup>۳</sup>دانشیار گروه میکروبیولوژی، دانشگاه تهران، <sup>۴</sup>دانشیار گروه میکروبیولوژی محیطی و صنعتی، پژوهشگاه ملی بیوتکنولوژی و مهندسی ژنتیک، تهران، <sup>۵</sup>گروه فن‌آوری مواد غذایی و مهندسی فرآیند زیستی، مؤسسه ماکس روبرنر، مؤسسه تحقیقات فدرال تغذیه و مواد غذایی، کارلروهه، آلمان

تاریخ دریافت: ۹۱/۲/۶؛ تاریخ پذیرش: ۹۱/۶/۲

### چکیده

اکتینوماست‌ها گروهی از میکروارگانیسم‌ها هستند که در طیف وسیعی از زیستگاه‌ها وجود داشته و در فرآیندهای مهمی دخالت دارند. بنابراین بررسی چگونگی توزیع آن‌ها در درک نقش اکولوژیک آن‌ها اهمیت بسیاری دارد. تعداد زیادی از میکروارگانیسم‌های خاک (از جمله اکتینوماست‌ها) قادرند اشکال مختلف فسفر آلی و معدنی نامحلول را به فرم محلول و قابل استفاده گیاه تبدیل نمایند. هدف از این پژوهش، بررسی فراوانی جمعیت اکتینوماست‌ها و جداسازی، غربال‌گری و ارزیابی فعالیت تجزیه‌کنندگی فیتات سدیم به‌وسیله این گروه از میکروارگانیسم‌ها با استفاده از روش‌های اسپکتروفتومتری و کروماتوگرافی مایع با فشار بالا (HPLC) بود. به این منظور ۹۷ نمونه خاک از زیست‌بوم‌های خاکی مختلف استان گلستان جمع‌آوری گردید. از محیط‌های گلیسرول آرژنینین آگار اصلاح شده (MGAA)، برای جداسازی اکتینوماست‌های متداول و MGA-SE اصلاح شده (MMGA-SE) برای جداسازی اکتینوماست‌های کمیاب تجزیه‌کننده فیتات استفاده شد. شمارش اکتینوماست‌ها نیز در محیط GAA انجام گرفت. تعداد اکتینوماست‌ها در کاربری‌های مختلف تفاوت معنی‌داری ( $P < 0.001$ ) با یکدیگر داشتند و اقلیم بر برخی خصوصیات خاک و جمعیت اکتینوماست‌ها مؤثر بود. بیش‌ترین تعداد اکتینوماست‌ها متعلق به اراضی زراعی آبی و کم‌ترین تعداد متعلق به اراضی مرتعی بود. ۴۶/۳ درصد از

\* مسئول مکاتبه: [rgnasr@yahoo.com](mailto:rgnasr@yahoo.com)

جدایه‌های مورد بررسی توانستند فسفر محلول را در محیط مایع آزاد نمایند. جدایه‌های منتخب دارای توانمندی تجزیه فیتات بوده و این فعالیت به شدت متأثر از ترکیب محیط کشت بود. مقدار نسبی تجزیه اینوزیتول هگزافسفات در جدایه‌های مختلف تفاوت قابل ملاحظه‌ای با یکدیگر داشتند به طوری که میزان تجزیه سوپسترا در محدوده ۹۵/۲-۱/۶۵ درصد قرار داشت.

**واژه‌های کلیدی:** اکتینومایست، آنزیم تجزیه‌کننده فیتات، فسفر، کاربری اراضی

### مقدمه

اکتینومایست‌ها گروهی از میکروارگانیسم‌ها هستند که در طیف وسیعی از زیستگاه‌ها وجود داشته و در فرآیندهای مهمی دخالت دارند (امبلی و استکبرانت، ۱۹۹۴). این باکتری‌ها در تجزیه مواد آلی (از جمله لیگنین و سایر پلیمرهای سخت تجزیه‌شونده) در خاک مؤثر بوده و می‌توانند ضایعات کشاورزی و صنعتی را تجزیه نمایند (کرافورد، ۱۹۸۸؛ مک‌کارتی و همکاران، ۱۹۸۷). متابولیت‌های به دست آمده از اکتینومایست‌ها مهم‌ترین منبع تولید فرآورده‌های بیوتکنولوژیک بوده و حدود ۸۵ درصد آنتی‌بیوتیک‌ها توسط این میکروارگانیسم‌ها تولید می‌شود. همچنین این باکتری‌ها منبع مهمی برای تولید آنزیم‌ها و فرآورده‌های فعال زیستی دیگر به شمار می‌روند (بول و همکاران، ۱۹۹۲؛ گودفیلو، ۱۹۸۸). هم‌اکنون اکتینوباکتری‌ها یکی از شاخه‌های اصلی در دومین باکتری‌ها می‌باشند. رده اکتینوباکتری‌ها شامل ۵ زیررده، ۹ راسته، ۵۵ خانواده، ۲۴۰ جنس و ۳۰۰۰ گونه می‌باشد.

بررسی چگونگی توزیع اکتینومایست‌ها در محیط درک نقش اکولوژیک آن‌ها اهمیت بسیاری دارد. در بسیاری از مطالعات نشان داده شده که گرچه ساختار جمعیت باکتریایی خاک تحت تأثیر پوشش گیاهی است اما خصوصیات خاک نقش مهم‌تری در این رابطه دارند (بوسیو و همکاران، ۲۰۰۵؛ گیروان و همکاران، ۲۰۰۳). نتایج بررسی تغییرات جمعیت میکروبی در اراضی زراعی، مرتعی و جنگلی نشان داد که اکتینوباکترها در مراتع و اراضی کشاورزی متداول‌ترند (لوبر و همکاران، ۲۰۰۹). همچنین با مقایسه جمعیت‌های باکتریایی اراضی جنگلی، مرتعی و نیشکر در هاوایی، برزیل و اکوادور مشخص شد که اکتینومایست‌ها در خاک‌های اراضی کشاورزی جزو بزرگ‌تری از جمعیت میکروبی را نسبت به اراضی جنگلی تشکیل می‌دهند (برک و همکاران، ۲۰۰۳). با توجه به بررسی‌های انجام گرفته به نظر می‌رسد پراکنش اکتینوباکترها با جمعیت باکتریایی کل که به وسیله خصوصیات خاک مثل pH

(فیرر و همکاران، ۲۰۰۹) و بافت (جلسومینو و همکاران، ۱۹۹۹) کنترل می‌شود، متفاوت بوده و مشابه قارچ‌ها است که با تبدیل اراضی جنگلی به کشاورزی افزایش می‌یابد (برک و همکاران، ۲۰۰۳؛ والدراپ و همکاران، ۲۰۰۰).

فسفر عنصری ضروری برای همه موجودات زنده است و این عنصر در اکوسیستم خاک، بیش‌تر محدودکننده رشد گیاهان می‌باشد. بهبود مدیریت چرخه فسفر به دلیل محدودیت ذخایر قابل استخراج آن ضروری به نظر می‌رسد. فسفر خاک می‌تواند به دو فرم آلی و معدنی وجود داشته باشد. در بسیاری از خاک‌ها مقدار به نسبت زیادی فسفر وجود دارد که در صورت قابل استفاده بودن، بیش از نیاز میکروارگانسیم‌های خاک و گیاهان است. ولی بخش اعظم فسفر خاک به صورتی است که به‌طور مستقیم قابل استفاده نیست. فسفر آلی معمولاً ۶۵-۲۹ درصد از فسفر کل خاک را تشکیل می‌دهد و میزان آن در برخی از خاک‌های آلی تا ۹۰ درصد نیز می‌رسد (هریسون، ۱۹۸۷).

