

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

Dermatofitos geofílicos en el suelo de la Universidad de San Carlos de Guatemala

María José Calvo Escobar
José Renato González Velásquez

QUIMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, septiembre de 2016

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

Dermatofitos geofílicos en el suelo de la Universidad de San Carlos de Guatemala

SEMINARIO DE INVESTIGACIÓN

PRESENTADO POR

María José Calvo Escobar

José Renato González Velásquez

**PARA OPTAR AL TÍTULO DE
QUÍMICOS BIÓLOGOS**

Guatemala, septiembre de 2016

JUNTA DIRECTIVA

Dr. Rubén Dariel Velásquez Miranda	Decano
Licda. Elsa Julieta Salazar Meléndez de Ariza, M.A.	Secretaria
MSc. Miriam Carolina Guzmán Quilo	Vocal I
Dr. Juan Francisco Pérez Sabino	Vocal II
Lic. Carlos Manuel Maldonado Aguilera	Vocal III
Br. Andreina Delia Irene López Hernández	Vocal IV
Br. Carol Andrea Betancourt Herrera	Vocal V

DEDICATORIA

A DIOS

Por guiarnos en cada paso, ser la fuente de fortaleza en nuestras vidas y permitirnos cumplir esta meta.

A LA USAC

Por ser la entidad educadora y brindarnos la oportunidad de formarnos como profesionales.

A NUESTROS PADRES

Julieta Escobar, Mauricio Calvo, María Osbelia Velásquez, Carlos González. Por su sacrificio, lucha y esfuerzo en cada paso que hemos dado.

A NUESTRAS FAMILIAS

Por apoyarnos a lo largo de nuestras carreras.

A NUESTROS AMIGOS

Por los buenos momentos juntos, por acompañarnos durante nuestros años de estudios. Gracias por brindarnos su amistad, cariño y apoyo.

AGRADECIMIENTOS

A la **Universidad de San Carlos de Guatemala**, por abrirnos sus puertas y brindarnos la oportunidad de adquirir una formación profesional.

A la **Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia**, por habernos enseñado las bases de nuestra profesión y darnos el apoyo necesario para llevar a cabo este seminario de investigación.

A la **Escuela de Química Biológica**, por todo el apoyo brindado para poder realizar este seminario de investigación.

Al **Departamento de Microbiología** por abrirnos las puertas a sus instalaciones y brindarnos el apoyo para poder realizar esta investigación.

A nuestro asesor **Lic. Osberth Isaac Morales Esquivel**, por su tiempo, confianza, paciencia y dedicación en la elaboración de esta investigación.

A nuestro revisor **Lic. Martin Gil**, por su disponibilidad, colaboración y sus comentarios, durante la realización del presente seminario de investigación.

ÍNDICE

I.	ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN.....	1
II.	RESUMEN.....	2
III.	ANTECEDENTES	4
	A. Dermatofitos	4
	1. Aspectos evolutivos y ecológicos	5
	2. Dermatofitos geofílicos	6
	3. Caracteres biológicos	7
	4. Ecología.....	7
	5. Enzimas	8
	6. Características miceliales	9
	7. Factores que intervienen en el desarrollo de los dermatofitos geofílicos.....	12
	a. El suelo.....	13
	b. La temperatura	14
	c. La luz.....	15
	d. Las variaciones estacionales.....	15
	e. El pH.....	16
	f. El contenido de humedad, carbono, nitrógeno, humus y otros nutrientes.....	16
	8. Distribución geográfica	17
	9. Manifestaciones clínicas	18
	B. Descripción del área de estudio	19
	1. Universidad de San Carlos de Guatemala.....	19
IV.	JUSTIFICACIÓN	22
V.	OBJETIVOS	23
VI.	HIPÓTESIS	24
VII.	MATERIALES Y MÉTODOS	25
VIII.	RESULTADOS	33
IX.	DISCUSION.....	45
X.	CONCLUSIONES.....	49

XI.	RECOMENDACIONES	50
XII.	REFERENCIAS	51
XIII.	ANEXO	55

I. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN

En este trabajo de investigación se identificaron dermatofitos geofílicos presentes en el suelo de diversas áreas verdes del campus central de la Universidad de San Carlos de Guatemala. Para ello, se tomaron de dos a cuatro muestras de suelo en cada una de las 12 áreas verdes del campus central, durante la temporada seca y lluviosa, posteriormente se sembraron cada una de las muestras con la técnica de pelo estéril. Cada uno de los aislamientos se identificó a través de características macroscópicas y microscópicas.

Este estudio formó parte del proyecto macro “Micosis endémicas de Guatemala”, el cual se ejecuta en el Servicio de Micología, del Departamento de Microbiología de la Escuela de Química Biológica de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, cuyo objetivo principal fue demostrar la presencia de dermatofitos en el suelo de diversas áreas del campus central de la Universidad de San Carlos y de esta forma evidenciar si existe riesgo de contagio para las personas que frecuentan estos sitios por razones recreacionales o de estudio.

II. RESUMEN

Los dermatofitos geofílicos son aquellos que existen como saprobios en el suelo y tienen la capacidad de colonizar sustratos queratinizados presentes en el mismo y la capacidad de causar tiñas en ciertas especies de animales y el hombre. Generalmente se adquieren directamente del suelo que contiene un alto número de esporas y rara vez se transmiten de hombre a hombre o de animales al hombre (Simpanya, 2000). Debido a su importancia, se realizó un estudio en las áreas verdes del campus central de la Universidad de San Carlos de Guatemala, para aislar e identificar a través de la técnica del anzuelo de cabello y las características macro y microscópicas, de los dermatofitos geofílicos presentes en el suelo, en las diferentes áreas muestreadas, tanto en época seca como lluviosa. Lo anterior con el fin de contribuir a evidenciar el riesgo de exposición y contagio de las personas que frecuentan estos sitios por razones recreacionales o de estudio.

Se aislaron e identificaron dos especies de dermatofitos geofílicos: *M. gypseum*, agente causal de tiña del cabello y piel de distribución mundial y *M. vanbreuseghemii*, primer reporte para Guatemala, involucrado en la tiña de perros, gatos, ardillas y seres humanos. También se encontraron *Absidia* sp, *Apophysomyces elegans*, *Aspergillus flavipes*, *A. terreus*, *Fusarium oxysporum*, *Purpureocillium lilacinum*, *Sepedonium* sp, y *Trichoderma viride*, que, aunque son hongos queratinofílicos no dermatofitos, también pueden ser patógenos potenciales al ser humano. Asimismo, se encontró que en las Facultades de Agronomía, Ciencias Químicas y Farmacia y Ciencias Económicas se obtuvo el mayor número de aislamientos. Las Facultades con el menor número de aislamientos correspondieron a Centro de Aprendizaje de Lenguas Universidad de San Carlos de Guatemala, Ingeniería, Hospital Veterinario, Derecho y Arquitectura. Los sitios en los que no se logró ningún aislamiento fueron el Colegio Rey Carlos y Bienestar Estudiantil. Con base en la cantidad de aislamientos en las épocas seca y lluviosa, no se encontró diferencia significativa entre la presencia de ambas épocas ($p > 0.05$).

Por lo anterior se considera que los hongos tanto dermatofitos y no dermatofitos encontrados en este estudio pueden ser potenciales agentes infecciosos para la comunidad estudiantil. Asimismo, se recomienda evaluar a la población en riesgo para determinar la frecuencia de infecciones debidas a hongos queratinofílicos del suelo en las áreas estudiadas.

III. ANTECEDENTES

A. Dermatofitos

Los dermatofitos son un grupo único de hongos con capacidad para invadir tejidos queratinizados como piel, pelo y uñas. Estos provocan infecciones en el hombre y en los animales, las cuales se denominan comúnmente tiñas o dermatofitosis. Este grupo de organismos estrechamente relacionados se puede clasificar en tres géneros: *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton* (Ghannoum & Isham, 2009).

Estos géneros actualmente se clasifican en el *Phylum* Ascomycota, orden Onygenales, familia *Arthrodermataceae*, género *Arthroderma*. Aunque los dermatofitos se ubican dentro del *Phylum* Ascomycota, muchos de ellos se reproducen por medio de formas asexuales y las estructuras producidas en este estado son las que constituyen la base de su identificación morfológica (Summerbell, 2000).

Desde el punto de vista epidemiológico, los dermatofitos pueden clasificarse en tres grandes grupos, dependiendo del hábitat principal, su morfología y fisiología: geofílicos, zoofílicos y antropofílicos (Sánchez, Matos y Kumakawa, 2009).

Los dermatofitos también pueden clasificarse con base en la asociación o no asociación con el suelo. Los dermatofitos asociados al suelo incluyen algunos zoofílicos y los geofílicos en general. Estas especies poseen reproducción asexual en la que producen conidios dimórficos y abundantes, algunos tienen también la habilidad para perforar el cabello mediante órganos de perforación, independencia vitamínica y actividad de ureasa (Summerbell, 2000).

Los dermatofitos geofílicos también pueden ser fuente de infección para humanos y animales (Sánchez, et al., 2009). Las especies zoofílicas, además de su capacidad de degradar los restos de queratina en el suelo, usualmente también tienen la capacidad de parasitar hospederos animales y eventualmente pueden afectar al ser humano. Por otra

parte, las especies antropofílicas afectan exclusivamente al ser humano y se pueden transmitir de un ser humano a otro directamente o indirectamente por fómites. Las infecciones por dermatofitos antropofílicos suelen producir lesiones muy crónicas con poca inflamación (López, 2005).

1. Aspectos evolutivos y ecológicos

Los hongos que pertenecen al linaje de los organismos queratinofílicos derivaron de un organismo común del orden Onygenales, el cual es uno de los pocos grupos de hongos que se especializaron en la degradación de sustratos proteicos. La queratina es una proteína de difícil degradación producida únicamente por animales y es el principal constituyente de la piel, pelos, plumas, escamas de reptiles, cuernos, pezuñas y uñas. Estos materiales se encuentran dentro o sobre el suelo y en otros lugares tales como los nidos de aves y madrigueras (Summerbell, 2000).

Probablemente estos hongos patógenos evolucionaron de su hábitat natural en el suelo hasta desarrollar especificidad a nivel de hospedero, lo cual dio como resultado los tres grupos que se conocen en la actualidad. La variación en la especificidad del hospedero se ha atribuido a las diferencias en la composición de la queratina de los mismos (Sánchez, et al., 2009).

La queratina es una proteína fibrosa e insoluble derivada del ectodermo y de difícil biodegradación, la cual existe en dos formas: α -queratina, que contiene un 22% de cisteína y enlaces disulfuro que poseen forma rígida característica de cuernos y uñas y es suave y flexible en la piel, lana y pelo, donde contiene del 10 al 14% de cisteína. La β -queratina por su parte, carece de cistina y cisteína, pero es rica en aminoácidos con cadena lateral corta, especialmente glicina, alanina y serina. Se encuentra en las fibras de las telas de araña y orugas, escamas, garras y picos de reptiles y aves (Filipello, 2000).

Solamente la α -queratina constituye un problema ecológico, ya que es resistente a la degradación por microorganismos como resultado de la estructura compacta de la cadena de polipéptidos de α -hélice y los enlaces disulfuro. Aparte de los hongos dermatofitos y algunos Mucorales y Chytridiales, pocos organismos son capaces de degradarla, entre ellos algunos actinomicetes, varias cepas de *Bacillus*, el organismo termófilo *Fervidobacterium pennavorans*, así como larvas y polillas, las cuales tienen microorganismos comensales en la microbiota intestinal (Filipello, 2000).

El papel ecológico de los hongos en la degradación de la queratina es de gran importancia, aun cuando su actividad es difícil de cuantificar. De lo que no hay duda, es que los hongos queratinolíticos están involucrados en el reciclaje del carbono, nitrógeno y azufre contenido en la α -queratina (Filipello, 2000).

2. Dermatofitos geofílicos

Los dermatofitos geofílicos existen como saprobios en el suelo y tienen la capacidad de colonizar sustratos queratinizados competitivamente y con éxito. Su distribución parece estar relacionada con la queratina disponible y el pH casi neutro del suelo. La prueba de la existencia de los dermatofitos en el suelo puede demostrarse por la observación de macroconidios, ya que este tipo de esporas no se forman en los animales infectados. Estos dermatofitos tienen la capacidad adicional para causar tiñas en ciertas especies de animales, incluyendo el hombre. Generalmente se adquieren directamente del suelo que contiene un alto número de esporas y rara vez se transmiten de hombre a hombre o de animales al hombre (Simpanya, 2000).

Los dermatofitos geofílicos al igual que otras especies queratinofílicas del suelo han evolucionado hasta llegar a ser patógenos de humanos y animales. La evolución de estos hongos se puede postular a través de numerosas condiciones intermedias de saprobios primitivos del suelo a parásitos especializados capaces de reconocer un solo tipo de hospedero (de Hoog & Guarro, 1995).

Los dermatofitos geofílicos son: *M. fulvum*, *M. gypseum*, *M. racemosum*, *M. vanbreuseghemii*, *M. cookei*, *T. ajelloi*, *T. terrestre* y *T. vanbreuseghemii* (Summerbell, 2000).

Los más virulentos principalmente son miembros del complejo *Microsporum gypseum-fulvum*. Este complejo ha sido bien documentado como patógeno en el hombre y los animales. De las especies que lo integran, *M. fulvum* es la menos patógena, mientras que no se han observado diferencias notables entre la patogenicidad de *M. gypseum* y *M. incurvatum*. La distribución del este complejo es mundial. *M. cookei* es un dermatofito geófilo con distribución global y a menudo se aísla del suelo y también de roedores, así como de animales que no presentan signos clínicos de la tiña. Muy raramente se han notificado infecciones por *M. cookei* en humanos (Simpanya, 2000).

Otros dermatofitos geofílicos incluyen *Trichophyton ajelloi*, el cual no es patógeno. Por otra parte, *T. terrestre* también se considera no patógeno, aunque se han informado infecciones en humanos y se han inducido con éxito infecciones experimentales en animales (Simpanya, 2000).

