



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

**“COMUNIDADES DE BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE
FÓSFORO PRESENTES EN LA ZONA DE RAÍCES DE *Prosopis
laevigata* Y *Parkinsonia praecox* DE ZAPOTITLÁN SALINAS,
PUEBLA”**

TESIS
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
BIÓLOGO

PRESENTA:
ISABEL ANTONIO LUNA

DIRECTOR DE TESIS: DR. SALVADOR RODRÍGUEZ ZARAGOZA

2015





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México y muy en especial a la facultad de estudios superiores Iztacala pues en sus aulas fue donde me forme y conocí gente maravillosa.

A la DGAPA-UNAM con los proyectos: PAPIIT IN217112 "Estructuración de comunidades microbianas en el suelo de leguminosas, cactáceas y costras biológicas de Zapotitlán Salinas, Puebla" y PAPIIT IN219914 "Distribución de las comunidades de las costras biológicas del suelo, asociadas a cambios en el tipo de vegetación, en un gradiente altitudinal, dentro de la reserva de la biósfera de Tehuacán-Cuicatlán" donde el Dr. Víctor Manuel Rivera Aguilar es el responsable, por el financiamiento otorgado para la elaboración de la presente investigación.

AL PROFESOR SALVADOR mi director de tesis por las notas interesantes del periodiquito de novedades, esas que siembran en uno el interés de querer saber un poco más.

A Angélica Serrano por siempre apoyarme, estar al pendiente y siempre considerarme.

Al Prof. Ramón por las pláticas caseras y por siempre darme su punto de vista desde otra perspectiva

A mis sinodales por compartir sus conocimientos en las revisiones y comentarios para llevar de una mejor manera este trabajo

*DR. Daniel Jesús Muñoz Iniestra
Mtro. Francisco López Galindo
Dr. Salvador Rodríguez Zaragoza
Dr. Víctor Manuel Rivera Aguilar
Dr. José Guillermo Ávila Acevedo*

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A MIS PADRES: por darme la vida y no perder la fe en mí.

Sr. Diego: Gracias papá por enseñarme a valerme por mi misma, por mostrarme el camino desde pequeña y por el enorme sacrificio que has hecho y sigues haciendo hasta hoy, fuiste tú quien me acerco a la UNAM y te lo agradezco de corazón. Te admiro y respeto, deseo que un futuro no muy lejano pueda compensar tanto esfuerzo tuyo.

Sra. Aurelia: Gracias mamá por tu incondicional apoyo y tu constante motivación por estar siempre al pendiente de mí, por creer y no dejarme desistir por abrazarme siempre y desvelarte con migo, este es solo un pequeño logro de tantos que te dedico. Eres la mujer más importante en mi vida y un gran ejemplo a seguir y la que nos une en casa Los AMO TANTO.

A MIS HERMANOS: que con el paso del tiempo y el sin fin de circunstancias (buenas y otras no tanto) hemos aprendido a convivir y a ser más familia cada día y aún nos falta mucho.

Fidel: Por los buenos momentos, las miles de historias, películas, comics, libros, travesuras y aventuras que solíamos compartir e incluso el gusto obsesivo por el limón te dedico este trabajo por la amistad que hubo y que no tiene por qué perderse y deseo que próximamente tengas realizados todos tus sueños y tus estudios.

Juana: Después de tanto tiempo encontré una amiga en TI alguien con quien hablar y reír e incluso llorar; gracias por ayudarme a hacerme más liviano un trago amargo ese que te acerco a mi te quiero mucho y me siento muy orgullosa de ti, tú me motivas a hacer más con toda la actitud.

A mis amigos

Mireya: A pesar del tiempo y la distancia aun te siento tan cerca; por las mil sesiones fotográficas, los paseos, la danza, la gimnasia, y la manera de ver la vida por esa compatibilidad y el amor a la biología, gracias por estar con migo por siempre brindarme tu hombro y tus palabras.

Daniela: Tantas cosas compartidas a distancia pero siempre cerca, ahí para escuchar y dejar volar la mente; compartiendo un punto de vista siempre distinto a lo usual.

Emilio: Eres un loco que siempre me estuvo jalando la oreja y hablándome con lo que es, porque las cosas se dicen por su nombre. Valedor se te estima mil.

Aarón: Que manera de conocerte eres un gran amigo que siempre está justo en el momento adecuado y cuando menos se te espera, gracias por escuchar tanta queja y problemas pero también gracias por hacerme parte de tus logros.

Abbid: Gracias por encontrarme, por convertirme en mi amigo, mi cómplice y mi COMPAÑERO por creer en mí y ver algo que ni yo sabía. Este también fue tu esfuerzo y tú tormento gracias por hacerme la carga más liviana porque para eso son los amigos. Te cielo!!

A todos los que me acompañaron dentro y fuera de las aulas a lo largo de este trayecto todas esas personas que me brindaron su amistad y apoyo a los compañeros de la carrera con quienes compartí las inolvidables prácticas, comidas y una que otra locura ustedes hicieron de este camino de aprendizaje una aventura: Nacho, Arturo, Ulises, Fer, Tomás, Laura, Dianam, Canijillo todos.. los de siempre”

A la banda micro que saco mucho de mí; a que si se puede, nunca es tarde y porque no, frases que siempre tendré presentes; aprendí a convivir, disfrute enormes banquetes y retome el gusto por el deporte fueron geniales y más que eso divertidas esas tardes de reta de Futbol, tocho y Básquet e inolvidables; se les agradece: Ana, Anahí, Cruz, Da, Eliceo, Erick, George, James, Lau, Samanta, Sandra. Fue una convivencia de otro mundo, el mundo micro.

Y por último y no menos importante los estudiosos de las zonas áridas Angélica, Abbid, Horacio, Chucho, Mario y el prof. Víctor por las pláticas y el apoyo inmenso y donde encontré mi gin que me saco miles de canas verdes y una que otra verdad pero siempre una plática productiva.

DEDICATORIA

A MI FAMILIA, AMIGOS Y A MÍ

ÍNDICE

| | |
|-------------------------|----|
| RESUMEN..... | 1 |
| INTRODUCCIÓN | 2 |
| ANTECEDENTES..... | 7 |
| HIPÓTESIS..... | 8 |
| JUSTIFICACIÓN | 9 |
| OBJETIVOS | 9 |
| MATERIAL Y MÉTODO | 10 |
| RESULTADOS..... | 16 |
| DISCUSIÓN | 36 |
| CONCLUSIONES | 43 |
| LITERATURA CITADA..... | 44 |
| ANEXOS..... | 51 |

RESUMEN

Las bacterias solubilizadoras de fósforo juegan un papel muy importante al hacer biodisponible al fósforo. El cual es un elemento esencial por ser un nutriente necesario para todas las formas de vida, pero su presencia en el suelo se encuentra limitada; En las zonas áridas este nutriente es un factor limitante, en particular en los suelos alcalinos pues estos tienden a inmovilizar este nutriente impidiendo así la asimilación por los organismos y por las plantas, lo que resulta en la deficiencia de ciertas actividades metabólicas y se refleja en la baja productividad de biomasa. Las funciones de las bacterias se encuentran afectadas por factores ambientales, especialmente bajo condiciones de estrés, tales como alta concentración de sales, pH y temperatura, condiciones que son predominantes en zonas áridas como es el caso de Zapotitlán Salinas, zona que además, presenta terrazas con suelos en varios estados de degradación. Dentro de los géneros bacterianos que tienen la capacidad solubilizadora se encuentran: *Pseudomonas*, *Mycobacterium*, *Micrococcus* y *Flavobacterium*. En este estudio se compararon las comunidades de bacterias solubilizadoras de fosforo presentes en la zona de raíces de 4 individuos de *Prosopis laevigata*, 4 de *Parkinsonia praecox* y 4 zonas de suelo desnudo en un gradiente de profundidad de 0 a 50cm con un intervalo de 10cm. en la temporada de lluvias. Se obtuvo que bajo *P. laevigata* en la primera profundidad (0-10 cm) se encontró el mayor número de UFC con actividad solubilizadora de fósforo, con un total de 62, 500 colonias por gramo de suelo. La presencia de las colonias activas disminuyó conforme aumento la profundidad en los tres microambientes; aunque estos valores no fueron significativos. En el interespacio también hubo presencia de UFC-a. En cuanto a la presencia de UFC-a con la ayuda de un análisis de similitud se pudo observar que dos profundidades distintas, una del microambiente de *P. praecox* (40-50) y una de *P. laevigata* (20-30) compartieron el 100% de su similitud indicándonos que ciertamente las raíces generan microambientes que favorecen la estabilidad en las colonias de bacterias

INTRODUCCIÓN

Las regiones áridas y semiáridas ocupan aproximadamente una tercera parte de la superficie terrestre (Selmants y Hart, 2010). En México abarcan el 54.3% de su territorio, principalmente se encuentran localizadas en la región central-norte (Cervantes 2002). Se caracterizan por presentar una precipitación anual menor a la potencial pérdida de la humedad por evaporación y transpiración, además de tener un clima el cual presenta temperaturas extremas y precipitaciones torrenciales, con una corta duración pero de gran intensidad (Vázquez *et al*, 2009).

La vegetación en este tipo de zonas puede distribuirse de manera discontinua en parches o mosaicos, debido a la escases de agua, dando origen a mecanismos de resistencia y/o adaptación a este tipo de estrés; la tolerancia que tiene la vegetación a estas condiciones extremas favorecen la existencia de una alta tasa de endemismo en este tipo de zonas (Cervantes, 2002; Vázquez *et al*, 2009). Bajo la copa de los árboles y arbustos se genera una distribución espacial heterogénea de los nutrientes formando microambientes que se han denominados como “islas de fertilidad”. Estas islas son sitios donde se generan condiciones favorables y se acumulan recursos que son aprovechados por diferentes organismos. En ellas se acumula materia orgánica y nutrientes como el carbono, nitrógeno y fósforo mediante la deposición y descomposición de hojarasca, restos vegetales, animales y exudados radiculares (García-Moya, 1970; Cervantes, 2002; Perroni, 2007).

El suelo se define como la parte superficial de la corteza terrestre, biológicamente activa, y se origina por la interacción de partículas minerales de varios tamaños con las raíces de las plantas y microorganismos, por ello puede contener materia orgánica, gases, agua y minerales disueltos (Paul y Clark, 1989; Bardgett, 2005). La zona de raíces es un sitio relevante del suelo; un entorno temporal y espacialmente variable donde existe una relación inversamente proporcional entre el número de microorganismos y la distancia a la raíz; es decir el número de éstos disminuye conforme se alejan de las raíces tanto de manera vertical como horizontal; ejerciéndose el efecto rizosférico que consiste en la influencia de

los exudados de las raíces (aminoácidos, ácidos grasos, nucleótidos, esteroides, azúcares, vitaminas y ácidos orgánicos) sobre los microorganismos, ya sea atrayéndolos para estimular su actividad o alejándolos. La magnitud de estos efectos depende de las características del crecimiento de las raíces (Paul y Clark, 1989; Killham, 1994; Giri *et al.*, 2005; Lugtenberg y Kamilova, 2009).

En la zona de raíces se realizan, de manera más activa, procesos como la fijación de nitrógeno y la mineralización y solubilización de los nutrientes. Contribuyendo así al flujo de energía y la reutilización de moléculas orgánicas e inorgánicas (Paul y Clark, 1989; Killham, 1994; Rennert *et al.*, 2010). Los suelos de las regiones áridas son susceptibles a la degradación por las breves ventanas de actividad biológica que se presentan ante las condiciones climáticas extremas que predominan, principalmente la escasez de agua. La erosión hídrica y eólica, así como las actividades humanas generan la degradación de estos ambientes; debido a los cambios en el uso de suelo y la pérdida de la cobertura vegetal; Lo que también produce el incremento de pérdidas de materia orgánica y biomasa microbiana (Lira *et al.*, 2007; Rodríguez-Zaragoza *et al.*, 2008). Sin materia orgánica y biomasa microbiana la disponibilidad de nutrientes puede variar incluso, disminuir drásticamente ya que esta última es la encargada de hacer biodisponibles los micronutrientes esenciales que limitan el desarrollo como lo son el nitrógeno y el fósforo.

La comunidad microbiana del suelo constituye un potencial metabólico latente que necesita las señales de las fuentes de energía y del sustrato para ser activados y que estos mismos tomen los nutrientes del suelo (los cuales se clasifican en macro y micronutrientes esto dependiendo de la cantidad en que sean requeridos) necesarios para la síntesis de su material celular y para la producción de energía. Dentro de los macronutrientes encontramos a O, H, C, N, S y P; la deficiencia o presencia excesiva de los nutrientes puede provocar una disminución de la biomasa microbiana y vegetal lo cual repercute sobre la fertilidad del suelo (Sylvia *et al.*, 1999; Giri *et al.*, 2005).

La distribución, el tamaño y composición de las comunidades de microorganismos del suelo de la zona de raíces se ven afectados por distintos factores a nivel de microambiente como son el clima, la estructura edáfica y el contenido de materia orgánica entre otros (Giri *et al.*, 2005a; Mendoza, 2003). Uno de los grupos de microorganismos más numerosos y de gran importancia en el suelo son las bacterias, con una alta diversidad y adaptaciones a casi cualquier ambiente. Se estima que se puede encontrar alrededor de 40 millones de células bacterianas en un gramo de suelo pertenecientes a un estimado de 10^4 especies (Haider y Schäffer, 2009).

Las bacterias son imprescindibles en el suelo, pues muchos de los pasos de los ciclos biogeoquímicos dependen de éstas (Glick, 2012). A las bacterias que se encuentran en la zona de raíces de las plantas se les conoce como bacterias rizosféricas y son componentes esenciales en el sistema edáfico, ya que no solo contribuyen en la disponibilidad de nutrientes, los cuales promueven el desarrollo vegetal, sino que también participan en la degradación de moléculas orgánicas de origen vegetal y animal que son fuente de carbono y energía, favorecen la tasa de germinación, el crecimiento de las raíces, incrementan el contenido de proteínas, funcionan como agentes de biocontrol y aumentan la tolerancia vegetal a factores que originan estrés (Bashan y de-Bashan, 2005; Glick, 2004; Jorquera *et al.*, 2008; Killham, 1994).

El fósforo (P) es un elemento indispensable para la productividad primaria después del agua y del nitrógeno (Whitford, 2002). Este elemento es la base de gran número de compuestos necesarios para los organismos, de los cuales los más relevantes son los fosfatos, que forman parte de las moléculas de DNA y RNA, además cumple una función fisiológica ya que participa en algunos pasos para la acumulación y liberación de energía durante el metabolismo celular mediante el ATP (Alexander, 1981; Haider, 2009; Rivera *et al.*, 2010; Paredes-Mendoza y Espinoza –Victoria, 2010).

El P es esencial para diversos procesos metabólicos ya que tiene efectos sobre la fotosíntesis, la fijación simbiótica de N, floración y fructificación, incluyendo la formación de semilla y el desarrollo de la raíz (Brady, 1984). Por ello es un factor limitante en las

zonas áridas en articular en los suelos alcalinos, pues estos tienden a inmovilizar este nutriente impidiendo así la asimilación por los organismos y por las plantas, lo que resulta en la deficiencia de ciertas actividades metabólicas y se refleja en la baja productividad de biomasa. Se inducen numerosos cambios en el metabolismo de la planta a bajos niveles de P. Entre el 96% y 99% del P edáfico se encuentra asociado a minerales y a la materia orgánica del suelo (Goldstein, 2003; Bobadilla y Rincón, 2008;). El restante 1% al 4% está inmovilizado en tejido microbiano y solo una pequeña parte se encuentra soluble (Brady, 1984).

El contenido de P en el suelo es de aproximadamente 0.04 a 0.12% y sólo 0.1% del total existe en una forma soluble disponible para la absorción por la planta (Rodríguez y Fraga, 1999; Ben *et al.*, 2009). Es por ello que la solubilización del fósforo es un proceso muy importante en el suelo de las zonas áridas. En el suelo los procesos de solubilización del fósforo se ven fuertemente influenciados por las variaciones en pH, temperatura, humedad, el crecimiento de las plantas y la actividad de sus raíces y por la acumulación de hojarasca y materia orgánica (Zhao *et al.*, 2009). Por ejemplo, el pH óptimo para que el ortofosfato sea asimilable es alrededor de 6.5 ya que disminuye la precipitación de los fosfatos de aluminio y calcio (Rodríguez y Fraga, 1999; Goldstein, 2003; Bobadilla y Rincón, 2008).

Entre el 29 y el 65% del fósforo orgánico presente en la superficie del suelo provienen de restos vegetales y animales; este tipo de fósforo tiende a ser adsorbido sobre las arcillas; mientras que el fósforo inorgánico se encuentra formando partes de minerales y se presenta como ortofosfatos (PO_4) derivados del ácido fosfórico (Bobadilla y Rincón, 2008).

Los fosfatos insolubles, incluyendo rocas fosfatadas, pueden ser transformados en formas solubles y disponibles para las raíces por acción de algunos microorganismos del suelo denominados como solubilizadores de fosfatos, tal como se observa en la **figura 1**.

