



NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

GRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
Instituto de Biología

ESTIMACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE LOS
ASCOMICETES MARINOS ARENÍCOLAS DE
LAS PLAYAS DE TABASCO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
(SISTEMÁTICA)

P R E S E N T A

PATRICIA VÉLEZ AGUILAR

TUTORA PRINCIPAL DE TESIS: DRA. MARÍA DEL CARMEN AUXILIO
GONZÁLEZ VILLASEÑOR

COMITÉ TUTORAL: DRA. DENÍ CLAUDIA RODRÍGUEZ VARGAS
DR. MIGUEL ARMANDO ULLOA SOSA

MÉXICO, D.F.

MAYO, 2010



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.

Dr. Isidro Ávila Martínez
Director General de Administración Escolar, UNAM

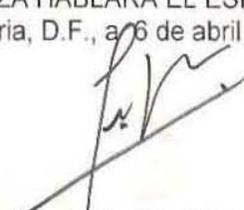
Presente

Me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Comité Académico del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día 22 de marzo de 2010, se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de **MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS (SISTEMÁTICA)** de la alumna a **VÉLEZ AGUILAR PATRICIA** con número de cuenta **404105178** con la tesis titulada "**Estimación de la diversidad de los ascomicetes marinos arenícolas de las playas de Tabasco**", realizada bajo la dirección de la **DRA. MARÍA DEL CARMEN AUXILIO GONZÁLEZ VILLASEÑOR**:

Presidente: DR. MIGUEL ARMANDO ULLOA SOSA
Vocal: DR. JOAQUÍN CIFUENTES BLANCO
Secretario: DRA. MARÍA DEL CARMEN AUXILIO GONZÁLEZ VILLASEÑOR
Suplente: DRA. MARÍA DEL ROCÍO ALICIA REYES MONTES
Suplente: DRA. DENÍ CLAUDIA RODRÍGUEZ VARGAS

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

Atentamente
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 6 de abril de 2010.


Dr. Juan Núñez Farfán
Coordinador del Programa

AGRADECIMIENTOS

Al Posgrado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Autónoma de México.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca para financiar los estudios.

Al Programa de Apoyo a los Estudios de Posgrado (PAEP), por los fondos otorgados para participar como ponente al VIII Congreso de Ciencias del Mar y XIII Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar (26-30 de octubre 2009, La Habana).

A los miembros del Comité Tutorial: Dra. María del Carmen Auxilio González Villaseñor, Dra. Dení Claudia Rodríguez Vargas y Dr. Miguel Armando Ulloa Sosa.

AGRADECIMIENTOS A TÍTULO PERSONAL

Quiero expresar mi agradecimiento a las siguientes instituciones y personas:

Universidad Nacional Autónoma de México por nutrir mis estudios de posgrado

Instituto de Biología, por darme un espacio para realizar mi investigación y acogerme como estudiante.

Miembros de mi Comité Tutorial por sus valiosas observaciones y guía.

Miembros del Jurado por realizar la revisión y correcciones del presente escrito.

Muy especialmente a la Dra. María del Carmen González, por aceptar continuar con mi formación como micóloga y seguir siendo mi tutora durante la maestría.

Dra. Silvia Capello García, Dr. Edmundo Rosique Gil, Biól. Mario Eduardo Sosa y a la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas por su ayuda, atenciones y facilidades brindadas durante el muestreo.

Dr. Edmundo Rosique, por su asesoría constante en temas de bioestadística.

Dr. Arturo Carranza Edwards, por su amable guía para el estudio de granulometría.

Dr. Richard T. Hanlin, por su apoyo incondicional.

Todos los integrantes del Laboratorio C-121 de Micromicetes del Instituto de Biología, por su agradable convivencia, las aportaciones y consejos para la realización de este proyecto.

Y finalmente todos aquellos que me han apoyado a lo largo de este proceso.

DEDICATORIA



Quiero dedicar esta tesis a mi familia, agradecerles por toda su apoyo.

A mis maestros del posgrado, por participar en mi formación y darme herramientas para perfeccionar este proyecto.

Finalmente, a mis amigos, por caminar a mi lado.



“We cannot command Nature except by obeying her”Francis Bacon

“El hombre no posee el poder de crear vida. No posee tampoco, por consiguiente, el derecho a destruirla”Gandhi

“Si supiera que el mundo se acaba mañana, yo, hoy todavía, plantaría un árbol”Martín Luther King

“Sólo cuando el último árbol esté muerto, el último río envenenado, y el último pez atrapado, te darás cuenta que no puedes comer dinero”Sabiduría indoamericana

“La conservación es ahora, la tierra no tiene más tiempo”Gerardo Ceballos

“After sleeping through a hundred million centuries we have finally opened our eyes on a sumptuous planet, sparkling with color, bountiful with life. Within decades we must close our eyes again. Isn't it a noble, an enlightened way of spending our brief time in the sun, to work at understanding the universe and how we have come to wake up in it? This is how I answer when I am asked -- as I am surprisingly often -- why I bother to get up in the mornings”Richard Dawkins

ÍNDICE

	AGRADECIMIENTOS.....	iv
	AGRADECIMIENTOS A TÍTULO PERSONAL.....	v
	DEDICATORIA.....	vi
	REFLEXIÓN.....	vii
	CONTENIDO.....	viii
	RESUMEN.....	1
	ABSTRACT.....	2
1	INTRODUCCIÓN.....	3
2	ANTECEDENTES.....	7
3	OBJETIVO.....	12
	3.1 Importancia y formulación del problema	12
	3.2 Hipótesis	12
	3.3 Objetivo general	13
	3.4 Objetivos particulares	13
4	MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
	4.1 Área de estudio	14
	4.2 Muestreo	26
	4.3 Procesamiento de las muestras	27
	4.4 Conservación <i>ex situ</i> de los ascomicetes	29
	4.5 Análisis estadístico de la diversidad fúngica	34
5	RESULTADOS.....	37
	5.1 Microbiota registrada en las playas de Tabasco	37
	5.2 Descripción e ilustración de los ascomicetes	39
	5.3 Análisis de la diversidad de los ascomicetes	55
6	DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES.....	62
7	BIBLIOGRAFÍA.....	71

RESUMEN

Los ascomicetes marinos arenícolas son un grupo de hongos muy poco estudiado a nivel mundial; a la fecha, sólo se han descrito 35 especies. En México, de los 17 estados de la república que colindan con algún litoral, únicamente en los estados de: Jalisco, Quintana Roo, Veracruz y Yucatán han sido estudiados estos organismos, resultando en 9 especies registradas. El estado de Tabasco cuenta con 184 km de litoral completamente inexplorado en cuanto a ascomicetes marinos arenícolas, y está sujeto al impacto ocasionado por la actividad petrolera. Los ascomicetes marinos arenícolas desempeñan un papel ecológico muy importante ya que contribuyen a la remineralización de los nutrientes en el endopsamon. Se sabe, que los disturbios que genera el hombre en el ambiente favorecen la pérdida de la biodiversidad. Por lo que el objetivo de esta investigación es estimar la diversidad de los ascomicetes marinos arenícolas de diez playas del estado de Tabasco. El muestreo se realizó en la mesoplaya de cada una de las 10 playas estudiadas, donde se tomaron 20 unidades de muestra de acuerdo al método descrito por Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979. Las unidades de muestra se incubaron en el laboratorio y se analizaron periódicamente en la búsqueda de ascomas. Los ascomicetes obtenidos se analizaron, midieron y fotodocumentaron. Se cuantificó la diversidad y la abundancia, y se realizó un análisis de rarefacción. Para su preservación, los especímenes se deshidrataron sobre el sustrato y fueron depositados en la Colección de Hongos del Herbario Nacional (MEXU). Se obtuvieron aislamientos monospóricos para la extracción y conservación del ADN. Además, se realizaron preparaciones permanentes utilizando el método de doble cubreobjetos. Después de un período de incubación de 15 meses, se obtuvo un total de 20 taxa diferentes de las 10 playas que se muestrearon en el estado de Tabasco, de los cuales 14 fueron identificados hasta nivel de especie y 5 a nivel de género. Sánchez Magallanes fue la playa con el valor más alto de diversidad, y El Bosque, Pico de Oro y Paraíso, las playas con el valor más bajo. En cuanto al valor de abundancia, el hongo que obtuvo el valor más alto fue *Corollospora maritima*, el resto de los hongos obtuvieron valores de abundancias muy bajas.

ABSTRACT

Marine arenicolous ascomycetes are barely studied worldwide; only 35 species have been described. In Mexico, from the 17 states that have a contiguous beach, only the States of Jalisco, Quintana Roo, Veracruz and Yucatán have been surveyed for these organisms, resulting in 9 species registered. The state of Tabasco has 184 km of coastline that has never been explored for marine arenicolous fungi and which receives the impact of the petroleum extraction activity. The arenicolous ascomycetes are important ecologically because they contribute to the process of remineralization of the nutrients in the endopsammon environment. It known for a fact that human disturbance reduces biodiversity. So the aim of this research is to evaluate the diversity of marine arenicolous ascomycetes from ten sandy beaches spread along the coast of Tabasco, Mexico. In the mesobeach (a zone continually covered by water and exposed to the air in a rhythmic and alternate manner) of each of the beaches, 20 samples of washed-up detritus were collected and covered with moist sand from the collecting site and placed in Ziploc® plastic bags. In the laboratory, the collected samples were incubated up to a period of 12 months and examined periodically for the presence of ascomata. Ascomata were removed from the sand grains and ascomata, asci and ascospores were measured and photographed using light/interference/phase contrast microscopy. For preservation, the specimens were dried on the substrate and single spore isolates were obtained for DNA extractions. Also, the ascomycetes were mounted in glycerin using the double cover glass method. The dried specimens and cultures were deposited in the Coleccion de Hongos del Herbario Nacional (MEXU). After 15 months, out of 10 beaches sampled, 20 taxa were registered. Fourteen taxa were identified up to species level and 5 up to genus level. Sánchez Magallanes showed the highest diversity value and El Bosque, Pico de Oro y Paraíso, the lowest. *Corollospora maritima* was the most abundant fungus, the rest of the obtained fungi had low abundance values.

1 INTRODUCCIÓN

Los ascomicetes que habitan en la zona intermareal de las playas arenosas constituyen un grupo ecológico de microorganismos marinos, que habitan en los espacios intersticiales que se forman entre o sobre los granos de arena y restos vegetales, donde su función ecológica principal es como saprobios, puesto que degradan la materia orgánica que el mar deposita en la zona intermareal (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979).

En cuanto a la comprensión de su diversidad, actualmente se conocen un total de 97,330 especies de hongos en el mundo, de los cuales 530 especies corresponden a hongos marinos y de éstas, únicamente alrededor de 35 especies, son marinos arenícolas. En México Guzmán (1998) realizó una revisión bibliográfica exhaustiva recopilando literatura que abarca un período de 100 años concluyendo con la cifra conservadora aproximada de 7,000 especies de hongos, de las cuales 62 corresponden a especies marinas y tan sólo 15 especies, son marinas arenícolas; por lo que la micología en este país se encuentra poco desarrollada (Hyde *et al.*, 1998a,b,c; González *et. al.*, 2001; Kirk *et al.*, 2009).

Con relación a los ascomicetes, de 97,330 especies del reino Fungi, 64,069 pertenecen al *Phylum Ascomycota*, de las cuales 424 corresponden a especies marinas. En México se conocen 1,355 especies de ascomicetes, de los cuales, 61 son marinos, y de éstos, sólo 10 son arenícolas. Los únicos registros de ascomicetes para el estado de Tabasco corresponden a 3 especies dulciacuícolas, por lo que se desconoce su presencia en el ambiente marino. Por lo tanto, este estudio no solamente es una contribución importante al conocimiento de la diversidad fúngica, sino también al del *Phylum Ascomycota* (Jones *et al.*, 2009; González *et. al.*, 2000; González y Hanlin, 2008; Rosique-Gil *et al.*, 2008).

Basándose en los escasos estudios realizados a nivel mundial, se cree que los hongos marinos arenícolas tienen una distribución amplia, que va desde la zona ártica hasta la antártica, siendo más diversos en las zonas tropicales. En México, sólo se les ha estudiado en 11 estados de la República, de los cuales 3 se encuentran en el Golfo de México. Por lo que la información sobre su distribución a nivel nacional aún está incompleta, habiendo estados, como Tabasco, completamente inexplorados, por lo que este estudio contribuye al estudio de la distribución a nivel mundial y nacional de los hongos marinos arenícolas (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979; González *et. al.*, 1998; Jones, 2000).

Adicionalmente, como lo mencionan Dirzo y Raven (1994) para nuestro país, los recursos biológicos son el mayor valor sobre el cual descansa el bienestar del país. Específicamente, el caso de las playas de Tabasco, donde la diversidad de los ascomicetes marinos arenícolas es completamente desconocida, y posiblemente se vea comprometida por las actividades antropogénicas, es necesaria la recolección, preservación *ex situ* de los ejemplares y la creación de una sólida base de datos, en vista de la destrucción rápida y permanente de su hábitat. Además, mediante la conservación *ex situ* de los ejemplares es posible apoyar otras disciplinas y enriquecer diversos estudios *a posteriori* (Winston, 2007; Koleff *et. al.*, 2008; Llorente y Ocegueda, 2008).

La importancia de resolver el problema del desconocimiento de la diversidad de la microbiota marina arenícola de las playas del estado de Tabasco, está ligada a la urgente necesidad de realizar estudios para conocer la biodiversidad, especialmente de grupos de organismos poco conocidos y zonas geográficas inexploradas, como lo son PEET, Tree of Life Project, Enciclopedia of Life, etc. (Rodman, 2007; Maddison *et. al.*, 2007). A nivel nacional, la Ley General de la Vida Silvestre, en su Capítulo VII (2007), reconoce la

necesidad de la realización de estos estudios, ya que contribuyen al desarrollo del conocimiento de la biodiversidad y su hábitat.

Adicionalmente, el desconocimiento de la micobiota que habita en las playas de Tabasco es una cuestión preocupante, dada la situación ambiental que enmarca el tema. Los mares y la zona costera de México son uno de los pilares del desarrollo nacional; el deterioro ambiental, con la consecuente pérdida de hábitats naturales de biodiversidad marina y de muchos recursos socioeconómicos, sigue incrementándose, ocasionando que México sea uno de los países con los ecosistemas marinos más frágiles y vulnerables ante los impactos de los fenómenos naturales y de origen antropogénico (Lara-Lara *et. al.*, 2008).

Cabe mencionar que algunos hongos marinos arenícolas son candidatos potenciales para ser utilizados en la biorremediación de playas contaminadas con: n-hexadecano, 1-hexadeceno, pristano y n-tetradecano, porque se sabe que las especies pertenecientes a los géneros *Corollospora*, *Varicosporina* y *Arenariomyces*, pueden llegar a utilizar como fuente de carbono el n-hexadecano, que constituye una fracción de los hidrocarburos alifáticos (Kirk y Gordon, 1988). Otro punto relevante del estudio de estos organismos en las playas, es que son un recurso económico potencial para la obtención de nuevas sustancias. Un ejemplo es un nuevo antibiótico llamado corollosporina, que se obtuvo del hongo marino arenícola cosmopolita *Corollospora maritima*. La conservación *ex situ* de la biodiversidad fúngica que habita en la arena de las playas nos abre las puertas para explorar varias posibilidades en diversos campos aplicados como la bioprospección, bioremediación, entre otros (Georgopoulos 1978; Herrera y Ulloa, 1998; Liberra y Lindeguist, 1995).

La significancia de resolver el problema del desconocimiento de la micobiota marina arenícola también se relaciona al papel ecológico que estos organismos desempeñan

en las playas. Ya que son pioneros en la colonización dentro de los ciclos de sucesión de la materia orgánica que contiene celulosa, lignina, quitina y queratina, siendo los principales degradadores de compuestos que no pueden ser utilizados por otros organismos, contribuyendo al reciclaje de los nutrientes, principalmente en la mineralización de las fuentes de carbono y el movimiento de energía en ese ambiente, por lo que conforman un importante eslabón de la cadena trófica en los ambientes costeros y oceánicos, contribuyendo a su correcto funcionamiento, lo que se ve reflejado en la belleza de las playas (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979; Hyde *et al.*, 1998c; Brown y McLachlan, 1994; Surajit *et al.*, 2006).

2 ANTECEDENTES

Barghoorn y Linder (1944) en su trabajo “Hongos marinos: su taxonomía y biología”, establecieron la existencia de los verdaderos hongos marinos, al demostrar su crecimiento y reproducción sobre madera sumergida en el noreste de Estados Unidos de América. Posteriormente Johnson y Sparrow (1961) publicaron el primer tratado sobre hongos marinos. En cuanto a los hongos marinos arenícolas, Kohlmeyer fue pionero en su estudio y en el establecimiento como parte de la biota de las playas (Kohlmeyer, 1962; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979).

El número de hongos marinos, así como el de los marinos arenícolas, ha incrementado desde su descubrimiento a pesar de los pocos estudios realizados. Actualmente podemos encontrar 1500 nombres de especies marinas dentro de la literatura; pero muchas de éstas fueron inadecuadamente descritas, son sinónimos de taxa ya descritos o corresponden a especies terrestres facultativas. Hyde (2000) hizo una revisión y reporta 444 especies de hongos marinos, sin embargo, no incluyó 43 especies nuevas, repartidas dentro de 10 géneros nuevos que han sido descritos en los últimos ocho años. Por lo que la información seguía incompleta y dispersa, razones por las que Jones *et al.*, (2009) publicaron una monografía donde se recopilan descripciones de todos los hongos marinos, incluyendo las 444 especies reportadas por Hyde (2000), y las especies que omitió porque no se consideraban especies marinas hasta recientemente lo que suma 530 especies (Kohlmeyer y Volkmann- Kohlmeyer, 1991a; Jones y Mitchell, 1996; Hyde *et al.*, 2000; Jones *et al.*, 2009).

Los trabajos sistemáticos han sido constantemente corregidos. Kohlmeyer (1972) llevó a cabo una revisión, y en aquel año hizo algunos re-arreglos incluyendo los géneros *Lulworthia* y *Lindra* dentro del orden *Halosphaeriales* que difieren del resto de los géneros por sus ascosporas filamentosas (Campbell *et al.*, 2005). Posteriormente, gracias a estudios moleculares llevados a cabo por Spatafora *et al.* (1998), se demostró que el orden de los *Halosphaeriales* era polifilético e incluía dos linajes distintos. En respuesta a dicho trabajo, se segregó al género de los *Lulworthiales* y se crearon un orden y una familia nuevos (Campbell *et al.*, 2005). Actualmente, la clasificación taxonómica de los hongos marinos arenícolas considera: *Eukariota* Woeres, 1990; *Fungi* Whittaker, 1959; *Ascomycota* Whittaker, 1959; *Pezizomycotina* Eriksson y Winka, 1997; *Sordariomycetes sensu* Erikss y Winka, 1997; *Hypocreomycetidae* Erikss. y Winka 1997; repartidos en 2 órdenes:, *Halosphaeriales* Kohlm. 1986, *Halosphaeriaceae* Müll y Arx ex Kohlm. 1972 y *Lulworthiales* Kohlm., Spatafora y Volkm.-Kohlm., 2000, *Lulworthiaceae* Kohlm., Spatafora y Volkm.-Kohlm., 2000.

Respecto a su biología se tiene poca información. Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979), describen su ciclo de vida, el cual comienza cuando las olas depositan las ascosporas sobre la arena de la zona intermareal en la playa; con el cese del movimiento, y si se encuentran sobre o cerca de un sustrato orgánico constituido por celulosa y lignina, comienzan a germinar formando un micelio abundante que cubre la superficie del sustrato. Cuando los nutrimentos se agotan o las condiciones ambientales no permiten obtenerlos (por ejemplo falta de humedad) se comienzan a formar las estructuras de dispersión y/o latencia por mitosis (mitosporas=conidiosporas) y/o meiosis (meiosporas=ascosporas) dentro de los ascomas, que se forman adheridos a los granos de arena, fragmentos de conchas u otros materiales duros; debido al movimiento y fricción de los granos de arena al efecto del

oleaje, los ascomas se rompen, liberando cientos de ascosporas que son transportadas de nuevo en la espuma de las olas del mar (Herrera y Ulloa, 2006).

Kohlmeyer y Kohlmeyer también mencionan algunas adaptaciones que estos organismos desarrollaron como: presencia de un subículo para la adherencia a los granos de arena, ascomas impermeables y generalmente de color negro para proteger las ascosporas de la fuerte deshidratación e intensidad solar, ascomas duros para resistir la abrasión entre los granos de arena, y así permitir que las ascosporas en su interior lleguen a la madurez; también las esporas tienen apéndices característicos que les permite su flotación y así se dispersen mediante las corrientes marinas.

La mayoría de los trabajos han sido reportes en los que se describe la micoflora y nuevos registros para nuevas playas. Por mencionar algunos trabajos: Tubaki (1968) estudió 50 localidades de las playas de Japón, obteniendo 18 hongos marinos y marinos arenícolas, *Corollospora maritima* fue la especie más abundante. Kohlmeyer y Kohlmeyer (1971) describen la diversidad de especies tropicales y subtropicales en 6 países: de Brasil (3 especies), Guatemala (9 especies), Península de Yucatán en México (8 especies), Bahamas (3 especies), Florida (4 especies) y Sudáfrica (8 especies), en total 18 especies de ascomicetes y 8 anamorfos. Kohlmeyer (1976) estudió las playas de: Colombia (11 especies) y Perú (3 especies), sumando 13 especies de hongos, no sólo arenícolas. Hyde (1989) estudia madera de cinco localidades (entre ellas una playa arenosa) en Brunei, la playa arenosa estudiada registró 17 especies, con *Corollospora pulchella* como la más abundante. Prasannarai *et. al.*, (1999) estudiaron la costa sur de la India, por medio de la inmersión de paneles de madera en el litoral; recuperaron 33 especies de hongos, de las cuales el 31% correspondió a especies arenícolas, *Arenariomyces trifurcatus*, que fue la más abundante. Posteriormente Prasannarai y Sridhar (2001) estudiaron otras 13

localidades de la costa oeste de India analizando muestras de madera. Encontraron 22 especies de hongos marinos arenícolas, *Corollospora maritima* y *Corollospora filiformis* fueron las especies más abundantes. Enríquez *et. al.*, (2003) analizaron las playas de Cuba, encontrando 18 especies de ascomicetes y dos anamorfos; reportando *Corollospora maritima* y *Lindra marinera* como las especies más abundantes. Jones *et. al.*, (2006) estudiaron 16 puntos en o cerca del ambiente de manglar de Tailandia, analizando madera y arena. Registraron 116 especies de ascomicetes, de los cuales 16 son arenícolas; las especies más abundantes son: *Antennospora quadricornuta*, *A. salina*, *Corollospora maritima* y *Arenariomyces trifurcatus*. Zvereva (2009) estudió la bahía de Vostok, en Rusia, encontrando ocho especies de ascomicetes obtenidos a partir de 119 muestras de arena. Las especies más abundantes fueron: *Corollospora maritima*, *C. lacera*, *Carbosphaerella leptosphaerioides* y *Arenariomyces trifurcatus*.