3. Caracteres biológicos

Existen caracteres biológicos de los dermatofitos geofílicos que indican su asociación con el suelo, los cuales son: reproducción asexual, dimorfismo conidial, mecanismos antidepredación contra artrópodos, producción de órganos de perforación de pelo, independencia de factores de crecimiento exógenos (vitaminas y aminoácidos), actividad de ureasa, osmotolerancia y proteólisis constitutiva (Summerbell, 2000).

4. Ecología

Los restos queratinizados que se encuentran en el suelo o superficie son un sustrato valioso para los hongos queratinofílicos del suelo y también un ambiente específico que les permite sobrevivir y protegerse de otros microorganismos saprofitos

competitivos (Bohacz & Kornittowicz-Kowalska, 2012). La queratina que se encuentra en la naturaleza, principalmente en forma de pelo, plumas, lana, cuernos, pezuñas, uñas y epidermis, puede ser hidrolizada por este tipo de hongos, ya que poseen la capacidad de producir enzimas que descomponen las estructuras queratinizadas, por lo que constituyen un grupo importante de los descomponedores que participan en el reciclaje del carbono, nitrógeno y azufre de la queratina (Garg, Gandotra, Mukerji & Pugh, 1985; Bohacz & Kornittowicz-Kowalska, 2012).

Algunos otros géneros de hongos geofílicos, entre ellos, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Sporotrichum* y *Chaetomium*, entre otros, también se consideran microorganismos importantes en la descomposición de la queratina y celulosa, aunque no forman parte de los dermatofitos (López, 2005).

5. Enzimas

Las enzimas sintetizadas por los dermatofitos alteran química o físicamente el entorno inmediato y actuando directamente mediante la digestión de las proteínas del hospedero, proporcionando una fuente de nutrición. Por lo tanto, el potencial patógeno de un agente fúngico depende de su capacidad para producir enzimas como queratinasas, proteasas y elastasas. A su vez, variaciones en el potencial enzimático de un hongo pueden ser responsables de las diferencias en los efectos patógenos de varias cepas (Fillipello, 2000).

En el suelo, los hongos producen queratinasas extracelulares, principalmente serin-proteinasa, la cual es mucho más activa que otras proteasas no específicas como la tripsina y la papaína en términos de la velocidad y el efecto sobre la queratina. El complejo mecanismo de queratinolisis involucra la acción de sistemas sulfitolíticos y proteolíticos (Sharma, Sharma & Mohan, 2011).

Las cepas de especies de *Microsporum* y *Trichophyton* producen enzimas capaces de solubilizar la queratina y proteínas fibrosas relacionadas que se encuentran

en la piel, cabello, uñas y pezuñas. El papel de las enzimas como factores de virulencia ha sido demostrado ya que a menudo se encuentran en los tejidos de animales infectados (Simpanya, 2000).

6. Características miceliales

Los dermatofitos geofílicos en el estado anamórfico (asexual), se reproducen asexualmente mediante esporulación en arthroconidios, así como micro y macroconidios, los cuales se producen a partir de células conidiógenas especializadas (Simpanya, 2000). Las principales características que distinguen a las especies de dermatofitos geofílicos cuando crecen en el medio de cultivo Sabouraud son:

a. *Microsporum*

i. *M. fulvum*

Las colonias son pulverulentas, de crecimiento rápido, de color cremoso o pardo claro, con una parte periférica blanquecina, miden 25-60 x 7.5-12 μm . El aspecto es más veloso que el de *M. gypseum*. El reverso de la colonia es pardo-amarillento a rojo intenso. Microscópicamente presenta numerosos macroconidios, más cilíndricos que los de *M. gypseum*, que poseen hasta siete septos internos; la pared de estas esporas es fina y rugosa. Los microconidios son piriformes y no pueden diferenciarse de los de otras especies de dermatofitos (de Hoog & Guarro, 1995). Puede presentar hifas en espiral. Produce órganos perforadores en cabellos humanos y es ureasa-positivo. En medios ricos en glucosa presenta rápidamente pleomorfismo (Howard, 2003).

Es un hongo menos virulento que *M. gypseum*, aunque algunos autores lo incluyen como variedad del complejo *M. gypseum*. El estado teleomorfo es *Arthroderma fulvum* (Anexo 1) (de Hoog & Guarro, 1995).

ii. *M. gypseum*

Las colonias se desarrollan rápidamente y tienen un aspecto pulverulento de color canela a marrón, a veces con tintes violáceos, mide 25-60 x 8.5-15 μm . Microscópicamente exhibe macroconidios abundantes, con pared fina y con cuatro a seis septos, se pueden observar hifas en raqueta, cuerpos pectinados, cuerpos nodulares y clamidoconidios. Produce órganos perforadores en cabellos humanos (de Hoog & Guarro).

Es patógeno del hombre y animales, que produce tinea capitis. El estado teleomorfo: es *Arthroderma fulvum* (Anexo 1) (Wilson & Plunkett, 1970).

iii. *M. vanbreuseghemii*

Las colonias presentan crecimiento rápido, con textura granular y color rosado a rosado oscuro con reverso amarillo. Microscópicamente posee macroconidios de 58-61 x 4-10 μm , cilíndricos, la mayoría presenta de 8-12 septos con paredes gruesas y ásperas. Microconidios abundantes y piriformes. Produce órganos perforadores en cabellos humanos (de Hoog & Guarro).

Ocasionalmente infecta gatos, perros y ardillas. Es agente raro de tiñas humanas. El estado teleomorfo es *Arthroderma grubyi* (Anexo 2) (Howard, 2003).

iv. *M. cookei*

Las colonias son pulverulentas, con zona central amarillenta rodeada por una fina y blanquecina zona periférica. El reverso es de color púrpura-rojo. Microscópicamente presenta micelio hialino de 3-5 μm de diámetro, septado, ramificado. Los microconidios y macroconidios emergen de un solo conidióforo. Los macroconidios son numerosos, elípticos, multiseptados, con pared gruesa de 5 μm de grosor, equinulados (de Hoog & Guarro).

Se ha aislado del suelo y en numerosos animales. El estado teleomorfo es *Nannizzia cajetana* (Anexo 3) (Howard, 2003).

v. *M. racemosum*

Las colonias son de crecimiento rápido, con superficie pulverulenta de color blanco a crema. El reverso es rojo-violáceo. Microscópicamente presenta macroconidios en forma de huso, equinulados, pared delgada, con más de 60 μm de largo y con 5-10 septos, regularmente con un filamento terminal. Los microconidios tienen forma de mazo (de Hoog & Guarro).

Es considerado un patógeno raro, aunque se ha indicado que puede producir lesiones maculopapulares y lesiones en la frente y cuero cabelludo. El estado teleomorfo es *Arthroderma racemosum* (Anexo 4) (Howard, 2003).

b. *Trichophyton*

i. *T. ajelloi*

Se observan colonias planas, pulverulentas o aterciopeladas, de color crema u ocráceas. El reverso es de color amarillento con un pigmento púrpura. Microscópicamente posee macroconidios de 40-70 x 9-12 μm , hialinos, con paredes lisas y gruesas, con forma de cigarro y con 8–12 células. Los microconidios son escasos, ovoidales o piriformes. Positivo para la prueba de perforación de pelo *in vitro* (de Hoog & Guarro).

Se han descrito casos de invasión cutánea en humanos. El estado teleomorfo es *Arthroderma uncinatum* (Anexo 5) (Howard, 2003).

ii. *T. terrestre*

Las colonias son de crecimiento rápido a moderado, al principio algodonosas y de color amarillentas, con el centro granuloso que cambia a color rojizo con el tiempo. El margen de la colonia es irregular. El reverso es de color café-amarillento. Microscópicamente tiene micelio aéreo abundante con macroconidios de 8-30 x 4-4.5 μm , cilíndricos, con terminaciones redondeadas y con 2-6 septos. Negativo para la prueba de perforación de pelo *in vitro* (de Hoog & Guarro, 1995)

No se considera patógeno para humanos ni animales. El estado teleomorfo es *Arthroderma quadrifidum* (Anexo 6) (Howard, 2003).

iii. *T. vanbreuseghemii*

Las colonias son planas o con surcos, flocosa al principio, color blanco que se torna rojizo con un centro granular fino. El reverso es de color blanco pálido a brillante. Microscópicamente tiene microconidios de 2-7 μm x 1.5-2.5 μm , piriformes, subglobosos, ovoides, con pared delgada, sin septos, sésiles o sobre pedúnculos cortos, de crecimiento central o terminal. Macroconidios de 30-55 x 6-8 μm , numerosos, de pared delgada, lisos, cilíndricos y multiseptados, con crecimiento separado (de Hoog & Guarro, 1995).

Puede ocasionar infección ectothrix en conejillos de india, así como infecciones en humanos en manos y pies. El estado teleomorfo es *Arthroderma gertleri* (Anexo 7) (Howard, 2003).

7. Factores que intervienen en el desarrollo de los dermatofitos geofílicos

Varios factores influyen en la distribución y sobrevivencia de los hongos queratinofílicos, entre ellos el suelo, la temperatura, la luz, las variaciones estacionales y el pH (Garg, et al, 1985).

a. El suelo

La asociación de los dermatofitos con el suelo tiende a correlacionarse con la capacidad de desarrollar estados teleomorfos heterotálicos, características que no se encuentran en muchos dermatofitos antropofílicos y en algunos zoofílicos (Hiruma & Yamaguchi, 2003). Se ha demostrado que los artroconidios son los propágulos infectantes y pueden persistir por años en el ambiente, particularmente cuando se les encuentra en pelos y escamas. Estas estructuras son las que pueden infectar y producir brotes de dermatofitosis recurrentes en individuos y en instituciones (Viguié-Vallanet y Paugam, 2009).

Los dermatofitos geofílicos existen en su mayoría en campos, jardines, prados y en suelo, así como en el humus en general, principalmente en lugares visitados por animales o frecuentados por personas. Por otro lado, la incidencia es pequeña en suelos pobres en materia orgánica, suelos forestales, suelos pantanosos, arenosos, arcillosos, así como en suelos ácidos y salados. No se han encontrado dermatofitos en la arena de mar y en los desiertos (Otčenášek, Dvořák, & Kunert, 1965).

De los dermatofitos que habitan el suelo, *M. gypseum* es el más típico, ya que habita en suelos ricos en humus. Es especialmente frecuente en jardines y campos, pero también se le encuentra en invernaderos y compost, estiércol o guano. En suelos pobres en materia orgánica es escaso o está ausente en lo absoluto. También se encuentra con frecuencia en los entornos con una gran población animal. Los datos acerca de la dependencia de *M. gypseum* con respecto a la presencia de animales a menudo se contradicen, debido a que otros factores tales como los compuestos químicos de excrementos, parecen jugar un papel en el crecimiento de dicha especie (Otčenášek, et al., 1965).

T. ajelloi se encuentra con mayor frecuencia en suelos con humus intermedio (campos y prados), sin embargo, su espectro ecológico es muy amplio, aunque es una especie rara de encontrar, al menos en las zonas templadas. *T. terrestre* muestra en

cierta medida, una ecología opuesta a la de *M. gypseum*, ya que se encuentra más frecuentemente en suelos pobres en arcilla, suelos arenosos como el suelo de las playas, pero con buena iluminación. Es común encontrarlo incluso en cuerpos de agua dulce. Esta especie frecuentemente se encuentra en el cabello de mamíferos pequeños y en las plumas de pájaros, especialmente en variedades con pigmento rojo y ha sido aislado en diferentes continentes (Otčenášek, et al., 1965).

Poco se sabe acerca de la ecología de *M. cookei*, ya que es una especie muy rara. Sin embargo, parece que su hábitat es similar al de *M. gypseum*. Se ha encontrado principalmente en algunas grandes ciudades de Europa y América del Norte. Numerosos hallazgos de esta especie también se han documentado en el pelo de los mamíferos que habitan en América del Norte (Otčenášek, et al., 1965).

Se ha demostrado que el suelo constituye una fuente de contagio importante en algunas micosis y el aislamiento de hongos patógenos del suelo ha contribuido a comprender de mejor forma la epidemiología de las enfermedades que producen (Garg, et al., 1985).

b. La temperatura

Es evidente que la distribución geográfica de los dermatofitos está determinada principalmente por la temperatura. Lo anterior se sustenta en los datos de cultivos de estados teleomorfos realizados a nivel de laboratorio. Los límites de temperatura de crecimiento de tres especies de mayor incidencia son: *T. terrestre* que crece entre 4-24°C, *T. ajelloi* que lo hace a 15-30°C y *M. gypseum* que se desarrolla a 15-34°C (Otčenášek, et al., 1965).

Según Garg, et al., (1985) el rango óptimo de temperatura para la mayoría de hongos queratinofílicos, es de 25-27°C y cuando se cultivan a temperaturas por encima de los 40°C, no presentan crecimiento. Por lo tanto, se puede decir, que los hongos queratinofílicos, en general, son mesófilos, sin embargo, algunas cepas pueden ser

termotolerantes e incluso pueden adaptarse a temperaturas adversas y así lograr sobrevivir.

c. La luz

La luz UV es fungicida, ya que inhibe la germinación de las esporas y eventualmente el crecimiento de las hifas. Se ha observado que en los meses de verano disminuye la frecuencia de dermatofitosis, lo cual en parte podría deberse al efecto de la radiación. La radiación UV de longitud de onda larga inhibe la germinación y el crecimiento de los dermatofitos. La intensidad de dicha inhibición depende del tiempo de exposición diario (Garg, et al., 1985).