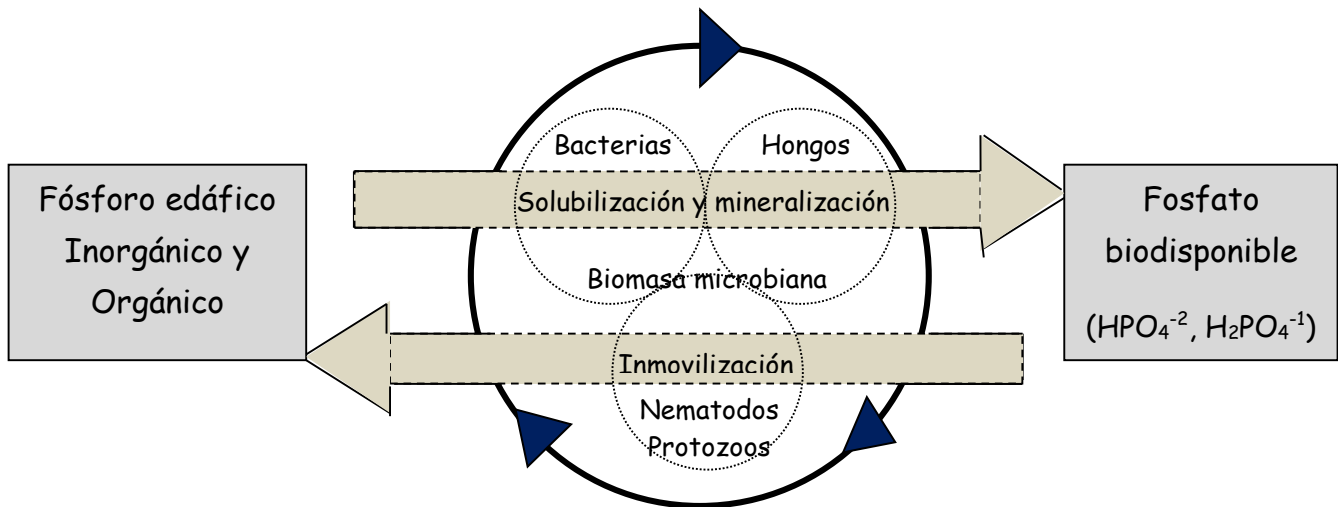


Figura 1. Representación esquemática de la movilización del fósforo en el suelo según Richardson (2003).

Entre los microorganismos que presentan esta actividad se encuentran las bacterias solubilizadoras de fósforo (BSP), entre estas se encuentran los géneros: *Burkholderia*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Pantoea*, *Erwinia* y *Rhizobium*. Estas bacterias solubilizan este nutriente en una gran proporción, por la secreción de una variedad de ácidos orgánicos de bajo peso molecular o por enzimas fosfatasas y lo liberan en cantidades superiores a las de sus propias demandas nutricionales (Rodríguez y Fraga, 1999; Rodríguez *et al.*, 2006). La producción de los ácidos orgánicos actúa sobre los compuestos insolubles de fosfato inorgánico como el fosfato tricálcico, fosfato dicálcico, hidroxiapatita y roca fosfórica (Goldstein, 2002; Kumari *et al.*, 2008; Paredes-Mendoza y Espinoza –Victoria, 2010; Glik, 2012).

ANTECEDENTES

Rodríguez y Fraga en 1999 encontraron que los géneros de bacterias como *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Rizobium*, *Agrobacterium*, *Micrococos*, *Flavobacterium* y *Erwina* presentan capacidad para solubilizar componentes de fosfatos inorgánicos insolubles como fosfato tricálcico dicálcico, hidroxapatita y roca fosfatada.

Kumar y colaboradores en 1999 caracterizaron 857 cepas de bacterias solubilizadoras de fósforo aisladas de un suelo con una temperatura que varía de los 48 °C a los 52°C, altos contenidos de sales y un pH que va de 8.5 a 11, obteniendo la muestra de tres sitios distintos: suelo sin raíz, la zona de rizósfera y del rizoplano de *Prosopis juliflora*.

Garbeva y colaboradores en el 2004 encontraron que el suelo y el tipo de planta son un factor clave que determina la diversidad y la estructura microbiana en el suelo, al analizar la relación que existe entre planta suelo y microorganismos.

Mendoza en el 2003 analizó el impacto que tiene la degradación del suelo de una zona árida en Tehuacán-Cuicatlán, Puebla sobre las comunidades de bacterias solubilizadoras de fosforo comparando una terraza en estado de degradación y una terraza conservada, encontró que sí existen diferencias significativas entre ambas zonas y que una mayor capacidad de campo, un mayor contenido de materia orgánica y un menor grado de compactación permiten la presencia de una mayor cantidad de bacterias totales y solubilizadoras de fósforo.

Perroni en el 2007 evaluó el papel funcional de los parches de vegetación de ambientes áridos y semiáridos, utilizando como modelos de estudio a dos especies vegetales formadoras de islas de fertilidad; *Parkinsonia praecox* y *Prosopis laevigata* comparando áreas sin influencia vegetal y áreas con parches de vegetación. Encontrando que las islas de fertilidad afectan las interacciones bióticas en la comunidad de plantas establecidas bajo su influencia y al parecer existen umbrales de limitación de recursos.

Glick en el 2012 encontró que las bacterias no presentan una distribución uniforme en el suelo y que tanto el número como el tipo de bacterias que se encuentran en los diferentes suelos son influenciadas por las condiciones ambientales incluyendo temperatura, humedad y la presencia de sales así como por el número y tipo de plantas que se encuentran en los suelos.

Serrano-Vázquez y colaboradores en el 2013 encontraron en una terraza aluvial degradada en Zapotitlán Salinas, Puebla. Donde arbustos de la misma familia forman microambientes diferentes, como es el caso de la zona de raíces de *Prosopis laevigata* y *Parkinsonia praecox*. Reportaron que las mejores condiciones microambientales las presentó *Prosopis laevigata*.

Por lo anterior en el presente estudio se planteó la siguiente pregunta:

¿CÓMO VARÍAN LAS COMUNIDADES DE BACTERIAS SOLUBILIZADORAS DE FÓSFORO PRESENTES EN LA ZONA RAÍCES DE *Prosopis laevigata* Y *Parkinsonia praecox* Y EL INTERESPACIO, EN CINCO DIFERENTES PROFUNDIDADES, DE UNA TERRAZA DEGRADADA DE ZAPOTITLÁN SALINAS, PUEBLA?

HIPÓTESIS

Se espera que el suelo bajo *P. laevigata* presente la mayor riqueza de especies de (UTO) bacterias solubilizadoras de fósforo, principalmente en los primeros diez centímetros de profundidad y que esta diferencia se mantenga ante la variación en los factores físicos y químicos, en la terraza degradada de Zapotitlán Salinas, Puebla.

JUSTIFICACIÓN

Uno de los factores que limitan la productividad primaria después del agua es el fósforo, ya que es un elemento indispensable en el desarrollo de la cubierta vegetal. Por lo que las bacterias solubilizadoras de fósforo forman una parte esencial en el flujo y reciclaje de este nutriente en el suelo de las zonas áridas. Por ello, es necesario entender los procesos de solubilización de fósforo, qué organismos los llevan a cabo y las condiciones en que estos lo realizan, ya que este conocimiento serviría como punto de partida para plantear soluciones sobre el manejo adecuado de los recursos edáficos y de los servicios ecosistémicos que proporciona la vegetación en las zonas áridas.

OBJETIVOS

General:

Analizar la distribución de las comunidades de bacterias solubilizadoras de fósforo presentes en tres microambientes (en la zona de raíces de *Prosopis laevigata*, *Parkinsonia praecox* y en el interespacio) y cómo se relacionan con la variación de las propiedades físicas y químicas del suelo en cinco profundidades (0-10, 10-20, 20-30, 30-40, 40-50 cm), de una terraza fluvial degradada de Zapotitlán Salinas, Puebla.

Particulares:

- Determinar la composición de las comunidades de bacterias totales y de bacterias con actividad solubilizadora de fósforo en los tres diferentes microambientes de una terraza degradada
- Determinar la variación de las siguientes propiedades edáficas: humedad, salinidad, pH, textura y ortofosfatos.
- Determinar la correlación entre las propiedades edáficas y las comunidades de bacterias solubilizadoras de fósforo.
- Analizar la similitud de las comunidades de bacterias con actividad solubilizadora de fósforo.

MATERIAL Y MÉTODO

Área de estudio

El presente estudio se realizó en las terrazas aluviales ubicadas en el municipio de Zapotitlán Salinas al sureste del estado de Puebla. Esta zona se encuentra dentro de la biosfera de Tehuacán- Cuicatlán, la cual abarca parte del territorio de Puebla y Oaxaca y es una región semiárida intertropical formada por efecto de la sombra orográfica de la sierra Madre Oriental. Zapotitlán Salinas se encuentra enclavado en la porción sur occidental del Valle de Tehuacán y comprende una superficie aproximada de 417 km², se ubica a los 18° 21' de latitud norte y 97°28' de longitud oeste **Figura 2** (Arias, 2001; Cervantes, 2002; López- Galindo, 2003).

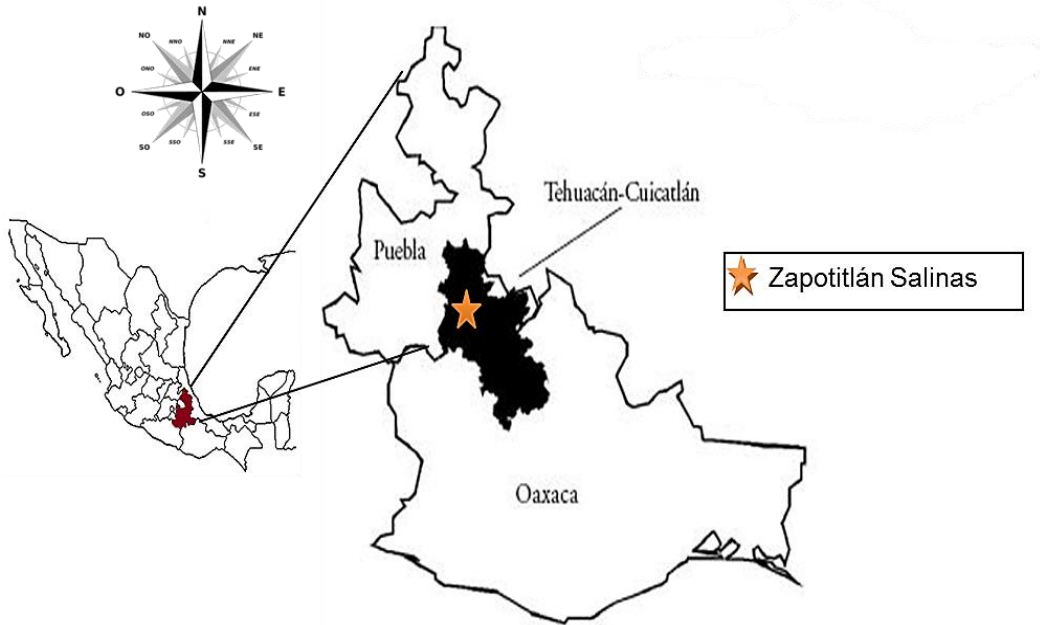


Figura 2. Mapa de la ubicación geográfica de Zapotitlán Salinas, en el estado de Puebla dentro de la reserva de Tehuacán-Cuicatlán (Casas *et al.*, 2001 modificado).

Zapotitlán Salinas presenta una variación altitudinal entre los 1420 y los 2600 msnm (Muñoz *et al.*, 2007). Las elevaciones propias de la Sierra de Zapotitlán que destacan son la de Atzingo y la de Miahuatepec al este, los cerros Pajarito y Chacateca al norte, el Cerro Corral de Piedra al sur y el Cerro de la Mesa al norte (Peña, 2008).

Se pueden encontrar una variedad de suelos en el área, los representativos son: litosoles (menos de 10 cm de espesor descansando sobre roca o tepetate y dominan el suroeste en

zonas montañosas), rendzinas (suelos muy fértiles, ideales para cultivos de raíces someras), vertisoles (suelos de textura arcillosa y pesada, que se agrietan cuando se secan) y regosoles (formados por material de suelo no aluvial reciente, son pobres en nutrientes e infértiles); de colores claros y deficientes en materia orgánica (Mendoza, 2003; López *et al.*, 2007; Peña, 2008).

El relieve del valle de Zapotitlán (**Figura 3**) es complejo y heterogéneo, las principales formas son elevaciones, piedemontes, planicies denudativas y estructurales; elevaciones menores y terrazas aluviales. Las terrazas aluviales se formaron por el transporte de sedimentos fluviales ricos en carbonato de calcio que han rellenado las partes bajas del valle (Muñoz *et al.*, 2007).

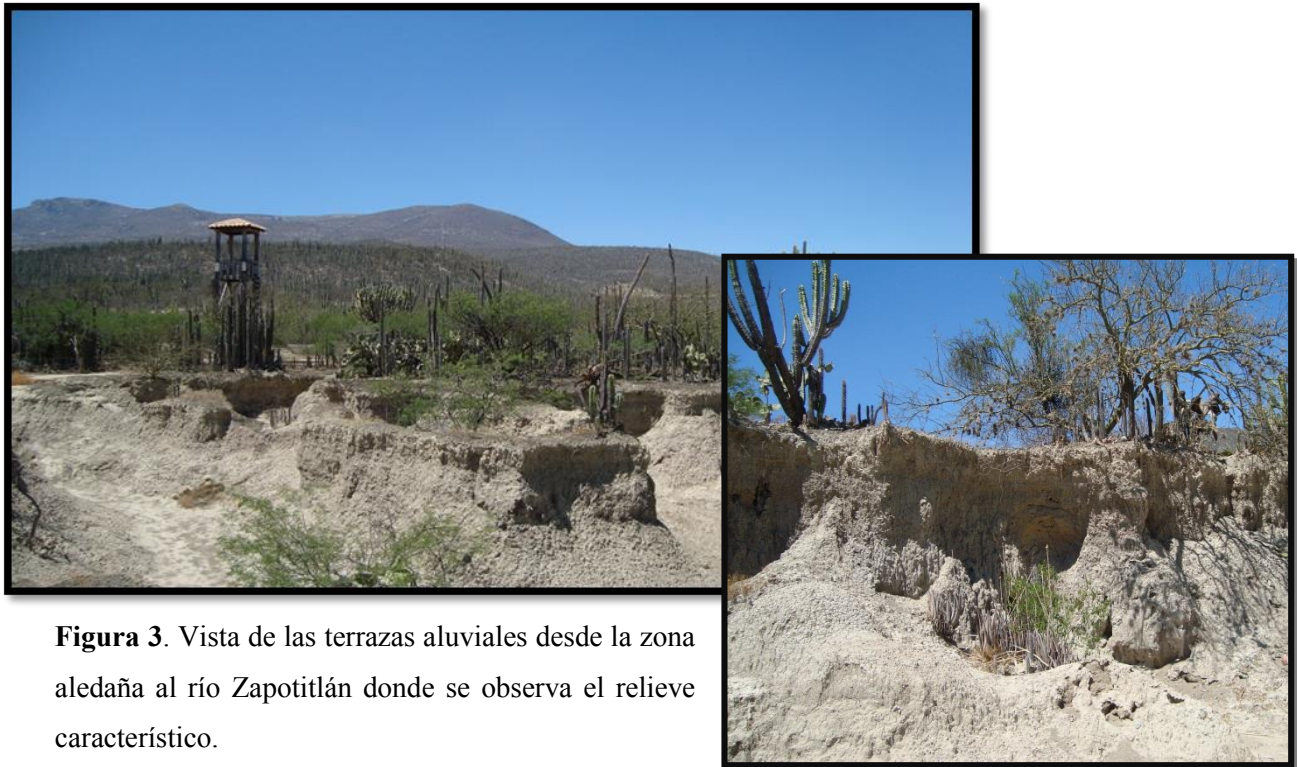


Figura 3. Vista de las terrazas aluviales desde la zona aledaña al río Zapotitlán donde se observa el relieve característico.

El clima de la región es seco semiárido con una marcada época de lluvias en verano, con dos máximos de lluvia (junio y septiembre) separados por una sequía interestival llamado canícula y un periodo largo de sequía donde las mayores temperaturas se han registrado durante el mes de mayo. La precipitación anual varía de los 380 a 450 mm y su promedio de temperatura anual es de 21.2 °C. Las lluvias son escasas e irregulares y cuando se

presentan, son de tipo torrencial; además, el suelo retiene muy poco el agua, provocando un escurrimiento rápido hacia los arroyos (Arias, 2001; López-Galindo *et al.*, 2003).

Se presenta una riqueza florística muy grande donde alrededor del 32% de las plantas conocidas en esta región son endémicas, es considerada como una región xerófila de acuerdo a la clasificación de Rezedowski y fue declarada reserva de la biosfera por la UNESCO en febrero de 1998. De las especies más comunes se encuentran *Prosopis laevigata* (mezquite), *Fouquieria formosa* (ocotillo), *Parkinsonia praecox* (palo verde) y *Beaucamea gracilis*. También hay musgos y muchas especies de plantas vasculares (Dávila *et al.*, 2002; Lira *et al.*, 2007).

Prosopis laevigata (mezquite) y *Parkinsonia praecox* (palo verde) forman islas de fertilidad y generan puntos calientes de actividad biológica (González-Ruiz *et al.*, 2007; Lira *et al.*, 2007; Perroni-Ventura *et al.*, 2010; Serrano-Vázquez *et al.*, 2013).

Toma de muestras

Las muestras de suelo se colectaron, en una terraza degradada ubicada sobre la cuenca del río salado en la reserva de la biosfera de Zapotitlán Salinas, Puebla en el mes de septiembre del 2008. Se obtuvieron de la zona de raíces de 4 individuos de *Prosopis laevigata*, 4 individuos de *Parkinsonia praecox* y 4 zonas de suelo sin cobertura vegetal (interespaicio) con un gradiente de profundidad de 0 a 50 cm en intervalos de 10 cm (0-10, 10-20, 20-30, 30-40, 40-50 cm de profundidad) con un nucleador de acero inoxidable de 10 cm de diámetro. Las muestras colectadas se colocaron en bolsas Ziploc®, previamente rotuladas y se guardaron en una hielera para ser transportadas al laboratorio de microbiología en la UBIPRO, FES Iztacala.