Trabajos sobre la descripción de nuevas especies también son frecuentes (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1977; Kohlmeyer, 1980; Nakagiri, 1982; Koch y Jones, 1984; Koch, 1986; Nakagiri y Tokura, 1987; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1989a,b; 1991b; Sundari *et al.*, 1996; Abdel-Wahab *et al.*, 1999; Hyde *et al.*, 1999a,b; Walley *et al.*, 2000; Prasannarai y Sridhar, 2000; Prasarannai y Sridhar, 2001; Koch *et. al.*, 2007). Abdel-Wahab *et. al.*, (2009) publican la descripción mas reciente del género *Corollosopra*, con dos especies nuevas del Mar Mediterráneo en Egipto: *Corollospora anglusa* sp. nov. y su anamorfo *Varicosporina anglusa* sp. nov. Así como *C. portsaidica* sp. nov.

Asimismo, existen estudios relacionados con aspectos sistemáticos y taxonómicos (Kohlmeyer 1971, 1981, 1984; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1977; Kohlemeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1991; Spatafora *et. al.*, 1998; Kohlmeyer *et al.*, 2000; Campbell, 2005;

Campbell *et al.*, 2005; Jones *et al.*, 2009), siendo *Corollospora* el género más estudiado (Jones *et al.*, 1982; Nakagiri y Tokura, 1987; Kohlmeyer y Volkmann-Kohlmeyer, 1987).

En cuanto al conocimiento de su distribución geográfica, los estudios son escasos pero se cree que el factor más importante que delimita su distribución es la temperatura, por lo que se les puede dividir en 3 grupos: especies de zonas templadas, especies tropicales y subtropicales, y especies cosmopolitas (Kohlmeyer, 1976, 1984; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1971; Volkmann-Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1993). Su fisiología y bioquímica (Bebout *et al.*, 1987; Figueira y Barata, 2007); su ecología también ha sido poco estudiadas (Sguros y Simms, 1964; Rees *et al.*, 1979; Hyde, 1989; Hyde *et al.*, 1998; González y Herrera, 1993; González *et al.*, 1998; Jones, 2000).

Para México, González *et al.*, (1998) realizaron estudios detallados en tres playas con importancia turística ubicadas cada una en el litoral del mar Caribe, Océano Pacífico y Golfo de México, respectivamente, registrando 12 especies, con *Corollospora maritima* como la especie más abundante para los tres casos. Posteriormente, los mismos autores (2001) presentaron una recopilación de todos los registros para México, resultando en 47 ascomicetes, 1 basidiomicete y 14 hongos mitospóricos marinos. Los hongos enlistados provienen de 17 localidades de la costa del Pacífico, 12 de la costa del Golfo de México y 15 de la costa del mar Caribe.

Sobre los métodos desarrollados para su estudio, Barron (1971) describe métodos microbiológicos para hongos del suelo, que algunos autores ajustaron para el ambiente de la playa. Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979) proponen por primera vez el método de incubación de restos vegetales en cámara húmeda para la obtención de estos organismos. Así mismo Kirk (1983) describe y compara varios métodos para su estudio, utilizando sedimentos arcillosos, muestras de la columna de agua, arena, espuma de mar fresca y seca.

3 OBJETIVO

3.1 Importancia y formulación del problema

Las playas arenosas del estado de Tabasco pueden albergar una diversidad alta de ascomicetes microscópicos. El valor intrínseco y utilitario de dicha diversidad amerita su descripción, conservación y uso.

La diversidad de los ascomicetes marinos que habitan en las playas arenosas del litoral del estado de Tabasco se desconoce y posiblemente se esté perdiendo antes de su descripción y uso debido a causas diversas, tanto naturales como antropogénicas. Este constituye un problema que debe abordarse de inmediato para tratar de resolverlo.

Por lo tanto, la primera acción que se requiere para solucionar el problema mencionado es iniciar la exploración de varias playas ubicadas en el litoral del estado de Tabasco para describir y conservar la diversidad de los ascomicetes marinos arenícolas, acción que constituye el objetivo y contribución de esta investigación que se presenta como trabajo de tesis.

Los resultados del presente estudio servirán como base para planear investigaciones futuras dirigidas a la solución de problemas específicos sobre la diversidad y el uso de este grupo de ascomicetes microscópicos.

3.2 Hipótesis

Se espera encontrar una alta diversidad de ascomicetes marinos arenícolas en las playas del estado de Tabasco debido a su ubicación en una zona tropical, donde se reporta la diversidad biológica más alta a nivel mundial, con la presencia de las especies *Corollospora maritima* y *Arenariomyces trifurcatus* debido a su distribución cosmopolita.

3.3 Objetivo general

Estimar la diversidad de los ascomicetes marinos de diez playas arenosas ubicadas en el litoral del Golfo de México, estado de Tabasco, México, mediante el método de incubación de restos vegetales en cámara húmeda.

3.4 Objetivos particulares

1. Aislar, identificar e ilustrar los ascomicetes marinos arenícolas registrados en las 10 playas estudiadas.
2. Conservar *ex situ* los ejemplares registrados en forma deshidratada, mediante preparaciones microscópicas permanentes y/o con cultivos vivos crioconservados con su respectivo ADN genómico. Los especímenes se integrarán a la Colección de Hongos del Herbario Nacional de México (MEXU), resguardada en el Instituto de Biología, UNAM.
3. Integrar los datos de cada nuevo registro en la base de datos del inventario catalogado de los ascomicetes marinos en el laboratorio C-121 del Instituto de Biología, UNAM.
4. Comparar la diversidad de los ascomicetes registrados en las diez playas con otros estudios realizados en playas de zonas tropicales.

4 MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Área de estudio

Importancia del área de estudio. El estado de Tabasco se localiza en el suroeste de la República Mexicana en una zona tropical, tiene una extensión territorial de 24,747 km², además de 184 km de litorales (Figura 1). Está dividido en 17 municipios, su capital es Villahermosa y cuenta con 1,891,829 habitantes, con 3,970 km de carreteras pavimentadas y unos 300 km de vías férreas, aproximadamente (INEGI, 1999).



Fig. 1. Mapa de la República Mexicana, señalando la localización geográfica del estado de Tabasco (color azul).

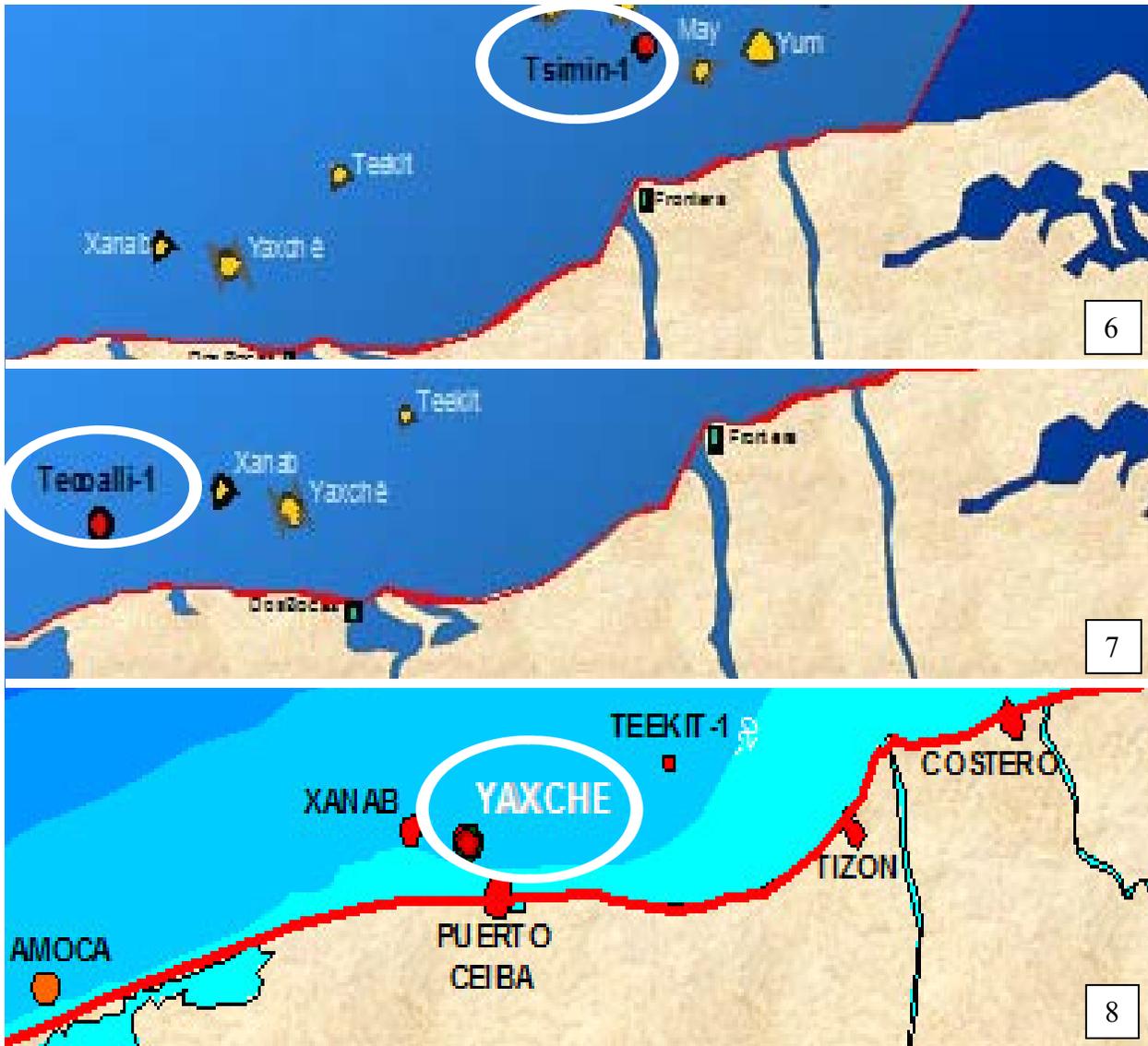
Es el estado con la precipitación pluvial anual más alta del país (2,500 mm) entre junio y marzo. Las lluvias se intensifican en el verano, cuando se dan los grandes aguaceros, mientras que en otoño e invierno se presentan los nortes, que son tormentas acompañadas de fuertes vientos provenientes del Golfo de México. Sus escurrimientos conforman una de las descargas de agua dulce más importantes del planeta, al transitar por su territorio los dos ríos más caudalosos de México, el Usumacinta y el Grijalva. De acuerdo con García (2004), el clima es cálido húmedo con abundantes lluvias en verano (Am(f)), desde la zona costera hasta las proximidades de las sierras del sur, cálido húmedo con lluvias todo el año (Af), que comprende la zona del sur; y cálido subhúmedo con lluvias en verano, de mayor humedad ($Aw_2(x')$), que ocupa la zona noreste limítrofe con Campeche. La temperatura media anual del estado es de 26°C. La vegetación predominante son pastizales y popales aunque también se llega a encontrar selva alta y baja perenifolias, selva mediana y baja subperenifolia, manglar y sabana. En el estado es posible encontrar una vegetación variada clasificada según sus cinco regiones biogeográficas: la selva, el acahual, la sabana, el manglar y el popal.

Es la puerta de entrada al mundo maya, además de que existen numerosos paisajes naturales de gran interés y recreo para el turismo, como el Parque Museo de La Venta y la zona arqueológica de Comalcalco (Figuras 2-5). En su litoral se llevan a cabo diversas actividades económicas, como la pesquería, el turismo local y la explotación petrolera; Tabasco es el segundo productor nacional de petróleo crudo, después de Campeche (INEGI, 1999). Durante el año 2008, los esfuerzos exploratorios de PEMEX produjeron resultados favorables en incorporación de reservas en la porción marina de las Cuencas del Sureste, incluyendo 3 de 7 puntos en el litoral de Tabasco, próximos a la costa donde los

hongos marinos arenícolas habitan, y son: Campo Tsimin, Teocalli-1 y Campo Yaxché (Figuras 6-9) (PEMEX, 2008).



Figs. 2- 5. Algunos elementos naturales y culturales relevantes del estado de Tabasco. 2. Reserva de la Biósfera Pantanos de Centla (302,706 has). 3. Cañón del Usumacinta. 4. Parque Museo la Venta. 5. Zona arqueológica de Comalalco.



Figs.6-8. Planos de localización de los pozos de extracción petrolera descubiertos y explotados desde el 2008. 6. Tsimin, a 11 kilómetros de la costa en dirección Norte y 87 kilómetros al Noroeste de Ciudad del Carmen, Campeche. 7. Teocalli-1. El campo descubierto se localiza a 22 kilómetros al Noreste del pozo Amoca-1 y 31 kilómetros al Noroeste de Dos Bocas, Tabasco. Geológicamente se ubica en la Cuenca Salina del Istmo. 8. Yaxché, en aguas territoriales del Golfo de México, frente a las costas del estado de

Tabasco, aproximadamente a 13 kilómetros al Noroeste de la terminal marítima de Dos Bocas, Tabasco.



Fig. 9. Playa Mar de Plata, desde donde se observó durante el muestreo una plataforma petrolera (flecha).

Localización geográfica de la zona de estudio. Se estudiaron 10 playas arenosas de mar abierto, localizadas en el litoral del Golfo de México, estado de Tabasco (Figuras 10-20): 1) El Bosque, $18^{\circ} 36' 38.4''$ N $92^{\circ} 41' 01.3''$ O, muy cercana a la desembocadura del río Grijalva hacia el Golfo de México; 2) Miramar, $18^{\circ} 29' 40.9''$ N $92^{\circ} 47' 04.4''$ O, aunque es un sitio muy concurrido de turismo local, no cuenta con infraestructura turística; 3) Playa sin nombre (a 20 minutos hacia el oeste de Miramar), $18^{\circ} 30' 10.47''$ N $92^{\circ} 46' 27.70''$ O, sitio poco concurrido pero con afluencia de turismo local; 4) Pico de Oro, $18^{\circ} 27' 0.6''$ N $92^{\circ} 52' 14.8''$ O, recibe turismo local y se observó contaminada por residuos sólidos; 5)

Paráiso, 18° 26' 19" N 93° 13' 4.3" O, actividad turística con instalaciones poco desarrolladas; 6) Mar de Plata 18° 26' 18.1" N 93° 17' 20.9" O, condominios de ocupación vacacional a lo largo de la playa y desde donde se observaban plataformas petroleras; 7) Dorada, 18° 26' 12.7" N 93° 18' 16.9" O, casas y palapas a lo largo de la playa; 8) La Unión, 18° 26' 03.2" N 93° 22' 22.3" O, se observó un asentamiento de pescadores y una alta acumulación de magnetita en la arena; 9) Tupilco, 18° 25' 47.1" N 93° 25' 18.3" O, alta concentración de magnetita en la arena y, 10) Sánchez Magallanes, 8° 17' 38.75" N 93° 52' 18.53" O, donde se observaron asentamientos humanos irregulares, siendo la playa más contaminada con sólidos.

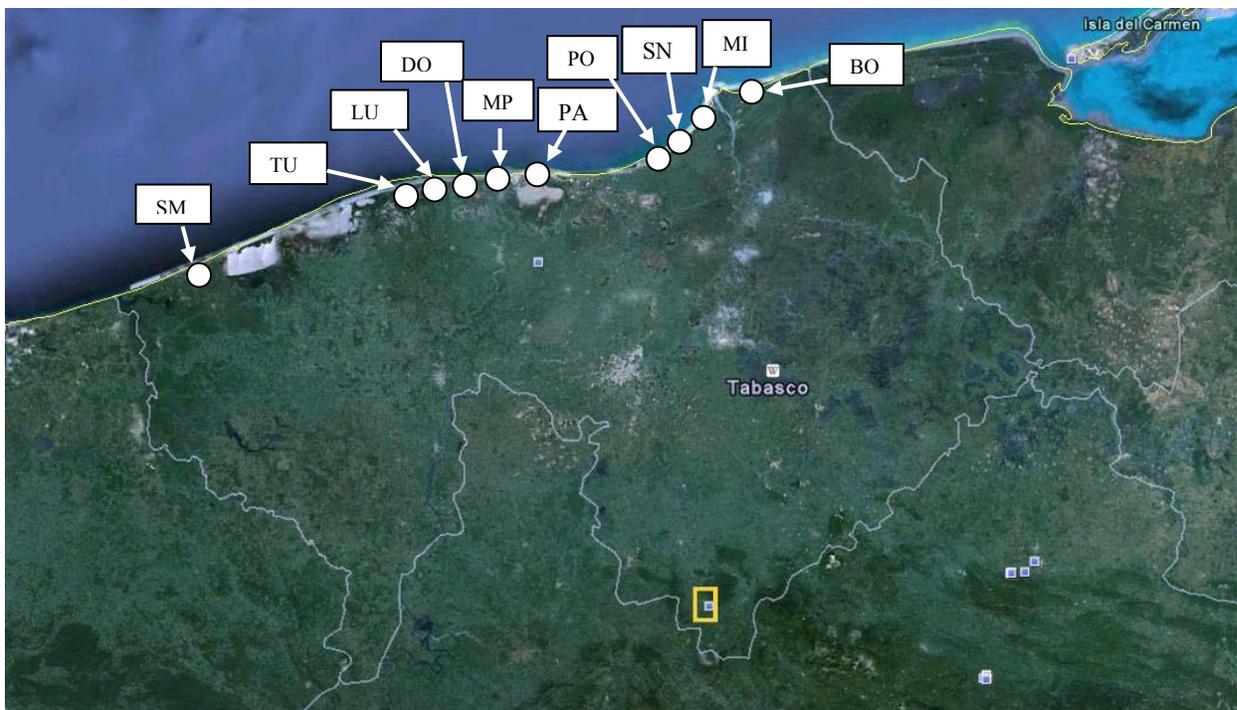


Fig.10. Mapa de Tabasco donde se muestran los puntos de muestreo: Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paráiso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre, (SN), Miramar (MI), y El Bosque (BO).



11



12



13



14



15



16





Figs. 11-20. Playas estudiadas. 11. Sánchez Magallanes. 12. Tupilco. 13. La Unión. 14. Playa Dorada. 15. Playa Mar de Plata. 16. Paraíso. 17. Pico de Oro. 18. Sin nombre. 19. Miramar. 20. El Bosque.

Caracterización del perfil de playa. Para realizar el muestreo, se usó el esquema de caracterización de la playa propuesto por Carranza-Edwards y Caso Chávez (1994) (Figura 21), el cual divide a la playa en cuatro zonas: a) infraplaya, que bajo condiciones normales siempre está cubierta por agua; b) mesoplaya, la cual está cubierta por el agua y está expuesta al aire de forma rítmica y alternada y se extiende desde el máximo retroceso del relavado en marea baja hasta el máximo avance del lavado en marea alta; c) supraplaya, que en condiciones normales siempre está seca, y d) zona terrestre.

En cuanto a la topología de las playas de Tabasco, Carranza-Edwards *et. al.*, para el proyecto intitulado Sedimentología de las playas mexicanas, concluyen que las playas de Tabasco tienen un perfil estrecho (Figuras 22-24).

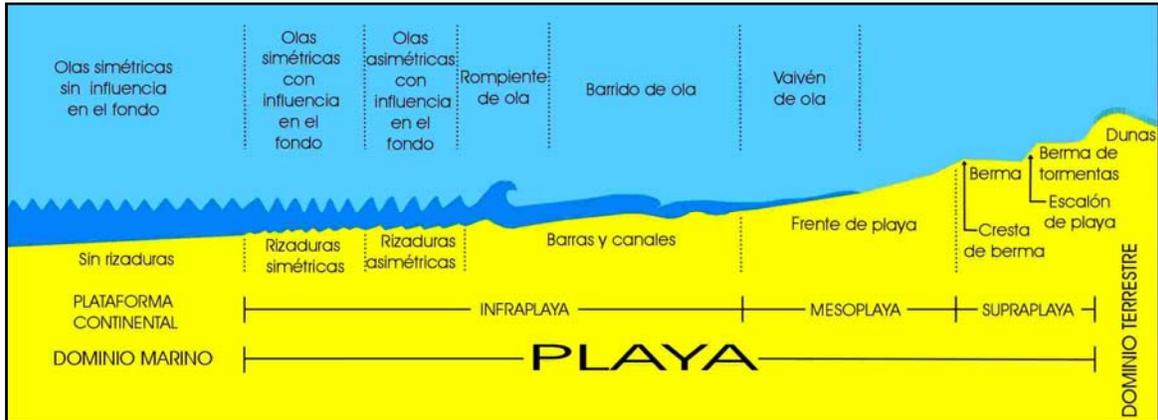
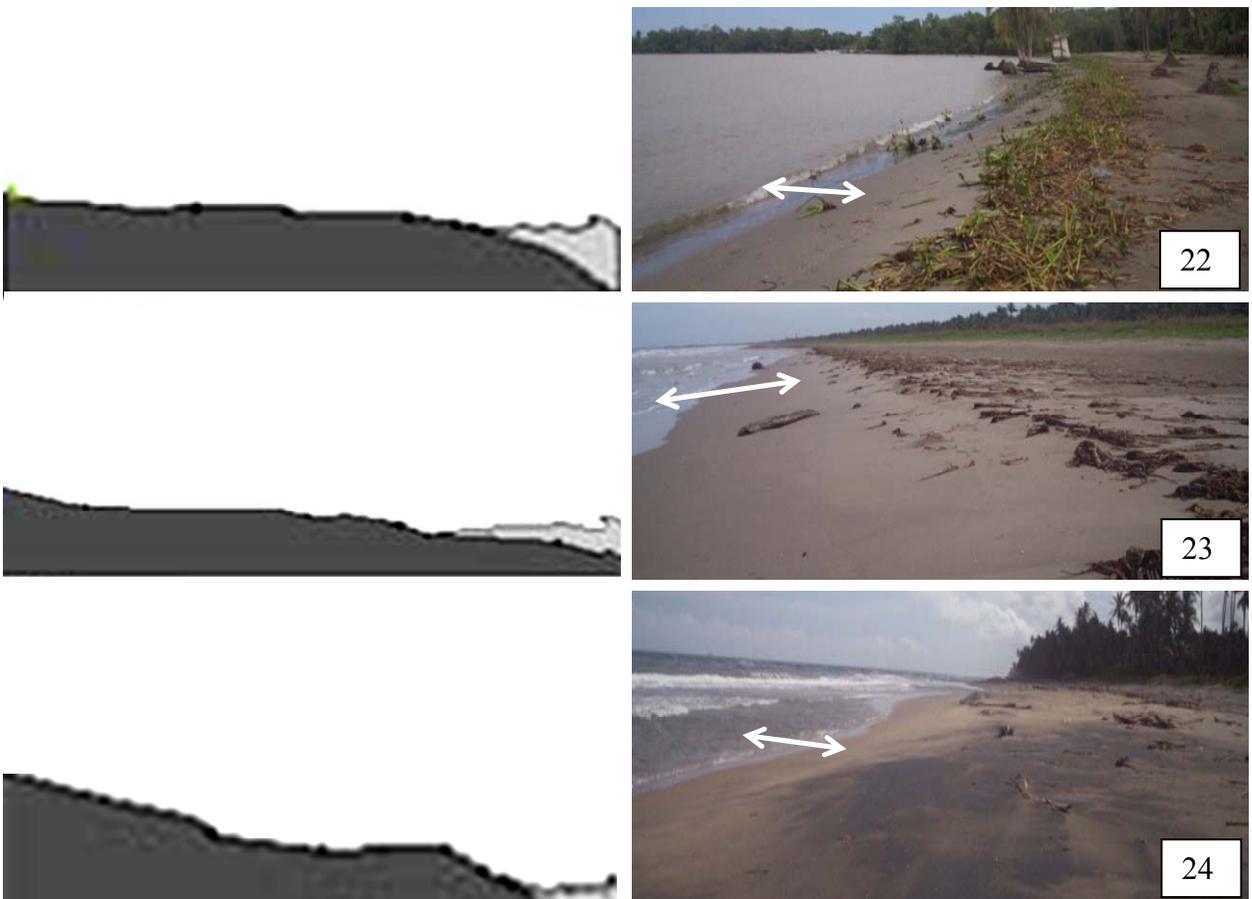


Fig. 21. Terminología del perfil de playa (tomado de Causas y Consecuencias de la Erosión de las Playas, en prensa).



