

0035/12
91

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO



**HONGOS MARINOS ARENICOLAS DE ALGUNAS
PLAYAS DE MEXICO**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE
DOCTORA EN CIENCIAS (BIOLOGIA)**

P R E S E N T A:

**MARIA DEL CARMEN AUXILIO
GONZALEZ VILLASEÑOR**

**DIRECTOR DE TESIS:
DR. TEOFILO HERRERA SUAREZ**

1977

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



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.

PAGINACION VARIA

COMPLETA LA INFORMACION

RESUMEN DEL TRABAJO DE TESIS

"HONGOS MARINOS ARENÍCOLAS DE ALGUNAS PLAYAS DE MÉXICO"

POR

María del Carmen Auxilio González Villaseñor

RESUMEN

De 26 playas arenosas de México, se identificaron 22 especies de micromicetes marinos estrictos, de los cuales, *Arenariomyces parvulus*, *Ceriosporopsis halima*, *Corollospora angusta*, *C. colossa*, *C. gracilis*, *C. pseudopulchella*, *Cirrenalia tropicalis*, *Dendriphiella arenaria*, *Varicosporina prolifica* y *Zalerion varium* son nuevos registros para México; las especies más abundantes fueron *Corollospora maritima* (39.3%) y *Lindra thalassiae* (26.4%); las playas con mayor riqueza de especies fueron las de Monte Pío, Veracruz y km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, ambas situadas en el litoral del Golfo de México; la micobiota más similar se encontró en las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo y Tulum, Quintana Roo localizadas en el litoral del Mar Caribe; los litorales del Golfo de México y Océano Pacífico tuvieron la mayor similitud. En tres de las 26 playas estudiadas se registraron 11 especies marinas estrictas y 44 marinas facultativas; las especies más abundantes fueron *Cladosporium cladosporioides* (11.6%) y *Corollospora maritima* (11.3%); la playa El Coco, Colima (litoral del Océano Pacífico) tuvo la riqueza de especies más elevada ($RI = 5.39$) y la playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, alcanzó el valor más alto de diversidad ($H' = 2.91$); las micobiotas más similares fueron las de las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo y El Coco, Colima ($IS = 49$). No se encontraron dermatomicetes patógenos del hombre en otras tres de las 26 playas mencionadas, sólo se aislaron 12 especies queratinofílicas, de las cuales *Aspergillus fumigatus* es potencialmente patógena del hombre. En la playa Mocambo, Veracruz, se encontró la mayor riqueza de especies. Al investigar la presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas (Barra de Navidad, Bahía de Navidad, Jalisco, litoral del Océano Pacífico) y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encontraron en una laguna costera cercana (Laguna Barra de Navidad) se observó que en la playa estudiada se presentaron todas las especies que se encontraron en la laguna.

RESUMEN DEL TRABAJO DE TESIS EN INGLÉS

"ARENICOLOUS MARINE FUNGI FROM SOME BEACHES OF MEXICO"

BY

María del Carmen Auxilio González Villaseñor

ABSTRACT

Of 26 sandy beaches of Mexico, 22 species of strict marine micromycetes were identified, of which, *Arenariomyces parvulus*, *Ceriosporopsis halima*, *Corollospora angusta*, *C. colossa*, *C. gracilis*, *C. pseudopulchella*, *Cirrenalia tropicalis*, *Dendriphiella arenaria*, *Varicosporina prolifica* and *Zalerion varium* are news records for Mexico; the most abundant species were *Corollospora maritima* (39.3%) and *Lindra thalassiae* (26.4%); the beaches with more richness of species were those of Monte Pio, Veracruz and km 24 highway Veracruz-Alvarado, Veracruz, both located in the Gulf of Mexico coast; the beaches with the most similar mycobiota were Delfines, Cancun, Quintana Roo and Tulum, Quintana Roo located in the Caribe Sea coast; the coasts of the Gulf of Mexico and the Pacific Ocean had the greatest similarity. In three of the 26 studied beaches, 11 strict marine and 44 facultative marine species were registered; the most abundant species were *Cladosporium cladosporioides* (11.6%) and *Corollospora maritima* (11.3%); the beach El Coco, Colima (Pacific Ocean coast) had the highest richness of species ($R1 = 5.39$) and the beach km 24 highway Veracruz-Alvarado, Veracruz reached the highest value of diversity ($H' = 2.91$); the most similar mycobiotas were those of the beaches Delfines, Cancun, Quintana Roo and El Coco, Colima ($IS = 49$). Pathogenic dermatomycetes of man in the other three of the 26 mentioned beaches were not found, only 12 cheratinophilic species were isolated, of wich *Aspergillus fumigatus* is potentially pathogenic of man. In the beach Mocambo, Veracruz, the greatest richness of species was found. In the investigation of the presence of the lignicolous arenicolous marine micromycetes in one of the 26 alluded beaches (Barra de Navidad, Jalisco, Pacific Ocean coast) and its relation with the lignicolous marine micromycetes found in a near coastal lagoon (Laguna Barra de Navidad) its was observed that in the studied beach all the species found in the lagoon were present.

Esta tesis se realizó en el Laboratorio de Micología y Fitopatología del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México gracias al apoyo económico de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) a través de la beca para realizar estudios de doctorado y del proyecto IN 203895.

DEDICATORIA

Esta tesis la dedico a mis padres Sr. Raymundo González Leyva y Sra. María Carmen Villaseñor Zavala (Q.E.P.D.) y a mis maestros Dr. Teófilo Herrera Suárez y Dra. Martha Zenteno Zevada (Q.E.P.D.) quienes me enseñaron a amar la vida y los hongos.

AGRADECIMIENTOS

Doy gracias a Dios, a mi Alma Mater, a las autoridades de la Universidad Nacional Autónoma de México, de la Facultad de Ciencias, de la División de Estudios de Posgrado y de la Coordinación de Estudios de Posgrado de Biología de la Facultad de Ciencias por su ayuda para poder lograr mi formación académica.

Expreso mi gratitud al Dr. Héctor Hernández Macías, Director del Instituto de Biología, al Dr. Alfonso Neri García Aldrete, Secretario Académico del Instituto de Biología y al Dr. Alfonso Delgado Salinas, Jefe del Departamento de Botánica del Instituto de Biología, porque sin su confianza y estímulo continuo, mi desarrollo académico se habría truncado.

En forma especial les doy las gracias a los Miembros del Jurado integrado por los doctores Teófilo Herrera, Antonio Lot, Miguel Ulloa, Carlos del Río, Gastón Guzmán, Arturo Estrada y Patricia Lappe por su participación en la evaluación de este trabajo de tesis.

Agradezco a los integrantes del Comité Tutorial Doctoral integrado por los doctores Teófilo Herrera (director de la tesis, Investigador Emérito del Laboratorio de Fitopatología y Micología del Departamento de Botánica del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México), Miguel Ulloa (Investigador de Tiempo Completo del Laboratorio de Fitopatología y Micología del Departamento de Botánica del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México) y Diane Te Strake (Associate Dean for Research and Operations, College of Arts and Sciences, University of South Florida, USA).

Especialmente doy las gracias al Dr. Jan Kohlmeyer porque sin su constante motivación y asesoría, no habría estudiado los hongos marinos arenícolas de México. También agradezco la apreciable asesoría del Dr. Rubén López Martínez y de la M. en C. Francisca Hernández del Laboratorio de Micología Médica de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México y del Profesor Emérito Nicolás Aguilera del Laboratorio de Edafología de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Reconozco el apoyo otorgado por las instituciones siguientes: Laboratorio de Micología y Fitopatología del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Estación Los Tuxtlas del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Estación Puerto Morelos del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Laboratorio de Micología Médica de la Facultad de Medicina, Universidad Nacional Autónoma de México, Laboratorio de Edafología de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México, Centro de Investigaciones de Quintana Roo y Laboratorio de Ciencias Marinas de la Facultad de Ciencias Naturales y Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Guadalajara.

Agradezco a mi padre por su grata e inolvidable compañía durante algunos muestreos, a la Dra. Evangelina Pérez-Silva su desinteresada ayuda en especial por permitirme utilizar su fotomicroscopio; expreso mi gratitud a Silvia Olvera por su apoyo durante el muestreo del litoral de Veracruz; a Fernando Cervantes por proporcionarme tubos para centrifugar las muestras; a Patricia Lappe por la identificación de dos levaduras; a Elvira Aguirre por sus valiosas observaciones; a Samuel Aguilar por su ayuda en la impresión de fotografías; al personal y alumnos del Laboratorio de Ciencias Marinas de la Universidad Autónoma de Guadalajara por su colaboración en el estudio de los litorales de Jalisco y Colima, a Juan Manuel Ibarra por los análisis edafológicos y su apoyo durante la realización de la tesis, a Adelaida Ocampo y Daniel Ocaña por su ayuda y a todo el personal del Laboratorio de Micología y Fitopatología del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México por su apoyo y amistad.

CONTENIDO

	Pág
1.0 INTRODUCCIÓN	1
1.1 Importancia de la investigación	1
1.2 Objetivos de la investigación	2
2.0 ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS	3
3.0 MATERIALES Y MÉTODOS	11
3.1 Áreas estudiadas	11
3.2 Recolección, procesamiento de los materiales y análisis de los datos	11
3.2.1 Micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México	12
3.2.2 Abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas	12
3.2.3 Dermatomicetes patógenos del hombre en otras tres de las 26 playas mencionadas	23
3.2.4 Presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana	24
3.3 Identificación de los hongos	25
3.4 Preservación de los hongos	25
4.0 RESULTADOS	27
4.1 Micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México	27
4.2 Abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas	32
4.3 Micromicetes marinos facultativos queratinofílicos arenícolas en otras tres de las 26 playas mencionadas	37
4.4 Presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana	38
4.5 Síntesis de la micobiota identificada en la presente investigación	41
5.0 DISCUSIÓN	71
5.1 Micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México	71
5.2 Abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas	72
5.3 Micromicetes marinos facultativos queratinofílicos arenícolas en otras tres de las 26 playas mencionadas	75
5.4 Presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana	76
6.0 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	81
7.0 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	83

1.0 INTRODUCCIÓN

1.1 IMPORTANCIA DE LA INVESTIGACIÓN

Los micromicetes marinos arenícolas habitan entre los granos de arena de las playas, ambiente denominado endopsamon, por lo que estos microorganismos también se denominan micromicetes endopsamófilos (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979).

En México se desconoce en gran parte la diversidad de este grupo de hongos por lo que es necesario estudiarlos. En la actualidad se conocen 69 000 especies de hongos de los 1 500 000 que se estima existen en la Tierra, lo que representa un conocimiento del 4.6%. De las 69 000 especies de hongos, 68 418 son terrestres, 321 son marinas y 261 son de agua dulce (HAWKSWORTH 1991). De las 321 especies marinas, 21 son arenícolas (KOHLMEYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1991), y, de éstas, cinco están registradas para México (KOHLMEYER 1968, 1980, 1984, KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1971, GONZÁLEZ Y HERRERA 1993).

Los micromicetes marinos arenícolas poseen una importancia ecológica relevante porque juegan un papel primordial como descomponedores primarios de todos los sustratos orgánicos, principalmente lignocelulósicos, que se encuentran en la playa, por lo que contribuyen a remineralizar y reciclar los nutrientes en ese ambiente adverso, extremo, inestable y estresante para los organismos que lo habitan (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979). Además, aunque los micromicetes arenícolas por lo común son saprobios, existen también en la arena de la playa especies patógenas del hombre al que le ocasionan diversos tipos de micosis. Es importante investigar la existencia de dichos hongos para lograr su control y prevenir la infección de personas que se exponen a la arena de la playa con fines recreativos o de trabajo (KISHIMOTO Y BAKER 1969).

El estudio del ambiente marino arenícola, uno de los poco explorados en el mundo, contribuye en forma interesante al conocimiento de la micodiversidad, ya que la mayor parte de la microbiota del endopsamon no se ha descrito, por lo que existe la posibilidad de descubrir especies nuevas que sean útiles al hombre desde el punto de vista biotecnológico. De algunos micromicetes marinos arenícolas se han obtenido ácidos grasos como oleico, palmítico y linoleico, así como muchos aminoácidos (KIRK *ET AL.* 1974). Se ha demostrado que los hongos marinos arenícolas pueden degradar algunos compuestos del petróleo como el n-hexadecano, 1-hexadeceno, pristano y en menor grado n-tetradecano (KIRK Y GORDON 1988, BAISDEN Y COONEY 1996). Las compañías farmacéuticas se interesan en investigar los metabolitos tanto de las especies que se conocen hace tiempo, como de las recién descubiertas, ambas provenientes de diferentes hábitat y lugares geográficos debido a la posible influencia del hábitat sobre la diversidad fisiológica y metabólica de los hongos (WILDMAN 1995, CLIPSON *ET AL.* 1995, HUANG *ET AL.* 1995,).

El presente trabajo es la continuación de los iniciados por el autor (GONZÁLEZ Y HERRERA 1993) y se realizó con el objeto de contribuir al conocimiento de la diversidad micológica de México.

1.2 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

- 1.2.1 Identificar los micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México.
- 1.2.2 Valorar la abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas.
- 1.2.3 Contribuir en el estudio de los dermatomicetes patógenos del hombre en otras tres de las 26 playas mencionadas.
- 1.2.4 Investigar la presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana.

2.0 ANTECEDENTES BIBLIOGRÁFICOS

Desde el punto de vista evolutivo, los hongos marinos se dividen en primarios y en secundarios. Esta hipótesis propone que los hongos marinos primarios evolucionaron directamente de ancestros marinos y nunca dejaron el ambiente marino, mientras que los marinos secundarios derivaron de ancestros marinos que ocuparon el ambiente terrestre y retornaron en forma secundaria a los hábitat marinos (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979). Con respecto a los ascomicetes marinos, se considera que evolucionaron de acuerdo a dos rutas posibles. En la primera, se cree que evolucionaron de un ancestro marino, posiblemente parásito de las algas rojas (ascomicetes marinos primarios), y en la segunda, que evolucionaron de sus contrapartes terrestres (ascomicetes marinos secundarios). Los ascomicetes marinos arenícolas pertenecen a las clases Euscomycetes y Loculoascomycetes incluyendo en ambas clases sus estados conidiales. Los euscomycetes (orden Halosphaeriales) se consideran marinos primarios, sin embargo, existe la teoría que los considera invasores secundarios del mar porque tienen tres géneros terrestres con representantes marinos (*Aniplotodera*, *Halosarpheia*, *Nais*) además, la mayor parte de sus especies habitan ecotonos terrestres-marinos como estuarios, marismas y dunas costeras, y porque muestran una adaptación morfológica al ambiente marino debido probablemente a su migración del ambiente terrestre vía sustratos a través de arroyos y ríos hasta el océano. Los loculoascomycetes son marinos secundarios porque incluyen un gran número de géneros terrestres con representantes marinos (SHEARER 1993, JONES 1995).

Los micromicetes endopsamófilos han desarrollado varias estrategias que les permiten habitar su ambiente: a) ruderal o zimógena, estrategia de los hongos que viven en un ambiente en el que predominan las condiciones de bajo estrés y elevada alteración, al cual responden con un crecimiento rápido y esporulación abundante, b) estrés-tolerante o autóctona, estrategia de los hongos que viven en un ambiente en el que predominan las condiciones de alto estrés y baja alteración, a las que responden con un crecimiento lento y esporulación escasa, y c) de sobrevivencia o escape, estrategia de los hongos que viven en un ambiente en el que predominan las condiciones de alto estrés y alteración, por lo que son especies exclusivas, a veces únicas, características de ambientes adversos y extremos (PUGH 1980).

El estudio de los micromicetes marinos arenícolas es complejo, debido a que en la arena de la playa se encuentran mezclados en proporción variable dos grupos ecológicos de hongos: a) marinos estrictos, crecen y esporulan exclusivamente en un hábitat marino o estuarino, b) marinos facultativos, provenientes del medio terrestre que pueden crecer y posiblemente esporular en el ambiente marino (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979). Con respecto a los marinos estrictos, pueden encontrarse simultáneamente en la arena de la playa varios tipos de ellos y según el sustrato en el que se desarrollan pueden ser algícolas, arenícolas, coralícolas, lignícolas, manglicolas, quitinícolas y queratinícolas; cuando una especie habita un sólo tipo de sustrato se denomina estricta, y cuando vive en dos o más tipos de sustratos es facultativa. Según los criterios anteriores, los micromicetes que se desarrollan en la madera y en la arena son facultativos y se llaman marinos lignícolas arenícolas y los que únicamente pueden vivir en la arena son estrictos y se denominan marinos arenícolas que son los componentes de la auténtica micobiota marina arenícola y los podemos reconocer por su adaptación morfológica y fisiológica al ambiente donde viven (REES Y JONES 1985).

Las especies consideradas marinas arenícolas son los ascomicetes *Arenariomyces majusculus* Kohlmeyer et Volkmann-Kohlmeyer, *A. parvulus* Koch, *A. trifurcatus* Höhnk, *A. triseptatus* Kohlmeyer, *Corollospora angusta* Nakagiri et Tokura, *C. armoricana* Kohlmeyer et Volkmann-Kohlmeyer, *C. cinnamomea* Koch, *C. colossa* Nakagiri et Tokura, *C. filiformis* Nakagiri, *C. fusca* Nakagiri et Tokura, *C. gracilis* Nakagiri et Tokura, *C. intermedia* l. Schmidt (anamorfo: *Varicosporina prolifera* Nakagiri), *C. lacera* (Linder) Kohlmeyer, *C. luteola* Nakagiri et Tubaki (anamorfo: *Sigmoidea luteola* Nakagiri et Tubaki), *C. maritima* Werdermann, *C. novofusca* Kohlmeyer et Volkmann-Kohlmeyer, *C. pseudopulchella* Nakagiri et Tokura, *C. pulchella* Kohlmeyer, Schmidt et Nair (anamorfo: *Clavatospora bulbosa* (Anastasiou) Nakagiri et Tubaki), *C. quinqueseptata* Nakagiri y los deuteromicetes *Dendryphiella arenaria* Nicot, *Varicosporina ramulosa* Meyers et Kohlmeyer (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979, TOKURA 1982, 1984, KOCH Y JONES 1984, NAKAGIRI Y TUBAKI 1982, 1985, NAKAGIRI 1986, 1988, KOHLMAYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1991).

Corollospora es el género que incluye más especies dentro de la familia Halosphaeriaceae (NAKAGIRI Y TOKURA 1987). Sólo tiene representantes marinos e incluye hasta el presente 15 especies (JONES 1995, KOHLMAYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1991), de las cuales *C. maritima* es la más frecuente porque es cosmopolita (KOHLMAYER 1983). La adaptación de esta especie al medio se explica por: 1) su habilidad para adherirse y resguardarse entre los granos de arena con producción profusa de micelio, 2) la formación de un subículo secundario sobre los granos de arena, 3) un peritecio carbonáceo, 4) la orientación hacia abajo del cuello ostiolar y ostiolo cuando crecen adheridos a los granos de arena, para asegurar la dispersión acuática de sus ascosporas, y 5) ascosporas con apéndices especializados. Esta especie comparte sus características con otros micromicetes marinos arenícolas (KOCH Y JONES 1984).

En general, el género *Corollospora* se ha estudiado mucho desde el punto de vista taxonómico (NAKAGIRI Y TUBAKI 1982, NAKAGIRI 1986, 1988) asimismo, su morfología se conoce con detalle (KOHLMAYER 1966a, KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979, KOHLMAYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1987, NAKAGIRI Y TUBAKI 1986) aunque no se puede afirmar lo mismo de su fisiología (MEYERS Y SCOTT 1967, BEBOU ET AL. 1987, GRANT ET AL. 1996). Su ciclo de vida comienza cuando las olas depositan las ascosporas sobre la arena de la playa e inmediatamente comienzan a germinar y forman un micelio abundante que se desarrolla entre los granos de arena y utiliza para nutrirse sustratos orgánicos constituidos principalmente por celulosa y lignina. Después de cierto tiempo, se forman las conidiosporas y cuando las condiciones del ambiente son propicias producen sus ascomas (peritecios) sobre los granos de arena, fragmentos de conchas u otros materiales duros a los cuales se adhieren fuertemente por medio de un subículo. Cuando los peritecios alcanzan la madurez liberan las ascosporas y quedan suspendidas tanto en el agua como en la espuma de las olas del mar, cuyo movimiento se encarga de dispersarlas y depositarlas en otro lugar (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979).

En general, la información que existe sobre la microbiota marina endopsamófila es escasa y reciente. Trata principalmente aspectos taxonómicos, morfológicos y en menor grado ecológicos (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979). Los primeros trabajos publicados sobre los micromicetes que habitan en la arena de la playa informan la presencia de hongos marinos facultativos que son los mismos que se encuentran normalmente en suelos terrestres (DUCHÉ Y HEIM 1931, MOREAU Y MOREAU 1941, BROWN 1958, NICOT 1958, APINIS Y

CHESTERS 1964, DICKINSON Y KENT 1972). Este hecho se debió a que se utilizaron técnicas que no eran específicas para lograr el aislamiento de las especies marinas estrictas y por esta razón, durante un tiempo los micólogos dudaron sobre la existencia de dichas especies en la arena de la playa. Con el paso del tiempo se empezaron a aislar en forma ocasional e irregular micromicetes marinos estrictos, pero aun así, su estatus en el endopsamón era confuso, y no fue hasta que KOCH (1974) demostró la presencia de dichos micromicetes en la arena de la playa al usar técnicas específicas. Más recientemente, gracias a varios estudios se estableció la existencia indudable de los micromicetes marinos estrictos, los cuales pueden ser aislados regularmente de la arena si se utilizan las técnicas adecuadas (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979, REES *ET AL.* 1979, KOHLMEYER Y CHARLES 1981, TOKURA 1984).

El interés que estimula el estudio de los micromicetes marinos arenícolas es el de aislar y describir las especies nuevas que conforman la micobiota marina estricta, restándole importancia a la descripción de las especies marinas facultativas y al aspecto ecológico que incluye investigaciones sobre la abundancia, diversidad, disposición espacial y funciones que desarrollan los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en esos hábitat particulares. Como consecuencia, se encuentran publicados pocos trabajos sobre la descripción de la micobiota integral de la arena de las playas marinas; incluso algunos artículos enfocan su interés al aspecto biomédico o biotecnológico.

Uno de los primeros estudios sobre los hongos de las dunas marinas fue el que realizaron DUCHÉ Y HEIM (1931) en la costa francesa, usando la dilución en placa como técnica de aislamiento, mediante la que obtuvieron 10 especies marinas facultativas y concluyeron que la densidad y naturaleza de la vegetación no tiene influencia sobre la micobiota arenícola.

MOREAU Y MOREAU (1941) aislaron de costa francesa 30 especies de hongos marinos facultativos al inocular directamente el medio de cultivo con suelo arenoso, e intentaron relacionar la micobiota con el gradiente ambiental, pero sólo llegaron a conclusiones tentativas.

WEBLEY *ET AL.* (1952) en Inglaterra, estimaron cuantitativamente la biomasa de la micobiota de las dunas marinas ácidas pero no enlistaron las especies de hongos.

IKEDA (1954) llevó a cabo el primer trabajo sobre los hongos de las dunas marinas y concluyó que *Penicillium* y *Aspergillus* son los hongos marinos facultativos más comunes en esos suelos.

SAITÔ (1955) realizó un estudio en Japón y estableció que no hay una diferencia esencial entre la micobiota de las dunas marinas y la de suelos de otros hábitat.

BROWN (1958) en las playas de Sandwich, Kent y Studland, Dorset, Inglaterra encontró 89 especies de hongos marinos facultativos: 11 ficomicetes, 54 deuteromicetes (de los cuales 24 fueron especies del género *Penicillium*) 24 ascomicetes y dos micelios con conexiones en grapa pertenecientes a los basidiomicetes; concluyó que en el gradiente ambiental existe una sucesión de hongos y que las dunas con pH alcalino tienen una micobiota diferente a la de las dunas ácidas.

NICOT (1958) en Francia encontró 32 especies de micromicetes marinos facultativos arenícolas de las que 11 pertenecieron al género *Penicillium*.

PUGH (1962a) realizó en Inglaterra un trabajo sobre los hongos marinos facultativos queatinofílicos arenícolas y encontró cinco especies al examinar 336 unidades de muestra; la especie más frecuente fue *Arthroderma curreyi* Berk, seguida por *Ctenomyces serratus* Eidam, *Aspergillus terreus* Thom, *Nannizia cajetana* Ajello y *Arthroderma quadrifidum* Dawson *et*

Gentiles.

WOHLRAB *ET AL.* (1963) estudiaron en Indiana, Estados Unidos, la micobiota de las dunas marinas y mediante la técnica de vaciado en placa aislaron 70 especies marinas facultativas; las más comunes fueron *Cephalosporium roseo-griseum* Saksena, *Acremonium vitis* Cattaneo y *Trichoderma lignorum* (Tode) Harz.

PUGH *ET AL.* (1963) efectuaron en Inglaterra un trabajo sobre los hongos que descomponen la celulosa en las dunas marinas y encontraron 33 especies marinas facultativas, de las cuales la más común fue *Cephalosporium acremonium* Corda.

PUGH Y NICOT (1964) estudiaron en Inglaterra la morfología y taxonomía del deuteromicete marino estricto *Dendriphiella salina* (Sutherland) Pugh *et* Nicot que PUGH (1962b) en su trabajo sobre hongos de suelos costeros estudió como *Cercospora salina* Sutherland.

APINIS Y CHESTERS (1964) encontraron en Inglaterra 141 especies de ascomicetes de las cuales 17 fueron marinas estrictas y el resto marinas facultativas.

KOHLMEYER (1966b) al examinar muestras de espuma marina, observó que en ésta se encuentra un número considerable de esporas de hongos marinos estrictos junto con las esporas provenientes de aire, suelo, agua dulce y agua estuarina. También estableció que los hongos con esporas que aparecen regularmente a lo largo de las costas marinas y estuarinas son habitantes activos de la arena.

DICKINSON Y KENT (1972) al estudiar en Ross Links, Northumberland, Inglaterra, dos suelos de dunas marinas colonizadas por plantas, encontraron solamente especies marinas facultativas pertenecientes a los ascomicetes y deuteromicetes.

WAGNER-MERNER (1972), al recolectar la espuma marina de cuatro playas de Florida, Estados Unidos, observó y cuantificó las esporas de 21 especies de hongos marinos estrictos, de los cuales cuatro fueron arenícolas y concluyó que la distribución y la diversidad de las esporas en la espuma parecen estar influidas por la localización de playas, pantanos, marismas, manglares y estuarios, y que la espuma marina funciona como agente transportador y dispersor de las esporas de los hongos.

KOCH (1974), en la playa de Gronhoj, costa noroeste de Jutlandia, Dinamarca, realizó un estudio profundo sobre la biología de los hongos marinos estrictos. Encontró 37 especies, en su mayor parte ascomicetes y las más frecuentes fueron *Corollospora comata* Kohlmeier, *Remispora stellata* (Kohlmeier) Kohlmeier, *Corollospora maritima* Werdermann, *C. tubulata* Kohlmeier y *Anyllocarpus encephaloides* Currey.

PITTS Y COWLEY (1974) efectuaron un trabajo sobre la micobiota del hábitat del cangrejo *Uca pugnator* en la bahía de Winyah, Carolina del Sur, donde encontraron 29 especies de micromicetes marinos facultativos, de los cuales, los más abundantes fueron *Rhodotorula mucilaginosa* (Jörg) Harrison, *Trichoderma lignorum* (Tode) Hartz, *Cephalosporium roseo-griseum* Saksena, *C. acremonium* Corda, *Penicillium spinulosum* Thom y *Aspergillus terreus* Thom.