اشکال فسفر در فاز معدنی، فرآیندهای فیزیکی شیمیایی جذب و واجذب و اثرات آن‌ها بر چرخه و قابلیت استفاده فسفر به خوبی شناخته شده و قابل پیش‌بینی است ولی اشکال آلی فسفر به‌طور کامل شناخته نشده و فرآیندهای زیستی (مثل معدنی شدن و آلی شدن) دینامیک فسفر را به مقدار متفاوت و بیش‌تر نامشخص، متأثر می‌سازند. همچنین اثرات متقابل دینامیک فسفر با کربن و نیتروژن نیز به خوبی شناخته نشده است. فراهمی فسفر معدنی در خاک به‌طور عمده به وسیله خصوصیات انحلال کانی‌های شامل فسفر (که به‌طور عمده به وسیله pH تعیین می‌شود) و نیز واکنش‌های تعادل محلول (جذب و واجذب) کنترل می‌گردد. در حالی که فراهمی فسفر به دست آمده از فسفر آلی به‌طور عمده تحت کنترل فعالیت میکروبی (معدنی شدن و هیدرولیز آنزیمی) می‌باشد. همانند گیاهان عالی، میکروارگانسیم‌ها این پتانسیل را دارند که محیط شیمیایی پیرامونی نزدیک خود را از طریق جذب و آزادسازی یون‌ها و مولکول‌های آلی و معدنی اصلاح نمایند (جونز و ابرگر، ۲۰۱۱).

مهم‌ترین ترکیبات فسفره آلی در خاک اینوزیتول فسفات‌ها، فسفولیپیدها و نوکلئیک اسیدها هستند (کوی کوامپویکس و موسین، ۲۰۰۵؛ ترنر و همکاران، ۲۰۰۲). فراوانی اینوزیتول فسفات‌ها در خاک بسیار متفاوت است. هر چند که آن‌ها معمولاً شکل غالب فسفر آلی خاک (با بیش از ۸۰ درصد فسفر آلی) را تشکیل می‌دهند (دلال، ۱۹۷۷). این ترکیبات شامل یک توالی از مونواسترهای فسفات، از اینوزیتول مونوفسفات تا اینوزیتول هگزاکیس فسفات بوده و به صورت استرئوایزومرهای مختلف (*D-chiro* و *neo scyllo myo*) دیده می‌شوند (سلی و باریریز، ۲۰۰۵).

تولید کشاورزی هنوز به کاربرد کود فسفره به دست آمده از سنگ فسفات بسیار وابسته است. به دلیل افزایش تقاضا و کاهش تدریجی منابع، پیش‌بینی می‌شود که احتمالاً ذخایر کنونی سنگ فسفات در طی ۱۰۰-۵۰ سال به پایان برسد (کوردل و همکاران، ۲۰۰۹). به علاوه، روند رو به رشد کشاورزی منجر به اشباع هم‌زمان تعداد زیادی از اکوسیستم‌ها با نیتروژن و فسفر شده است که نتیجه آن تخریب منابع خاکی، آبی و دریایی می‌باشد (تیلمن و همکاران، ۲۰۰۱). این نگرانی نیاز مبرم به درک بهتر از چرخه فسفر گیاه- خاک- میکروب را با هدف کاهش اتکاء به کودهای معدنی، کاملاً مشخص نموده و منجر به افزایش توجه نسبت به، به‌کارگیری میکروارگانیسم‌ها برای بهبود چرخه فسفر در اکوسیستم‌های کشاورزی شده است. پتانسیل برخی از میکروارگانیسم‌ها در افزایش قابل توجه چرخه فسفر آلی و معدنی (برای مثال از طریق انحلال منابع فسفره آلی و معدنی نامحلول) به خوبی شناخته شده است.

با توجه به آن‌که بخش قابل توجهی از فسفر کل خاک به فرم آلی می‌باشد، نقش میکروارگانیسم‌ها در تغییر و تبدیل فسفر را نباید فراموش نمود. به علاوه، میکروب‌ها همانند گیاهان به‌طور فعال یا غیرفعال پروتون‌ها، دی‌اکسیدکربن و متابولیت‌های آلی ثانویه (مثل قندها، آنیون‌های اسید آلی، اسیدهای آلی، آنزیم‌ها، فنل‌ها) را آزاد می‌کنند که ممکن است همه آن‌ها در انحلال فسفر از مواد معدنی خاک مشارکت داشته باشند. در این میان توانایی انحلال فسفر به وسیله اکتینومایست‌ها در سال‌های اخیر توجه زیادی را به خود معطوف نموده است (بارتو و همکاران، ۲۰۰۸؛ ال- ترابیلی و همکاران، ۲۰۰۸)، هر چند که پژوهش‌های یاد شده بر روی توانایی انحلال فسفات‌های معدنی نامحلول معطوف بوده است، زیرا این گروه از میکروارگانیسم‌ها نه تنها قادرند در محیط‌های دارای شرایط نهایی (خشکی، شوری و...) زنده بمانند بلکه برتری‌های بالقوه دیگری (از جمله تولید آنتی‌بیوتیک‌ها و ترکیبات شبه‌هورمون‌های گیاهی و...) را دارند که می‌توانند به‌طور هم‌زمان برای رشد گیاه مفید باشد (همدالی و همکاران، ۲۰۰۸). در سال‌های اخیر در کشور فعالیت‌هایی در مورد جداسازی اکتینومایست‌های بومی ایران انجام شده و گونه‌های جدید مانند *Streptomyces iranensis*، *Nocardia arvandica* و *Nocardia sinupersici* از خاک‌های کشور جدا شده است (حامدی و همکاران، ۲۰۱۰؛ حامدی و همکاران، ۲۰۱۱). ولی در همه این پژوهش‌ها توانمندی این باکتری‌ها از نظر فعالیت تولید آنتی‌بیوتیک مدنظر بوده و تاکنون پژوهشی در مورد نقش اکتینومایست‌های مفید در چرخه فسفر در ایران گزارش نشده است. همچنین بنا به اطلاعات ما تا زمان انتشار این مقاله، پژوهشی با هدف جداسازی و غربال‌گری اکتینومایست‌های تجزیه‌کننده فیتات انجام نشده است. نظر

به لزوم استفاده از میکروارگانسیم‌های بومی در کاربردهای کشاورزی، در این پژوهش، علاوه بر اندازه‌گیری خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک در زیست‌بوم‌های خاکی مختلف استان گلستان و شمارش جمعیت اکتینومایست‌ها، جداسازی اکتینومایست‌های تجزیه‌کننده فیتات از توده خاک (خاک غیرریزوسفری) نیز انجام شده است.

### مواد و روش‌ها

**جمع‌آوری نمونه‌های خاک:** ۹۷ نمونه خاک از عمق ۱۵-۰ سانتی‌متری زیست‌بوم‌های مختلف استان گلستان شامل خاک‌های جنگلی، اراضی مرتعی، اراضی کشاورزی دیم و آبی با رعایت اصول نمونه‌برداری میکروبی، جمع‌آوری گردید.

**تجزیه فیزیکی و شیمیایی خاک:** پس از انتقال نمونه‌های خاک به آزمایشگاه، همه نمونه‌ها به مدت ۷۲ ساعت هوا خشک گردیده و پس از کوبیدن از الک ۲ میلی‌متری عبور داده شدند. بافت خاک به روش هیدرومتری (بویکوس، ۱۹۶۲) تعیین گردید. اسیدیته خاک در گل اشباع و با استفاده از دستگاه pH متر و قابلیت هدایت الکتریکی با استفاده از هدایت‌سنج الکتریکی در عصاره اشباع اندازه‌گیری شد (پیچ و همکاران، ۱۹۸۷). کربن آلی با اکسیداسیون توسط دی‌کرومات پتاسیم اندازه‌گیری شد (نلسون و سامرز، ۱۹۸۲).

**جداسازی اکتینومایست‌های حل‌کننده فیتات:** برای جداسازی اکتینومایست‌های حل‌کننده فیتات، از نمونه‌های خاک جمع‌آوری شده از اکوسیستم‌های خاکی مختلف سری رقت تهیه گردید و بر روی محیط‌های MGAA (ال-نکیب و لچه والیر، ۱۹۶۳)، PSM (محیط غربال‌گری فیتاز) (کروویو و همکاران، ۱۹۹۸) و ISP2 (پریدهام و همکاران، ۱۹۵۷) اصلاح شده (MISP2) تلقیح گردید. برای جداسازی اکتینومایست‌های کمیاب حل‌کننده فیتات نیز از محیط MMGA-SE (نانومورا و اوهارا، ۱۹۷۱) استفاده گردید (جدول ۱). برای جداسازی اکتینومایست‌های متداول از تیمار هواخشک (۷۲ ساعت) و حرارت خشک (دمای ۴۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۱۶ ساعت) (ویلیامز و ولینگتون، ۱۹۸۲) و اکتینومایست‌های کمیاب از تیمار هوا خشک و حرارت خشک (دمای ۱۲۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه) استفاده گردید (نانومورا و اوهارا، ۱۹۷۱). پلیت‌ها در دمای ۲۸ درجه سانتی‌گراد و به مدت ۱۴ روز (برای اکتینومایست‌های متداول) و ۳۰ روز (برای اکتینومایست‌های کمیاب) گرماگذاری شد. کلنی‌هایی که از نظر مورفولوژیکی مشابه اکتینومایست‌ها و دارای هاله شفاف در اطراف کلنی بودند به‌عنوان حل‌کنندگان فیتات در نظر گرفته و پس از خالص‌سازی بر محیط ISP2 نگهداری شدند.