Figs. 22-24. Perfil de tres playas del estado de Tabasco, de acuerdo a la caracterización de

Carranza-Edwards *et. al.*, (en prensa) donde se señala la mesoplaya. 22. El Bosque. 23. Miramar. 24. Tupilco.

Análisis granulométrico de la arena. La composición de la arena de las playas de Tabasco es más terrígena en comparación con el resto de los estados de la República Mexicana que colindan con el Golfo de México, especialmente Tamaulipas y Veracruz. El tamaño de los granos que componen la arena va de fino a muy fino, y encontramos en grandes concentraciones magnetita (Fe_3O_4) e ilmenita (FeTiO_3), ambos minerales magnéticos de color negro o gris (Cabrera Ramírez y Carranza-Edwards, 2005) (Figuras 25-28).



Figs. 25-28. Minerales que forman parte de la composición la arena de las playas de Tabasco. 25. Observación realizada durante el muestreo en la playa Tupilco, donde se observaron altas concentraciones de magnetita e ilmenita (flecha, zona color oscuro) en la

composición mineralógica de la arena. 26. Muestra de arena de playa Tuplico observada con el microscopio de bajo aumento. 27. Magnetita. 28. Ilmenita.

Adicionalmente, se realizó un análisis de granulometría en cada una de las playas estudiadas, siguiendo el método propuesto por Carranza-Edwards (1997), donde a partir de determinaciones megascópicas, de una forma rápida y económica, se pueden conocer los grupos granulométricos principales en las muestras.

4.2 Muestreo

Se realizó un muestreo en la época de lluvias, del 5 al 7 de septiembre del 2008, siguiendo el método incubación de restos vegetales en cámara húmeda, propuesta por Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979). En la mesoplaya de cada una de las 10 playas anteriormente mencionadas se tomó una muestra formada por 20 unidades de muestra (um). Se recolectan restos vegetales en diferentes estados de descomposición, se colocan en bolsas de polietileno estériles con cierre hermético Ziplock® y se cubren ligeramente con arena húmeda. Cada um se rotuló con la fecha, la localidad y el número de unidad de muestra correspondientes (Figuras 29-32) (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979).



Figs. 29-32. Procedimiento realizado para la toma de las unidades de muestra en la mesoplaya.

4.3 Procesamiento de las muestras

Incubación de las muestras. Se siguió el método ideado por Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979). Las um se incubaron en condiciones ambientales del laboratorio, donde el fotoperíodo es de 12 horas luz y 12 de oscuridad, a una temperatura constante de 25°C. Debido al largo período de incubación, para mantener las cámaras húmedas, fue necesario rehumedecerlas periódicamente con agua de mar estéril.

Revisión de las cámaras húmedas. En la literatura se reporta que el período de incubación adecuado para las muestras tiene una duración entre 2, 6 y 12 meses, aunque alrededor del 70% de los hongos producen sus ascomas (estructuras reproductivas necesarias para la

identificación) a los 6 meses de incubación (Prasannarai y Sridhar, 1997). A pesar de ello, las um se incubaron por un período de 15 meses para recuperar la máxima biodiversidad posible. Las cámaras húmedas fueron examinadas periódicamente cada mes durante 15 meses, para registrar la aparición de dichas estructuras.

Identificación e ilustración de los ascomicetes marinos arenícolas. Se documentaron las estructuras y características observadas con las diferentes técnicas de microscopía, tomando fotomicrografías. Para realizar las observaciones pertinentes, se utilizaron tres tipos de microscopía: microscopía de luz (ML), microscopía de contraste diferencial (MCDI) y microscopía electrónica de barrido (MEB). Para ML, los ascomas se colocan en un portaobjetos y se suspenden en agua destilada, se examinan usando los objetivos 10X, 20X, 40X y 100X de un microscopio Olympus BH2-NIC. Se mide el largo y ancho de 25 ascosporas, usando un micrómetro ocular de 100X, y se calcula el promedio de dichos datos; de la misma forma, se miden otras estructuras como las ascas y los ascomas. Debido a que algunas estructuras son hialinas fue necesario reemplazar el agua por el colorante. Para MCDI, los ascomas se colocan en un portaobjetos y se suspenden en agua destilada, se examinan usando los mismos objetivos de un microscopio Olympus BH2-NIC, equipado con la óptica de Nomarski. Para MEB, el material fue preparado de acuerdo con el procedimiento descrito en Goh y Hanlin (1994).

4.4 Conservación *ex situ* de los ascomicetes

Deshidratados sobre el sustrato. Posterior a su análisis, las cámaras húmedas procesadas se deshidrataron. En el caso de los ascomas pegados a granos de arena, se seleccionaron varios granos de arena con ascomas y se guardaron en tubos Eppendorf. En el caso de los ascomas que se encontraban sobre o inmersos en madera, se deshidrataron junto con el sustrato y se conservaron en sobres de papel.

Preparaciones microscópicas permanentes. Se removieron las estructuras fúngicas del sustrato y se elaboraron preparaciones utilizando tres medios de montaje: alcohol polivinílico, lactofenol y glicerina (técnica del doble cubreobjetos descrita por Kohlmeyer y Kohlmeyer en 1972). Ésta última, consiste en adherir un cubreobjetos de 24x24 mm con agua a un portaobjetos y sobre el cubreobjetos se coloca una gota de glicerina. Enseguida, observando en el microscopio estereoscópico, se coloca el ascoma en la gota de glicerina y se cubre con un segundo cubreobjetos de 18x18 mm. Se sellan las orillas del cubreobjetos más pequeño con barniz para uñas transparente y finalmente, ya que el barniz ha secado, sobre la superficie del cubreobjetos pequeño se coloca una gota del medio de montaje Clearmount; los dos cubreobjetos se separan del portaobjetos y se invierten quedando la superficie del cubreobjetos pequeño en contacto con la superficie del portaobjetos.

Cultivos vivos. A pesar de que en muchos trabajos se ha reportado la dificultad de lograr el crecimiento y esporulación de los hongos marinos en cultivo (Hyde *et. al.*, 1987), se logró obtener el cultivo puro de seis taxa que corresponden a: *Corollospora maritima*, *Torpedospora radiatta*, *Arenariomyces triseptatus*, *Lulworthia* sp. 1, *Lulworthia* sp. 2, *Zalerion* y Anamorfo 1. Los aislados se obtuvieron mediante una modificación al método propuesto por Hyde *et. al.*, en 1987. Descrito brevemente consiste en: remover los ascomas del sustrato usando pinzas y agujas de disección estériles, y se transfieren a un tubo

Eppendorf de 2ml con agua de mar estéril y TWIN para limpiar la superficie del ascoma. Posteriormente el ascoma se transfiere a un portaobjetos escavado, con agua de mar estéril, y se enjuaga de nuevo. A continuación el ascoma se transfiere a una caja de Petri con medio de cultivo agar-agua de mar [5.4g agar Bioxon, 10.73g agua de mar artificial Instant Ocean®, mezcla de antibióticos (cloranfenicol 1mg/ml, penicilina G 500mg/ml, estreptomicina 300mg/ml) en 300ml de agua destilada], donde se rompe la pared del ascoma y se liberan las ascosporas. Tomando de ahí las esporas se transfieren a cajas de Petri con el medio de cultivo agar-agua de mar. Se dejan incubar por un período de 24-96h, a una temperatura de 27°C, para promover la germinación de las esporas. Bajo el microscopio de alto aumento se corrobora que las esporas han germinado (Figura 34) y se procede a transferir cuidadosamente y de manera aséptica una sólo espora (para así obtener un cultivo monospórico) cortando el agar con agujas de disección estériles, y se traspasa a otra caja de Petri con medio de cultivo agar-almidón (5.4g agar Bioxon, 0.3g extracto de levadura Bioxon, 3.0g almidón Sigma, 10.73g agua de mar artificial Instant Ocean®, mezcla de antibióticos en 300ml de agua destilada. Los aislados se incuban a 27°C aproximadamente y se examinan periódicamente para detectar el momento en el que se deben volver a transferir. Los aislamientos se mantienen en medio de cultivo agar almidón-agua de mar y se transfieren periódicamente para su mantenimiento (Figuras 33-35).



Figs.34-35. Cultivo monospórico de *Corollospora maritima*. 34. Tubo germinal surgiendo de la zona apical de una espora, después de 48h de haber sido sembrada. 35. Aislamiento de *Corollospora maritima* después de 15 días.

Crioconservación en vapor de nitrógeno líquido. Las especies que se lograron aislar y cultivar, se conservaron ultracongeladas en vapor de nitrógeno líquido. La metodología consistió en lo siguiente: añadir una suspensión de esporas en 0.5ml de glicerina al 10% dentro de un criotubo. Agitar perfectamente con vibración en un vórtex durante 60 s. Después de tapar y sellar, el tubo se colocó en un congelador durante 12h a -20°C y después a -40°C . Finalmente se almacenó en el tanque que contiene el nitrógeno líquido, donde se logró una temperatura de -150°C .

Conservación del ADN genómico. Se extrajo el ADN genómico de las especies aisladas siguiendo la siguiente metodología: se inocularon varios tubos Eppendorf para microcentrífuga de 1.5ml, con 1ml del medio de cultivo caldo papa dextrosa. Dichos cultivos se incubaron a temperatura ambiente con agitación continua de 150rpm durante 48-72h. Todos los tubos fueron revisados para detectar cualquier evidencia de contaminación bacteriana o fúngica.

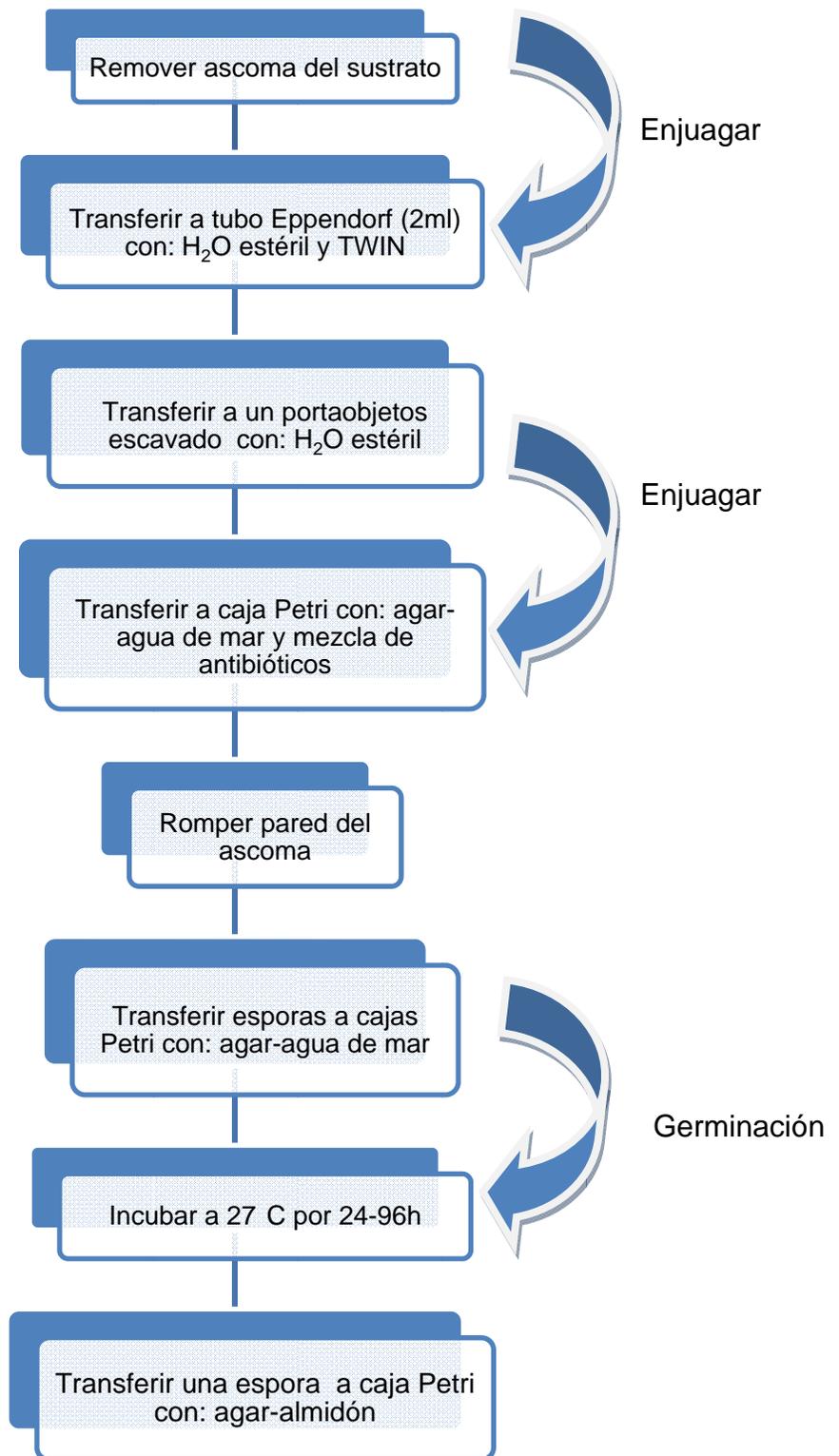


Fig. 35. Diagrama de flujo explicando la metodología que se siguió para realizar los aislamientos monospóricos.

Después, el micelio se sustrajo de los tubos y se lavó con agua bidestilada para eliminar el exceso de medio de cultivo y cualquier producto metabólico excretado por el hongo. El ADN genómico total se extrajo usando bromuro de hexadeciltrimetilamonio. Las muestras de micelio se pusieron en tubos para microcentrífuga de 1.5ml, con 50-100µl del buffer de extracción (2% bromuro de hexadeciltrimetilamonio+100mM Tris-HCl, pH8+1.4M NaCl+20mM EDTA) y se maceraron con un pistilo para romper la pared celular; se adicionaron 400µl más del mismo buffer a dichos tubos, se agitaron manualmente durante 5s y se incubaron a 55°C con calor húmedo durante 20 min. Después los tubos se centrifugaron a 15,000xg durante 5min y el sobrenadante de cada tubo fue removido con una pipeta y se colocó en otro tubo limpio, mezclándolo con un volumen igual de 24:1 (v/v), cloroformo alcohol isoamílico; enseguida se centrifugaron a 15,000xg durante 15s. La fase acuosa se colocó en un tubo limpio con acetato de amonio 7M, en proporción 1:10 y etanol absoluto al 1:2. Las muestras se colocaron en el congelador a -2°C toda la noche para que el ADN genómico se precipitara. Después, los tubos se centrifugaron a 1,500xg por 20s, el sobrenadante fue descartado y se adicionaron 100µl de etanol 70% (vol/vol) para lavar el sedimento; el lavado se realizó dos veces. Se dejó secar el contenido de los tubos, se re-suspendió en 50µl de Milli Q (agua doble destilada) y el producto fue almacenado en un ultracongelador Sanyo VIP Series a -80°C (Glenn *et al.*, 1996).

Registro e incorporación de los ejemplares a la colección de hongos (MEXU). La muestra de arena y detritos con los micromicetes deshidratados, así como cultivos deshidratados, se depositaron en la Colección de Hongos del Herbario Nacional de México (MEXU) de la Universidad Nacional Autónoma de México. Las especies se registraron en una base de datos donde se incluyó la descripción, las ilustraciones y la localidad geográfica de cada especie.

4.5 Análisis estadístico de la diversidad fúngica

Para evaluar la diversidad de los ascomicetes marinos registrados en las diez playas del estado de Tabasco, se cuantificaron las incidencias individuales de cada taxón obtenido y se procedió al análisis estadístico aplicando algunos índices ecológicos mediante el software Biodiversity Pro v.2.

Abundancia. La abundancia se calculó a partir del número de unidades de muestra donde se registró cierto taxón, dividido entre el número total de unidades de muestra examinadas y expresada como un porcentaje para cada especie (Hyde y Goh, 1998; Luo *et. al.*, 2004). La abundancia relativa de especies de cada playa se caracterizó en tres categorías: rara 0-2, común 2-9, abundante >10.

$$A = \frac{N}{n} = \times 100$$

donde: A = abundancia, N = número total de unidades de muestra que presentó un determinado taxón y N = número total de unidades de muestra examinadas.

Riqueza de especies. La manera más simple de describir la diversidad regional o de una comunidad es mediante el cálculo de la riqueza de especies (Gotelli y Colwell, 2001). La rarefacción es un procedimiento para analizar el número de especies (riqueza de especies) entre muestras, para ello el tamaño de todas las muestras se uniformiza con el mismo número de individuos. Se aplicó el índice de rarefacción (Hurlbert 1971):

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

donde S es el número total de especies encontradas en la muestra y N_i es el número de individuos de la i ésima especie.

Diversidad de especies. Los índices de diversidad combinan la riqueza de especies y equiparabilidad. Se usaron dos índices de diversidad:

Índice de Simpsons (Simpsons, 1949). Fue el primer índice de diversidad que se propuso en ecología su aplicación sigue vigente y es de fácil interpretación:

$$C = \sum_i^S p_i^2$$

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

$$p_i = \left(\frac{N_i}{N_T} \right)^2$$

donde N_i es el número de individuos de la i -ésima especie y N_T es el número de individuos totales para todas las especies S en la población. El índice de Simpsons varía de 0 a 1 y calcula la probabilidad de que dos individuos seleccionados aleatoriamente de una población pertenezcan a la misma especie, es decir, si es alta la probabilidad de que dos individuos sean de la misma especie, entonces es baja la diversidad en la muestra de la comunidad.

Índice de Shannon-Weaver (Shannon y Weaver, 1949). Es uno de los más empleados en ecología y es muy popular:

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \log_e p_i$$

Donde H es el índice de diversidad, p_i es la proporción de individuos en la i -ésima especie.

Índice de equiparabilidad de Pielou J. Compara el valor de diversidad obtenido con el índice de Shannon-Weaver con relación a la distribución de los individuos entre las especies observadas, el cual podría maximizar la diversidad. Si H es el índice observado de Shannon-Weaver, el valor máximo que podría tomar es de $\log(s)$; donde s= número total de especies del hábitat

$$J = H / \log(s)$$

Similitud de comunidades. Se usó la abundancia total de cada especie registrada en cada playa para calcular el índice de similitud de Bray-Curtis entre cada par de playas. Este índice se seleccionó porque tiene propiedades adecuadas para aplicarlo a datos ecológicos (Clark y Watwick, 1994). También se denomina índice de Sorensen y varía de 0 (muestras completamente diferentes) a 1 (muestras similares por completo):

$$d_{ij} = \frac{\sum_{k=1}^n |x_{ik} - x_{jk}|}{\sum_{k=1}^n (x_{ik} + x_{jk})}$$

5 RESULTADOS

5.1 Micobiota registrada en las playas de Tabasco

A partir de las 200 unidades de muestra tomadas en 10 playas del litoral del estado de Tabasco; se obtuvieron 20 hongos pertenecientes al *phylum Ascomycota* y se identificaron 9 géneros, 14 especies y un ascomicete mitospórico no identificado (Tabla 1).

Tabla 1. Listado taxonómico de hongos marinos arenícolas obtenidos de las playas del estado de Tabasco.

Eukariota	
Fungi	
Ascomycota	
Pezizomycotina	
Sordariomycetes	
Hypocreomycetidae	
Halosphaeriales	
Halosphaeriaceae	
	<i>Arenariomyces trifurcatus</i> Höhnk <i>Arenariomyces parvulus</i> Jørg. Koch <i>Ascosacculus heteroguttulatus</i> (SW Wong, KD Hyde & EBG Jones) J Campb., JL Anderson & Shearer <i>Ceriosporopsis capillacea</i> Kohlm. <i>Ceriosporopsis halima</i> Linder <i>Corollospora gracilis</i> Nakagiri & Tokura <i>Corollospora maritima</i> Werderm. <i>Corollospora pseudopulchella</i> Nakagiri & Tokura <i>Corollospora pulchella</i> Kohlm., I Schmidt & NB Nair <i>Corollospora</i> sp. 1 <i>Corollospora</i> sp. 2 <i>Corollospora</i> sp. 3 <i>Remispora galerita</i> Kohlm. <i>Torpedospora radiata</i> Meyers
Lulworthiales	
Lulworthiaceae	
	<i>Lulworthia grandispora</i> Meyers <i>Lulworthia</i> sp. 1 <i>Lulworthia</i> sp. 2 <i>Zalerion varia</i> Anastasiou
Sordariomycetidae	
Sordariales	
	<i>Savoryella lignicola</i> EBG Jones & RA Eaton
Incerta cedis	Anamorfo

Se registraron 18 especies en estado meiospórico y 2 en estado mitospórico (Tabla 2). De 200 unidades de muestra, 114 no presentaron desarrollo fúngico, 65 presentaron ascomas con ascosporas o bien esporas de resistencia (mitosporas) y únicamente 21 desarrollaron sólo micelio (Figura 36).

Tabla 2. Ascomicetes en su estado meiospórico y mitospórico, registrados en las playas de Tabasco.