GESSNER Y LAMORE (1978), en la arena de las playas de la isla Nantucket, Nueva Inglaterra, registraron 18 hongos marinos estrictos, como *Corollospora maritima* Werdermann y *Asteromyces cruciatus* Moreau *et* Hennebert sobre *Zostera marina*.

KOEHN (1979) en la Isla Mustang, Texas, al estudiar la micobiota de la espuma y restos vegetales de la playa y marismas, encontró 19 hongos marinos estrictos y 24 marinos

facultativos, entre los que predominaron los hifomicetes como *Aspergillus niger* van Tieghem, *A. terreus* Thom, *A. wentii* Wehmer, *Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) de Vries, *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn, *Nigrospora sphaerica* (Sacardo) Mason y *Fusarium* sp.

REES ET AL. (1979), en la costa noroeste de Jutlandia, Dinamarca, al utilizar tres métodos: 1) inoculación directa de arena sobre placas de agar-harina de maíz, agar-extracto de malta, y agar-celulosa, 2) utilización de carnadas de madera sobre arena de la muestra en cámara húmeda y 3) tableros de madera de prueba sumergidos en el mar, compararon el porcentaje de frecuencia entre las especies marinas estrictas presentes en madera de deriva cubierta con arena y en tableros de prueba sumergidos en el mar y encontraron una micobiota diferente al aplicar los métodos 1 y 2 con respecto a la registrada en los tableros de madera de prueba. Los hongos más comunes fueron *Corollospora comata* (Kohlmeyer) Kohlmeyer, *C. tubulata* Kohlmeyer, *C. maritima* Werdermann, *Remispora pilleata* Kohlmeyer y *Amylocarpus encephaloides* Currey.

ALEEM (1980) estudió la micobiota de la espuma en la playa Lumley, Sierra Leona, Golfo de Guinea. Durante la época de lluvias encontró esporas de 11 especies de hongos marinos estrictos y los más comunes fueron *Corollospora maritima* Werdermann, *C. trifurcata* (Höhnk) Kohlmeyer y *C. intermedia* Schmidt, y en la estación seca, sólo observó esporas de *Clavariopsis bulbosa* Anastasiou, *Corollospora maritima* Werdermann, *Didymosphaeria enalia* Kohlmeyer y *Periconia prolifica* Anastasiou.

BOOTH (1981) registró en la bahía de Hudson, Canadá, la presencia de 21 hongos marinos estrictos de la madera, entre ellos *Amylocarpus encephaloides* Currey, *Corollospora comata* (Kohlmeyer) Kohlmeyer, *Halosphaeria maritima* (Linder) Kohlmeyer, *Trichocladium achrasporum* (Meyers et Moore) Dixon in Shearer et Crane y *Zalerion varium* Anastasiou, las dos últimas especies como nuevos registros para el Mar Ártico.

TOKURA (1982) observó en la arena de las playas de Japón, 10 micromicetes marinos estrictos que fueron *Carbosphaerella leptosphaerioides* Schmidt, *C. pleosporoides* Schmidt, *Corollospora intermedia* Schmidt, *C. lacera* (Linder) Kohlmeyer, *C. maritima* Werdermann, *C. pulchella* Kohlmeyer, Schmidt et Nair, *C. trifurcata* (Höhnk) Kohlmeyer, *Corollospora* sp., *Lindra* sp. y *Lulworthia* sp. Dos años después el mismo autor encontró, además, *Asteromyces cruciatus* Moreau et Moreau ex Hennebert, *Arenariomyces trifurcatus* Höhnk, *Lindra thalassiae* Orpurt, Meyers, Boral et Simms, *Crinigera maritima* Schmidt, *Nia vibrissa* Moore et Meyers y *Varicosporina ramulosa* Meyers et Kohlmeyer (TOKURA 1984).

KIRK (1983) realizó un estudio cualitativo y cuantitativo sobre las esporas de los hongos marinos estrictos presentes en la espuma de las olas de la playa Virginia, Virginia, Estados Unidos y encontró 10 especies de hongos; los más abundantes fueron *Corollospora maritima* Werdermann, *C. trifurcata* (Höhnk) Kohlmeyer, *C. intermedia* Schmidt y *Varicosporina ramulosa* Meyers et Kohlmeyer.

DUNN Y BAKER (1983) investigaron mediante la utilización de la técnica de dilución en placa, la micobiota del endopsamon en el Atolón Enewetak de las islas Marshall y obtuvieron 116 aislamientos de hongos marinos facultativos: cuatro cigomicetes, ocho ascomicetes, un basidiomicete y 103 deuteromicetes.

REES Y JONES (1985) estudiaron bajo un aspecto ecológico los micromicetes de la costa noroeste de Jutlandia, Dinamarca. Encontraron 47 especies, de las cuales 13 especies fueron marinas estrictas y las restantes marinas facultativas. Para aislar los hongos, utilizaron carnadas en cámaras húmedas e inoculación directa de placas de agar con suelo arenoso. *Cladosporium*

sp., *Corollospora maritima* Werdermann y *Fusarium* sp. fueron los hongos más frecuentemente aislados por estos autores.

FARRANT *ET AL.* (1985), en la costa noroeste de Jutlandia, Dinamarca, registraron 45 especies de micromicetes marinos estrictos de la madera de deriva depositada sobre la playa por el mar. Las especies más comunes fueron *Neretospora comata* (Kohlmeier) Jones, Johnson et Moss, *Carbosphaerella leptosphaerioides* Schmidt, *Remispora pilleata* Kohlmeier, *Groenhiella bivestia* Koch, Jones et Moss y *Lulworthia lignoarenaria* Koch et Jones.

GENILLOU *ET AL.* (1994) aislaron de la costa del Atlántico y del Mediterráneo de España, 465 actinomicetes y 278 hongos, de los cuales sólo *Asteromyces cruciatus* Moreau et Moreau ex Hennebert, *Corollospora intermedia* I. Schmidt, *Dendriphiella arenaria* Nicot, *D. salina* (Sutherland) Pugh et Nicot y *Varicosporina ramulosa* Meyers et Kohlmeier fueron marinos estrictos.

ACEVEDO-RÍOS *ET AL.* (1996) aislaron de las playas contaminadas con petróleo de Puerto Rico los géneros *Corollospora*, *Lulworthia*, *Torpedospora* y *Lignicola* y demostraron que dichos hongos metabolizan el fenantreno.

Tabla 1. Micromicetes marinos arenícolas registrados de algunas playas de México. Barra de Navidad, Jalisco (BNJ), La Ventosa cerca de Salina Cruz, Oaxaca (LVO), playa San Francisco, Cozumel, Quintana Roo (FCQ), playa Los Cocos, Cozumel, Quintana Roo (LCQ), Punta Morena, Cozumel, Quintana Roo (MCQ), Castillo Real, Cozumel, Quintana Roo (RCQ), Punta Tormentos, Cozumel, Quintana Roo (TCQ), Progreso, Yucatán (PPY).

Especies	Playas							
	BNJ	LVO	FCQ	LCQ	MCQ	RCQ	TCQ	PPY
<i>Arenariomyces trifurcatus</i> Hönk ^{b,d,e,f}	-	X	X	X	X	-	-	X
<i>Corollospora intermedia</i> Schmidt ^a	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Corollospora maritima</i> Werdermann ^{b,d,e,f,g}	X	X	X	X	-	X	X	X
<i>Corollospora pulchella</i> Kohlmeier, Schmidt et Nair ^{a,b,f}	-	X	-	-	X	X	-	-
<i>Varicosporina ramulosa</i> Meyers et Kohlmeier ^{h*}	-	-	-	X	-	X	-	X

a HYDE 1992

b KOHLMAYER 1968

c KOHLMAYER 1980

d KOHLMAYER 1984

e KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1971

f KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979

g GONZÁLEZ Y HERRERA 1993

Tabla 2. Micromicetes marinos estrictos registrados para México.

Especies	Autore(s)	Estado(s)
◆ <i>Aniptodera chesapeakeensis</i>	a	Colima
♥ <i>Arenariomyces trifurcatus</i>	b,d,e,f	Oaxaca, Quintana Roo, Yucatán
◆ <i>Camarosporium roumequerii</i>	f	Sonora
◆ <i>Caryospora rhizophorae</i>	a	Colima
◆ <i>Cirrenalia pseudomacrocephala</i>	b,f	Veracruz
◆ <i>Cirrenalia pygmaea</i>	b	Chiapas
♥ <i>Corollaspora intermedia</i>	h	Jalisco
♥ <i>Corollaspora maritima</i>	b,d,e,f,h	Jalisco, Oaxaca, Quintana Roo, Yucatán
♥ <i>Corollaspora pulchella</i>	a,b,f	Colima, Oaxaca
◆ <i>Trichocladium achrasporum</i>	b	Veracruz
◆ <i>Cytospora rhizophorae</i>	c	Quintana Roo
◆ <i>Dactylospora haliotrepha</i>	a	Colima
◆ <i>Dicysporium pelagicum</i>	a	Colima
◆ <i>Didymosphaeria enalia</i>	a,b,e,f	Colima, Veracruz, Yucatán
◆ <i>Didymosphaeria rhizophorae</i>	d	Baja California Sur
◆ <i>Kaleiformispora lignatilis</i>	a	Colima
◆ <i>Halosarphaea abouitis</i>	d	Baja California Sur
◆ <i>Halosarphaea marina</i>	a	Colima
◆ <i>Halosphaeria cucullata</i>	f	Oaxaca
◆ <i>Halosphaeria quadricornuta</i>	d,f	Baja California Sur, Oaxaca, Quintana Roo
◆ <i>Halosphaeria salina</i>	d,f	Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo
◆ <i>Halosphaeriopsis mediosetigera</i>	f	-
◆ <i>Humicola alopalloneta</i>	d	Quintana Roo
◆ <i>Hydronectria tehys</i>	d	Quintana Roo
◆ <i>Keissleriella blepharospora</i>	b,c	Veracruz
◆ <i>Leptosphaeria avicenniae</i>	b	Veracruz
◆ <i>Leptosphaeria australiensis</i>	d	Baja California Sur, Quintana Roo
◆ <i>Lignicola leavis</i>	a	Colima
◆ <i>Lindra marinera</i>	c, f	Yucatán
◆ <i>Lindra thalassia</i>	d	Quintana Roo
◆ <i>Lulworthia grandispora</i>	a,d	Baja California Sur, Colima
◆ <i>Lulworthia kniepii</i>	d	Baja California Sur
◆ <i>Massarina thalassiae</i>	g	Baja California Sur
◆ <i>Monodictys pelagica</i>	a	Colima
◆ <i>Mycosphaerella salicorniae</i>	c,d,f	Baja California Sur, Yucatán
◆ <i>Mycosphaerella pneumatophorae</i>	b,f	Veracruz, Yucatán
◆ <i>Nia vibrissa</i>	d	Quintana Roo
◆ <i>Octaspora apitongissima</i>	a	Colima
◆ <i>Paraliomyces lentiferus</i>	f	Veracruz
■ <i>Pharecidia balani</i>	f	Sonora
◆ <i>Pontogeneia codiicola</i>	f	Baja California Sur
◆ <i>Pontogeneia padlinae</i>	f	Baja California Sur
◆ <i>Remispora galerita</i>	c,f	Yucatán
◆ <i>Rhabdospora avicenniae</i>	d	Baja California Sur
◆ <i>Savoryella lignicola</i>	a	Colima
◆ <i>Torpedospora radiata</i>	c,d	Quintana Roo, Yucatán
◆ <i>Trematosphaeria lineolatospora</i>	a	Colima
♥ <i>Varicosporina ramulosa</i>	c,d	Quintana Roo, Yucatán

a HYDE 1992

c KOHLMEYER Y KOHLMMEYER 1971

b KOHLMEYER 1968 f KOHLMEYER Y KOHLMMEYER 1979

c KOHLMEYER 1980 g KOHLMEYER Y VOLKSMANN-KOHLMEYER 1987

d KOHLMEYER 1984 h GONZÁLEZ Y HERRERA 1995

◆ hongos marinos lignícolas

■ hongos marinos sobre conchas

♥ hongos marinos arenícolas

calcáreas de moluscos y cefalópodos

◆ hongos marinos sobre *Thalassia testudinum*

◆ hongos marinos sobre algas rojas

Hasta hace poco tiempo en las costas de México sólo se habían realizado estudios sobre la taxonomía de cuatro especies de micromicetes marinos arenícolas registradas de cuatro estados; recientemente se realizó un estudio en Jalisco, quedando cinco especies registradas para el país (Tabla 1).

Para México se encuentran registrados 48 micromicetes marinos estrictos de 10 estados de la República Mexicana (Tabla 2).

Los micromicetes marinos lignícolas viven en la madera que se encuentra sumergida en el mar, flotando a la deriva o en la región intermareal de la playa. Su importancia reside en que descomponen activamente la madera generando detritus y sustancias que son utilizadas como base de las cadenas alimentarias, y por otra parte causan pérdidas económicas al deteriorar las estructuras de madera que se encuentran en los puertos, tales como pilotes, rompeolas y muelles (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979). Hace 50 años se publicó el primer trabajo sobre los micromicetes marinos lignícolas (BARGHOORN Y LINDER 1944). Desde entonces los trabajos que se han acumulado sobre su taxonomía, fisiología y ecología son numerosos. Sin embargo, el número de estudios en México es escaso y tratan sobre 43 registros sobre madera sumergida en el mar, flotando a la deriva o en la región intermareal de la playa, pero no hay antecedentes en los que se utilizaron tableros de prueba o carnadas (KOHLMEYER 1968, KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1971, KOHLMEYER 1980, 1984, HYDE 1992).

Los micromicetes queratinolíticos, entre los que se encuentran los dermatomicetes, viven en una gran variedad de suelos (LURIE 1955, ORR 1969). Sin embargo, hay pocos trabajos sobre los dermatomicetes que habitan los suelos arenosos de las playas marinas. En nuestro país no existen antecedentes sobre este tema. WHITE *ET AL.* (1950) consideran que los degradadores genuinos de la queratina pertenecen a los Gymnoascaceae. Uno de los primeros trabajos es el de DABROWA *ET AL.* (1964) quienes informaron la existencia de 33 especies patógenas en la zona intermareal de cuatro playas del sur de California. Después, KISHIMOTO Y BAKER (1969) estudiaron las zonas intermareal y supramareal de 17 playas de Oahu, Hawai, donde encontraron 13 especies patógenas y potencialmente patógenas, entre ellas *Candida albicans* (Robin) Berkhout, *Cladosporium werneckii* Horta, *Epidermophyton floccosum* (Hartz) Langeron et Milochevitch, *Geotrichum candidum* Link, *Microsporium canis* Bodin, *M. gypseum* (Bodin) Guiart et Grigorakis, *Trichophyton mentagrophytes* (Robin) Blanchard, *T. rubrum* (Castellani) Sabouraud y *Trichosporium cutaneum* (Rabenhorst) Vuillemin. Otra investigación fue la que realizaron BERGEN Y WAGNER-MERNER (1977) en la zona intermareal de cuatro playas de la bahía de Tampa, Florida, donde aislaron 36 especies potencialmente patógenas del hombre. CRESPO *ET AL.* (1985) estudiaron los hongos queratinolíticos de Málaga, España, y registraron varias especies de *Chrysosporium*. CASTAÑEDA Y VROEY (1996) encontraron, durante un estudio sobre los hongos queratinofílicos de suelos tropicales, tres especies de *Amauroascus*.

3.0 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 ÁREAS ESTUDIADAS

Para identificar los micromicetes marinos estrictos de 26 playas, se estudiaron 10 lugares situados en el litoral del Mar Caribe (estado de Quintana Roo): Punta Sam, Punta Sur, Isla Mujeres, Caracoles, Delfines, Puerto Morelos, Playa del Carmen, Tulum, Boca Paila, La Gloriaeta y Majagual; ocho situadas en el litoral del Golfo de México (estado de Veracruz): Miramar, Chachalacas, Villa del Mar, Mocambo, Antón Lizardo, km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Jicacal y Monte Pío y ocho situadas en el litoral del Océano Pacífico: La Manzanilla, Barra de Navidad, Bahía de Navidad (estado de Jalisco); Los Cocos, Olas Altas, Bahía de Santiago, Playa Azul, Bahía de Manzanillo, Cuyutlán (estado de Colima); Playa Hermosa, Ixtapa, e Icacos, Bahía de Acapulco, (estado de Guerrero, Figuras 1, 2, 3). Las fechas de recolección y las localizaciones geográficas se indican en la Tabla 3.

Para valorar la abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos se eligieron tres de las 26 playas estudiadas localizadas en los litorales del Mar Caribe, playa Delfines, Cancún, Quintana Roo con clima Aw1 (x)i, Golfo de México, playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, con clima Aw2 (w)i y del Océano Pacífico, playa El Coco, Colima, con clima Aw0 (w)i (GARCÍA 1981, Figuras 1, 2, 3). Las fechas de recolección y las localizaciones geográficas se señalan en la Tabla 3.

Para contribuir en el estudio de los dermatomicetes patógenos del hombre se escogieron otras tres de las 26 playas mencionadas ubicadas en zonas turísticas importantes del país. Se estudiaron las playas Caracoles, Cancún, Quintana Roo, Mar Caribe, Mocambo, Veracruz, Veracruz, Golfo de México e Icacos, Bahía de Acapulco, Guerrero, Océano Pacífico (Figuras 1, 2, 3). Las fechas de recolección y las localizaciones geográficas se muestran en la Tabla 3.

Para investigar en una de las 26 playas aludidas la presencia de micromicetes marinos lignícolas arenícolas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas de una laguna costera cercana, se estudió la playa Barra de Navidad, Bahía de Navidad, Jalisco y la laguna costera Laguna Barra de Navidad, Jalisco. La laguna se localiza entre los meridianos 104° 40' 55" O y 104° 41' 37" O y los paralelos 19° 10' 57" N y 19° 12' 09" N (Figura 4), su clima es Aw0 (w)i (GARCÍA 1981). Mide 3.5 km de largo por 1.5 de ancho con una superficie de 3.6 km² y en el extremo oeste posee una barrera protectora de arena, de 30 a 40 m de ancho que la separa de la Bahía de Navidad y deja sólo una comunicación con el mar por medio de una boca permanente de 170 m de ancho; en el sur está rodeada por un manglar compuesto por *Rhizophora mangle* L. y en menor grado por *Avicennia germinans* (L.) L. y *Conocarpus erecta* L. (ESCOBAR y LÓPEZ-DELLAMARY 1981, RODRÍGUEZ 1988). El trabajo se realizó el 13 de noviembre de 1992.

3.2 RECOLECCIÓN, PROCESAMIENTO DE LOS MATERIALES Y ANÁLISIS DE LOS DATOS

3.2.1 MICROMICETES MARINOS ESTRICTOS DE 26 PLAYAS DE MÉXICO

Para identificar los micromicetes marinos estrictos de las 26 playas, sólo se siguió el método incubación de restos vegetales (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979). En la mesoplaya de cada playa se tomaron 50 recolecciones de restos vegetales cubiertos ligeramente con arena húmeda y se colocaron en bolsas de polietileno herméticas estériles (Figura 5). Dichas recolecciones se incubaron en el laboratorio en condiciones ambientales durante 20-30 semanas, al término de las cuales se examinaron microscópicamente para localizar estructuras fúngicas. Cuando fue necesario, algunas muestras se humedecieron con agua de mar artificial estéril para evitar su deshidratación. La micromicobiota identificada se agrupó mediante un análisis de agrupación según los valores de la matriz de similitud biogeográfica de Jaccard y con base en esos datos se construyó un dendrograma (ANONIMO 1993, MURGUIA 1995).

3.2.2 ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD DE LOS MICROMICETES MARINOS ESTRICTOS Y MARINOS FACULTATIVOS EN TRES DE LAS 26 PLAYAS ESTUDIADAS

Para valorar la abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas, se usó el procedimiento de muestreo de REES Y JONES (1985) modificado en este estudio. En cada playa se trazaron tres transectos en forma perpendicular a la línea de costa separados 500 metros cada uno del otro. La longitud de los tres transectos en la playa Delfines, Cancún, Quintana Roo fue: transecto A = 60.43 m, transecto B = 64.72 m y transecto C = 58.94 m; en la playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz: transecto A = 35.62 m, transecto B = 33.67 m y transecto C = 35.41 m y en la playa El Coco, Colima: transecto A = 47.91 m, transecto B = 48.73 m y transecto C = 50.36 m. En cada transecto se seleccionaron dos sitios de muestreo denominados mesoplaya y supraplaya. Para caracterizar el ambiente de playa se siguió la zonificación del perfil de playa propuesto por CARRANZA-EDWARDS Y CASO-CHÁVEZ (1994, Figura 5). La primera zona o mesoplaya se localiza entre la infraplaya (zona de la playa que siempre está cubierta por el agua en condiciones normales) y la supraplaya. En la mesoplaya se encuentra el frente de playa que es una superficie inclinada que ve hacía el mar y en la cual se tiene la zona de vaivén, donde ocurre el lavado y el relavado debido al máximo avance y retroceso del flujo laminar; es la parte de la playa que continuamente está cubierta por el agua y expuesta al aire de una forma rítmica y alternada. Su límite superior puede estar dado por la cresta o berma o, en su ausencia, por el límite del máximo lavado con marea alta, y su límite inferior por la marca inferior del relavado en marea baja. La segunda zona o supraplaya es la zona de la playa que en condiciones normales se encuentra seca y el agua sólo ocasionalmente llega a invadir esta zona, como en el caso de mareas por tormentas o por olas extremadamente altas. En cada una de las dos zonas de cada transecto de las tres playas, se tomó una muestra de 900 g de la cual se extrajeron tres grupos de submuestras de tamaño estándar (de 100 g cada una) con tres réplicas cada uno, un grupo destinado para los análisis edafológicos y otros dos para realizar los dos métodos de aislamiento que se explican enseguida.

En el primer método inoculación directa de placa de agar con suelo arenoso (REES Y JONES 1985) en el laboratorio, de la submuestra de 100 g se tomaron cuatro asadas de arena

sobre y se colocaron en la superficie del medio de cultivo dispersando cada asada en una zona separada de las demás. Las placas de cada uno de los medios de cultivo se hicieron por quintuplicado. Se usaron dos medios de cultivo para aislar los micromicetes marinos estrictos, el de agar-harina de maíz-agua de mar (AHM/AM): agar harina de maíz Oxoid 17 g, agua de mar artificial Instant Ocean 1 l (HYDE *ET AL.* 1987) y el de agar-almidón soluble-agua de mar (AAI/AM): almidón soluble Merck 10 g, extracto de levadura Bioxon 1 g, agar Bioxon 18 g, agua de mar artificial Instant Ocean 1 l (NAKAGIRI Y TUBAKI 1982). Para aislar los micromicetes marinos facultativos se usaron también dos medios de cultivo, el medio para el aislamiento primario de hongos del suelo (MAPH): dextrosa Bioxon 5 g, extracto de levadura Bioxon 2 g, nitrato de sodio (NaNO_3) Merck 1 g, sulfato de magnesio ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) Merck 0.5 g, fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4) Merck 1 g, oxgall (bilis seca de buey) 1 g, propionato de sodio 1 g, agar Difco 20 g, agua destilada 1 l (BOOTH 1971a), y el de agar-papa-dextrosa (APD): papas 200 g, dextrosa Bioxon 15 g, agar Difco 20 g, agua destilada 1 l (BOOTH 1971a). A todos los medios de cultivo se les adicionó, después de esterilizarlos, 50 partes por millón de tiabendazol para restringir el desarrollo de los hongos con crecimiento rápido y penicilina 500 $\mu\text{g/ml}$, estreptomycina 300 $\mu\text{g/ml}$ y cloranfenicol 1 mg/ml para inhibir el crecimiento bacteriano. Las cajas se incubaron a la temperatura ambiente del laboratorio. A partir del primer día de haber inoculado, las placas de agar se examinaron diariamente bajo un microscopio estereoscópico; cada colonia que se desarrolló con morfología diferente se transfirió a un tubo con medio de APD con el objeto de aislarla, y después de la cuenta todas las colonias similares a la colonia con morfología representativa o tipo se eliminaron cortándolas. También se sacaron las colonias que tenían crecimiento rápido, permitiendo el desarrollo de las especies con crecimiento moderado y lento. Las cajas se siguieron incubando durante un período de cuatro a seis semanas, al término de las cuales, cuando ya no se desarrolló ninguna colonia nueva, se desecharon. De esta forma, se aislaron representantes de todos los hongos en tubos y se anotó su número total. Todos los tubos se incubaron a temperatura ambiente durante tres semanas y al término de este período de incubación, se compararon a simple vista y por microscopía y se separaron en grupos morfológicamente similares. Después, las colonias representativas en los tubos se transfirieron a placas de medio con agar selectivo para identificarlas. Se determinó tanto el número de colonias de cada especie como el de las colonias no identificadas, así como el número de colonias por muestra. Las comparaciones entre muestras se realizaron de la misma forma. Las levaduras se consideraron en este estudio. En el segundo método llamado placa de agar con dilución de suelo arenoso (BARRON 1971), de la submuestra de 100 g se tomó el equivalente a 25 g de arena seca, se suspendió en 250 ml de diluyente (0.15% agar-agua) y se agitó durante 60 seg. Después se transfirieron 5 ml de esta suspensión a 45 ml del diluyente y así se procedió sucesivamente para obtener las diluciones 1:10 - 1:10⁵. Las placas de cada medio de cultivo se inocularon con 0.1 ml de cada una de las diluciones y se distribuyeron uniformemente con un rodillo de vidrio. Se preparó una caja para cada una de las cinco diluciones y se usaron los dos medios de cultivo empleados en el método anterior para aislar los micromicetes arenícolas terrestres, con tres repeticiones de cada dilución. Las cajas se incubaron a la temperatura ambiente del laboratorio. En este punto el proceso que se siguió fue el mismo que el mencionado en el método inoculación directa de placa de agar con suelo arenoso.

Tabla 3. Localizaciones geográficas, fechas de recolección y abreviaturas de las 26 playas estudiadas.