جدول ۱- محیط‌های جداسازی اکتینومایست‌های تجزیه‌کننده فیتات در این پژوهش (گرم بر لیتر).

PSM	MGAA	MISP2	MGA-SE
Sodium Phytate	۴ Arginine-HCl	۱ Malt extract	۱۰ Glucose
Glucose	۲۰ Glycerol	۱۲/۵ Yeast extract	۴ Soil extract
CaCl <sub>۲</sub>	۲ Sodium Phytate	۴ Sodium Phytate	۲ L-Asparagine
NH <sub>۴</sub> NO <sub>۳</sub>	۵ CaCl <sub>۲</sub>	۱ Glucose	۴ Sodium Phytate
KCl	۰/۵ NaCl	۱ CaCO <sub>۳</sub>	۲ MgSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O
MgSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O	۰/۵ MgSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O	۰/۵ Agar	۱۵ FeSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O
FeSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O	۰/۰۱ FeSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O	۰/۰۱ pH	۷/۴ CuSO <sub>۴</sub> . ۵H <sub>۲</sub> O
MgSO <sub>۴</sub> . H <sub>۲</sub> O	۰/۰۱ CuSO <sub>۴</sub> . ۵H <sub>۲</sub> O	۰/۰۰۱	MgSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O
Agar	۱۵ MgSO <sub>۴</sub> . H <sub>۲</sub> O	۰/۰۰۱	ZnSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O
pH	۷ ZnSO <sub>۴</sub> . ۷H <sub>۲</sub> O	۰/۰۰۱	Agar
	Agar	۱۵	pH
	pH	۷	۷/۴

شمارش جمعیت اکتینومایست‌های متداول: برای شمارش تعداد اکتینومایست‌های متداول، پس از انجام پیش‌تیمار دمایی ذکر شده در بالا، نمونه‌ها در ۳ محیط، نوترینت آگار، گلیسرول آرژینین آگار (GAA) (ال-نکیب و لچه‌والیر، ۱۹۶۳) و ISP2 (پریدهام و همکاران، ۱۹۵۷) به همراه دی‌کرومات پتاسیم ۱ درصد (w/v) (به میزان ۰/۲ درصد (v/v) یا سیکلوهگزیمید به میزان ۱۰۰ (میکروگرم بر میلی‌لیتر) کشت داده شد.

سوسپانسیون خاک بر روی محیط GAA، به مدت ۲ هفته در دمای ۲۸ درجه سانتی‌گراد گرماگذاری شد. پیش‌تیمار دمایی (دمای ۴۰ درجه سانتی‌گراد به مدت ۱۶ ساعت) به‌عنوان بازدارنده رشد سایر میکروارگانیسم‌ها مورد استفاده قرار گرفت. کلنی‌های با ظاهر خشک، شکننده و پودری به‌عنوان اکتینومایست در نظر گرفته شد و تعداد آن‌ها شمارش گردید.

سنجش میزان فسفر آزاد شده در محیط گلیسرول آرژینین مایع: پس از ۵ روز گرماگذاری در دمای ۲۸ درجه سانتی‌گراد، کشت‌ها ساتریفیوژ شدند (۷۰۰۰ گرم به مدت ۱۰ دقیقه) و ۵ میلی‌لیتر از مایع رویی عبور داده شده از کاغذ واتمن ۴۲ برای اندازه‌گیری فسفر استفاده شد. فسفر محلول در نمونه‌ها با استفاده از روش (مرفی و رایلی، ۱۹۶۲) و به روش رنگ‌سنجی اندازه‌گیری گردید. در این روش ابتدا معرف مخلوط، شامل ۵۰ میلی‌لیتر اسید سولفوریک ۲/۵ مولار، ۱۵ میلی‌لیتر محلول مولیبدات

آمونیموم (۰/۰۳۲ مولار)، ۳۰ میلی لیتر محلول اسید اسکوربیک (۰/۱ مولار) و ۵ میلی لیتر محلول پتاسیم آنتیموان تارتارات (۴/۴۷ میلی مولار) تهیه گردید. سپس ۵ میلی لیتر از مایع رویی و نیز ۸ میلی لیتر از معرف مخلوط داخل بالن ریخته و با آب دیونیزه به حجم ۵۰ میلی لیتر رسانیده شد. مقدار فسفر حل شده از طریق محاسبه مقدار فسفر محلول در نمونه‌های تلقیح شده با جدایه‌ها و شاهد (بدون تلقیح) و تفریق این دو مقدار از یکدیگر به دست آمد.

**سنجش فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده فیتات:** برای سنجش فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده فیتات از دو روش مختلف استفاده شد:

**الف- روش اصلاح شده هینونن و لاهتی (۱۹۸۱):** در این روش ۱۰ میلی لیتر از کشت سلولی سانتریفیوژ (۱۳۰۰۰ rpm) در دمای ۴ درجه سانتی‌گراد و به مدت ۳۰ دقیقه) شده و سپس مایع رویی برای اندازه‌گیری فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده فیتات مورد استفاده قرار گرفت.

ارزیابی اسپکتروفتومتری در حجم ۲ میلی لیتر و در دمای ۳۷ درجه سانتی‌گراد به مدت ۳۰ دقیقه و با استفاده از بافرهای (۷/۴ pH) Tris-HCl و استات سدیم (۵ pH) شامل فیتات سدیم ۱۰ میلی مولار انجام شد. واکنش با افزودن ۱/۵ میلی لیتر از معرف استن، اسید سولفوریک ۵ نرمال و آمونیموم مولبیدات ۱۰ میلی مولار (۱:۱:۲ حجمی / حجمی) متوقف شد. سپس ۱۰۰ میکرولیتر اسید سیتریک به آن اضافه گردید. فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده فیتات در طول موج ۳۵۵ نانومتر اندازه‌گیری شد. به منظور اندازه‌گیری فسفات آزاد شده، منحنی استاندارد با استفاده از غلظت ۵-۶۰۰ میلی مولار فسفات تهیه گردید. یک واحد فعالیت آنزیم تجزیه‌کننده فیتات، مقدار آنزیمی است که موجب آزادسازی یک میکرومول فسفات معدنی در دقیقه تحت شرایط آزمایشی گردد.

**ب- آنالیز تجزیه اینوزیتول هگزامفسفات به وسیله روش کروماتوگرافی مایع با فشار بالا (HPLC):** این ارزیابی براساس روش Association of Official Analytical Chemists 1990 Method No. 986.11 (AOAC) صورت گرفت. برای کمی کردن مقادیر مشتقات مختلف تجزیه اینوزیتول هگزامفسفات، کروماتوگرافی زوج یون با استفاده از Ultrasep ES 100 RP18 (۲×۲۵۰ میلی متر) (سندبرگ و آدرین، ۱۹۸۶) انجام و به منظور اسیدی نمودن محیط از اسید کلریدریک استفاده شد. ۲ میلی لیتر از محیط رقیق شده را (به نسبت ۱:۲۵) به ستون (۰/۷×۱۵ سانتی متر) شامل رزین AG1-X8, 100-200 mesh اضافه نمودیم. در مرحله بعد، ستون با ۲۵ میلی لیتر آب و ۲۵ میلی لیتر اسید کلریدریک ۲۵ میلی مولار شسته شد. سپس

میوانوزیتول فسفات با ۲۰ میلی‌لیتر اسید کلریدریک ۲ مولار رقیق گردید. به‌منظور تغلیظ محلول به‌دست آمده، از تبخیرکننده خلاء برای خشک کردن آن استفاده شد. ۱ میلی‌لیتر آب مقطر ۲ بار تقطیر برای حل کردن بقایا اضافه و ۲۰ میکرولیتر از نمونه به‌دست آمده با استفاده از Ultrasep ES 100 RP18 (۲×۲۵۰ میلی‌متر) کروماتوگرافی شد. ستون در دمای ۴۵ درجه سانتی‌گراد و با استفاده از ۰/۲ میلی‌لیتر در دقیقه شوینده شامل فورمیک اسید: متانول: آب: تترابوتیل آمونیوم هیدروکسید (۴۴:۵۶:۵:۱/۵ حجمی / حجمی)، pH ۴/۲۵ (سندبرگ و آدرین، ۱۹۸۶) راه‌اندازی گردید. مخلوطی از استرهای میوانوزیتول فسفات (IP3-IP6) به‌عنوان استاندارد استفاده شد.