ESTADO MEIOSPÓRICO
<i>Arenariomyces trifurcatus</i>
<i>Arenariomyces parvulus</i>
<i>Ascosacculus heteroguttulatus</i>
<i>Ceriosporopsis capillacea</i>
<i>Ceriosporopsis halima</i>
<i>Corollospora gracilis</i>
<i>Corollospora maritima</i>
<i>Corollospora pseudopulchella</i>
<i>Corollospora pulchella</i>
<i>Corollospora</i> sp. 1
<i>Corollospora</i> sp. 2
<i>Corollospora</i> sp. 3
<i>Lulworthia grandispora</i>
<i>Lulworthia</i> sp. 1
<i>Lulworthia</i> sp. 2
<i>Remispora galerita</i>
<i>Savoryella lignicola</i>
<i>Torpedospora radiata</i>
ESTADO MITOSPÓRICO
<i>Zalerion varia</i>
Anamorfo no identificado

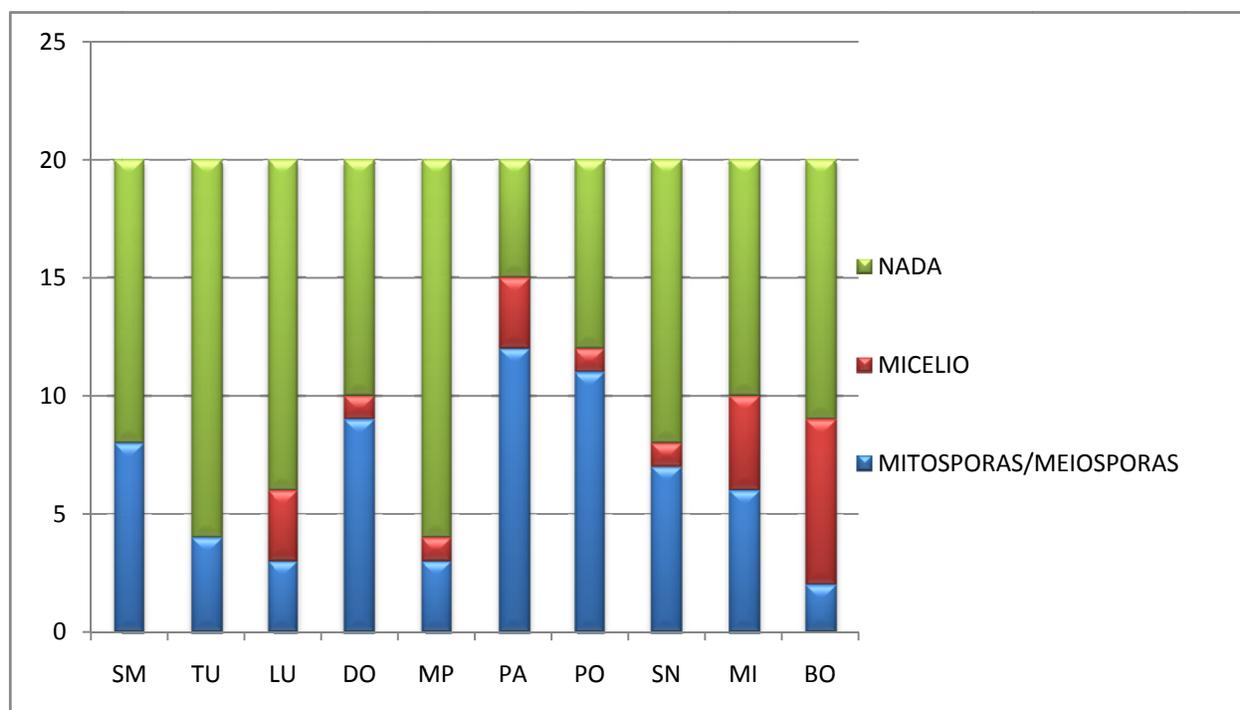


Fig. 36. Estado final de las unidades de muestra de las 10 playas estudiadas al término de 15 meses de incubación.

*SM= Sánchez-Magallanes, T= Tupilco, LU= La Unión, DO= Dorada, MP= Mar de Plata, PA= Paraíso, PO= Pico de Oro, SN= Sin nombre, Mi= Miramar y BO= Bosque.

5.2 Descripción e ilustración de los ascomicetes

A continuación se presentan las descripciones taxonómicas de todas las especies registradas.

También se ilustran algunos taxa obtenidos (Figuras 37-148).

Arenariomyces trifurcatus Höhnk (1954) Veröff. Inst. Meeresf. Bremerhaven 3:30 (Figuras 37-42).

Sinonimia: *Halosphaeria trifurcata* (Höhnk) Cribb JW (1956), *Peritrichospora trifurcata* (Höhnk) Kohlm. (1961) *Corollospora trifurcata* (Höhnk) Kohlm. (1962).

Descripción: ascomas 100-325µm de diámetro, globosos o subglobosos, inmersos o superficiales, generalmente aplanados en la base o unidos por medio del subículo a los granos de arena o

conchas calcáreas, con o sin ostiolo, papilados o no, carbonáceos, raramente coreáceos, color negro o café oscuro, algunas veces cubiertos por hifas cortas y oscuras, solitarios o gregarios; ascas tempranamente delicuescentes; ascosporas (19-)24-38.5x7-16.5 μ m (excluyendo los apéndices), fusiformes, elipsoidales u oblongas, bicelulares, con o sin una ligera constricción en el septo, hialinas; apéndices subterminales que se desarrollan por la fragmentación de la exospora, 15-39x1.5-2 μ m, delgados, rígidos, curvados, algunas veces se adelgazan en la punta.

Arenariomyces parvulus Koch J (1986) Nordic Jl. Bot. 6: 497.

Ascomas 72-106 μ m de diámetro, globosos o subglobosos, inmersos o superficiales, generalmente aplanados en la base, ostiolados y papilados, coreáceos, color negro a café, a veces cubiertos por hifas cortas marrón, solitarios o gregarios. Ascas tempranamente delicuescentes. Ascosporas 15.5-26.5x4-6 μ m (excluyendo las apéndices), fusiformes a oblongas, bicelulares, con o sin una ligera constricción en el septo, hialinas y con tres apéndices terminales o subterminales en cada polo, de 0.75 μ m de diámetro en la base, atenuado y rígido.

Ascosacculus heteroguttulatus Wong SW, Hyde KD, Jones EBG, Campb. J, Anderson JL, Shearer (2003) Mycologia 95: 545 (Figuras 43-47).

Sinonimia: *Halosarpheia heteroguttulata* Wong SW, Hyde KD, Jones EBG (1999) [1998] Can. J. Bot. 76: 1858.

Descripción: ascomas 112-168 μ m de diámetro, subglobosos o globosos, inmersos, semi-inmersos o superficiales, ostiolados, papilados, membranosos, negros, solitarios o gregarios; ascas tempranamente delicuescentes; ascosporas 27-37x12.5-17.5 μ m, elipsoidales, bicelulares,

hialinas, no constreñidas en el septo, apéndice polar en forma de gancho, células apicales con un gran glóbulo lipídico y células basales con muchas gúttulas.

Ceriosporopsis capillacea Kohlmeyer J (1981) Can. J. Bot. 59: 1314 (Figuras 48-60).

Descripción: ascomas 120-150x150-170 μ m, subglobosos o elipsoidales, inmersos o semi-inmersos, ostiolados, papilados, coreáceos, marrones y solitarios; cuello del ascoma 50-180x30-50 μ m, cilíndricos; ascas se disuelven cuando llegan a la madurez; ascosporas (26-)30-38(-42)x10-12.5 μ m, elipsoidales, bicelulares, ligeramente o no constreñidas en el septo, hialinas, rodeadas por una cubierta exospórica perforada en cada ápice por un apéndice tubular delgado; apéndices 100-125x2-2.5 μ m, más ancho en la base y se atenúa hacia la punta, no son gelatinosos, persistentes.

Ceriosporopsis halima Linder (1944) Farlowia 1: 409 (Figuras 61-75).

Sinonimia: *Ceriosporopsis barbata* Höhnk, Veroeff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven. 3:210 (1955).

Descripción: ascomas 80-481x130-503 μ m, subglobosos, elipsoidales o cilíndricos, inmersos o superficiales, ostiolados, papilados, coreáceos, marrones oscuro a negro, rojizos cuando están vacíos, solitarios o gregarios; cuellos 706x16-30(-56) μ m, cilíndricos; ascosporas 18-27(-35)x6-12 μ m (excluyendo apéndices) de elipsoidales a fusioidales, bicelulares, ligeramente o marcadamente constreñidas en el septo, hialinas, rodeadas por una capa exospórica gelatinosa, perforada en cada polo por los apéndices; apéndices 5-8 μ m de ancho y longitud variable, atenuadas hacia la punta viscosos y filamentosos.

Corollospora gracilis Nakagiri A, Tokura R (1987) Trans. Mycol. Soc. Jap. 28: 426 (Figuras 76-82).

Descripción: ascomas 88-195µm de diámetro y globosos o subglobosos, superficiales, ostiolados, papilados, carbonáceos, negros, solitarios o gregarios; ascas tempranamente delicuescentes; ascosporas 26-45x3-5.5(-7)µm, fusiformes, bicelulares, hialinas, apéndices polares espiniformes de 6.5-12µm de largo, apéndices ecuatoriales de 4-8µm de largo.

Corollospora maritima Werdermann (1922) Notizblatt des Königl. bot. Gartens u. Museum zu Berlin 8: 248 (Figuras 83-92).

Sinonimia: *Peritrichospora integra* Linder (1944) Farlowia 1: 414.

Descripción: ascomas 98-400µm de diámetro, globosos o subglobosos, superficiales y unidos al sustrato mediante una estructura llamada subículo, ostiolados, papilados, carbonáceos, color negro, solitarios o gregarios; ascas tempranamente delicuescentes; ascosporas 20-34(-53)x(4-)6-11(-14)µm, fusiformes, bicelulares, hialinas, apéndices en ambos polos un apéndice terminal en cada punta 7-17.5(-23)x1-1.5µm de largo.

Corollospora pseudopulchella Nakagiri A, Tokura R (1988) [1987] Trans. Mycol. Soc. Jap. 28: 428 (Figura 93).

Descripción: ascomas 113-295µm de diámetro, globosos o subglobosos, superficiales, ostiolados, papilados, carbonáceos, negros, solitarios o gregarios; ascas evanescentes a la madurez; ascosporas 65-98x8-12µm (excluyendo los apéndices), fusiformes, presentan de 7-11 septos, hialinas, con apéndices fibrosos en los extremos y alrededor del septo central.

Corollospora pulchella Kohlmeyer J, Schmidt I, Nair NB (1967) Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft 80: 98 (Figuras 94-100).

Descripción: ascomas 240-327 μ m de diámetro, subglobosos o globosos, inmersos o superficiales, ostiolados, papilados, carbonáceos, negros, solitarios o gregarios; cuello corto, cilíndrico o cónico; ascosporas 50-120x6-12 μ m, fusiformes, ligeramente curvas, 7 septos, ligeramente constreñidas en los septos, hialinas, apéndices polares reducidos.

Remispora galerita Tubaki (1968) Publ. Seto Mar. Biol. Lab. 15: 362 (Figuras 117-124).

Descripción: ascomas 150-200 μ m de diámetro, subglobosos o globosos, superficiales o inmersos, ostiolados, papilados, color marrón claro a amarillento, solitarios; cuello del ascoma 120-400x28 μ m, cilíndrico; ascas tempranamente evanescentes; ascosporas 24-33x10-13 μ m (excluyendo los apéndices), elipsoidales, bicelulares, hialinas, ligeramente o no constreñidas en el septo; apéndices subgelatinosos, subglobosos y ligeramente estriados.

Torpedospora radiata Meyers (1957) Mycologia 49: 496 Figuras 125-128.

Descripción: ascomas 100-361 μ m de diámetro, subglobosos o piriformes, inmersos o semi-inmersos, ostiolados, papilados, café oscuro en la parte superior y en la inferior hialinos o grises, gregarios; cuello del ascoma 225x18-32; ascas tempranamente evanescentes; ascosporas 30.5-52x4-9 μ m, elipsoidales, 3 septos, hialinas y de tres a cuatro apéndices terminales, de 19-35.5x1.5-4.5 μ m, semirígidos, derechos o ligeramente curvados, con un esqueleto de fibrillas paralelas, visible con microscopía electrónica.

Lulworthia grandispora Meyers (1957) Mycologia 49: 513 (Figuras 129-130).

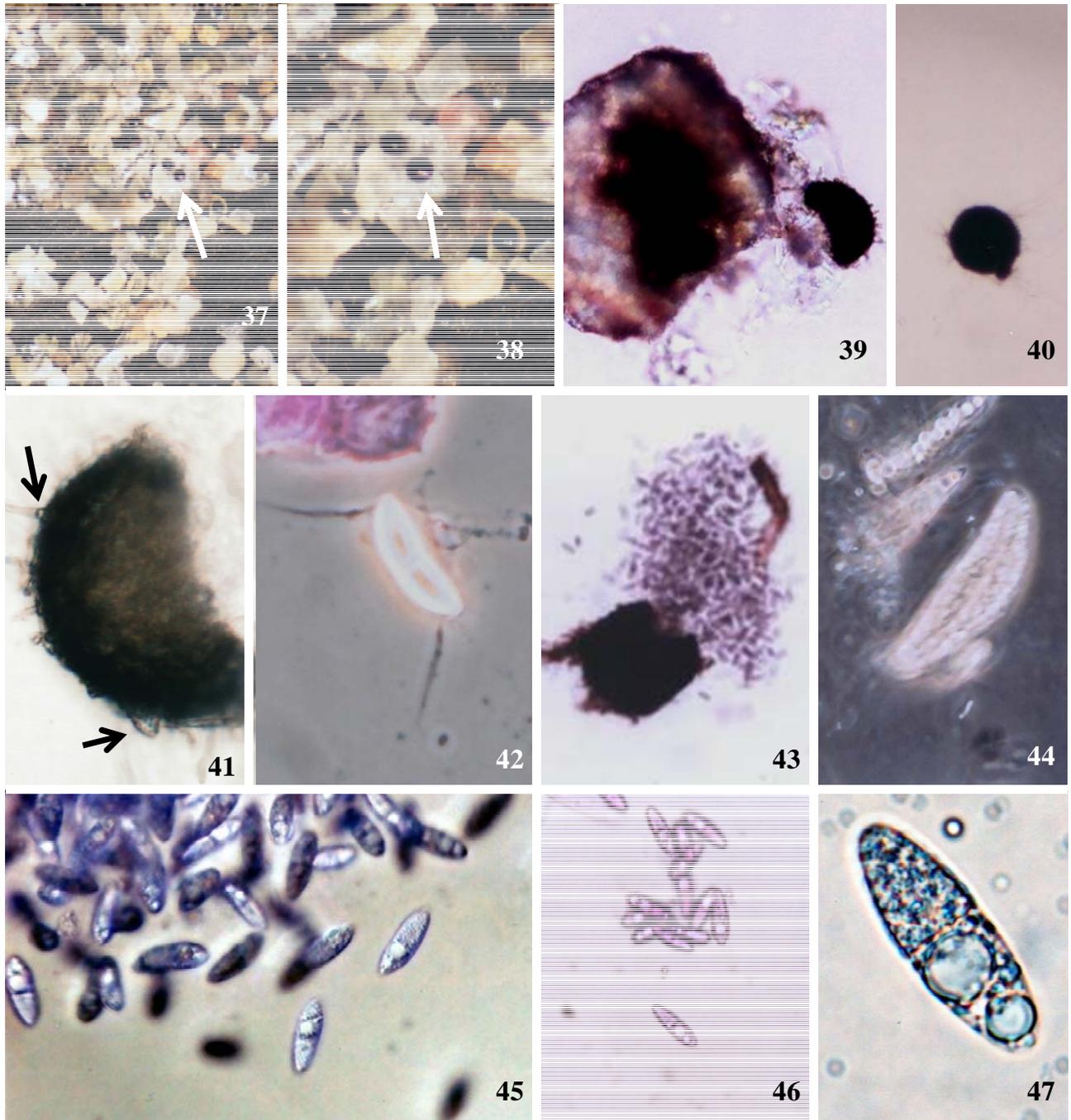
Descripción: ascomas 150-200x200-280µm, subglobosos o piriformes, inmersos, solitarios o gregarios, ostiolados, papilados, color de café a negro; un cuello cilíndrico o irregular de 500µm de longitud, de color marrón oscuro; ascas rápidamente evanescentes; ascosporas 530-650x3-5µm, incluyendo las cámaras apicales, filiformes, ligeramente curvadas, hialinas y sus extremos se estrechan gradualmente para terminar en una cámara alargada, cónica, apical de 5-10µm de longitud, fina o redondeada llena de mucosa adhesiva.

Zaerion varia Anastasiou (1963) Can. J. Bot. 41: 1136 (Figuras 147-148).

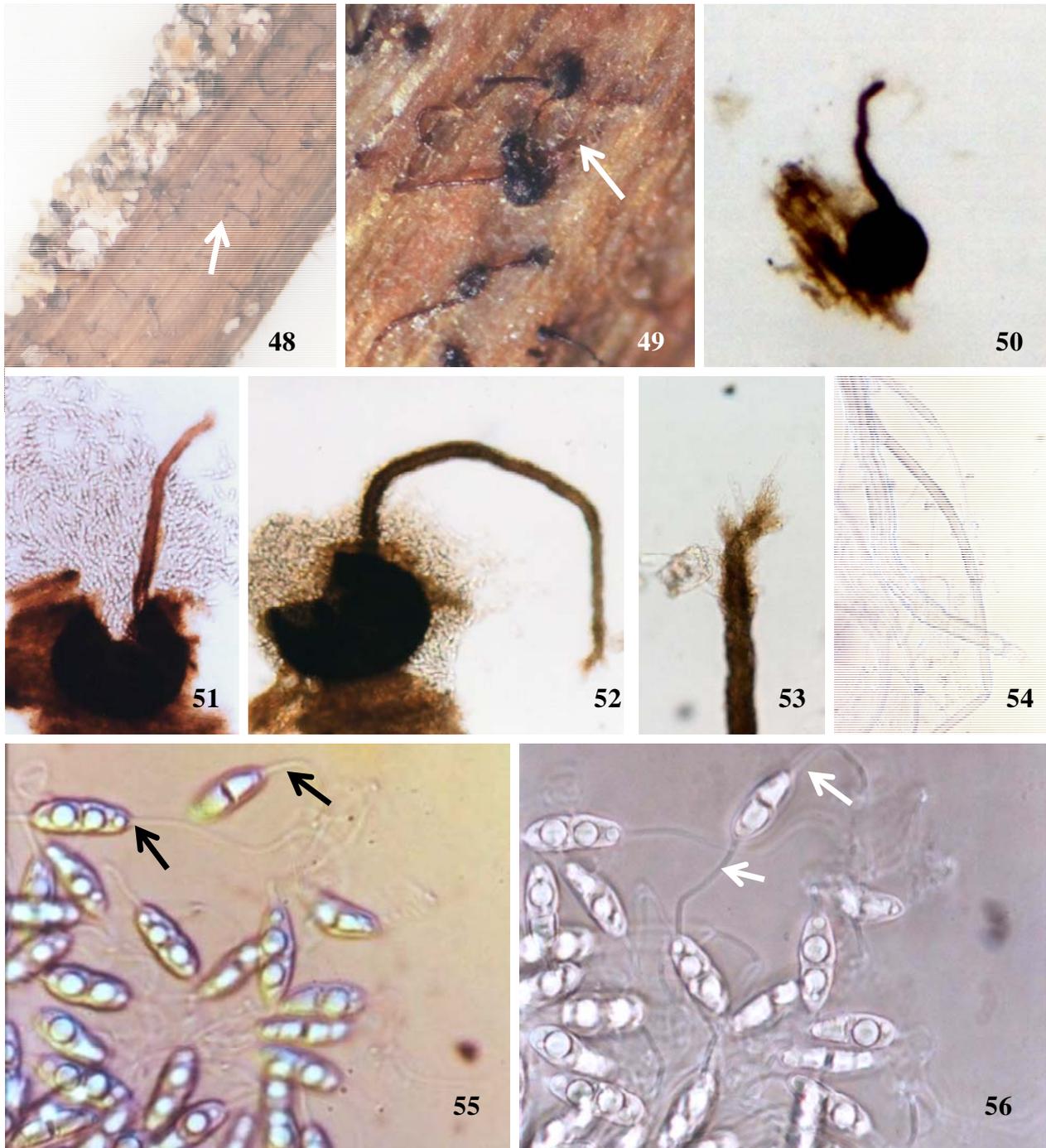
Hifas septadas, hialinas, ramificadas; conidióforos 2-3.5µm de diámetro, simples, cilíndricos, hialinos hasta de color verde olivo; conidos 15-65x13.5-56µm, solitarios, irregularmente helicoidales, enrollado en tres planos formando un nudo de 10-30 células; filamento conidial lateral, raramente ramificado; conidiosporas de pared delgada, marrón claro a marrón oscuro pareciendo de color negro cuando están en masa, células de 5-13x4-10.5µm; conidiosporas adicionales más complejas compuestas de varios cientos de células formadas en el sustrato.

Savoryella lignicola Jones EBG, Eaton RA (1969) Trans. Br. Mycol. Soc. 52: 161. (Figuras 149-150).

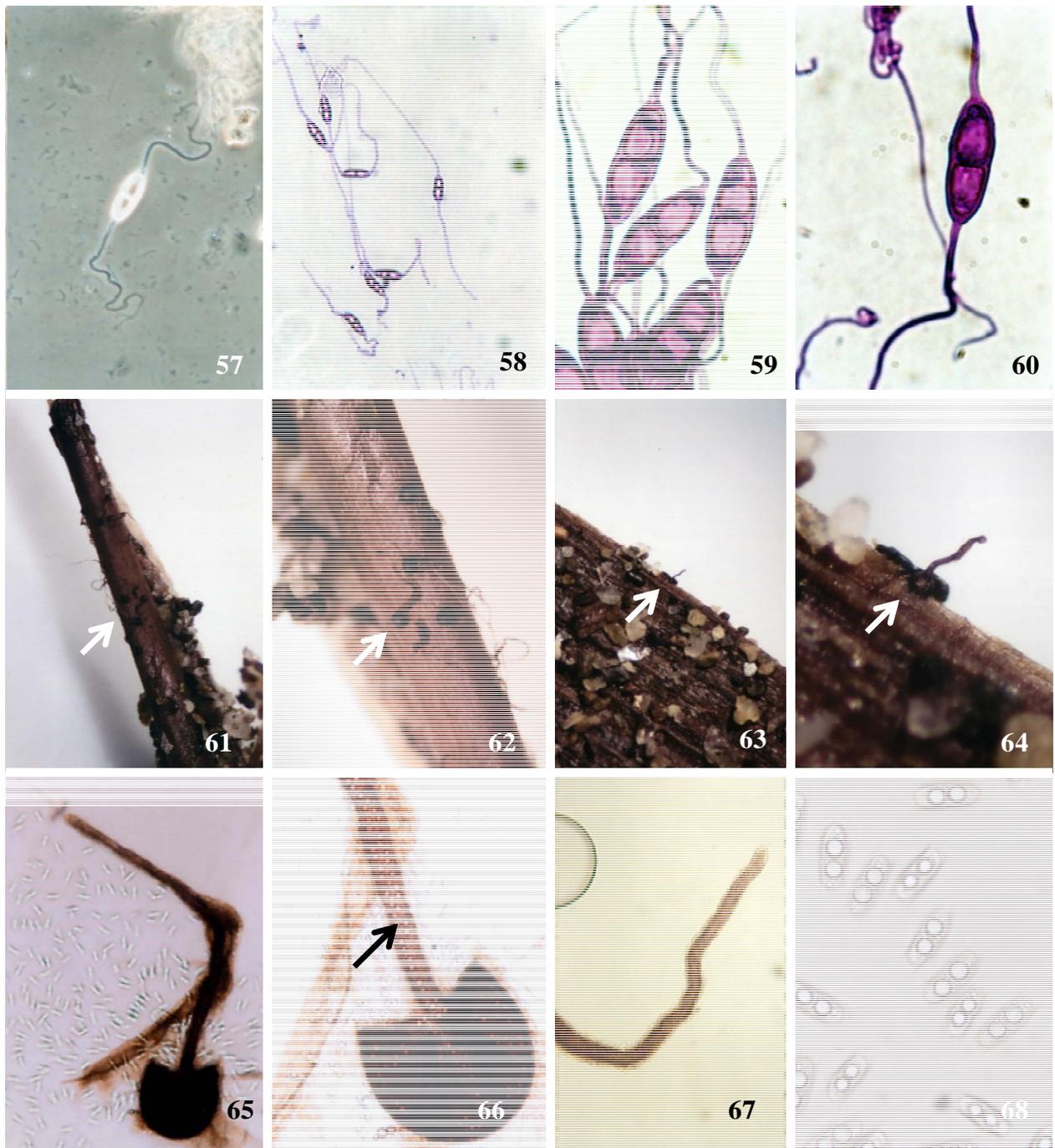
Descripción: 112-156µm de diámetro, globosos, subglobosos o elipsoidales, inmersos o superficiales, ostiolados, papilados, membranosos, de marrón oscuro a claro, solitarios o gregarios; cuellos 205-400x44-60µm, color amarillo claro; ascas tempranamente evanescentes; ascosporas 28-40x9-14µm, elipsoidales, 3 septos, célula central marrón y las células apicales de menor tamaño y hialinas.