No.	Abrev.	Playas*	Localizaciones geográficas	Fechas de recolección
Mar Caribe				
Estado de Quintana Roo				
1.-	PSQ	Punta Sam	21° 12' 47"N, 86° 47' 01"O	Jun. 27 1994
2.-	IMQ	Punta Sur, Isla Mujeres	21° 15'N, 86° 44' 38"O	Oct. 08 1993
3.-	CCQ	Caracoles, Cancún	21° 08' 19"N, 86° 45' O	Oct. 20 1995
4.-	DCQ	Delfines, Cancún	21° 02' 57"N, 86° 46' 05"O	Jul. 01 1994
5.-	PMQ	Puerto Morelos	20° 52' 14"N, 86° 52' O	Jul. 01 1994
6.-	PCQ	Playa del Carmen	20° 37' 19"N, 87° 04' 22"O	Oct. 05 1993
7.-	TUQ	Tulum	20° 12' 37"N, 87° 25' 48"O	Jun. 26 1994
8.-	BFQ	Boca Paila	20° 26'N, 87° 28' 37"O	Jun. 28 1994
9.-	LGQ	La Glorietta	19° 49' 34"N, 87° 29' 25"O	Jun. 29 1994
10.-	MJQ	Majagual	18° 42' 50"N, 87° 42' 31"O.	Oct. 10 1993
Golfo de México				
Estado de Veracruz				
11.-	MIV	Miramar	21° 03' 35"N, 97° 47' 46"O	Mar. 22 1995
12.-	CHV	Chachalacas	19° 26'N, 96° 19' 12"O	Abr. 10 1995
13.-	VMV	Villa del Mar	19° 10' 34"N, 96° 06' 32"O	Mar. 23 1995
14.-	MBV	Mocambo	19° 08' 56"N, 96° 05' 44"O	Mar. 23 1995
15.-	ALV	Antón Lizardo	19° 03' 42"N, 95° 59' 25"O	Mar. 24 1995
16.-	VAV	km 24 carretera Veracruz-Alvarado	18° 52' 30"N, 95° 55"O	Abr. 10 1995
17.-	JIV	Jicacal	18° 37' 13"N, 95° 04"O	Abr. 11 1995
18.-	MPV	Monte Pío	18° 38' 43"N, 95° 05' 42"O	Abr. 11 1995
Océano Pacífico				
Estado de Jalisco				
19.-	LMJ	La Manzanilla	19° 16' 56"N, 104° 47' 20"O	Mayo 02 1994
20.-	BNJ	Barra de Navidad, Bahía de Navidad	19° 12'N, 104° 41' 05"O	Abr. 20 1994
Estado de Colima				
21.-	ECC	El Coco	19° 10' 12"N, 104°39' 17"O	Abr. 27 1994
22.-	BSC	Olas Altas, Bahía de Santiago	19° 07' 04"N, 104° 21' 48"O	Jul. 28 1994
23.-	BMC	Playa Azul, Bahía de Manzanillo	19° 03'N, 104° 19"O	Nov. 19 1994
24.-	CYC	Cuyutlán	18° 55'N, 104° 05' 13"O	Mayo 01 1994
Estado de Guerrero				
25.-	HIG	Playa Hermosa, Ixtapa	17° 40'N, 101° 36"O	Nov. 30 1994
26.-	IAG	Icaeos, Bahía de Acapulco	16° 50'N, 99° 56"O	Nov. 01 1995

* Las playas se encuentran en orden geográfico de acuerdo a su localización en las Figuras 1, 2, 3.

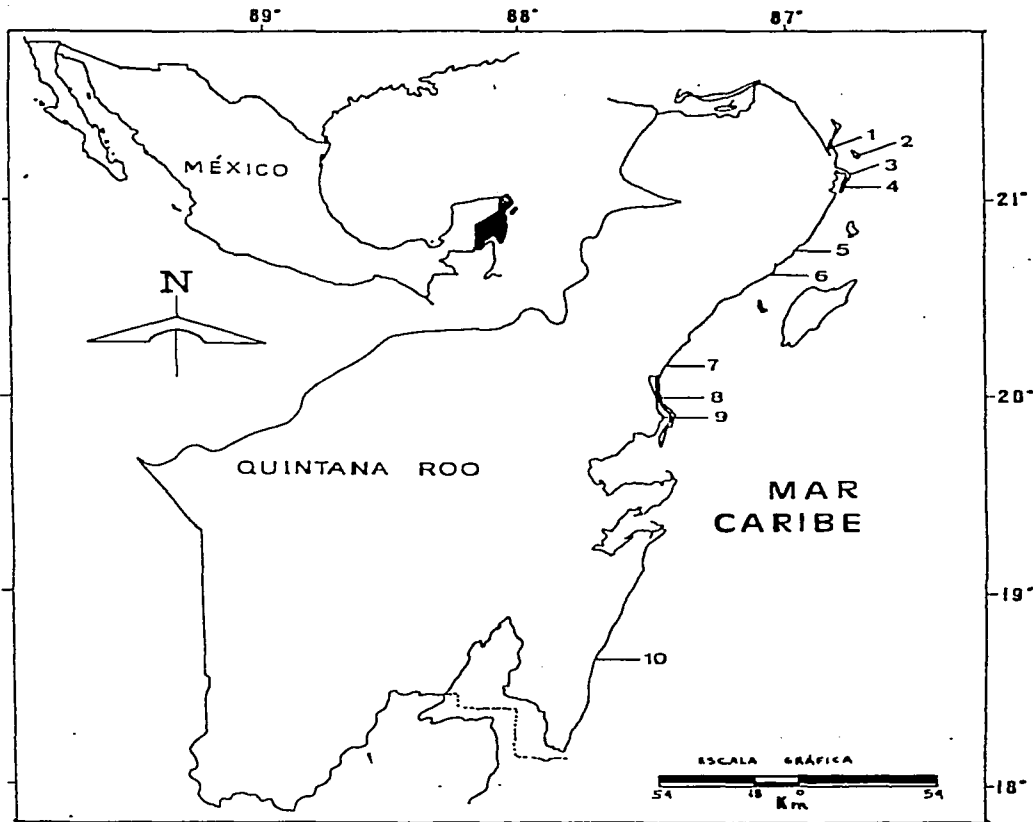


Fig. 1. Mapa que muestra la localización de las playas estudiadas en el estado de Quintana Roo, litoral del Mar Caribe. 1. Punta Sam, 2. Isla Mujeres, 3. Caracoles, 4. Delfines, 5. Puerto Morelos, 6. Playa del Carmen, 7. Tulum, 8. Boca Paila, 9. La Glorieta, 10. Majagual.

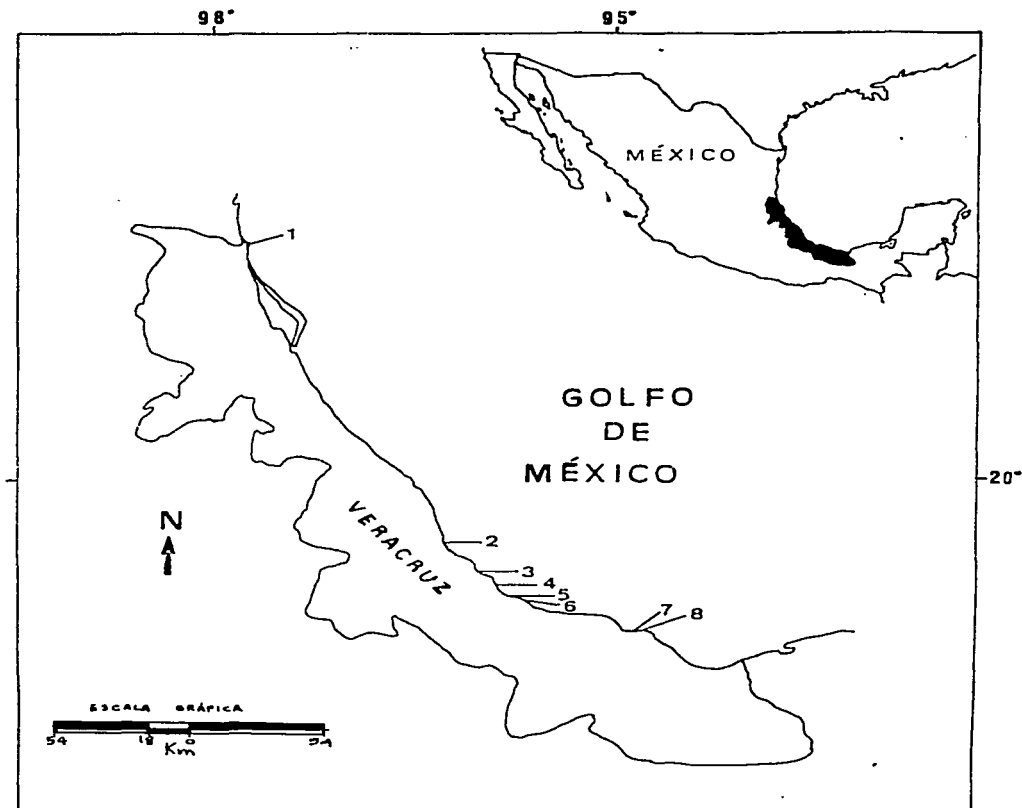


Fig. 2. Mapa que muestra la localización de las playas estudiadas en el estado de Veracruz, litoral del Golfo de México. 1. Miramar, 2. Chachalacas, 3. Villa del Mar, 4. Mocambo, 5. Antón Lizardo, 6. km 24 carretera Veracruz-Alvarado, 7. Jicacal, 8. Monte Pío.

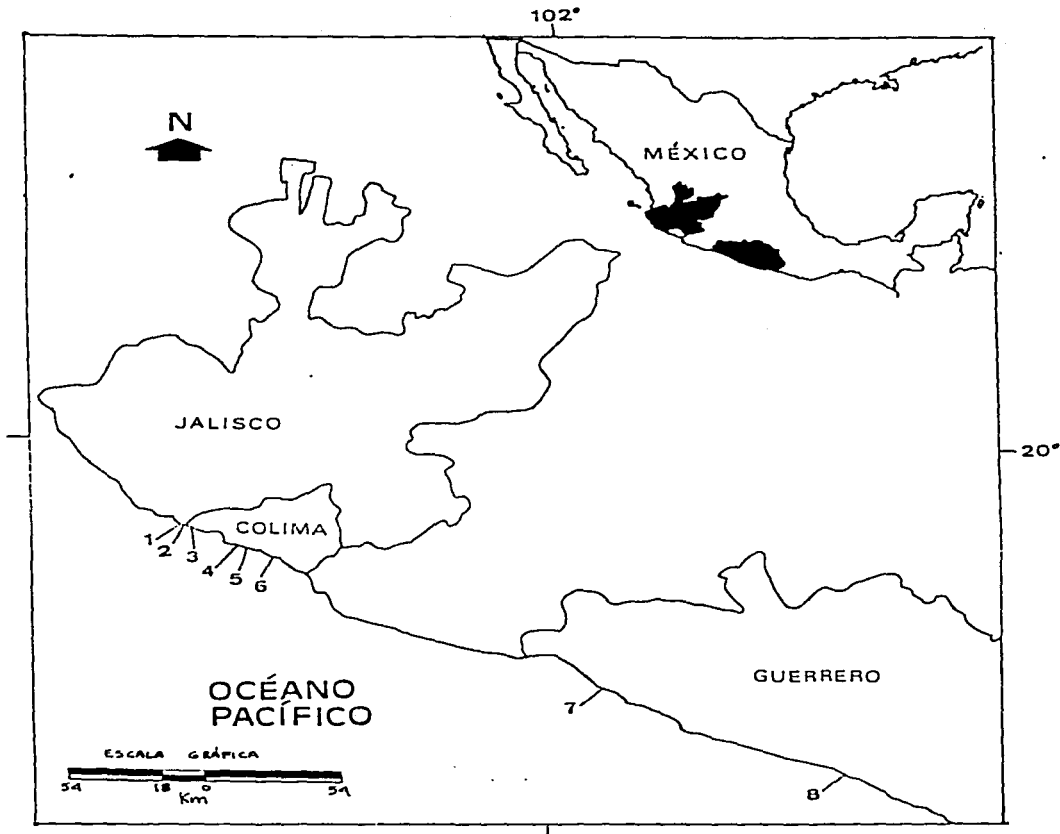


Fig. 3. Mapa que muestra la localización de las playas estudiadas en los estados de Colima, Guerrero y Jalisco, en el litoral del Océano Pacífico. 1. La Manzanilla, 2. Barra de Navidad, Bahía de Navidad, 3. El Coco, 4. Olas altas, Bahía de Santiago, 5. Playa Azul, Bahía de Manzanillo, 6. Cuyutlán, 7. Playa Hermosa, 8. Icacos, Bahía de Acapulco.

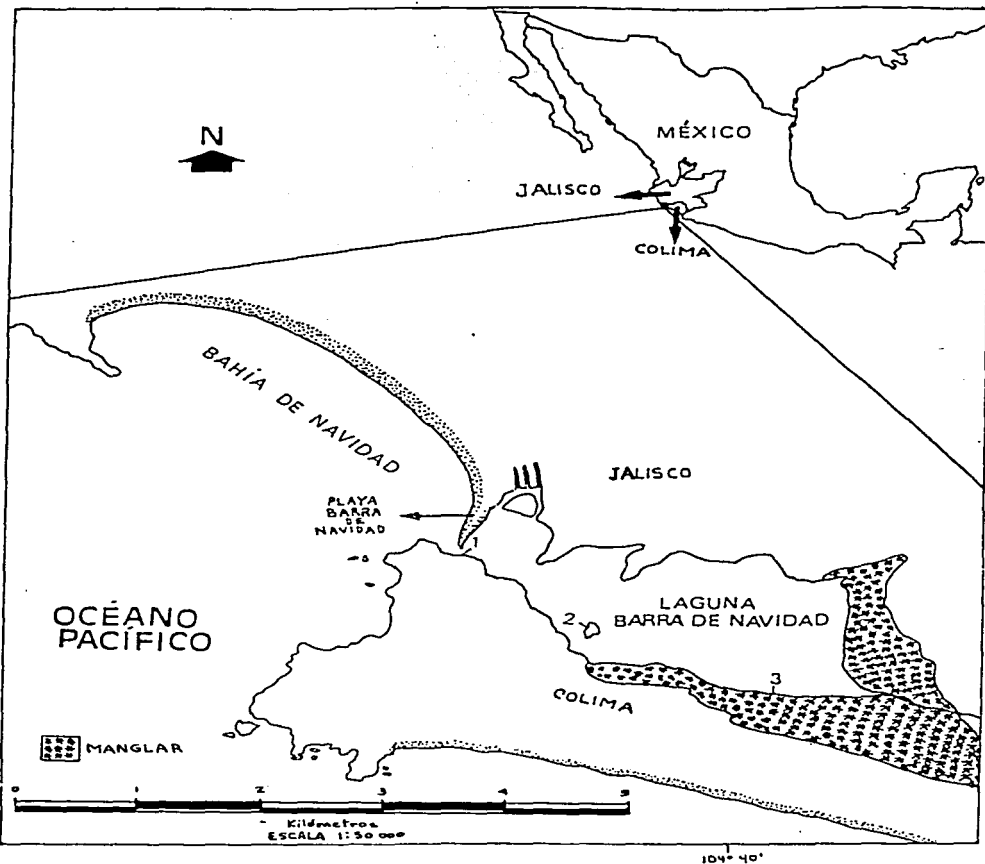


Fig. 4. Mapa que muestra la localización de los lugares de muestreo en los límites de los estados de Jalisco y Colima, en la Laguna Barra de Navidad, Jalisco. 1. Sitio cercano a la boca que comunica a la Laguna Barra de Navidad con la Bahía de Navidad, 2. Parte anterior de la Isla Tepelolote, 3. Sitio próximo a la desembocadura del Río Marabasco.

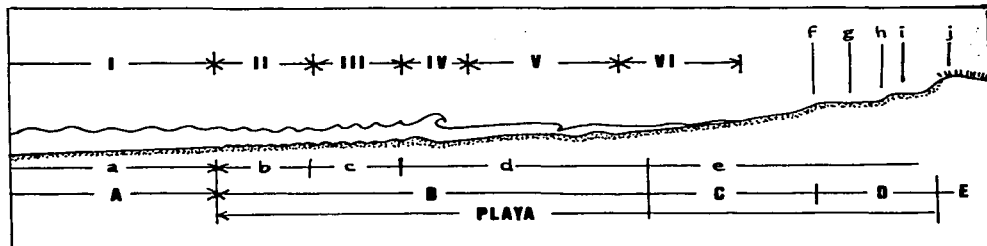


Fig. 5. Esquema idealizado del perfil de playa. A) plataforma continental, B) infraplaya, C) mesoplaya, D) supraplaya, E) dominio terrestre; I) olas simétricas sin influencia en el fondo, II) olas simétricas con influencia en el fondo, III) olas asimétricas con influencia en el fondo, IV) zona de rompientes, V) zona de barrido, VI) zona de vaivén; a) piso liso sin rizaduras, b) rizaduras simétricas, c) rizaduras asimétricas, d) barras y canales, e) frente de playa, f) cresta de berma, g) berma, h) escalón de playa, i) berma de tormentas, j) dunas (CARRANZA-EDWARDS Y CASO-CHÁVEZ 1994).

Además de los métodos anteriores, se usaron otros dos métodos denominados incubación de restos vegetales (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979) que ya se explicó antes y el de sedimentación de espuma marina (KIRK 1983). En este último método, las recolecciones de espuma de agua de mar se hicieron de dos formas. En la primera, la espuma se recolectó cinco metros adentro de la línea de la costa tocando ligeramente la superficie con una coladera horizontal de 0.5 m², construida con un marco de aluminio y una red con abertura de 1.6 mm; la película de agua que se adhirió a la red se vació a un recipiente con teflón. En la segunda forma, la espuma se recolectó con una cuchara un metro adentro de la línea de costa, colocándose en una cubeta de plástico de 13.5 litros y se mezcló de inmediato agitándola rápidamente con la mano. En cada una de las tres playas se tomaron varias muestras de espuma marina hasta obtener un volumen final de 1 l. En el campo, las recolecciones se agitaron y se decantaron durante 10 segundos para remover la arena gruesa y enseguida se preservaron con formalina al 5%. En el laboratorio, los líquidos preservados después de 30 segundos de reposo se decantaron otra vez para remover la arena fina. Dicha arena se dejó sedimentar 30 segundos en 100 ml de formalina al 5% en una probeta y el líquido se adicionó al anterior. Los líquidos preservados se almacenaron de 7 a 10 días en la oscuridad y todo el sobrenadante posible se removió con un sifón con forma de J sin agitar el sedimento. Una parte de este sedimento se lavó tres veces por centrifugación en 10 partes de agua destilada estéril para remover la sal y la formalina; 0.5 ml del sedimento resultante se mezcló con 2.5 ml de 70% (w/v) de metafosfato de sodio; se centrifugó 5 minutos, se resuspendió y se centrifugó 30 min. El sobrenadante se diluyó en 60 ml de agua destilada estéril, se distribuyó en 8 tubos y se centrifugó 30 min. Los sobrenadantes se descartaron y de los sedimentos se realizó una secuencia de preparaciones

húmedas para observar las esporas de los hongos. Para centrifugar se utilizaron tubos de poliestireno de 15 ml (Corning No. 25 311) y se sometieron a una velocidad de 1000 g. De cada litro de espuma se realizaron tres extracciones por centrifugación.

Finalmente, para valorar la abundancia y la diversidad de la micobiota que se obtuvo mediante los cuatro métodos, se realizó el análisis estadístico de los datos según las aplicaciones realizadas por BILLS Y POLISHOT (1994). Los cálculos se hicieron usando el software proporcionado por LUDWIG Y REYNOLDS (1988). La abundancia de las especies (n) se expresó como el número de incidencias individuales de una especie. El porcentaje de abundancia es el número de incidencias de una especie dividida entre el número total de incidencias recuperadas de la muestra. Para comparar la abundancia relativa de las especies y la abundancia de las especies principales que incidieron en más de una muestra, las especies se acomodaron en orden descendente según su abundancia. Para enfatizar los hongos dominantes y los raros, la abundancia total de cada especie se presentó en orden descendente. La diversidad de las especies es un aspecto importante de la estructura de las especies de una comunidad. Los índices de diversidad sirven para comparar la composición de especies de diferentes comunidades, y cuando el índice es satisfactorio es posible extrapolar los datos para determinar el número de especies de un universo dado (MENHINICK 1964). La diversidad de especies tiene dos componentes: 1) riqueza de especies, o sea el número de especies en la comunidad, y 2) uniformidad de las especies o equiparabilidad, que se refiere a cómo están distribuidas las abundancias entre las especies; por ejemplo, en una comunidad compuesta por 10 especies, si el 90% de los individuos pertenece a una sola especie y el 10% restante está distribuido entre nueve especies, la equiparabilidad se considera baja, y si cada una de las 10 especies tiene 10% del número total de individuos se alcanza la máxima equiparabilidad. Existen varios índices para caracterizar la riqueza de especies y la equiparabilidad; dichos índices se denominan índices de riqueza e índices de equiparabilidad. Los índices que combinan riqueza de especies y equiparabilidad en un solo valor se llaman índices de diversidad. Para poder comparar el número de especies entre comunidades, la mejor forma de medir la riqueza de especies es contar directamente el número de especies en muestras de tamaño igual; sin embargo, el tamaño de las muestras generalmente es diferente (como en la presente investigación) por lo que se usó el método estadístico conocido como rarefacción, que sirve para calcular el número de especies esperado de diferentes comunidades, si todas las muestras se reducen a un tamaño estándar. El número de especies esperado en una muestra al azar de n individuos $E(S_n)$, tomada de una población de N individuos totales distribuidos entre S especies, se calculó con la fórmula de HURULBERT (1971),

$$E(S_n) = \sum_{i=1}^S \left\{ 1 - \left[\frac{\binom{N - n_i}{n}}{\binom{N}{n}} \right] \right\}$$

donde n_i es el número de individuos de la especie i . Además, se construyeron curvas de rarefacción para comparar la riqueza de especies entre muestras. Varios índices se han propuesto para medir la riqueza de especies independientemente del tamaño de la muestra. Dichos índices se basan en la relación entre el número total de especies en una comunidad (S) y el número total de individuos observados (n). En este trabajo se aplicó el índice de riqueza de MARGALEF

(1958),

$$R1 = \frac{S - 1}{\ln(n)}$$

Para calcular la diversidad se utilizó la serie de números de diversidad presentada por HILL (1973). En forma de ecuación, los números de diversidad de Hill son:

$$NA = (\rho_i)^{1/(1-A)}$$

donde p_i es la proporción de individuos a la i especie. HILL (1973) demostró que los números 0, 1^o y 2^o de diversidad ($A = 0, 1, 2$ en la ecuación) coinciden con las tres formas más comunes de medir la diversidad. Los números de diversidad de Hill son:

$$\text{NÚMERO 0: } N0 = S$$

donde S es el número total de especies (se define enseguida),

$$\text{NÚMERO 1: } N1 = e^{H'}$$

donde H' es el índice de Shannon (se define enseguida) y,

$$\text{NÚMERO 2: } N2 = 1/\lambda$$

donde λ es el índice de Simpson. Estos números de diversidad, los cuales están en unidades de número de especies, miden lo que Hill denomina el número efectivo de especies presentes en una muestra. Este número efectivo de especies es una medida del grado de cómo las abundancias proporcionales están distribuidas entre las especies. Explícitamente, $N0$ es el número de todas las especies en la muestra, $N2$ es el número de las especies muy abundante y $N1$ es el número de las especies abundantes en la muestra (el valor de $N1$ siempre será intermedio entre $N0$ y $N2$). En otras palabras, el número efectivo de especies es una medida del número de especies de la muestra donde cada especie pesa por su abundancia. SIMPSON (1949) propuso el primer índice de diversidad que se usó en ecología como

$$\lambda = \sum_{i=1}^S p_i^2$$

donde p_i es la abundancia proporcional de la especie i , dada por

$$p_i = \frac{n_i}{N}, \quad i = 1, 2, 3, \dots, S$$

donde n_i es el número individuos de la especie i y N es el número de individuos totales para todas las especies S en la población. El índice de Simpson varía de 0 a 1 y da la probabilidad

de que dos individuos seleccionados aleatoriamente de una población sean de la misma especie. El índice de Shannon (SHANNON Y WEAVER 1949) es el que más se ha empleado en ecología. Mide el grado de certeza en la predicción de a qué especie podría pertenecer un individuo escogido al azar de una colección de especies S de individuos N . La ecuación de Shannon es:

$$H' = - \sum_{i=1}^S \left[\left(\frac{n_i}{n} \right) \ln \left(\frac{n_i}{n} \right) \right]$$

donde n_i es el número de individuos pertenecientes a la especie i en la muestra y n es el número de individuos totales en la muestra. Para medir el grado de uniformidad o equidad en el prorateo de los individuos entre las especies se han propuesto varios índices de equiparabilidad. En este trabajo se usó la ecuación modificada de HILL (1973) se expresa como:

$$ES = \frac{(1/\lambda) - 1}{e^{H'} - 1} = \frac{N2 - 1}{N1 - 1}$$

Las funciones de similitud cuantifican la similitud o disimilitud entre dos muestras. Los coeficientes de similitud varían de un mínimo de 0 (cuando un par de muestras son completamente diferentes) a 1 (cuando un par de muestras son idénticas). Las muestras más similares en composición y cantidad de especies son las más similares, esto es, su distancia ecológica es menor. La similitud referente a la composición de especies en las muestras se obtuvo al comparar la abundancia de especies entre muestras pares y entre las tres muestras. El índice de SORESENSEN (1948) se usó para medir la similitud entre las muestras de dos unidades de muestreo:

$$IS = \frac{2a}{b + c}$$

donde a , es el número de especies comunes en las dos muestras comparadas, b es el número de especies únicas en la primera muestra y c es el número de especies únicas en la segunda muestra.

En forma adicional, en cada una de las tres playas se midieron los siguientes factores físicos y químicos del suelo arenoso: color del suelo, contenido de materia orgánica, potencial de hidrógeno (pH), temperatura mínima y máxima, tamaño de las partículas y salinidad, porque son los que principalmente influyen sobre las comunidades de hongos (JOHNSON Y SPARROW 1961). Para determinar el color del suelo se utilizaron las tablas de MUNSELL (1975), para la

materia orgánica se siguió el método de Walkley-Black (JACKSON 1976), para el pH se utilizó un electropotenciómetro Beckman y para la temperatura un termómetro con bulbo de mercurio; el tamaño de las partículas se determinó por medio de un análisis granulométrico por tamizado (LAMBE Y WHITMAN 1981), clasificándose el suelo según el sistema unificado de clasificación de suelos (WAGNER 1957), y para la salinidad se utilizó un refractómetro marca Biomarine.

3.2.4 DERMATOMICETES PATÓGENOS DEL HOMBRE EN OTRAS TRES DE LAS 26 PLAYAS MENCIONADAS

Para contribuir en el estudio de los dermatomicetes patógenos del hombre en otras tres de las 26 playas mencionadas, en la mesoplaya de cada playa se trazó un cuadrante de 1 m² y se tomaron cinco muestras de 200 g. En el laboratorio las muestras se estudiaron mediante dos métodos. En el primero, que consistió en la utilización de pelos como carnadas en cámaras húmedas (ORR 1969), de cada muestra se prepararon cinco cajas (por triplicado más el testigo negativo y el testigo positivo) como se explica enseguida. Se pusieron 50 g de arena de la muestra en una caja de Petri estéril con dos discos de papel filtro estériles húmedos en el fondo para mantener la humedad. La arena se humedeció con una solución estéril de cloranfenicol 1mg/ml, penicilina 500 µg/ml, estreptomina 300 µg/ml y cicloheximida 2 mg/ml. En el control positivo la arena estéril se humedeció con una suspensión de esporas de *Microsporium gypseum* y en el control negativo la arena estéril se humedeció con agua destilada estéril. Sobre la arena se colocaron 35 fragmentos de pelo estériles de 5 cm de longitud. Las cajas inoculadas se incubaron a 30°C durante cinco semanas y se examinaron cada semana sacando cada vez un pelo de la caja, el cual se montó en un portaobjetos con lactofenol azul de algodón y se observó con el microscopio. Al término del tiempo de incubación, dos pelos de cada caja se transfirieron a una caja de Petri con medio de cultivo (se prepararon cinco cajas, cada una con un medio de cultivo diferente, más dos cajas para los controles, por triplicado). Los tres medios de cultivo que se usaron fueron el agar-harina de amaranto (AHA): harina de amaranto 25 g, dextrosa Bioxon 10 g, cloranfenicol 1mg/ml, penicilina 500 µg/ml, estreptomina 300 µg/ml, cicloheximida 2 mg/ml, agar 15 g, agua destilada 1 l (ROMERO-MARTÍNEZ 1993); el medio de prueba para dermatomicetes (MPD): agar micobiótico Bioxon 36 g, rojo de fenol Sigma 40 ml, ácido clorhídrico (HCl) 0.8 N Merck 6 ml, agua destilada 1 l (REBELL Y TAPLIN 1970), y el agar-Sabouraud (AS): agar Sabouraud deshidratado Bioxon 36 g, cloranfenicol 1mg/ml, penicilina 500 µg/ml, estreptomina 300 µg/ml, cicloheximida 2 mg/ml, agua destilada 1 l. Las cajas se incubaron 4 semanas a 30°C. Al concluir el tiempo de incubación, cada colonia diferente se transfirió a un tubo con AS para su posterior identificación. En el segundo método denominado inoculación directa de placas de agar selectivo con suelo arenoso (STOCKDALE 1971), se prepararon cinco cajas de Petri con los tres medios mencionados en el primer método, incluyendo los controles negativo y positivo (por triplicado). La superficie de los medios se inoculó con arena de la muestra y las cajas se incubaron durante 5 semanas a 30°C. Al término del tiempo de incubación, cada colonia diferente se transfirió a un tubo con medio de Sabouraud, para aislarla y posteriormente identificarla.