Análisis microbiológico

Aislamiento y cultivo de bacterias solubilizadoras de fósforo (BSP). De cada muestra se pesó 1g de suelo, y se colocó en tubos de ensaye con 10 ml de agua destilada estéril, se homogeneizó mecánicamente con vortex y se realizaron diluciones seriadas de 10^{-1} hasta 10^{-5} . Se inocularon 200 μ l de cada dilución en placas de agar Pikovscaya (Anexo 1), se incubaron a 23°C durante cinco días y se observó su crecimiento cada día (Mendoza,

2003); Se seleccionó la dilución de 10^{-4} como óptima para la determinación de la abundancia de las Unidades Formadoras de Colonias totales (UFC-t) ya que fue la dilución que permitió contabilizarlas adecuadamente. A partir de esta dilución se inocularon placas de agar Pikovscaya con cada muestra (por triplicado), por plaqueo y se incubaron a 23 °C por 5 días. El quinto día se realizó el conteo de UFC-t que crecieron en cada placa. Posteriormente se seleccionaron las colonias que presentaron actividad solubilizadora (esto se determinó por la presencia de halo solubilizador alrededor de la colonia **figura 7**) a las cuales se les determinó como Unidades Formadoras de Colonias con actividad solubilizadora (UFC-a). Estas cepas se aislaron y se cultivaron en medio Pikovscaya sólido. A cada colonia aislada con actividad solubilizadora visible se le realizó la tinción de gram y se describió su morfología colonial.

Identificación molecular de bacterias con actividad solubilizadora. La identificación se les realizó a las colonias que presentaron un halo de solubilización mayor a 4 mm y se identificaron mediante la secuenciación del gen 16S rDNA. Para lo cual se les extrajo su DNA a las colonias seleccionadas, a partir de cultivos puros en caldo Pikovscaya (incubado a temperatura ambiente a 200 rpm durante 72 h) con el Gen Elute™Bacterial Genomic DNA Kit (Sigma), siguiendo las instrucciones del fabricante. El DNA obtenido se utilizó como template para la amplificación del gen 16S rDNA. Para la amplificación se usaron perlas de reacción Pure Taq™Ready-To-Go™ y los siguientes iniciadores: F515 (5'-AGAGTTTGATCCTGGCTCAG-3') y R1492 (5'-TACCTTGTTACGACTT-3'), con las condiciones de amplificación reportadas por Serrano-Vázquez, 2013. Los productos amplificados se purificaron con el kit Ultraclean Gelspin DNA Extraction y se enviaron a secuenciar a la unidad de secuenciación de la UBIPRO, FES-I, UNAM. La edición de las secuencias se realizó con el programa Lasergene y se realizó un alineamiento múltiple con el programa ClustalW2.

Análisis fisicoquímicos del suelo

Las muestras de suelo se secaron a 110° C durante 72 h en una estufa Sheldon 300N.28TH. Cornelious 97113; posteriormente se tamizaron con una malla de 2mm de abertura y se almacenaron a 4°C hasta su análisis.

Se determinó la salinidad por conductividad eléctrica en solución acuosa utilizando Soluble salts tester marca Kelway modelo SST; Kel instruments CO., INC, de acuerdo con las especificaciones del fabricante. El pH se midió con un Conductronic pH120, pH Electrode BA17, Boeco, Germany, en solución acuosa con una proporción de 1:2.5 (Bates, 1954; Willarb et al., 1958 en Muñoz et al., 2013). La textura se determinó por el método del Hidrómetro de Bouyoucos (1962) (Muñoz et al., 2013), y los ortofosfatos extraídos con NaHCO₃ por el método de Olsen (Cajuste, 1986 en Muñoz, *et al.*, 2013).

Análisis estadístico

A los datos obtenidos de las UFC se les realizó una transformación logarítmica ya que presentaron una variación muy grande entre los valores; utilizando la siguiente fórmula (McCune y Grace, 2002):

$$b_{ij} = \log (x_{ij})$$

Para el análisis de los datos de porcentajes (arenas, limos y arcillas) se transformaron por medio de la fórmula de arcoseno (Podani, 2000; McCune y Grace, 2002).

$$b_{ij} = 2\pi * \arcsin(\sqrt{X_{ij}})$$

Con los datos obtenidos de los fisicoquímicos y de las abundancias de UFC-t, UFC-a de cada microambiente, por profundidad se obtuvo el promedio y se determinó su desviación estándar.

A estos datos se les realizó una prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov para un tamaño de muestra de más de 50 valores. Una vez realizada la prueba las variables que presentaron una distribución normal fueron analizadas mediante una ANOVA con el paquete estadístico Minitab 16. Los datos que no mostraron una distribución normal se les realizó una ANOVA de Kruskal-Wallis realizados con el programa SPSS versión 22[©].

Se determinó la correlación entre los factores fisicoquímicos y las UFC-a de cada microambiente por medio de un análisis de correlación por el coeficiente de Spearman con el paquete estadístico SPSS versión 22[©].

Para comparar las comunidades de BSP de los tres microambientes se hizo un análisis de agrupación (Cluster), por medio del coeficiente de Similitud de Sørensen, con el paquete estadístico *Primer6*[©].

RESULTADOS

Unidades Formadoras de Colonias totales (UFC-t)

Se presentaron variaciones significativas en el número de *UFC-t* entre microambientes, donde el valor más alto fue de 2, 515, 000 colonias por gramo de suelo, en *P. laevigata* de 0-10 cm de profundidad y en el interespacio se encontró el valor más bajo, el cual fue de 1, 245, 000 colonias por gramo de suelo, presentes en la profundidad de 30-40 cm; lo cual se muestra en la **figura 4**.

Los valores de *UFC-t* mostraron diferencias significativas tabla 4 ($P < 0.05$) entre los microambientes ($F=17.384$, $P= 0.001$). La prueba de Tukey (ver anexo) mostró que esta diferencia se encontró entre *P. laevigata* y el interespacio ($P= 0.001$) y entre *P. praecox* y el interespacio ($P= 0.001$) Por otra parte hubo diferencias significativas entre las profundidades ($F=2.835$, $P= 0.035$) de 0-10cm con 30-40 cm; pero no interacciones significativas entre microambientes con las profundidades ($F= 1.774$, $P= 0.108$).

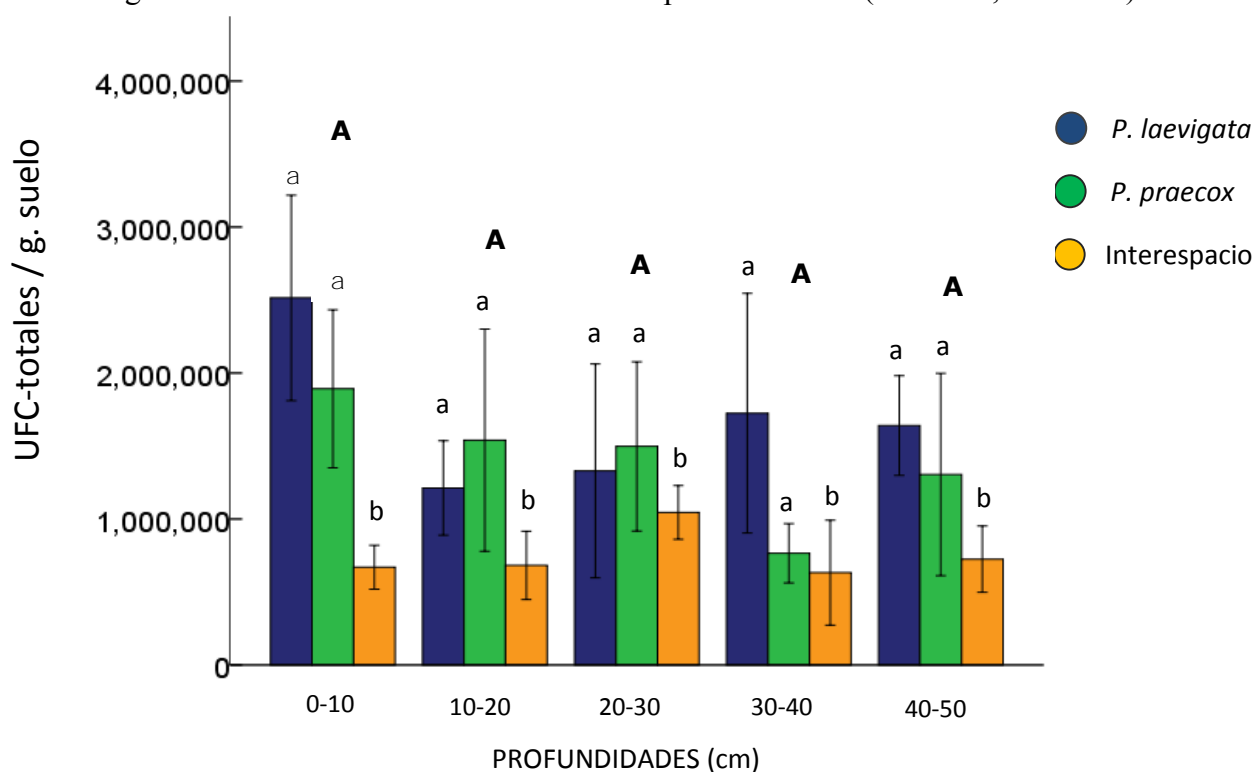


Figura 4.- Unidades Formadoras de Colonias totales (*UFC-t*) presentes en tres microambientes en un gradiente de profundidad de 0-50 cm (n=60). Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$), las letras mayúsculas entre profundidades y minúsculas entre microambientes.

UFC con actividad solubilizadora de fósforo (UFC-a)

Para las *UFC-a* se observó una variación solo en *P. laevigata* aunque ésta no fue significativa, la presencia de las colonias disminuyeron conforme aumentó la profundidad como se muestra en la **figura 5**; los microambientes de *P. praecox* y el interespacio presentaron el mismo patrón en ambos casos manteniendo una constante en todas las profundidades excepto en la última, donde la presencia de las colonias disminuyó notablemente. En la **figura 6** se muestran imágenes de algunas colonias aisladas.

El valor más alto se presentó en la profundidad de 0-10 cm con 62, 500 colonias por gramo en el microambiente de *P. laevigata* y el menor fue de 12, 500 colonias con actividad solubilizadora y se presentó en la profundidad de 40-50 cm en los tres microambientes.

Los valores de *UFC-a* no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$, ver **tabla 5**) entre los microambientes ($F=0.221$, $P= 0.983$), tampoco hubo diferencias significativas entre las profundidades. En la **tabla 1** se muestran una tabla con las características morfológicas de las colonias con actividad.

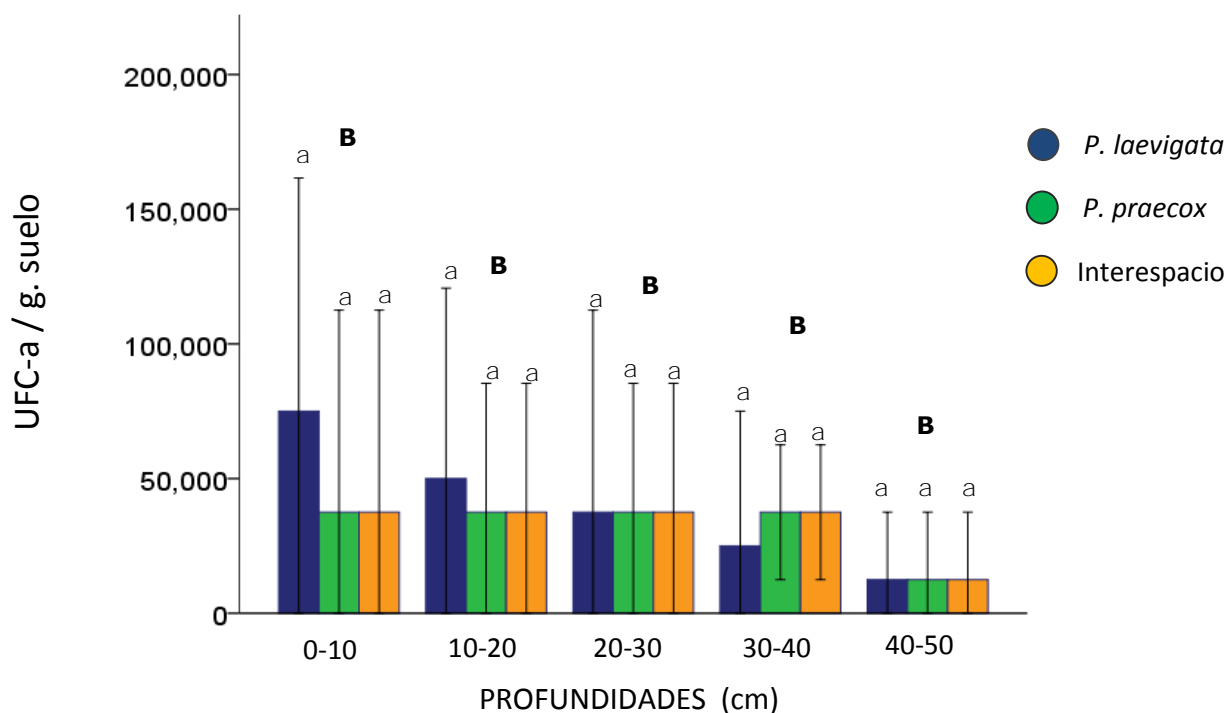


Figura 5.- Unidades Formadoras de Colonias con actividad solubilizadora (*UFC-a*) en tres microambientes en un gradiente de profundidad de 0-50 cm ($n=60$). Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$), las mayúsculas entre profundidades y minúsculas entre microambientes.

Tabla1.- Características morfológicas de las Unidades Taxonómicas Operativas (UTO) aisladas del suelo bajo el dosel de *P. laevigata*, *P. praecox* y del interespacio en un gradiente de profundidad de 0-50 cm en Zapotitlán Salinas.

| CLAVE DE LA COLONIA | FORMA MICROSCÓPICA | TINCIÓN DE GRAM | FORMA DE LA COLONIA | COLOR | SUPERFICIE | BORDE | ELEVACIÓN | CONSISTENCIA |
|-----------------------|--------------------|-----------------|---------------------|---------------------------|-----------------|----------|------------|--------------|
| 9-PL | COCO | - | PUNTIFORME | BEIGE | LISA | ENTERO | CONVEXA | MANTECOSA |
| 6m-PL | BACILO | - | IRREGULAR | BLANCA | LISA BRILLOSA | ONDULADO | CONVEXA | MUCOSA |
| 6-PL | COCO | + | CIRCULAR | CAFÉ, BORDE BEIGE | RUGOSA | ONDULADO | PULVINADA | DURA |
| 7-PL | FILAMENTOS | + | PUNTIFORME | BEIGE CON CENTRO GRISACEO | CON ELEVACIONES | ENTERO | UMBILICADA | DURA |
| 11-PL | BACILO | - | PUNTIFORME | AMARILLO | LISA BRILLOSA | ENTERO | CONVEXA | MUCOSA |
| 28-PP | FILAMENTOS | + | CIRCULAR | ANARANJADA | GRANULOSA | ENTERO | CONVEXA | DURA |
| 29-PP | BACILO | - | PUNTIFORME | BLANCA | GRANULOSA | ENTERO | ELEVADA | SUAVE |
| 30-PP | COCO | + | CIRCULAR | BEIGE | RUGOSA | ONDULADO | MONTICULAR | BLANDA |
| 36-PP | COCO | - | PUNTIFORME | BLANCA TRANSLICIDA | CON ELEVACIONES | ONDULADO | CONVEXA | MANTECOSA |
| 38-PP | FILAMENTO | + | CIRCULAR | AMARILLA MOSTAZA | CON ELEVACIONES | ONDULADO | UMBILICADA | DURA |
| 49-Inter | BASILO | + | CIRCULAR | BLANCA OPACA | CACARIZA | ENTERO | ELEVADA | DURA |
| 58-inter | BASILO | - | CIRCULAR | ROJO CON BORDE BEIGE | LISA | ENTERA | CONVEXA | MUCOSA |
| 58 ² -nter | BACILO | - | IRREGULAR | BEIGE | LISA BRILLOSA | ENTERO | CONVEXA | MUCOSA |
| 59-inter | BACILO | - | PUNTIFORME | AMARILLO CREMOSO | LISA BRILLOSA | ENTERO | CONVEXA | MUCOSA |

Las claves de las colonias son de acuerdo al número de muestra en las que se les recolectó, las letras que le siguen a los números indican el microambiente: PL:*Prosopis Laevigata*, PP:*Parkinsonia praecox* e inter:interespacio.