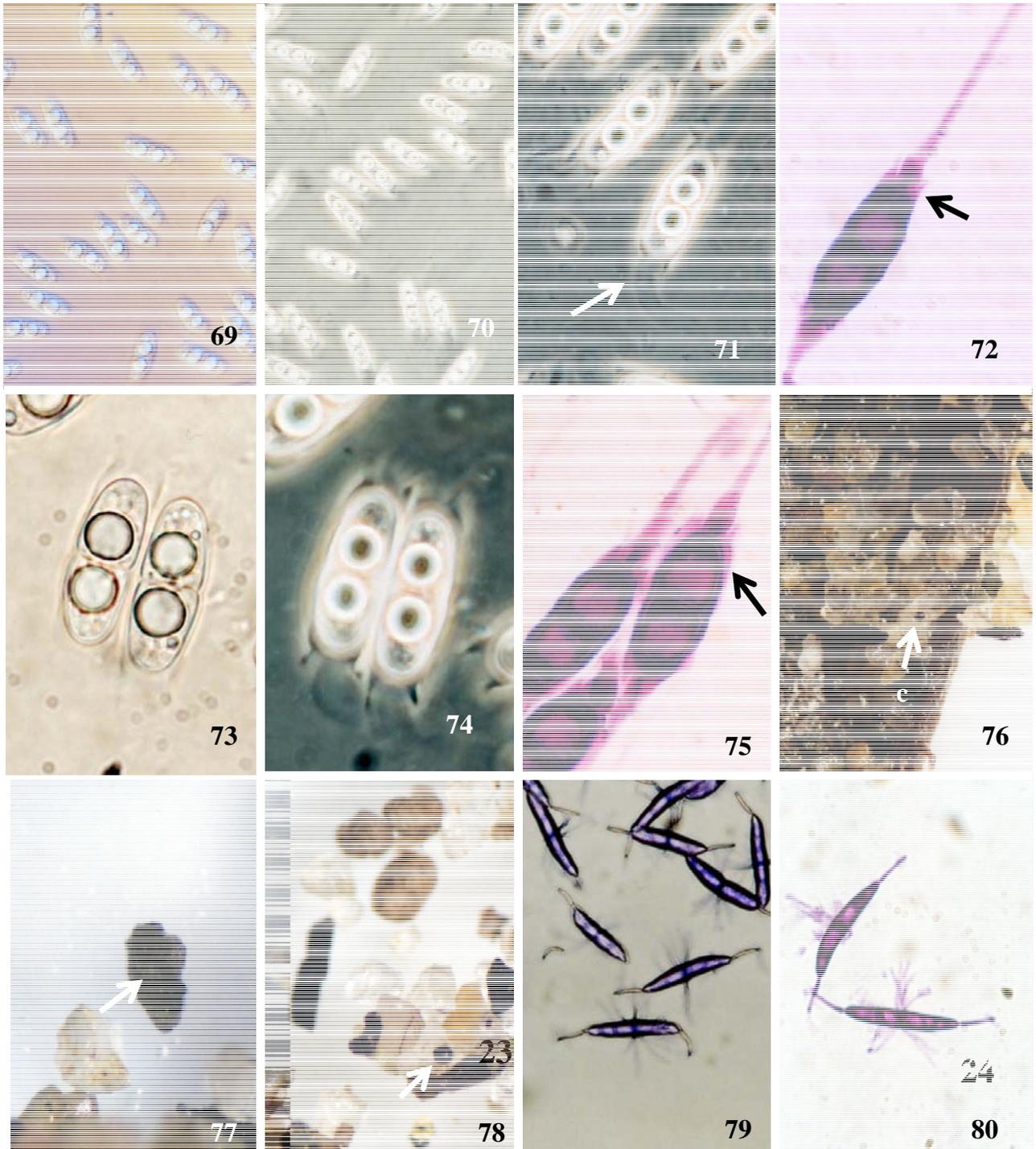
Figs. 37-42. *Arenariomyces trifurcatus*. 37-38. Grupo de ascomas globosos y superficiales sobre granos de arena en la muestra (flechas), x 17 y x 28. 39. Fragmento del ascoma y un grano de arena, x 89. 40. Ascoma color marrón oscuro, x 72. 41. Detalle de fragmento del ascoma cubierto por una capa de hifas cortas y color pardo (flechas), x 290. 42. Ascospora elipsoidal uniseptada, hialina apéndices espiniformes en cada polo, x 1,677. Figs. 43-47. *Ascosacculus heteroguttulatus*. 43. Ruptura apical del ascoma negro y liberación de las ascosporas, x 136. 44. Asca de pared delgada, x 438. 45-46. Grupo de ascosporas bicelulares, x 469 y x 625. 47. Ascospora bicelular con par de gúttulas lipídicas características en una de las células, x 1,594. Fotografías 42-44 tomadas con microscopía de contraste de campo oscuro, 45 con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 42-46 teñidas con violeta de genciana.



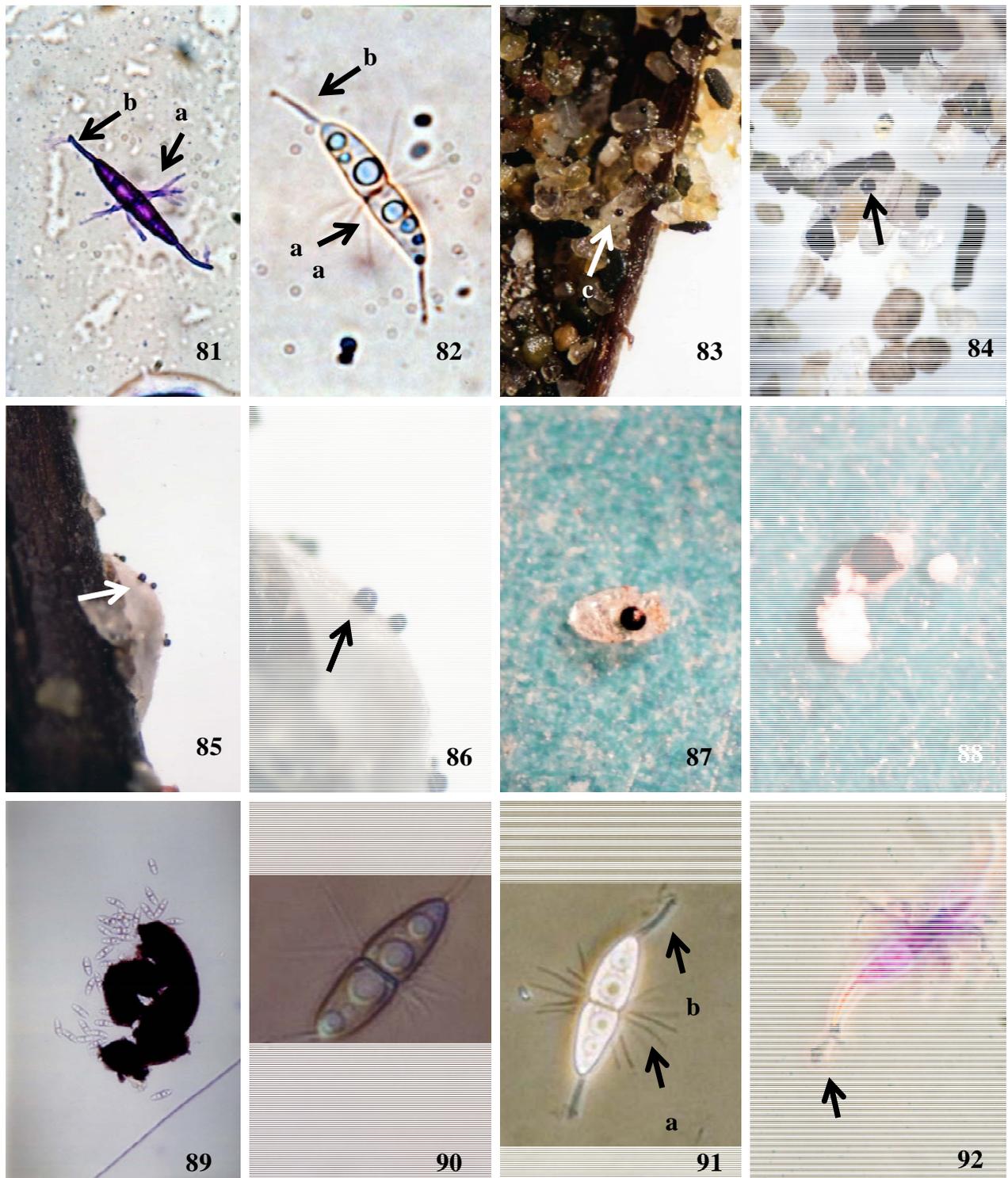
Figs. 48-56. *Ceriosporopsis capillacea*. 48. Cuellos de ascomas inmersos en el sustrato (flecha) x 4. 49. Ascomas superficiales sobre el sustrato (flecha), x 35. 50. Ascoma pardo-oscuro, subgloboso, con cuello largo, ostiolado, x 57. 51-52. Ascomas mostrando el largo cuello y numerosas ascosporas, x 99, x 115. 53. Detalle del ápice ornamentado del cuello del ascoma, x 116. 54. Miclelio septado, x 300. 55-56. Grupo de ascosporas elipsoidales, bielulares, hialinas y con un apéndice tubular en cada polo (flechas), x 344. Fotografías 51, 54, 55 tomadas con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 56 con microscopía de contraste de campo oscuro.



Figs. 57-68. *Ceriosporopsis capillacea*. 57. Ascospora hialina y con un apéndice tubular en cada polo, x 344. 58. Grupo de ascosporas, x 125. 59-60. Detalle de ascosporas elipsoidales y uniseptadas, x 750 y x7. 19. Figs. 61-68. *Ceriosporopsis halima*. 61-64. Ascomas globosos superficiales o subinmersos, ostiolados pardo-oscuros (flechas), x 4, x 24, x 6 y x 37. 65. Detalle de ruptura apical del ascoma y liberación de las ascosporas, x 85. 66. Ascosporas saliendo por el canal ostiolar del cuello cilíndrico del ascoma (flecha), x 189. 67. Detalle del cuello del ascoma, x 135. 68. Grupo de ascosporas elipsoidales con un septo, ligeramente constreñidas en el septo y hialinas, x 407. Fotografías 57 y 68 tomadas con contraste de campo oscuro, 58-60 teñidas con violeta de genciana.



Figs. 69-75. *Ceriosporopsis halima*. 69-70. Grupo de ascosporas hialinas, x 407. 71-72. Detalle de apéndices polares (flechas), x 852 y x 1,111. 73-74. Ascosporas elipsoidales, hialinas, bicelulares con apéndices polares, x 1,222. 75. Ascosporas donde se aprecia la cápsula gelatinosa que rodea a la espora (flecha) con apéndices polares, x 1,222. Figs. 76-80. *Corollospora gracilis*. 76-78. Ascomas globosos sobre sustrato (flechas), x 7, x 14 y x 28. 79-80. Ascosporas bicelulares, x 486 y x 457. Fotografías 69 tomada con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 70-72 con microscopía de contraste de campo oscuro.



Figs. 81-82. *Corollospora gracilis*. 81-82. Ascospora con sus apéndices ecuatoriales (flecha a) y apéndices polares (flecha b), x 629, x 971. Figs. 83-92. *C. maritima*. 83-88. Ascomas globosos y carbonáceos sobre el sustrato (flechas), x 5, x 16, x 5, x 21, x 27 y x 42. 89. Ruptura del ascoma y liberación de las ascosporas, x 116. 90. Detalle de ascospora bicelular y hialina, x 1,014. 91. Detalle de apéndices ecuatoriales (flecha a) y apéndices polares (flecha b), x 812. 92. Detalle del extremo terminal del apéndice polar (flecha), x 812. Fotografías 90-92 tomadas con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 81 y 92 teñidas con violeta de genciana.

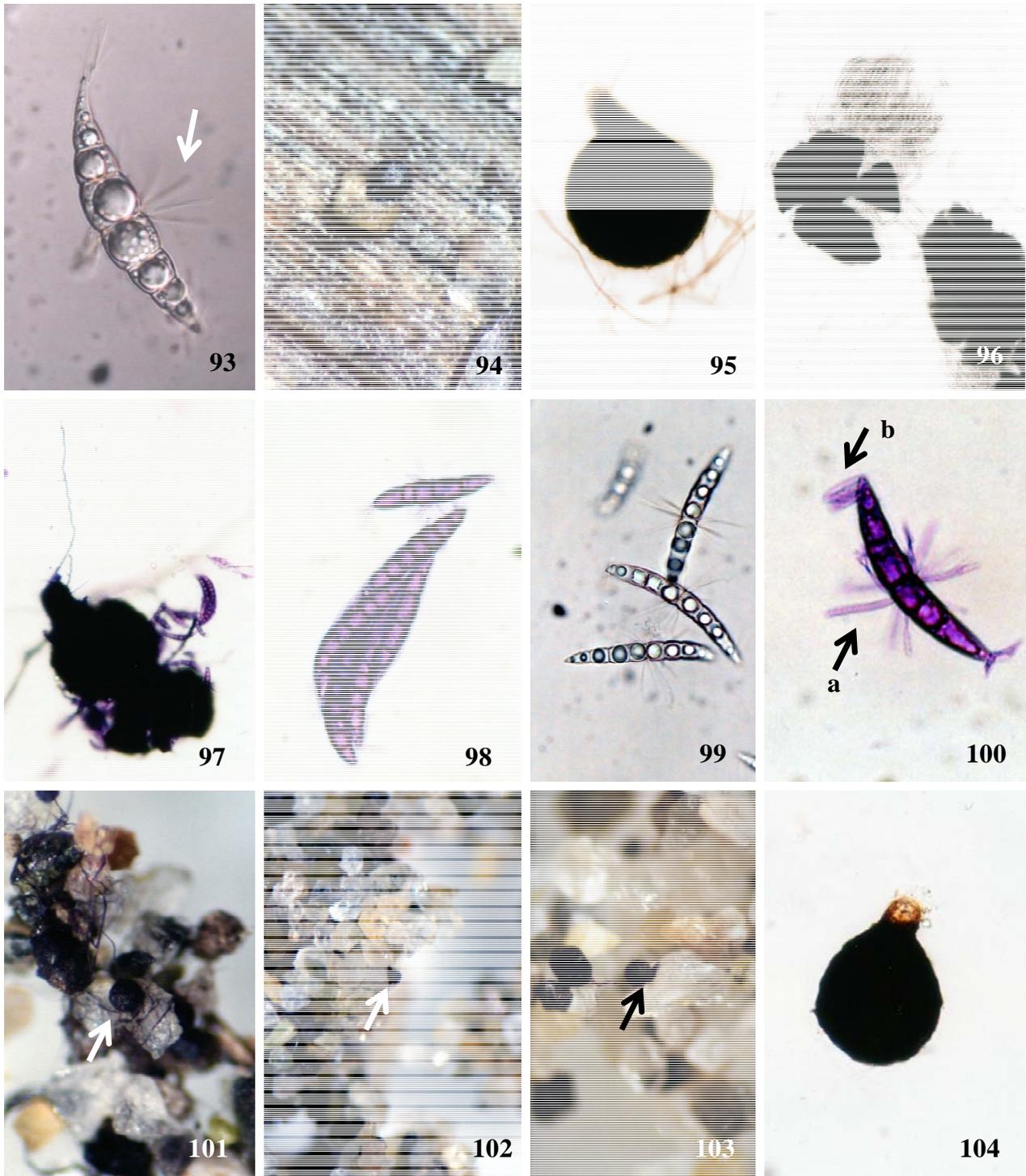
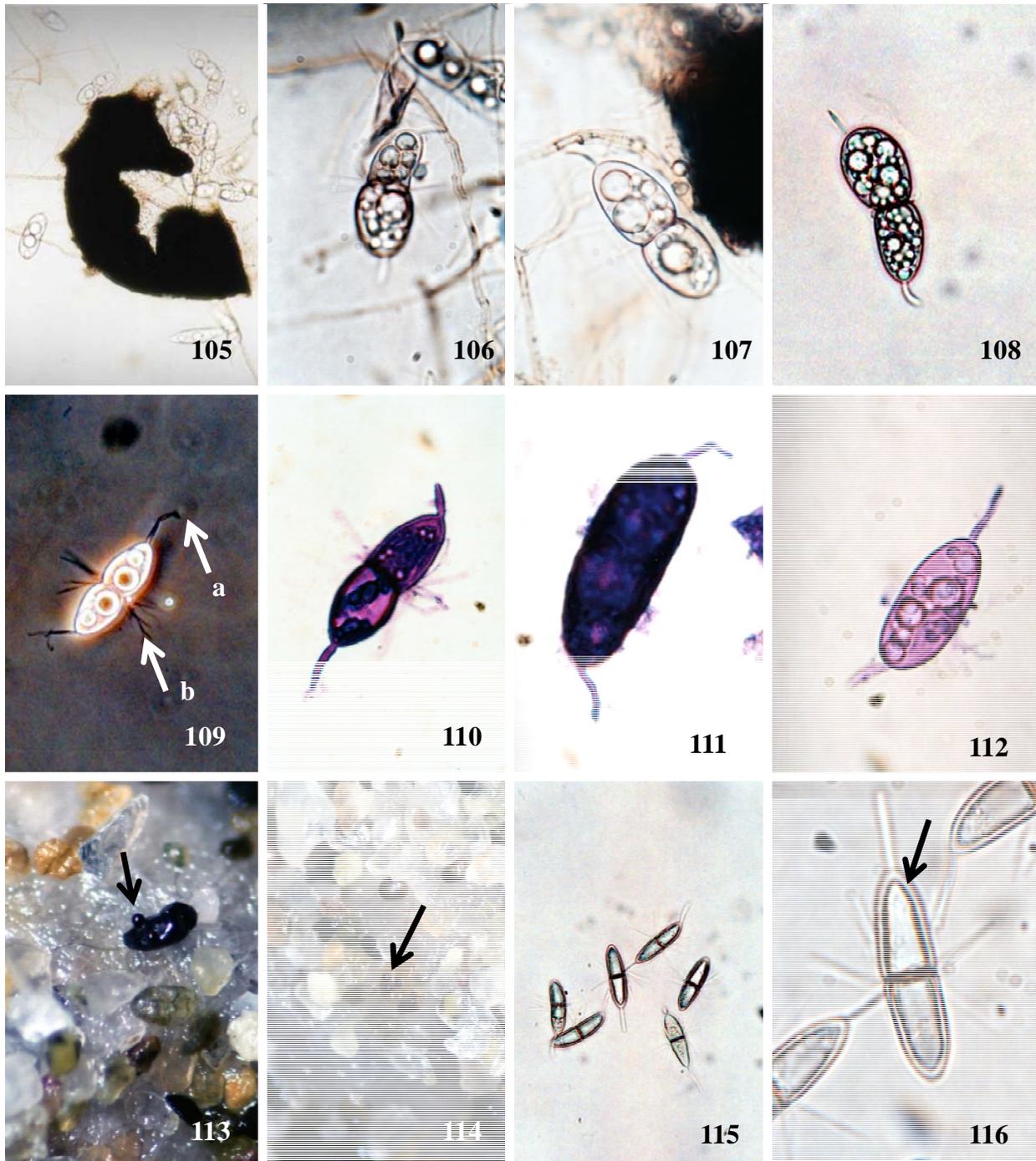
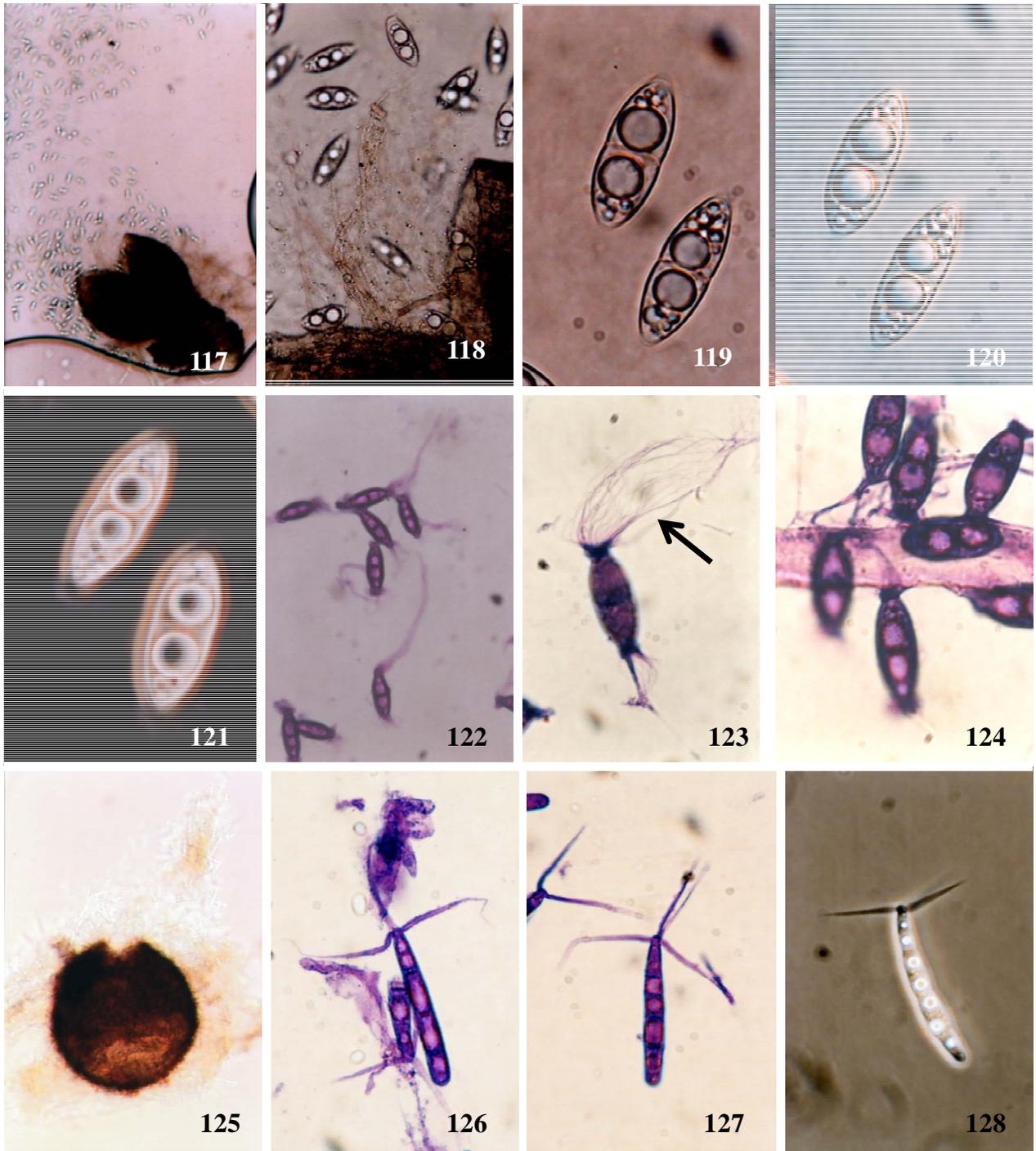