**تجزیه آماری:** کاربری اراضی و اقلیم به‌عنوان مؤلفه‌های اصلی مؤثر بر جمعیت اکتینومایست‌ها و محیط در نظر گرفته شد. برای بررسی روابط بین تعداد اکتینومایست‌ها، خصوصیات خاک، کاربری اراضی و اقلیم و نیز مقایسه میانگین با استفاده از آزمون دانکن، نرم‌افزار SAS مورد استفاده قرار گرفت.

### نتایج و بحث

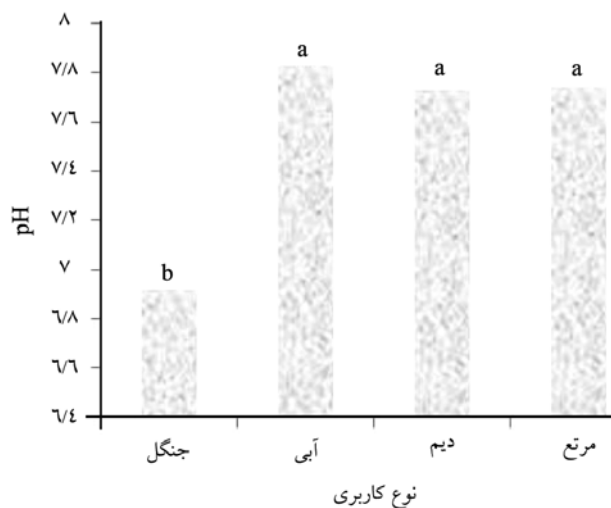
کاربری اراضی، خصوصیات خاک و رابطه بین خصوصیات خاک و تعداد اکتینومایست‌ها: نتایج سنجش‌های فیزیکی، شیمیایی و شمارش تعداد اکتینومایست‌های خاک نشان داد که کربن آلی، pH، EC، بافت خاک (درصد رس و شن) و جمعیت اکتینومایست‌های متداول خاک در کاربری‌های مختلف تفاوت معنی‌داری ( $P < 0/01$ ) داشتند. همچنین، در اقلیم‌های مختلف در همه فاکتورهای بالا به‌جز تعداد اکتینومایست‌ها ( $P < 0/05$ ) در سطح ۱ درصد ( $P > 0/01$ ) تفاوت معنی‌داری وجود داشت. بیش‌ترین مقدار کربن آلی خاک در اراضی جنگلی و بیش از ۴، ۵ و ۱۱ برابر اراضی زراعی آبی، دیم و مرتعی بود. کم‌ترین مقدار pH خاک مربوط به اراضی جنگلی، کم‌ترین و بیش‌ترین مقدار EC به‌ترتیب در اراضی زراعی دیم و مرتعی اندازه‌گیری شد. تعداد اکتینومایست‌های متداول در خاک‌های زراعی آبی بیش از سایر کاربری‌ها شمارش گردید و همچنین بیش‌ترین تعداد اکتینومایست‌های متداول مربوط به اقلیم نیمه‌خشک، بیش‌ترین pH در اقلیم خشک، بیش‌ترین EC در اقلیم نیمه‌خشک و بیش‌ترین مقدار کربن آلی در اقلیم مرطوب قرار داشت.

در این پژوهش فقط در اراضی مرتعی بین کربن آلی و تعداد اکتینومایست‌ها همبستگی مثبت ( $r = 0/53$  و  $n = 15$  و  $P < 0/01$ ) وجود داشت. همچنین EC ( $r = -0/60$  و  $n = 15$  و  $P < 0/001$ ) و pH



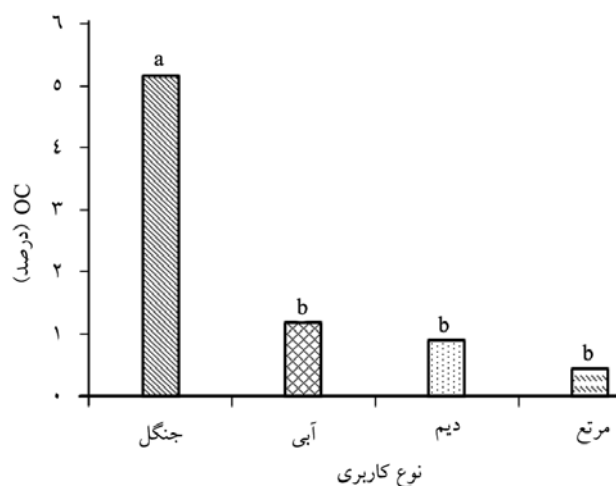
( $r = -0/59$ ,  $n = 15$  و  $P < 0/001$ ) دارای همبستگی منفی با تعداد اکتینومایست‌ها بودند ولی در سایر کاربری‌ها همبستگی بین فاکتورهای یاد شده و تعداد اکتینومایست‌ها مشاهده نشد. همبستگی نداشتن بین فاکتورهای خاک و تعداد اکتینومایست‌ها با یافته‌های کیست و تونکیا (۱۹۸۳) مطابقت داشت.

**مقایسه میانگین واکنش خاک در اکوسیستم‌های مختلف:** بررسی خاک کاربری‌های مختلف نشان داد که pH خاک در کاربری جنگل با اختلاف معنی‌داری ( $P < 0/01$ ) کم‌تر از سایر کاربری‌ها بود. میانگین pH خاک از ۶/۹۲ در کاربری جنگل به ۷/۸۶ در اراضی زراعی آبی افزایش یافته است (شکل ۱). نتایج به‌دست آمده با یافته‌های اسلام و ویل (۲۰۰۰) مطابقت دارد. به‌نظر می‌رسد در خاک‌های جنگلی یون‌های بازی شسته شده و بنابراین pH خاک کم‌تر از سایر نقاط است. فرآیندهای طبیعی مانند دی‌اکسیدکربن آزاد شده بر اثر تنفس ریشه گیاهان و تنفس میکروبی خاک را می‌توان به‌عنوان عوامل کنترل‌کننده pH خاک در نظر گرفت. بنا به نظر لوبر و همکاران (۲۰۰۸) تفاوت در pH ممکن است ناشی از چندین فاکتور از جمله نوع پوشش گیاهی، نوع خاک و نوع مدیریت بوده و بنابراین pH ممکن است به‌عنوان یک متغیر مناسب، بیانگر خصوصیات فیزیکوشیمیایی یک خاک باشد. همچنین نتایج به‌دست آمده از این پژوهش نشان داد که بین واکنش خاک و تعداد اکتینومایست‌ها همبستگی وجود ندارد.



\* در شکل حروف مشابه در سطح ۵ درصد معنی‌دار نمی‌باشند  
 شکل ۱- مقایسه میانگین مقادیر pH در کاربری‌های مختلف.