Morfologías coloniales de algunas bacterias aisladas con actividad solubilizadora

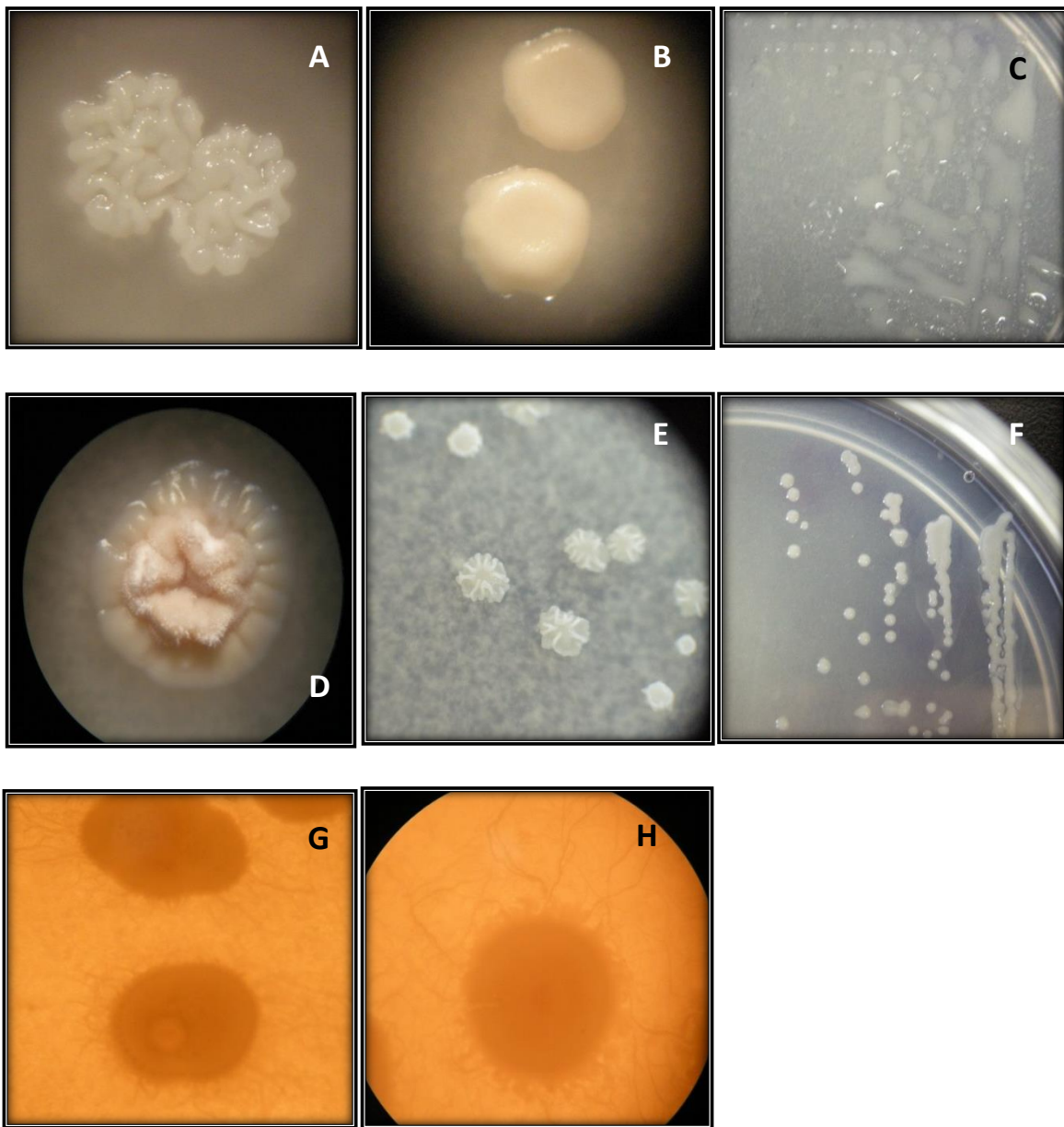


Figura 6.- En las imágenes se observa la variedad de algunas morfologías coloniales aisladas con actividad fosfato solubilizadora donde se aprecia un borde ondulado (A), elevaciones (D y E) el color de la colonia y las variedades de formas coloniales. En las imágenes G y H se observa a las colonias en un contraste de luz la cual nos deja observar más de talles de las mismas.

Ausencia-Presencia de las UFC-a por microambiente y profundidad

Tabla 2.- Colonias de bacterias con actividad solubilizadora de fosfato aisladas bajo el dosel de *P. laevigata*, *P. praecox* e interespacio en un gradiente de profundidad de 0 a 50 cm. Se muestra el nombre de las colonias identificadas (0: ausencia, 1: presencia).

| Clave de la colonia | <i>P. laevigata</i> | | | | | <i>P. praecox</i> | | | | | Interespacio | | | | |
|---|---------------------|----------|----------|----------|----------|-------------------|----------|----------|----------|----------|--------------|----------|----------|----------|----------|
| | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm |
| 2 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 6 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 6m <i>Sinorhizobium</i> | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 7 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 9 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 11 <i>Burkholderia sp</i> | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 28 <i>Streptomyces sp</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 29 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 30 <i>Streptomyces spinicoumarenis</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |

Las claves de las colonias se asignaron de acuerdo al número de muestra en las que se les recolectó.

Continuación de la tabla 2

| Clave de la colonia | <i>P. laevigata</i> | | | | | <i>P. praecox</i> | | | | | Interespacio | | | | |
|---|---------------------|-------------|-------------|-------------|-------------|-------------------|-------------|-------------|-------------|-------------|--------------|-------------|-------------|-------------|-------------|
| | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm | 0-10 cm | 10-20 cm | 20-30 cm | 30-40 cm | 40-50 cm |
| 36 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 38 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 49 <i>Microbacterium</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 |
| 58 <i>Serratia nematodiphila.</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 |
| 58 ² <i>Burkholderia fungorum</i> | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 |
| 59 <i>Burkholderia cenocepria</i> | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 |

Las claves de las colonias se asignaron de acuerdo al número de muestra en las que se les recolectó.

Identificación molecular de las UFC-a

La identificación molecular se realizó a partir de la amplificación y secuenciación del gen rDNA 16s a las cepas que mostraron la mayor actividad solubilizadora.

En la **figura 7** se muestran los resultados de cada cepa; donde la **cepa 11**, longitud de la secuencia 1430 bases muestra 99% de identidad con el gene 16S de *Burkholderia sp.* La **cepa 58**, longitud de la secuencia 1451 bases con 95% de identidad con el gene 16S de *Serratia nematodiphila*. La **cepa 59**, longitud de la secuencia 1435 bases con 96% de identidad con el gene 16S de *Burkholderia cepacia*. El análisis de alineamiento múltiple indica que las dos cepas de *Burkholderia* se identifican más en un grupo de nueve secuencias. En la **figura 9** se muestran las imágenes de estas tres colonias.



Figura 7.- Análisis filogenético de las cepas 11, 58 y 59 aisladas de los distintos microambientes las cuales se señalan con una flecha.

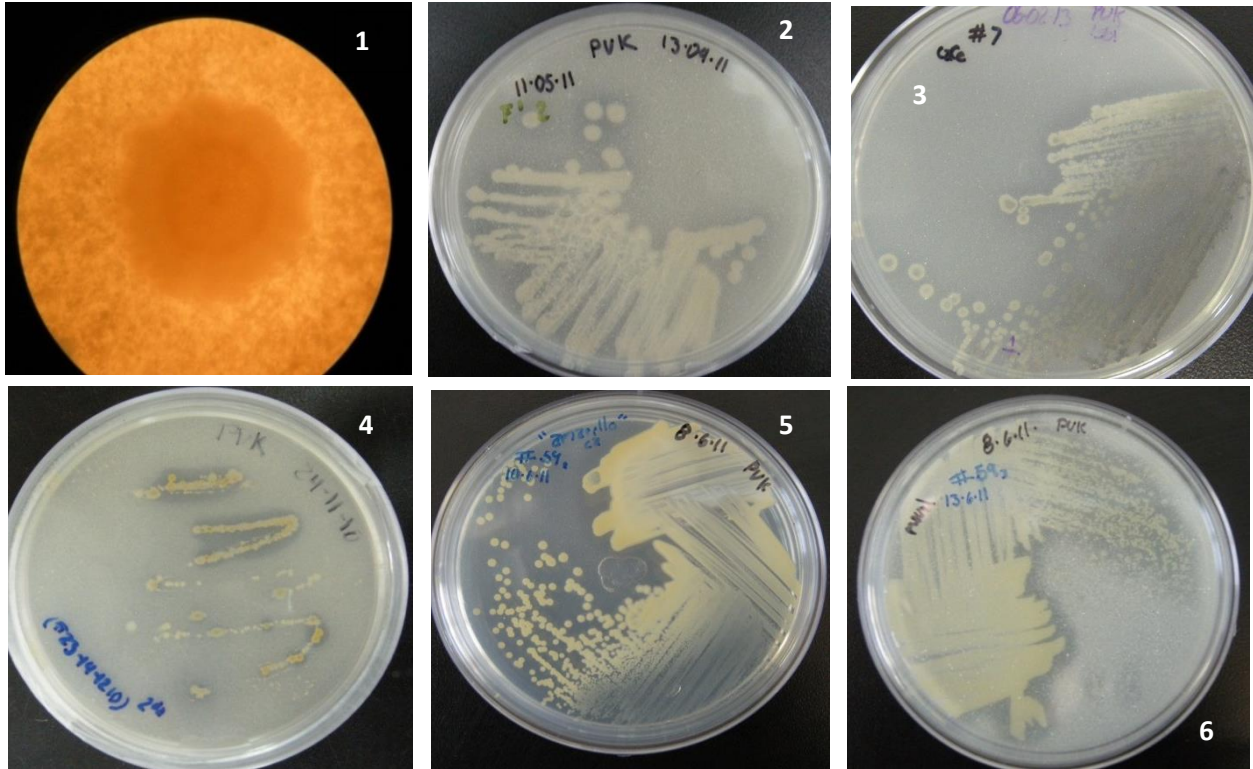


Figura 8.- Colonias aisladas donde se observa el halo que muestra la actividad solubilizadora. 1) Vista de una colonia aislada en un microscopio estereoscópico a contra luz donde se observan trazas de calcio (del medio PVK) del lado derecho se nota un contorno claro que demuestra la actividad solubilizadora de la misma. 2, 3, 4 y 6) halo de solubilización que se nota a simple vista en distintas colonias. En la imagen 5 se muestra que el medio es translucido aquí ya no se nota el halo puesto que la actividad de las colonias fue mucha y se consumió todas las trazas de fosfato de calcio; fotos tomadas con una cámara digital Nikon modelo COOLPIX P5.

Colonias identificadas

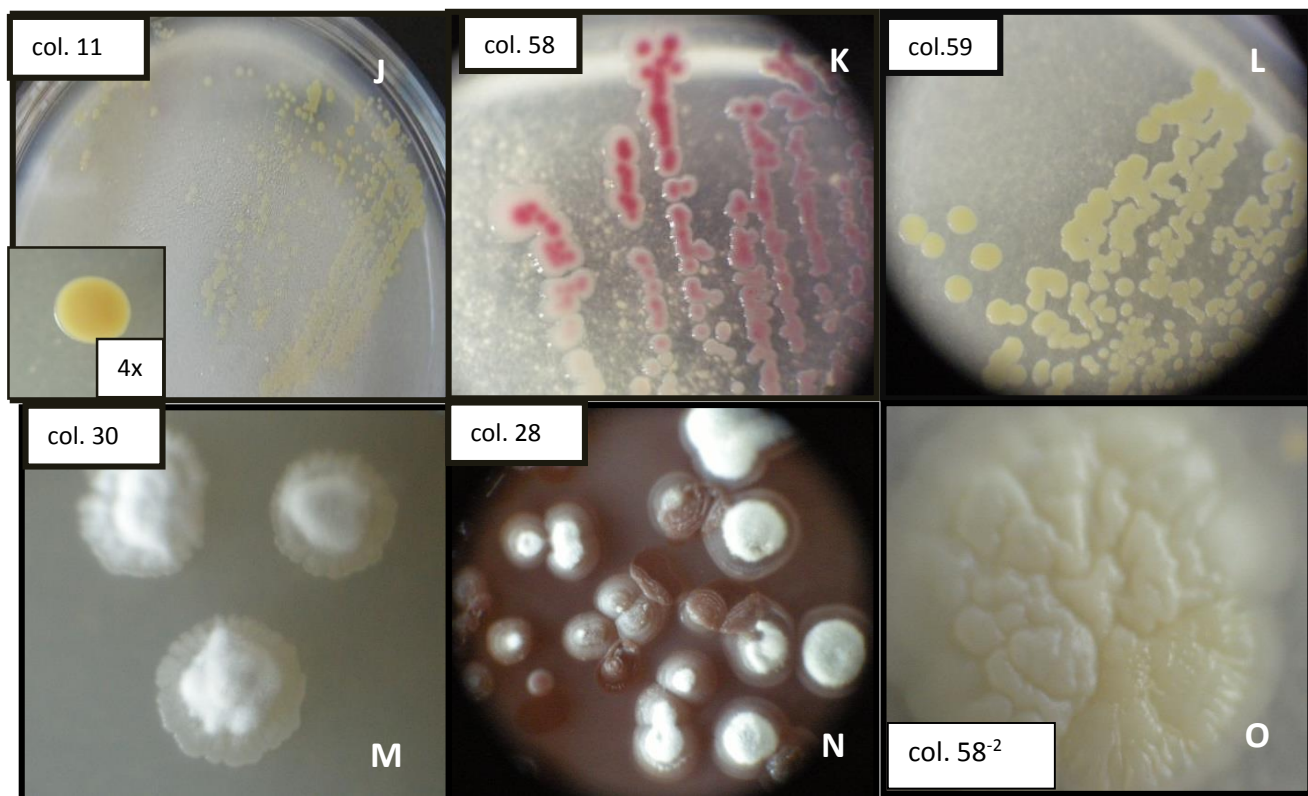


Figura 9.- Morfología colonial de bacterias las cuales fueron identificadas a partir de la amplificación y secuenciación del gen rDNA16s. En el recuadro superior izquierdo se muestra al número de colonia con el que se ubicaron:

J) *Burkholderia sp.* K) *Serratia nematodiphila*. L) *Burkholderia cepacia*., de la **figura 6** la letra A es *Sinorhizobium*, M y N) *Streptomyces* y O) *Burkholderia*

Propiedades físicas y químicas del suelo

Arenas

Los mayores porcentajes para los tres microambientes se presentaron en las dos primeras profundidades (0-10 y 10-20 cm) y estos disminuyeron ligeramente en las siguientes, y fueron similares entre sí, lo cual se observa en la **figura 10 a** (20-30, 30-40 y 40-50 cm).

El valor máximo de arenas se encontró en el interespacio con 47.8% en la segunda profundidad (10-20 cm), mientras que el valor mínimo fue de 22.5% y se presentó en *P. praecox* en la profundidad de 40-50 cm (**Anexo 2**).

Los datos obtenidos de arenas no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes ($F= 2.604$, $P= 0.850$) ni entre las profundidades ($F= 1.032$, $P= 0.401$), tampoco hubo interacciones significativas entre microambientes con las profundidades ($F= 0.498$, $P= 0.0.851$) (**Tabla 4**).

Limos

En la profundidad de 10-20 cm los tres microambientes mostraron valores similares, mientras que en las siguientes profundidades (20-30,30-40 y 40-50) hubo variación entre los microambientes, siendo más marcada en *P. praecox* (**figura 10 b**).

El valor más alto se presentó en la profundidad de 0-10 cm con 43.2%, mientras que el menor se encontró en la profundidad de 20-30 cm con 22.4%, ambos porcentajes para *P. praecox* (**Anexo 2**).

Los datos obtenidos de limos no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes ($P= 0.086$) ni entre las profundidades ($P= 0.534$) (**Tabla 5**).

Arcillas

Los valores más altos en los tres microambientes se presentaron en las dos últimas profundidades (30-40 y 40-50 cm) siendo ligeramente menor en las primeras, se observaron variaciones en las profundidades de 10-20, 20-30 y 30-40 cm siendo más marcado en *P. praecox* e interespacio, lo cual se observa en la **figura 10 c**.

El valor más alto se presentó en *P. praecox* con 27.7% de arcillas en la profundidad de 40-50 cm y el valor más bajo fue de 16% en el interespacio en la profundidad 20-30 cm (Anexo 2).

Los datos obtenidos de arcillas no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes ($P = 0.191$) pero si se presentaron diferencias significativas entre las profundidades ($P = 0.008$) 30-40cm con la profundidad de 10-20cm ($P = 0.003$) y la profundidad de 40-50 con la de 10-20 ($P = 0.005$) (Tabla 5).

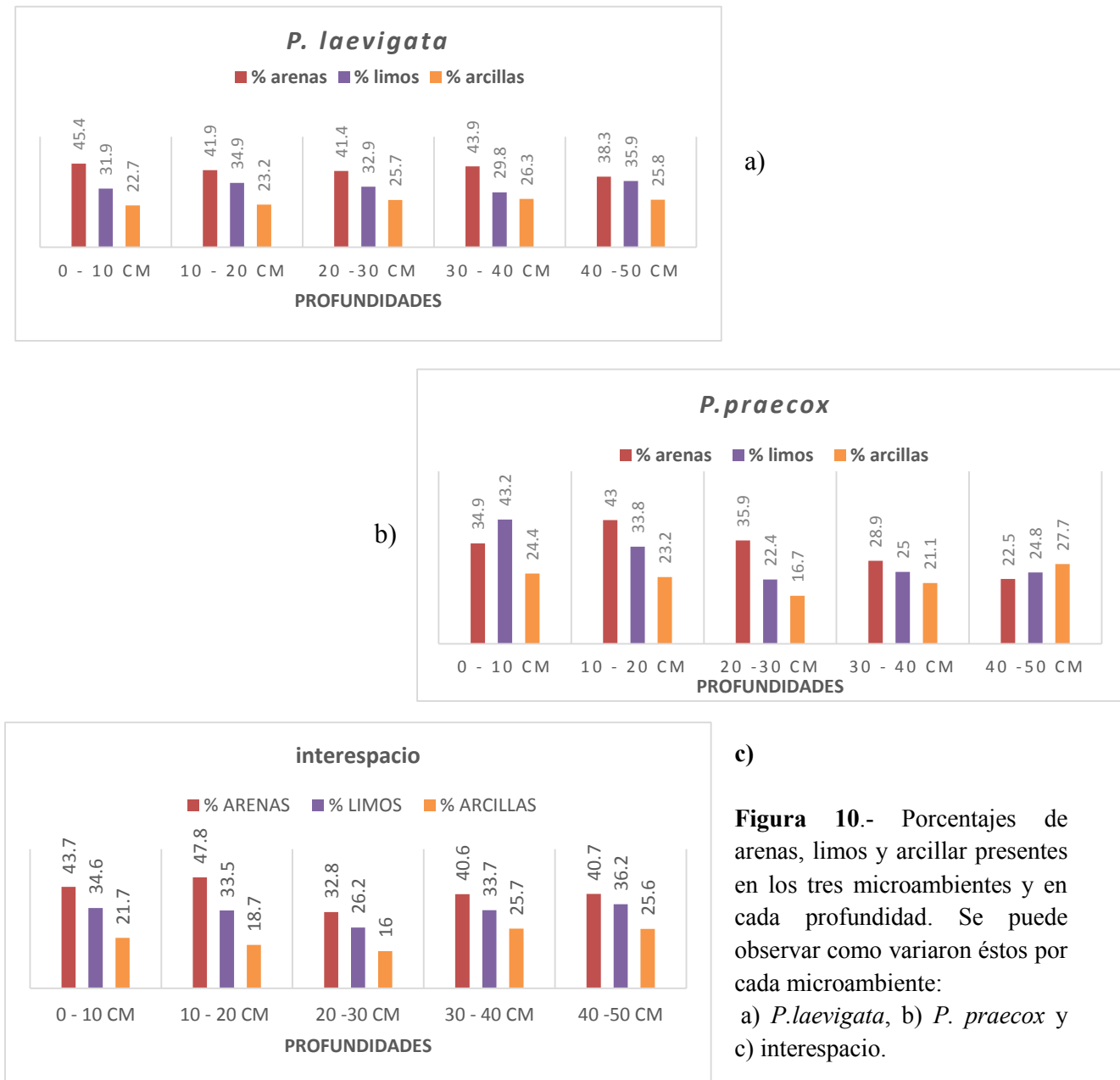


Figura 10.- Porcentajes de arenas, limos y arcillar presentes en los tres microambientes y en cada profundidad. Se puede observar como variaron éstos por cada microambiente: a) *P. laevigata*, b) *P. praecox* y c) interespacio.