3.2.4 PRESENCIA DE LOS MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS ARENÍCOLAS EN UNA DE LAS 26 PLAYAS ALUDIDAS Y SU RELACIÓN CON LOS MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS QUE SE ENCUENTRAN EN UNA LAGUNA COSTERA CERCANA

Para investigar en una de las 26 playas aludidas la presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas y su relación con los marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana, se aislaron primero los micromicetes marinos lignícolas de la Laguna Barra de Navidad mediante dos métodos. En el primero (JONES 1971) se utilizaron tableros de prueba consistentes en dos bloques de madera de pino (*Pinus sylvestris* L.) de 20 cm de largo por 10 cm de ancho y 2 cm de alto, a los cuales se les hicieron dos perforaciones centrales de 2 cm de diámetro, separadas 5 cm una de la otra, y se recubrieron con silicón. Ambos bloques se colocaron empalmados pero separados por medio de dos pedazos de 2 cm de tubo de manguera de hule, cuyos orificios centrales coincidieron con las perforaciones de los tableros. Por cada orificio se pasaron 2 m de cuerda de nylon; un extremo de la cuerda se amarró a una rama del mangle o piedra de la orilla de la laguna y el otro extremo a un pedazo de ladrillo para mantener sumergido el tablero. Se emplearon 12 pares de bloques en cada uno de los tres lugares de estudio (Figura 4). Los tableros se sumergieron durante cinco semanas en la zona intermareal de la orilla de la laguna, y al término del período los tableros se colocaron en bolsas de polietileno estériles con cierre hermético para su transporte. En el laboratorio, cada tablero se separó en los dos bloques, cada uno se lavó con agua de mar estéril y se colocó en una caja de plástico estéril con tapa hermética a la que previamente se le puso en el fondo tres servilletas de papel absorbente estériles y húmedas para mantener la humedad. En el segundo método (LEIGHTLEY 1980), en el que se recolectaron ramas de mangle negro (*Avicennia germinans* (L.) L. y mangle rojo (*Rhizophora mangle* L.) las cuales se descortezaron y cortaron en discos de 5 cm de diámetro por 1.5 cm de alto perforados en la parte central. Por dicho orificio se pasó un pedazo de hilo de nylon y de esta forma se ensartaron 12 discos de mangle, con los dos extremos del hilo amarrados. Cada "collar" de discos se metió dentro de una bolsa de red de nylon que se cerró y suspendió sumergiéndola mediante una cuerda de nylon de 1 m de largo. Se colocaron dos collares de cada una de las especies de mangle en cada una de las tres estaciones de muestreo. Las bolsas se mantuvieron sumergidas durante cinco semanas en la zona intermareal de la orilla de la laguna y cuando concluyó el tiempo se colocaron en bolsas de polietileno estériles herméticas para transportarlas. En el laboratorio, se sacaron los juegos de discos y se desensartaron; cada disco se lavó con agua de mar estéril y se colocó en una caja estéril con tapa hermética, a la que previamente se le habían puesto dos círculos de papel filtro estériles y húmedos en el fondo. Las cajas con los bloques de pino y las cajas con los discos de mangle se incubaron a temperatura ambiente durante 12 meses. Al concluir el tiempo de incubación, cada caja se abrió y el pedazo de madera se examinó utilizando un microscopio estereoscópico para localizar las estructuras de los hongos. Después, los micromicetes marinos lignícolas que se encontraron en la Laguna Barra de Navidad se relacionaron con los micromicetes marinos lignícolas arenícolas presentes en la playa Barra de Navidad que se obtuvieron según el método incubación de restos vegetales (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1979) que ya se explicó antes.

3.4 IDENTIFICACIÓN DE LOS HONGOS

Para identificar los micromicetes arenícolas marinos estrictos se utilizaron las claves taxonómicas de KOHLMAYER Y KOHLMAYER (1979), KOHLMAYER Y VOLKMANN-KOHLMAYER (1991), y para los micromicetes marinos facultativos las claves de GILMAN (1957, 1959), BOOTH (1971b, 1977), ELLIS (1971, 1976), BARNETT Y HUNTER (1972), RAPER Y FENNELL (1977), SUBRAMANIAN (1983), SUTTON (1980) y DOMSCH *ET AL.* (1980) Y PITT (1979). Para identificar los micromicetes queratinofílicos se consultaron las claves de CURRAH (1985), y para las levaduras las claves de KREGER VAN-RIJ (1984). Los libros de ULLOA (1991) y ULLOA Y HERRERA (1994) se consultaron para conocer el significado de algunas palabras micológicas.

3.5 PRESERVACIÓN DE LOS HONGOS

Los micromicetes arenícolas se preservaron mediante la elaboración de preparaciones microscópicas permanentes, según la técnica del doble cubreobjetos (KOHLMAYER Y KOHLMAYER 1972), y también se hicieron otras usando alcohol polivinílico como medio de montaje. Además, se coleccionaron cultivos de micromicetes y las muestras se guardaron preservándolas secas. Se tomaron fotografías con un fotomicroscopio Olympus BH-2, cámara PM-6, utilizando película Kodak Ektachrome 100; cuando fue necesario se tomaron fotografías utilizando un microscopio electrónico marca JEOL modelo JSM-5410LV. Todas las fotografías fueron tomadas por la autora, excepto las de MEB, que fueron obtenidas por Jaqueline Cañetas, del Instituto de Física, UNAM, y por Jorge Sepúlveda, del Instituto de Fisiología Celular. Los hongos se depositaron en la colección del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México.

4.0 RESULTADOS

4.1 MICROBIOTA MARINA ESTRICTA DE 26 PLAYAS DE MÉXICO

En las 26 playas estudiadas en los litorales del Mar Caribe, Golfo de México y Océano Pacífico se encontraron 22 especies de micromicetes marinos estrictos (16 ascomicetes y siete hifomicetes), y de éstos, 10 son nuevos registros para México (Tabla 4). Las especies más abundantes fueron *Corollospora maritima* (39.3%) y *Lindra thalassiae* (26.4%. Tabla 5).

La playa con el mayor número de micromicetes marinos estrictos fue la de Monte Pío, Veracruz y km 24 carretera Veracruz-Alvarado (ocho especies) seguida por la de Barra de Navidad, Jalisco (siete especies) y el litoral con el número más elevado fue el del Golfo de México (15 especies) y el más pobre fue el del Mar Caribe (cinco especies. Tablas 6,7,8).

Antes de realizar este trabajo, en nuestro país estaban registrados 48 micromicetes marinos estrictos que al sumarlos con los de esta tesis resultó un total de 58. De las 48 especies registradas previamente a este trabajo 17 se encontraron en el litoral del Mar Caribe, siete en el Golfo de México y 33 en el Océano Pacífico; al adicionar los resultados de este trabajo quedaron registradas 18 especies en el Mar Caribe, 14 en el Golfo de México y 36 en el Océano Pacífico.

De los 23 micromicetes marinos estrictos 11 fueron marinos arenícolas (ocho ascomicetes y tres hifomicetes) de los cuales siete fueron nuevos registros para México (Tabla 4). Las especies más abundantes fueron *Corollospora maritima* (39.3%) y *C. pulchella* (8.9%. Tabla 4).

La playa con el mayor número de micromicetes marinos arenícolas fue la de Monte Pío, Veracruz (seis especies) seguida por la de la de Tulum, Quintana Roo y el litoral con el número más elevado fue el del Golfo de México (ocho especies) y el más pobre fue el del Océano Pacífico (dos especies Tablas 6,7,8).

Al sumar las especies marinas arenícolas registradas para México en este trabajo con las cinco anteriores quedaron 12. De las cinco especies registradas antes de este trabajo, cuatro se encontraron en el litoral del Mar Caribe, una en el Golfo de México y cuatro en el Océano Pacífico; al adicionar los resultados de este trabajo quedaron registradas cinco especies para el litoral del Mar Caribe, nueve para el Golfo de México y cuatro para el Océano Pacífico.

Mediante el análisis de agrupación, el dendrograma mostró similitud entre la mayoría de las playas, sin embargo, algunas playas tuvieron bajos valores de similitud como la de Jicacal y Mocambo lo que significó que tuvieron pocas especies en común con otras de las playas estudiadas. Se observó la formación de tres grupos de playas, en el primero, la mayor parte de las playas del litoral del Mar Caribe presentaron una micobiota similar menos las playas Punta Sur y Playa del Carmen que fueron similares a las del litoral del Océano Pacífico y Golfo de México, también se observó que las playas Delfines y Tulum fueron las más similares porque tuvieron más especies en común; en el segundo, casi todas las playas del litoral del Océano Pacífico presentaron la misma similitud, menos la playa Barra de Navidad que mostró mayor similitud con las del litoral del Golfo de México y en el tercero, las playas Monte Pío y km 24 carretera Veracruz-Alvarado del litoral del Golfo de México tuvieron una micobiota similar con la playa Barra de Navidad. Las playas Villa del Mar, Chachalacas, Antón Lizardo, Miramar mostraron una micobiota similar a las de las playas del litoral del Océano Pacífico.

Tabla 4. Micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México.

Especies	Playas estudiadas*	Sustratos	Tiempo de incubación de los sustratos (meses)	Número de registros (M. C. González)
Ascomycetes				
◊♥ <i>Arenarionyces parvulus</i>	3, 4, 9, 7, 11, 18	a, a, b, c, d, e	4, 4, 6, 6, 5, 10	7-12
◊ ◊ <i>Ceriosporopsis halima</i>	15	d.	◊	13
◊♥ <i>Corollospora angusta</i>	14, 16	d, d.	12, 10.	14-15
◊♥ <i>Corollospora colossa</i>	18	d.	10.	16
◊♥ <i>Corollospora gracilis</i>	18, 16	d, d.	10, 10.	17-18
♥ <i>Corollospora intermedia</i>	20	d.	5.	19
♥ <i>Corollospora maritima</i>	2, 3, 4, 6, 7, 8, 11, 12, 13, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26	d, d, d y h, d	5, 4, 7, 5, 6, 4, 5, 10, 7, 12, 10, 10, 10, 4, 5, 6, 5, 5, 12, 3, 4.	20-43
♥ <i>Corollospora pulchella</i>	1, 4, 7, 10, 18, 21	d, d, d, d, d.	4, 4, 4, 4, 4, 6.	44-49
◊♥ <i>Corollospora pseudopulchella</i>	18	d.	10.	50
◆ <i>Halosphaeria salina</i>	4, 12, 14, 15	d, d, d, d.	10, 10, 10, 12.	51-54
◆ <i>Halosphaeria quadricornuta</i>	18, 20	c, c.	12, 12.	55-56
◆ <i>Lindra marinera</i>	16	d.	10.	57
◆ <i>Lindra thalassiae</i>	1, 3, 4, 5, 7, 8, 9, 16	f, f, f y h, f, f, f, f y h.	5, 4, 4, 4, 5, 4, 6, 6.	58-67
◆ <i>Lulworthia grandispora</i>	20	c.	12.	68
◆ <i>Lulworthia</i> sp.	15, 20	d, e.	12, 12.	69-70
◆ <i>Torpedospora radiata</i>	17, 18, 21	d, e, d.	10, ◊, 6.	71-73
◆ <i>Verruculina enalia</i>	21	c.	◊	74
Hifomicetes				
◊ ◊ <i>Cirrenalia tropicalis</i>	21	i	◊	75
◊♥ <i>Dendriphiella arenaria</i>	21	i	◊	76
◆ <i>Humicola atopallonella</i>	20	g.	6	77
◊♥ <i>Varicosporina prolifica</i>	11	d.	5	78
◊♥ <i>Varicosporina ramulosa</i>	16	i	◊	79
◆ <i>Zalerion varium</i>	20	g.	6	80

a = granos de arena adheridos a *Sargassum* sp.
 b = granos de arena adheridos a *Thalassia testudinum*.

c = granos de arena adheridos a madera intermareal.
 d = granos de arena adheridos a detritos.

e = hoja muerta de *Rhizophora mangle*.

f = hoja muerta de *T. testudinum*.

g = sobre madera intermareal.

h = espuma de las olas del mar.

i = granos de arena

◊ = sin período de incubación en cámara húmeda

♥ = micromicetes marinos arenícolas

◆ = micromicetes marinos lignícolas arenícolas

◊ = micromicetes marinos sobre *Thalassia testudinum*

* para ver los nombres, localización y fechas de recolección de las playas estudiadas, ver tabla 3.

◊ = nuevos registros de micromicetes marinos estrictos para México

Tabla 5. Abundancia y porcentaje de abundancia de los micromicetes marinos estrictos de 26 playas de México.

Micromicete	Abundancia	% Abundancia
<i>Corollospora maritima</i>	190	39.3
<i>Lindra thalassiae</i>	128	26.4
<i>Corollospora pulchella</i>	43	8.9
<i>Halosphaeria salina</i>	24	5.0
<i>Varicosporina ramulosa</i>	18	3.7
<i>Corollospora angusta</i>	17	3.5
<i>Corollospora gracilis</i>	13	2.7
<i>Lulworthia</i> sp.	10	2.1
<i>Arenariomyces parvulus</i>	9	1.9
<i>Halosphaeria quadricornuta</i>	6	1.2
<i>Corallospora pseudopulchella</i>	5	1.0
<i>Dendryphiella arenaria</i>	3	0.6
<i>Hemicola atopallonella</i>	3	0.6
<i>Torpedospora radiata</i>	3	0.6
<i>Zalerion varium</i>	3	0.6
<i>Corollospora intermedia</i>	2	0.4
<i>Cirrenalia tropicalis</i>	1	0.2
<i>Corollospora colossa</i>	1	0.2
<i>Ceriosporopsis halima</i>	1	0.2
<i>Lulworthia grandispora</i>	1	0.2
<i>Lindra marinera</i>	1	0.2
<i>Varicosporina prolifica</i>	1	0.2
<i>Verruculium enalia</i>	1	0.2
Total	484	100

Tabla 6. Abundancia de micromicetes marinos estrictos de 10 playas del litoral del Mar Caribe.

Litoral	Mar Caribe										
	Playa*	BPQ	CCQ	IMQ	LGQ	MJQ	PCQ	PMQ	PSQ	TUQ	DCQ
No. especies	2	3	1	2	1	1	1	2	4	5	
Especies											Total
<i>L. thalassiae</i>	1	20	0	1	0	0	4	5	2	51	84
<i>C. maritima</i>	1	4	1	0	0	2	0	0	12	21	41
<i>C. pulchella</i>	0	0	0	0	1	0	0	1	1	30	33
<i>H. salina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	20
<i>A. parvulus</i>	0	2	0	1	0	0	0	0	1	3	7

* Ver métodos para la localización y abreviaturas de los nombres de las playas (Tabla 3)

Tabla 7. Abundancia de micromicetes marinos estrictos de ocho playas del litoral del Golfo de México.

Litoral	Golfo de México							
Playa*	MIV	CHV	VAIV	MBV	ALV	JIV	MPV	VAV
No. especies	2	2	1	2	3	1	0	0
Especies	Total							
<i>C. maritima</i>	2	7	2	0	5	0	4	53
<i>L. thalassiae</i>	0	0	0	0	0	0	0	44
<i>V. ramulosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	10
<i>C. angusta</i>	0	0	0	2	0	0	0	15
<i>C. gracilis</i>	0	0	0	0	0	0	1	12
<i>C. pseudopulchella</i>	0	0	0	0	0	0	1	4
<i>H. salina</i>	0	2	0	1	1	0	0	0
<i>H. quadricornuta</i>	0	0	0	0	0	0	2	2
<i>T. radiata</i>	0	0	0	0	0	1	2	0
<i>A. parvulus</i>	1	0	0	0	0	0	1	0
<i>C. pulchella</i>	0	0	0	0	0	0	2	0
<i>C. halima</i>	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>C. colossa</i>	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>L. marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>V. prolifica</i>	1	0	0	0	0	0	0	0

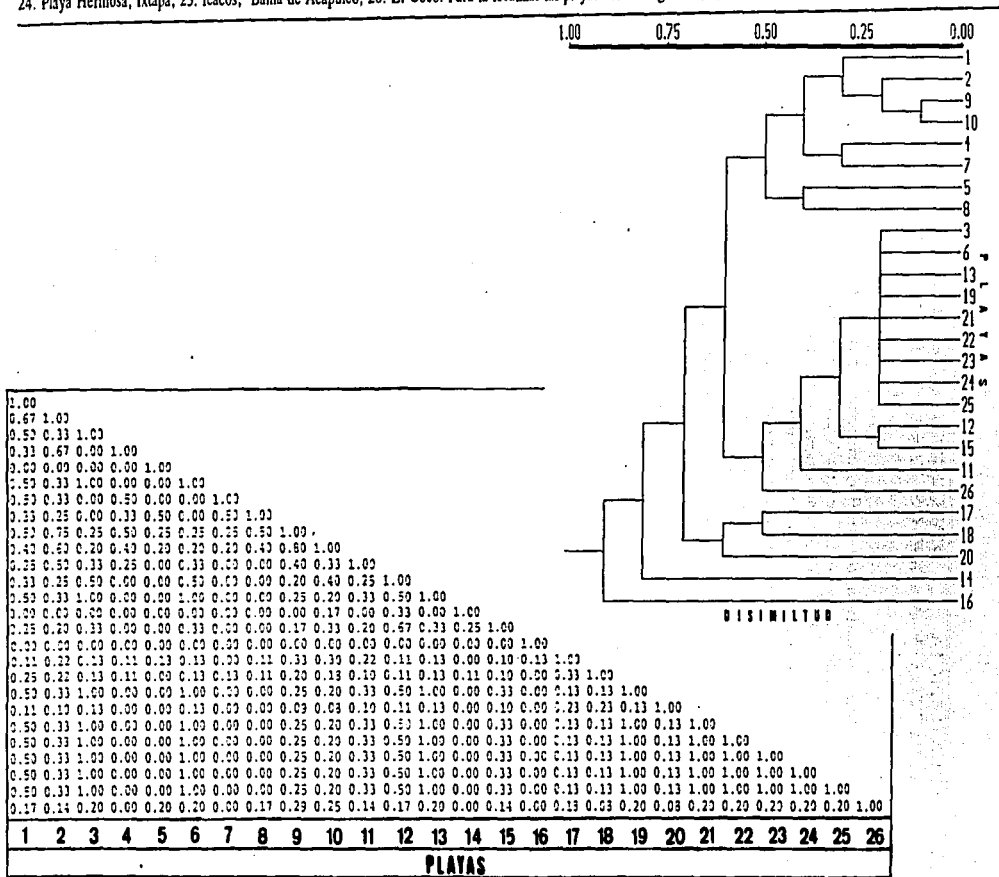
* Ver métodos para la localización y abreviaturas de los nombres de las playas (Tabla 6)

Tabla 8. Abundancia de micromicetes marinos estrictos de ocho playas del litoral del Océano Pacífico.

Litoral	Océano Pacífico							
Playa	LMS	BMS	BVC	BMC	CCO	MPO	SAPO	PCO
No. especies	1	7	1	1	1	1	1	5
Especies	Total							
<i>C. maritima</i>	1	4	1	1	1	2	2	54
<i>Lasiosphaera sp.</i>	0	10	1	1	0	0	0	0
<i>C. thalassiae</i>	0	1	0	1	1	0	0	4
<i>H. domingensis</i>	1	1	1	1	1	0	0	0
<i>H. salina</i>	1	1	1	1	1	0	0	1
<i>H. niernbergii</i>	1	1	1	1	1	0	0	2
<i>H. quadricornuta</i>	1	1	1	1	0	0	0	2
<i>C. pseudopulchella</i>	1	1	1	1	1	0	0	1
<i>C. gracilis</i>	1	1	1	1	1	0	0	1
<i>C. prolifica</i>	1	1	1	1	1	0	0	1
<i>C. thalassiae</i>	1	1	1	1	1	0	0	1

* Ver métodos para la localización y abreviaturas de los nombres de las playas (Tabla 6)

Tabla 9. Matriz de similitud entre la micobiota marina de 26 playas de México utilizando el índice de similitud biogeográfica de Jaccard y dendrograma basado en esos valores. Mar Caribe: 1. Boca Paila, 2. Caracoles, Cancún, 3. Punta Sur, Isla Mujeres, 4. La Glorieta, 5. Majagual, 6. Playa del Carmen, 7. Puerto Morelos, 8. Punta Sam, 9. Tulum, 10. Delfines; Golfo de México: 11. Miramar, 12. Chachalacas, 13. Villa del Mar, 14. Mocambo, 15. Antón Lizardo, 16. Jicacal, 17. Monte Pío, 18. km 24 carretera Veracruz-Alvarado; Océano Pacífico: 19. La Manzanilla, 20. Barra de Navidad, Bahía de Navidad, 21. Olas Altas, Bahía de Santiago, 22. Playa Azul, Bahía de Manzanillo, 23. Cuyutlán, 24. Playa Hermosa, Ixtapa, 25. Icaacos, Bahía de Acapulco, 26. El Coco. Para la localizar las playas ver las Figuras 1, 2, 3.



4.2 ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD DE LOS MICROMICETES MARINOS ERICTOS Y MARINOS FACULTATIVOS EN TRES DE LAS 26 PLAYAS ESTUDIADAS

De las tres muestras de suelo arenoso provenientes cada una de las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo; km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, y El Coco, Colima, se realizaron un total de 1644 observaciones, y se obtuvieron un total de 1160 incidencias que fluctuaron entre 340 y 441 incidencias/muestra (media 387); el número de especies/muestra fluctuó entre 20 y 33 (Tabla 10). La composición de especies fue más bien homogénea porque el número de incidencias y de especies totales en cada playa fue parecido, indicando que se extrajeron números comparables de hongos de cada muestra (Tabla 10). La mayor parte de los micromicetes que se encontraron en las tres muestras fueron anamorfos (41% Tabla 10). Con respecto a los grupos ecológicos, de las 55 especies de micromicetes que se encontraron en las tres muestras, 11 son marinas y 44 terrestres.

Las distribuciones de las abundancias de las especies de las tres muestras indican que hay pocas especies abundantes (7%-11.6% de las incidencias totales) y una alta proporción de especies con abundancia intermedia (0.5%-5%) así como de especies raras (0.1%-0.4% Tabla 6). En la playa El Coco, Colima, la especie más abundante alcanzó 21% del total de incidencias de esa muestra, y en las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo y km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, las especies más abundantes obtuvieron el 16% y el 12% de incidencias de esas muestras, respectivamente. Las especies dominantes que se encontraron en una o más de las muestras, con una abundancia por arriba del 5%, fueron *Cladosporium cladosporioides*, *Corlosporina maritima*, *Lindra thalassiae*, *Emericella nidulans* y *Aspergillus niger*, y de ellas, *Cladosporium cladosporioides* fue la dominante. Es importante resaltar que de las especies dominantes, tres son terrestres y dos marinas; dos son anamorfos y tres ascomicetes. Las especies raras que sólo se aislaron una vez (0.1% de incidencia total) fueron *Alternaria longipes*, *Gilmanella humicola*, *Graphium penicillioides*, *Lindra marinera*, *Cirrenalia tropicalis*, *Emericella violaceus*, *Chaetomium globosum* y *Lasiodiplodia theobromae*. Los valores de los factores abióticos de las playas estudiadas se encuentran en la Tabla 11.

Los resultados de los índices de rarefacción basados en el número de especies esperadas de una submuestra de tamaño estándar, tomada al azar de 200 incidencias de cada muestra (se ilustra con una línea vertical punteada en la Figura 90), indicaron que la playa El Coco, Colima (ECC) es la más rica en especies (Tabla 12).

El índice de riqueza R1 con el valor más alto correspondió a la playa El Coco, Colima, e indica que dicha playa posee el mayor número de especies, por lo que están de acuerdo con el valor de $N_0 = 33$, que también fue el más elevado. En forma similar, estos resultados coinciden con los que se obtuvieron al usar un tamaño de muestra estándar de 200, ya que el número esperado de especies para la playa El Coco, Colima, fue de $E(S_{200}) = 28$, que fue el valor más alto (Tabla 12, 13).

Los valores de los índices de diversidad fluctuaron entre 2.61 y 2.90 en cada playa y los más elevados fueron los de la playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, menos el valor de λ (el valor de λ siempre incrementa cuando disminuye el valor de la diversidad). Los índices N1 y N2 están dados en unidades de especies e indican un incremento en el dominio de algunas especies con respecto a las de las otras dos playas. N1 es una medida para las especies

abundantes y su valor fue de 18 que corresponde con el número de especies abundantes de dicha playa (abundancia mayor a 5). N2 mide las especies muy abundantes y su valor fue de 17 que coincide con el número de especies muy abundantes de dicha playa (abundancia mayor a 9) (Tablas 12,13).

El índice de equiparabilidad E5 se considera altamente sensitivo con respecto al número de especies de las muestras. En este estudio obtuvo el valor más alto en la playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz (0.90) por lo que el incremento está relacionado con la co-dominancia de 17 especies (Tablas 12,13).

Tabla 10. Abundancia de los micromicetes marinos de muestras de suelo arenoso provenientes de tres playas de México localizadas cada una en los litorales del Mar Caribe (playa Delfines, Cancún, Quintana Roo) (DCQ); Golfo de México (playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz) (VAV) y Océano Pacífico (playa El Coco, Colima) (ECC), respectivamente. Las especies están ordenadas en número decreciente de sus abundancias totales obtenidas.

Especies	Muestra			Abundancia	% Abundancia
	DCQ	VAV	ECC		
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	34	21	80	135	11.6
<i>Corollospora maritima</i>	21	52	58	131	11.3
<i>Lindra thalassiae</i>	51	44	0	95	8.2
<i>Emericella nidulans</i>	10	45	30	85	7.3
<i>Aspergillus niger</i>	55	10	16	81	7.0
<i>Aspergillus flavus</i>	14	41	2	57	4.9
<i>Fusarium solani</i>	2	5	40	47	4.1
<i>Stachybotrys chartarum</i>	0	44	0	44	3.8
<i>Corollospora pulchella</i>	30	0	8	38	3.3
<i>Drechslera bisepitata</i>	28	0	0	28	2.4
<i>Aspergillus terreus</i>	7	10	10	27	2.3
<i>Trichoderma viride</i>	7	2	18	27	2.3
<i>Curvularia pallescens</i>	0	25	0	25	2.2
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	0	0	23	23	2.0
<i>Fusarium semitectum</i>	20	0	2	22	1.9
<i>Nigrospora sphaerica</i>	12	4	6	22	1.9
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	15	4	1	20	1.7
<i>Curvularia tuberculata</i>	0	20	0	20	1.7
<i>Halosphaeria salina</i>	20	0	0	20	1.7
<i>Varicosporina ramulosa</i>	0	18	0	18	1.6
<i>Corollospora angusta</i>	0	15	0	15	1.3
<i>Curvularia intermedia</i>	0	15	0	15	1.3
<i>Myrothecium roridum</i>	0	0	15	15	1.3
<i>Aureobasidium pullulans</i>	5	0	8	13	1.1
<i>Corollospora gracilis</i>	0	12	0	12	1.0
<i>Curvularia senegalensis</i>	0	0	12	12	1.0
<i>Acremonium rutilum</i>	0	11	0	11	0.9
<i>Curvularia lunata</i>	0	0	10	10	0.9
<i>Exserohilum rostratum</i>	0	10	0	10	0.9
Hifomicete A	0	10	0	10	0.9
<i>Myrothecium verrucaria</i>	0	8	0	8	0.7
<i>Monilia sitophila</i>	0	0	6	6	0.5

Tabla 10. Continuación.