La susceptibilidad de las esporas a la radiación UV varía de una especie a otra, por ejemplo, en *T. ajelloi*, el efecto letal completo se consigue con una irradiación diaria de dos horas. En *M. cookei* este lapso es de una a dos horas, en *T. mentagrophytes var. interdigitale* es de una hora, mientras que en *T. verrucosum* sólo ocho minutos de exposición puede ser fatales. Los macroconidios de *M. gypseum* no germinan y se ven afectados bajo el efecto de los rayos UV y la luz visible. El hecho de que el crecimiento de los dermatofitos se vea inhibido por la luz UV y luz visible, puede tener consecuencias epidemiológicas en la naturaleza. Por ello, las infecciones por dermatofitos son poco frecuentes en países tropicales en particular durante el verano, aunque también pueden influir otros factores (Garg, et al., 1985).

d. Las variaciones estacionales

Las variaciones climáticas estacionales se encuentran bien marcadas especialmente en países tropicales y subtropicales, por lo tanto, esto altera de forma natural el curso de la sucesión, la distribución y la supervivencia de los dermatofitos, ya que afecta factores importantes para los dermatofitos como la humedad, el pH, la luz y la temperatura (Garg, et al., 1985).

e. El pH

Las ectoenzimas de los dermatofitos se vuelven inactivas a un pH por debajo de 4.5 y el catabolismo enzimático de los hongos queratinofílicos sólo puede llevarse a cabo a un pH entre 6 y 9. Debido a que se pueden encontrar grandes variaciones de pH en los sustratos queratinizados que estos hongos colonizan, es necesario tomar en cuenta la importancia del pH del sustrato. El crecimiento más exuberante y la mayor frecuencia de hongos queratinofílicos se encuentra en suelos con pH entre 6 y 9 (Garg, et al., 1985).

f. El contenido de humedad, carbono, nitrógeno, humus y otros nutrientes

La queratina es una fuente abundante de nitrógeno y solo puede ser utilizada por hongos queratinofílicos. El contenido de nitrógeno en la queratina varía en los diferentes sustratos queratinizados lo que puede afectar la colonización de los hongos queratinofílicos. La disponibilidad de humedad para los hongos que viven en el suelo varía con los hábitats. Los procesos de germinación, crecimiento y reproducción están directamente relacionados con el contenido de humedad del sustrato, *T. ajelloi* tiene una relación directa con el contenido de humedad en los suelos, el cual se aísla de suelos con 16.2-17.8% de humedad relativa. *T. terrestre* ha sido aislado de suelos con un promedio de humedad de un 7.1%, decreciendo su aislamiento con el aumento del contenido de agua. Mientras que el resto de especies han sido encontradas en suelos con hasta un 90-100% de humedad relativa. Sin embargo, éste es solo uno de los muchos factores que influencia en la colonización y el curso de sucesión en sustratos ricos en queratina (Garg, et al., 1985).

Referente a la proporción de humus se ha comunicado que *M. gypseum* crece preferentemente en suelos con un contenido de humus de 5.1%, en tanto que *T. terrestre* se desarrolla en suelos con un contenido de humus de 1.5%. Por el contrario, en otros hongos queratinofílicos como *Trichophyton ajelloi* y *Chrysosporium keratinophilum*, la distribución es independiente del humus del suelo (Garg, et al., 1985).

8. Distribución geográfica

La forma en que las distintas especies se distribuyen geográficamente se determinó de acuerdo con la frecuencia de los hallazgos de las especies. *M. gypseum* se encuentra distribuida en todos los continentes y ha sido comunicada incluso en áreas en donde otras especies no han podido ser aisladas del suelo. Esto se debe a que la frecuencia de *M. gypseum* en diferentes condiciones climáticas fluctúa poco, sin embargo, las condiciones óptimas de esta especie son la vegetación del suelo en zonas tropicales y subtropicales, en las cuales siempre prevalece sobre las otras especies. La prevalencia de esta especie en el continente americano se conoce poco, pero se supone es una de las especies geofílicas dominantes (Otčenášek, et al., 1965; Ghannoum & Isham, 2009).

T. ajelloi también se encuentra distribuida en todos los continentes, pero en contraste con *M. gypseum*, parece encontrar condiciones óptimas en la vegetación del suelo en zonas templadas, en las cuales, la frecuencia es casi siempre más alta que la de *M. gypseum*. En la parte norte de Europa, las diferencias en la frecuencia de ambas especies son aún más marcadas, ya que en el norte de Alemania y Polonia el porcentaje de hallazgos de *T. ajelloi* no baja del 60%, mientras que el de *M. gypseum* no se eleva por encima del 10%. *M. gypseum* no se ha encontrado en Noruega y es escaso en Finlandia. En general, es más alta la frecuencia de hallazgos de *T. ajelloi* en países europeos, razón por la que lo sitúan como una de las especies predominantes en ese continente (Otčenášek, et al., 1965; Ghannoum & Isham, 2009).

De acuerdo con los datos disponibles para *T. terrestre*, la especie no ha sido reportada en suelos del continente africano. Sin embargo, se han documentado hallazgos esporádicos en los trópicos, debido a que probablemente encuentre mejores condiciones en los suelos de zonas subtropicales y templadas (Otčenášek, et al., 1965; Ghannoum y Isham, 2009)

La distribución geográfica de *M. cookei* ha sido evaluada con dificultad, sin embargo, parece estar distribuida en todos los continentes con una incidencia máxima en Europa y América del Norte (Rippon, 1974).

En Guatemala han sido aislados dos especies de dermatofitos considerados exóticos, como lo son: *Trichophyton soudanense* y *Microsporum nanum*, favorecidos entre otros factores por las condiciones del suelo de la zona templada del altiplano, Santa María de Cauque, Sacatepéquez. Asimismo, cabe mencionar es uno de los países donde se ha descrito el mayor número de infecciones humanas causadas por *M. gypseum* (Gini, 1972).

9. Manifestaciones clínicas

Los dermatofitos geofílicos virulentos son principalmente miembros del complejo *M. gypseum-fulvum*. Este complejo ha sido bien documentado como un patógeno en el hombre y los animales. *M. gypseum* aislado del suelo en comparación con el aislado en animales tiene baja patogenicidad y sólo cepas muy virulentas son capaces de producir infecciones (Filipello, 2000).

En el caso de los dermatofitos geofílicos patógenos, los propágulos infectivos se originan a partir de fuentes saprobias, se transmiten de forma directa o indirecta, y se conocen como infecciones por parásitos saprofílicos. Esta forma de infección es común para *M. gypseum*, donde la fuente de la mayoría de infecciones en el hombre y los animales es el suelo. En los niños, la tiña facial por *M. gypseum* puede seguir a la exposición recreativa a propágulos de este hongo transmitidos por el suelo. La exposición laboral se ilustra con casos reportados en jardineros y pequeñas epidemias observadas, por ejemplo, en los productores de pepino (Simpnanya, 2000).

El complejo *T. terrestre* es considerado como no patógeno, aunque se han comunicado infecciones humanas y las infecciones experimentales en animales también han sido inducidas con éxito. Otros dermatofitos geofílicos incluyen *M. cookei* y *T. ajelloi*,

que no son considerados patógenos, sin embargo, el primero es un geófilo con una distribución global, a menudo es aislado del suelo y también de roedores y otros animales que no presenten signos clínicos de la tiña y muy raramente se han notificado infecciones humanas por esta especie (Simpanya, 2000).

B. Descripción del área de estudio

1. Universidad de San Carlos de Guatemala

La Universidad de San Carlos de Guatemala es la universidad más grande y antigua de Centroamérica. Fundada en 1676, es la única universidad estatal y autónoma. La sede principal se encuentra en la Ciudad Universitaria, zona 12 de la Ciudad de Guatemala y está conformada por nueve facultades y siete escuelas. Además, cuenta con quince centros regionales y un centro universitario metropolitano en donde se encuentran la Facultad de Medicina y la Escuela de Psicología (Universidad de San Carlos de Guatemala, 2014).

a. Campus central

El campus central se encuentra conformado por cerca de 150,000 estudiantes inscritos para el año 2014, los cuales en su mayoría asisten regularmente y hacen uso de sus instalaciones y áreas verdes (Universidad de San Carlos de Guatemala, 2014).

i. Áreas verdes

En los alrededores de los edificios, entre facultades y escuelas, se encuentran amplias áreas de vegetación, constituidas por diversas especies de árboles y plantas, suficientes para la magnitud del área construida. Estas áreas son transitadas frecuentemente por el hombre y animales, los cuales representan una importante fuente

de queratina que se deposita en el suelo, por consiguiente, juega un papel primordial en el desarrollo de los dermatofitos, representando factores de riesgo, para las personas que frecuentan estos sitios por razones recreacionales o de estudio, que precisan ser evaluados mediante su identificación (Anane, 2012).

Las áreas verdes en la Universidad de San Carlos de Guatemala están constituidas de una amplia variedad de plantas, incluido césped, distintos tipos de pinos, algunas con suelos sin recubrimiento vegetal, y habitadas por gran variedad de animales como lo son aves, perros, gatos e incluso algunos mamíferos como ardillas (Universidad de San Carlos de Guatemala, 2014).

ii. Hospital veterinario de la Facultad de Veterinaria y Zootecnia

Dentro de las instalaciones de esta facultad se encuentra el hospital veterinario, en donde se presta asistencia veterinaria gratuita o a bajos costos, por parte de los estudiantes, a una gran variedad de animales, ya sean domésticos o de granja. Esta área es importante de evaluar debido a que las manifestaciones clínicas por hongos zoofílicos y geofílicos son más frecuentes por el estrecho contacto del hombre con animales infectados, por ser éstos reservorios de los dermatofitos, y con la tierra que representa un depósito de material queratinizado infectado (Pérez, 2005). Para la gran mayoría de especies zoofílicas, el suelo representa una alternativa de vida corta, sin olvidar que pueden tener una larga supervivencia en los pelos y plumas caídas de los animales. Este dato además es importante cuando se desea evaluar la aparición de nuevos casos, tras la eliminación del reservorio (Viguié-Vallanet y Paugam, 2009).

En esta facultad las áreas verdes se encuentran constituidas por una amplia vegetación la cual incluye arboles tanto internamente como en la periferia y césped. Un suelo que se encuentra húmedo gracias al riego que se le realiza regularmente (Universidad de San Carlos de Guatemala, 2014).

iii. Colegio Rey Carlos

El colegio Rey Carlos es una dependencia de la rectoría, que tiene como objetivo principal el cuidado de niños de 2 meses a 12 años de edad, de los cuales su mayoría son hijos de estudiantes y trabajadores de la Universidad de San Carlos, y desde el 2005 atiende a niños de hasta 12 años de edad con tutorías y otras actividades. El estudio de los dermatofitos en la población infantil es de gran relevancia por tratarse de una población más susceptible de acuerdo a su inmunidad. Debido a la respuesta provocada por el hospedero que incluye mecanismos inmunitarios (inmunidad humoral y celular) y no inmunitarios (presencia de ácidos grasos saturados después de la pubertad con poder antifúngico), el crecimiento de los dermatofitos se ve limitado. La mayor cantidad de sebo producido por las personas adultas y las proteínas fungicidas de la epidermis normal, pueden ser factores que interfieren en el desarrollo de los hongos. Asimismo, la inmunidad del individuo va a depender de factores nutricionales, factores hormonales, edad, sexo, conservación del pH y continuidad de las barreras naturales. Además, cabe considerar al niño como susceptible a este tipo de hongos, ya que durante una parte de su vida tiene en el suelo un hábitat de juego y/o aprendizaje (Pérez, 2005).

Los suelos de esta área se encuentran recubiertos por césped de corto tamaño, abundantes árboles que en su mayoría son pinos, con áreas de tierra y concreto, donde se pueden encontrar juegos para niños.

IV. JUSTIFICACIÓN

Con el paso del tiempo, los dermatofitos han cobrado importancia clínica a nivel mundial, debido a la capacidad de convertirse en potenciales patógenos y provocar infecciones en humanos, al invadir tejidos y alterar las capas superficiales de la piel y sus anexos como pelo y uñas.

En la actualidad, se conoce muy poco acerca de los dermatofitos geofílicos en Guatemala, ya que el único trabajo realizado en el país fue llevado a cabo por Gini en el año de 1972. Por esta razón surge la necesidad de generar nuevos conocimientos que permitan reconocer las especies que se desarrollan en nuestro medio.

Debido a que el campus central de la Universidad de San Carlos de Guatemala, cuenta con diversas áreas verdes frecuentados por los estudiantes como sitios de estudio y recreación, éstos pueden exponerse directamente al contacto con los dermatofitos del suelo. Por tal razón, este estudio propuso el aislamiento e identificación de dermatofitos geofílicos presentes en dichas áreas, a fin de contribuir a evidenciar el riesgo de exposición y contagio de las personas.

V. OBJETIVOS

A. Objetivo general

Identificar los dermatofitos geofílicos aislados de las áreas verdes del campus central zona 12 de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

B. Objetivos específicos

1. Identificar las especies de dermatofitos geofílicos aislados de las áreas verdes y suelos, a través de las características macro y microscópicas.
2. Establecer la frecuencia de aislamiento de las especies identificadas, con respecto a las áreas muestreadas y épocas seca y lluviosa.

VI. HIPOTESIS

Por ser un estudio descriptivo no se plantea hipótesis.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

A. UNIVERSO

Todas las áreas verdes y suelos del campus central de la Universidad de San Carlos de Guatemala y los dermatofitos presentes en ellas.

B. MUESTRA

224 muestras de suelo provenientes de 12 áreas verdes y suelos del campus central y los dermatofitos que puedan contener, tomadas en cuatro muestreos de cada área, durante el año 2014.

C. RECURSOS

1. Humanos

- Estudiantes:

Br. María José Calvo Escobar

Br. José Renato González Velásquez

- Asesor:

Lic. Osberth Morales

2. Institucionales

Servicio de Micología, Laboratorio de Micología y Laboratorios del Departamento de Microbiología, Edificio T-12, 2º nivel, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia.