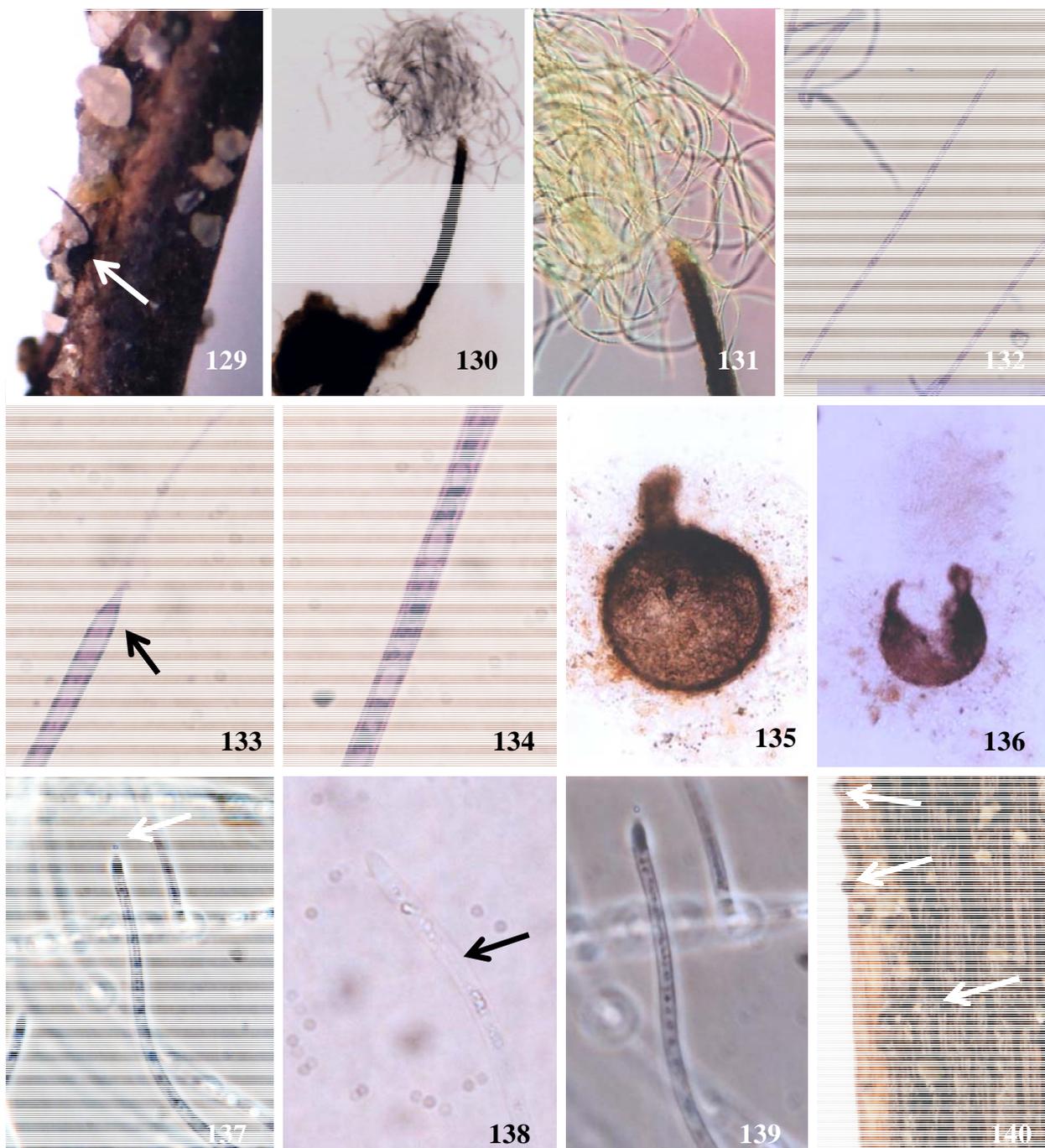
Fig. 93. *Corollospora pseudopulchella*. Ascospora fusiforme, delgada, hialina, con nueve septos y apéndices fibrosos (flecha) alrededor del septo central, x 613. Figs. 94-100. *C. pulchella*. 94. Ascoma globoso y negro sobre grano de arena, x 28. 95. Ascoma con cuello corto, x 95. 96. Ruptura del ascoma liberando ascosporas hialinas, x 106. 97. Ruptura del ascoma liberando ascosporas teñidas, x 118. 98-99. Ascosporas fusiformes x 318 y x 341. 100. Detalle de apéndices ecuatoriales (flecha a) y polares (flecha b), x 529. Figs. 101-104. *Corollospora* sp. 1. 101-103. Ascomas negros sobre granos de arena (flechas), x 25, x 11 y x 18. 104. Ascoma negro con cuello corto, x 23. Fotografías 93 y 99 tomadas con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, y 97, 98, 100 teñidas con violeta de genciana.



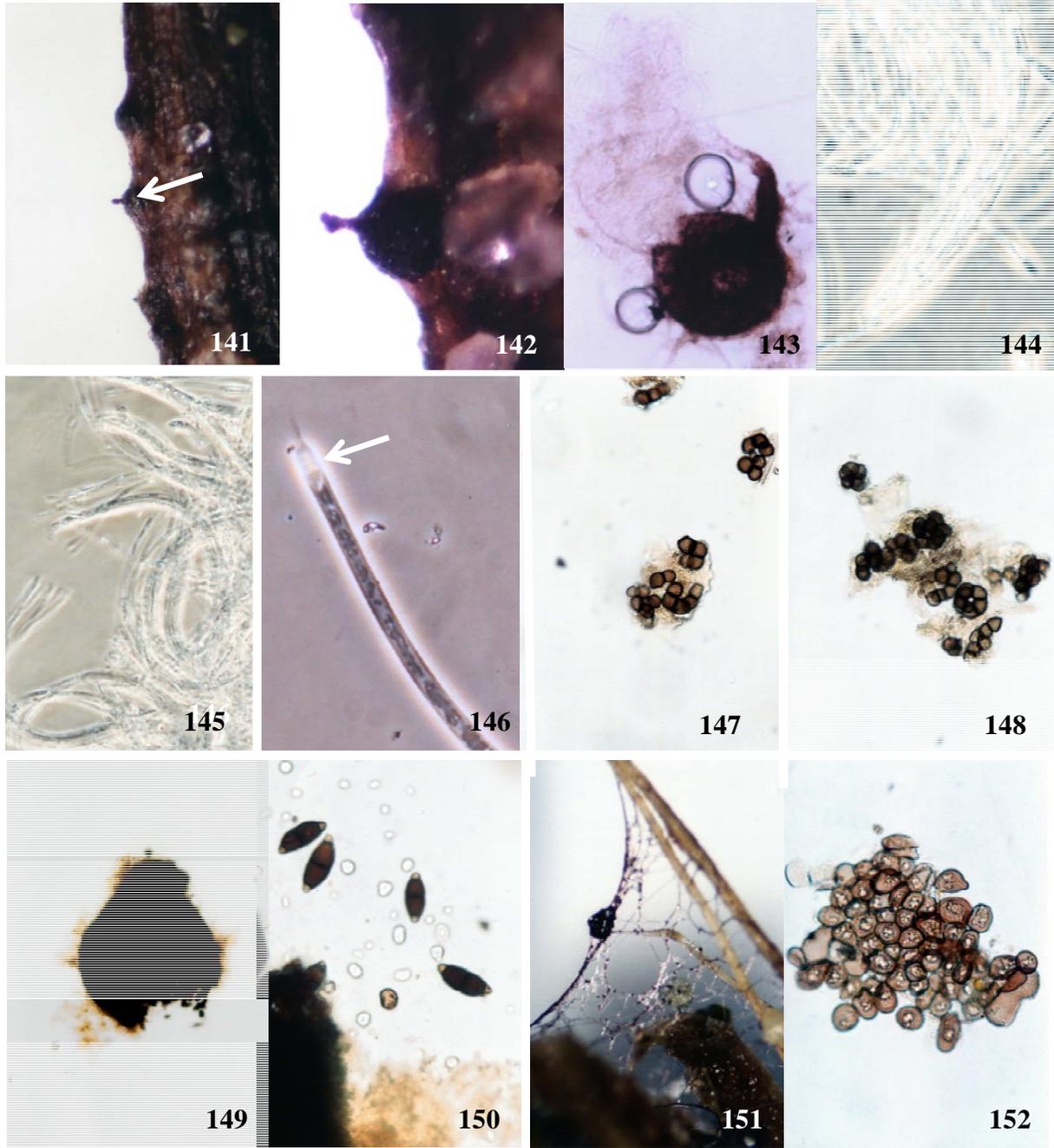
Figs. 105-112. *Corollospora* sp. 1. 105. Ruptura del ascoma liberando ascosporas hialinas, x 100. 106-108. Ascosporas hialinas, bicelulares, constreñidas en el septo y una células de mayor tamaño que otra, x 250, x 320 y x 320. 109. Detalle de apéndices polares (flecha a) y ecuatoriales (flecha b), x 220. 110. Detalle de ascospora, x 320. 111-112. Ascospora unicelular, x 430 y x 280. Figs. 113-116. *Corollospora* sp. 2. 113-114. Ascomas negros sobre granos de arena (flecha), x 29 y x 10. 115. Grupo de ascosporas hialinas, x 373. 116. Ascospora bicelular con pared celular gruesa (flecha), x 1,356. Fotografías 106, 108, 116 tomadas con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 109 con microscopía de contraste de campo oscuro y 110-112 teñidas con violeta de genciana.



Figs. 117-124. *Remispora galerita*. 117-118. Ruptura del ascoma liberando ascosporas hialinas, x 200 y x 458. 119-121. Ascosporas hialinas, uniseptadas, x 30. 122. Grupo de ascosporas con apéndices polares, x 417. 123. Detalle de apéndices polares (flecha), x 833. 124. Grupo de ascosporas adheridas por medio de sus apéndices polares a un sustrato, x 917. Figs. 125-128. *Torpedospora radiata*. 125. Ascoma subgloboso, ostiolado, pardo-oscuro, x 130. 126. Ascosporas con apéndices apicales adheridos a detritos, x 855. 127-128. Ascosporas con siete células y apéndices apicales, x 855. Fotografías 117-118, 120 tomadas con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 121-128 con microscopía de contraste de campo oscuro, 122-124, 126, 127 teñidas con violeta de genciana.



Figs. 129-134. *Lulworthia grandispora*. 129. Ascoma subgloboso de color negro sobre el sustrato (flecha), x 27. 130. Ruptura basal del ascoma y liberación de las ascosporas por el ostiolo, x 85. 131. Detalle del cuello cilíndrico del ascoma color marrón oscuro y liberación de las ascosporas hialinas, x 188. 132. Ascosporas filiformes, x 134. 133. Detalle de la cámara apical donde se almacena una sustancia mucosa (flecha), x 800. 134. Detalle de la pared y del contenido citoplásmico de una ascospora, x 1,000. Figs. 135-139. *Lulworthia sp. 1*. 135. Ascoma globoso, marrón claro, x 40. 136. Ruptura del ascoma y liberación de ascosporas, x 19. 137. Detalle del poro apical por el que se secreta sustancia mucilaginosa (flecha), x 400. 138-139. Ascospora hialina (flecha), x 600. Fig. 140. *Lulworthia sp. 2*. Ascomas oscuros y globosos en el sustrato (flechas), x 13. Fotografías 131 tomada con microscopía de contraste diferencial de Nomarski, 137, 139 con contraste de campo oscuro y 132-134 teñidas con violeta de genciana.



Figs. 141-146. *Lulworthia* sp. 2. 141-142. Ascomas oscuros y globosos semi-inmersos en el sustrato, x 13, x 18. 143. Detalle del ascoma semi-inmerso en el sustrato mostrando un cuello ostiolado corto, x 85. 144. Ruptura lateral del ascoma y liberación de las ascosporas, x 112. 145. Grupo de ascosporas hialinas filiformes, x 400. 146. Detalle de la ascospora mostrando la cámara apical (flecha), x 600. Figs. 147-148. *Zalerion varia*. Mitosporas espirales color marrón, x 333. Figs. 149-150. *Savoryella lignicola*. 149. Ruptura en la base del ascoma globoso y liberación de las ascosporas, x 100. 150. Ascosporas triseptadas con células centrales pigmentadas y apicales hialinas (flecha), x 200. Figs. 151-152. **Anamorfo no identificado**. Conidiosporas marrón, x 360. Fotografías 144-146 tomadas con microscopía de contraste de campo oscuro.

5.3 Análisis de la diversidad de los ascomicetes

Abundancia. Las especies que obtuvieron un valor de porcentaje de abundancia mayor fueron: *Corollospora maritima* (40%), *Corollospora sp. 1* (12.5%) y *Zalerion varia* (10%), las cuales se consideran especies dominantes ya que tienen un valor de porcentaje de abundancia mayor a 10, valores de porcentaje de abundancia entre 2-10 se consideran especies comunes, y con valores de porcentaje de abundancia menores a 2 se consideran especies raras (Tabla 3).

Tabla 3. Abundancia de los ascomicetes marinos de las playas del estado de Tabasco.

TAXÓN	PLAYAS										TOT.	ABUN. 100%
	SM	TU	LU	DO	MP	PA	PO	SN	MI	BO		
<i>Corollospora maritima</i>	2	4	2	8	0	24	10	4	8	2	64	40.0
<i>Corollospora sp. 1</i>	0	0	0	4	0	2	12	0	2	0	20	12.5
<i>Zalerion varia</i>	2	0	2	2	2	0	0	2	2	4	16	10.0
<i>Torpedospora radiata</i>	2	4	0	0	0	0	0	4	0	0	10	6.3
Anamorfo no identificado	0	0	0	0	0	0	0	4	2	4	10	6.3
<i>Ceriosporopsis halima</i>	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	3.8
<i>Corollospora pulchella</i>	2	0	0	2	0	0	0	0	0	0	4	2.5
<i>Ceriosporopsis capillacea</i>	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2.5
<i>Corollospora gracilis</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	2	0	4	2.5
<i>Arenariomyces parvulus</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Arenariomyces trifurcatus</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Ascosacculus heteroguttulatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	1.3
<i>Corollospora pseudopulchella</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	1.3
<i>Corollospora sp. 2</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	1.3
<i>Corollospora sp. 3</i>	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Remispora galerita</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Savoryella lignicola</i>	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Lulworthia grandispora</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1.3
<i>Lulworthia sp. 1</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	1.3
<i>Lulworthia sp. 2</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	1.3
TOTAL DE INCIDENCIAS	24	12	4	18	4	26	22	18	20	12	160	100

 Especies raras

 Especies comunes

 Especies dominantes

Riqueza de especies. Los resultados del análisis de rarefacción mostró que la playa con mayor riqueza fue Sánchez Magallanes, siguiéndole la playa Miramar, y las que presentaron los valores más bajos fueron las playas Pico de Oro y Paraíso (Figura 153).

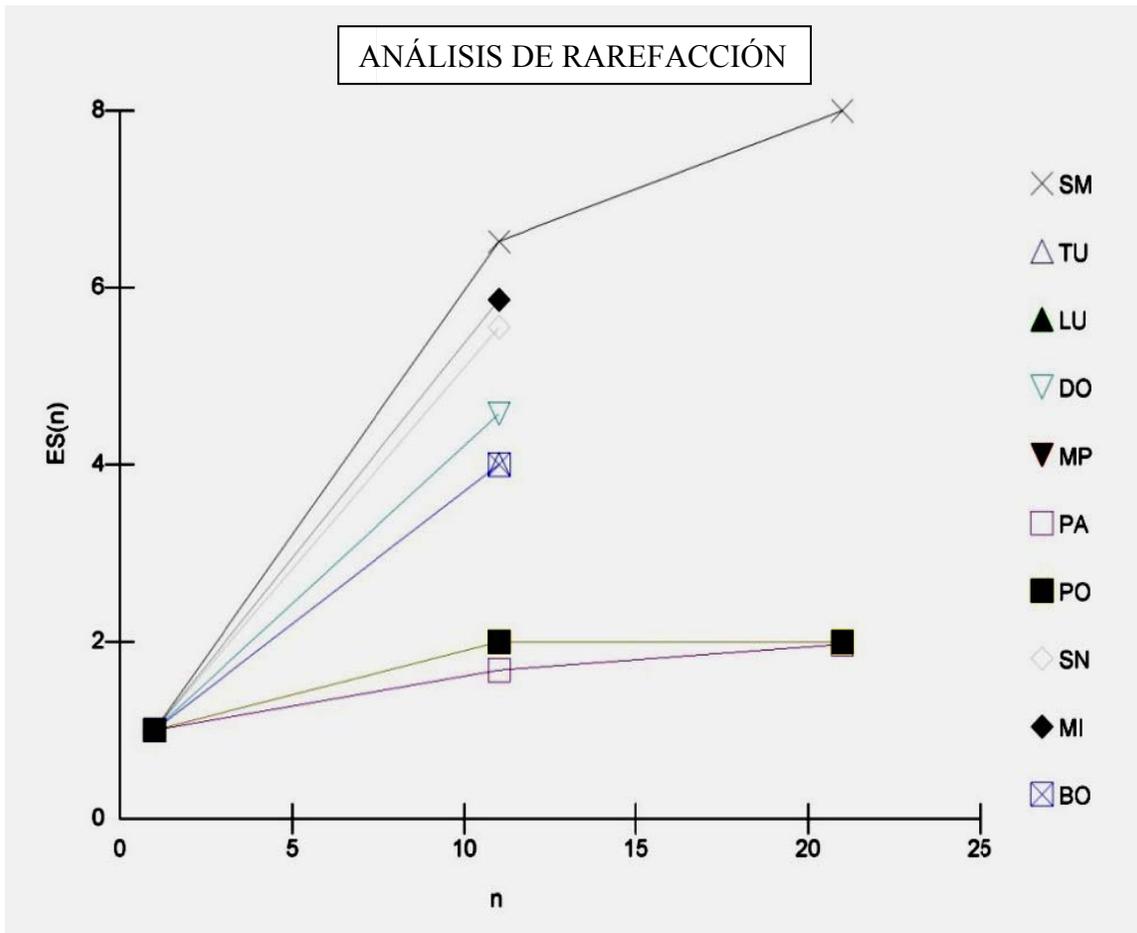


Fig. 153. Curvas de rarefacción de los ascomicetes que se encontraron en cada una de las diez playas situadas en el litoral del estado de Tabasco. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

*n= número de individuos, ES(n)= número de especies

Diversidad. Índice de Shannon-Wiener. Los resultados que se obtuvieron al calcular la diversidad de cada una de las diez playas del estado de Tabasco indican que la playa de Sánchez Magallanes fue la que tuvo el mayor valor, mientras que la playa de Paraíso el menor (Figura 154, Tabla 4).

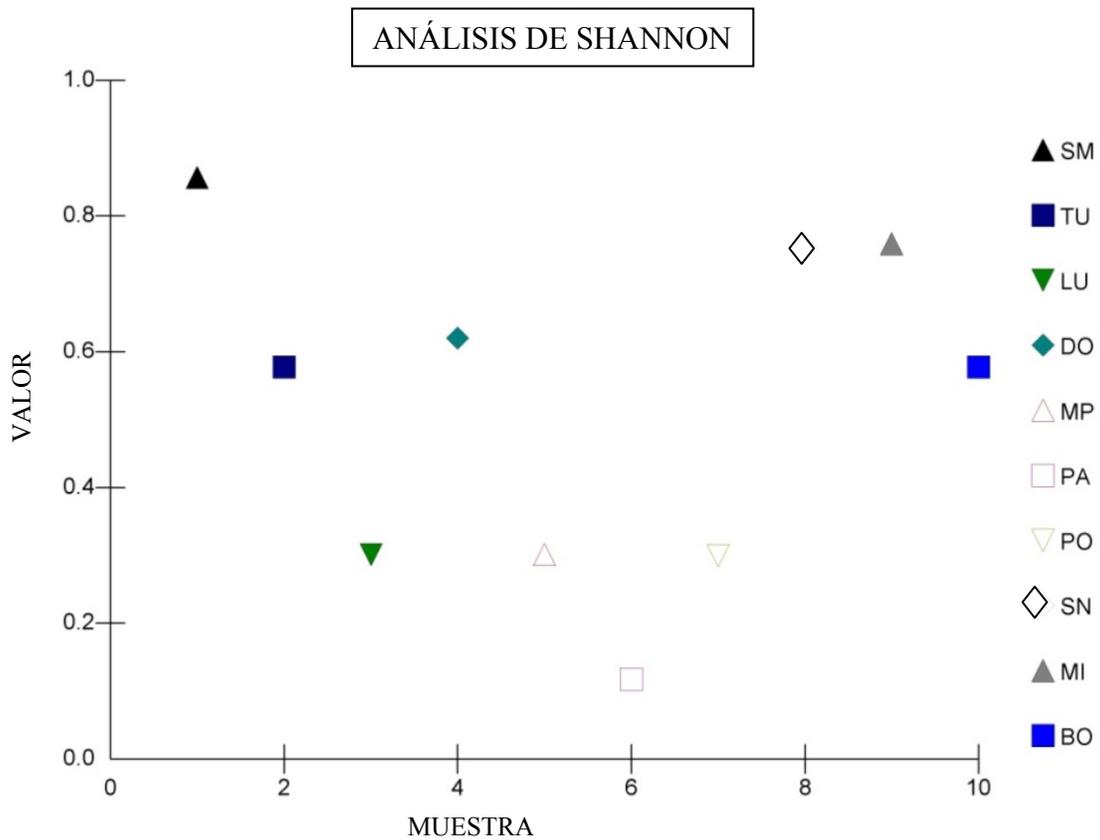


Fig. 154. Gráfica que muestra los valores de diversidad de las diez playas situadas en el litoral del estado de Tabasco, mediante el índice de Shannon-Weaver. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

Tabla 4. Valores generados al aplicar el índice de Shannon Weaver de las diez playas situadas en el litoral del estado de Tabasco. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

Índice	Playas									
	SM	TU	LU	DO	MP	PA	PO	SN	MI	BO
Shannon H' Log Base 10.	0.857	0.577	0.301	0.62	0.301	0.118	0.299	0.754	0.759	0.577
Shannon Hmax Log Base 10.	0.903	0.602	0.301	0.699	0.301	0.301	0.301	0.778	0.845	0.602
Shannon J'	0.948	0.959	1	0.887	1	0.391	0.994	0.968	0.898	0.959

Índice de Simpsons. Los resultados que se obtuvieron al aplicar el índice de diversidad de Simpsons indican que la playa de Paraíso fue en la que se obtuvo la menor diversidad y la mayor en Sánchez Magallanes (Figura 155, Tabla 5).