<i>Aspergillus pulverulentus</i>	0	5	0	5	0.4
<i>Microascus trigonosporus</i>	0	5	0	5	0.4
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	4	4	0.3
<i>Cladosporium herbarum</i>	2	0	2	4	0.3
<i>Torpedospora radiata</i>	0	0	4	4	0.3
<i>Neocosmospora vasinfecta</i> var. <i>africana</i>	0	0	4	4	0.3
<i>Arenariumyces parvulus</i>	3	0	0	3	0.3
<i>Zygosporium masonii</i>	0	0	3	3	0.3
<i>Dendryphletta arenaria</i>	0	0	3	3	0.3
<i>Alternaria citri</i>	0	2	0	2	0.2
<i>Rhodothorula rubra</i>	2	0	0	2	0.2
<i>Candida lusitania</i>	2	0	0	2	0.2
<i>Alternaria longipes</i>	0	0	1	1	0.1
<i>Gilmaniella humicola</i>	0	1	0	1	0.1
<i>Graphium penicillioides</i>	0	0	1	1	0.1
<i>Lindra marinera</i>	0	1	0	1	0.1
<i>Cirrenalia tropicalis</i>	0	0	1	1	0.1
<i>Emericella violaceus</i>	0	0	1	1	0.1
<i>Chaetomium globosum</i>	0	0	1	1	0.1
<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	0	0	1	1	0.1
Hifomicete B	0	0	1	1	0.1
Hifomicete C	0	1	0	1	0.1
Ascomicete no identificado	0	0	1	1	0.1
Totales	340	441	379	1160	100

Tabla 11. Color, materia orgánica, pH, temperatura, granulometría y salinidad de la arena de las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo (DCQ); km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz (VAV) y El Coeo, Colima (ECC).

Playa	Color en seco	M.O.	pH	Temp. °C		Granulometría	% salinidad
				Máx.	Mín.		
DCQ	2.5Y 8/2 blanco	0.8	9.2	32	26	arena fina bien clasificada	35.3
VAV	5Y 4/2 gris olivo	1.2	6.1	39	28	arena fina bien clasificada	35.5
ECC	7.5YR 6/4 pardo claro	1.1	7.2	42	31	arena mediana bien clasificada	34.1

Tabla 12. Diversidad de micromicetes marinos arenícolas de muestras de suelo arenoso provenientes de tres playas de México localizadas cada una en los litorales del Mar Caribe (playa Delfines, Cancún, Quintana Roo) (DCQ); Golfo de México (playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz) (VAV) y Océano Pacífico (playa El Coco, Colima) (ECC), respectivamente.

Índices*	Playas		
	DCQ	VAV	ECC
N	340	441	379
Riqueza			
N0	20	28	33
R1	3.26	4.43	5.39
Diversidad			
H'	0.09	0.06	0.10
N1	2.61	2.91	2.74
N2	13.60	18.36	15.49
N2	11.11	16.66	10.00
Equiparabilidad			
E5	0.80	0.90	0.62

* Ver métodos para la explicación de los índices.

Tabla 13. Número de incidencias y de especies recuperadas de tres muestras de suelo arenoso de las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo (DCQ); km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz (VAV) y El Coco, Colima (ECC). También se indica el número total de ascomicetes e hifomicetes.

Muestra	Incidencias totales	Especies totales	E(s200)*	Ascomi- cetes M ^b T ^c	Blasto- micetes T ^d	Hifomi- cetes M ^e T ^f	Celomi- cetes T ^g	Especies no identificadas
DCQ	340	20	19	5 1	2	0 12	0	0
VAV	441	28	26	5 1	0	1 19	0	1
ECC	379	33	28	2 5	0	3 20	1	2
Media	387							
Total	1160							
Número de especies diferentes totales de las tres muestras: 56								

* E(s200) es el número esperado de especies de una submuestra al azar, de 200 incidencias tomadas de las incidencias totales de la población de cada muestra.

^b Ascomicetes marinos arenícolas.

^c Ascomicetes no marinos arenícolas.

^d Blastomicetes no marinos arenícolas.

^e Hifomicetes marinos arenícolas.

^f Hifomicetes no marinos arenícolas.

^g Celomicete no marino

Las playas que mostraron una composición de especies más similar fueron Delfines, Cancún, Quintana Roo y El Coco, Colima, ya que al compararlas alcanzaron el valor más alto y las playas menos similares fueron las del km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz y El Coco, Colima (SORENSEN (1948. Tabla 14). Los valores sugieren una similitud moderada de la micobiota entre las muestras que posiblemente refleja la variación de las características bióticas y abióticas de las playas estudiadas.

Tabla 14. Similitud entre la micobiota de las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo (DCQ); km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz (VAV) y El Coco, Colima (ECC).

Pares de playas comparadas	Número de especies de las playas comparadas	Número de especies comunes	Índices de similitud* de Sorensen (IS)
DCQ-VAV	20-28	11	46
DCQ-ECC	20-33	13	49
VAV-ECC	28-33	10	33

* Ver métodos para la explicación del índice de similitud.

4.3 MICROMICETES MARINOS FACULTATIVOS QUERATINOFÍLICOS ARENÍCOLAS EN OTRAS TRES DE LAS 26 PLAYAS MENCIONADAS

Al investigar la existencia de dermatomicetes arenícolas patógenos del hombre en tres playas turísticas situadas cada una en los litorales del Mar Caribe (playa Caracoles, Cancún, Quintana Roo), Golfo de México (playa Mocambo, Veracruz, Veracruz) y Océano Pacífico (playa Icacos, Bahía de Acapulco, Guerrero), no se encontró ninguno. De un total de 192 aislamientos, que fluctuaron entre 34 y 85 aislamientos/muestra (media 64), se aislaron 12 especies queratinofílicas, de las cuales *Aspergillus fumigatus* es potencialmente patógena del hombre. (Tabla 15).

Al comparar las tres muestras se obtuvo una micobiota muy heterogénea porque sólo tuvieron una especie en común. Las muestras que tuvieron una composición de especies más similar fueron las de las playas Mocambo e Icacos. Las playas menos similares fueron la playa Caracoles y la playa Icacos. Los índices de similitud indican poca semejanza entre la micobiota de las muestras, que posiblemente refleja la variación de las características bióticas y abióticas de las playas estudiadas (Tabla 16).

Tabla 15. Lista de especies y abundancia de los micromicetes queratinofílicos aislados de tres playas turísticas situadas cada una en los litorales del Mar Caribe (playa Caracoles, Cancún, Quintana Roo, CCQ), Golfo de México (playa Mocambo, Veracruz, Veracruz, MBV) y Océano Pacífico (playa Icacos, Bahía de Acapulco, Guerrero, IAG). Están ordenados en orden decreciente de sus abundancias.

Especies	Muestras			Abundancia	%Abundancia
	CCQ	MBV	IAG		
<i>Gymnascella dankaliensis</i>	0	40	36	76	35.9
<i>Aspergillus terreus</i>	8	16	21	45	21.2
<i>Aspergillus flavo-furcatis</i>	20	0	0	20	9.4
<i>Aspergillus fumigatus</i>	0	0	18	18	8.5
<i>Aspergillus recurvatus</i>	0	0	14	14	6.6
<i>Scopulariopsis briumpii</i>	0	12	0	12	5.7
<i>Gymnascella citrina</i>	0	10	0	10	4.7
Hifomicete C	0	4	0	4	1.9
<i>Scopulariopsis carbonaria</i>	3	0	0	3	1.4
<i>Aspergillus auricomus</i>	2	0	0	2	0.9
<i>Microascus cinereus</i>	0	0	2	2	0.9
<i>Penicillium katangense</i>	0	0	2	2	0.9
Hifomicete D	0	0	2	2	0.9
<i>Acremonium</i> sp.	1	0	0	1	0.5
<i>Scopulariopsis parvula</i>	0	1	0	1	0.5
Total	34	83	95	212	100

Tabla 16. Similitud entre la microbiota de las playas Caracoles, Cancuén, Quintana Roo (CCQ), playa Mocambo, Veracruz, Veracruz (MBV) e Icaacos, Bahía de Acapulco, Guerrero (IAG).

Pares de playas comparadas	Número de especies de las playas comparadas	Número de especies comunes	Índice de similitud de Sorensen (IS)
CCQ-MBV	5-6	1	18
CCQ-IAG	5-7	1	17
MBV-IAG	6-7	2	30
CCQ-MVB-IAG	5-6-7	1	77

*Ver métodos para la explicación del índice de similitud.

4.4 MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS ARENÍCOLAS Y SU RELACIÓN CON LOS MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS QUE SE ENCUENTRAN EN UNA LAGUNA COSTERA CERCANA

En la Laguna Barra de Navidad, Jalisco, debido a las condiciones meteorológicas prevalentes en el período del 10 de octubre al 14 de noviembre de 1992 se perdieron 75 carnadas, por lo que de un total de 216 sólo se recuperaron 141.

El número total de observaciones de hongos fue de 156 en 141 carnadas de madera que se examinaron, de las cuales 50 no presentaron crecimiento fúngico. Se identificaron cinco micromicetes marinos lignícolas, de los cuales tres fueron ascomicetes *Halosphaeria quadricornuta* Cribb et Cribb, *Lulworthia grandispora* Meyers, y *Lulworthia* sp., y dos son hifomicetes *Humicola atopallonella* Meyers et Moore y *Zalerion varium* Anastasiou. En este estudio la especie más abundante fue *Halosphaeria quadricornuta*, seguida por *Zalerion varium*.

Con respecto a la preferencia de las especies por el sustrato, el pino fue la madera en la que se encontró mayor diversidad de especies de hongos y en la del mangle negro se obtuvo la mayor abundancia. En la estación de muestreo uno se encontró la mayor abundancia de especies seguida de la estación dos (Tabla 17).

Los datos sobre la salinidad, la temperatura y el pH indicaron variación durante el período de sumersión de las carnadas. Los valores de la salinidad variaron desde 24 hasta 36 partes por mil, los de la temperatura fluctuaron entre 28.1 y 35°C y los de pH variaron de 7.0 a 8.1 (Tabla 18).

En la playa Barra de Navidad se analizaron 50 muestras de arena y se encontraron siete micromicetes marinos lignícolas arenícolas, y, de éstos, cinco fueron ascomicetes *Corollospora intermedia* Schmidt, *C. maritima* Werdermann *Halosphaeria quadricornuta* Cribb et Cribb, *Lulworthia grandispora* Meyers, y *Lulworthia* sp., y dos hifomicetes *Humicola atopallonella* Meyers et Moore y *Zalerion varium* Anastasiou. La especie más abundante fue *C. maritima* y la más escasa *L. grandispora*.

Al relacionar los micromicetes marinos lignícolas de la Laguna Barra de Navidad con los

de la playa Barra de Navidad se observó que su composición de especies es parecida con cinco especies en común y una similitud de 80%; la micromicobiota de la estación de muestreo uno fue la más similar a la presente en la playa Barra de Navidad y la más diferente fue la registrada en la estación tres (índice de SORESEN 1948 Tabla 19). Las cuatro especies que se encontraron en la laguna Barra de Navidad se registraron en la playa Barra de Navidad, de tal forma que los delicados propágulos de los micromicetes marinos estrictos sobrevivieron el transporte desde la laguna hasta la bahía.

Tabla 17. Abundancia de los micromicetes marinos lignícolas registrados en tres estaciones de muestreo en la laguna costera Barra de Navidad, Jalisco.

Micromicete	Estaciones de muestreo								
	1			2			3		
	A	B	C	A	B	C	A	B	C
<i>H. quadricornuta</i>	7	7	12	6	8	9	3	1	2
<i>Z. variium</i>	8	9	16	12	2	0	4	0	0
<i>Lutworthia</i> sp.	1	0	0	0	12	15	0	1	5
<i>H. alopallonella</i>	8	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>L. grandispora</i>	2	0	2	4	0	0	0	0	0
Total	26	16	30	22	22	24	7	2	7
		72			68			16	

- A = madera de *Pinus sylvestris* (pino)
 B = madera de *Rhizophora mangle* (mangle rojo)
 C = madera de *Avicennia germinans* (mangle negro)

Tabla 18. Temperatura, salinidad y pH de las tres estaciones de muestreo en la laguna costera Barra de Navidad, Jalisco.

Parámetro y período de sumersión	Estaciones de muestreo					
	1		2		3	
T °C	Máx.	Mín.*	Máx.	Mín.*	Máx.	Mín.*
Semana 1	31.0	30.0	31.1	29.0	34.0	29.3
Semana 2	31.4	30.1	30.4	30.1	35.0	29.2
Semana 3	31.7	29.5	30.0	29.5	31.0	29.4
Semana 4	29.3	28.2	28.8	28.2	28.9	28.2
Semana 5	29.6	28.5	29.0	28.1	28.9	28.3
S‰						
Semana 1	35	34	34	34	35	29
Semana 2	35	34	35	34	35	29
Semana 3	35	35	35	35	36	33
Semana 4	35	31	34	30	27	24
Semana 5	34	31	34	31	29	31
pH						
Semana 1	8.0	7.9	7.9	7.6	7.4	7.1
Semana 2	8.0	7.7	8.0	7.6	7.5	7.1
Semana 3	8.1	7.9	7.9	7.8	7.5	7.4
Semana 4	8.0	7.9	7.7	7.5	7.1	7.0
Semana 5	8.1	8.0	7.6	7.5	7.3	7.2

* Media semanal

Tabla 19. Relación de la micobiota de la playa Barra de Navidad, Bahía de Navidad, Jalisco (BNJ) con la de la Laguna Barra de Navidad, Jalisco (LBJ).

Micromicete	Abundancia BNJ	% Abundancia BNJ	Abundancia LBJ	% Abundancia LBJ	Abundancia total
<i>Lulworthia</i> sp.	10	38.5	34	21.8	44
<i>Corollospora maritima</i>	4	15.4	0	-	4
<i>Humicola aleopallonella</i>	3	11.5	8	5.1	11
<i>Zalerion varium</i>	3	11.5	51	32.7	54
<i>Corollospora intermedia</i>	2	7.7	0	-	2
<i>Halosphaeria quadricornuta</i>	2	7.7	55	35.3	57
<i>Lulworthia grandispora</i>	1	3.8	8	5.1	9
Total	26		156		182

Al relacionar los micromicetes marinos lignícolas arenícolas presentes en la playa Barra de Navidad con los registrados en cada una de las estaciones de la Laguna Barra de Navidad, se observó la mayor similitud entre los hongos de la playa y los de la estación uno de la laguna y la menor similitud se obtuvo entre los micromicetes de la playa y los de la estación tres de la laguna; además al comparar la similitud de los hongos de la playa con todos los de las tres estaciones de la laguna, se encontró el mismo valor que el correspondiente al que se obtuvo al comparar los micromicetes de la playa con los de la estación uno de la laguna (Tabla 20).

Tabla 20. Similitud entre la micobiota de la playa Barra de Navidad, Bahía de Navidad, Jalisco (BNJ) y la Laguna Barra de Navidad, Jalisco (LBJ).

Pares de lugares comparados	Número de micromicetes de los lugares comparados	Número de especies comunes	Índice de similitud de Sorensen (IS)
BNJ-estación uno LBJ	7-5	5	83
BNJ-estación dos LBJ	7-4	4	72
BNJ-estación tres LBJ	7-3	3	60
BNJ-LBJ	7-5	5	83

*Ver métodos para la explicación del índice de similitud.

4.5 SÍNTESIS DE LA MICOBIOTA IDENTIFICADA EN LA PRESENTE INVESTIGACIÓN

Como resultado general de esta tesis, derivado del estudio de 26 playas de México (ocho situadas en el litoral del Océano Pacífico, ocho en el litoral del Golfo de México y 10 en el litoral del Mar Caribe mediante seis métodos, se encontraron un total de 81 micromicetes y se identificaron 74 especies, de las cuales 24 son ascomicetes, dos blastomicetes, 47 hifomicetes y un celomicete. Además, 22 especies fueron marinas estrictas (11 marinas arenícolas, de las cuales ocho fueron ascomicetes y tres hifomicetes; nueve marinas lignícolas arenícolas de las cuales seis fueron ascomicetes y tres hifomicetes; dos sobre *Thalassia testudinum* que fueron ascomicetes) y 52 marinas facultativas. Diez especies de micromicetes marinos estrictos son nuevos registros para México, de los cuales siete son marinos arenícolas y dos marinos lignícolas arenícolas (Tabla 21).

Tabla 21. Micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos registrados para México en este trabajo.

Micromicetes marinos estrictos**Ascomiцetes**

- ♣ ♥ *Arenariomyces parvulus* Koch
- ♣ ♦ *Ceriosporopsis halina* Linder in Barghoorn et Linder
- ♣ ♦ *Corollispora angusta* Nakagiri et Tokura
- ♣ ♦ *Corollispora colossa* Nakagiri et Tokura
- ♣ ♦ *Corollispora gracilis* Nakagiri et Tokura
- ♥ *Corollispora intermedia* Schmidt
- ♥ *Corollispora maritima* Werdemann
- ♥ *Corollispora pulchella* Kohlmeier
- ♣ ♥ *Corollispora pseudopulchella* Nakagiri et Tokura
- ♦ *Halosphaeria salina* (Meyers) Kohlmeier
- ♦ *Halosphaeria quadricornuta* Cribb et Cribb
- ♣ *Lindra marinera* Meyers
- ♣ *Lindra thalassiae* Orpurt, Meyers, Boral et Simms
- ♦ *Lulworthia grandispora* Meyers
- ♦ *Lulworthia* sp.
- ♦ *Torpedospora radiata* Meyers
- ♦ *Verrucatinia enalia* (Kohlmeier) Kohlmeier et Volkmann-Kohlmeier

Hifomiciцetes

- ♣ ♥ *Dendriphiella arenaria* Nicot
- ♣ ♦ *Cirrenalia tropicalis* Kohlmeier
- ♦ *Humicola atopalonella* Meyers et Moore
- ♣ ♥ *Varicosporina prolifica* Nakagiri
- ♥ *Varicosporina ramulosa* Meyers et Kohlmeier
- ♣ ♦ *Zalerion varium* Anastasiou

Micromicetes marinos facultativos**Aseomiciцetes**

- Emericella nidulans* (Eidam) Vuillemin
 - Emericella violaceus* Fennell et Raper
 - Chaetomium globosum* Kunze ex Steudel
 - Ginnascella citrina* (Masse et Salmon) Orr, Ghosh et Roy
 - Ginnascella dankaliensis* (Castellani) Currah
 - Microascus trigonosporus* Emmens et Dodge
 - Microascus cinereus* (Émile-Weil et Gaudin) Curzi
 - Neocosmospora vasinfecta* var. *africana* (von Arx) Cannon et Hawksworth
- Ascomiцete no identificado A

Celomiciцetes

Lasiodiplodia theobromae (Pat.) Giffon et Maubl.

Blastomiciцetes

Candida lusitana van Uden et Carmo-Sousa
Rhodotorula rubra (Demme) Lodder

Hifomiciцetes

- Acremonium* sp.
 - Acremonium rutilum* Gams
 - Alternaria alternata* (Fr.) Keissler
 - Alternaria citri* Ellis et Pierce apud Pierce
 - Alternaria longipes* (Ellis et Everh.) Mason
 - Aspergillus auricomus* (Guéguen) Saito
 - Aspergillus flavo-furcatus* Batista et Maia
 - Aspergillus flavus* Link
 - Aspergillus niger* van Tieghem
 - Aspergillus recurvatus* Raper et Fennell
 - Aspergillus pulverulentus* (McAlpine) Thom
 - Aspergillus terreus* Thom
 - Aureobasidium pullulans* (de Bary) Arnaud
 - Cladosporium cladosporioides* (Fresen) De Vries
 - Cladosporium herbarum* (Persoon) Link. ex Gray
 - Cladosporium sphaerospermum* Penz.
 - Curvularia intermedia* Boedijn
 - Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn
 - Curvularia pallescens* Boedijn
 - Curvularia senegalensis* (Speg.) Subram.
 - Curvularia tuberculata* Jain
 - Drechslera biseptata* (Saccardo et Roum.) Richardson et Fraser
 - Exserohilum halodes* (Drechsler) Leonard et Suggs
 - Fusarium semitectum* Berek. et Rav.
 - Fusarium solani* (Mart.) Saccardo
 - Gilmanella humicola* Barron
 - Graphium penicillioides* Corda
 - Monilia stiphilia* (Montagne) Saccardo
 - Myrothecium roridum* Tode ex Fr.
 - Nyctothecium verrucaria* (Alb. et Schw.) Ditun. ex Fr.
 - Nigrospora sphaerica* (Saccardo) Mason
 - Penicillium katangense* Stolk
 - Scopulariopsis brevicaulis* (Saccardo) Baimier
 - Scopulariopsis brunipii* Salvanet-Duval
 - Scopulariopsis carbonaria* Morton et Smith
 - Scopulariopsis parvula* Morton et Smith
 - Stachybotrys chartarum* (Ehrenb. ex Link) Hughes
 - Trichoderma viride* Pers. ex Gray
 - Trichoderma harzianum* Rifai
 - Zygosporium masonii* Hughes
- Hifomiciцete no identificado A
 Hifomiciцete no identificado B
 Hifomiciцete no identificado C
 Hifomiciцete no identificado D

♣ Nuevos registros de micromicetes marinos estrictos para México

♣ Micromicetes marinos sobre *Thalassia testudinum*

♦ Micromicetes marinos lignificadas arenícolas

♥ Micromicetes marinos arenícolas

Explicación de las figuras

Especies marinas estrictas

Ascomycetes

- Fig. 6. *Arenariomyces parvulus*, ascospora uniseptada, apendiculada, teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 7. *Certosporopsis hialina*, ascosporas uniseptadas, hialinas, elipsoidales a fusiforme-elipsoidales, apendiculadas, teñidas con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 8. *Corollospora angusta*, ascosporas fusiformes, triseptadas, apendiculadas teñidas con fucsina ácida. Escala 10 μm .
- Fig. 9. *Corollospora colossa*, ascosporas hialinas, fusiformes, multiseptadas, apendiculadas. Escala 10 μm .
- Fig. 10. *Corollospora gracilis*, ascospora fusiforme, uniseptada, apendiculada, teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 11. *Corollospora intermedia*, ascospora fusiforme, triseptada, apendiculada teñida con fucsina ácida. Escala 10 μm .
- Fig. 12. *Corollospora maritima*, ascosporas hialinas, fusiformes, uniseptadas, apendiculadas. Escala 10 μm .
- Figs. 13-16. *Corollospora pulchella*. 13. Ascocarpo con subculo (flecha) adherido a un grano de arena. Escala 500 μm . 14. Ascocarpo con cuello ostiolar (flecha) sobre un grano de arena. Escala 500 μm . 15. Ascospora hialina, fusiforme, multicelular, apendiculada. Escala 10 μm . 16. Ascospora teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 17. *Corollospora pseudopulchella*, ascospora fusiforme, multiseptada, apendiculada, teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 18. *Halosphaeria salina*, ascosporas elipsoidales, uniseptadas, apendiculadas, teñidas con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Figs. 19-24. *Halosphaeria quadricornuta*. 19. Ascocarpos sobre un bloque de madera de *Pinus sylvestris* sumergido durante 5 semanas en la región intermareal e incubado durante 12 meses en cámara húmeda. Escala 500 μm . 20. Detalle de un ascocarpo que muestra su cuello ostiolar (flecha). Escala 100 μm . 21. Ascocarpos inmaduros, no pigmentados sobre madera de *Pinus sylvestris*. Escala 500 μm . 22. Ascocarpos inmaduros, comenzando a pigmentarse sobre madera de *Pinus sylvestris*. Escala 100 μm . 23. Ascas clavadas, pedunculadas, unitunicadas, afisocásticas, sin aparato apical, delicuescentes, octosporadas. Escala 10 μm . 24. Ascospora elipsoidal, uniseptada, apendiculada, teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Fig. 25. *Lindra marinera*, restos de la pared del ascocarpo y ascosporas filiformes, multiseptadas, teñidas con azul ácido pterico. Escala 50 μm .
- Figs. 26, 27. *Lindra thalassiae*. 26. Ascocarpos inmersos en *Thalassia testudinum* (flecha). Escala 500 μm . 27. Ascosporas hialinas, filiformes, multiseptadas. Escala 50 μm .
- Figs. 28-30. *Lutworhina grandispora*. 28. Ascocarpo moreno sobre disco de madera de *Rhizophora mangle* sumergido en la región intermareal durante 5 semanas e incubado en cámara húmeda durante 12 meses. Escala 500 μm . 29. Restos de la pared del ascocarpo y ascosporas filamentosas. Escala 50 μm . 30. Ascosporas filamentosas, curvadas, con cámara apical cónica terminal llena de mucus que se libera por un poro apical (flecha). Escala 10 μm .
- Figs. 31, 32. *Torpedospora radiata*. 31. Ascospora hialina, cilíndrica, triseptada, apendiculada. Escala 10 μm . 32. Ascospora teñida con cristal violeta. Escala 10 μm .
- Figs. 33-35. *Verruculina enalia*. 33. Ascocarpos inmersos en madera intermareal (flecha). Escala 500 μm . 34. Ascas cilíndricas, bitunicadas, fisocásticas, sin aparato apical, octosporadas. Escala 10 μm . 35. Ascosporas uniseriadas oblicuamente, elipsoidales, uniseptadas, moreno oscuras, verrugosas a verruculosas. Escala 10 μm .

Hifomicetes

- Fig. 36. *Cirrenalia tropicalis*, conidióforo y conidiosporas multiseptadas, helicoidales regular o irregularmente, de 1 a 1.5 vueltas la hélice, de color ámbar (flecha). Escala 10 μm .
- Fig. 37. *Dendriphietta arenaria*, conidióforo y conidiosporas septadas. Escala 10 μm .

- Fig. 38. *Humicola atopallonella*, conidióforo y conidiospora, célula conidiógena obpiriforme. Escala 10 μm .
 Fig. 39. *Varicosporina prolifica*. Conidiospora hialina, septada. Escala 10 μm .
 Figs. 40, 41. *Varicosporina ramulosa*. 40. Hifas, conidióforos y conidiosporas hialinas, septadas. Escala 10 μm .
 41. Conidiospora hialina, cilíndrica, ramificada, septada, multigutulada. Escala 10 μm .
 Figs. 42-44. *Zaterion variium*. 42. Conjunto moreno oscuro de conidiosporas sobre bloque de madera de *Pinus sylvestris* sumergido durante 5 semanas en la región internareal e incubado 12 meses. Escala 500 μm . 43. Hifas y conidiosporas. Escala 100 μm . 44. Conidiospora helicoidal irregular en tres planos, formando un agregado de 10 a 30 células Escala 10 μm .