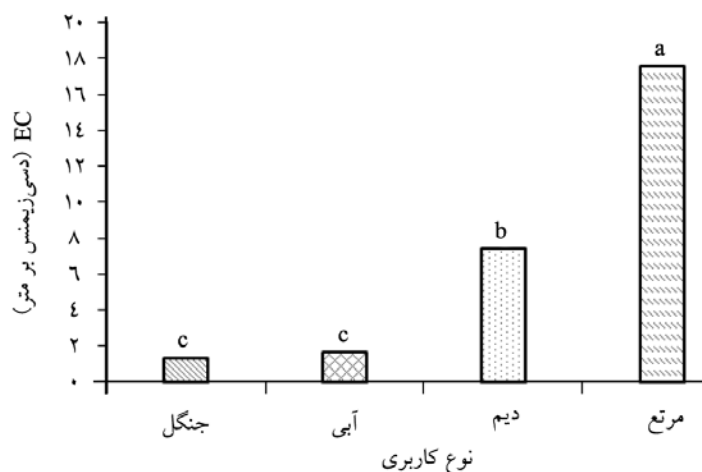
مقایسه میانگین کربن آلی خاک در اکوسیستم‌های مختلف: مقادیر میانگین کربن آلی خاک در نمونه‌های به‌دست آمده از کاربری‌های مختلف در شکل ۲ نشان داده شده است. همان‌گونه که مشاهده می‌شود میزان کربن آلی خاک از میانگین ۵/۱۷ درصد در اراضی جنگلی به ۱/۱۷ درصد در اراضی زراعی آبی تنزل یافته است. نتایج به‌دست آمده با یافته‌های پوگت و لال (۲۰۰۵) مطابقت دارد. بنا به نظر ناردی و همکاران (۱۹۹۶) خاک‌دانه‌های درشت در مناطق تحت کشت به‌دلیل عملیات شخم شکسته شده و مواد آلی خاک از حفاظت فیزیکی کم‌تری برخوردارند. به‌نظر می‌رسد این مسأله موجب اکسیداسیون سریع‌تر مواد آلی و کاهش مقدار آن در اراضی تحت کشت شده باشد. نتایج این پژوهش نشان داد که بین کربن آلی خاک و تعداد اکتینومایست‌ها فقط در اراضی مرتعی همبستگی مثبت ولی غیرمعنی‌داری ( $r = 0/53$ ،  $n = 15$  و  $P > 0/1$ ) وجود داشت.



\* در شکل حروف مشابه در سطح ۵ درصد معنی‌دار نمی‌باشند  
شکل ۲- مقایسه میانگین مقادیر کربن آلی در کاربری‌های مختلف.

مقایسه میانگین شوری خاک در اکوسیستم‌های مختلف: در شکل ۳ میانگین مقادیر شوری خاک در کاربری‌های مختلف نشان داده شده است. همان‌گونه که مشاهده می‌شود بیش‌ترین شوری خاک در اراضی مرتعی و کم‌ترین آن در اراضی زراعی آبی و جنگلی بوده که تفاوت معنی‌داری ( $P < 0/001$ ) با یکدیگر داشتند. بین شوری خاک و تعداد اکتینومایست‌ها فقط در اراضی مرتعی همبستگی منفی مشاهده شد.

مقادیر بیش از حد نمک‌ها منجر به طیفی از اثرات نامطلوب بر روی خصوصیات فیزیکی و شیمیایی و فرآیندهای بیولوژیک می‌گردد (کرن، ۲۰۰۰؛ لیانگ و همکاران، ۲۰۰۳) تخریب ناشی از شوری در خاک‌های اقلیم خشک با مقادیر اندک کربن آلی خاک مشخص می‌شود. نتایج به‌دست آمده از این پژوهش نشان می‌دهد که کم‌ترین مقادیر کربن آلی در اراضی مرتعی بوده که به‌طور عمده در اقلیم خشک قرار داشتند (شکل ۲). شوری زیاد اثر منفی قابل‌ملاحظه‌ای بر میکروارگانیسم‌های خاک دارد (یوان و همکاران، ۲۰۰۷). نتایج کنونی نیز نشان می‌دهد که کم‌ترین تعداد اکتینومایست‌ها در اراضی مرتعی بوده که این اراضی دارای بیش‌ترین شوری در بین کاربری‌های مختلف است.



در شکل حروف مشابه در سطح ۵ درصد معنی‌دار نمی‌باشند  
 شکل ۳- مقایسه میانگین مقادیر شوری خاک در کاربری‌های مختلف.

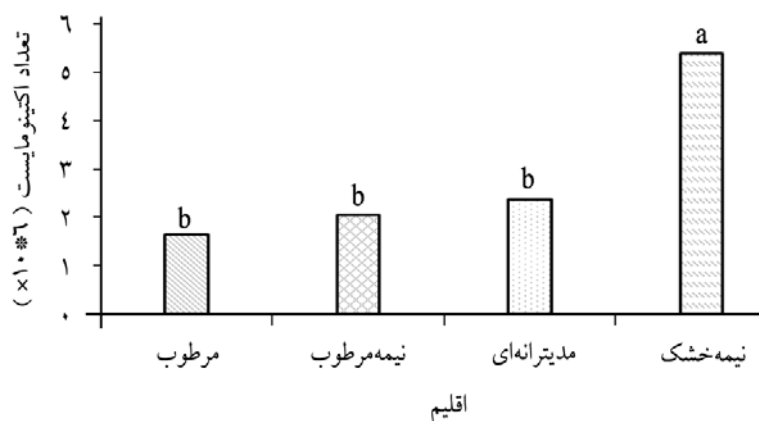
**تغییر جمعیت اکتینومایست‌ها در کاربری‌های مختلف:** تعداد اکتینومایست‌ها در خاک کاربری‌های مختلف در محیط GAA در شکل ۴ نشان داده شده است. در بین خاک‌های مطالعه شده کم‌ترین تعداد انواع متداول اکتینومایست‌ها در هر گرم خاک خشک اراضی مرتعی ( $7 \times 10^5$ ) و بیش‌ترین آن در اراضی زراعی آبی ( $2/86 \times 10^6$ ) شمارش گردید. همچنین در اراضی جنگلی میانگین تعداد اکتینومایست‌ها تفاوت معنی‌داری ( $P < 0/05$ ) با یکدیگر داشتند (شکل ۵).

بیش‌ترین تعداد اکتینومایست‌ها در اقلیم نیمه‌خشک و کم‌ترین تعداد آن‌ها در اقلیم مرطوب شمارش گردید. اکتینومایست‌ها به اندازه سایر باکتری‌ها تحت تأثیر شرایط نیمه‌خشک قرار نمی‌گیرند و سطوح به‌نسبت پایین رطوبتی را ترجیح می‌دهند. به‌طور کلی با خشک شدن خاک، واحدهای تشکیل‌دهنده کلنی اکتینومایست‌ها بالا باقی می‌مانند در حالی که میزان نسبی سایر باکتری‌ها به‌دلیل نبود تحمل به شرایط خشکی به‌طور منفی تحت تأثیر قرار می‌گیرند (الکساندر، ۱۹۷۷). میزان بالای اکتینومایست‌ها در خاک‌های خشک همچنین ممکن است به‌دلیل توان اسپورزایی تحت این شرایط باشد که می‌تواند مرگ جمعیت‌های میسلیمی این باکتری‌ها را جبران نموده و سبب حفظ تعداد واحدهای تشکیل‌دهنده کلنی اکتینومایست‌ها بر روی محیط‌های جداسازی شود (ال- ترابیلی و سیواسیتامپارام، ۲۰۰۶).

**اکتینومایست‌های حل‌کننده فیتات:** با مقایسه نتایج به‌دست آمده محیط گلیسرول آرژینین آگار برای بررسی نهایی انتخاب شد. علاوه بر آنکه میزان جداسازی اکتینو- مایست‌های تجزیه‌کننده فیتات (براساس شاخص ایجاد هاله شفاف) در محیط PSM و ISP2 پایین بود، محیط ISP2 به‌میزان زیادی دچار آلودگی قارچی شد. برای جداسازی تجزیه‌کننده‌های فیتات از پیش‌تیمارهای دمایی استفاده شد. از جمله مشکلات اصلی جداسازی اکتینومایست‌ها، لزوم جلوگیری از رشد باکتری‌های تند رشد و قارچ‌ها است. این میکروارگانیسم‌ها به‌خوبی بر روی محیط‌های متداول مورد استفاده برای جداسازی اکتینومایست‌ها رشد می‌نمایند. در پژوهش‌های مختلف از تیمارهای آنتی‌بیوتیکی ضدقارچ و ضدباکتری به این منظور استفاده شده است. ولی این کار می‌تواند موجب کاهش تعداد جدایه‌های اکتینومایست از نمونه‌ها شود به همین دلیل با توجه به حساسیت بیش‌تر باکتری‌ها و قارچ‌ها به دمای بالا، از پیش‌تیمار حرارتی در فرآیند غربال‌گری و جداسازی استفاده شد. این روش در سایر پژوهش‌ها از جمله ولینگتون و توت (۱۹۹۴) نیز مورد استفاده قرار گرفته است. در مورد اکتینومایست‌های کمیاب هیچ جدایه دارای توانایی ایجاد هاله بر روی محیط اصلاح شده MGA-SE دارای فیتات سدیم جداسازی نشد. به همین دلیل ابتدا اکتینومایست‌های کمیاب بر روی محیط MGA-SE جداسازی و سپس بررسی فعالیت تجزیه‌کنندگی فیتات در آن‌ها بر روی GAA اصلاح شده دارای فیتات سدیم انجام گرفت و به این ترتیب از نمونه‌های خاک، تعداد ۹۰ جدایه دارای هاله خالص‌سازی شد.