3. Materiales

a. De oficina

- Hojas papel bond de 60 gramos
- Lápices
- Lapiceros
- Computadora
- Bitácora
- Cinta
- Marcador permanente
- Cámara fotográfica digital marca Sony®

b. De laboratorio

- Cajas de petri de vidrio de 90 mm de diámetro, con tapa
- Cajas de petri plásticas desechables estériles
- Asas microbiológicas en L y en espátula
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Papel parafilm
- Cabello claro de niños menores de 12 años

c. Reactivos

- Agua destilada
- Agar Sabouraud marca MERCK®
- Agar Micosel marca MERCK®
- Azul de lactofenol
- Alcohol al 70%

d. Equipo

- Microscopio marca Leica CME®
- Incubadora marca Fisher®
- Autoclave

e. Otros

- Rollos de papel absorbente
- Cucharas plásticas
- Bolsas plásticas con cierre hermético
- Papel kraft
- Papel aluminio
- Papel encerado
- Guantes
- Bata
- Pala
- Cubetas plásticas

D. PROCEDIMIENTOS

Las áreas verdes se clasificaron como grandes, medianas y pequeñas, para lo cual se tomaron de 5 a 7, de 3 a 4 y de 1 a 2 muestras respectivamente. En total fueron 17 áreas verdes y 56 muestras, las coordenadas geográficas de cada uno de los puntos muestreados fueron obtenidas con el sistema de posicionamiento global (GPS) y se presentan en el Anexo 8 con su respectivo mapa en el Anexo 9. Las muestras fueron obtenidas durante 4 muestreos en el año para un total de 224 muestras recolectadas, como se muestra a continuación (Tabla 1).

Tabla 1. Áreas de muestreo

	No. de áreas	No. de muestras	Clasificación*
Facultad de Arquitectura	1	3	Mediana
Facultad de Ingeniería	2	5	Mediana Pequeña
Bienestar Estudiantil	1	3	Mediana
Facultad de Derecho	1	7	Grande
CALUSAC	3	5	Mediana Pequeña Pequeña
Facultad de Agronomía	2	9	Grande Mediana
Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia	4	10	Mediana Mediana Pequeña Pequeña
Facultad de Ciencias Económicas	1	7	Grande
Colegio Rey Carlos	1	4	Grande
Hospital Veterinario	1	3	Mediana
Total	17	56	

*Área Grande: amplias, con abundante vegetación y árboles, sin jardinería

*Área Mediana: con abundante vegetación y árboles, jardinería.

*Área pequeña: circulares ya sea con paredes o bordillos, con pocos árboles y abundante vegetación de tamaño pequeño.

1. Muestreo

El muestreo consistió en realizar un recorrido en diagonal de extremo a extremo de 25 pasos en cada área, tomando en cada punto una muestra (Simpanya, 2000).

- Se limpió la superficie del suelo.
- Se tomaron los primeros 2-5 cm de suelo con la ayuda de una pala, cuidando obtener 50 gramos de suelo (la muestra de suelo se recolectó en una bolsa plástica).
- Se procesó inmediatamente o almacenó entre 0-4°C.

2. Aislamiento por el método de anzuelo de cabello (Hair-baiting technique)

Para el aislamiento de los dermatofitos, cada una de las muestras se sembró utilizando la técnica de pelo estéril, de acuerdo con lo recomendado por Vanbreuseghen (1952), Gini (1972) y Anane (2012).

• Preparación de las cajas de Petri de vidrio y cabello

- Las cajas de Petri se esterilizaron en una autoclave a 121°C y 1.5 lb/p², durante 15 minutos.
- Se esterilizaron de 1-2 gramos de cabello (1-2 cm de largo) envuelto en papel a 121°C y 1.5 lb/p² durante 15 minutos.

• Incubación

- Las cajas de Petri de vidrio inoculadas se incubaron por 2 meses a una temperatura de 25-26°C.
- Las cajas se monitorearon cada dos semanas, el primer mes y cada semana el segundo mes y se observó crecimiento de micelio (Cabañes, 2001).

3. Preparación de los medios Sabouraud y Micosel

a. Sabouraud

- Se agregó 65 gramos de medio deshidratado en 1 litro de agua desmineralizada.
- Luego se calentó hasta la ebullición.
- Se esterilizó a 121°C y 1.5 lb/p², por 15 minutos.
- Se dejó enfriar y sirvió en cajas de petri plásticas desechables estériles.
- Se almacenó en refrigeración de 2-8°C.

b. Micosel

- Se agregó 33 gramos de medio deshidratado en 1 litro de agua desmineralizada.
- Se procedió a calentar en baño María hasta el aclaramiento del medio.
- Se dejó enfriar y sirvió en cajas de petri plásticas desechables estériles.
- Se almacenó en refrigeración de 2-8°C.

4. Análisis microscópico del cabello

La observación microscópica en busca de estructuras fúngicas se realizó de acuerdo con lo recomendado por Cabañes (2001).

- Se colocó en un portaobjetos una pequeña cantidad de cabello y una gota de azul de lactofenol.
- Luego en un cubreobjetos se presionó cuidadosamente con el propósito de obtener una preparación fina.
- Se observó al microscopio en 10x y confirmó con 40x.
- Se anotaron las estructuras fúngicas observadas.

5. Cultivo de las muestras

Posterior al examen microscópico del cabello, se sembró una porción de 3 a 4 cabellos que contenían micelio, en agar Sabouraud y Micosel (Cabañes, 2001).

a. Cultivo en agar Sabouraud y Micosel

- Se tomó una pequeña porción de cabello en donde se observaron estructuras fúngicas y se colocó en la superficie de la caja de Petri, en cada medio de cultivo.
- Se realizó la identificación de cada caja (muestra, fecha, medio de cultivo).
- Se incubó a 25-26°C por dos semanas (Cabañes, 2001).

b. Aislamiento en cultivo puro

- Con un asa flameada, se tomó una pequeña porción de los bordes de la colonia obtenida del aislamiento con cabello en Agar Micosel o Sabouraud.
- Se resembró en medio Sabouraud y Micosel.
- Se incubó por 7 días a 25-26°C (Cabañes, 2001).

c. Cultivo en lámina

- Se tomó una pequeña porción del cultivo puro del hongo utilizando un asa en L e inoculó dos veces en un círculo de agar de 0.5 cm de diámetro, previamente preparado sobre un portaobjetos y un soporte.
- Se cubrió el agar con un cubreobjetos estéril.
- Se añadió 10 ml de agua destilada.
- Se incubó de 25-26°C por dos semanas.
- Se observó al microscopio el cubreobjetos y el portaobjetos con azul de lactofenol en busca de estructuras fúngicas.
- Se anotó lo observado (Cabañes, 2001).

d. Identificación

La identificación se realizó utilizando bibliografía especializada, entre ellas de Hoog & Guarro (1995), Logemann (1995), Larone (2002) y Arenas (2014).

e. Análisis de resultados

Se determinó la presencia de los hongos en las diferentes muestras recolectadas a partir de la identificación en lámina del cultivo de cabello y/o cultivo puro en agar Sabouraud. Se analizaron descriptivamente a través de frecuencias de aislamiento y fecha de muestreo.

Se elaboró una base de datos de frecuencia de aislamiento de las especies en época seca y lluviosa, y se buscaron diferencias estadísticamente significativas a través de la prueba de Chi cuadrado realizada en el programa Epi Info 7.2.

VIII. RESULTADOS

A continuación se describen las especies de hongos dermatofitos y no dermatofitos identificados a partir de 224 aislamientos realizados de cuatro muestreos en el año 2014.

A. Dermatofitos

1. *Microsporum gypseum* E. Bodin (Figuras 1A, 2A)

Características macroscópicas: Colonia amarilla, irregular, pulverulenta, plana, con reverso amarillo a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Macroconidios de pared delgada y rugosa, con 3.0-6.0 células, fusiformes, de 32.0-50.0 x 8.0-11.0 µm. Microconidios sésiles, de pared lisa y delgada, piriformes, de 4.0-7.0 x 2.0-3.0 µm.

Aislamientos: sitio 4, 21 de enero de 2014; 13 de diciembre de 2014, sitio 5; 17 de junio de 2014; sitio 33, 30 de enero de 2014; 17 de junio de 2014; sitio 34, 16 de diciembre de 2014; sitio 36, 21 de enero de 2014; sitio 37, 26 de septiembre de 2014, sitio 38, 30 de enero de 2014; sitio 39, 16 de diciembre de 2014; sitio 40, 21 de enero de 2014; sitio 42, 22 de enero de 2014; sitio 43, 29 de enero de 2014; sitio 44, 29 de enero de 2014; sitio 46, 29 de enero de 2014; 25 de septiembre de 2014; sitio 48, 23 de enero de 2015; sitio 24, 17 de junio de 2014; sitio 26, 17 de junio de 2014; sitio 27, 30 de septiembre de 2014; sitio 28, 21 de enero de 2014; sitio 29, 17 de junio de 2014; 5 de septiembre de 2014; sitio 9, 21 de enero de 2014; sitio 54, 22 de enero de 2014; sitio 55, 5 de septiembre de 2014; sitio 56, 24 de enero de 2014; sitio 1, 5 de septiembre de 2014; sitio 2, 5 de septiembre de 2014; sitio 3, 5 de septiembre de 2014; sitio 19, 5 de diciembre de 2014; sitio 20, 9 de septiembre de 2014; sitio 21, 21 de enero de 2014.

2. *Microsporium vanbreuseghemii* Georg, Ajello, Friedman & S.A. Brinkm
(Figura 2B)

Características macroscópicas: Colonia de rápido crecimiento, granular, rosa oscuro, reverso amarillo a 25-27 °C en agar Sabouraud (de Hoog & Guarro, 1995).

Características microscópicas: Macroconidios de pared gruesa y rugosa, con 8.0-12.0 células, cilíndricos, de 56.0-78.0 x 9.0-12.0 µm. Microconidios de pared lisa y delgada, piriformes, de 4.0-8.0 µm de longitud.

Aislamientos: sitio 12, 22 de febrero de 2014; sitio 39, 20 de junio de 2014.

B. No dermatofitos

1. *Absidia* sp (Figuras 1B, 2C)

Características macroscópicas: Colonia de superficie gris, micelio aterciopelado, reverso blanquecino a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Esporangióforos ramificados a partir de hifas hialinas cenocíticas de pared delgada, de 84.0-136.0 x 3.0-4.0 µm. Esporangios de pared gruesa y lisa, esféricos, de 7.0-20.0 µm de diámetro. Columela piriforme, de 5.0-10.0 µm de diámetro, con apófisis cónica, de 20.0 x 15.0 µm. Esporangiosporas de paredes lisas, esféricas, de 3.0-5.0 x 2.0-3.0 µm.

Aislamiento: Facultad de Farmacia, sitio 39, 16 de junio de 2014.

2. *Apophysomyces elegans* P.C. Misra, K.J. Srivast & Lata (Figuras 1C, 2D)

Características macroscópicas: Colonia de superficie algodonosa, micelio blanco, reverso blanco a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Esporangióforos no ramificados, que emergen de hifas aéreas, ligeramente estrechos en el ápice, de pared gruesa y lisa, de 3.0-5.0 μm de diámetro. Esporangios terminales e individuales, de pared gruesa y lisa, piriformes, de 40.0-120.0 μm de diámetro. Columela semiesférica, de 17.0-27.0 μm de diámetro, con apófisis piriforme, de 10.0-15.0 x 20.0-22.0 μm . Esporangiosporas de paredes lisas y delgadas, cilíndricas, de 4.0-8.0 x 3.0 -6.0 μm .

Aislamiento: sitio 28, 12 de diciembre de 2014.

3. *Aspergillus flavipes* Bainier & R. Sartory (Figuras 1D, 2E)

Características macroscópicas: Colonia amarilla, circular y arenosa, elevada, reverso amarillo a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Conidióforo de paredes lisas y delgadas, hialinas. Cabeza conidial dispersa, de forma radial, de 50.0-80.0 μm de diámetro. Células conidiógenas biseriadas. Vesícula de paredes lisas, esférica, de 7.0-11.0 μm de diámetro. Fiálides que no cubren por completo el área de la vesícula. Conidios de paredes lisas, esféricos, de 2.0-4.0 μm de diámetro.

Aislamiento: sitio 43, 12 de diciembre de 2015.

4. *Aspergillus terreus* Thom (Figuras 1E, 2F)

Características macroscópicas: Colonia café, circular y granulosa, elevada, reverso amarillo a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Conidióforos de paredes lisas y delgadas, hialinas. Cabeza conidial compacta, con disposición columnar, de 40.0-70.0 μm de diámetro. Células conidiógenas biseriadas. Vesícula de paredes lisas, semiesférica, de 12.0-25.0 μm de diámetro. Fiálides que no cubren por completo el área de la vesícula. Conidios de paredes lisas, esféricos, de 2.0-3.0 μm de diámetro.

Aislamiento: sitio 43, 16 de febrero de 2014; 04 de marzo de 2015 y 10 de diciembre de 2015.

5. *Fusarium oxysporum* Sherb (Figuras 1F, 1G, 2G)

Características macroscópicas: Colonia con micelio aéreo blanco a púrpura, circular, elevada y algodonosa, reverso púrpura oscuro a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Conidióforos de paredes lisas y delgadas, cortos e individuales, con monofiálides laterales en el micelio aéreo. Célula basal pedicelada, de 25.0-90.0 x 3.0-4.0 µm. Macroconidios de pared delgada, con 3.0-5.0 septos, fusiformes, ligeramente curvos en la punta, de 22.0-32.0 x 4.0-5.0 µm. Microconidios de pared delgada, escasos, unicelulares, septados, elipsoidales, embebidos en una matriz mucilaginosa, de 6.0-10.0 x 2.0-4.0 µm. Clamidiosporas terminales e intercaladas, de pared lisa, de 6.0-9.0 µm de diámetro.

Aislamiento: sitio 11, 20 de marzo de 2015; 21 de abril de 2014; sitio 27, 20 de marzo de 2014; sitio 32, 21 de abril de 2014; sitio 25, 17 de diciembre de 2014; sitio 24, sitio 30 y sitio 31, 22 de diciembre de 2014; sitio 14, 30 de enero de 2014; sitio 2, sitio 3, 11 de diciembre de 2014; sitio 54, 11 de diciembre de 2014; sitio 39 y sitio 42, 11 de diciembre de 2014.

6. *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson (Figuras 1H, 2H)

Sinónimo: *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson

Características macroscópicas: Colonia rosa, flocosa, redonda, elevada, reverso púrpura a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Conidióforos de paredes rugosas y gruesas, de 3.0-4.0 μm de ancho. Fiálides densamente agrupadas, piriformes. Conidios de paredes lisas y delgadas, formando cadenas largas y divergentes, elipsoidales, hialinos, de 2.0-4.0 x 2.0 μm .