Denominación del suelo según la textura

De acuerdo a los datos obtenidos de arenas, limos y arcillas de los tres microambientes se muestra la clase textural en la **tabla 3** y dentro del triángulo de textura, cada color corresponde a un microambiente siguiendo los patrones utilizados para las gráficas. En general el tipo de suelo es franco aunque algunas muestras de *P. praecox* fueron franco-arcillosa, como se observa en la **figura 11**.

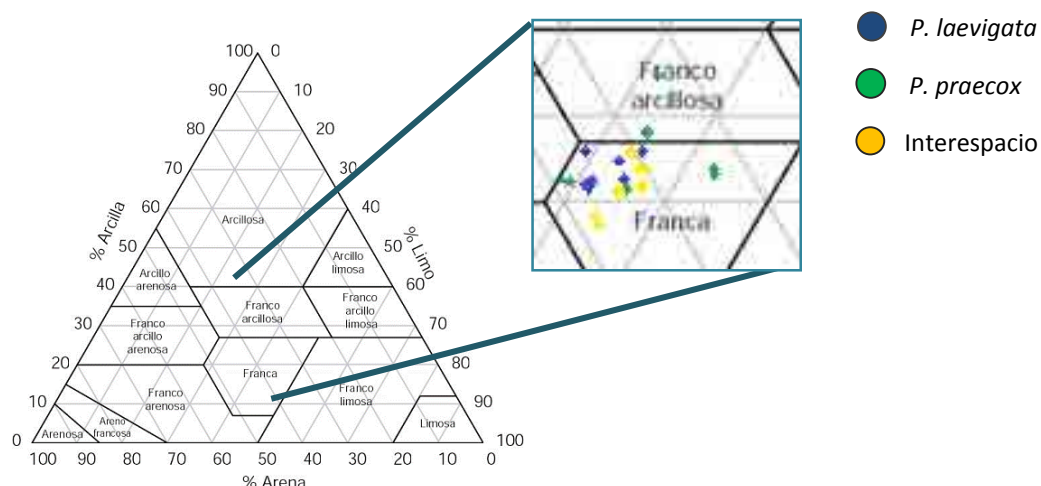


Figura 11.- Triángulo textural donde se ubicaron los promedios de los porcentajes de arenas limos y arcillas de *Parkinsonia praecox*, *Prosopis laevigata* y el interespacio.

Tabla 3.- Clases texturales de los tres microambientes *P. praecox*, *P. laevigata* y el interespacio en cada profundidad.

| Profundidad cm | <i>P. laevigata</i> | <i>P. praecox</i> | interespacio |
|----------------|---------------------|-------------------|--------------|
| 0-10 | Franco | Franco | Franco |
| 10-20 | Franco | Franco | Franco |
| 20-30 | Franco | Franco | Franco |
| 30-40 | Franco | Franco arcilloso | Franco |
| 40-50 | Franco | Franco arcilloso | Franco |

Conductividad eléctrica (salinidad)

Los valores de salinidad aumentaron conforme a la profundidad tanto en *P. laevigata* como en *P. praecox*, mientras que el interespacio fue el microambiente que presentó los valores más altos en comparación con los otros microambientes excepto en la última profundidad (**figura 12**).

El valor más alto fue de 4.15 y se presentó en la profundidad de 10-20 cm del interespacio, mientras que el valor más bajo fue de 2 presentándose en *P. praecox* (0-10 cm) (**Anexo 2**). Se presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes *P. laevigata* y el interespacio ($P = 0.003$); también hubo diferencias significativas entre las profundidades 0-10 cm con la profundidad de 40-50 cm ($P = 0.023$) (**Tabla 5**).

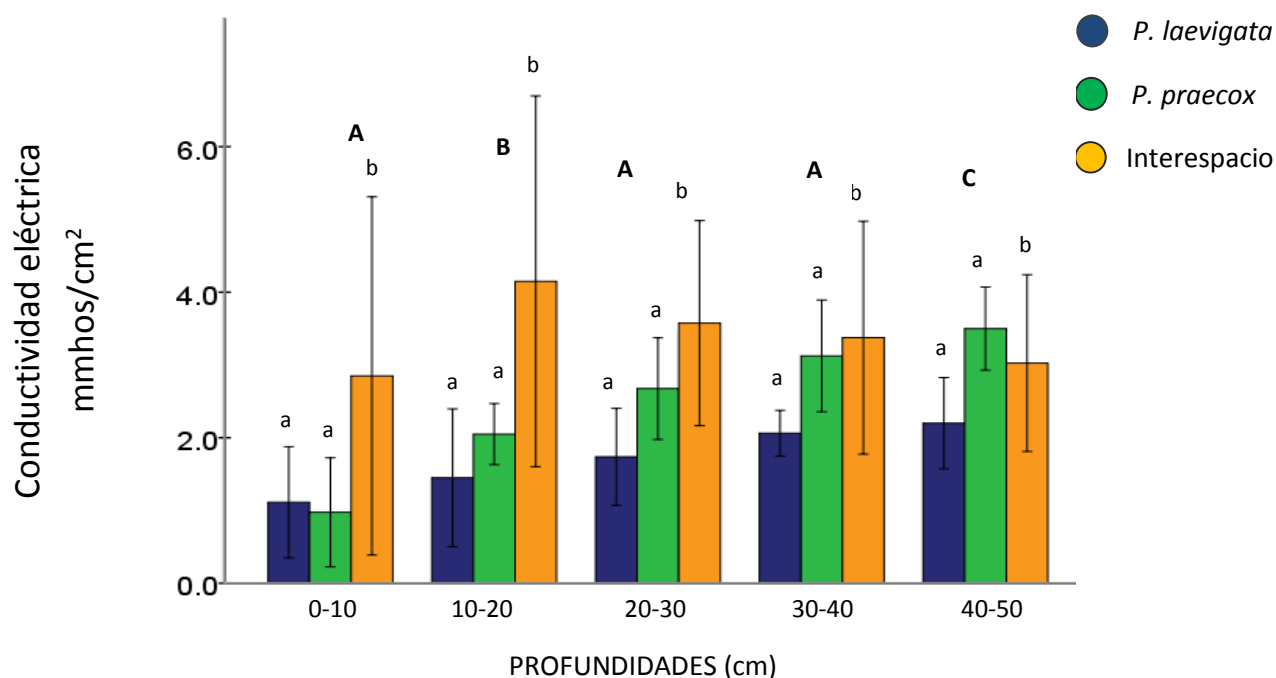


Figura12.- Concentración de sales presentes en suelo de tres microambientes en un gradiente de profundidad de 0-50 cm (n=60). Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$), las mayúsculas entre profundidades y minúsculas entre microambientes.

pH

Todos los valores de pH fueron similares entre sí sin importar los microambientes ni las profundidades tal como se observa en la **figura 13**. El valor más alto se presentó en *P. praecox* en la profundidad de 0-10 cm con un valor de 8.02 y el menor en *P. laevigata* en la profundidad de 40-50 cm con 7.67 (**Anexo 2**).

Los valores de pH no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes ($F= 2.942$, $P= 0.063$) ni entre las profundidades ($F=0.407$, $P= 0.803$), tampoco hubo interacciones significativas entre microambientes con las profundidades ($F= 1.037$, $P= 0.423$) (**Tabla 4**).

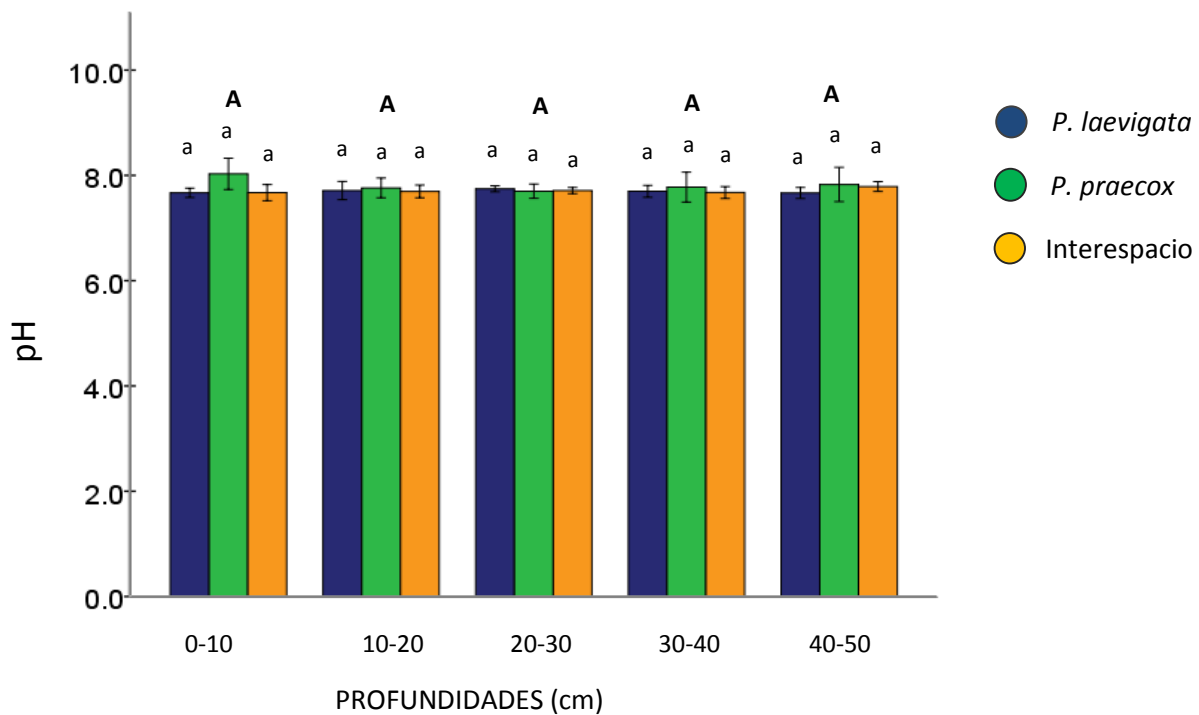


Figura 13.- pH del suelo de tres microambientes en un gradiente de profundidad de 0-50 cm (n=60). Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) (n=60), las mayúsculas entre profundidades y minúsculas entre microambientes.

Ortofosfatos

En las profundidades de 10-20, 20-30, 30-40 y 40-50 cm los valores de los ortofosfatos fueron similares entre las profundidades pero mayores bajo *P. laevigata* y *P. praecox* con respecto al interespacio, mientras que en la primera profundidad hubo mayor variación encontrándose el valor más alto en *P. laevigata* el cual fue de 5.15 mg/kg² y el valor más bajo en *P. praecox* con 3.56 15 mg/kg² (**figura 14**).

Los valores de fósforo no mostraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los microambientes ($F=2.242$, $P= 0.118$) ni entre las profundidades ($F=0.869$, $P= 0.490$), tampoco hubo interacciones significativas entre microambientes con las profundidades ($F= 1.627$, $P= 0.144$) (**Tabla 4**).

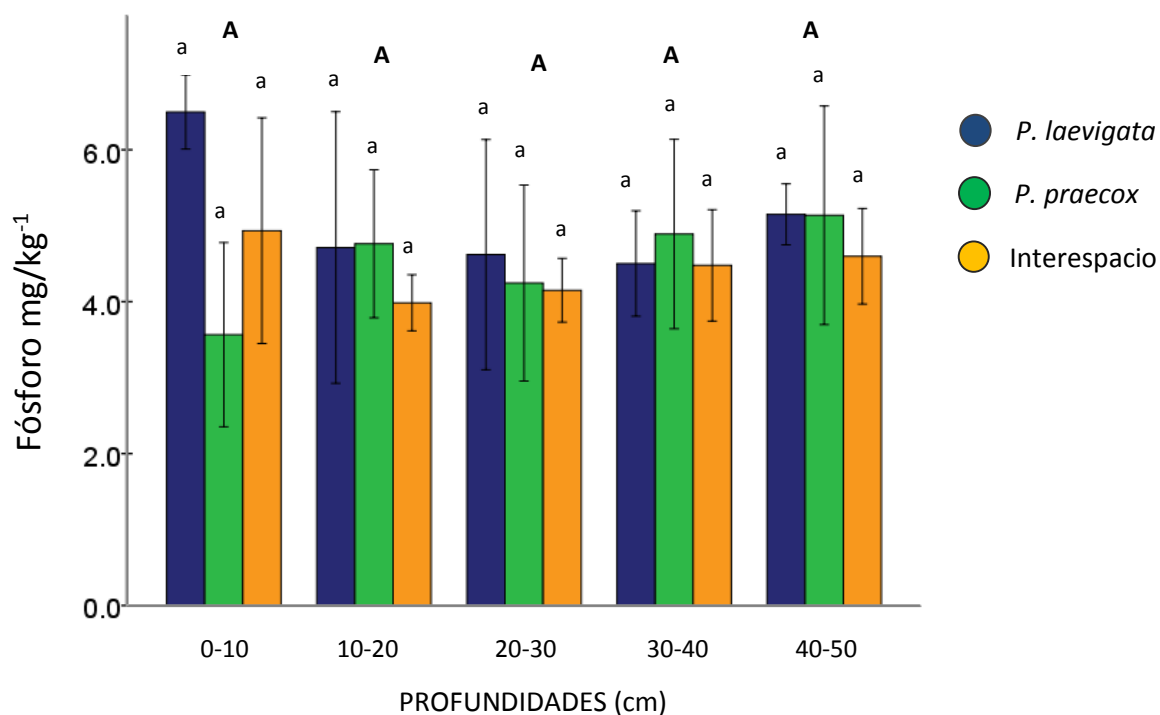


Figura 14.- Fósforo del suelo de tres microambientes en un gradiente de profundidad de 0-50 cm. Letras diferentes indican diferencia significativas ($P < 0.05$) ($n=60$), las mayúsculas entre profundidades y minúsculas entre microambientes.

Análisis estadístico

Al no presentar una distribución normal todos los resultados de los análisis realizados a las diferentes variables medidas a cada microambiente, estos recibieron un tratamiento distinto. En la **tabla 4** se muestra los datos que presentaron una distribución normal (UFC-t/g, fósforo, pH y arenas) las cuales se trataron con pruebas paramétricas y en la **tabla 5** se muestran los datos que a pesar de tratarlos para transformarlos y ajustarlos no mostraron una distribución normal y se trataron con pruebas no paramétricas (UFC-a/g, salinidad, limos y arcillas)

Análisis de varianza (ANOVA)

Tabla 4.- Análisis de varianza factorial (GLM) de las propiedades de las UFC-t/g, fósforo, pH y arenas de *P. laevigata* (Pl), *P. praecox* (Pp) y el interespacio de cinco profundidades (0-10, 10-20, 20-30, 30-40, 40-50 cm) en una terraza en Zapotitlán Salinas, Puebla.

| | Profundidades | | Microambientes | | Prof. * Micr. | |
|---------------------------------|---------------|--------------|----------------|--------------|---------------|----------|
| | <i>F</i> | <i>P</i> | <i>F</i> | <i>P</i> | <i>F</i> | <i>P</i> |
| 1.-Bacterias | | | | | | |
| UFC- t/g | 2.835 | 0.035 | 17.384 | 0.001 | 2.072 | 0.059 |
| 2.-Propiedades del suelo | | | | | | |
| Fósforo | 0.869 | 0.490 | 2.242 | 0.118 | 1.627 | 0.144 |
| pH | 0.407 | 0.803 | 2.942 | 0.063 | 1.037 | 0.423 |
| Arenas | 1.032 | 0.401 | 1.034 | 0.365 | 0.631 | 0.747 |

UFC-t/g: Unidades Formadoras de Colonias totales en un gramo de suelo, **Prof.* Micr.:** interacción entre las profundidades y los microambientes. Los sitios donde hubo diferencia significativa ($P < 0.05$) están en negritas.

Prueba de kruskal-wallis

Tabla 5.- Análisis de Kruskal-wallis de UFC-a/g, salinidad, limos y arcillas de *P. laevigata* (Pl), *P. praecox* (Pp) y el interespacio de cinco profundidades (0-10, 10-20, 20-30, 30-40, 40-50 cm) en una terraza en Zapotitlán Salinas, Puebla.

| | Profundidades | | Microambientes | | Prof. * Micr. | |
|---------------------------------|---------------|--------------|----------------|--------------|---------------|-------|
| | F | P | F | P | F | P |
| 1.-Bacterias | | | | | | |
| UFC- a/g | 2.563 | 0.633 | 0.035 | 0.983 | 2.072 | 0.059 |
| 2.-Propiedades del suelo | | | | | | |
| Salinidad | 2.563 | 0.633 | 11.446 | 0.003 | 1.627 | 0.144 |
| Limos | 1.032 | 0.534 | 0.086 | 0.958 | 1.037 | 0.423 |
| Arcillas | 13.816 | 0.008 | 3.313 | 0.191 | 0.631 | 0.747 |

UFC-a/g: Unidades Formadoras de Colonias con actividad solubilizadora en un gramo de suelo, **Prof.* Micr.:** interacción entre las profundidades y los microambientes. Los sitios donde hubo diferencia significativa ($P < 0.05$) están en negritas.