Tabla 5. Diversidad de los ascomicetes microscópicos de las diez playas del estado de Tabasco mediante el cálculo con el índice de diversidad de Simpsons. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

Índice	Playas									
	SM	TU	LU	DO	MP	PA	PO	SN	MI	BO
Diversidad Simpsons (D)	0.117	0.212	0.333	0.242	0.333	0.852	0.481	0.137	0.179	0.212
Diversidad Simpsons (1/D)	8.556	4.714	3	4.135	3	1.173	2.081	7.286	5.588	4.714

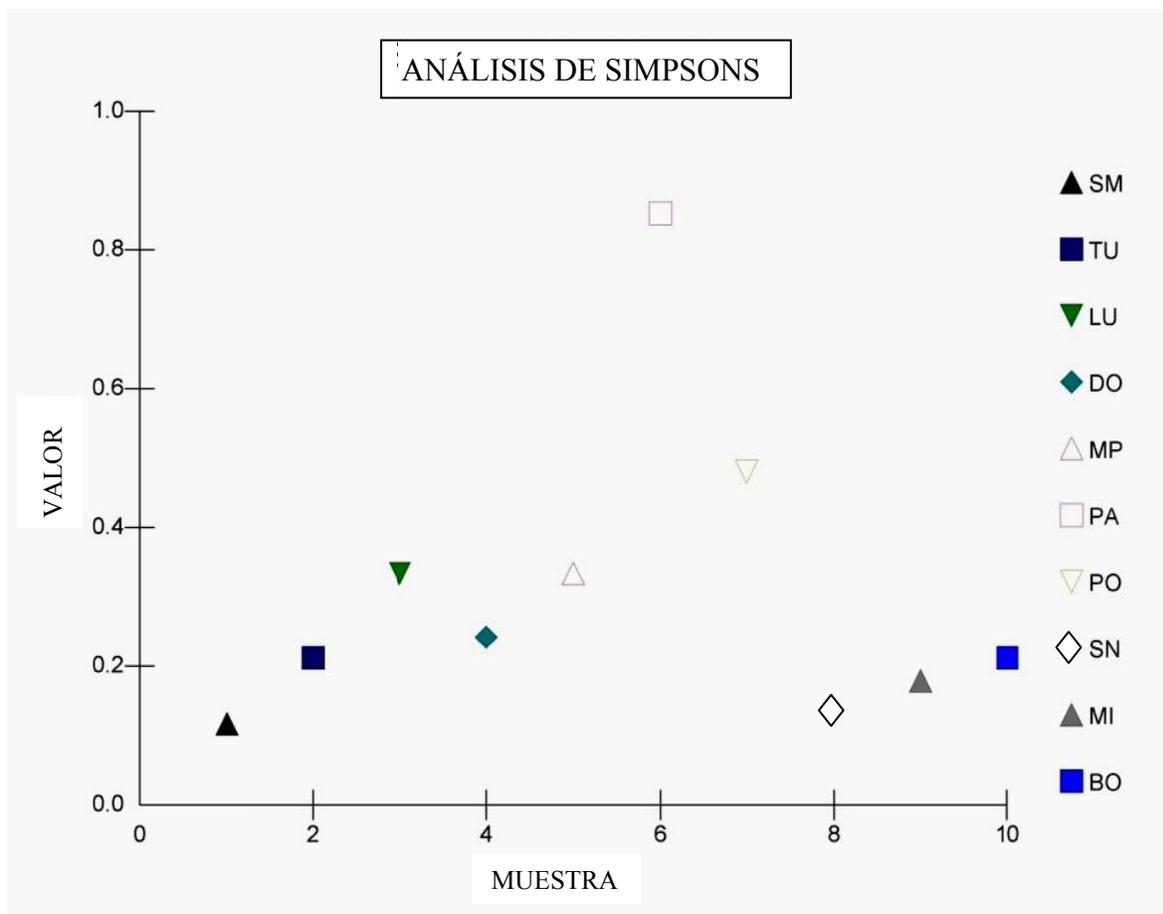


Fig. 155. Gráfica que muestra los valores de diversidad de las diez playas situadas en el litoral del estado de Tabasco al aplicar el índice de Simpsons. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

Similitud de comunidades. Las playas formaron tres grandes grupos (I, II y III), destacando el grupo III constituido únicamente por la playa Sánchez Magallanes siendo la menos similar al resto (20%). Las playas que tuvieron mayor similitud entre las comunidades de ascomicetes marinos arenícolas fueron las de Miramar y Dorada (63%) (Figura 156, Tabla 6).

Tabla 6. Valores de similitud entre las comunidades de los ascomicetes microscópicos de las diez playas del estado de Tabasco al aplicar el índice de Bray-Curtis. Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO).

Paso	Grupos	Distancia	Similitud
1	9	36.8421059	63.1578941
2	8	40	60
3	7	46.6666679	53.3333321
4	6	46.6666679	53.3333321
5	5	50	50
6	4	50	50
7	3	50	50
8	2	57.8947372	42.1052628
9	1	80	20

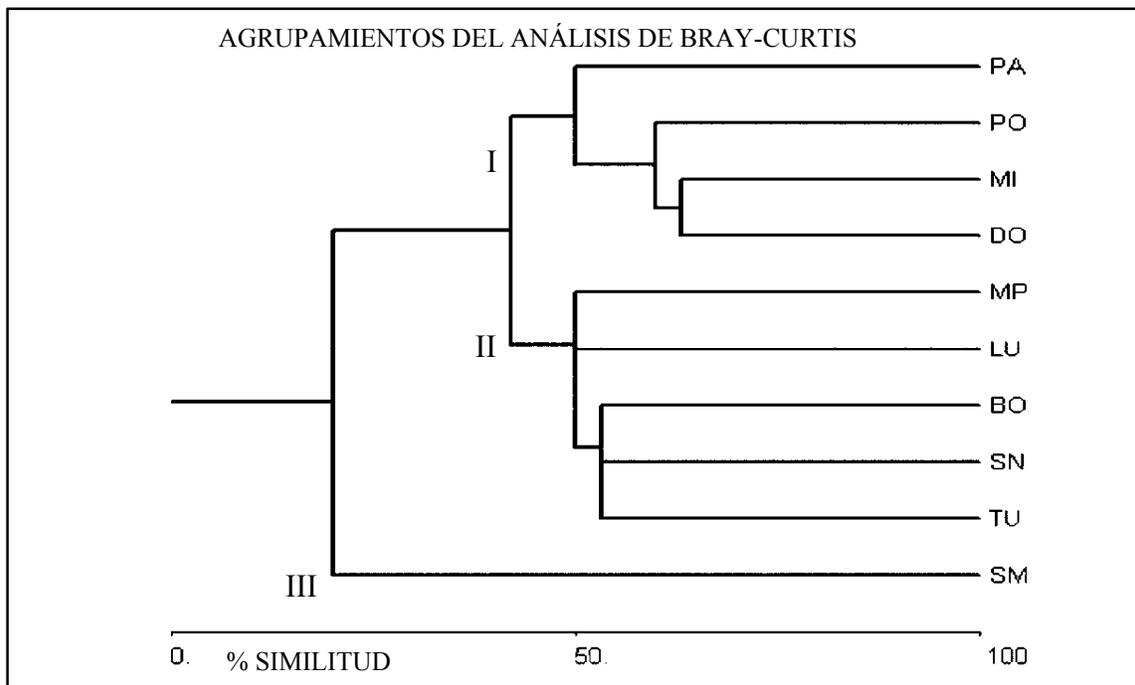


Fig. 156. Cladograma que se generó con base en los valores de frecuencia de cada especie y que muestra la similitud entre las comunidades de ascomicetes marinos arenícolas de diez playas del estado de Tabasco formando tres grandes grupos (I, II y III) con una similitud entre el grupo I y II de *ca.* 50%.

*Sánchez Magallanes (SM), Tupilco (TU), La Unión (LU), Playa Dorada (DO), Playa Mar de Plata (MP), Paraíso (PA), Pico de Oro (PO), Sin nombre (SN), Miramar (MI), El Bosque (BO)

La evaluación de la granulometría reveló que la textura de las playas estudiadas va principalmente de arena media a arena fina (Figura 157).

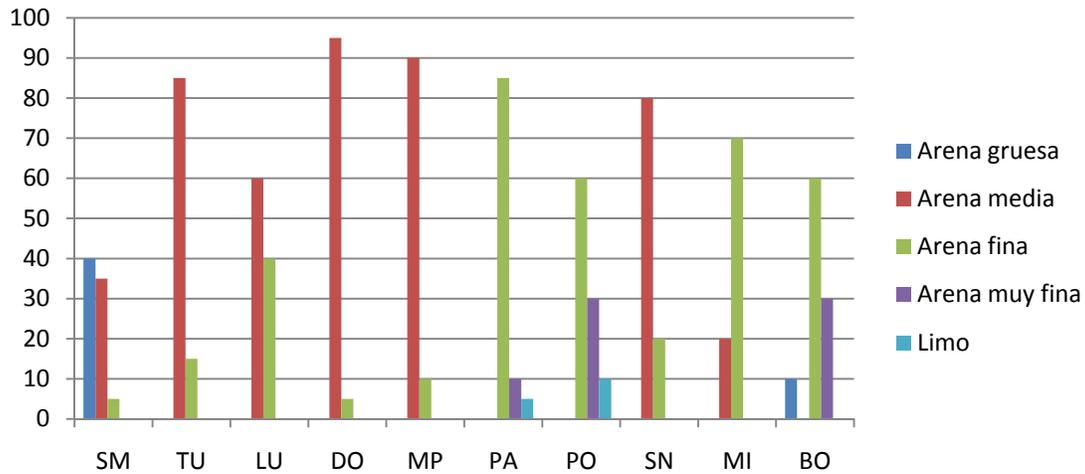


Fig. 157. Resultado del análisis de granulometría realizado para cada una de las playas estudiadas donde se observa la predominancia de arena media y fina.

*SM= Sánchez Magallanes, TU= Tupilco, LU= La Unión, DO= Dorada, MP= Mar de Plata, PA= Paraíso, SN= Sin nombre, MI= Miramar, BO= Bosque

6 DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

De un total de 20 especies de ascomicetes registrados en este estudio, 7 corresponden a especies propuestas como cosmopolitas (*Arenariomyces trifurcatus*, *Ceriosporopsis halima*, *Corollospora pulchella*, *Corollospora maritima*, *Savoryella lignicola*, *Torpedospora radiata* y *Zalerion varia*), y 6 a especies tropicales y/o subtropicales (*Arenariomyces parvulus*, *Ceriosporopsis capillacea*, *Corollospora gracilis*, *Corollospora pseudopulchella*, *Lulworthia grandispora* y *Remispora galerita*), resultado esperado, ya que debido a su localización geográfica, el estado de Tabasco posee atributos característicos de la zona tropical, como son: temperatura del mar y la vegetación aledaña a la costa (la cual representa un sustrato potencial para el desarrollo fúngico), todos ellos son factores que definen la distribución de estos organismos. En cuanto a las especies propuestas como cosmopolitas, se les ha registrado en todas las playas estudiadas alrededor del mundo, sin embargo un rango de distribución tan amplio indica que posiblemente a pesar de ser el mismo morfotipo, exista especiación críptica y se trate de un complejo de especies que a pesar de ser morfológicamente idénticas podrían poseer una variación genética muy grande, por lo que es necesario realizar un estudio detallado de genética de poblaciones para determinarlo. También hay que mencionar, que se obtuvo un ascomicete dulciacuícola (*Ascosacculus heteroguttulatus*), consistente con la cercanía a la desembocadura del sistema Grijalva-Usumacinta del punto de muestreo “El Bosque” (Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1979; Kohlmeyer, 1981; Kohlmeyer, 1983; Jones, 2000; Prasannarai y Sridhar, 2001; Rosique, *et. al.*, 2008).

Así mismo, de la micobiota recuperada de las playas, 18 hongos se encontraron en su estado meiospórico y sólo dos hongos se encontraron en su estado mitospórico. Kohlmeyer y Kohlmeyer (1971) señalan que en los meses cálidos del año prolifera más abundantemente el estado meiospórico. El muestreo se realizó dentro de estos meses cálidos, por lo que este resultado concuerda con dichas observaciones.

Con relación al desarrollo de las unidades de muestra, es sobresaliente que en poco más del 50% no se detectó desarrollo fúngico, lo cual probablemente se debe a la escasez de propágulos de estos hongos en el ambiente y dicho fenómeno se explique por las perturbaciones antropogénicas que han afectado a las poblaciones de hongos marinos arenícolas disminuyendo su abundancia. Sin embargo, no se cuenta con datos suficientes para afirmarlo.

Este estudio es una aportación al conocimiento de la diversidad y distribución de los ascomicetes marinos arenícolas de Tabasco, donde hasta la fecha no existía información en este campo, y también representa una aportación para su conocimiento en México y el mundo. De los 20 ascomicetes marinos obtenidos de la arena de las playas del estado de Tabasco, 19 son nuevos registros para el estado de Tabasco, cuatro son nuevos registros para el Golfo de México, y siete son nuevos registros para México (Tabla 3).

Las características de los ejemplares de 6 taxa colectados de las costas del estado de Tabasco, México (anamorfo no identificado, *Corollospora* spp. 1, 2, 3 y *Lulworthia* spp. 1, 2), no concuerdan con las de los protólogos correspondientes, por lo que se sospecha que podrían ser especies nuevas para la ciencia.

Las especies que presentaron mayor porcentaje de abundancia en las playas de Tabasco fueron: *Corollospora maritima* (40.0%), que se encontró en nueve playas, *Corollospora* sp. (12.5%), que se registró en cuatro playas, y el anamorfo *Zalerion varia*

(10), registrado en siete playas. Estos resultados se esperaban ya que *Corollospora maritima* y *Zalerion varia* además de ser hongos cosmopolitas, se les ha encontrado con altos valores de abundancia dominantes en otros estudios en México y alrededor del mundo.

Tabla. 3. Comparación de registros de las playas de Tabasco con estudios a nivel local y nacional.

HONGO	NUEVO REGISTRO			LOCALIDAD	REFERENCIAS
	MÉXICO	GOLFO DE MÉXICO	TABASCO		
<i>Arenariomyces trifurcatus</i>			X	Oaxaca, Yucatán y Quintana Roo	Kohlmeyer, 1986; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1971; Kohlmeyer, 1984
<i>Arenariomyces parvulus</i>			X	Quintana Roo	Volkman-Kohlmeyer y Kohlmeyer y Volkman-Kohlmeyer, 1989; González <i>et. al.</i> , 1998
<i>Ascosacculus heteroguttulatus</i>		X			Rosique, 2008
<i>Ceriosporopsis capillacea</i>	X				
<i>Ceriosporopsis halima</i>			X	Veracruz	González <i>et. al.</i> , 2000
<i>Corollospora gracilis</i>			X	Veracruz	González <i>et. al.</i> , 1998
<i>Corollospora maritima</i>			X	Quintana Roo, Veracruz, Jalisco, Colima, Oaxaca, Yucatán, Baja California Sur, Sonora, Campeche y Chiapas	Kohlmeyer, 1968; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1971; Kohlmeyer, 1984; González y Herrera, 1993; González <i>et. al.</i> , 1998
<i>Corollospora pseudopulchella</i>			X	Quintana Roo	González <i>et. al.</i> , 2000
<i>Corollospora pulchella</i>			X	Quintana Roo, Veracruz, Oaxaca y Colima	Kohlmeyer 1968, 1984; Hyde, 1992; González <i>et. al.</i> , 1998
<i>Corollospora</i> sp. 1	X				
<i>Corollospora</i> sp. 2	X				
<i>Corollospora</i> sp. 3	X				
<i>Remispora galerita</i>			X		Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1971
<i>Savoryella lignicola</i>		X	X	Colima	Hyde, 1992
<i>Torpedospora radiata</i>			X	Veracruz, Yucatán, Quintana Roo y Colima	Kohlmeyer, 1968; Kohlmeyer y Kohlmeyer, 1971, Kohlmeyer, 1984 y González <i>et. al.</i> , 1998
<i>Lulworthia grandispora</i>		X	X	Baja California Sur, Colima y Jalisco	Kohlmeyer, 1984; Hyde, 1992; González y Herrera, 1995
<i>Lulworthia</i> sp. 1	X				
<i>Lulworthia</i> sp. 2	X				
<i>Zalerion varia</i>		X	X	Jalisco	González y Herrera, 1995
Anamorfo 1	X				

Es interesante notar que en Sánchez Magallanes se obtuvo el único registro de *Ceriosporopsis halima*, con el valor de frecuencia de aparición más alto; dicho hongo se sabe que tiene un efecto antagónico con la especie *Lulworthia grandispora*, la cual también tuvo su único registro en dicha playa, con uno de los valores de frecuencia de aparición más bajos posiblemente al efecto antagónico que tiene *Ceriosporopsis halima* sobre dicha especie (Jones, 2000).

De acuerdo al análisis de rarefacción, al comparar el número estimado de especies colectadas con el tamaño de la muestra más pequeña, la playa con mayor riqueza es Sánchez Magallanes, seguida de Miramar, mientras que Paraíso obtuvo el valor más bajo al igual que Pico de Oro. Las curvas de Pico de oro y Paraíso casi se sobreponen, indicando que en ambas playas se acumularon especies de la misma forma.

La diversidad de ascomicetes marinos arenícolas registrada de las playas de Tabasco es baja si se compara con estudios contemporáneos realizados cerca de la misma latitud en que se encuentra el estado de Tabasco; es decir, realizados en el oeste de la India por ejemplo. Donde el valor de diversidad del índice de Simpsons es aproximadamente 0.9; para Tabasco, este valor oscila entre 0.2 y 0.5, con excepción de una playa (Prasannarai y Sridhar, 2003a,b). Si comparamos el valor del índice de Shannon, en India, es de 3.4-5, mientras que en Tabasco oscila entre 0.3 y 0.9. En cuanto al valor de equiparabilidad, se sabe que una distribución equitativa de los individuos entre los grupos de especies está asociada con un comportamiento no equilibrado, producido posiblemente por una perturbación, y esto se refleja en valores cercanos a uno. En el caso de las playas estudiadas, se observó una tendencia de la mayoría hacia valores cercanos e incluso iguales a 1 (La Unión y Mar de Plata), lo que nos indica que la poblaciones de los hongos marinos arenícolas son muy homogéneas ahí. Específicamente en el caso de las playas: La Unión y

Mar de Plata, el valor de equiparabilidad refleja la baja riqueza de especies. Ésto complementa los valores del índice de Shannon resaltando que en las playas de: La Unión, Mar de Plata y Pico de Oro, existe una diversidad baja y que los individuos registrados están uniformemente distribuidos (Tsui *et al.*,1998).

Comparada con la diversidad de hongos marinos arenícolas de otros estados de la República Mexicana que colindan con el litoral del Golfo de México, la diversidad del los hongos marinos arenícolas del estado de Tabasco no es tan alta como se esperaba; de 12 localidades repartidas entre los estados de Veracruz y Yucatán se reportaron 28 ascomicetes. Este resultado sugiere que posiblemente es necesaria la aplicación de otros métodos de muestreo para recuperar una mayor riqueza de especies. Pero también prepondera la posibilidad de que algún componente esté impactando negativamente a estos organismos, ya que no sólo se les registró con baja riqueza, sino también baja abundancia. En la composición edáfica de las playas predominan la magnetita e ilmenita, esta última contiene dióxido de titanio y partículas extrafinas genotóxicas que podrían afectar las células fúngicas afectando así a la micobiota que habita en dichas playas. Desgraciadamente no existe información al respecto, por ello es necesario realizar un estudio más detallado para evaluarlo (Cabrera-Ramírez y Carranza-Edwards, 2002; Bhattacharya *et al.* 2009).

En cuanto a la composición de la micobiota registrada en las playas de Tabasco, ésta resultó tener siete especies en común con las de las playas de los dos estados del Golfo anteriormente mencionadas. Pero si analizamos dichas especies seis son las llamadas cosmopolitas, por lo que esta similitud en la composición refleja dos posibilidades: la amplia distribución de estas especies en el Golfo de México o la posibilidad de que se trate de un complejo de especies morfológicamente muy similares.

En cuanto a la riqueza de especies en cada playa, se puede mencionar que Sánchez Magallanes fue la playa donde se registró la mayor número de especies; esto debido a que se encuentra cerca de la zona de la Laguna del Carmen y la desembocadura del río Coatzacoalcos (Veracruz), lo cual representa un aporte de abundantes sustratos vegetales, principalmente en época de lluvias, el cual coincidió con la fecha del muestreo. La riqueza más baja registrada fue en las playas de: La Unión, Paraíso, Pico de Oro y Mar de Plata (donde no se registró *Corollospora maritima*), con dos especies cada una, que puede ser explicado por la posición geográfica de dichas playas que coincide con los nuevos pozos petroleros Yaxche (Mar de Plata, Paraíso y Pico de Oro) y Teocalli (La Unión). Hyde (1988) reporta que con la presencia de hidrocarburos la diversidad de hongos marinos se ve reducida, y aunque durante el muestreo no se observó evidencia clara de la presencia de petroquímicos en las playas, no se evaluó dicha variable. Otro elemento que se detectó durante el análisis de granulometría, es un porcentaje alto de magnetita en la composición mineralógica de la arena, y aunque no existen estudios al respecto con los hongos marinos de las playas, podría ser un factor nuevo que influye en la diversidad de estos organismos, disminuyéndola, y que en investigaciones previas alrededor del mundo no había sido considerado ya que tradicionalmente sólo se habla de temperatura, disponibilidad-calidad de sustrato y en algunos casos salinidad (Jones, 2000).

De acuerdo al análisis de similitud, se formaron tres grandes agrupamientos: el primero constituido por las playas Paraíso, Pico de Oro, Miramar y Dorada, con cerca del 50% de similitud entre ellas. El segundo grupo está conformado por Mar de Plata, La Unión, Bosque, Sin Nombre y Tupilco, con también cerca del 50% de similitud entre ellas. Y el tercero por Sánchez Magallanes, con una similitud con los otros grupos de cerca del 20%. Sin embargo, la similitud entre los primeros dos grupos es de alrededor del 40%, por

lo que se puede decir que la composición de la micobiota entre playas es homogénea, lo cual se explica debido a que no hay barreras geográficas importantes entre playas. El caso de Sánchez Magallanes se explica debido a las condiciones únicas de la playa, ya que como antes se menciona, se encuentra muy cerca de la zona de lagunas costeras las cuales representan un importante aporte de sustratos.