Aislamiento: sitio 43, 21 de enero de 2014; sitio 44, 17 de diciembre de 2014; sitio 39, 17 de diciembre de 2014; sitio 42, 23 de enero de 2014; sitio 26, 21 de enero de 2014; sitio 30, 21 de enero de 2014; sitio 6, 21 de enero de 2014.

7. *Sepedonium* sp (Figura 2I)

Características macroscópicas: Colonia cerosa, blanca, que con la edad se torna amarilla y suave, reverso blanco a 25-27 °C en agar Sabouraud (de Hoog & Guarro, 1995).

Características microscópicas: Conidióforos de pared lisa y delgada, simple o ramificada, con hifas septadas. Conidios grandes, de pared gruesa y rugosa, con protuberancias, de 7.0-14.0 μm de diámetro.

Aislamiento: sitio 27, 21 de enero de 2014; 17 de diciembre de 2014; sitio 29, 29 de enero de 2014; sitio 6, 16 de junio de 2014.

8. *Trichoderma viride* Tode (Figuras 1I, 2J)

Características macroscópicas: Colonia con micelio aéreo blanco, superficie verde, elevada, algodonosa, circular, reverso verdoso amarillento a 25-27 °C en agar Sabouraud.

Características microscópicas: Conidióforos de paredes lisas y delgadas, ramificados en forma piramidal, con ramas cortas cerca de la punta y más largas en la parte inferior, hifas septadas. Fiálides en grupos de 3.0-4.0, fusiformes. Conidios

de paredes lisas y delgadas, hialinos, esféricos, de 3.0-4.0 μm . Clamidosporas esféricas, intercaladas, hialinas.

Aislamientos: sitio 28, 16 de diciembre de 2014; sitio 24, 16 de diciembre de 2014; sitio 30, 16 de diciembre de 2014; sitio 32, 16 de diciembre de 2014; sitio 21, 16 de diciembre de 2014; sitio 4, 11 de diciembre de 2014; sitio 45, 5 de diciembre de 2015; sitio 56, 11 de diciembre de 2015.

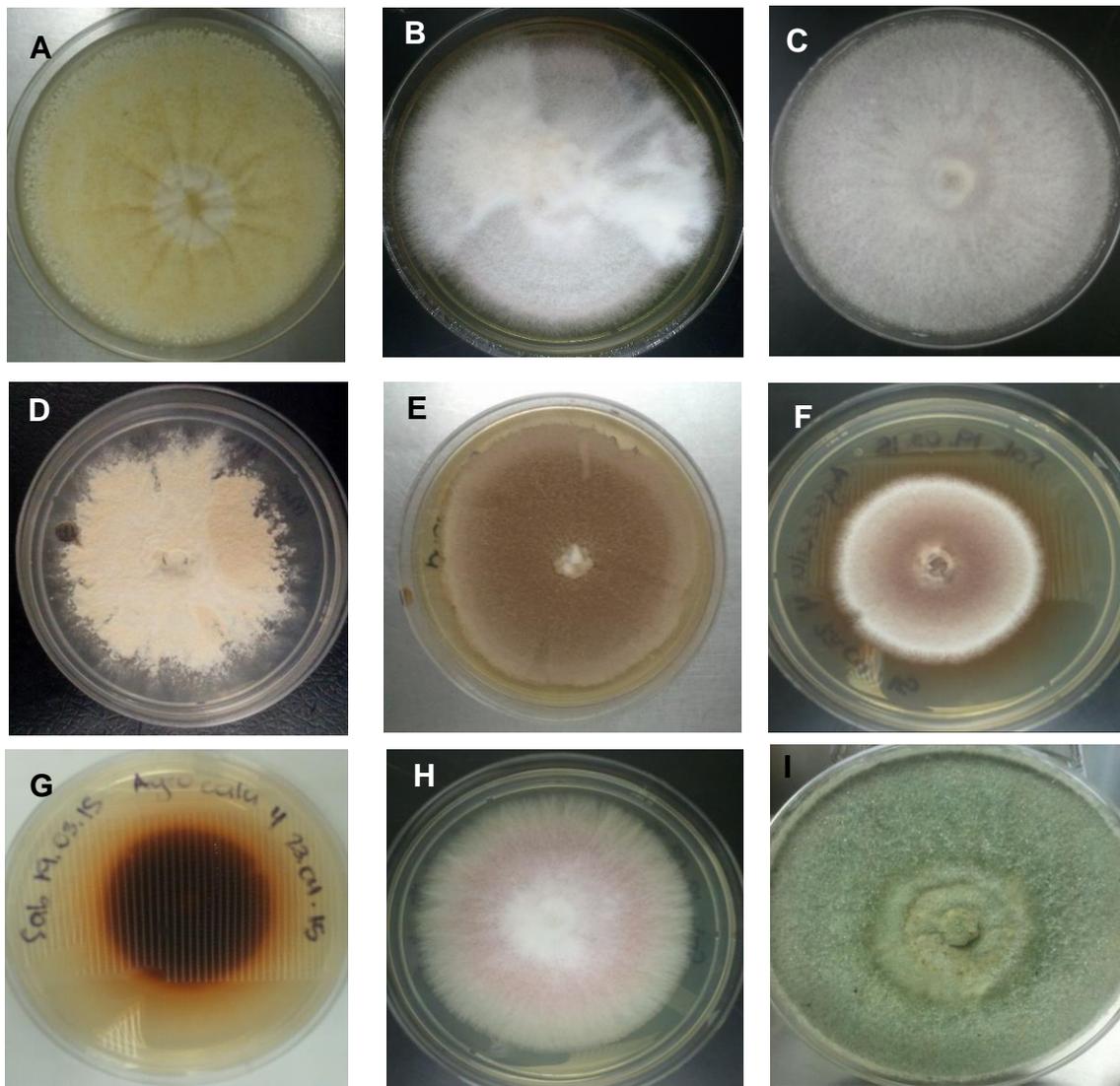


Figura 1. Características macroscópicas de las colonias de hongos aislados del suelo de la Universidad de San Carlos de Guatemala en agar Sabouraud. A. *M. gypseum*. B. *Absidia* sp. C. *A. elegans*. D. *A. flavipes*. E. *A. terreus*. F-G. *F. oxysporum*, F. Anverso. G. Reverso. H. *P. lilacinum*, I. *T. viride*.

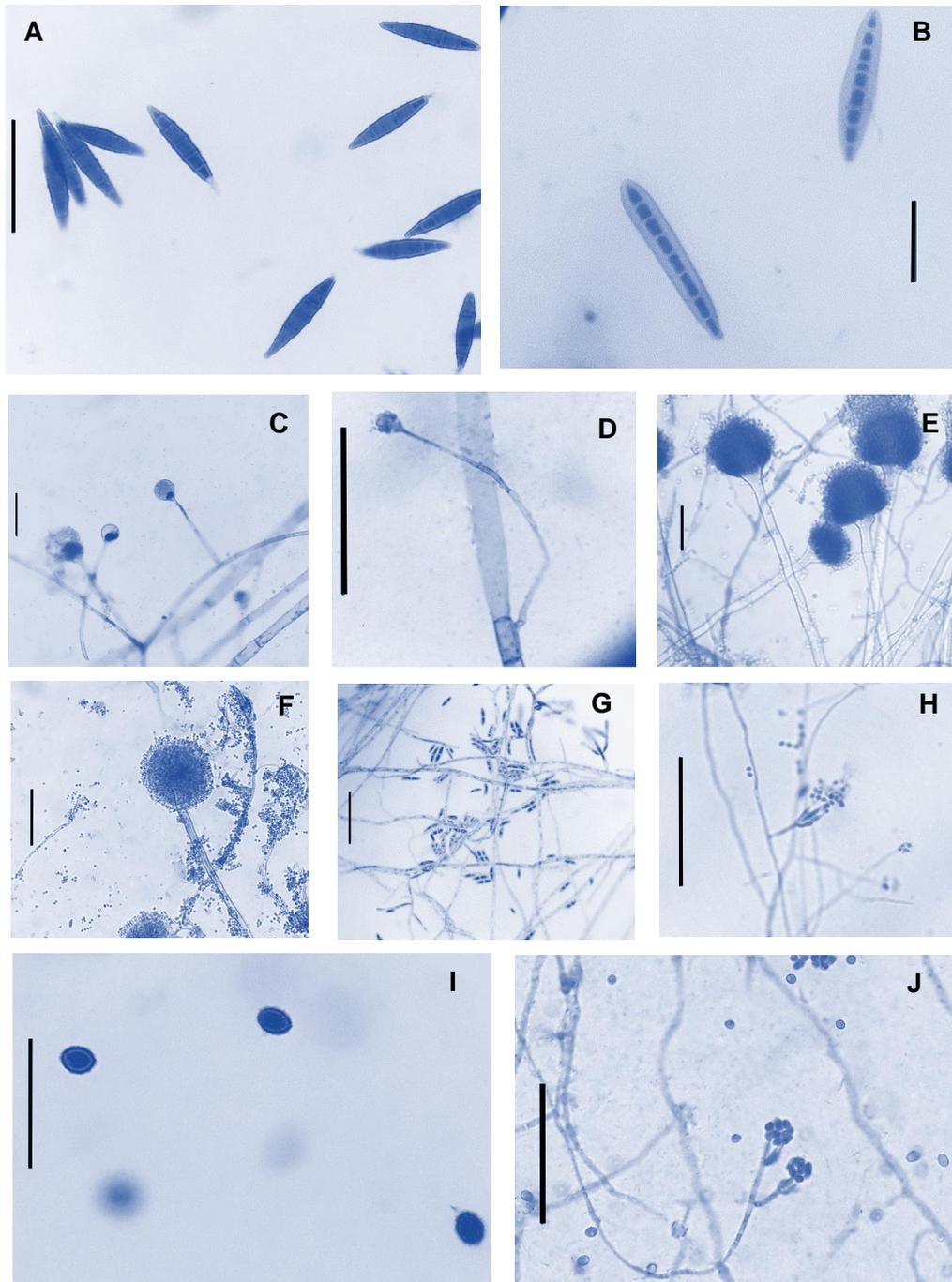


Figura 2. Características microscópicas de hongos aislados del suelo de la Universidad de San Carlos de Guatemala en azul de lactofenol. A. *M. gypseum*. B. *M. vanbreuseghemii*. C. *Absidia* sp. D. *A. elegans*. E. *A. flavipes*. F. *A. terreus*. G. *F. oxysporum*. H. *P. lilacinum*. I. *Sepedonium* sp. J. *T. viridae* (Barras=50 μ m).

La frecuencia de aislamientos mostró que *M. gypseum* fue la especie de dermatofito con mayor número de aislamientos, en tanto que *M. vanbreuseghemii* obtuvo la menor cantidad. Respecto a los hongos queratinofílicos no dermatofitos se determinó que *F. oxysporum* y *T. viride*, presentaron mayor número de aislamientos, seguidos de *P. lilacinum*, *Sepedonium* sp, *A. terreus*, y en menor cantidad *Absidia* sp, *A. elegans* y *A. flavipes* (Tabla 2).

Se observó también que algunas especies de dermatofitos se vieron influenciadas por la época del año en la que fueron aislados. Algunos como *P. lilacinum*, *Absidia* sp, *A. elegans* y *A. flavipes* se encontraron solo en época seca, el resto se aisló en ambas épocas. Al realizar una prueba de chi cuadrado se comprobó que no hay diferencia significativa entre el número de aislamientos obtenidos en época seca y lluviosa ($p > 0.05$) (Anexo 10).

Tabla 2. Frecuencias de aislamiento de las especies identificadas

Meses	Febrero ¹	Julio ²	Octubre ²	Diciembre ¹	Porcentaje	
Especies / Muestreos	M1	M2	M3	M4	Total	(%)
<i>M. gypseum</i>	6	7	5	6	24	39.34
<i>F. oxysporum</i>	2	0	5	2	9	14.75
<i>T. viride</i>	2	2	2	3	9	14.75
<i>P. lilacinum</i>	3	1	0	2	6	9.84
<i>Sepedonium</i> sp	1	1	1	1	4	6.56
<i>M. vanbreuseghemii</i>	1	1	1	0	3	4.92
<i>A. terreus</i>	1	1	0	1	3	4.92
<i>Absidia</i> sp	0	0	0	1	1	1.64
<i>A. elegans</i>	1	0	0	0	1	1.64
<i>A. flavipes</i>	0	0	0	1	1	1.64
	17	13	14	17	61	100.00

¹ Época seca ² Época lluviosa

La frecuencia de aislamientos por área, se encontró que en las Facultades de Agronomía, Ciencias Químicas y Farmacia y Ciencias Económicas se encontraron el mayor número de aislamientos, de los cuales los principales fueron *M. gypseum* y *F. oxysporum*. Asimismo, las facultades con el menor número de aislamientos correspondieron a Centro de Aprendizaje de Lenguas Universidad de San Carlos de Guatemala, Ingeniería, Hospital Veterinario, Derecho y Arquitectura. Los sitios en los que no se logró ningún aislamiento fueron el Colegio Rey Carlos y Bienestar Estudiantil (Tabla 3).

Tabla 3. Frecuencia de las especies identificadas por Facultad*

Espece	BIENES	COLRCA	FACARQ	FACDER	HOSVET	FACING	CALUSAC	FACCEE	FACQQF	FACAGR	Total
<i>M. gypseum</i>	0	0	2	1	3	3	3	4	4	4	24
<i>M. vanbreuseghemii</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0	3
<i>Absidia</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
<i>A. elegans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
<i>A. flavipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>A. terreus</i>	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	3
<i>F. oxysporum</i>	0	0	1	1	1	0	1	0	2	3	9
<i>P. lilacinum</i>	0	0	0	0	0	1	0	2	2	1	6
<i>Sepedonium</i> sp	0	0	0	0	0	1	0	0	0	3	4
<i>T. viride</i>	0	0	0	0	1	1	4	0	0	3	9
Porcentaje (%)	0	0	4.92	4.92	8.20	9.84	13.11	16.39	19.67	22.95	100

*Corresponde a la cantidad de aislamientos. BIENES: Bienestar estudiantil; CALUSAC: Centro de Aprendizaje de Lenguas Universidad de San Carlos de Guatemala; COLRCA: Colegio Rey Carlos; FACAGR: Facultad de Agronomía; FACARQ: Facultad de Arquitectura; FACCEE: Facultad de Ciencias Económicas; FACDER: Facultad de Derecho; FACING: Facultad de Ingeniería; FACQQF: Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia; HOSVET Hospital Veterinario.