\* در شکل حروف مشابه در سطح ۵ درصد معنی دار نمی باشند  
 شکل ۴- مقایسه میانگین فراوانی اکتینومایست ها در کاربری های مختلف.



\* در شکل حروف مشابه در سطح ۵ درصد معنی دار نمی باشند  
 شکل ۵- مقایسه میانگین فراوانی اکتینومایست ها در اقلیم های مختلف کاربری جنگل.

از اکوسیستم های خاکی مختلف ۹۰ اکتینومایست دارای توانایی ایجاد هاله بر روی محیط گلیسرول آرزینین آگار، جداسازی گردید. به دلیل آن که برخی از جدایه های به دست آمده از یک خاک دارای شباهت مورفولوژیک بودند، از بین آن ها جدایه ای که دارای نسبت قطر هاله به قطر کلنی بیش تری بود

انتخاب گردید. بنابراین در نهایت توانایی حل فسفر آلی در مورد ۶۷ جدایه در محیط مایع انجام شد. از جدایه‌های منتخب برای بررسی در محیط مایع، ۲۹، ۳۶ و ۳۵ درصد به ترتیب به اراضی آبی، دیم و جنگلی تعلق داشتند. نمونه‌های خاک جمع‌آوری شده در اقلیم‌های مختلفی قرار داشتند. پراکنش جدایه‌های حل‌کننده فیتات در محیط جامد نیز متفاوت بود به طوری که ۱۷، ۴۶/۲۵، ۲۵/۳، ۱/۳ و ۱۰/۱۵ درصد جدایه‌ها به ترتیب از اقلیم مرطوب، نیمه‌مرطوب، نیمه‌خشک، خشک و مدیترانه‌ای جداسازی گردید.

میزان فسفر آزاد شده در محیط مایع به وسیله جدایه‌های مختلف: از بین ۶۷ جدایه منتخب، ۳ جدایه توانایی رشد در محیط پیش کشت را نداشتند (۲ جدایه متعلق به اراضی جنگلی و ۱ جدایه متعلق به اراضی دیم). همچنین ۴ جدایه (۳ جدایه از اراضی دیم و ۱ جدایه از اراضی زراعی آبی) نیز در محیط پیش کشت رشد به نسبت کمی داشته و پس از انتقال به محیط تخمیر نیز رشد مناسبی نداشتند. بیش‌ترین و کم‌ترین مقدار فسفر محلول آزاد شده به وسیله جدایه‌های به دست آمده از اراضی جنگلی به ترتیب ۲/۴۳۷ و ۰/۱، اراضی دیم ۱/۹۰۱۳۳۸ و ۰/۱۳۷۸۲۸ و در اراضی آبی ۰/۵۴۲۲۵۶ و ۰/۰۳۱۲ میلی‌گرم در لیتر بود. نتایج نشان داد که تفاوت معنی‌داری ( $P < 0/01$ ) بین مقادیر فسفر آزاد شده در محیط مایع وجود دارد. بیش‌ترین مقدار فسفر محلول آزاد شده مربوط به جدایه ۷۳ (جداسازی شده از اراضی جنگلی) و کم‌ترین آن متعلق به جدایه ۳۱ (جدا شده از اراضی دیم) بود. نتایج نشان داد که ۴۶/۲۷ درصد از جدایه‌های مورد بررسی توانستند فسفر محلول در محیط مایع آزاد نمایند. نتایج مربوط به میزان فسفر آزاد شده در محیط مایع در جدول ۲ نشان داده شده است.

بررسی توانایی تولید آنزیم فیتاز با استفاده از روش‌های اسپکتروفتومتری و HPLC: در بررسی‌های اولیه صورت گرفته با روش اسپکتروفتومتری در محیط MGAA با روش هینونن و لاهتی (۱۹۸۱) هیچ‌یک از جدایه‌های مورد بررسی توانایی تولید آنزیم را از خود نشان ندادند، به‌رغم آن‌که همه جدایه‌ها به‌خوبی در محیط یاد شده رشد نموده و فیتات سدیم به‌عنوان تنها منبع فسفر در این محیط وجود داشت. بنابراین تمامی جدایه‌ها از نظر توان تجزیه فیتات مورد بررسی قرار گرفتند. نتایج به دست آمده از HPLC نشان داد که ۱۲ جدایه مورد آزمایش دارای توان تجزیه اینوزیتول هگزا فسفات بوده ولی مقدار تجزیه آن در جدایه‌های مختلف تفاوت قابل ملاحظه‌ای با یکدیگر داشت. توانایی جدایه‌های مختلف در هیدرولیز اینوزیتول هگزا فسفات و تولید سایر مشتقات دفسفریله (اینوزیتول پنتا تا اینوزیتول تری فسفات) در طی

۱۰ روز رشد در محیط MGA با استفاده از HPLC اندازه‌گیری شد. مقدار نسبی تجزیه اینوزیتول هگزافسفات در جدایه‌های مختلف تفاوت قابل‌ملاحظه‌ای با یکدیگر داشتند و در محدوده ۹۵/۲-۱/۶۵ درصد قرار داشت بر این اساس جدایه‌ها به ۳ گروه متفاوت تقسیم‌بندی شدند. گروه اول، جدایه‌هایی که بیش از ۶۰ درصد اینوزیتول هگزافسفات را تجزیه نمودند شامل جدایه‌های ۳۹، ۴۳، ۴۵ و ۶۳. گروه دوم، جدایه‌هایی که کم‌تر از ۵۰ درصد و بیش از ۳۸ درصد اینوزیتول هگزافسفات را تجزیه نمودند شامل جدایه‌های ۴۷، ۴۸، ۵۰ و ۵۱. و گروه سوم که مقادیر بسیار ناچیزی از اینوزیتول هگزافسفات را تجزیه نمودند شامل ۴۴، ۴۶، ۶۸ و ۷۲.

جدول ۲- میزان فسفر آزاد شده (میلی‌گرم پاسکال بر لیتر) در محیط مایع به‌وسیله جدایه‌های مختلف.

شماره جدایه	میلی‌گرم پاسکال بر لیتر	شماره جدایه	میلی‌گرم پاسکال بر لیتر	شماره جدایه	میلی‌گرم پاسکال بر لیتر
۴	۰/۲۹۶ <sup>ijk</sup>	۳۱	۰/۰۱۳۷ <sup>m</sup>	۵۱	۱/۴۵۳ <sup>c</sup>
۵	۱/۹۰۱ <sup>b</sup>	۳۶	۰/۱۳۱۲ <sup>m</sup>	۶۱	۰/۱۱۲ <sup>lm</sup>
۱۲	۰/۱۲۴ <sup>lm</sup>	۳۹	۰/۴۱۱ <sup>hi</sup>	۶۲	۰/۰۷۴ <sup>lm</sup>
۱۴	۰/۵۴ <sup>h</sup>	۴۲	۱/۰۴۵ <sup>ef</sup>	۶۳	۰/۴۳۵ <sup>hi</sup>
۱۵	۰/۱۶۴ <sup>lm</sup>	۴۳	۱/۱۱۶ <sup>de</sup>	۶۶	۰/۹۳۴ <sup>f</sup>
۱۶	۰/۲۱۱ <sup>ijkl</sup>	۴۴	۱/۰۰۰۷ <sup>ef</sup>	۶۷	۱/۹۴ <sup>b</sup>
۲۰	۰/۲۱۲ <sup>ijkl</sup>	۴۵	۱/۴۷۴ <sup>c</sup>	۶۸	۰/۱۶۸ <sup>klm</sup>
۲۳	۰/۳۷ <sup>ij</sup>	۴۶	۱/۱۰۶ <sup>de</sup>	۷۲	۱/۳۶۶ <sup>c</sup>
۲۴	۰/۷۶۹ <sup>g</sup>	۴۷	۰/۹۸۴ <sup>ef</sup>	۷۳	۲/۴۳۷ <sup>a</sup>
۲۶	۰/۱۴ <sup>lm</sup>	۴۸	۱/۰۹۳ <sup>def</sup>		
۳۰	۰/۲۹۹ <sup>ijk</sup>	۵۰	۱/۲۰۹ <sup>d</sup>		

حروف مشابه نشان‌دهنده نبود تفاوت معنی‌دار ( $P < 0.05$ ) می‌باشد.