Especies marinas facultativas

Ascomycetes

- Fig. 46. *Emericella nidulans*. Cleistotecio maduro y ascosporas. Escala 10 μm .
 Figs. 47, 48. *Emericella violaceus*. 47. Parte del cleistotecio maduro con células peridiales de Hülle (flecha) y ascosporas. Escala 10 μm . 48. Color violeta característico de las ascosporas. Escala 10 μm .
 Fig. 49. *Ginnsascella citrina*. Color verdoso característico de las ascosporas. Escala 10 μm .
 Figs. 50-55. *Ginnsascella dankaliensis*. 50. Ascas inmaduras (flecha chica) y ascas maduras con ascosporas de color naranja (flecha grande). Escala 10 μm . 51. Grupos de 8 ascosporas que permanecen unidas después de que se desintegra la pared ascá. Escala 10 μm . 52. Hifas peridiales rugosas con forma de raqueta. Escala 10 μm . 53. Fotomicrografía con microscopía electrónica de barrido de una ascá madura (flecha chica) y ascosporas típicas (flecha grande). Escala 5 μm . 54. Fotomicrografía con microscopía electrónica de barrido de la parte frontal de una ascospora típica que muestra la superficie irregular de la pared, la banda ecuatorial (flecha grande) y el engrosamiento polar (flecha chica). Escala 5 μm . 55. Fotomicrografía electrónica de barrido que muestra el comienzo de la desintegración de la pared del ascá (flecha chica) y una vista lateral de una ascospora típica (flecha grande) con su banda ecuatorial y engrosamientos polares.
 Figs. 56-59. *Microascus trigonosporus*. 56. Ascocarpos inmersos parcialmente en una placa de agar que muestra el cirro característico de ascosporas moreno-rojizas (flecha). Escala 500 μm . 57. Ascocarpo carbonáceo. Escala 100 μm . 58. Conjunto de ascosporas moreno-rojizas. Escala 10 μm . 59. Ascosporas triangulares, con ángulos redondeados (flecha chica) y conidios ovoides con la base truncada de su anamorfio *Scopulariopsis trigonosporus* (flecha grande). Escala 10 μm .
 Fig. 60. *Microascus cinereus*. Ascosporas lunulares. Escala 10 μm .
 Figs. 61-63. *Neocosmospora vasinfecta* var. *africana*. 61. Ascosporas subglobosas teñidas con lactofenol azul de algodón. Escala 10 μm . 62. Fotomicrografía electrónica de barrido de una ascospora. Escala 1 μm . 63. Detalle de la ornamentación de la pared rugulosa de la ascospora. Escala 1 μm .

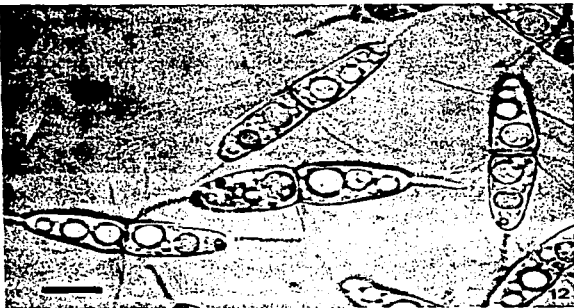
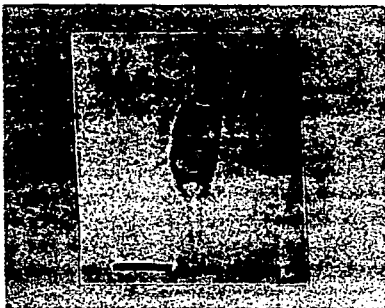
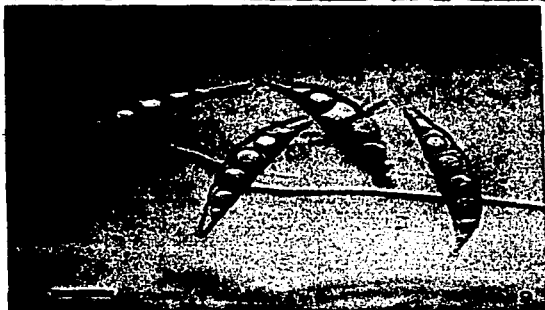
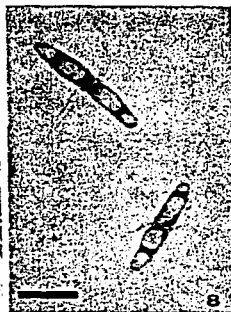
Celomicetes

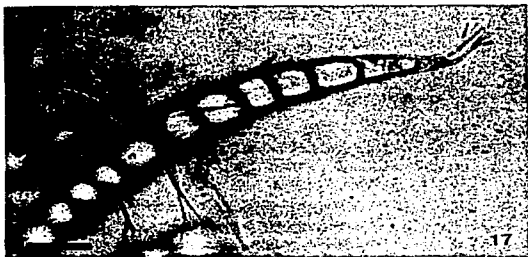
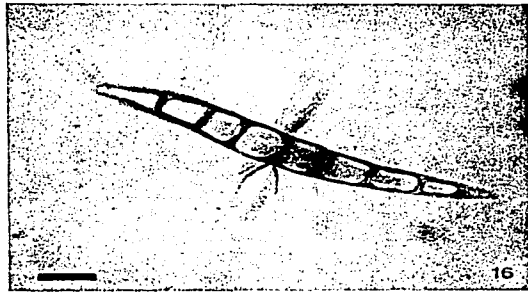
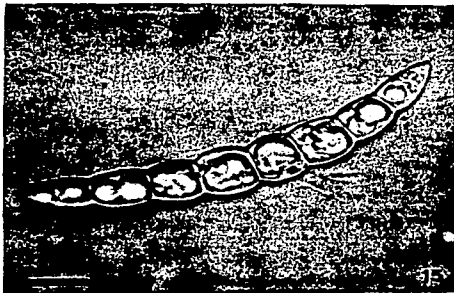
- Figs. 64-66. *Lasiodiplodia theobromae*. 64. Picnidio globoso, carbonoso. Escala 50 μm . 65. Células conidiógenas cilíndricas, hialinas. Escala 20 μm . 66. Conidiosporas hialinas cuando están inmaduras (flecha chica) y pardas oscuras cuando están maduras, uniseptadas, elipsoidales, estriadas (flecha grande). Escala 10 μm .

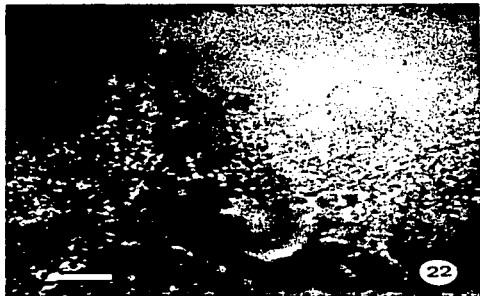
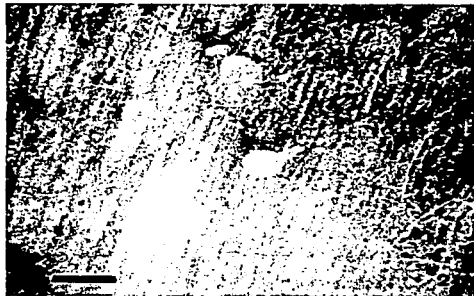
Hifomicetes

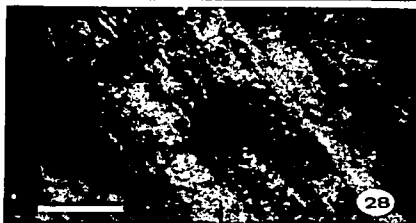
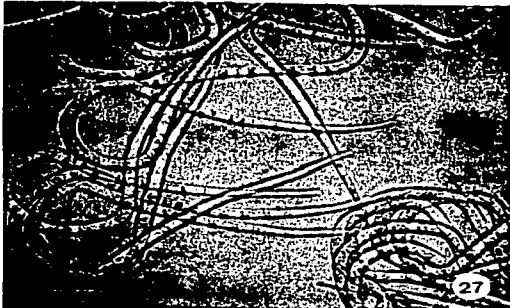
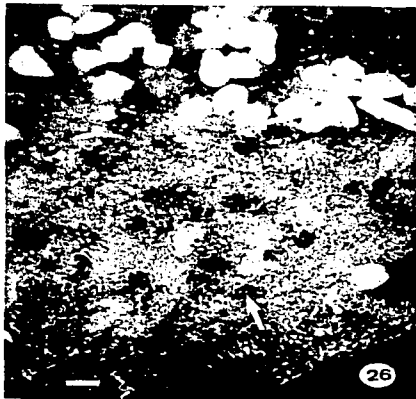
- Fig. 67. *Alternaria alternata*. Conidiosporas obpiriformes, morenas, con septos transversales (de 3 a 8), con uno o dos septos longitudinales en la parte inferior. Escala 10 μm .
 Fig. 68. *Alternaria longipes*. Conidiosporas obpiriformes morenas. Escala 20 μm .
 Fig. 69. *Aspergillus fumigatus*. Cabeza conidial y conidiosporas globosas a subglobosas, equinuladas. Escala 10 μm .
 Fig. 70. *Aspergillus recurvatus*. Conidióforo corto y curvo con conidiosporas globosas. Escala 10 μm .
 Fig. 71. *Cladosporium sphaerospermum*. Conidióforo y conidiosporas globosas a subglobosas. Escala 10 μm .
 Fig. 72. *Curvularia intermedia*. Conidiosporas septadas con un septo medio. Escala 10 μm .
 Fig. 73. *Curvularia lunata*. Conidiosporas curvadas, septadas, con unas células moreno oscuras. Escala 10 μm .

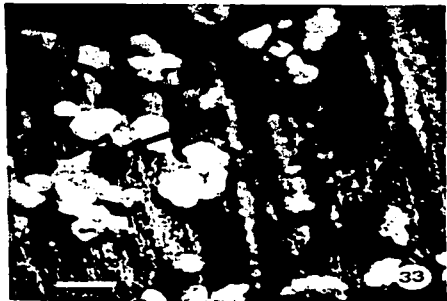
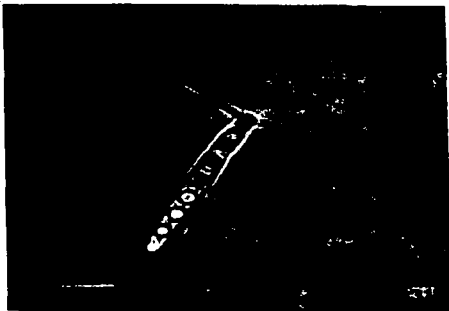
- Fig. 74. *Curvularia patlescens*. Conidióforo y conidiosporas septadas, con todas las células moreno pálidas. Escala 10 μm .
- Fig. 75. *Curvularia senegalensis*. Conidiosporas septadas, obclavadas. Escala 10 μm .
- Fig. 76. *Curvularia tuberculata*. Conidióforo y conidiosporas con tubérculos. Escala 10 μm .
- Fig. 77. *Drechsteria biseptata*. Conidiosporas ovoideas, biseptadas, moreno pálidas, lisas. Escala 10 μm .
- Fig. 45. *Exserohilum hutodes*. Conidiosporas pseudoseptadas, elipsoidales. Escala 10 μm .
- Fig. 78. *Exserohilum rostratum*. Conidiospora pseudoseptada, obclavada, rostrada con hilo protuberante. Escala 10 μm .
- Figs. 79, 80. *Fusarium solani*. 79. Macroconidiosporas con tres a cinco septos, moderadamente curvados. Escala 10 μm . 80. Clamidiasporas terminales. Escala 10 μm .
- Fig. 81. *Gilmaniella humicola*. Conidióforo y conidiosporas morenas, globosas. Escala 10 μm .
- Fig. 82. *Graphium penicillioides*. Sinema con cabeza mucosa compuesta por el conjunto de conidiosporas. Escala 200 μm .
- Fig. 83. *Myrothecium roridum*. Conidiosporas unicelulares, cilíndricas con ambos extremos redondeados (tinción negativa). Escala 10 μm .
- Fig. 84. *Myrothecium verrucaria*. Conidiosporas unicelulares, fusiformes, con el extremo basal truncado y el extremo apical terminado en una punta que tiene un apéndice con forma de embudo (flecha). Escala 10 μm .
- Fig. 85. *Nigrospora sphaerica*. Conidióforos y conidiosporas, morenas oscuras. Escala 10 μm .
- Fig. 86. *Penicillium katangense*. Conidióforo pequeño, monoverticilado y conidiosporas espinosas, teñidas con lactofenol azul de algodón. Escala 10 μm .
- Fig. 87. *Stachybotrys chartarum*. Conidióforos y conidiosporas elipsoidales, gris-olivo oscuro rugosas con warts y ridges. Escala 10 μm .
- Fig. 88. *Trichoderma viride*. Conidióforo y conidiosporas subglobosas a ovales, teñidas con lactofenol azul de algodón. Escala 10 μm .
- Fig. 89. *Zygosporium masonii*. Conidióforo con seis o más vesículas hialinas y una región terminal hialina estéril. Escala 10 μm .

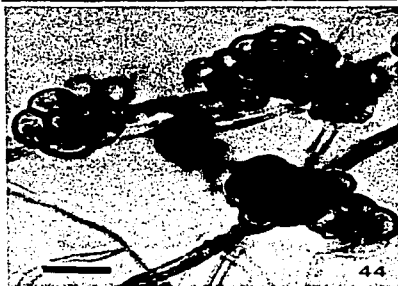
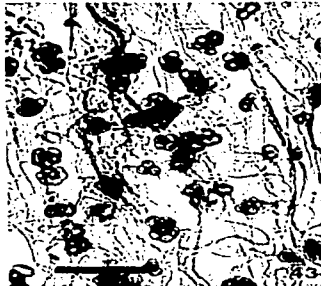
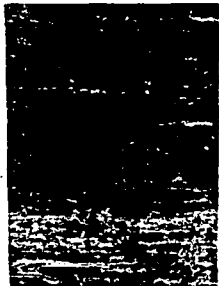
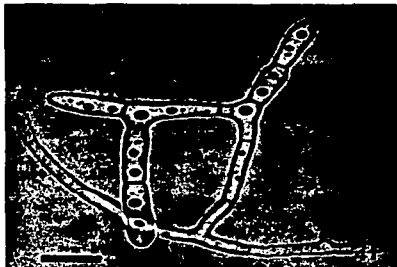
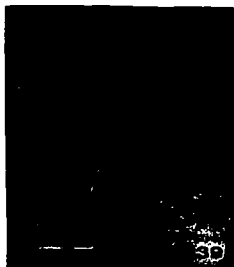
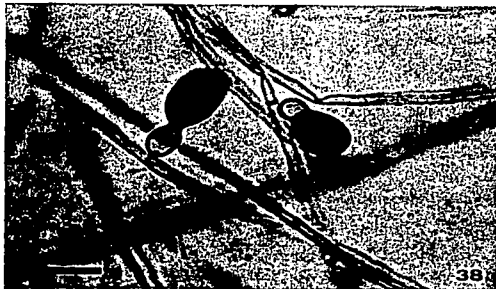
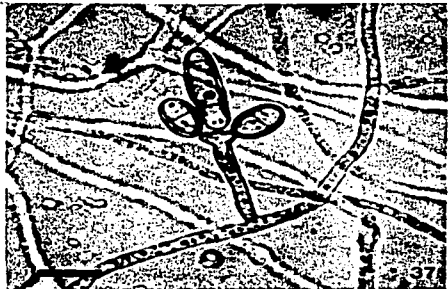






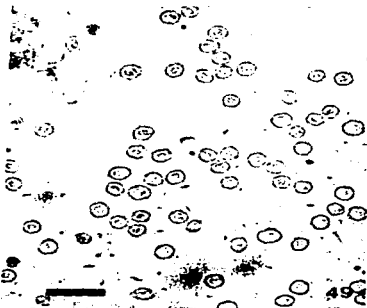
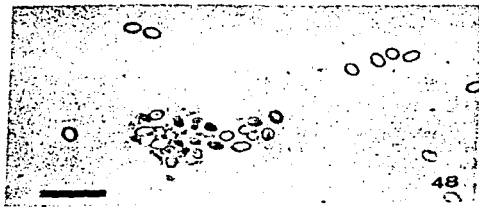


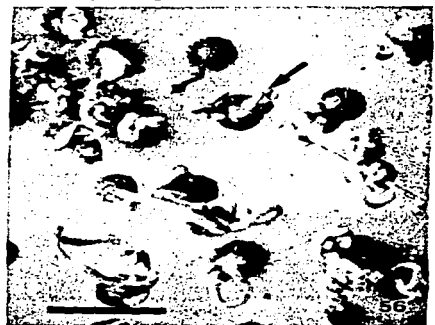
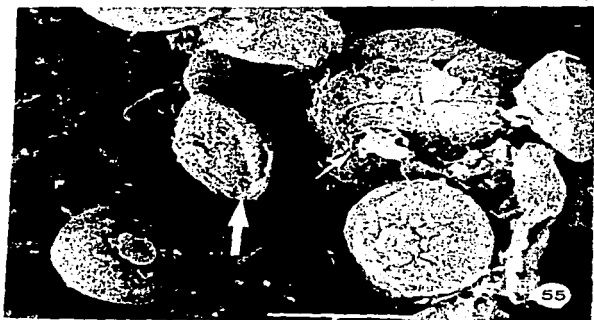
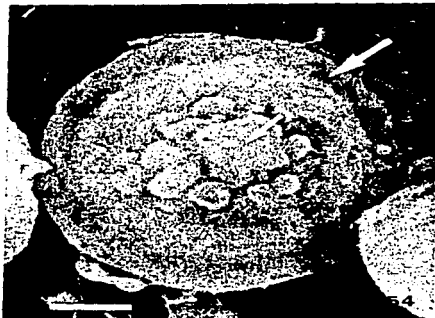
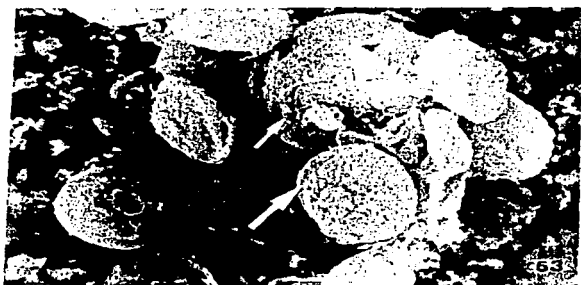
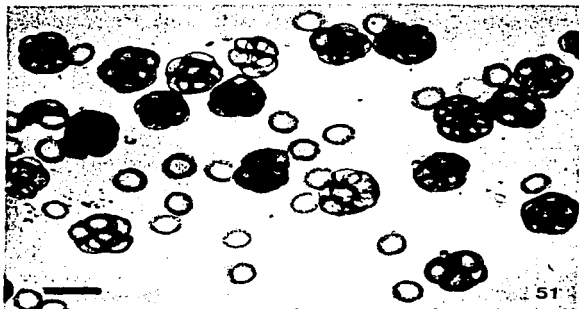


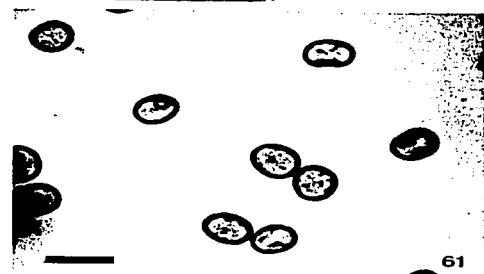
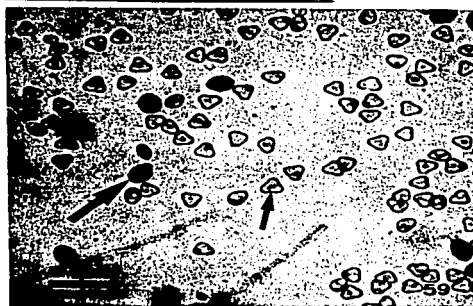


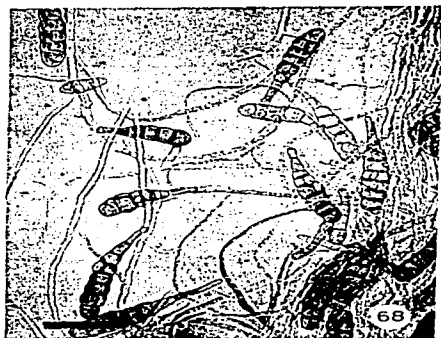
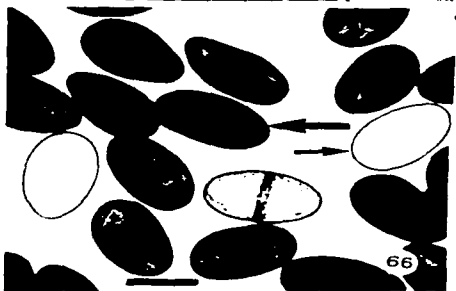


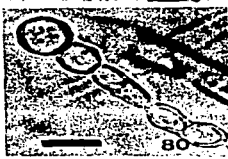
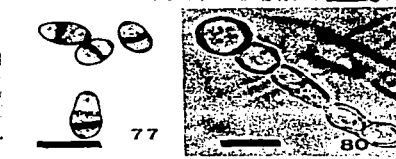
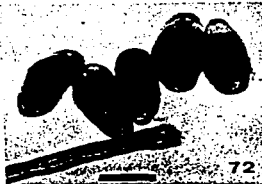
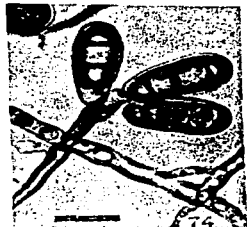
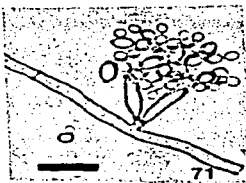
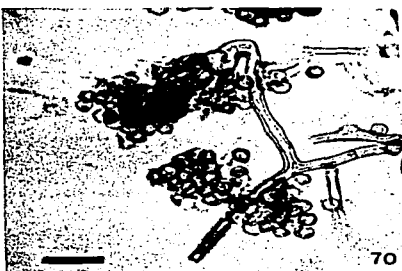
45

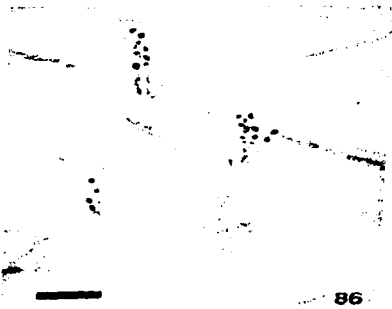
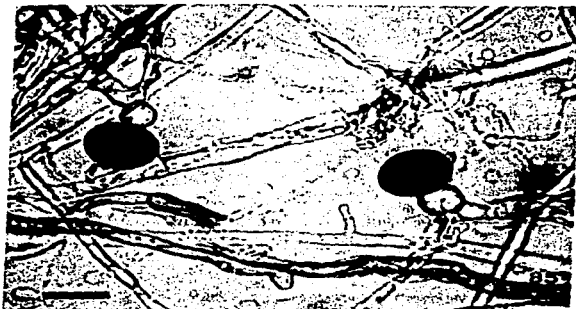




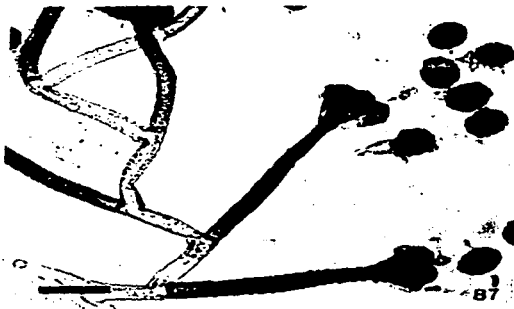








86



87



88



89

5.0 DISCUSIÓN

5.1 MICOBIOTA MARINA ESTRICTA DE 26 PLAYAS DE MÉXICO

En el endopsamón coexisten micromicetes marinos arenícolas, algícolas, lignícolas, manglicolas, quitinícolas, queratinícolas y en ocasiones coralícolas. En la arena de las 26 playas no se hallaron especies manglicolas, coralícolas, quitinícolas ni queratinícolas, solamente arenícolas, lignícolas y algícolas (Tabla 4). Con respecto a los lignícolas se registraron las especies *Ceriosporopsis halima*, *Halosphaeria quadricornuta*, *Halosphaeria salina*, *Humicola alopallonella*, *Lindra thalassiae*, *Lulworthia grandispora*, *Torpedospora radiata* y *Zalerion varium*, las cuales no se desarrollan sobre un hospedero específico, sino que crecen sobre sustratos lignocelulósicos derivados de cualquier especie de árbol o arbusto del litoral, entre los que se incluyen los mangles, menos *L. marinera* y *L. thalassiae* que tienen preferencia por la angiosperma *Talassia testudinum* (VOLKMANN-KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1993).

Al comparar las especies de los micromicetes marinos arenícolas registrados de las zonas tropicales y templadas con las de este trabajo, se observó que de las 11 especies registradas para México (Tabla 22), cinco son de zonas templadas y éstas se encontraron en nuestro país probablemente porque las corrientes oceánicas las transportaron hasta México y lograron establecerse porque sus propágulos permanecieron viables, otra posible razón es que pueden tener contrapartes morfológicamente similares en áreas tropicales (KOHLMEYER 1983). En este trabajo la especie con mayor abundancia y amplia distribución fue *Corollospora maritima* porque es cosmopolita, sin embargo, *Arenariomyces trifurcatus* no se encontró aunque también es cosmopolita (KOHLMEYER 1983). Si en esta investigación no se hallaron las especies tropicales/subtropicales *Arenariomyces trifurcatus*, *A. triseptatus*, *Corollospora cinnamomea*, *C. lacera* y *C. quinqueseptata* no significó que no estuvieran en las playas estudiadas y pueden aparecer en estudios posteriores, además no se encontró *C. novofusca* porque es una especie endémica de Hawái (KOHLMEYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1991). En general, la microbiota marina arenícola que se registró para México incluyó especies de zonas templadas y tropicales.

Los principales factores que controlan la distribución de los hongos marinos son: 1) la disponibilidad de hospederos o sustratos, 2) temperatura del agua, 3) presión hidrostática y, 4) el oxígeno disponible; entonces, la cantidad y variedad de sustratos disponibles en la playa para los hongos marinos arenícolas va a depender de los restos vegetales de la flora terrestre y marina que lleguen a ese ambiente (KOHLMEYER 1983). Al comparar la microbiota marina arenícola de las playas de los tres litorales, se encontró que el litoral del Golfo de México presentó el mayor número de especies y el litoral del Mar Caribe el menor número debido a uno o varios de los factores mencionados. En la playa Monte Pío y km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz, se encontró el mayor número de especies tal vez porque en dichas playas se observó la mayor cantidad y diversidad de restos vegetales. Algunas playas del litoral del Golfo de México tuvieron una microbiota similar a las del litoral del Océano Pacífico posiblemente porque el clima de ambos litorales es parecido, aunque para encontrar la explicación a este resultado es necesario estudiar más la biología y biogeografía de estos micromicetes.

Tabla 20. Comparación de los micromicetes marinos arenícolas de zonas tropicales, subtropicales y templadas con los registrados en este trabajo.