Análisis de correlación

Se muestra los valores de las asociaciones (**tabla 6**) y la representación gráfica (**figura 15**) que presentaron las UFC-a en los tres microambientes con las propiedades físicas y químicas del suelo. Ninguna de estas presentó diferencia significativa ($P = < 0.05$).

Tabla 6.- Valores obtenidos de la correlación de Spearman entre las UFC-a y las propiedades físicas y químicas del suelo en los tres microambientes.

| | pH | | Salinidad | | Fósforo | | Arenas | | Limos | | Arcillas | | | | |
|---------------------|-------|-------|-----------|-------|---------|-------|--------|-------|-------|-------|----------|-------|-------|-------|-------|
| | Rho | P | Rho | P | Rho | P | Rho | P | Rho | P | Rho | P | | | |
| <i>P. laevigata</i> | 0.114 | 0.633 | 0.051 | 0.831 | 0.168 | 0.480 | 0.088 | 0.713 | - | 0.949 | - | 0.181 | | | |
| <i>P. praecox</i> | - | 0.078 | 0.742 | 0.030 | 0.899 | - | 0.171 | 0.472 | 0.170 | 0.513 | - | 0.206 | 0.427 | 0.031 | 0.905 |
| Interspacio | - | 0.027 | 0.911 | 0.084 | 0.725 | - | 0.141 | 0.554 | 0.288 | 0.232 | 0.319 | 0.184 | - | 0.218 | 0.371 |

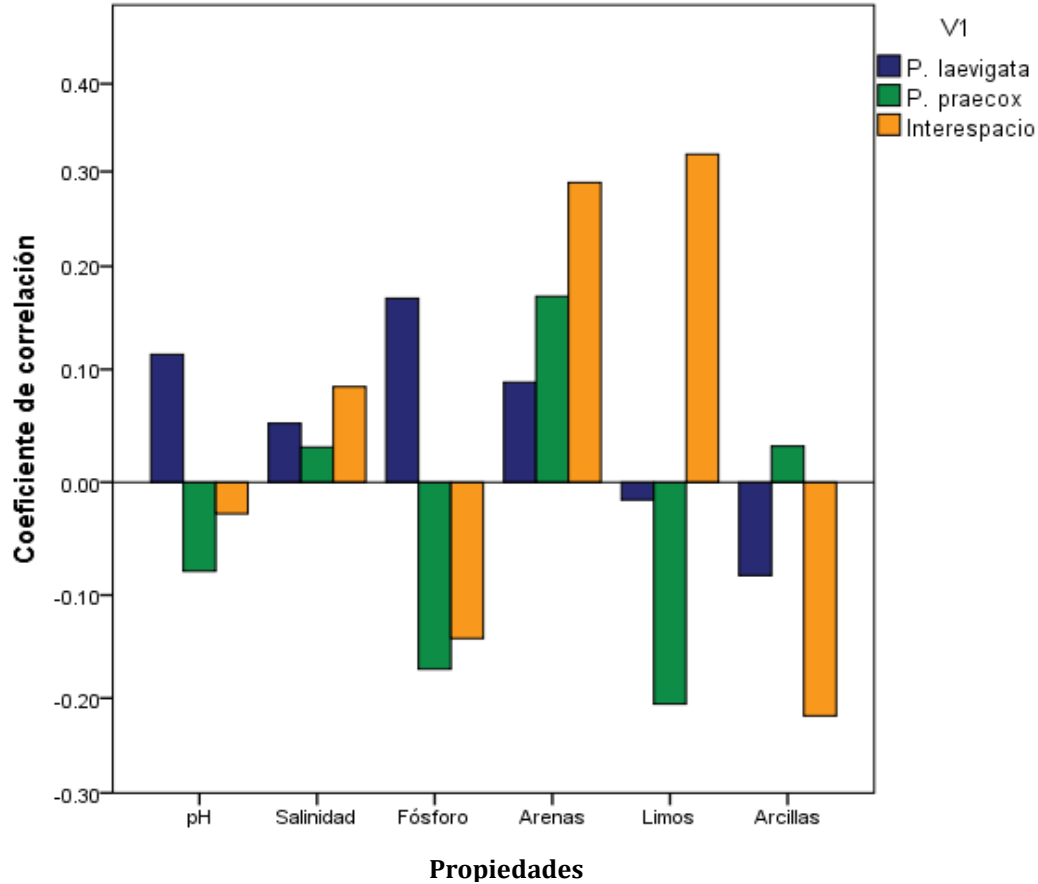


Figura 15.- Coeficiente de correlación de Spearman entre las propiedades fisicoquímicas del suelo y las UFC-con actividad solubilizadora en cada microambiente ($P < 0.05$).

Las correlaciones significativas ($P < 0.05$) en *Prosopis laevigata* se presentaron entre fósforo y salinidad negativamente ($Rho = -0.557$) y arenas con limos ($Rho = -0.863$). En *Parkinsonia praecox* se correlacionaron positivamente solo los limos y UFC-t ($Rho = 0.506$) y negativamente salinidad con pH ($Rho = -0.567$), fósforo con pH ($Rho = -0.465$), limos con salinidad ($Rho = -0.551$), limos con arenas ($Rho = -0.801$) y arcillas con arenas ($Rho = -0.744$). En el interespacio las correlaciones significativas fueron solo negativas, salinidad y pH ($Rho = -0.554$), fosforo y salinidad ($Rho = -0.503$), limos y arenas ($Rho = -0.926$) y entre arcillas y arenas ($Rho = -0.543$) (**anexo 4**).

Análisis de similitud

Con el análisis de similitud se pudo observar la similitud que hubo entre las profundidades de los tres microambientes (**figura 16**) con respecto a la presencia-ausencia de las bacterias con actividad solubilizadora. Se formaron tres grupos y donde uno de ellos compartió el 100% de su información integrado por profundidades distintas de dos microambientes; *P. laevigata* con la profundidad de 20-30 cm y *P. Praecox* con la profundidad de 40-50 cm. El segundo grupo compartió el 66.67% de su información donde se encontraron agrupados los microambientes de *P. laevigata* de 10-20 cm y el interespacio con dos profundidades 10-20 y 20-30 cm; por último el grupo el cual está integrado por profundidades de los tres microambientes y que menos información compartió (25%) estuvo integrado por profundidades de los tres microambientes *P. laevigata* 0-10cm, *P.praecox* 20-30 y 30-40 cm y el interespacio con la profundidad de 30-40 cm.

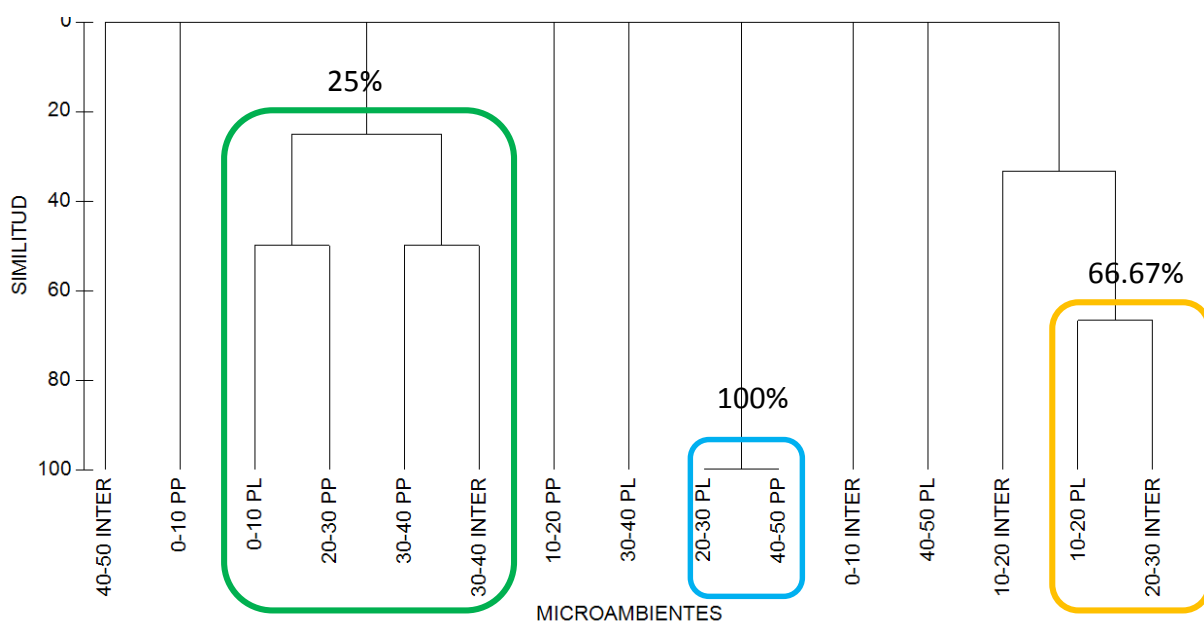


Figura 16.- Dendrograma a partir de un análisis de agrupamiento utilizando el coeficiente de similitud de Bray-curtis de la ausencia presencia de las bacterias con actividad solubilizadora. **PL:** *P. laevigata*, **PP:** *P. praecox*, **INTER:** Interspacio.

En la **figura 17** se muestra el resultado del análisis de similitud de las profundidades de los tres microambientes en relación con las propiedades físicas y químicas de suelo, formándose tres grupos los cuales tienen un porcentaje de similitud que oscila alrededor del 70%. La agrupación que más información compartió (el 76.35%) está integrado solo por profundidades del interespacio. La agrupación que le sigue se conformó por profundidades del interespacio y una profundidad de 40-50 cm de *P. aevigata*; éste grupo compartió el 72.05% de su información, y por último la agrupación conformada por la mayoría de las profundidades de *P.laevigata* y *P.praecox* fue la que menor información compartió (71.88%).

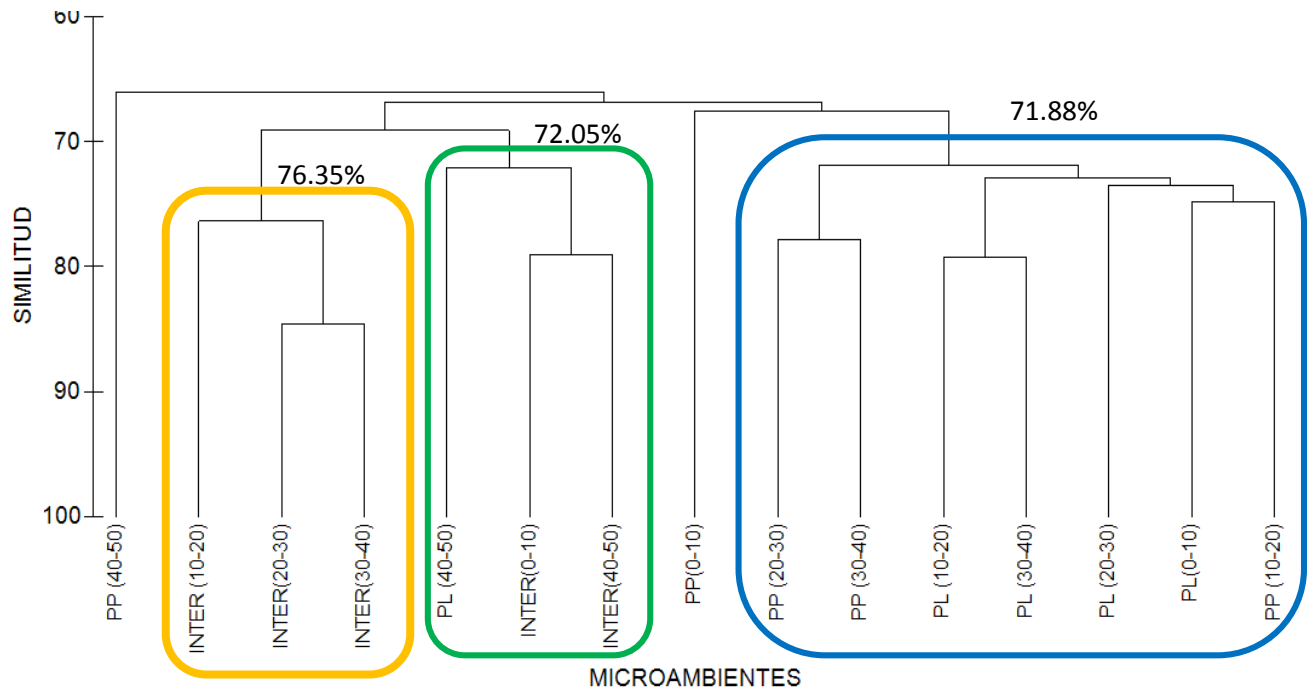


Figura 17.- Dendrograma a partir de un análisis de agrupamiento utilizando el coeficiente de similitud de Bray –Curtis de las propiedades físicas y químicas de los microambientes. **PL:** *P. laevigata*, **PP:** *P. praecox*, **INTER:** Interspacio.

DISCUSIÓN

Dentro de los ecosistemas áridos las especies vegetales son un componente importante pues cada una cuenta con características únicas que juegan un papel clave y cumplen una función importante en la fijación y retención del suelo; ayudan a mejorar su estructura, al mismo tiempo que brinda las condiciones necesarias para que las comunidades de microorganismos se establezcan bajo el dosel arbustivo, donde se asocian con otras plantas dando lugar a importantes reservas de nutrientes o también llamadas islas de fertilidad. La comunidad microbiana constituye un potencial metabólico latente que necesita de la entrada de fuentes de energía y del sustrato para ser activada; estas comunidades son esenciales en el desarrollo de las características físicas y químicas del suelo. (Buscot, 2005; Serrano-Vázquez 2013). La biomasa microbiana en las regiones áridas es a menudo menos abundante en relación con la que se puede encontrar en otro tipo de climas, esto porque su presencia es directamente proporcional a la cantidad de materia orgánica, por lo que no dejan de jugar un papel indispensable en el flujo de nutrientes y en la estabilidad del suelo (Whitford, 2002; Zao, 2009)

Los datos obtenidos en el presente estudio mostraron que la profundidad sí afecto de cierta manera la distribución de las bacterias totales ya que en los análisis estadísticos se presentaron diferencias significativas entre microambientes y entre profundidades, en cambio con respecto a las bacterias con actividad fosfato solubilizadora no se observó alguna diferencia significativa, ni entre microambientes ni entre profundidades coincidiendo con lo obtenido por Alfredo Mendoza en el estudio que realizó en el 2003 en la misma zona pero comparando dos tipos de terrazas; una degradada y una conservada. En ellas solo se obtuvieron diferencias significativas en bacterias totales pero no en bacterias solubilizadoras de fósforo, el autor lo relaciona a que la presencia del grupo funcional en el estudio depende más de la cantidad de bacterias que de las especies presentes y que pocas especies en la zona degradada presentan mayores tasas de crecimiento. Además, cada microambiente presentó características físicas y químicas específicas lo cual le permitió que las distintas profundidades se agruparan con microambientes diferentes a los que pertenecían (**figura17**). El grupo que presento mayor similitud en cuanto a estas características evaluadas fue el integrado por tres profundidades del interespacio con un 76.35%, posiblemente porque no tiene mucha entrada de nutrientes es un tanto más estable.

En cuanto al grupo que compartió ligeramente menor información estuvo conformado por varias profundidades de ambas especies vegetales.

Respecto a los resultados obtenidos de las UFC-t y UFC-a (con actividad fosfato solubilizadora) en las pruebas se encontró mayor presencia de colonias solubilizadoras de fósforo activas en *P. laevigata* en los primeros centímetros; teniendo en cuenta que las muestras fueron tomadas de una terraza degradada, en cambio en *P. praecox* fue todo lo contrario pues la presencia de bacterias activas fue menor y muy similar a la del interespacio. En todos los microambientes se encontraron UFC-a debido a que las bacterias solubilizadoras de fósforo son esenciales para el mantenimiento y desarrollo de cualquier sistema edáfico donde la disponibilidad del fosforo es limitado y más en este tipo de ecosistemas donde la productividad está limitada por la deficiencia de este recurso (Paul y Clark 1988, Brady 1984). La presencia de bacterias activas en el interespacio se presenta en las últimas profundidades que es donde no llegan directamente los rayos del sol y se conserva un poco de humedad, aunque también este grupo de bacterias nos muestran su gran capacidad de adaptación. Los datos obtenidos de los tres microambientes con respecto a las UFC-a no presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$, **tabla 5**) en ningún microambiente. En general las bacterias no presentan una distribución uniforme en el suelo y estas reaccionan de acuerdo con sus necesidades (Glik, 2012; Buscot, 2005). El uso de las UFC/g solo nos permitió determinar un panorama general de los procesos presentes en el sistema.