### نتیجه‌گیری

بیش‌تر گونه‌های اکتینوما ایست به‌دلیل آن‌که شرایط سخت و ویژه‌ای را برای رشد نیاز ندارند در طبیعت گسترش زیادی دارند و جزو مهمی از اکوسیستم خاک بوده که سازگاری‌های مورفولوژیک و فیزیولوژیک پیچیده‌ای را ایجاد کرده‌اند که قادرند در محیط خاک رشد نمایند (ویلیمز و ولینگتون،

۱۹۸۲). اکتینومایست‌ها می‌توانند تعداد بسیار متنوعی از ترکیبات آلی (از جمله پکتین، لیگنین، کیتین، کراتین، لاتکس، ترکیبات آروماتیک و...) را تجزیه کنند. با این وجود پژوهش‌های چندانی در مورد پتانسیل این گروه از میکروارگانیسم‌ها در تجزیه اینوزیتول فسفات‌ها که یک جزو اصلی از فسفر آلی خاک است صورت نگرفته است. گرچه انواع مختلفی از میکروارگانیسم‌های توانمند در تجزیه فیتات شامل مخمرها، قارچ‌ها، باکتری‌های گرم منفی و گرم مثبت از محیط‌های متنوع خاکی و آبی جداسازی شده‌اند ولی تنوع ذاتی در میکروارگانیسم‌های تجزیه‌کننده فیتات و فیتازهایی که تولید می‌نمایند نشان می‌دهد که انواع دیگری از میکروارگانیسم‌ها و فیتازها هنوز شناسایی نشده‌اند.

بنابر اطلاعات ما تاکنون گزارشی در مورد توانمندی اکتینومایست‌های خاک در تجزیه اینوزیتول فسفات‌ها به چاپ نرسیده است و به‌طور عمده توان تولید آنتی‌بیوتیک و تعدادی گزارش نیز در مورد توانایی انحلال فسفات‌های معدنی در آن‌ها وجود دارد. به همین دلیل اکتینومایست‌ها به‌عنوان گروهی ناشناخته از نظر توانمندی در تولید آنزیم‌های تجزیه‌کننده فیتات برای انجام این پژوهش برگزیده شدند. نتایج ما نشان داد که این گروه از میکروارگانیسم‌ها توان تولید آنزیم فیتاز را دارا می‌باشند.

#### منابع

1. Alexander, M. 1977. Introduction to soil microbiology, 2nd ed. Krieger Publishing Company, Malabar, FL.
2. Association of Official Analytical Chemists. 1990. Phytate in foods, anion-exchange method, No. 986.11. In Official Methods of Analysis, 15<sup>th</sup> ed., Association of Official Analytical Chemists, Arlington, Pp: 800-801.
3. Barreto, T.R., Da Silva, A.C.M., Soares, A.C.F., and De Souza, J.T. 2008. Population densities and genetic diversity of Actinomycetes associated to the rhizosphere of Theobroma cacao. Braz. J. Microbiol. 39: 464-470.
4. Bouyoucos, G.J. 1962. Hydrometer method improved for making particle size analysis of soils. Agron. J. 54: 464-465.
5. Bossio, D.A., Girvan, M.S., Verchot, L., Bullimore, J., Borelli, T., Albrecht, A., Scow, K.M., Ball, A.S., Pretty, J.N., and Osborn, A.M. 2005. Soil microbial community response to land use change in an agricultural landscape of Western Kenya. Microb. Ecol. 49: 50-62.
6. Burke, R.A., Molina, M., Cox, J.E., Osher, L.J., and Piccolo, M.C. 2003. Stable carbon isotope ratio and composition of microbial fatty acids in tropical soils. J. Environ. Qual. 32: 198-206.
7. Bull, A.T., Goodfellow, M., and Slater, J.H. 1992. Biodiversity as a source of innovation in biotechnology. Annu. Rev. Microbiol. 46: 219-252.



8. Celi, L., and Barberis, E. 2005. Abiotic stabilization of organic phosphorus in the environment, P 113-132. In: Turner, B.L., Frossard, E., Baldwin, D.S. (eds.) Organic phosphorus in the environment. CABI, Wallingford.
9. Cordell, D., Drangert, J.O., and White, S. 2009. The story of phosphorus: global food security and food for thought. *Glob. Environ. Change*, 19: 292-305.
10. Crawford, D.L. 1988. Biodegradation of agricultural and urban wastes, P 433-439. In: Goodfellow M. Williams Stand Mordarski M. (ed.), Actinomycetes in biotechnology. Academic Press, Ltd., London, United Kingdom.
11. Dalal, R.C. 1977. Soil organic phosphorus. *Adv. Agron.* 29: 83-117.
12. El-Nakeeb, M.A., and Leachevalier, H.A. 1963. Selective isolation of aerobic actinomycetes. *Appl. Microbiol.* 11: 75-77.
13. El-Tarabily, K.A., and Sivasithamparam, K. 2006. Non-streptomycete actinomycetes as biocontrol agents of soil-borne fungal plant pathogens and as plant growth promoters. *Soil Biol. Biochem.* 38: 1505-1520.
14. El-Tarabily, K.A., Nassar, A.H., and Sivasithamparam, K. 2008. Promotion of growth of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in a calcareous soil by a phosphate-solubilizing, rhizosphere-competent isolate of *Micromonospora endolithica*. *Appl. Soil Ecol.* 39: 161-171.
15. Embley, T.M., and Stackebrandt, E. 1994. The molecular phylogeny and systematics of the actinomycetes. *Annu. Rev. Microbiol.* 48: 257-289.
16. Fierer, N., Carney, K.M., Horner-Devine, M.C., and Megeonigal, J.P. 2009. The biogeography of ammonia-oxidizing bacterial communities in soil. *Microb. Ecol.* 58: 435-445.
17. Gelsomino, A., Keijzer-Wolters, A.C., Cacco, G., and Van Elsas, J.D. 1999. Assessment of bacterial community structure in soil by polymerase chain reaction and denaturing gel electrophoresis. *J. Microbiol. Methods*, 38: 1-15.
18. Girvan, M.S., Bullimore, J., Pretty, J.N., Osborn, A.M., and Ball, A.S. 2003. Soil type is the primary determinant of the composition of the total and active bacterial communities in arable soils. *Appl. Environ. Microbiol.* 69: 1800-1809.
19. Goodfellow, M., Williams, S.T., and Mordarski, M. (ed.) 1988. Actinomycetes in biotechnology. Academic Press Ltd. London, United Kingdom.
20. Hamdali, H., Bouizgarne, B., Hafidi, M., Lebrihi, A., Virolle, M.J., and Ouhdouch, Y. 2008. Screening for rock phosphate solubilizing Actinomycetes from Moroccan phosphate mines. *Appl. Soil Ecol.* 38: 12-19.
21. Hamdei, J., Mohammadipanah, F., Klenk, H.P., Potter, G., Schumann, P., Sproer, C., Von Jan, M., and Kroppenstedt, R.M. 2010. *Streptomyces iranensis* sp. nov., isolated from soil. *Int. J. System. Evol. Microbiol.* 60: 150. 4-9.
22. Hamdei, J., Mohammadipanah, F., Potter, G., Sproer, C., Schumann, P., Goker, M., and Klenk, H.P. 2011. *Nocardiopsis sinuspersici* sp. Nov., isolated from sandy rhizospheric soil. *Int. J. System. Evol. Microbiol.* 60: 2346-52.
23. Harrison, A.F. 1987. Soil organic phosphorus: a review of world literature. CABI, Wallingford.