Especie	TROPICAL				TEMPLADA		TROPICAL
	Caribe ^a	Hawai ^a	Moorea ^a	Fiji ^a	Japón ^b	Dinamarca ^c	México ^d
<i>Arenariomyces parvulus</i>	x	x	x	x	-	-	x
<i>Arenariomyces trifurcatus</i>	x	x	-	x	x	x	-
<i>Arenariomyces triseptatus</i>	x	-	-	-	-	-	-
<i>Corollospora angusta</i>	-	-	-	-	x	-	x
<i>Corollospora cinnamomea</i>	x	-	-	-	-	-	-
<i>Corollospora colossa</i>	x	x	-	-	-	-	x
<i>Corollospora gracilis</i>	-	-	-	-	x	-	x
<i>Corollospora intermedia</i>	-	-	-	-	x	-	x
<i>Corollospora lacera</i>	x	-	-	-	x	x	-
<i>Corollospora maritima</i>	x	x	x	x	x	x	x
<i>Corollospora novofusca</i>	-	x	-	-	-	-	-
<i>Corollospora pulchella</i>	x	x	x	x	x	-	x
<i>Corollospora pseudopulchella</i>	-	-	-	-	x	-	x
<i>Corollospora quinqueseptata</i>	x	-	-	-	-	-	-
<i>Dendriphyella arenaria</i>	x	-	-	-	-	-	x
<i>Varicosporina prolifica</i>	-	-	-	-	x	-	x
<i>Varicosporina ramulosa</i>	x	-	-	x	-	-	x

a Bahamas, Belize, Fiji, Florida, Hawai, México, Moorea, St. Croix, St. John, Tobago, Trinidad (VOLKMANN-KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1993, GONZÁLEZ Y HERRERA 1993)

b TOKURA (1982, 1984)

c (KOCH 1974, REES *ET AL* 1979, KOCH Y JONES 1983, REES Y JONES 1985, FARRAND *ET AL.* 1985)

d Registrados en este trabajo.

5.2 ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD DE LOS MICROMICETES MARINOS ESTRICTOS Y MARINOS FACULTATIVOS EN TRES DE LAS 26 PLAYAS ESTUDIADAS

La micobiota arenícola que se encontró en la arena de las tres playas fue diversa y se considera característica de ese ambiente. Los resultados sugieren que dicha micobiota está compuesta por especies marinas estrictas y marinas facultativas; las especies marinas facultativas fueron las más abundantes y los anamorfos predominaron sobre los ascomicetes. Estos resultados son similares a los registrados en otros trabajos sobre la micobiota arenícola total (KOEHN 1979, REES Y JONES 1985).

La especie marina facultativa *Cladosporium cladosporioides* y la especie marina estricta *Corollospora maritima* fueron las más abundantes en las tres playas, con un porcentaje de abundancia de 11.6% y 11.3% respectivamente. Dichos resultados casi son iguales a los del trabajo que REES Y JONES (1985) realizaron en Dinamarca, quienes encontraron en el mismo orden las mismas dos especies con las máximas abundancias (10.9% y 10.5%); además, 15 géneros son comunes en ambos trabajos. Entonces, aunque las playas de Dinamarca se localizan en una región templada y las playas de este estudio en una región tropical, presentan las mismas

especies cosmopolitas y, lo que es sorprendente, con la misma relación de abundancia.

Al comparar la micobiota marina facultativa registrada en los trabajos de WOHLRAB *ET AL.* (1963), APINIS Y CHESTERS (1964), DICKINSON Y KENT (1972), se observó cierta similitud con las especies registradas en este trabajo. La composición de la micobiota registrada en este estudio muestra gran similitud con la que registraron DUNN Y BAKER (1983) al estudiar los hongos del endopsamón del Atolón Eniwetok, en las Islas Marshall.

La micobiota registrada por GONZÁLEZ Y HERRERA (1993) de Barra de Navidad, Jalisco, México, es similar a la de este trabajo con respecto a las especies marinas facultativas, pero difiere en cuanto a las especies marinas estrictas.

La composición de la micobiota arenícola que se observó en este estudio típicamente contiene especies lignocelulolíticas. De particular interés fue la presencia de *Myrothecium verrucaria* en las muestras de arena que se estudiaron, porque este hongo es uno de los degradadores de celulosa más potentes que se conocen (WHITE *ET AL.* 1948, UPDEGRAFF 1971).

Un resultado interesante sobre la micobiota marina facultativa de las tres playas estudiadas es que no se encontró ningún penicilio, mientras que se observaron varias especies de aspergilos e incluso algunos de estos últimos formaron su fase sexual; en particular, se encontró en gran abundancia *Aspergillus nidulans* (7.3%). Se conoce que los aspergilos predominan sobre los penicilios en ambientes húmedos y con altas temperaturas (PIROZYNSKI 1968). DUNN Y BAKER (1983) encontraron muy pocos penicilios con respecto a los aspergilos. En las tres playas que se estudiaron, los resultados indican que los penicilios no tuvieron el mismo éxito que los aspergilos para adaptarse al ambiente endopsamófilo. Es probable que los micromicetos marinos facultativos tengan un gen que les permite habitar el medio marino arenícola. CLIPSON Y HOOLEY (1995) encontraron los genes específicos que confieren a los hongos terrestres la habilidad de vivir en el ambiente marino. A partir de mutantes osmóticos silvestres de *A. nidulans* en los que es clara su tolerancia a la sal, aislaron el gen responsable de dicha tolerancia y lo insertaron en una cepa de *A. nidulans* no tolerante, obteniendo clones de *Aspergillus* tolerantes. Sería interesante hacer lo mismo con la especie *Cladosporium cladosporioides*, ya que también se ha aislado frecuentemente de ese medio.

Al comparar la micobiota de las tres playas, se observó que el mayor número de especies se registró en la playa El Coco, Colima, y el menor número en la playa Delfines, Cancún, Quintana Roo. Aunque las muestras tuvieron especies en común, la composición distintiva y la disimilitud en la abundancia relativa entre las especies sugiere una variación entre las micobiotas de las muestras que posiblemente es un reflejo de las diferentes características abióticas y bióticas de las tres playas. Al medir algunos factores abióticos se obtuvieron valores diferentes en las tres playas. Probablemente la riqueza de especies registrada en la playa El Coco se debe a que las características abióticas principales fueron favorables, como la cantidad de materia orgánica y la textura mediana de la arena que deja una cantidad adecuada de oxígeno disponible para los hongos, además de otros factores que fueron adecuados, como el color pardo de la arena que ayuda a proteger a los hongos de la radiación solar y el valor alcalino del pH. Por el contrario, la pobreza de especies de la playa Delfines en cierta forma se explica porque sus factores fisicoquímicos no fueron adecuados, como el color y la textura de la arena, la baja cantidad de materia orgánica y el pH elevado.

Las comunidades biológicas estables y adaptadas a su medio tienen un nivel dado de

diversidad de especies, por lo que las comunidades que tienen demasiadas o muy pocas especies, o que tienen un número desproporcionado de ciertas especies, nos indican que la comunidad está en crisis. La alfa-diversidad (número de especies en un lugar) de las tres playas fue elevada, porque son playas tropicales y el dominio quedó repartido entre 17 especies. Una diversidad alta y el dominio de muchas especies es característico en los trópicos. Una diversidad elevada supone hipotéticamente la existencia de una estabilidad ambiental alta, una predictibilidad ambiental alta y una productividad ecológica alta (PIELOU 1966, 1975). Sin embargo, el ambiente arenícola se caracteriza por un alto estrés y perturbación y los habitantes de ese ambiente viven en una situación extrema. Para discutirlo, debemos considerar que el ambiente en el que un hongo vive es extremadamente complejo. Ambientes que son extremos e inhospitalarios para unos organismos pueden ser normales para otros. Los extremos de altas y bajas temperaturas, el contenido alto o bajo de sales o azúcares, los niveles de oxígeno, varios tipos de fumigantes, iones de metales pesados, condiciones acuáticas o xéricas y otros factores, no solamente pueden ser tolerados por los hongos, sino que pueden ser los preferidos por ciertas especies. Para lograr adaptarse a los cambios del ambiente, los hongos poseen varios mecanismos bioquímicos muy desarrollados involucrados en la nutrición, asimilación, metabolismo aeróbico, propagación, sobrevivencia y tolerancia a materiales tóxicos (COOKE 1979). Una estabilidad ambiental alta significa que el tamaño relativo de las poblaciones no varía; un ambiente es predecible de acuerdo con la variación y amplitud de las fluctuaciones ambientales, y la productividad se refiere a la cantidad de energía que produce ese medio. El ambiente arenícola desde el punto de vista micológico es estable, ya que los hongos se han adaptado para habitar ese medio, por lo que sus poblaciones no disminuyen ni desaparecen. En los trópicos el clima tiene una estación cálida y prolongada que favorece la presencia y permanencia de las especies. La alta diversidad se debe a la alta productividad que proviene de la enorme cantidad de energía solar que recibe la zona por estar situada en el trópico. Entonces, los hongos marinos arenícolas están adaptados a su ambiente mediante el desarrollo de las estrategias de vida ruderal o zimógena, estrés-tolerante o autóctona y de sobrevivencia o escape (PUGH 1980).

Para determinar el tamaño apropiado de la muestra con el objeto de caracterizar la micobiota de la arena de la playa, se pueden enumerar las especies en función del número de incidencias y con esos datos hacer una curva de especies-incidencias. A menudo, una asíntota de las especies-incidencias se considera indicativa de un tamaño de muestra suficiente (HECK ET AL. 1975) En este trabajo, la curvas especies-incidencias de las tres muestras se determinaron por rarefacción y como fueron asíntotas ascienden muy lentamente bajo el máximo número de incidencias, lo que indica que el tamaño de las muestras fue adecuado para caracterizar el ambiente de los suelos arenosos estudiados (Figura 90).

Se hace énfasis en que los resultados sobre la abundancia y diversidad de la micobiota endopsamófila que se obtuvieron en este trabajo son imprecisos porque en la actualidad la aplicación y confiabilidad de los métodos de estudio para evaluar la diversidad fúngica tiene serias limitaciones. Idealmente, las especies de hongos deberían reconocerse igual que las especies de plantas y animales, pero no sucede así; para describir los grupos ecológicos de macroorganismos se usan términos jerárquicos que se refieren a sistemas con niveles de organización progresivamente más complejos en los que la unidad básica son los individuos, los cuales son física y funcionalmente distintos e independientes. Esto se aplica a los hongos

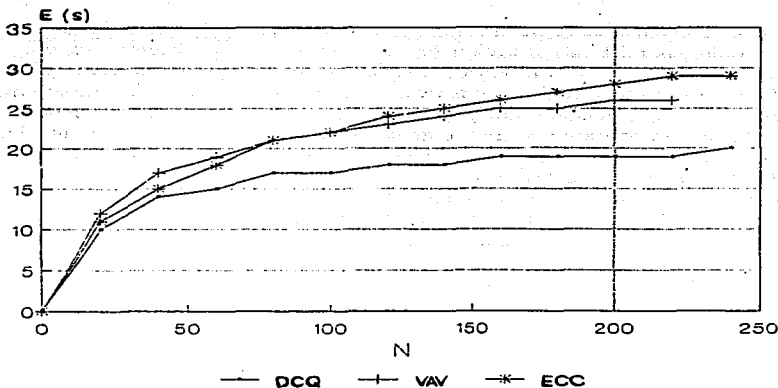


Fig. 90. Curvas de rarefacción de los micromicetes que se observaron en cada una de las tres playas situadas en los litorales del Mar Caribe (DCQ, playa Delfines, Cancún, Quintana Roo), Golfo de México (VAV, playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz) y Océano Pacífico (ECC, playa El Coco, Colima), que muestran el número esperado de especies como una función del tamaño de la muestra. E(s) es el número esperado de especies en una muestra al azar de N individuos tomados del número total de observaciones de cada muestra.

unicelulares, pero a los hongos miceliales no, porque es difícil delimitar un micelio individual. Como las células individuales del micelio pueden existir independientes y producir nuevos individuos, se puede considerar el micelio como una colonia, pero, a la vez, la diferenciación y división del trabajo le confiere características de un individuo, por lo que el micelio queda entre la definición de colonias de unidades independientes funcionalmente y de individuos verdaderamente integrados, y por lo tanto, la definición fúngica de un individuo y de una población es ambigua (MILLER 1995). La primera dificultad a la que se enfrenta el ecólogo-micólogo consiste en contar los hongos, porque es sumamente complejo definir y delimitar un individuo de una especie en la naturaleza debido a su tamaño microscópico y a la morfología semejante de sus hifas. Por lo tanto, sólo se pueden contar los hongos que se pueden identificar por estar en su estado de fructificación y no es posible enumerar los demás hongos que están presentes en el sustrato en su estado hifal. Los sustratos (madera intermareal, hojas, ramas, frutos, semillas, etc.) que se recolectaron en la playa no fueron de tamaño uniforme. Para experimentos controlados, las unidades de muestreo deben de ser del mismo tamaño e idéntico origen y, además, necesitan exponerse al ambiente en estudio por períodos de tiempo predeterminados. Sin embargo, la recolección de una amplia variedad de sustratos naturales tiene la ventaja de que contienen un número mayor de especies (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979). El cambio en la composición de las especies durante las estaciones y durante la sucesión

son factores que también afectan la medida de la diversidad fúngica. Asimismo, el uso de diferentes metodologías para la extracción de las especies de un sistema nos dan diferentes valores de diversidad fúngica. Es difícil diferenciar cuáles hongos están vivos y cuáles están muertos, y de los vivos saber cuáles son activos y cuáles son inactivos en ese ambiente. Otra limitación consiste en que muchos hongos no esporulan *in vitro* y no se pueden identificar siguiendo las claves convencionales. Por último, la pregunta sobre si todos los hongos que habitan un microambiente o que colonizan un sustrato se desarrollaron *in vitro*, permanece sin respuesta (BILLS Y POLISHOOT 1994).

Es importante considerar que los hongos endopsamófilos tienen gran importancia en el reciclaje de los nutrientes de su ambiente porque participan en la descomposición de los restos orgánicos. La naturaleza fisicoquímica de los residuos orgánicos, las condiciones climáticas, la contaminación y el manejo del ecosistema, afectan el funcionamiento y la estructura (diversidad, dominio, interacción) de las comunidades de los hongos (DIGHTON 1995). La estructura indica el bienestar del ecosistema por lo que al monitorearlo periódicamente se pueden detectar cambios con respecto a la micobiota original debido a un impacto ecológico por la destrucción o un manejo inapropiado del hábitat. La conservación y regeneración de los hábitat impactados es posible sólo que se integran las actividades del hombre al ambiente, y, para lograr sustentarlo, se requiere conocer completamente el recurso y la escala del impacto de las actividades del hombre en ese ambiente (DOODY 1992).

5.3 MICROMICETES MARINOS FACULTATIVOS QUERATINOFÍLICOS ARENÍCOLAS EN OTRAS TRES DE LAS 26 PLAYAS MENCIONADAS

En este estudio no se aislaron dermatomicetes patógenos del hombre a pesar de que toleran hasta una concentración de 12 % de cloruro de sodio y sus propágulos permanecen viables en el ambiente marino durante seis meses (KANE Y FISHER 1975, CARRILLO-MUÑOZ *ET AL.* 1990). Estos resultados se deben probablemente a que en las submuestras que se tomaron en cada una de las tres playas no se encontraban los hongos, porque los métodos que se usaron para aislarlos son muy selectivos. KISHIMOTO Y BAKER (1969) registraron de Oahu, Hawaii, 10 especies de hongos patógenos del hombre mediante técnicas similares; ellos realizaron un muestreo intensivo durante un año en el que estudiaron 361 unidades de muestra, mientras que en este estudio sólo se analizaron 15 unidades de muestra que se tomaron sólo una vez, lo que explicaría los resultados negativos de este trabajo. Otra posible causa es que se tomaron las muestras durante la época de otoño, en lugar del verano que es cuando se encuentran más dermatomicetes patógenos, además de que en la fecha que se muestreó no era período vacacional y las playas no estaban muy pobladas por turistas.

A pesar de lo anterior, se aislaron 15 especies de micromicetes marinos facultativos queratinofílicos, cuya función ecológica en la playa es degradar los sustratos con queratina. Entre los hongos que se aislaron, sólo *Aspergillus fumigatus* que se encontró en la playa de Icaos, Acapulco, Guerrero, se considera potencialmente patógeno del hombre por el Communicable Disease Center, Atlanta, Georgia (KISHIMOTO Y BAKER 1969). *Aspergillus fumigatus* produce la enfermedad denominada aspergilosis, que es una micosis alérgica (asmática y broncopulmonar) y también está asociada con la otomicosis.

La playa Icaos fue la que presentó más especies queratinofílicas, debido probablemente

a que en dicha playa las condiciones ambientales eran propicias y a que había más sustratos con queratina (pelos, plumas, etc.) que en la playa Mocambo, Veracruz y en la playa Caracoles, Cancún, Quintana Roo.

La especie más abundante en la playa Icacos y en la playa Mocambo fue *Gymnascella dankaliensis*, la cual no se encontró en la playa Caracoles, Cancún, Quintana Roo. Es relevante su presencia en muestras tanto del litoral del Golfo de México como en el litoral del Océano Pacífico, ya que las playas estudiadas están muy distantes entre sí y aunque no se cuantificaron factores fisicoquímicos el ambiente endopsamófilo de ambas playas, aunque presenta algunas similitudes, no puede ser idéntico.

Entre las especies que se aislaron, *Aspergillus recurvatus* es interesante porque se describió por primera vez de una área desértica cercana a Blythe, California, del estiercol de lagartija (RAPER Y FENELL 1977); además DUNN Y BAKER (1983) lo aislaron de la arena del Atolón Enewetak, Islas Marshall por lo que no es raro encontrarlo en ambientes donde la salinidad es elevada.

5.4 MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS ARENÍCOLAS Y SU RELACIÓN CON LOS MICROMICETES MARINOS LIGNÍCOLAS QUE SE ENCUENTRAN EN UNA LAGUNA COSTERA CERCANA

En el mundo se han realizado muchos trabajos sobre los micromicetes marinos lignícolas que se desarrollan sobre carnadas de madera (BARGHOORN Y LINDER 1944, JONES 1962, LEIGHTLEY 1980, VRIJMOED ET AL. 1982, GRASSO ET AL. 1985, HYDE 1986). Las especies que se encontraron en este trabajo se encuentran registradas en otros países (JONES 1962, LEIGHTLEY 1980, VRIJMOED ET AL. 1982, GRASSO ET AL. 1985). En México, a la fecha, no se han realizado este tipo de estudios, lo que imposibilita la comparación de los resultados obtenidos en el presente trabajo.

La especie marina lignícola más abundante en la Laguna Barra de Navidad fue *Halosphaeria quadricornuta* (35.3%). Este hongo se considera como el ascomicete más común y ampliamente distribuido en regiones tropicales (HUGHES Y CHAMUT 1971), lo cual explica su abundante presencia en este estudio; sin embargo, VRIJMOED ET AL. (1982) encontraron este hongo en la zona templada de Hong Kong (9.2%), sobre madera de *Pinus massoniana* Lamb. Este es su tercer registro en México (KOHLMEYER 1968, 1984). *Zalerion varium* se registra por primera vez para México. Se encontró en la laguna Barra de Navidad con un elevado porcentaje de abundancia (32.7%), mientras que en el litoral templado de Italia, GRASSO ET AL. (1985) lo obtuvieron en un valor bajo (3.9%) en madera de *Pinus sylvestris*, al igual que VRIJMOED ET AL. (1982), quienes lo obtuvieron en un porcentaje aún menor (0.7%) en madera de *Pinus massoniana* sumergida en aguas de Hong Kong.

En la actualidad, el género *Lutworthia* Sutherland necesita una revisión crítica porque aparte de las especies *L. fucicola*, *L. grandispora*, *L. lignoarenaria* y *L. lindroidea*, aceptadas por KOHLMEYER (1984), existen más especies, variedades o razas que no pueden distinguirse, por lo que necesitan realizarse trabajos con cultivos puros derivados de gran variedad de sustratos y áreas geográficas para aclarar las diferencias morfológicas y fisiológicas entre estas taxa. Por consiguiente, las especies dudosas se agrupan como *Lutworthia* spp. (KOHLMEYER Y KOHLMEYER 1979). Las especies del género cuyas ascosporas miden más de 110 μm y

menos de 500 μm no se han diferenciado. En este trabajo se encontraron ascosporas que midieron 336-473 μm cuya $\bar{x} = 390 \mu\text{m}$, por lo que se considera que corresponden a *Lulworthia* sp. En México se ha registrado *Lulworthia* sp. con ascosporas de 200-500 μm (KOHLMAYER 1984). *Humicola alopallonella* fue el micromicete que se encontró menos abundantemente junto con *Lulworthia grandispora* (5.1%). Este resultado no difiere tanto del que registró HYDE (1986) en las islas Seychelles del Océano Índico (4.4%), ni del obtenido por GRASSO ET AL. (1985) en Italia al probar madera de *Pinus sylvestris* (1.2%). *Humicola alopallonella* es cosmopolita y se registra por segunda vez en México (KOHLMAYER 1984). *Lulworthia grandispora* se encontró en la Laguna Barra de Navidad en un bajo porcentaje de abundancia (5.1%). HYDE (1986) también lo encontró con un valor bajo en las islas Seychelles (6.6%). Es una especie tropical y éste constituye su tercer registro para México (KOHLMAYER 1984; HYDE 1992).

La riqueza de especies fue muy baja en comparación con otros estudios, puesto que sólo se encontraron cinco hongos marinos lignícolas, mientras que GRASSO ET AL. (1985) registraron 16 especies y VRIJMOED ET AL. (1982) 24 especies. Se ha demostrado que la salinidad y la temperatura son los factores principales que controlan la distribución de los hongos marinos, además de la cantidad de carbono, contaminación, exposición mareal, luz, número de propágulos, oxígeno disponible, pH, respuesta osmótica y tipo de sustrato (BOOTH Y KENKEL 1986). La naturaleza de la Laguna Barra de Navidad se altera mediante la descarga del río Marabasco, corrientes mareales, acción de los vientos, precipitación, drenajes pluviales y urbanos (GONZÁLEZ Y HERRERA 1993). Por lo tanto, los resultados del presente estudio pueden atribuirse en parte, a los bajos valores de salinidad registrados durante el período de sumersión, los cuales descendieron considerablemente por las precipitaciones registradas durante dicho período. También, tal vez se encontró poca diversidad porque este trabajo se realizó en invierno, puesto que en verano GRASSO ET AL. (1985) encontraron 44% más hongos que en invierno. Además, es probable que el contenido de cobre de las aguas que el río Marabasco vierte en la Laguna Barra de Navidad, provenientes del complejo minero Peña Colorada, inhiba el desarrollo de los micromicetes marinos lignícolas (RODRÍGUEZ 1988; GONZÁLEZ Y HERRERA 1993).

La colonización de los tres tipos de carnadas de madera fue alta, puesto que la proporción de carnadas en las que se encontraron hongos marinos lignícolas fue de 66.7%, aunque menor a la obtenida por GRASSO ET AL. (1985) y VRIJMOED ET AL. (1982 100%). Esta diferencia tal vez se debió a que el tiempo de sumersión de los tableros fue breve (un mes), aunque JONES (1971) y VRIJMOED ET AL. (1982) así lo sugieren al realizar estudios en aguas tanto subtropicales y tropicales como en templadas.

En la estación de muestreo más cercana a la desembocadura del río Marabasco (estación tres), se registró la menor abundancia y riqueza de micromicetes marinos lignícolas debido probablemente a la estrecha boca que comunica la laguna con la bahía que propicia en esta área un bajo grado de corrientes que no favorecen la mezcla del agua marina con la estuarina en y como consecuencia se concentran los contaminantes (como el cobre que proviene de la mina Peña Colorada) que descarga el río Marabasco en la laguna, disminuye la salinidad y el oxígeno disponible. La mayor abundancia y riqueza de especies se obtuvo en la zona de la laguna más próxima a la bahía (estación uno), debido principalmente a que las corrientes favorecieron la mezcla del agua marina con la estuarina en esta área (Figura 91).

Sobre las carnadas de madera de *Pinus sylvestris* se observó la mayor riqueza de hongos (cinco especies) debido a que la madera de pino tiene más celulosa que la madera del mangle negro y mangle rojo. En las carnadas de madera de mangle negro (*Avicennia germinans*) se registró la mayor abundancia, la cual es menos resistente a la degradación en el ambiente estuarino (LEIGHTLEY 1980).

Las cinco especies marinas estrictas lignícolas que se encontraron en la Laguna Barra de Navidad se observaron en la playa de la Bahía de Navidad, lo que indica que las delicadas ascosporas sobreviven la dispersión desde la Laguna Barra de Navidad hasta la playa de la Bahía de Navidad, aparte de que las corrientes oceánicas favorecen el depósito de las esporas y propágulos fúngicos sobre la playa. Esto es factible porque la distancia entre la Laguna Barra de Navidad y la Bahía de Navidad es muy pequeña. Basados en estudios biogeográficos de los hongos marinos, se supone que las esporas pueden ser transportadas largas distancias cuando se encuentran sobre un sustrato como la madera (KOHLMEYER Y VOLKMANN-KOHLMEYER 1993); entonces, con mayor razón, los hongos de la Laguna Barra de Navidad pueden llegar de esta forma a la playa de la Bahía de Navidad.

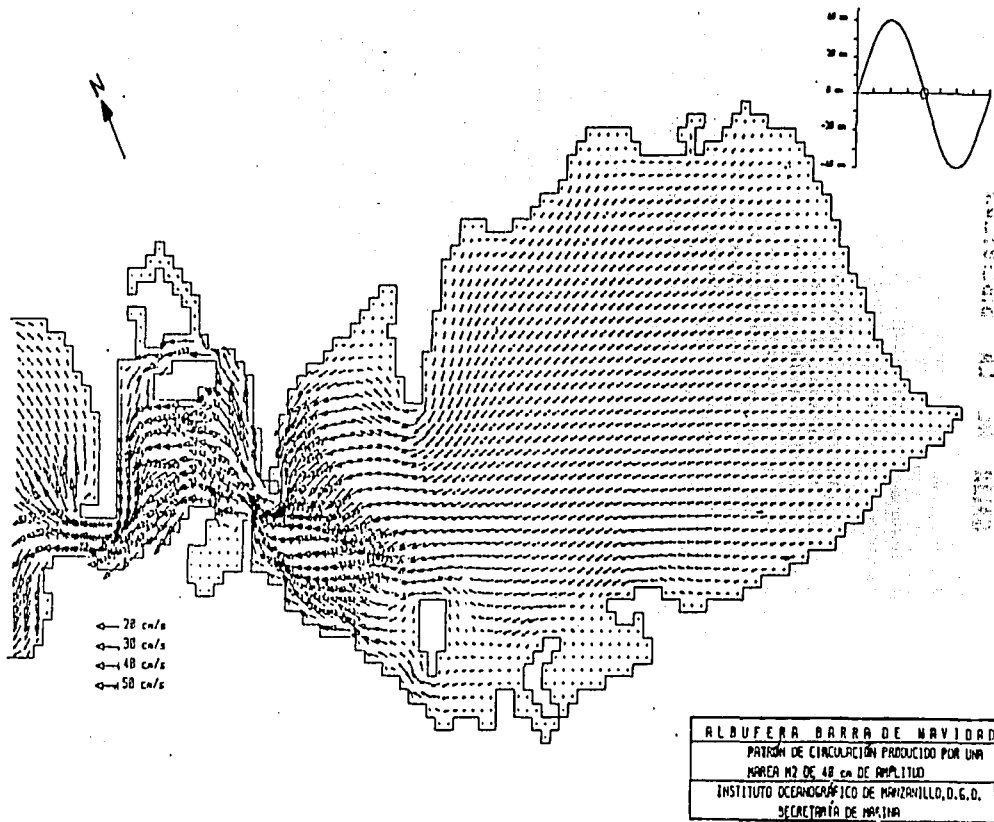


Fig. 91. Mapa que muestra la dirección de las corrientes marinas de la Laguna Barra de Navidad, Jalisco (GAVIÑO 1991).