A pesar de que las especies vegetales de donde se tomaron las muestras son leguminosas y presentan un sistema radicular similar (raíces freatofitas); sus características fisiológicas son distintas las cuales pueden estar afectando a la población microbiana que habita bajo su dosel, tal como lo reportaron Rodríguez-Zaragoza (1994), Perroni (2007) y Serrano-Vázquez (2013). Estas diferencias se presentan en el patrón de sus hojas; *P. laevigata* las produce dos meses antes de la temporada de lluvias (marzo-abril) y mantiene sus hojas todo el año y es justo donde se encontró más UFC-t y con actividad solubilizadora en los primeros centímetros (**figura 1**) aunque no hubo diferencia significativa y *P. praecox* arroja sus hojas durante los meses secos y produce sus hojas en la temporada húmeda. La demanda del fósforo para las dos especies vegetales es indispensable por lo que en ambos

se presentaron UFC-a solo que en distintas profundidades ya que cada especie vegetal tiene diferentes técnicas para la adaptación a su entorno, dependiendo de sus requerimientos (Dávila 2002)

Aunque no solo influye la planta sobre las UFC con actividad fosfato solubilizadora, la textura y estructura del suelo ayudan a determinar no solo la capacidad del suministro de nutrientes sino también el suministro de agua y aire; tan importante para la vida vegetal (Brady 1984) La textura se refiere a la fracción mineral (arenas limos y arcillas) que hay en el suelo (Muñoz *et al* 2013). Con respecto a las arenas solo en *P. praecox* disminuyen con forme aumenta la profundidad, mientras que *P. laevigata* y el interespacio se mantienen pero estadísticamente no hubo diferencias significativas. Los limos tampoco presentaron alguna diferencia en cantidades, en ningún microambiente. Con respecto a la textura se obtuvo que el tipo de suelo que se presenta en los tres microambientes en general es franco.

El inconveniente que presentan los suelos arcillosos es que retienen el agua por la abundancia de poros capilares, por lo tanto presentan una baja circulación del agua, tienen una menor aireación. Estas propiedades son determinantes para los organismos que habitan estos sitios ya que influyen en el equilibrio de los procesos biológicos que impulsan los ciclos biogeoquímicos en los suelos (Buscot, 2005).

Las células bacterianas son a menudo embebidas en mucilago, un material pegajoso polisacárido de origen bacteriano que está unido por las partículas de arcilla el cual proporciona protección contra la depredación, desecación y compuestos nocivos (Haider 2009). Es por esto que se encontró UFC-a en el suelo desnudo, aunque en menor cantidad pero están presentes a pesar de que las condiciones no son tan favorables, lo cual nos indica que en ambos sitios (con cobertura vegetal y sin ésta) se hace biodisponible el nutriente pero en distintas proporciones. La textura del suelo en este tipo de ambientes contiene cantidades importantes de arcilla y esta protege a las bacterias en general, y no solo a las solubilizadoras de fósforo. Otro aspecto importante es el tamaño del poro del suelo, porque influye en la distribución de la biota. El tamaño de los poros se origina dependiendo de las proporciones de arenas limos y arcillas o mejor dicho de la textura que presente el suelo (Haider, 2009). La textura del suelo es importantes ya que establecen la distribución de los microorganismos y junto con la presencia de raíces de las plantas mejora

la distribución de los mismos, es por eso que la distribución de las bacterias totales fue diferente estadísticamente entre *P. laevigata* ($P= 0.001$) y *P. praecox* ($P= 0.001$) en comparación con el interespacio. La presencia de raíces en el suelo le confiere ventajas a la biota presente ya que se ejerce el efecto rizosférico (Thosche, 2010 y Buscot 2005). Lo anterior proporciona una masa de materia orgánica que estabiliza los agregados, con el tiempo esta se descompone y proporciona material para la elaboración de humus no solo en los primeros centímetros sino también a mayores profundidades.

Las características de este tipo de suelos están dadas por su origen y al mismo tiempo influyen las condiciones climáticas; en este caso los suelos se formaron por la acumulación de sedimentos fluviales ricos en carbonatos de calcio (Muñoz *et al* 2007) lo cual le confiere una basicidad característica de los suelos calcáreos. La salinidad de un suelo puede tener principalmente tres orígenes diferentes uno; que los suelos se encuentren en algún asentamiento salino, por ejemplo sobre yacimientos saínos, antiguas cuencas marinas y rocas que liberen gran cantidad de sales solubles. En segundo lugar que el suelo se encuentre cerca de una capa freática con elevado contenido de sales. Y por último, que la salinidad sea debida a los aportes salinos del agua de riego empleada. (Fitz Patrick, 1996). Resulta complicado ubicar un suelo original completo, en su mayoría son someros y pedregosos producto de la influencia de los diferentes substratos geológicos presentes.

La salinidad que se registró en los tres microambientes fue incrementado conforme aumentó la profundidad para los tres microambientes (**figura 12**), de acuerdo a lo obtenido en el análisis la diferencia significativa se encontró entre *P. Laevigata* y el interespacio ($P=0.003$) y en este último fue donde se registraron los mayores valores de salinidad en todas las profundidades pues está expuesto a las altas temperaturas lo cual favorece la concentración de sales, y se observó que hay una diferencia significativa ($P= 0.023$) entre los valores de las primeras profundidades de los tres microambientes y los de las últimas profundidades.

El problema en este tipo de ecosistemas es la falta de agua y la disponibilidad de nutrientes esenciales tal como el fósforo el cual se encuentra precipitado y en formas no asimilables para las plantas y para ciertos organismos. En este tipo de ecosistemas las formas más predominantes de fósforo son los fosfatos de calcio debido al origen del sustrato ya que los

pocos fosfatos solubles reaccionan con los constituyentes del suelo para formar compuestos menos solubles, este efecto depende del tipo del suelo (Goldstein 2003) el fósforo orgánico tiende a ser adsorbido por los carbonatos. El exceso de calcio puede obstaculizar la absorción del fósforo (Brady 1984) y aquí es donde radica la importancia de las bacterias solubilizadoras de fósforo entre otros microorganismos en este tipo de suelos pues solo con modificar el pH de su entorno con la producción de ácidos orgánicos están liberando el fósforo a una forma asimilable para la plantas y para ellos mismos (**Paredes-** Mendoza y Espinoza- Victoria. 2010). Como se ha mencionado, las comunidades microbianas cambian en respuesta de la disponibilidad de nutrientes es por eso que la presencia de las bacterias varía bajo el dosel de cada especie vegetal, incluso bajo el suelo desnudo.

En este tipo de suelos las fuentes primarias de fósforo son los ortofosfatos liberados por el intemperismo (Buscot 2005) de la roca madre, formando agregados recalcitrantes en suelos con pH alcalino los resultados que se obtuvieron muestran que el suelo de la terraza en los tres microambientes presenta una alcalinidad ligera.

Un marcado cambio en el pH afecta la disponibilidad de varios nutrientes para las plantas y los niveles de otros elementos que puedan ser tóxicos para las mismas y para algunos microorganismos. Así, las plantas superiores y microorganismos pueden verse afectados por los cambios rápidos en el pH (Alexander, 1981 y Brady, 1984). En los microambientes muestreados, el pH no varió ni por microambiente ni en las profundidades; solo en la primera profundidad (0-10 cm) de *P. praecox* donde se registró el valor más alto (**figura 13**) aunque no se presentaron diferencias significativas entre microambientes ni entre profundidades por lo que podríamos decir que en cuanto a pH las condiciones de los tres microambientes son similares. El tipo de ion fosfato (fosfato de calcio en este caso) presente en la solución del suelo varía con el pH ya que la solubilidad va a depender en mayor o menor grado en la presencia de la amplia gama de ácidos orgánicos producidos por los microorganismos.

Los ortofosfatos presentaron mayor valor en la primera profundidad bajo *P. laevigata* (**figura 14**), lo que concuerda con los resultados obtenidos con respecto a la presencia de UFC-t y con la actividad solubilizadora ya que fue en este microambiente y la profundidad en donde se encontró la mayor presencia de las mismas; en este microambiente hubo una

correlación significativa negativa ($Rho=-0.557$) entre los ortofosfatos y la salinidad, al igual que en las profundidades del interespacio ($Rho=-0.503$). Esto nos habla de la interacción que se presenta entre los elementos del microambiente donde los valores disminuyen ligeramente conforme aumenta la profundidad. En los microambientes de *P. praecox* y el interespacio no hubo grandes variaciones de la presencia de ortofosfatos con respecto a la profundidad.

Mourina Ben 2009 menciona que los fosfatos insolubles, incluyendo los de rocas fosfatadas, pueden ser transformados en formas solubles y disponibles para las raíces de las plantas denominados como microorganismos solubilizantes de fosfatos. Estos a su vez metabolizan compuestos de carbono liberados por la raíz, principalmente azúcares y ácidos orgánicos para su crecimiento. En este caso son las bacterias quienes se encargan de acidificar su medio de acuerdo a sus necesidades. Al hacer esto el pH del suelo varía en zonas específicas transformando los fosfatos de calcio en ortofosfatos (**Paredes-** Mendoza y **Espinoza-** Victoria. 2010) y justo eso es lo que se pudo observar al encontrar correlaciones significativas negativas entre pH y salinidad en los microambientes de *P. praecox* ($Rho=-0.567$) y el interespacio ($Rho=-0.554$).

El número y el tipo de bacterias son influenciadas por las condiciones del suelo incluyendo la temperatura, la humedad y la presencia de sales así como por el número y tipo de plantas que se encuentra en esos suelos. Además, las bacterias generalmente no se encuentran distribuidas uniformemente en el suelo. Por ello, la concentración de bacterias que se encuentran alrededor de las raíces de las plantas es mayor que en el resto del suelo. Esto es debido a la presencia de nutrientes incluyendo azúcares, aminoácidos, ácidos orgánicos y otras pequeñas moléculas que son exudadas por las raíces de las plantas. La actividad de este tipo de bacterias aminora las condiciones extremas en cuanto a la disponibilidad de los nutrientes.

Se aislaron e identificaron un total de ocho especies de bacterias solubilizadoras de fósforo, las cuales fueron: *Serratia sp.*, *Burkholderia cenocepria* (presentando estas la mayor actividad solubilizadora), *Burkholderia sp.*, *Burkholderia fungorum*, *Streptomyces sp.*, *Microbacterium*, *Streptomyces spinicoumarensis* y *Sinorhizobium meliloti*.

Siendo el género *Streptomyces* el más frecuente; este presenta características peculiares y distintivas que facilitan distinguirlas; se encontraron tres especies con actividad fosfato solubilizadora pero fue muy constante su presencia en las últimas profundidades de los tres microambientes. Esto se debe a que es un género resistente a condiciones micro ambientales desfavorables, en zonas áridas y semiáridas donde sustentan poblaciones considerables debido a la resistencia de sus esporas a la desecación además, de que presentan la capacidad de fijar nitrógeno y solubilizar fósforo (Kumar *et al* 1999 y Buscot, 2005). Después de la humedad y el nitrógeno, el fósforo es un recurso que limita la productividad en los suelos áridos (Paul y Clark 1988 Brady, 1984). La diversidad morfológica de bacterias y actinomicetos es mayor en la zona de raíces en comparación con el suelo fuera de esta zona, y las poblaciones de estos microorganismos, al igual que otros, fluctúan marcadamente con la temporada (Brady, 1984)

Este mismo género fue observado por González-Ruiz *et al* en el 2007, donde encontró que las bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre en el suelo de *P. laevigata* estaban mayormente representado por el género *Streptomyces*

El foco de las actividades de las bacterias se limita a la energía y a los dominios funcionales ricos en nutrientes, tales como la rizósfera o los dominios proporcionados por los animales de la meso y macrofauna actuando como ingenieros del suelo. La fauna del suelo hace biodisponibles ciertos elementos y generan material recalcitrante, puesto que sus desechos se integran rápidamente al suelo (Buscot, 2005)

La explicación de la función de los grupos específicos de microorganismos en el suelo y de los dominios funcionales es importante para comprender las características básicas y funciones del suelo. Por lo tanto el suelo puede considerarse altamente heterogéneo con respecto a la distribución de los organismos.

CONCLUSIONES

El suelo bajo *P. laevigata* en la primera profundidad (0-10 cm) fue donde se encontró el mayor número de UFC con actividad solubilizadora de fósforo, con un total de 62, 500 colonias por gramo de suelo. La presencia de las colonias activas disminuyó conforme aumento la profundidad en los tres microambientes; aunque estos valores no fueron significativos.

En el interespacio también hubo presencia de UFC-a y su presencia fue constante en todas la profundidades excepto en la última (40-50) que fue donde disminuyo la presencia de las colonias pero esto fue en todos los microambientes. En cuanto a la presencia de UFC-a con la ayuda de un análisis de similitud se pudo observar que dos profundidades distintas, una del microambiente de *P. praecox* (40-50) y una de *P laevigata* (20-30) compartieron el 100% de su similitud indicándonos que ciertamente las raíces generan microambientes que favorecen la estabilidad en las colonias de bacterias Los parámetros físicos y químicos que se evaluaron variaron a lo largo de las profundidades de cada microambiente pero ninguno presento una correlación significativa en cuanto a la presencia de las UFC-a.

LITERATURA CITADA

Alexander 1981. Introducción a la microbiología del suelo. AGT, México, 491pp.

Arias T. A. A., Valverde V. T. M. y Reyes S. J. 2001. Las plantas de la región de Zapotitlán Salinas, Puebla. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT. Universidad Nacional Autónoma de México. 72pp.

Bardgett R, D. 2005. The biology of soil, A Community and Ecosystem Approach. Oxford University Press. New York.

Bashan Y, de-Bashan L. E. 2005. Bacteria/ Plant grow-promotion. EN: Hillel D. (Ed.). Encyclopedia of Soils in the Environment. Elsevier. Oxford. 103-115 pp.

Ben F M, Farhat A, Bejar W, Kammoun R, Bouchaala K, Fourati A, Antoun H, Bejar S, Chouayekh H. 2009. Characterization of the mineral phosphate solubilizing activity of *Serratia marcescens* CTM 50650 isolated from the phosphate mine of Gafsa.

Bobadilla H, C. y Rincón V, S. 2008. Aislamiento y producción de bacterias fosfato solubilizadoras a partir de compost obtenido de residuos de plaza. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de ciencias. Bogotá.

Brady N. C. 1984. The nature and properties of soils. 9ª ed. MacMillan. New York.

Buscot F and Varma A. (eds). 2005. Microorganisms in soils: Roles in Genesis and Functions. Springer. Germany

Casas, A *et al.* (2001), " Plants resources of the Tehuacán–Cuicatlán Valley, México", *Economic Botany*, 55(1):129–166, Nueva York.

Cervantes R. M. C. 2002. Plantas de importancia económica en las zonas áridas de México. Instituto de Geografía UNAM. México DF. 152pp.

Dávila P., Arizmendi M., Valiente-Banuet A., Villaseños J., L., Casas A. and Lira R. 2002. Biological diversity in the Tehuacán-Cuicatlan Valley, México. *Biodiversity and Conservation*. 11: 421-442.

Farhat M. B., Farhat A., Bejar W., Kammoun R., Bouchaala K., Fourati A., Antoun H., Bejar S. and Chouayekh H. (2009). Characterization of the mineral phosphate solubilizing activity of *Serratia marcescens* CTM 50650 isolated from the phosphate mine of Gafsa. *Archives of Microbiology*. 191:815-824.

Fassbender H y Bornemisza E. 1987. Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. Editorial IICA. San José Costa Rica. 417pp.

Garbeva P., Van Veen J., A. and Van Elsas J., D. (2004). Microbial Diversity in Soil: Selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. *Annual Reviews Phytopathology*. 42:243-270.

Garcia-Moya y McKell C. 1970. Contribution of shrubs to the nitrogen economy of a desert-wash plant community. *Ecology* 51:81-88

Giri B., Giang H. P., Kumari R., Prasad R. and Varma A. 2005. Microbial Diversity in Soils. EN: Buscot F. and Varma A. (eds) 2005. *Microorganisms in soils: Roles in genesis and functions*. Springer. Germany.

Glick B R. (2012). Plant Growth-Promoting Bacteria: Mechanisms and Applications, *Scientifica*, --volumen 2012 article ID963401, 15 p.

Goldstein H. A. 2003. Future trends in research on microbial phosphate solubilization: one hundred years of insolubility. EN: Velázquez E. and Rodríguez-Barrueco (eds.). 2002. First International Meeting on Microbial Phosphate Solubilization. Salamanca, Spain.

Haider K y Shaffer A. 2009. Soil Biochemistry. USA. Science Publisher.

Joquera A. M., Hernández T. M., Rendel Z., Marschner P., Mora M de la L. (2008). Insolation of culturable phosphobacteria with both phytate-mineralization and phosphate-solubilization activity from the rhizosphere of plants grown in a volcanic soil. *Biology and fertility of soils*. 44:1025-1034.

Killham K. 1984 Soil Ecology. Cambridge University Press. Great Britain pp 242.

Kumar J. J., Surange S. and Shekhar N. CH. (1999). Occurrence of salt and temperature-tolerant, Phosphate-solubilizing bacteria in alkaline soil. *Current Microbiology*, 39. 89-93.

Kumari A., Kapoor K. K., Kundu B. S. and Mehta R. K. (2008). Identification of organic acids produced during rice straw decomposition and their role in rock phosphate solubilization. *Plant Soil Environment*. 54: 72-77.

Lira S., Dávila A. P., Godínez A. H. y Téllez V. O. 2007c El estudio de las plantas en el proyecto general de la UBIPRO. EN: Arizmendi, M. C. Ávila, F. López, M. Murguía, S.

López G. F., Muñoz I. D. J., Hernández M. M., Soler A. A. y Horta P. G. 2007 b. Evaluación del ambiente físico de las terrazas fluviales y valle de Zapotitlán En: Arizmendi, M. C. Ávila, F. López, M. Murguía, S. Rodríguez y S. Solórzano (eds.) 2007. Deterioro ambiental en zonas áridas. Una década de experiencia multidisciplinaria del proyecto UBIPRO. FES Iztacala, UNAM. México.

López-Galindo, F. Muñoz-Iniestra, D. Hernández- Moreno, M. Soler –Aburto, A. Castillo-López, M. C. y Hernández-Alzate I. 2003 Análisis integral de la toposecuencia y su influencia en la distribución de la vegetación y la degradación del suelo en la subcuenca de Zapotitlán Salinas, Puebla. Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana. 56:1:19-41.

Lugtenberg B. y Kamilova F. 2009. Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. *Annual Review Microbiology* 63; 541-556

McCune B y Grace J, B. 2002. Analysis of Ecological Communities. MjM Software Desing. USA. 300pp.