24. Heinonen, J.K., and Lahti, R.J. 1981. A new and convenient colorimetric determination of inorganic orthophosphate and its application to the assay of inorganic pyrophosphatase. *Anal. Biochem.* 113: 313-317.
25. Islam, K.R., and Weil, R.R. 2000. Land use effects on soil quality in a tropical forest ecosystem of Bangladesh. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 79: 9-16.
26. Jones, D.L., and Oburger, E. 2011. Solubilization of Phosphorus by Soil Microorganisms, P 169-198. In: Büñemann E.K., Oberson, A. and Frossard, E. (Eds) *Phosphorus in action: Biological Processes in Soil Phosphorus Cycling*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg.
27. Keast, D., and Tonkia, C. 1983. Antifungal activity of Western Australian soil actinomycetes against *Phytophthora* and *Pythium* species and a mycorrhizal fungus, *Laccaria laccata*. *Aust. J. Biol. Sci.* 36: 191-203.
28. Keren, R. 2000. Salinity, P 3-25. In: Sumner, M.E. (Ed.), *Handbook of Soil Science*. CRC Press, Boca Raton.
29. Kerovuo, J., Lauraeus, M., Nurminen, P., Kalkinen, N., and Apajalahti, J. 1998. Isolation, characterization, molecular gene cloning and sequencing of a novel phytase from *Bacillus subtilis*. *Appl. Environ. Microbiol.* 64: 2079-2085.
30. Lauber, C.L., Hamady, M., Knight, R., and Fierer, N. 2009. Pyrosequencing based assessment of soil pH as a predictor of soil bacterial community structure at the continental scale. *Appl. Environ. Microbiol.* 75: 5111-5120.
31. Lauber, C.L., Strickland, M.S., Bradford, M.A., and Fierer, N. 2008. The influence of soil properties on the structure of bacterial and fungal communities across land-use types. *Soil Biol. Biochem.* 40: 2407-2415.
32. Liang, Y.C., Yang, Y.F., Yang, C.G., Shen, Q.Q., Zhou, J.M., and Yang, L.Z. 2003. Soil enzymatic activity and growth of rice and barley as influenced by organic matter in an anthropogenic soil. *Geoderma*, 115: 149-160.
33. Mc Carthy, A.J. 1987. Lignocellulose-degrading actinomycetes. *FEMS Microbiol. Rev.* 46: 145-163.
34. Murphy, J., and Riley, J.P. 1962. A modified single solution method for determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta*, 27: 31-36.
35. Nardi, S., Cocheri, G., and Dell Agnola, G. 1996. Biological activity of humus, P 361-406. In: Piccolo, A. (Ed.), *Humic Substances in Terrestrial Ecosystems*. Elsevier, Amsterdam.
36. Nelson, D.W., and Sommers, L.E. 1982. Total carbon, organic carbon, and organic matter, P 539-579. In: Page, A.L., Miller, R.H., Keeney, D.R. (Eds.), *Methods of Soil Analysis, Part 2. Chemical and Microbiological Properties*, 2nd ed.
37. Nonomura, H., and Ohara, Y. 1971. Distribution of actinomycetes in soil. X. New genus and species of monosporic actinomycetes in soil. *J. fermentation technology*, 49: 895-903.

38. Page, M.C., Sparks, D.L., Noll, M.R., and Hendricks, G.J. 1987. Kinetics and mechanisms of potassium release from sandy Middle Atlantic Coastal Plain soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 51: 1460-1465.
39. Pridham, T.G., Anderson, P., Foley, C., Lindenfelser, L.A., Hesselton, C.W., and Benedict, R.G. 1957. A selection of media for maintenance and taxonomic study of *Streptomyces*. *Antibiotics Ann.* Pp: 947-953.
40. Puget, P., and Lal, R. 2005. Soil organic carbon and nitrogen in a Mollisol in central Ohio as affected by tillage and land use. *Soil & Tillage Research*, 80: 201-213.
41. Quiquampoix, H., and Mousain, D. 2005. Enzymatic hydrolysis of organic phosphorus, P 89-112. In: Turner, B.L., Frossard, E., Baldwin, D.S. (Eds.) *Organic phosphorus in the environment*. CABI, Wallingford.
42. Sandberg, A.S., and Ahderinne, R. 1986. HPLC method for determination of inositol tri, tetra, penta, hexaphosphates in foods and intestinal contents. *J. Food Sci.* 51: 547-550.
43. Tilman, D., Fargione, J., Wolff, B., D'Antonio, C., Dobson, A., Howarth, R., Schindler, D., Schlesinger, W.H., Simberloff, D., and Swackhamer, D. 2001. Forecasting agriculturally driven global environmental change. *Science*, 292: 281-284.
44. Turner, B.L., Mc Kelvie, I.D., and Haygarth, P.M. 2002. Characterisation of water-extractable soil organic phosphorus by phosphatase hydrolysis. *Soil Biol. Biochem.* 34: 27-35.
45. Waldrop, M.P., Balser, T.C., and Firestone, M.K. 2000. Linking microbial community composition to function in a tropical soil. *Soil Biol. Biochem.* 32: 1837-1846.
46. Wellington, E.M.H., and Toth, I.K. 1994. Actinomycetes. p. 269-290 In: *Methods of Soil Analysis*. SSSA Book Series (No. 5.), Weaver, R.W., Angle, S., Bottomley, P., Bezdicek, S., Smith, S., Tabatabai, A. and Wollum, A. eds. Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin.
47. Williams, S.T., and Wellington, E.M.H. 1982. Actinomycetes, P 969-987. In: Page, A.L., Miller, R.H., Keency, O.R. (Eds.), *Methods of soil analysis, part 2, chemical and microbiological properties*, second ed. American Society of Agronomy/ Soil Science Society of America, Madison.
48. Yuan, B.C., Li, Z.Z., Liu, H., Gao, M., and Zhang, Y.Y. 2007. Microbial biomass and activity in salt affected soils under arid conditions. *Appl. soil ecol.* 35: 319-328.



Gorgan University of Agricultural  
Sciences and Natural Resources

*J. of Water and Soil Conservation, Vol. 20(2), 2013*  
<http://jwsc.gau.ac.ir>

## **Evaluation of actinomycetes abundance and isolation of phytate degrading actinomycetes in different soil ecosystems**

**\*R. Ghorbani-Nasrabadi<sup>1</sup>, H.A. Alikhani<sup>2</sup>, J. Hamed<sup>3</sup>,  
B. Yakhchali<sup>4</sup> and R. Greiner<sup>5</sup>**

<sup>1</sup>Assistant Prof., Dept. of Soil Science, Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, <sup>2</sup>Associate Prof., Dept. of Soil Science, University of Tehran, <sup>3</sup>Associate Prof., Dept. of Microbiology, University of Tehran, <sup>4</sup>Associate Prof., Dept. of Industrial and Environmental Biotechnology, National Institute of Genetic Engineering and Biotechnology, Tehran, <sup>5</sup>Dept. of Food Technology and Bioprocess Engineering, Max Rubner-Institute, Federal Research Institute of Nutrition and Food, Karlsruhe, Germany

Received: 04/25/2012; Accepted: 08/23/2012

### **Abstract**

Actinomycetes are widely distributed in different habitats and involved in important processes. Therefore, evaluation of their distribution is important in understanding their ecological role. Many soil microorganisms (including actinomycetes) are able to transform different forms of insoluble organic and inorganic phosphorus into a soluble form suitable for plant uptake. The objective of this study was enumeration of common actinomycetes and determination of their phytate degradation by spectrophotometry and High Performance Liquid Chromatography (HPLC) methods. Ninety seven soil samples were collected from different soil ecosystems from the province of Golestan, Iran. The initial screening was made on modified glycerol arginin agar (MGAA) to isolate common actinomycetes and modified MGA-SE (MMGA-SE) for rare actinomycetes. The enumeration of common actinomycetes was achieved on GAA. Actinomycetes colony formed on GAA in different land use was significantly different ( $P < 0.001$ ) and climate variation affected some soil factors and actinomycetes number. Irrigated cultivated and pasture soils had maximum and minimum number of actinomycetes, respectively. The phosphate release was confirmed in liquid culture for 46.3% of the isolates. The selected isolates showed phytate-degrading activity and their capabilities was strongly dependent on media composition. A huge variation in the capacity to degrade phytate (1.65-95.2%) among different isolates was observed.

**Keywords:** Actinomycetes, Phytate degrading enzyme, Phosphorus, Land use

---

\* Corresponding Author; Email: rgnasr@yahoo.com