Al analizar la similitud de la presencia de las diferentes especies en todos los sitios de muestreo evaluados a través de un análisis de conglomerados, se comprobó que en el dendrograma obtenido se conformaron dos grupos. El primero integrado por *M. gypseum* que se separó de las demás, debido a que dicha especie se recuperó en un gran número de muestreos y durante todo el estudio. El segundo, se dividió en dos subgrupos que correspondieron a *F. oxysporum*, *Sepedonium* sp y *T. viride* que fueron los hongos más frecuentemente aislados después de *M. gypseum*, en tanto que *Aspergillus* sp, *A. elegans*, *Absidia* sp y *M. vanbreuseghemii* se recuperaron con menor frecuencia (Figura 3).

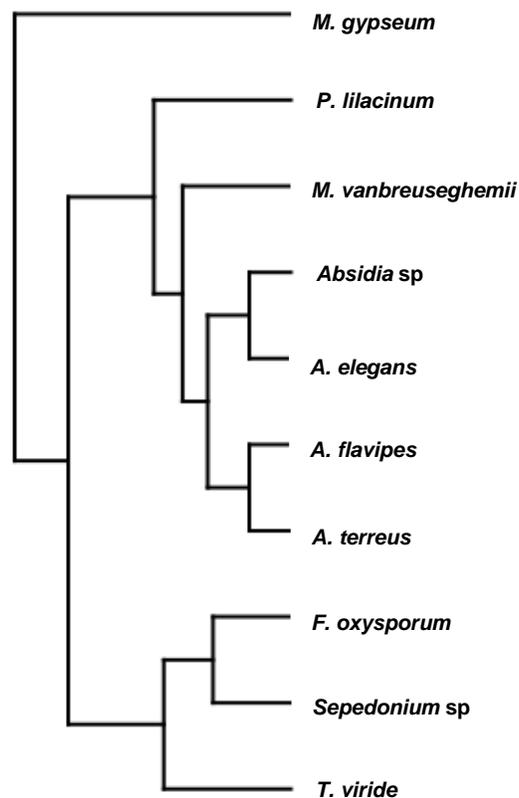


Figura 3. Análisis de conglomerados de las especies identificadas. El dendrograma muestra la similitud calculada a partir de distancias euclidianas.

IX. DISCUSION

En el presente estudio realizado en las áreas verdes de la Universidad de San Carlos de Guatemala se encontraron dos grupos de hongos queratinofílicos, de los cuales el primero correspondió a los dermatofitos geofílicos y el segundo grupo a los no dermatofitos. Respecto a las dos especies de dermatofitos encontradas, *M. gypseum* es una de las especies del suelo de mayor distribución a nivel mundial, por lo que el haberlo aislado con mayor frecuencia en este estudio coincide con lo informado en la literatura, ya que es agente causal de tiña del cabello y piel (Garg, et al., 1985; Arenas, 2014; Bonifaz, 2015). En Guatemala, en un estudio realizado por Martínez et al., (2010) en la ciudad de Guatemala, *M. gypseum* fue el principal agente etiológico que causa dermatofitomas extraungueales en pacientes que acudieron al Instituto de Dermatología y Cirugía de la Piel Prof. Dr. Fernando A. Cordero C (Martínez, et al., 2010). Por lo anterior, se indica que los sitios de la Universidad de San Carlos de Guatemala donde fue aislado, constituyen una fuente de inóculo que podría ocasionar infecciones en la población estudiantil.

M. vanbreuseghemii es un dermatofito geofílico en ocasiones involucrado en la tiña de perros, gatos, ardillas y seres humanos y es común en Rusia, India, África y Estados Unidos (Naseri, Fata, & Reza, 2012). Este estudio es el primer reporte de esta especie para Guatemala y se aclara que es diferente a *T. vanbreuseghemii* reportado por Gini (1972), quien lo aisló del suelo de la aldea Santa María Cauqué, Sacatepéquez. Al igual que *M. gypseum* constituyen una fuente de inóculo que potencialmente podrían ocasionar infecciones en la población estudiantil como se mencionó anteriormente.

Respecto a las especies de no dermatofitos aisladas, las especies que pueden tener implicaciones clínicas se encuentran *Absidia* sp, *A. elegans*, *A. terreus*, *A. flavipes*, *F. oxysporum*, *P.lilacinum* y *T. viride*, ya que pueden causar infecciones en las vías respiratorias bajas, alergia aguda tras la inhalación de esporas, enfermedad pulmonar e infecciones de la piel. Sin embargo, dichas

infecciones ocurren en personas con una enfermedad debilitante pre-existente (Garbino, Uckay, Amini, Richter, & Lew, 2005).

Los Zygomycetes son un grupo ubicuo que se consideran responsables de infecciones en pacientes inmunosuprimidos, tienden a ser invasivas y afectan casi cualquier tipo de tejido. En el caso del género *Absidia*, *A. corymbifera* se considerada patógena en humanos y se encuentra generalmente en plantas, aire, suelo y materia en descomposición. La mayoría de infecciones son adquiridas por inhalación o pueden ser causadas por inoculación traumática o ingestión (Garbino et al., 2005). En el caso de *A. elegans*, se ha informado que las infecciones ocurren a través de la inoculación directa del hongo en la piel, lo cual es una característica común detectada en los pacientes diagnosticados con infecciones por *A. elegans* (de Santiago, 2014). En Guatemala se ha reportado como agente causal de infección cutánea invasiva asociada a la picadura de araña (Saravia, Guaran, y Argueta, 2009).

Las especies de *Fusarium* ocasionan un amplio espectro de infecciones, entre ellas superficiales como queratitis y onicomycosis, invasivas locales o diseminadas las cuales ocurren exclusivamente en pacientes inmunocomprometidos. El género está ampliamente distribuido en el suelo, plantas y sustratos orgánicos y se encuentra presente en agua como parte de biopelículas. *F. oxysporum* es el agente causal principal de onicomycosis ocasionada por las especies de *Fusarium* (Nucci y Anaissie, 2007).

P. lilacinum es un hongo saprobio comúnmente aislado del suelo con vegetación en descomposición, insectos o nematodos y se le ha reconocido como agente causal de gran número de casos clínicos de queratitis en el hombre y otros vertebrados, en estado inmunocompetente e inmunocomprometido (Luangsa, et al., 2011).

T. viride es un hongo saprobio que rara vez infecta a los humanos, pero puede causar infecciones localizadas tales como micetoma pulmonar, peritonitis, infección de hematoma perihepático, absceso cerebral y enfermedad diseminada fatal. Este se encuentra ampliamente distribuido a nivel mundial (De Miguel, et al., 2005).

Por otra parte, en este estudio las áreas con mayor cantidad de aislamientos obviamente correspondieron a las de mayor número de muestras recolectadas, pero también presentaron vegetación conformada por árboles, plantas y pasto. Lo anterior, aunado con la presencia de sustratos queratinizados procedentes de las personas, así como de animales (gatos, perros, roedores y aves), propician una fuente constante de nutrientes que son aprovechados por los hongos dermatofitos y otros para su desarrollo en el suelo (Ogbonna & Pugh, 1987). Estos hallazgos evidencian el riesgo para estudiantes y personal que labora en las áreas donde fueron aislados dichos hongos, al entrar en contacto directo con el suelo.

Con respecto a la presencia de dermatofitos en las épocas seca y época lluviosa, en los 61 aislamientos, 34 correspondieron a época seca y 27 a época lluviosa, sin embargo, no se encontró diferencia significativa entre ambas épocas ($p > 0.05$) con la prueba de Chi cuadrado.

Se considera que los sitios que presentaron presencia de hongos queratinofílicos, contaron con sustratos queratinizados que favorecieron su crecimiento (Ogbonna & Pugh, 1987). Sin embargo, se debe considerar que existen otros factores implicados en el desarrollo de las distintas especies de hongos en el suelo, tales como el tipo de suelo, temperatura, luz, variaciones estacionales, pH, contenido de humedad, carbono, nitrógeno, humus y otros nutrientes (Azevedo, Figueira & Barata, 2010; Bohacz & Konillowicz-Kowalska, 2012), los cuales no fueron determinados en el presente estudio, debido a que se limitó a la presencia o ausencia de estos hongos en el suelo, mas no a establecer los factores que influyen en su desarrollo.

Las áreas en donde se logró ningún aislamiento corresponden al Colegio Rey Carlos y Bienestar Estudiantil, por lo que se considera que ambos suelos eran pobres en sustrato queratinizado lo que no favoreció el desarrollo de hongos queratinofílicos en el mismo. No obstante, como se menciona anteriormente algunos otros factores implicados en el desarrollo de los dermatofitos deben ser evaluados para futuros estudios. Afortunadamente, en el Colegio Rey Carlos donde el suelo constituye un hábitat de juego y/o aprendizaje, no debe ser considerada un área de riesgo de potenciales agentes infecciosos dermatofitos.

X. CONCLUSIONES

1. Se identificaron dos especies de dermatofitos, *M. gypseum* y *M. vanbreuseghemii* en áreas verdes y suelos de la USAC.
2. El dermatofito más frecuentemente aislado tanto en época seca y lluviosa fue *M. gypseum*, en tanto *M. vanbreuseghemii* se aisló en menor cantidad y en ambas épocas.

XI. RECOMENDACIONES

- 1.** Continuar con estudios de aislamiento de dermatofitos geofílicos del suelo en otras áreas del país.
- 2.** Extender el estudio al análisis de otros factores como tipo de suelo, temperatura, luz, variaciones estacionales, pH, contenido de humedad, carbono, nitrógeno, humus y otros nutrientes que interfieren en el desarrollo y aislamiento de hongos queratinofílicos en los suelos de Guatemala.
- 3.** Evaluar a la población en riesgo para determinar la frecuencia de infecciones debidas a hongos queratinofílicos del suelo en las áreas estudiadas.

XII. REFERENCIAS

- Anane, S. (2012). Epidemiological investigation of keratinophilic fungi from soils of Djerba (Tunisia). *Journal de Mycologie Médicale*, 22(3), 225-229.
- Arenas, R. (2014). *Micología médica ilustrada*. (5ª. Ed.). México, D.F.: McGraw-Hill Interamericana.
- Azevedo, E., Figueira, D., Caeiro, M. & Barata, M. (2010). Biodiversity of filamentous fungi on soils and sands. (Pp. 233-257). En M. Rai, & G. Kovics (Eds). *Progress in Mycology*. Lisboa: Springer Netherlands.
- Bohacz, J., & Kornittowicz-Kowalska, T. (2012). Species diversity of keratinophilic fungi in various soil types. *Open Life Sciences*, 7(2), 259-266.
- Bonifaz, A. (2015). *Micología médica básica*. (5ª. Ed.). México, D. F.: McGraw-Hill Interamericana.
- Cabañes, F. (2001). Identificación de hongos dermatofitos. *Revista Iberoamericana de Micología*, 12, 1-11.
- de Hoog, G. & Guarro, J. (1995). *Atlas of clinical fungi*. Reus: Centraalbureau voor Schimmelcultures-Universitat Rovira i Virgili.
- De Miguel, D., Gómez, P., González, R., García, J., Cuadros, J., Bañas, M., Romanyk, J. & Burgaleta, C. (2005). Nonfatal pulmonary *Trichoderma viride* infection in an adult patient with acute myeloid leukemia: report of one case and review of the literature. *Diagnostic Microbiology & Infectious Diseases* 53(1), 33–37.
- De Santiago, A. (2014). A new species of *Lichtheimia* (Mucoromycotina, Mucorales) isolated from Brazilian soil. *Mycological Progress*, 13(2), 343-352.

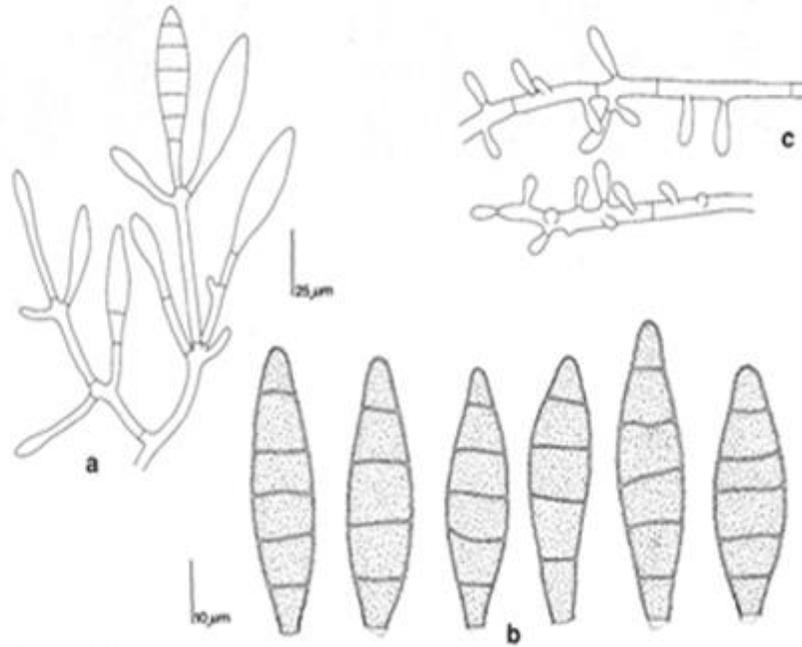
- Filipello, V. (2000). Keratinophilic fungi: Their role in nature and degradation of keratinic substrates. *Revista Iberoamericana de Micología*, 17, 86-91.
- Garbino, J., Uckay, I., Amini, K. P., Richter, M., & Lew, D. (2005). Absidia posttraumatic infection: successful treatment with posaconazole. *Journal of Infection*, 51(3), 135-138.
- Garg, A., Gandotra, S., Mukerji, K. & Pugh, G. (1985). Ecology of keratinophilic fungi. *Proceedings Indian Academy Science*, 94(2), 149-163.
- Ghannoum, M. & Isham, N. (2009). Dermatophytes and dermatophytoses. (Pp 370-380). In E. Anaissie, M. McGinnis, & M. Pfaller (Eds.). *Clinical Mycology*. (3^a Ed). Philadelphia: Churchill Livingston.
- Gini, G. (1972). Hongos queratinofílicos aislado en una aldea del altiplano de Guatemala (Santa María Cauqué). (Tesis de Químico Biólogo). Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Hiruma, M, & Yamacuchi, H. (2003). Dermatophytes. (Pp 370-380). In E. Anaissie, M. McGinnis, & M. Pfaller (Eds.) *Clinical Mycology*. (3^a Ed). Philadelphia: Churchill Livingston.
- Howard, D. (2003). *Pathogenic fungi in humans and animals*. (2^a ed.) New York: Marcel Dekker.
- Larone, D. (2002). *Medically important fungi*. (4^a ed.). Washington, D.C.: ASM Press.
- Logemann, H. (1995). *Manual práctico de Micología Médica*. Guatemala: Bayer.