Como se menciona en el capítulo de antecedentes, existen varias técnicas de muestro reportadas en la literatura para la obtención de los hongos marinos arenícolas. El método utilizado en este estudio, aunque no es un método específico, permite la recuperación de una gran diversidad (Kirk, 1983). Ésto se refleja en los resultados, donde se obtuvieron especies de hongos tanto arenícolas (*Corollospora* y *Arenariomyces*) como lignícolas (*Remispora* y *Ceriosporopsis*), y esto debido a que dentro de las cámaras húmedas se llegan a desarrollar ascomas tanto sobre el sustrato como sobre la arena. No existe metodología idónea para el estudio de la diversidad de los hongos de las playas; lo conveniente es la aplicación de varias técnicas que resultan complementarias. Sin embargo, por cuestión de tiempo y eficiencia; la elección del método de incubación de restos vegetales propuesta por Kohlmeyer y Kohlmeyer (1979) fue la adecuada para lograr cumplir con el período que otorga el posgrado para la realización del proyecto y la recuperación de la mayor diversidad posible en dicho período.

A pesar de que el uso de índices estadísticos es necesario para poder comparar resultados espacialmente, en la actualidad, no existen técnicas estandarizadas para medir la diversidad de los hongos microscópicos, dicho grupo representa un gran reto en términos de cuantificación, debido a su tamaño (unas cuantas micras) y abundancia (mayor que los grupos de organismos macroscópicos). Su riqueza no se puede conocer con precisión debido al gran número de hábitats y micohábitats que requieren ser estudiados. Para

cuantificar la diversidad de ascomicetes marinos arenícolas de forma representativa, es necesario desarrollar una metodología que permita evaluar estadísticamente los cambios que ésta sufra. Abordando dicha problemática para el reino de los hongos, Feest y colaboradores (2009) acertadamente sugieren la integración de varios análisis: composición, riqueza e equiparabilidad, para representar mejor el estado real de la biodiversidad fúngica. Por todo lo anterior y por el hecho de que actualmente la biodiversidad no puede ser encapsulada en un sólo número, en esta investigación se aplicaron varios índices para representar distintos aspectos de los datos, y aunque la riqueza (especies por unidad de área) es considerada por algunos autores como una manera útil y rápida para estudiar la biodiversidad es poco informativa y su interpretación se complementa mediante la aplicación de índices de diversidad. El valor de abundancia, también tiene un rango de error, debido a que no se tiene la certeza de que los cuerpos fructíferos presentes en las muestras son clones del mismo individuo, individuos o una mezcla de ambos. Finalmente, los resultados de la presente investigación están basados en observaciones realizadas de las cámaras húmedas donde los registros constituyen la presencia de un ascoma con ascosporas maduras en su interior (ya que esto permite su identificación), lo cual es una limitante ya que no se registra ni cuantifica toda la micobiota presente en la unidad de muestra, por ejemplo los hongos que no desarrollaron estructuras reproductivas y sólo formaron micelio (Hyde y Hawkworth, 1997).

En cuanto a la selección de un área de estudio, la micobiota de las playas del estado de Tabasco se encontraba completamente desconocida; es un estado en cuyo litoral se llevan a cabo diversas actividades por lo que la posibilidad de una pérdida silenciosa de biodiversidad de hongos marinos arenícolas le confiere carácter de prioritario a su estudio, además cuenta con una amplia red de carreteras que permitió el acceso a las playas. El

tamaño de las muestras se fue el mínimo necesario, sin embargo la micobiota de las playas de Tabasco no quedó completamente representada.

El cultivo de los hongos marinos de las playas está pobremente estudiado y documentado. Hyde (1987), reportó la dificultad de lograr el crecimiento y la esporulación de los hongos marinos en cultivo. En esta investigación se logró aislar seis taxa que corresponden a *Corollospora maritima*, *Torpedospora radiata*, *Arenariomyces triseptatus*, *Lulworthia* sp. 2, *Lulworthia* sp. 3, *Zalerion* y un anamorfo.

El uso y la conservación de los hongos marinos arenícolas requieren del conocimiento de su biodiversidad y distribución geográfica. Las actividades antropogénicas que se llevan a cabo, tanto en la zona terrestre como en la marítima, podrían estar afectando y amenazando las poblaciones de los hongos marinos arenícolas, ya que estos habitan en la interface entre ambos ambientes. Pero la falta de conocimiento y escasos estudios no permiten aún llegar a una aseveración, por lo que es necesario realizar estudios de la micobiota de los litorales de México, especialmente aquellos fuertemente impactados por actividades antropogénicas. Para el manejo de playas arenosas marinas, debería tomarse en cuenta la ecología de estos organismos (Steinke y Lubker, 2003). Por tal razón es necesario continuar con el estudio de los hongos marinos arenícolas de las costas, para así contribuir a su conservación y al conocimiento de la biodiversidad de México (González *et. al.*, 2001).

7 BIBLIOGRAFÍA

- Adbel-Wahab MA, Jones EBG, Vrijmoesd LLP (1999) *Halosapheia kandeliae* sp. nov. on intertidal bark of the mangrove tree *Kandelia candelin*. Mycol. Res. 103:1500-1504
- Adbel-Wahab MA, Nagahama T, Abdel-Aziz FA (2009) Two new *Corollospora* species and one new anamorph based on morphological and molecular data. Mycoscience 50:147-155
- Bhattacharya K, Davoren M, Boertz J, Schins RPF, Hoffmann E, Dopp E (2009) Titanium dioxide nanoparticles induce oxidative stress and DNA-adduct formation but not DNA-breakage in human lung cells. Partic. Fib. Toxicol. 6:17-27
- Barghoorn ES, Linder DH (1944) Marine Fungi: their taxonomy and biology. Farlowia 1:95-467
- Barron GL (1971) Soil fungi. Methods in microbiology (ed. Booth C) Academic Press New York
- Brown AC, McLachlan A (1994) Ecology of sandy shores. Elsevier
- Cabrera-Ramírez, MA, Carranza-Edwards A (2002) The beach environment in México as a potential source of placer minerals. Marine Georesources and Geotechnology 20:187-198
- Campbell J (2005) Neotypification of *Lulworthia fucicola*. Mycologia 97:549-551
- Campbell J, Volkmann-Kohlmeyer B, Grafenhan T, Spatafora JW, Kohlmeyer J (2005) A re-evaluation of Lulworthiales: relationships based on 18s and 28s rDNA. Mycol. Res. 109:556-568

- Carranza-Edwards A, Caso-Chávez (1994) Zonificación del perfil de playa. *Geo UNAM*. 2:26-32
- Carranza- Edwards A (1997) La granulometría y su uso en estudios geoquímicos y ambientales. *Actas INAGEO Instituto Nacional de Geoquímica AC*. 3:235-243
- Carranza Edwards A (2005) Consideraciones ambientales del litoral en el Golfo de México. Primer Encuentro Internacional del Mar, Coatzacoalcos, 1º. al 5 de junio
- Carranza-Edwards A, Rosales-Hoz L, Caso Chávez M, Morales de la Garza E. *Environmental Geology of the Coastal Zone*
www.hartheresearchinstitute.org/ebook/ch18-environmental-geology.pdf
- Carranza-Edwards A (en prensa) Causas y Consecuencias de la Erosión de playas. Contribución del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología”, dentro del volumen de Interacciones académicas en la UNAM por México, conmemorando el año de ciencias de la Tierra. “Publica tu Obra” Universidad Nacional Autónoma de <http://www.tuobra.unam.mx>
- Clark KR, Watwick RM (1994) Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation. Plymouth Marine Laboratory, Plymouth, United Kingdom
- Dirzo R, Raven PH (1994) Un inventario biológico para México. *Bot. México* 55:29-34
- Enríquez D, González MC, Ruíz G, Núñez R, Delgado Y (2003) *Serie Oceanológica*. 1-9
- Eriksson OE, Winka K (1997) Órdenes y taxa más altos de Ascomycota. *Myconet* 1:1-16
<http://www.ekbot.umu.se/pmg/outline>
- Farrant C, Hyde K, Jones EBG (1985) Further studies on lignicolous marine fungi from Danish sand dunes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 85:164-167

- Feest A, Aldred TD, Jedamzik K (2009) Biodiversity quality: a paradigm for biodiversity, and change in biodiversity, to be measured. Nature Precedings. Publicación en línea <http://precedings.nature.com/documents/3205/version/1>
- Figueira D, Barata M (2007) Marine fungi from two sandy beaches in Portugal. *Mycologia* 99:20-23
- García E (2004) Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Instituto de Geografía, UNAM México
- Glenn AE, Bacon CW, Price R, Hanlin RT (1996) Molecular phylogeny of *Acremonium* and its taxonomic implications. *Mycologia* 88:369-383
- Goh T, Hanlin RT (1994) Ascomal development in Melanosporazamiae. *Mycologia* 86:357-370
- González MC, Herrera T (1993) Micromicetes endopsamófilos de Barrera de Navidad, Jalisco, México. *Rev. Mex. Mic.* 9:19-33
- González MC, Herrera T (1995) Micromicetos marinos lignícolas de la laguna costera Barra de Navidad, estado de Jalisco, México. *Rev. Mex. Mic.* 11:145-154
- González MC, Herrera T, Ulloa M, Hanlin RT (1998) Abundance and diversity of microfungi in three coastal beaches of Mexico. *Mycoscience* 39:115-122
- González MC, Hanlin RT, Herrera T, Ulloa M (2000) Fungi colonizing hairbaits from three coastal beaches of Mexico. *Mycoscience* 41:59-262
- González MC, Hanlin RT, Ulloa M (2001) A checklist of higher marine fungi of Mexico. *Mycotaxon* 80:241-253
- González MC, Hanlin RT (2008) Distribution and occurrence of Ascomycetes in Mexico. *North American Fungi* 37:139-145

- Gotelli NJ, Colwell RK (2001) Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecol. Lett.* 4:379-391
- Georgopoulos A (1978) Deep-freeze preservation of fungi in liquid nitrogen as a basis for standardized inocula. *Mykosen* 21:19-23
- Guzmán G (1998) Inventorying the fungi of Mexico. *Biodivers. Conserv.* 7:369-384
- Hawksworth DL (1991) The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. *Mycol. Res.* 95:641-655
- Herrera T, Ulloa M (1998) *El Reino de los Hongos, Micología básica y aplicada*. Fondo de Cultura Económica. México
- Herrera T, Ulloa M (2006) *Nuevo Diccionario Ilustrado de Micología*. APS Press. EUA
- Hyde KD, Farrant C, Jones EBG (1987) Isolation and culture of marine fungi. *Bot. Mar.* 30:291-303
- Hyde KD (1989) Ecology of tropical marine fungi. *Hydrobiologia* 178:199-208
- Hyde KD (1992) Fungi from decaying intertidal fronds of *Nypa fruticans*, including three new genera and four new species. *Bot. J. Linn. Soc.* 110:95-110
- Hyde KD, Hawksworth DL (1997) Measuring and Monitoring the Biodiversity of Microfungi. En: *Biodiversity of Tropical Microfungi* (ed. Hyde KD). Hong Kong University Press, Hong Kong
- Hyde KD, Goh TK (1998a) Fungi on submerged wood in Lake Barrine, north Queensland, Australia. *Mycol. Res.* 102:739-749
- Hyde KD, Fröhlich J, Taylor JE (1998b) Fungi from palms. XXXVI. Reflections on unitunicate ascomycetes with apiospores. *Sydowia* 50:21-80
- Hyde KD, Jones EBG, Leaño E, Pointing BS, Poonyth DA, Vrijmoed LLP (1998c) Role of fungi in marine ecosystems. *Biodivers. Conserv.* 7:1147-1161

- Hyde KD, Goh TK, Lu BS, Alias SA (1999a) Eleven new intertidal fungi from *Nypa fruticans*. Mycol. Res. 103:1409-1422
- Hyde KD, Ho Wai-H, Tsui KM, Clement M (1999b) The genera *Aniptodera*, *Halosarpheia*, *Nais* and *Phaeonectriella* from freshwater habitats. Mycoscience 40:165-183
- Hyde KD, Sarma VV, Jones EBG (2000) Morphology and taxonomy of higher marine fungi. En: (eds. Hyde KD, Pointing SB) Marine Mycology; A Practical Approach
- INEGI (1999) Síntesis de Información Geográfica del Estado de Tabasco
- Johnson TW, Sparrow F (1961) Fungi in Oceans and Estuaries (ed. Weinheim J) New York
- Jones EBG, Johnson RG, Moss ST (1982) Taxonomic studies of the Halosphaeriaceae: *Corollospora* Wendermann. Bot. Mar. 27:129-143
- Jones EBG, Mitchell JL (1996) Biodiversity of marine fungi. En: Biodiversity: International Biodiversity Seminar (eds. Cimerman A, Gunde-Cimerman N) National Institute of Chemistry and Slovenia National Commission for UNESCO, Ljubljana, Slovenia
- Jones EBG (2000) Marine fungi: some factors influencing biodiversity. Fungal Div. 4:53-73
- Jones EBG, Chatmal I, Pang KL (2006) Two new genera of the Halosphaeriaceae isolated from marine habitats in Thailand: *Pseudoligninicola* and *Thalespora*. Nov. Hedwig. 83:219-232
- Jones EBG, Sakayaroj J, Suetrong S, Somrithipol S, Pang KL (2009) Classification of marine Ascomycota, anamorphic taxa and Basidiomycota. Fungal Div. 35:1-187
- Kirk PW (1983) Direct enumeration of marine arenicolous fungi. Mycologia 75:670- 682

- Kirk PW, Gordon AS (1988) Hydrocarbon degradation by filamentous marine higher fungi
Mycologia 80:776-782
- Kirk PM, Cannon PF, David JC, Stalpers JA (2009) Ainsworth and Bisby's Dictionary of
the Fungi, 10th Edition. CABI Publishing
- Koch J (1974) Marine fungi on driftwood from the west coast of Jutland, Denmark. Fortrik
af Friesia 3:09-250
- Koch J, Jones EBG (1984) *Lulworthia lignoarenaria*, a new piromycete from costal sands.
Mycotaxon 2:389-395
- Koch J (1986) Some lignicolous marine fungi from Thailand including 2 new species.
Nordie. J. Bot. 6:479-499
- Koch J, Pang KL, Jones EBG (2007) *Rostrupiella danica* gen. et sp. nov., a *Lulworthia*-like
marine lignicolous species from Denmark and the USA. Bot. Mar. 50:1-8
- Kohlmeyer J (1962) *Corollospora maritima* Werderm. Ein Ascomycet. Br. Dtsch. Bot.
Ges. 75:125-127
- Kohlmeyer J (1968) A new *Trematosphaeria* from roots of *Rhizophora racemosa*.
Mycopathology Mycol. Appl. 34:1-5
- Kohlmeyer J (1969) Marine fungi of Hawaii including the new genus *Helicascus*. Can. J.
Bot. 47:1469- 1487
- Kohlmeyer J (1974) On the definition and taxonomy of higher marine fungi. Veroff. Inst.
Meeresforsch. Bremerh. Suppl. 5:263-281
- Kohlmeyer J (1976) Marine fungi from South America. Mitt. Inst. Colombo-Alemán.
Invest. Cient. 8:33-39
- Kohlmeyer J (1976) Marine Fungi from South Africa. Mitt. Inst. Colombo-Aleman Invest.
Cient. 8:33-39

- Kohlmeyer J (1980) Marine Fungi from Martinique. *Can. J. Bot.* 59:1314-1321
- Kohlmeyer J (1981) Marine fungi from Easter Island and notes on *Thalassoascus*.
Mycologia 5:833-843
- 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, Kohlmeyer E (1971) Marine fungi from tropical America and Africa.
Mycologia 63:831-861
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E (1972) Permanent microscopic mounts. *Mycologia* 64:666-669
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E (1977) Bermuda marine fungi. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 68:207-
219
- Kohlmeyer J, Kohlmeyer E (1979) *Marine Mycology The Higher Fungi*. Academic Press.
Nueva York
- Kohlmeyer J (1986) Taxonomic studies of the marine Ascomycotina. En: *The Biology of
Marine Fungi* (ed. Moss ST) Cambridge University Press
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B (1987) Reflections on the genus *Corollospora*
(Ascomycetes). *Trans. Br. Mycol. Soc.* 88:181-188
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B (1989a) *Corollospora armoricana* sp. nov. an
arenicolous ascomycete from Brittany (France). *Can. J. Bot.* 67:1281-1284
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B (1989b) Hawaiian marine fungi including two new
genera of Ascomycotina. *Mycol. Res.* 92:410- 421
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B (1991a) Illustrated key to the filamentous higher
marine fungi. *Bot. Mar.* 34:1-61
- Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B (1991b) *Nohea umiumi*, a new marine ascomycete
from Hawaii and French Polynesia *Syst. Ascomyc.* 10:121-126

- Kohlmeyer J, Spatafora JUW, Volkmann-Kohlmeyer B (2000) Lulworthiales, a new order of marine Ascomycota. *Mycologia* 92:453-458
- Lara-Lara JR, Arreola-Lizárraga JA, Calderón-Aguilera LE, Camacho-Ibar VF, de la Lanza-Espino G, Escofet-Giansone A, Espejel-Carbajal MI, Guzmán-Arroyo M, Ladah LB, López-Hernández M, Meling-López EA, Moreno-Casasola P, Reyes-Bonilla H, Ríos-Jara E, Zertuche-González JA (2008) Los ecosistemas costeros, insulares y epicontinentales. En: *Capital Natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad*. CONABIO, México
- Ley General de Vida Silvestre. 2007. Diario Oficial de la Federación. Cámara de Diputados del H. Congreso de la Unión.
- Liberra K, Lindequist C (1995) Marine fungi: a prolific resource of biologically active natural products? *Pharmazie* 50:553-555
- Luo J, Yin J, Cai L, Zhang K, Hyde KD (2004) Freshwater fungi in Lake Dianchi, a heavily polluted lake in Yunnan, China. *Fungal Divers.* 16:93-112
- Koleff P, Soberón J, Arita HT, Dávila P, Flores-Villela O, Golubov J, Halffter G, Lira-Noriega A, Moreno CE, Moreno E, Murguía M, Munguía M, Navarro-Sigüenza AG, Téllez O, Ochoa-Ochoa L, Peterson AT, Rodríguez P. (2008) Patrones de diversidad espacial en grupos selectos de especies. En: *Capital Natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad*. CONABIO, México
- Llorente-Bousquets J, Ocegueda S (2008) Estado del conocimiento de la biota de México. En: *Capital Natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad*. CONABIO, México
- Maddison DR, Schulz K, Maddison WP (2007) The Tree of Life Project. *Zootaxa* 1662:19-

- Nakagiri A (1982) A new marine ascomycete and its anamorph from Japan. *Trans. Mycol. Soc. Japan.* 23:101-110
- Nakagiri A, Tubaki K (1986) Ascocarp peridial wall structure in *Corollospora* and allied genera on Halosphaeriscae. En: *The Biology of Marine Fungi* (ed. Moss ST) Cambridge University Press
- Nakagiri A, Tokura R (1987) Taxonomic studies of the genus *Corollospora* (Halosphaeriaceae, Ascomycotina) with descriptions of seven new species. *Trans. Mycol. Soc. Jpn.* 28:413-436
- PEMEX (2008) Proyectos Estratégicos www.pemex.com
- Prasannarai K, Sridhar KR (1997) Effect of incubation period of driftwood on the occurrence of marine fungi. *Indian J. Mar. Sci.* 26:380-382
- Prasannarai K, Sridhar KR (2000) Observations on intertidal marine fungi of islands adjacent to the west coast of India. *Kavaka* 28 & 29:27-33
- Prasannarai K, Sridhar KR (2001) Diversity of higher marine fungi on woody substrates along the west coast of India. *Curr. Sci.* 81:304-311
- Prasannarai K, Sridhar KR (2003a) Abundance and diversity of marine fungi on intertidal woody litter of the west coast of India on prolonged incubation. *Fungal Divers.* 14:127-141
- Prasannarai K, Sridhar KR (2003b) Fungal assemblage and diversity on periodically sampled intertidal woody litter. *Indian J. mar. sci.* 32:329-333
- Prasannarai K, Ananda K, Sridhar KR (1999) Intertidal Fungi in Mangalore Harbour, Southern India. *Bot. Mar.* 42:117-122
- Raghu-Kumar S (1986) Some interesting lignicolous marine fungi from the West Coast of India. *Kavaka* 14:77-80

- Rees G, Johnson R, Jones E (1979) Lignicolous marine fungi from Danish sand dunes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 72:99-106
- Rodman JE (2007) Reflection on the PEET, the Partnerships for Enhancing Expertise in Taxonomy. *Zootaxa* 1668:41-46
- Rosique-Gil E, MC González, Cifuentes J (2008) New records of three freshwater ascomycetes from an urban lagoon of Tabasco, Mexico. *Mycotaxon* 105:249-256
- Sgueros PL, Simms J (1964) Role of marine fungi in the biochemistry of the oceans. *J. Bact.* 88:346-355
- Shannon CE, Weaver W (1949) *The mathematical theory of communication*. University of Illinois Press, Urbana
- Simpsons EH (1949) Measurement of diversity. *Nature* 163-688
- Spatafora JW, Volkmann-Kohlmeyer B, Kohlmeyer J (1998) *Am. J. Bot.* 85:1569-1580
- Steinke TD, Lubker RA (2003) Arenicolous marine fungi from southern Africa. *South. Afr. J. Bot.* 69:540-545
- Sundari R, Vikineswary S, Yusoff M, Jones EBG (1996) *Corollospora besarispora*, a new arenicolous marine fungus for Malaysia. *Mycol. Res.* 100:1259-1262
- Surajit D, Lyla PS, Ajmal KS (2006) Marine microbial diversity and ecology: importance and future perspectives. *Curr. Sci.* 90:1325-1335
- Tsui K, Sally CF, Hodgkiss IJ, Hyde KD, Pooyth AD, Taylor JE (1998) The effect of human disturbance on fungal diversity in the tropics. *Fungal Divers.* 1:19-26
- Tubaki K (1968) Studies on the Japanese marine fungi lignicolous group II. *Publ. seto Mar. Biol. Lab.* 5:357-372
- Volkmann-Kohlmeyer B, Kohlmeyer J (1993) Biogeographic observations on Pacific marine fungi. *Mycologia* 85:337-346

- Whalley M, Ju YM, Rogers D, Whalley AJS (2000) New xylariaceous fungi from Malaysia. *Mycotaxon* 74:141- 150
- Whittaker RH (1959). On the broad classification of organisms. *Quart. Rev. Biol.* 34:210-226
- Winston JE (2007) Archives of a small planet: The significance of museum collections and museum-based research in invertebrate taxonomy. *Zootaxa* 1668:47-54
- Woese CR, Kandler O, Wheelis ML (1990) Towards a natural system of organisms: proposal for the domains Archaea, Bacteria, and Eucarya. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 87:4576-4579
- Zvereva LV (2009) Arenicolous Mycelial Fungi from the Littoral of the Vostok Bay (Peter the Great Bay, the Sea of Japan). *Microbiology* 78:498-5