Méndez L. I. 2005 Zonificación de la reserva de la biosfera Tehucán-Cuicatlán: un enfoque fitogeográfico. Tesis doctoral. UNAM Posgrado en ciencias biológicas.

Mendoza V. 2003. Impacto de la degradación del suelo en las poblaciones de bacterias solubilizadoras de fosforo en Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM.

Miguel J. 2013. Fauna de costras biológicas y suelo de islas de recursos formadas por *Mimosa Luisana* en el valle de Zapotitlán Salinas, Puebla, México. Tesis de licenciatura en Biología. FES-Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México, Distrito Federal.

Moreno C. A. I. 2010. Sistemas agroforestales y manejo de la biodiversidad: el caso de zonas áridas del Valle de Tehuacán. Tesis de doctorado. Ciencias Biológicas UNAM. Centro de investigaciones en Ecosistemas.

Muñoz I. D., Horta P. G., López G. F., Hernández M. M., Soler A. A. 2007a. El valle de Zapotitlán Salinas, Puebla: marco geográfico regional. EN: Arizmendi, M. C. Ávila, F. López, M. Murguía, S. Rodríguez y S. Solórzano (eds.) 2007. Deterioro ambiental en zonas áridas. Una década de experiencia multidisciplinaria del proyecto UBIPRO. FES Iztacala, UNAM. México.

Paredes- Mendoza M y Espinoza- Victoria D. 2010. Ácidos orgánicos producidos por rizobacterias que solubilizan fosfato: una revisión crítica. EN: Tierra Latinoamericana 28: 61-70.

Paul E. y Clark F. 1989. Soil Microbiology and Biochemistry. ACADEMIC PRESS, INC. San Diego, California. 275pp.

Peña H. G. 2008. Rompimiento de latencia y comportamiento germinativo de *Parkinsonia praecos* y *Prosopis laevigata* (*leguminosae*) del Valle de Zapotitlan Salinas, Puebla. México. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. UNAM.

Perroni V. Y., 2007. Islas de fertilidad en un ecosistema semiárido: nutrimentos en el suelo y su relación con diversidad vegetal. Xalapa Veracruz. Tesis de doctorado. Instituto de ecología A. C.

Perroni-Ventura Y, Montaña C. and García-Oliva F. (2009). Carbon-nitrogen interactions in fertility island soil from a tropical semi-arid ecosystem. *Functional Ecology*. 24:233-242.

Rennert., Totache K., Gerzabek H., Kanabner K., Smalla K., Spiteller M., and Vogel H. 2010. Biogeochemical interfaces in the soil: The interdisciplinary challenge for soil science. EN: *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. 173: 88-99.

Podani J. 2000. Introduction do the exploration of multivariate biological data. Backhyus publishers. 407pp

Richardson E. A. 2003. Making microorganisms mobilize soil phosphorus. EN: Velázquez E. and Rodríguez-Barrueco (eds.). 2002. First International Meeting on Microbial Phosphate Solubilization. Salamanca, Spain.

Rodríguez H. y Fraga R. (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*. 17:319-339.

Rodríguez H., Fraga R., González T. and Bashan Y. (2006) Genetics of phosphate solubilization and its potential applications for improving plant growth-promoting bacteria. *Plant and soil*. 287:15-21.

Rodríguez y S. Solórzano (eds.) 2007. Deterioro ambiental en zonas áridas. Una década de experiencia multidisciplinaria del proyecto UBIPRO. FES Iztacala, UNAM. México.

Rodríguez-Zaragoza, S. 1994. Ecology of free-living amoebae. *Critical Review Microbiology*. 20:225-241.

Rodríguez-Zaragoza S., González-Ruíz T., González-Lozano E., Lozada R. A., Mayzlish-Gati E. and Steinberger Y. (2008). Vertical distribution of microbial communities under the canopy of two legume bushes in the Tehuacán Desert, Mexico. *European Journal of Soil Biology*. 44: 373-380.

Rivera C. M del C., Trujillo N, A. y Alejo P, D. 2010. Los biofertilizantes integrados con bacterias fijadoras de N, solubilizadoras de P y sustratos orgánicos en el crecimiento de naranjo agrio *Citrus aurantium l.* *Interciencia* [en línea], vol. 35 [citado 2013-04-19]. Disponible en Internet: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=33913150006>. ISSN 0378-1844

Sylvia M. Fuhrmann, J., Hartel P. y Zuberewre, D. 1999. Principles and applications of soil microbiology. Prentice Hall. EU . UBICAR ESTo++

Selmants C. P. y Hart C. S. 2010. Phosphorus and soil development: Does the Walker and Syers model apply to semiarid ecosystems? in Ecological Society of America. *Ecology*, 9 (2). 474-484 pp.

Serrano-Vázquez A., Rodríguez-Zaragoza S., Pérez-Juárez H., Bazán-Cuenca J., Rivera-Aguilar V., M. and Durán A. (2013). Physical and Chemical Variations of the Soil Under Two Desert Shrubs in Tehuacan, México. *Soil Science*. 178: 87-103.

Vázquez M. R., Ventura R. E., Oleschko K., Hernández S., Francois P. J., Nearing M. (2009). Soil erosion and runoff in different vegetation patches from semiarid central México. *Catena* 80:162-169.

Wang et al 1977

Whitford, W. 2002. Ecology of Desert Systems. Academic Press, London, UK.

Zao Q., Zeng D., Fan., Z., Yu Z., Hu Y. y Zhang J. (2009). Seasonal variations in phosphorus fractions in semiarid Sandy soils under different vegetation types. *Forest ecology and management* 258: 1376-1382.

ANEXOS

1.- Medio de cultivo **Pikovscaya**

| | |
|------------------------------|---------|
| Dextrosa | 10 g |
| Fosfato de calcio | 5 g |
| Sulfato de amonio | 0.5 g |
| Cloruro de potasio | 0.2 g |
| Sulfato de magnesio | 0.1 g |
| Sulfato de manganeso | traza |
| Sulfato ferroso | traza |
| Extracto de levadura | 0.5 g |
| Agar | 15 g |
| Agua, llevar a volumen final | 1000 ml |

Ajustar pH a 7

2.- Variación de los propiedades físicas y químicas del suelo en los tres microambientes en cinco profundidades.

| Media ± Desviación estándar; CV (%) | | | | | | | | | |
|-------------------------------------|---------------|---|--------------------|--------------------|--------------------|-------------------|------------------|-------------------------------------|--|
| MICR. | PROF. (cm) | n | Arenas (%) | Limos (%) | Arcillas (%) | Salinidad | pH | Ortofosfatos mg kg ⁻¹ | |
| <i>Prosopis laevigata</i> | 0-10 | 4 | 45.4 ± 8.18; 18 | 31.9 ± 11.07; 34.7 | 22.7 ± 4.22; 21.5 | 11.1 ± 0.66; 5.9 | 7.67 ± 0.08; 1 | 6.50 ± 0.49; 7.5 | |
| | 10-20 | 4 | 41.9 ± 3.80; 9 | 34.9 ± 1.05; 3 | 23.2 ± 3.47; 14.9 | 1.4 ± 0.82; 58.5 | 7.71 ± 0.17; 2.2 | 4.71 ± 1.79; 38 | |
| | 20-30 | 4 | 41.4 ± 4.36; 98.8 | 32.9 ± 4.45; 13.5 | 25.7 ± 0.88; 3.42 | 1.7 ± 0.57; 33.5 | 7.74 ± 0.05; 0.6 | 4.62 ± 1.52; 32.9 | |
| | 30-40 | 4 | 43.9 ± 5.98; 13.6 | 29.8 ± 5.11; 17.1 | 26.3 ± 2.73; 10.3 | 2 ± 0.27; 13.5 | 7.69 ± 0.11; 1.4 | 4.50 ± 0.69; 15.3 | |
| | 40-50 | 4 | 38.3 ± 6.86; 17.9 | 35.9 ± 5.06; 14 | 25.8 ± 4.54; 17.6 | 2.2 ± 0.54; 24.5 | 7.66 ± 0.10 | 5.15 ± 0.40; 7.7 | |
| <i>Parkinsonia praecox</i> | 0-10 | 4 | 34.9 ± 8.61; 24.6 | 43.2 ± 6.62; 15.3 | 24.4 ± 1.63; 6.6 | 0.95 ± 0.75; 78.9 | 8.02 ± 0.29; 3.6 | 3.56 ± 1.21; 33.9 | |
| | 10-20 | 4 | 43 ± 14.37; 33.4 | 33.8 ± 11.68; 34.5 | 23.2 ± 2.79; 12 | 2.05 ± 0.42; 20.4 | 7.76 ± 7.76; 100 | 4.76 ± 0.97; 20.3 | |
| | 20-30 | 4 | 35.9 ± 26.44; 73.6 | 22.4 ± 16.54; 73.8 | 16.7 ± 12.01; 71.9 | 2.67 ± 0.69; 24.9 | 7.7 ± 0.13; 168 | 4.24 ± 1.29; 30.4 | |
| | 30-40 | 4 | 28.9 ± 23.04; 79.7 | 25 ± 19.19; 76.6 | 21.1 ± 14.44; 68.4 | 3.12 ± 0.76; 24.3 | 7.77 ± 0.28; 3.6 | 4.89 ± 1.24; 25.3 | |
| | 40-50 | 4 | 22.5 ± 18.13; 80.5 | 24.8 ± 16.55; 66.7 | 27.7 ± 20.85; 75.2 | 3.5 ± 0.57; 16.2 | 7.82 ± 0.32; 4 | 5.14 ± 1.43; 27.8 | |
| Interespacio | 0-10 | 4 | 43.7 ± 4.26; 9.7 | 34.6 ± 2; 5.7 | 21.7 ± 3.35; 15.4 | 2.85 ± 2.46; 86.3 | 7.67 ± 0.15; 2.2 | 7.44 ± 5.85; 78.6 | |
| | 10-20 | 4 | 47.8 ± 8.55; 17.8 | 33.5 ± 6.28; 18.7 | 18.7 ± 3.58; 19.1 | 4.15 ± 2.54; 61.2 | 7.69 ± 0.12; 1.5 | 3.99 ± 0.36; 9 | |
| | 20-30 | 4 | 32.8 ± 24.64; 75.1 | 26.2 ± 21.33; 81.4 | 16 ± 11.37; 71 | 3.57 ± 1.41; 39.4 | 7.71 ± 0.05; 0.6 | 4.15 ± 0.42; 10.1 | |
| | 30-40 | 4 | 40.6 ± 7.39; 18.2 | 33.7 ± 7.96; 23.6 | 25.7 ± 2.53; 9.8 | 3.37 ± 1.60; 47.4 | 7.67 ± 0.11; 1.4 | 4.48 ± 0.73; 16.2 | |
| | 40-50 | 4 | 40.7 ± 10.09; 24.7 | 36.2 ± 7.64; 21.1 | 25.6 ± 5.77; 22.5 | 3.02 ± 1.21; 40 | 7.78 ± 0.09; 1.5 | 4.60 ± 0.60; 13 | |

MICR: microambientes, PROF: profundidades.

3.-Variación de las UFC del suelo en los tres microambientes en cinco profundidades

| MICR. | PROF. (cm) | n | Media ± Desviación estándar; CV (%) | |
|----------------------------|---------------|---|-------------------------------------|--------------------|
| | | | Log UFC -t/g | Log UFC-a/g |
| <i>Prosopis laevigata</i> | 0-10 | 4 | 7.08 ± 0.14; 2.05 | 4.89 ± 0.23; 4.82 |
| | 10-20 | 4 | 6.76 ± 0.13; 1.92 | 2.47 ± 2.86; 115.7 |
| | 20-30 | 4 | 6.75 ± 0.29; 4.42 | 2.47 ± 1.43; 115.7 |
| | 30-40 | 4 | 6.89 ± 0.2; 2.98 | 4.77 ± 0.15; 3.15 |
| | 40-50 | 4 | 6.65 ± 0.47; 7.15 | 0.92 ± 1.84; 200 |
| <i>Parkinsonia praecox</i> | 0-10 | 4 | 6.96 ± 0.12; 1.61 | 1.29 ± 2.59; 200 |
| | 10-20 | 4 | 6.82 ± 0.28; 4.15 | 2.42 ± 2.8; 115.5 |
| | 20-30 | 4 | 6.84 ± 0.21; 3.10 | 2.42 ± 2.8; 115.5 |
| | 30-40 | 4 | 6.57 ± 0.11; 1.79 | 3.52 ± 2.35; 66.6 |
| | 40-50 | 4 | 6.77 ± 0.21; 3.12 | 1.17 ± 2.35; 200 |
| Interespacio | 0-10 | 4 | 6.51 ± 0.09; 1.39 | 0 ± 0; 0 |
| | 10-20 | 4 | 6.51 ± 0.16; 2.56 | 1.17 ± 2.35; 200 |
| | 20-30 | 4 | 6.71 ± 0.07; 1.15 | 3.76 ± 2.52; 66.9 |
| | 30-40 | 4 | 6.45 ± 0.22; 3.44 | 4.77 ± 0.15; 3.15 |
| | 40-50 | 4 | 6.47 ± 0.06; 1.07 | 0 ± 0; 0 |

MICR: microambientes, **PROF:** profundidades

4.- Tablas de correlaciones de Spearman

4.1.- Coeficiente de correlación entre las propiedades físicas y químicas del suelo bajo el dosel de *Prosopis laevigata*

| | UFC-t*g | | UFC-a*g | | pH | | Salinidad | | Fósforo | | Arenas | | Limos | |
|------------------|------------|----------|------------|----------|------------|----------|---------------|--------------|------------|----------|---------------|--------------|------------|----------|
| | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> |
| UFC-a*g | 0.001 | 1.000 | | | | | | | | | | | | |
| pH | -0.166 | 0.484 | 0.114 | 0.633 | | | | | | | | | | |
| Salinidad | -0.405 | 0.077 | 0.051 | 0.831 | -0.107 | 0.654 | | | | | | | | |
| Fósforo | 0.560 | 0.010 | 0.168 | 0.480 | -0.169 | 0.475 | -0.577 | 0.008 | | | | | | |
| Arenas | -0.041 | 0.862 | 0.088 | 0.713 | 0.063 | 0.791 | 0.083 | 0.729 | 0.216 | 0.361 | | | | |
| Limos | -0.056 | 0.816 | -0.015 | 0.949 | 0.026 | 0.912 | -0.269 | 0.251 | -0.098 | 0.680 | -0.863 | 0.001 | | |
| Arcillas | -0.267 | 0.255 | -0.312 | 0.181 | 0.075 | 0.753 | 0.529 | 0.016 | -0.98 | 0.680 | -0.863 | 0.001 | -0.302 | 0.195 |

En negritas se marcan los valores con correlaciones significativas ($P \leq 0.05$)

4.2.- Coeficiente de correlación entre las propiedades físicas y químicas del suelo bajo el dosel de *Parkinsonia praecox*

| | UFC-t*g | | UFC-a*g | | pH | | Salinidad | | Fósforo | | Arenas | | Limos | |
|-----------|--------------|--------------|------------|----------|---------------|--------------|---------------|--------------|------------|----------|---------------|--------------|------------|----------|
| | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> |
| UFC-a*g | -0.115 | 0.629 | | | | | | | | | | | | |
| pH | 0.355 | 0.125 | -0.078 | 0.742 | | | | | | | | | | |
| Salinidad | -0.417 | 0.068 | 0.030 | 0.899 | -0.567 | 0.009 | | | | | | | | |
| Fósforo | -0.246 | 0.296 | -0.171 | 0.472 | -0.465 | 0.039 | -0.509 | 0.022 | | | | | | |
| Arenas | -0.490 | 0.045 | 0.170 | 0.513 | -0.226 | 0.383 | 0.166 | 0.525 | 0.195 | 0.454 | | | | |
| Limos | 0.506 | 0.038 | -0.206 | 0.427 | 0.379 | 0.134 | -0.551 | 0.022 | -0.506 | 0.038 | -0.801 | 0.001 | | |
| Arcillas | 0.082 | 0.755 | 0.031 | 0.905 | -0.249 | 0.335 | 0.311 | 0.225 | 0.256 | 0.322 | -0.744 | 0.001 | 0.367 | 0.147 |

En negritas se marcan los valores con correlaciones significativas ($P < 0.05$)

4.3.- Coeficiente de correlación entre las propiedades físicas y químicas del interespacio.

| | UFC-t*g | | UFC-a*g | | pH | | Salinidad | | Fósforo | | Arenas | | Limos | |
|-----------|------------|----------|------------|----------|---------------|--------------|---------------|--------------|------------|----------|---------------|--------------|------------|----------|
| | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> | <i>Rho</i> | <i>P</i> |
| UFC-a*g | -0.018 | 0.940 | | | | | | | | | | | | |
| pH | -0.113 | 0.634 | -0.027 | 0.911 | | | | | | | | | | |
| Salinidad | 0.115 | 0.628 | 0.084 | 0.725 | -0.554 | 0.011 | | | | | | | | |
| Fósforo | -0.156 | 0.511 | -0.141 | 0.554 | 0.361 | 0.118 | -0.503 | 0.024 | | | | | | |
| Arenas | 0.058 | 0.812 | 0.288 | 0.232 | 0.085 | 0.728 | 0.076 | 0.756 | -0.323 | 0.177 | | | | |
| Limos | -0.053 | 0.830 | 0.319 | 0.184 | -0.060 | 0.806 | -0.033 | 0.892 | 0.250 | 0.303 | -0.926 | 0.001 | | |
| Arcillas | 0.073 | 0.766 | -0.218 | 0.371 | 0.099 | 0.688 | -0.203 | 0.404 | 0.348 | 0.144 | -0.543 | 0.016 | 0.266 | 0.271 |

En negritas se marcan los valores con correlaciones significativas ($P < 0.05$)