- López, R. (2005). Ecología de los hongos patógenos para el hombre. *Revista Mexicana de Micología*, 21, 85-92.
- Luangsa, J., Houbraken, J., Van Doorn, T., Hong, S., Borman, A., Nigel, L., Jones, H. & Samon, R. (2011). *Purpureocillium*, a new genus for the medically important *Paecilomyces lilacinus*. *FEMS Microbiology*, 321(2), 141–149.
- Martínez, E., Perez, M., Alas, R., Rivas, E., Escalante, K., Valencia, C. y Arenas, R. (2010). Dermatofitoma extraungueal. Comunicacion de 15 casos. *Dermatología Revista Mexicana*, 54(1), 10-13.
- Naseri, A., Fata, A. & Reza, A. (2012). Tinea capitis due to *Microsporum vanbreuseghemii*: Report of two cases. *Mycopathologia*, 174(1), 77-80.
- Nucci, M., & Anaissie, E. (2007). *Fusarium* infection in immunocompromised patients. *Clinical Microbiology Reviews*, 20(4), 695-704.
- Ogbonna, C. & Pugh, G. (1987). Keratinophilic fungi from Nigerian soil. *Mycopathologia*, 99(2), 115-118.
- Otčenášek, M., Dvořák, J. & Kunert, J. (1967). Geographic distribution of the geophilic dermatophytes in the soil. *Mycopathologia et Mycologia Applicata*, 31(2), 151-162.
- Pérez, J. (2005). Aspectos actuales sobre la dermatofitosis y sus agentes etiológicos. *Biosalud*, 14, 105-121.
- Rippon, J. (1974). *Medical Mycology, the pathogenic fungi and the pathogenic actinomycetes*. Philadelphia: W.B. Saunders Company.
- Sánchez, L., Matos, R. y Kumakawa, H. (2009). Infecciones micóticas superficiales. *Dermatología Peruana*, 19(3), 226-266.

- Saravia, M., Guaran, D. & Argueta, V. (2009). Invasive cutaneous infection caused by *Apophysomyces elegans* associated with a spider bite. *Mycoses*, 53(3), 259-261.
- Sharma, M., Sharma, M. & Mohan, V. (2011). *In vitro* biodegradation of keratin by dermatophytes and some soil keratinophiles. *African Journal of Biochemistry Research*, 5(1), 1-6.
- Simpanya, M. (2000). Dermatophytes: Their taxonomy, ecology and pathogenicity. *Revista Iberoamericana de Micología*, 17, 1-12.
- Summerbell, R. (2000). Form and function in the evolution of dermatophytes. *Revista Iberoamericana de Micología*, 17, 30-43.
- Universidad de San Carlos de Guatemala. (2014). *Usac Tricentenaria Universidad de San Carlos de Guatemala*. Recuperado el 05 de 03 de 2014, de <http://www.usac.edu.gt/>
- Vanbreuseghem, R. (1952). Technique biologique pour l'isolement des dermatophytes du sol. *Annales de la Societe Belge de Medecine Tropicale*, 32, 173-777.
- Viguié-Vallanet, C. y Paugam, A. (2009). Dermatofitos transmitidos por animales. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 43(2), 263-270.

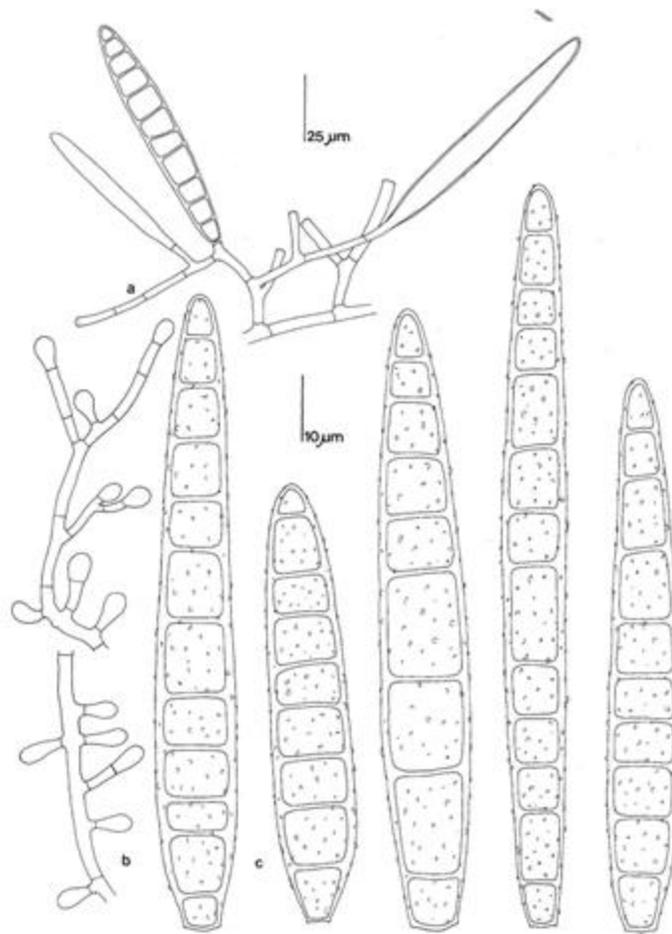
XIII. ANEXOS

Anexo 1. Complejo *M. gypseum-fulvum*



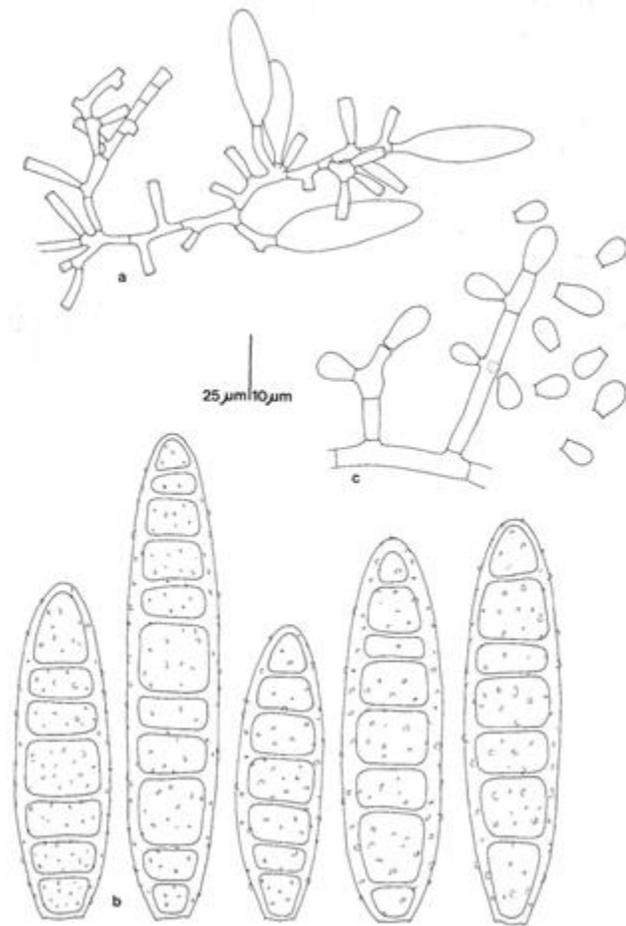
M. gypseum, a. Aparato conidial; b. Macroconidios; c. Microconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 2. *M. vanbreuseghemii*



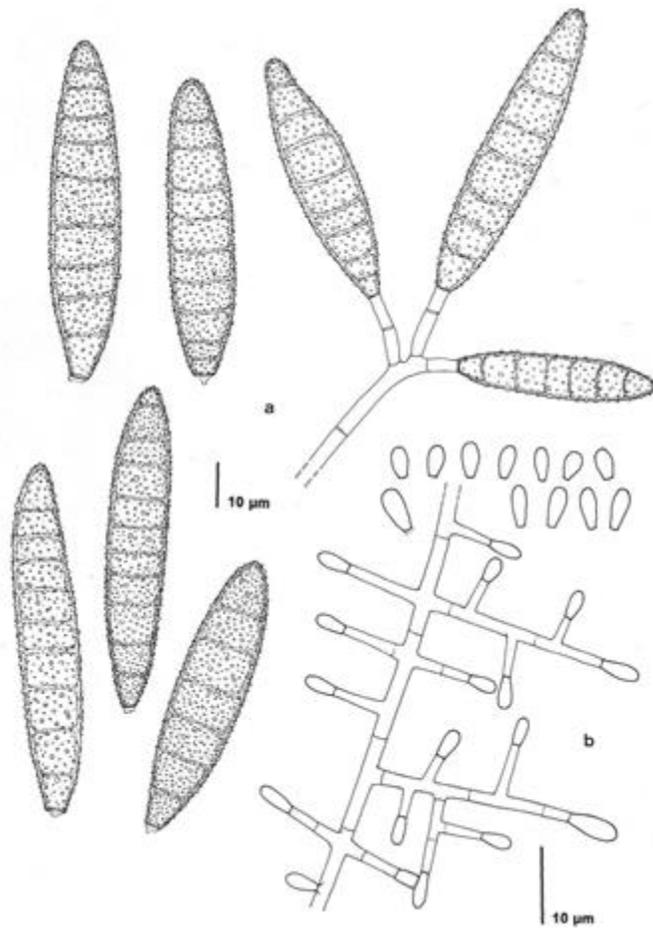
M. vanbreuseghemii, a. Aparato conidial; b. Microconidios; c. Macroconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 3. *M. cookei*



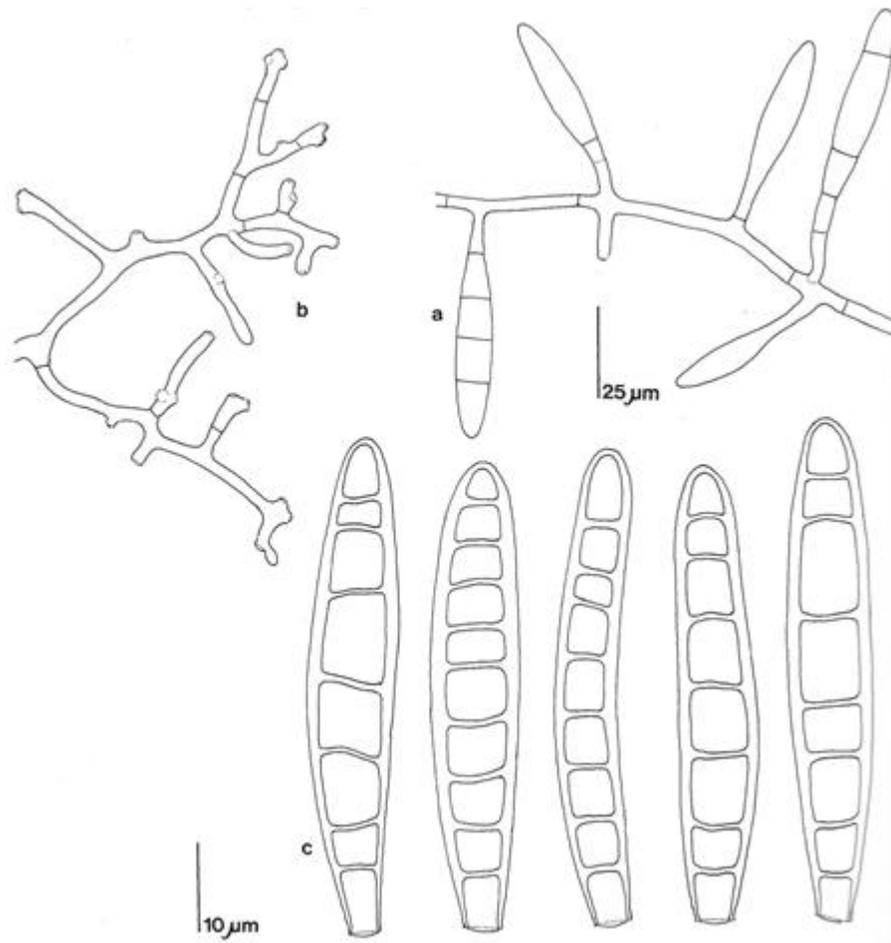
M. cookei, a. Aparato conidial; b. Macroconidios; c. Microconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 4. *M. racemosum*