6.0 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Con base en los resultados de esta investigación se concluye lo siguiente:

- 1) Este estudio contribuyó al conocimiento de la biodiversidad micológica de México. Antes de realizar este trabajo solamente se conocían de México 47 especies de micromicetes marinos estrictos, sin incluir una especie que el autor en colaboración con Herrera (GONZALEZ Y HERRERA 1993) registró previamente. En este estudio se encontraron 22 especies marinas estrictas, 10 de las cuales son nuevos registros para el país, de tal forma que actualmente quedaron 58 especies registradas para México. De las 48 especies que se conocían para México, cinco son marinas arenícolas y al sumarlas con las siete que se encontraron en esta investigación quedaron registradas 12 especies de las 21 que están registradas para el mundo. La micobiota de las playas del litoral del Océano Pacífico fué más similar a la del Golfo de México que a la del Mar Caribe.
- 2) Al valorar la abundancia y diversidad de los micromicetes marinos estrictos y marinos facultativos en tres de las 26 playas estudiadas se encontró que las especies más abundantes fueron *Cladosporium cladosporioides* y *Corollospora maritima*. La mayor riqueza de especies se encontró en la playa El Coco, Colima ($R1 =$) y la diversidad más elevada en la playa km 24 carretera Veracruz-Alvarado, Veracruz ($H' = 2.91$). Las playas Delfines, Cancún, Quintana Roo y El Coco, Colima, tuvieron la micobiota más similar ($IS = 49$). En el endopsamon se encontró una micobiota compuesta principalmente por hifomicetes y en menor grado por ascomicetes y predominaron los micromicetes marinos facultativos sobre los marinos estrictos, y dentro de estos últimos, los más abundantes fueron los marinos arenícolas.
- 3) En las playas estudiadas no se encontraron dermatomicetes patógenos del hombre, sin embargo, es probable que existan y que su abundancia dependa de los factores climáticos, físicos, biológicos y químicos, así como de la magnitud de la población humana que habita o transita por ella. Solamente se identificaron 12 especies de micromicetes marinos facultativos queratinofílicos, de las cuales, *Aspergillus fumigatus* es potencialmente patógena del hombre y se encontró en la playa de Icacos, Acapulco, que fué la playa con mayor riqueza de especies.
- 4) Al investigar la presencia de los micromicetes marinos lignícolas arenícolas en una de las 26 playas aludidas y su relación con los micromicetes marinos lignícolas que se encuentran en una laguna costera cercana se observó que todas las especies que se registraron en la Laguna Barra de Navidad se encontraron en la Bahía de Navidad lo que nos indica que la dispersión de los micromicetes marinos estrictos lignícolas es efectiva debido a que sus delicados propágulos probablemente sobreviven distancias cortas y sobre sustratos lignícolas distancias mayores y a que la dirección de las corrientes marinas fué favorable.

Para futuras investigaciones se recomienda:

- 1) Identificar la micobiota marina de otras playas de México con diferente clima y durante un ciclo anual.
- 2) Aplicar otros métodos complementarios para evaluar la diversidad micológica del suelo arenoso como el análisis enzimático y de las secuencias del ARN y ADN para obtener más información sobre las interrelaciones, procesos y funciones que son importantes para predecir el bienestar del ecosistema.
- 3) Hasta que no se desarrollen métodos más exactos para el conocimiento de la biodiversidad y la ecología de los hongos marinos, se deben integrar los resultados de los estudios sobre la diversidad de especies realizados en la forma tradicional, aunque ésta tiene muchas limitaciones como el manejo y la identificación de un número enorme de aislamientos, con los resultados obtenidos aplicando técnicas moleculares, las cuales también tienen limitaciones importantes como la obtención de suficiente ADN de una pureza adecuada.
- 4) Como la medida de la diversidad de especies nos da resultados incorrectos, si consideramos que la importancia de un organismo en un ambiente depende de la función que realiza y de su tamaño o de su biomasa, se recomienda determinar la diversidad funcional. Por ejemplo, la degradación de la hojarasca se realiza por medio de enzimas extracelulares, entonces mediante la extracción y enumeración de las enzimas del suelo se puede determinar la diversidad funcional fúngica.
- 5) Elaborar inventarios de la biodiversidad micológica marina arenícola de México que incluyan claves taxonómicas.
- 6) Estudiar la biogeografía de los hongos marinos estrictos arenícolas.
- 7) Seguir investigando la existencia de los dermatomicetes en la arena de las playas turísticas del país y relacionar las especies que se encuentren con los casos clínicos de la localidad estudiada con el objeto de establecer normas sanitarias.
- 8) Efectuar pruebas del potencial antimicrobiano de algunos micromicetes marinos arenícolas porque es notorio que otros hongos marinos, moluscos y sobretodo corales blandos (Gorgonaceae) han mostrado potencial antimicrobiano contra bacterias usuales de prueba; este hecho denotaría una capacidad importante en su relación con los otros habitantes de la arena debido a su papel ecológico.
- 9) Formar grupos de micólogos marinos para lograr un conocimiento equilibrado (básico y aplicado) de la micobiota marina mediante estudios interdisciplinarios y multidisciplinarios.
- 10) Incluir los hongos en los estudios macroecológicos para lograr el conocimiento integral del ecosistema.
- 11) Difundir el conocimiento sobre los ambientes litorales para lograr su conservación y manejo sustentable.
- 12) Aplicar los métodos de muestreo y análisis de las comunidades micológicas a estudios de impacto ambiental con el fin de proteger las playas para las futuras generaciones.

7.0 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACEVEDO-RÍOS, C., BAYMAN, P. Y MALDONADO, I. 1996. *Metabolisms of phenanthrene by marine fungi*. Abstracts of the General Meeting of the American Society for Microbiology, Indianapolis.
- ALEEM, A. 1980. Distribution and ecology of marine fungi in Sierra Leone (Tropical WestAfrica). *Bot. Mar.* 23, 679-688.
- ANÓNIMO. 1993. *Numerical taxonomy and multivariate analysis System*. Applied Biostatistic, Nueva York.
- APINIS, A. Y CHESTERS, C. 1964. Ascomycetes of some salt marshes and sand dunes. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 47, 419-435.
- BAISDEN, C. Y COONEY, J. 1996. *Growth of the marine fungus Lulworthia sp. 046 on a mixture of petroleum hydrocarbons*. Abstracts of the General Meeting of the American Society for Microbiology, Indianapolis.
- BARGHOORN, E. Y LINDER, D. 1944. Marine fungi: their taxonomy and biology. *Farlowia* 1, 395-467.
- BARNETT, H. Y HUNTER, B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. 3a. ed. Burgess, Minneapolis.
- BARRON, G. 1971. Soil Fungi. En: C. Booth (Ed.), *Methods in Microbiology*. Vol. 4, Academic Press, Londres, pp. 403-427.
- BEBOUT, B., SCHATZ, S., KOHLMAYER, J. Y HAIBACH, M. 1987. Temperature-dependent growth in isolates of *Corollospora maritima* Werderm. (Ascomycetes) from different geographical regions. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 106, 203-210.
- BERGEN, L. Y WAGNER-MERNER, D. 1977. Comparative survey of fungi and potential pathogenic fungi from selected beaches in the Tampa Bay area. *Mycologia* 69, 299-308.
- BILLS, G. Y POLISHOOK, J. 1994. Abundance and diversity of microfungi in leaf litter of a lowland rain forest in Costa Rica. *Mycologia* 86, 187-198.
- BOOTH, C. 1971a. Fungal Culture Media. En: J. Norris, D. Ribbons y C. Booth (Eds.). *Methods in Microbiology*, Vol. 4, Academic Press, Nueva York, pp. 49-94.
- BOOTH, C. 1971b. *The Genus Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey.
- BOOTH, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey.
- BOOTH, T. 1981. Lignicolous and zoosporic fungi in marine environments of Hudson Bay. *Can. J. Bot.* 59, 1867-1881.
- BOOTH, T. Y KENKEL N. 1986. Ecological Studies of Lignicolous Marine Fungi: a distribution model based on ordination and classification. En: S. T. Moss (Ed.), *The Biology of Marine Fungi*. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 296-310.
- BROWN, J. 1958. Soil fungi of some British sand dunes in relation to soil type and succession. *J. Ecol.* 46, 641-664.
- CARRANZA-EDWARDS, A. Y CASO-CHÁVEZ, M. 1994. Zonificación del perfil de playa. *Geounam* 2, 26-32.
- CARRILLO-MUÑOZ, A., TORREZ-RODRÍGUEZ, J., MADRENYS-BRUNET, N. Y

- DRONDA-AYZA, A. 1990. Estudio comparativo sobre la supervivencia de 5 especies de dermatofitos y *S. brevicaulis* en arena de playa, bajo condiciones de laboratorio. *Rev. Iberoam. Micol.* 7, 36-38
- CASTAÑEDA, R. y VROEY, CH. 1996. Three new species of *Amauroascus* from tropical regions. *Mycol. Res.* 100, 343-348.
- CLAPP, W., MEINZ, M., SILVERMAN, K., BERGSTROM, J. 1995. New fungal metabolites as potential antihypercholesterolemics and anticancer agents. *Can. J. Bot.* 75, 898-906.
- CLIPSON, N. Y HOOLEY, P. 1995. Salt tolerance strategies in marine fungi. *Mycologist* 9, 3-5.
- COOKE, W. 1979. *The Ecology of the Fungi*. CRC Press, Boca Raton.
- CRESPO, A., CRESPO V., DELGADO, V., OCAÑA, J. 1985. Hongos queratinófilos en las playas de la provincia de Málaga. *Rev. Lab.* 80, 369-373.
- CURRAH, R. 1985. Taxonomy of the Onygenales: Arthrodermataceae, Gymnoascaceae, Myxotrichaceae and Onygenaceae. *Mycotaxon* 24, 1-216.
- DABROWA, N., LANDAU, J., NEWCOMBER, V. Y PLUNKETT, O. 1964. A survey of tide-washed coastal areas of southern California for fungi potentially pathogenic to man. *Mycopathol. Mycol. Appl.* 24, 137-150.
- DICKINSON, C. Y KENT, J. 1972. Critical analysis of fungi in two sand-dune soils. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 58, 269-280.
- DIGHTON, J. 1995. Nutrient cycling in different terrestrial ecosystems in relation to fungi. *Can. J. Bot.* 75, 1349-1360.
- DOMSCH, K., GAMS, W. Y ANDERSON, T. 1980. *Compendium of Soil Fungi*. Vol. 1, Academic Press, Nueva York.
- DOODY, J. 1992. Nature conservation on the coast. The Role of Coastal Zone Management. En: C. Curtis y S. Sheehy-Skeffington (Eds.), *Coastal Dunes*. Balkema, Rotterdam, pp. 495-501.
- DUCHÉ, J. Y HEIM, R. 1931. *Recherches sur la flores mycologique des sots sableux*. Recueil Travaux mycologiques dédiés a Louis Mangin, Paris, 431-458.
- DUNN, P. Y BAKER, G. 1983. Filamentous fungi of the psammon habitat at Enwetak Atoll, Marshall Islands. *Mycologia* 75, 839-853.
- ELLIS, M. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey.
- ELLIS, M. 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey.
- ESCOBAR, J. Y LÓPEZ-DELLAMARY, V. 1981. *Contribución al estudio taxonómico de la ictifauna de la laguna Barra de Navidad, Jalisco*. Tesis de Licenciatura, Escuela de Biología, Universidad Autónoma de Guadalajara, Guadalajara, Jalisco.
- FARRANT, C., HYDE, K. Y JONES, E.B.G. 1985. Further studies on lignicolous marine fungi from danish sand dunes. *Trans Br. mycol. Soc.* 85, 164-167.
- GARCÍA, E. 1981. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen para adaptarlo a las condiciones particulares de la República Mexicana*. Offset Larios, México.
- GAVIÑO, J. 1991. *Estudio de modelación numérica de la hidrodinámica en la albufera Barra*

- de Navidad*. Instituto Oceanográfico. Departamento de Oceanografía Física. Manzanillo, Colima.
- GENILLOUD, O., PELÁEZ, F., GONZÁLEZ, I. Y DIEZ, M. 1994. Diversity of actinomycetes and fungi on seaweeds from the Iberian coasts. *Microbiologia (Madrid)* 10, 413-422.
- GESSNER, R. Y LAMORE, B. 1978. Fungi from Nantucket salt marshes and beaches. *Rhodora* 80, 581-586.
- GILMAN, J. 1957. *A Manual of Soil Fungi*. 2a. ed. Iowa State College Press, Ames.
- GILMAN, J. 1959. *A Manual of Soil Fungi*. 3a. ed. The Iowa State College Press, Ames.
- GNAIGER, E., GLUTH, G. Y WIESER, W. 1978. pH fluctuation in an intertidal beach in Bermuda. *Limnol. Oceanog.* 23, 851-857.
- GONZÁLEZ, M. C. Y HERRERA, T. 1993. Micromicetes endopsamófilos de Barra de Navidad, Jalisco, México. *Rev. Mex. Mic.* 9, 19-33.
- GRANT, W., ATKINSON, M., BURKE, B. Y MOLLOY, C. 1996. Chitinolysis by the marine ascomycete *Corollospora maritima* Werdermann: Purification and properties of a chitobiosidase. *Bot. Mar.* 39, 177-186.
- GRASSO, S., LAFERLA, R. Y JONES, E. B. G. 1985. Lignicolous marine fungi in a harbour environment (Milazzo). *Bot. Mar.* 28, 259-264.
- HAWKSWORTH, D. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. *Mycol. Res.* 95, 641-655.
- HECK, K. VAN BELLE, G. Y SIMBERLOFF, D. 1975. Explicit calculation of the rarefaction diversity measurement and determination of sufficient sample size. *Ecology* 56, 1459-1461.
- HILL, M. 1973. Diversity and evenness: a unifying notation and its consequences. *Ecology* 54, 428-432.
- HUANG, L., LINGHAM, R., HARRIS, G., SINGH, S., DUFFRESNE, C., NALLIN OMSTEAD, M., BILLS, G., MOJENA, M., SANCHEZ, M., KARKAS, J., GIBBS, J., CLAPP, W., MEINZ, M., SILVERMAN, K. Y BERGSTROM, J. 1995. New fungal metabolites as potential antihypercholesterolemics and anticancer agents. *Can. J. Bot.* 73, 898-906.
- HUGHES G. Y CHAMUT, P. 1971. Lignicolous marine fungi from southern Chile, including a review of distributions in the southern hemisphere. *Can. J. Bot.* 49, 1-11.
- HURULBERT, S. 1971. The nonconcept of species diversity: a critique and alternatives parameters. *Ecology* 52, 577-586
- HYDE, K. 1986. Frequency of Occurrence of Lignicolous Marine Fungi in the Tropics. En: S. T. Moss (Ed.), *The Biology of Marine Fungi*. Cambridge Univ. Press, Cambridge, pp. 311-322.
- HYDE, K. 1986. Intertidal mangrove fungi from the tropics. *Mycologia* 60, 252-269.
- HYDE, K., FARRANT, C. Y JONES, E.B.G. 1987. Isolation and culture of marine fungi. *Bot. Mar.* 30, 291-303.
- IKEDA, S. 1954. On the distribution of fungi in sand dune soils. *J. Jap. For. Soc.* 36, 221-224.
- JACKSON, M. 1976. *Análisis químicos de suelos*. Omega, Barcelona.
- JOHNSON T. Y SPARROW, F. 1961. *Fungi in Oceans and Estuaries*. J. Cramer Verlag,

Weinheim.

- JONES, E.B.G. 1962. Marine fungi. *Trans. Br. mycol. Soc.* 45, 93-114.
- JONES, E. 1971. Aquatic Fungi. En: J. Norris, D. Ribbons y C. Booth (Eds.). *Methods in Microbiology*, Vol. 4, Academic Press, Nueva York, pp. 335-365.
- JONES, E. B. G. 1995. Ultrastructure and taxonomy of the aquatic ascomycetous order Halosphaerales. *Can. J. Bot.* 73, 790-801.
- KANE, J. Y FISHER J. 1975. The effect of sodium chloride on the growth and morphology of dermatophytes and some other keratolytic fungi. *Can. J. Microbiol.* 21, 742-749.
- KIRK, P. W. 1983. Direct enumeration of marine arenicolous fungi. *Mycologia* 75, 670-682.
- KIRK, P., CATALFOMO, P. BLOCK, J. Y CONSTANTINE G. 1974. Metabolites of higher marine fungi and their possible ecological significance. *Veroeff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven Suppl.* 5, 509-518.
- KIRK, P. Y GORDON, A. 1988. Hydrocarbon degradation by filamentous marine higher fungi. *Mycologia* 80, 776-782.
- KISHIMOTO, R. Y BAKER, G. 1969. Pathogenic and potentially pathogenic fungi isolated from beach sands and selected soils of Oahu, Hawaii. *Mycologia* 61, 537-548.
- KOCH, J. 1974. Marine fungi on driftwood from the west coast of Jutland, Denmark. *Friesia* 10, 209-250.
- KOCH, J. Y JONES, E.B.G. 1983. Wood-inhabiting marine fungi in Denmark. *Svampe* 8, 49-65.
- KOCH, J. Y JONES, E. 1984. *Lulworthia lignoarenaria*, a new marine Pyrenomycete from coastal sands. *Mycotaxon* 20, 389-395.
- KOEHN, R. 1979. A new checklist of mycelial fungi from marine habitats of Mustang Island, Texas. *Southw. Nat.* 24, 365-369.
- KOHLMEYER, J. 1966 a. Ascospore morphology in *Corollospora*. *Mycologia* 58, 281-288.
- KOHLMEYER, J. 1966 b. Ecological observations on arenicolous marine fungi. *Zentrl. All. Mikrobiol.* 6, 95-106.
- KOHLMEYER, J. 1968. Marine fungi from the tropics. *Mycologia* 60, 252-269.
- KOHLMEYER, J. 1980. Tropical and subtropical filamentous fungi of the western Atlantic ocean. *Bot. Mar.* 23, 529-544.
- KOHLMEYER, J. 1983. Geography of marine fungi. *Aust. J. Bot. Suppl. Ser.* 10, 67-76.
- KOHLMEYER, J. 1984. Tropical marine fungi. *Mar. Ecol.* 5, 329-378.
- KOHLMEYER, J. Y CHARLES, T. 1981. Sclerocarps: undescribed propagules in a sand-inhabiting marine fungus. *Can. J. Bot.* 59, 1787-1791.
- KOHLMEYER, J. Y KOHLMEYER, E. 1971. Marine fungi from tropical America and Africa. *Mycologia* 63, 831-861.
- KOHLMEYER, J. Y KOHLMEYER, E. 1972. Permanent microscopic mounts. *Mycologia* 64, 666-669.
- KOHLMEYER, J. Y KOHLMEYER, E. 1979. *Marine Mycology. The Higher Fungi*. Academic Press, Nueva York.
- KOHLMEYER, J. Y VOLKMANN-KOHLMEYER, B. 1987. Reflections on the genus *Corollospora* (Ascomycetes). *Trans. Brit. mycol. Soc.* 88, 181-186.
- KOHLMEYER, J. Y VOLKMANN-KOHLMEYER, B. 1990. Revision of marine species of *Didymosphaeria* (Ascomycotina). *Mycol. Res.* 94, 685-690.

- KOHLMEYER, J. Y VOLKMANN-KOHLMEYER, B. 1991. Illustrated Key to the Filamentous Higher Marine Fungi. *Bot. Mar.* 34, 1-61.
- KREGER-VAN RIJ, N.J.W. (Ed.) 1984. *The Yeasts. A Taxonomic Study*. 3a. ed. Elsevier, Amsterdam.
- LAMBE, T. Y WHITMAN, R. 1981. *Mecánica de suelos*. Limusa, México.
- LEIGHTLEY, L. 1980. Wood decay activities of marine fungi. *Bot. Mar.* 23, 387-395.
- LUDWIG, J. Y REYNOLDS, J. 1988. *Statistical Ecology. A Primer on Methods and Computing*. Wiley, Nueva York.
- LURIE, H. 1955. *Trichophyton mentagrophytes* isolated from the soil caves. *Mycologia* 47, 506-510.
- MARGALEF, R. 1958. Information theory in ecology. *Gen. Syst.* 3, 36-71.
- MEYERS, S. Y SCOTT, E. 1967. Thalassiomycetes. X. Variation in growth and reproduction of two isolates of *Corollospora maritima*. *Mycologia* 59, 446-455.
- MILLER, S. 1995. Functional diversity in fungi. *Can. J. Bot.* 73, 50-57.
- MOREAU, F. Y MOREAU, F. 1941. Première contribution a l'étude de la microflore des dunes. *Rev. Mycol.* 6, 49-94.
- MURGUÍA, M. 1995. *Índices*. Asociación de biólogos amigos de la computación, A. C., México.
- MUNSELL, R. 1975. *Munsell Soil Color Charts*. U. S. Department Agriculture. Handbook 18. Soiltest, Evaseton.
- NAKAGIRI, A. 1986. *Varicosporina prolifera* sp. nov., an anamorph of *Corollospora intermedia* (Halosphaeriaceae). *Trans. mycol. Soc. Japan.* 27, 197-206.
- NAKAGIRI, A. 1988. Structure and function of conidia of *Varicosporina* species (Marine Hyphomycetes). *Trans. Brit. mycol. Soc.* 90, 265-271.
- NAKAGIRI, A. Y TOKURA, R. 1987. Taxonomic studies of the genus *Corollospora* (Halosphaeriaceae, Ascomycotina) with descriptions of seven new species. *Trans. mycol. Soc. Japan.* 28, 413-436.
- NAKAGIRI, A. Y TUBAKI, K. 1982. A new marine ascomycete and its anamorph from Japan. *Trans. mycol. Soc. Japan.* 23, 101-110.
- NAKAGIRI, A. Y TUBAKI, K. 1985. Teleomorph and anamorph relationships in marine ascomycetes (Halosphaeriaceae). *Bot. Mar.* 28, 485-500.
- NAKAGIRI, A. Y TUBAKI, K. 1986. Ascocarp Peridial Wall Structure in *Corollospora* and Allied Genera of Halosphaeriaceae. En: S. T. Moss (Ed.), *The Biology of Marine Fungi*. Cambridge Univ. Press, Cambridge, pp. 245-251.
- NICOT, J. 1958. Quelques micromycètes des sables littoraux. *Bull. Soc. Mycol. France* 74, 221-235.
- ORR, G. 1969. Keratinophilic fungi isolated from soils by a modified hair bait technique. *Sabouraudia* 7, 129-134.
- PIELOU, E. C. 1966. The measurement of diversity in different types of biological collections. *J. Theoret. Biol.* 13, 131-144.
- PIROZINSKY, K. 1968. Geographical Distribution of Fungi. En: G. Ainsworth y A. Sussman, *The Fungi: An Advanced Treatise*. Vol. III. Academic Press, Nueva York, pp. 487-504.
- PITT, J. 1979. *The genus Penicillium and its teleomorphic states Eupenicillium and Talaromyces*. Academic Press, Londres.

- PITTS, G. Y COWLEY, G. 1974. Mycoflora of the habitat and midgut of the fiddler crab *Uca pugilator*. *Mycologia* 66, 669-675.
- PUGH, G. 1962a. Studies on fungi in coastal soils. I. *Cercospora salina* Sutherland. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 45, 255-260.
- PUGH, G. 1962b. Studies on fungi in coastal soils. III. An ecological survey of keratinophilic fungi. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 45, 567-572.
- PUGH, G. 1980. Presidential address. Strategies in fungal ecology. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 75, 1-14.
- PUGH, G. BLAKEMANN, J. MORGAN-JONES, G. Y EGGINS, H., 1963. Studies on fungi in coastal soils. IV. Cellulose decomposing species in sand dunes. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 46, 565-571.
- PUGH, G. Y NICOT, J. 1964. Studies on fungi in coastal soils. V. *Dendriphiella salina* (Sutherland) comb. nov. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 47, 263-267.
- RAPER, K. Y FENNELL, D. 1977. *The Genus Aspergillus*. Robert E. Krieger, Huntington, Nueva York.
- REBEL, G. Y TAPLIN, D. 1970. *Dermatophytes, their Recognition and Identification*. Univ. of Miami Press, Miami.
- REES, G., JOHNSON, R. y JONES, E. 1979. Lignicolous marine fungi from Danish sand dunes. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 72, 99-106.
- REES, G. Y JONES, E. 1985. The fungi of a coastal sand dune system. *Bot. Mar.* 28, 213-220.
- RODRÍGUEZ, S. 1988. *Resumen climatológico y meteorológico (1987-1988) para la localidad de Barra de Navidad, Jalisco, México*. Segundo Informe Institucional, Laboratorio de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Guadalajara, Guadalajara, Jalisco.
- ROMERO-MARTÍNEZ, R. 1993. *Evaluación de tres medios de cultivo para dermatofitos, preparados con harina de amaranto (Amaranthus sp.)*. Tesis Profesional (Biología), Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- SAITŌ, T. 1955. Soil microflora of a coastal dune. *Sci. Rep. Tōhoku Univ.* 21, 145-151.
- SHANNON, C. E. Y WEAVER, W. 1949. *The Mathematical Theory of Communication*. University of Illinois Press, Urbana.
- SHEARER, C. A. 1993. The freshwater Ascomycetes. *Nov. Hed.* 56, 1-33.
- SIMPSON, E. H. 1949. Measurement of diversity. *Nature* 163, 688.
- SORENSEN, T. 1948. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Kongel. Danske Vidensk. Selsk. Biol. Skr.* 5, 1-34
- STOCKDALE, P. 1971. Fungi Pathogenic for Man and Animals. I. Diseases of keratinized tissues. En: C. Booth (Ed.), *Methods in Microbiology*. Academic Press, Londres, pp. 429-460.
- SUBRAMANIAN, C. 1983. *Hyphomycetes: Taxonomy and Biology*. Academic Press, Londres.
- SUTTON, B. 1980. *The Coelomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey.
- TOKURA, R. 1982. Arnicolous marine fungi from Japanese beaches. *Trans. mycol. Soc. Jpn.* 23, 423-433.
- TOKURA, R. 1984. Sand-inhabiting marine fungi from Japanese beaches. *Bot. Mar.* 27, 567-569.

- UPDEGRAFF, D. 1971. Utilization of cellulose from waste paper by *Myrothecium verrucaria*. *Biotechnol. Bioeng.* 13, 77-97.
- ULLOA, M. 1991. *Diccionario ilustrado de micología*. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- ULLOA, M. Y HERRERA, T. 1994. *Etimología e iconografía de géneros de hongos*. Cuadernos del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- VOLKMANN-KOHLMEYER, B. Y KOHLMEYER, J. 1993. Biogeographic observations on Pacific marine fungi. *Mycologia* 85, 337-346.
- VRIJMOED, L., HODGKISS, I. Y THROWER, L. 1982. Seasonal patterns of primary colonization by lignicolous marine fungi in Hong Kong. *Hidrobiologia* 87, 143-160.
- WAGNER, A. 1957. *The Use of the Unified Soil Classification System by the Bureau of Reclamation*. Proc. 4th. Inter. Conf. Soil Mech. Found. Eng. Londres.
- WAGNER-MERNER, D. 1972. Arenicolous fungi from the south and central gulf coast of Florida. *Nov. Hed.* 23, 915-922.
- WEBLEY, D., EASTWOOD, D. Y GIMINGHAM, C. 1952. The development of a soil microflora in relation to plant succession on sand dunes including rhizosphere flora associated with colonising species. *J. Ecol.* 40, 168-178.
- WHITE, W., MANDELS, G. Y SIU, R. 1950. Fungi in relation to the degradation of woollen fabrics. *Mycologia* 52, 199-223.
- WHITTAKER, R. H. 1967. Gradient analysis of vegetation. *Biol. Rev.* 42, 207-264.
- WILDMAN, H. 1995. Influence of habitat on the physiological and metabolic diversity of fungi. *Can. J. Bot.* 73, 907-916.
- WOHLRAB, G., TUVESON, R. Y OLMSTED, C. 1963. Fungal populations from early stages of succession in Indiana dune sand. *Ecology* 44, 734-740.