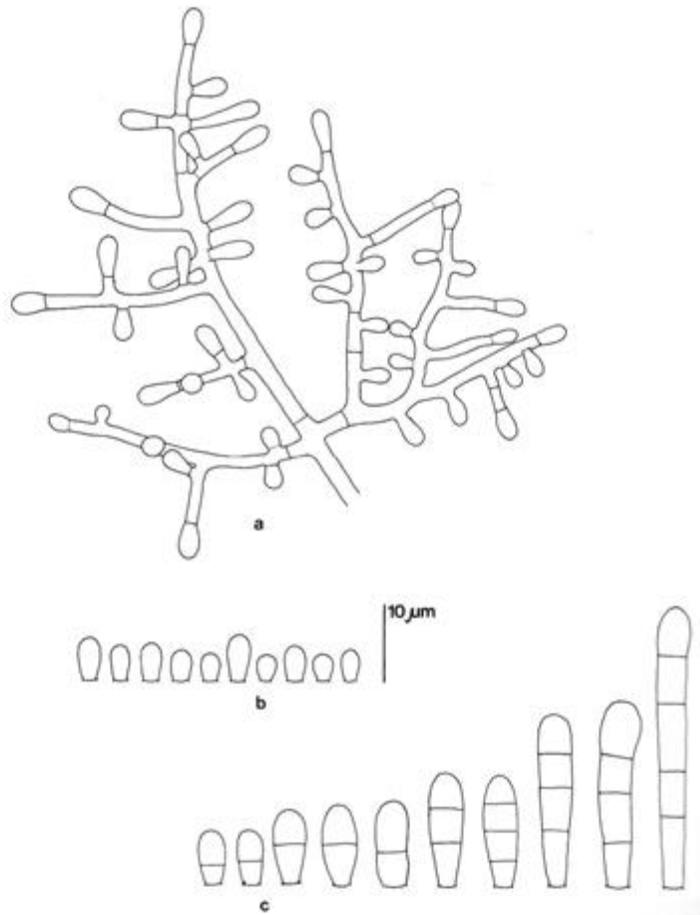
M. racemosum, a. Macroconidios; b. Microconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 5. *T. ajelloi*



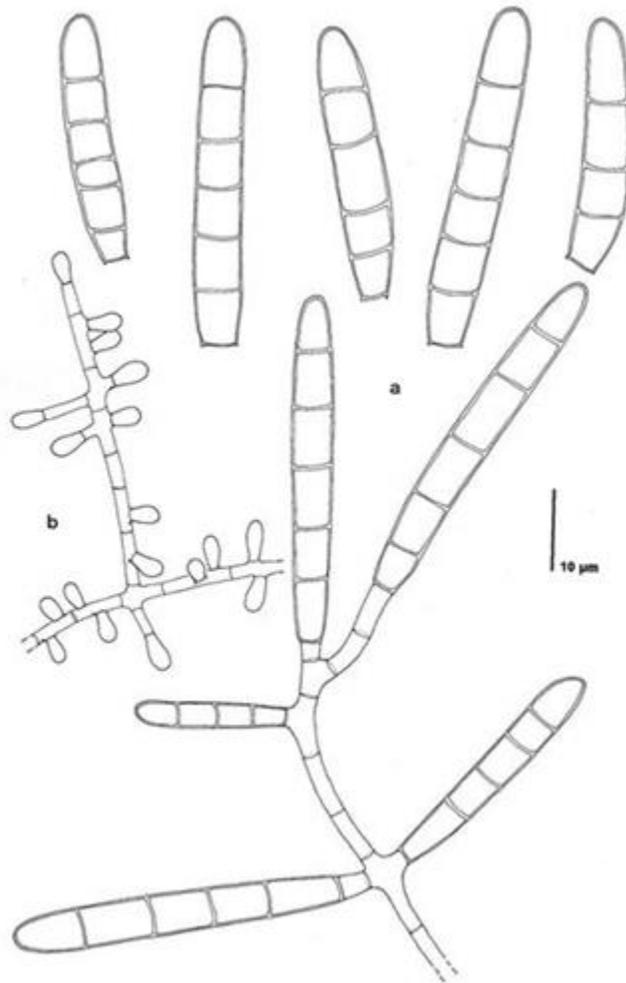
T. ajelloi, a. Aparato conidial joven; b. Ramas con conidios independientes; c. Conidios maduros (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 6. *T. terrestre*



T. terrestre, a. Ramas de microconidios; b. Microconidios; c. Macroconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 7. *T. vanbreuseghemii*



T. vanbreuseghemii, a. Sistema de conidios y macroconidios libres; b. Microconidios (de Hoog & Guarro, 1995).

Anexo 8. Geolocalización de las áreas de muestreo

	Área	Sitio	Coordenadas
Facultad de Arquitectura	1	1	*N. 14°35'16.2" *W. 90°33'7.8" *A. 1,502 m
		2	N. 14°35'17.2" W. 90°33'7.8" A. 1,498 m
		3	N. 14°35'17.3" W. 90°33'7.7" A. 1,494 m
Facultad de Ingeniería	2	4	N. 14°35'12.0" W. 90°33'11.4" A. 1,494 m
		5	N. 14°35'12.1" W. 90°33'11.1" A. 1,501 m
		6	N. 14°35'11.9" W. 90°33'10.0" A. 1,502 m
		7	N. 14°35'13.4" W. 90°33'8.6" A. 1,484 m
		8	N. 14°35'14.0" W. 90°33'8.6" A. 1,493 m
Bienestar Estudiantil	1	9	N. 14°35'15.7" W. 90°33'2.2" A. 1,500 m
		10	N. 14°35'15.6" W. 90°33'2.2" A. 1,498 m
		11	N. 14°35'15.9" W. 90°33'2.8" A. 1,493 m
Facultad de Derecho	1	12	N. 14°35'9.2" W. 90°32'57.3"

			A. 1,503 m
		13	N. 14°35'9.1" W. 90°32'56.7" A. 1,497 m
		14	N. 14°35'9.5" W. 90°32'56.6" A. 1,504 m
		15	N. 14°35'9.6" W. 90°32'56.0" A. 1,498 m
		16	N. 14°35'9.7" W. 90°32'56.8" A. 1,501 m
		17	N. 14°35'9.9" W. 90°32'57.1" A. 1,498 m
		18	N. 14°35'10.3" W. 90°32'56.6" A. 1,489 m
CALUSAC	3	19	N. 14°35'8.5" W. 90°33'11.9" A. 1,475 m
		20	N. 14°35'8.9" W. 90°33'10.8" A. 1,481 m
		21	N. 14°35'10.1" W. 90°33'9.2" A. 1,494 m
		22	N. 14°35'7.6" W. 90°33'9.2" A. 1,498 m
		23	N. 14°35'6.7" W. 90°33'8.5" A. 1,495 m
Facultad de Agronomía	2	24	N. 14°35'4.3" W. 90°33'10.9"

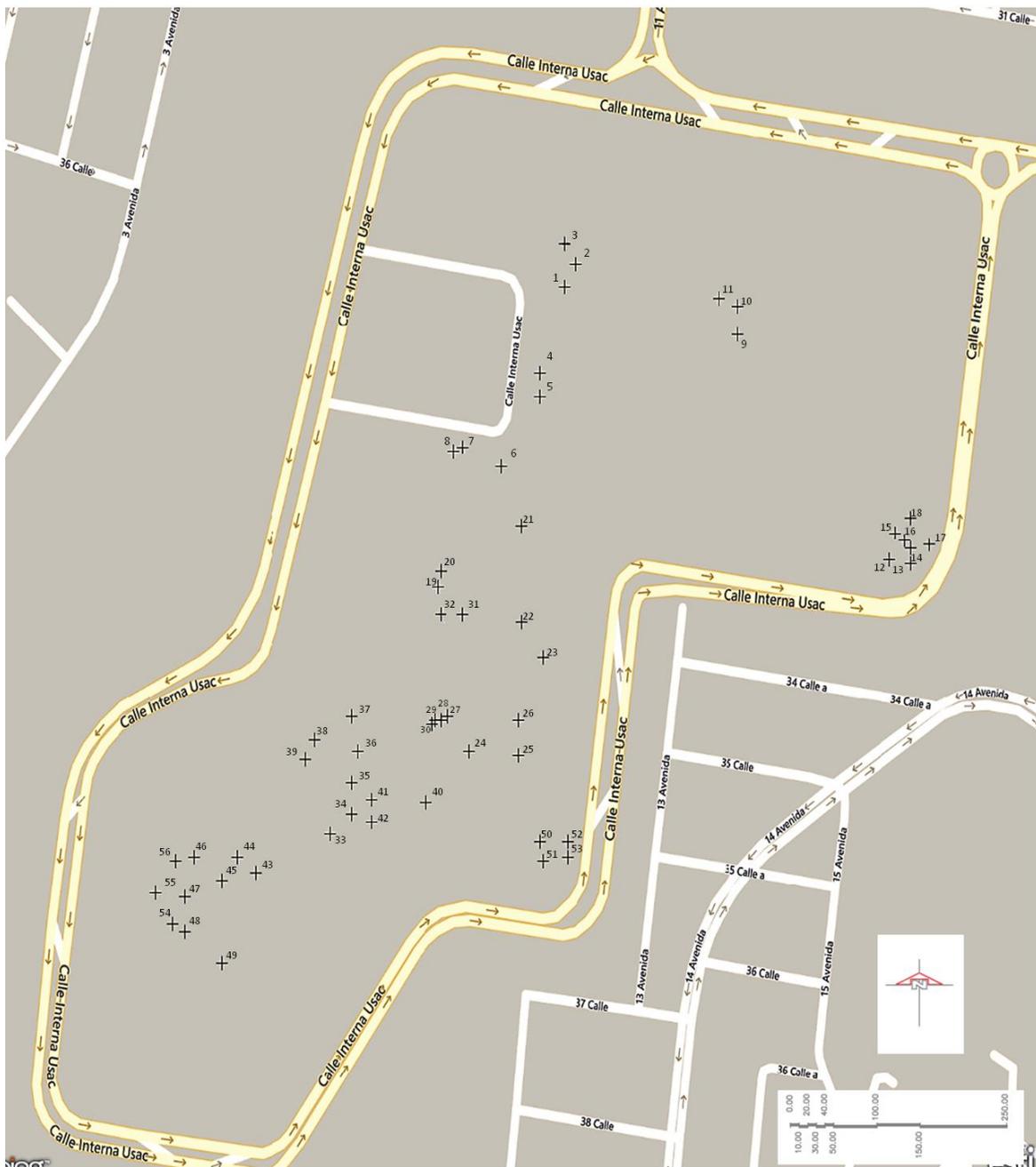
			A. 1,491 m
		25	N. 14°35'4.2" W. 90°33'9.3" A. 1,474 m
		26	N. 14°35'5.1" W. 90°33'9.3" A. 1,484 m
		27	N. 14°35'5.2" W. 90°33'11.6" A. 1,508 m
		28	N. 14°35'5.1" W. 90°33'11.8" A. 1,499 m
		29	N. 14°35'5.0" W. 90°33'12.1" A. 1,490 m
		30	N. 14°35'5.1" W. 90°33'12.3" A. 1,481 m
		31	N. 14°35'7.8" W. 90°33'11.7" A. 1,501 m
		32	N. 14°35'7.8" W. 90°33'11.8" A. 1,499 m
Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia	4	33	N. 14°35'2.2" W. 90°33'15.4" A. 1,497 m
		34	N. 14°35'2.7" W. 90°33'14.7" A. 1,482 m
		35	N. 14°35'3.5" W. 90°33'14.7" A. 1,493 m

		Continúa Anexo 8	
		36	N. 14°35'4.3" W. 90°33'14.5" A. 1,499 m
		37	N. 14°35'5.2" W. 90°33'14.7" A. 1,487 m
		38	N. 14°35'4.6" W. 90°33'15.9" A. 1,491 m
		39	N. 14°35'4.1" W. 90°33'16.2" A. 1,491 m
		40	N. 14°35'3.6" W. 90°33'12.3" A. 1,514 m
		41	N. 14°35'3.5" W. 90°33'14.1" A. 1,491 m
		42	N. 14°35'2.9" W. 90°33'14.1" A. 1,481 m
Facultad de Ciencias Económicas	1	43	N. 14°35'1.2" W. 90°33'17.8" A. 1,482 m
		44	N. 14°35'1.6" W. 90°33'18.4" A. 1,499 m
		45	N. 14°35'1.0" W. 90°33'18.9" A. 1,489 m
		46	N. 14°35'1.6" W. 90°33'19.8" A. 1,464 m
		47	N. 14°35'0.6" W. 90°33'20.1" A. 1,496 m

			Concluye Anexo 8
		48	N. 14°34'59.7" W. 90°33'20.1" A. 1,469 m
		49	N. 14°34'58.9" W. 90°33'18.9" A. 1,469 m
Colegio Rey Carlos	1	50	N. 14°35'2.0" W. 90°33'8.6" A. 1,479 m
		51	N. 14°35'1.5" W. 90°33'8.5" A. 1,480 m
		52	N. 14°35'2.0" W. 90°33'7.7" A. 1,484 m
		53	N. 14°35'1.6" W. 90°33'7.7" A. 1,484 m
Hospital Veterinario	1	54	N. 14°35'59.9" W. 90°33'20.5" A. 1,479 m
		55	N. 14°35'1.5" W. 90°33'20.4" A. 1,488 m
		56	N. 14°35'2.8" W. 90°33'2.2" A. 1,476 m
Total		17	56

*N: latitud (para designar el hemisferio norte o sur); W: longitud (posición este-oeste desde el meridiano de Greenwich); A: altitud.

Anexo 9. Geolocalización de la Universidad de San Carlos de Guatemala



Fuente: Epi Info 7.2

Anexo 10. Análisis de chi cuadrado

Tabla de 2x2

Exposición/Condición	Aislamiento positivo	Aislamiento negativo	Total
Época seca	37	75	112
Época lluviosa	27	85	112
Total	61	163	224

Pruebas Estadísticas

	Chi cuadrado	Valor P
No- Corregido	1.1039	0.2934
Mantel-Haenszel	1.0990	0.2944
Corregido	0.8110	0.3678



María José Calvo Escobar
Autor



José Renato González Velásquez
Autor



Lic. Osberth Isaac Morales Esquivel
Asesor



Lic. Martín Gil
Revisor



MSc. Alba Marina Valdés de García
Directora de Escuela de Química Biológica



Dr. Rubén Daríel Velásquez Miranda
Decano